Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems

Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida

Bearbeiter: W. Foissner, H. Berger, F. Kohmann

Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft ISSN 0176-4217
Heft 5/92 Loseblattsammlung, 502 S., 1730 Abb., 85 Tab. **München, August 1992**

Die Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft erscheinen in loser Folge, behandeln aktuelle Themen und Fragestellungen der Wasserwirtschaft und dienen in erster Linie der Unterrichtung der Behörden der bayerischen Wasserwirtschaftsverwaltung. Dritte können die Schriften - solange der Vorrat reicht - gegen eine Schutzgebühr erwerben.

Herausgeber: Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft, Lazarettstr. 67, 8000 München 19
Autoren: Univ.-Prof. Dr. Wilhelm **Foissner**, Institut für Zoologie der Universität Salzburg
Dr. Helmut **Berger**, Institut für Zoologie der Universität Salzburg
Dr. Fritz **Kohmann**, Oberregierungsrat am Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft
Bildnachweis: Sämtliches Bildmaterial aus Archiv Prof. Dr. Foissner, Salzburg
Druck: Bartels & Wernitz, München
Für den Druck wurde umweltfreundliches, chlorfrei gebleichtes Papier verwendet.
Bezug: Bezug beim Herausgeber

Nachdruck und Wiedergabe - auch auszugsweise - nur mit Genehmigung des Herausgebers

---

Für nomenklatorische Zwecke ist aus diesem Band wie folgt zu zitieren:
Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F. (1992): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 5/92, 502 pp.

Vorwort

Im vergangenen Jahr erschien der erste Band der Reihe "Taxonomische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems" als Heft 1/91 der Informationsberichte unseres Hauses. Die Publikation erfreut sich erwartungsgemäß einer starken Nachfrage und bestätigt damit die Notwendigkeit der in Angriff genommenen Arbeit. In Fortführung dieses Werkes kann nunmehr der zweite Band vorgelegt werden.

Auch hier wird der Beschreibung der einzelnen Arten ein allgemeiner Teil vorangestellt. Während im ersten Band die Probenahme und Untersuchung der Ciliaten bei der Bestimmung der Gewässergüte ausführlich beschrieben wurde, zeigt diese Veröffentlichung den lang unterschätzten Beitrag der Ciliaten zum Stoff- und Energiehaushalt eines Gewässers auf.

Der spezielle Teil ist schwerpunktmäßig den festsitzenden Wimpertierchen gewidmet, die allen Fachleuten der Wasserwirtschaft als weiße Beläge nach stark organisch belasteten Einleitungen bekannt sind. Es werden in diesem Band 51 Arten aus 20 Gattungen der Unterklasse Peritricha (Glockentierchen) nach dem derzeitigen Wissensstand beschrieben. Jede Art wird durch Originalzeichnungen bzw. -fotographien dokumentiert.

Mit der Veröffentlichung dieses Bandes steht somit ein weiteres wichtiges Hilfsmittel im Rahmen der biologischen Gewässer- und Kläranlagenuntersuchung zur Verfügung.

Allen, die an dieser Arbeit mitgewirkt haben, sei an dieser Stelle besonders gedankt.

Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft
München, im Juni 1992



Prof. W. Brenner
Präsident

INHALTSVERZEICHNIS

VORWORT

INHALTSVERZEICHNIS, SAPROBIELLE EINSTUFUNG UND PAGINATION DER IM BAND II BEHANDELTEN ARTEN

1 **EINLEITUNG** 9
2 **KONVERSIONSFAKTOREN, PRODUKTIVITÄT, NOMENKLATUR** 11

2.1 **Konversionsfaktoren** 11

2.2 **Produktivität** 14
2.2.1 Komponenten des Stoff- und Energiehaushaltes 15
2.2.2 Abundanzen und Biomassen 21
2.2.3 Stoff- und Energiebilanzen 34

2.3 **Einführung in die zoologische Nomenklatur** 42

3 **HINWEISE ZUM GEBRAUCH DER REVISION** 45

4 **TAXONOMIE UND ÖKOLOGIE DER ARTEN** 47

4.1 **Unterklasse Peritrichia** 47

Gattung *Vorticella* (11 Arten) 59
Gattung *Pseudovorticella* (2 Arten) 125
Gattung *Carchesium* (2 Arten) 137
Gattung *Zoothamnium* (3 Arten) 152
Gattung *Opercularia* (3 Arten) 168
Gattung *Epistylis* (9 Arten) 182
Gattung *Campanella* (1 Art) 225
Gattung *Ophrydium* (4 Arten) 232
Gattung *Rhabdostyla* (1 Art) 246
Gattung *Scyphidia* (1 Art) 249
Gattung *Cothurnia* (1 Art) 251
Gattung *Lagenophrys* (1 Art) 256
Gattung *Platycola* (1 Art) 259
Gattung *Pyxicola* (1 Art) 270
Gattung *Thuricola* (3 Arten) 273
Gattung *Vaginicola* (2 Arten) 283
Gattung *Astylozoon* (2 Arten) 289
Gattung *Hastatella* (1 Art) 295
Gattung *Opisthonecta* (1 Art) 299
Gattung *Trichodina* (1 Art) 304

4.2 **Ordnung Heterotrichida** 313

Gattung *Spirostomum* (4 Arten) 317
Gattung *Stentor* (8 Arten) 338
Gattung *Blepharisma* (2 Arten) 382
Gattung *Pseudoblepharisma* (1 Art) 388
Gattung *Linostoma* (1 Art) 390
Gattung *Climacostomum* (1 Art) 394
Gattung *Metopus* sensu lato (*Metopus*, *Bothrostoma*, *Brachonella*; 7 Arten) 400
Gattung *Tropidoatractus* (1 Art) 420
Gattung *Caenomorpha* (4 Arten) 424

4.3 **Ordnung Odontostomatida** 435

Gattung *Pelodinium* (1 Art) 437
Gattung *Epalxella* (4 Arten) 440
Gattung *Saprodinium* (2 Arten) 446
Gattung *Discomorphella* (1 Art) 451

5 **LITERATUR** 457

6 **INDEX** 497

Verzeichnis der Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft

Saprobielle Einstufung und Pagination der im Band II enthaltenen Arten[1]

Art	S	Valenzen					I	SI	Seite
		x	o	b	a	p			
Astylozoon fallax ENGELMANN, 1862	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	289
Astylozoon faurei KAHL, 1935	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	291
Blepharisma coeruleum GAJEWSKAJA, 1927	b	-	2	8	-	-	4	1.8	382
Blepharisma lateritium (EHRENBERG, 1831) STEIN, 1859	b	-	2	8	-	-	4	1.8	384
Caenomorpha spp.[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	424
Campanella umbellaria (LINNAEUS, 1758) GOLDFUSS, 1820	a-b	-	-	3	6	1	3	2.8	225
Carchesium pectinatum (ZACHARIAS, 1897) KAHL, 1935	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	149
Carchesium polypinum (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830	a	-	-	2	7	1	3	2.9	137
Climacostomum virens (EHRENBERG, 1838) STEIN, 1859	b	-	-	8	2	-	4	2.2	394
Cothurnia annulata STOKES, 1885	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	251
Discomorphella pectinata (LEVANDER, 1894) CORLISS, 1960[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	451
Epalxella spp.[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	440
Epistylis chrysemydis BISHOP & JAHN, 1941	a	-	-	2	6	2	3	3.0	182
Epistylis coronata NUSCH, 1970	a	-	-	-	10	-	5	3.0	188
Epistylis digitalis (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	212
Epistylis entzii STILLER, 1935	a	-	-	2	7	1	3	2.9	190
Epistylis galea EHRENBERG, 1831	a	-	-	3	7	-	4	2.7	196
Epistylis hentscheli KAHL, 1935	a-b	-	-	3	6	1	3	2.8	201
Epistylis nympharum ENGELMANN, 1862	o-a	-	3	4	3	-	2	2.0	217
Epistylis plicatilis EHRENBERG, 1831	a-b	-	-	3	6	1	3	2.8	205
Epistylis procumbens ZACHARIAS, 1897	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	221
Hastatella radians ERLANGER, 1890	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	295
Lagenophrys vaginicola STEIN, 1852	o	-	9	1	-	-	5	1.1	256
Linostoma vorticella (EHRENBERG, 1833) JANKOWSKI, 1978	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	390
Metopus spp. sensu lato[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	400
Opercularia articulata GOLDFUSS, 1820	a-b	-	1	3	5	1	1	2.6	172
Opercularia coarctata (CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858) ROUX, 1901	a	-	-	2	7	1	3	2.9	168
Opercularia nutans (EHRENBERG, 1831) STEIN, 1854	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	176
Ophrydium crassicaule PENARD, 1922	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	242
Ophrydium eutrophicum FOISSNER, 1979	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	239
Ophrydium sessile KENT, 1882	a-b	-	2	3	5	-	2	2.3	244
Ophrydium versatile (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1830	o	-	8	2	-	-	4	1.2	232
Opisthonecta henneguyi FAURÉ-FREMIET, 1906	b-p	-	-	3	4	3	2	3.0	299
Pelodinium reniforme LAUTERBORN, 1908[2]	p-m	-	-	-		10	5	4.0E	437
Platycola decumbens (EHRENBERG, 1830) KENT, 1882	b-a	-	2	4	4	-	2	2.2	259
Pseudoblepharisma tenue (KAHL, 1926) KAHL, 1927	p	-	-	-	3	7	4	3.7	388
Pseudovorticella chlamydophora (PENARD, 1922) JANKOWSKI, 1976	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	125
Pseudovorticella monilata (TATEM, 1870) FOISSNER & SCHIFFMANN, 1974	b-a	-	1	5	4	-	2	2.3	130
Pyxicola carteri KENT, 1882	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	270

Art	S	Valenzen					I	SI	Seite
		x	o	b	a	p			
***Rhabdostyla inclinans* (MUELLER, 1773) ROUX, 1901**	**a**	**-**	**-**	**-**	**10**	**-**	**5**	**3.0**	**246**
Saprodinium spp.[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	446
Scyphidia rugosa DUJARDIN, 1841	a	-	-	-	8	2	4	3.2	249
Spirostomum ambiguum (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1835	a	-	-	2	6	2	3	3.0	317
Spirostomum caudatum (MUELLER, 1786) DELPHY, 1939	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	324
Spirostomum minus ROUX, 1901	a-b	-	-	3	6	1	3	2.8	327
Spirostomum teres CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858	p	-	-	1	2	7	3	3.6	332
Stentor amethystinus LEIDY, 1880	b	-	2	6	2	-	3	2.0	339
Stentor coeruleus (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1831	a-b	-	-	4	6	-	3	2.6	357
Stentor igneus EHRENBERG, 1838	b	-	-	7	3	-	4	2.3	346
Stentor muelleri EHRENBERG, 1831	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	363
Stentor multiformis (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1838	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	351
Stentor niger (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	355
Stentor polymorphus (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1830	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	368
Stentor roeselii EHRENBERG, 1835	a-b	-	1	4	5	-	2	2.4	374
Thuricola folliculata KENT, 1881	b	-	2	6	2	-	3	2.0	273
Thuricola kellicottiana (STOKES, 1887) KAHL, 1935	b	-	2	7	1	-	3	1.9	278
Thuricola vasiformis HAMMANN, 1952	a	-	-	-	10	-	5	3.0	281
Trichodina pediculus EHRENBERG, 1831	b	-	2	6	2	-	3	2.0	304
Tropidoatractus acuminatus LEVANDER, 1894[2]	p-m	-	-	-	-	10	5	4.0E	420
Vaginicola ingenita (MUELLER, 1786) KENT, 1881	b	-	2	6	2	-	3	2.0	283
Vaginicola tincta EHRENBERG, 1830	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	287
Vorticella aquadulcis-Komplex	b-a	-	2	5	3	-	2	2.1	59
Vorticella campanula EHRENBERG, 1831	a-b	-	1	4	5	-	2	2.4	105
Vorticella convallaria-Komplex	a	-	1	2	6	1	2	2.7	84
Vorticella fromenteli KAHL, 1935	a	-	-	2	8	-	4	2.8	116
Vorticella infusionum-Komplex[2]	p-a	-	-	1	4	5	2	3.4E	64
Vorticella marginata STILLER, 1931	b	-	2	8	-		4	1.8	114
Vorticella mayeri FAURÉ-FREMIET, 1920	b	-	-	10	-	-	5	2.0	118
Vorticella microstoma-Komplex[2]	p-a	-	-	-	5	5	3	3.5E	78
Vorticella natans FAURÉ-FREMIET, 1924	b	-	3	7	-	-	4	1.7	121
Vorticella octava-Komplex	b-a	-	2	4	4	-	2	2.2	75
Vorticella picta (EHRENBERG, 1831) EHRENBERG, 1838	b	-	2	6	2	-	3	2.0	101
Zoothamnium arbuscula (EHRENBERG, 1831) EHRENBERG, 1838	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	152
Zoothamnium kentii GRENFELL, 1884	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	158
Zoothamnium procerius KAHL, 1935	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	163

1) Die verbale Einstufung der Indikatororganismen (S) ist bei SLADECEK et al. (1981) und vielen anderen nicht einheitlich. Sie ist hier ohne Kommentar korrigiert.
2) Alle mit "E" gekennzeichneten Arten (außer *Vorticella infusionum*-Komplex und *V. microstoma*-Komplex) sind Faulschlammindikatoren und haben in der Eusaprobität folgende Verteilung: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. *Vorticella infusionum*-Komplex: p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5. *Vorticella microstoma*-Komplex: p; p = 8, i = 2, I = 4, SI = 4.2. Eine gesonderte Liste der eusaproben Arten und ihre Einstufung in das Saprobiensystem wird im Band IV gegeben.
S = Saprobität; x = xenosaprob; o = oligosaprob; b = betamesosaprob; a = alphamesosaprob; p = polysaprob; i = isosaprob; m = metasaprob; I = Indikationsgewicht; SI = Saprobitätsindex der betreffenden Art.

1 EINLEITUNG

Schon KOLKWITZ & MARSSON (1909) und LIEBMANN (1962), die Begründer des Saprobiensystems, schätzten die Ciliaten als Indikatoren bei der Erhebung der Gewässergüte. Spätere Untersuchungen haben dies bestätigt. Dennoch werden sie in neuerer Zeit immer seltener zur Bioindikation verwendet, weil ihre Bestimmung angeblich schwieriger ist als beim Makrozoobenthos. Dies ist nur insofern richtig, als es keine modernen und praktischen Anforderungen genügende Bestimmungsliteratur gibt. Diese Lücke soll durch das vorliegende Werk geschlossen werden. Außerdem haben wir uns bemüht, die in Tausenden Einzelarbeiten verstreute faunistische und autökologische Literatur kritisch zu sichten, um die saprobielle Einordnung der Arten entweder auf eine solide Basis zu stellen oder entsprechende Lücken aufzuzeigen.

Die taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems wird voraussichtlich 4 Bände mit je etwa 90 Arten umfassen. Die Auswahl der Arten richtet sich nach den Revisionen von SLADECEK et al. (1981) und FOISSNER (1988) sowie nach der neuen DIN-Norm-Liste (FRIEDRICH 1990). Einige Arten mit unsicherer Taxonomie und vorwiegend mariner oder gondwanischer Verbreitung wurden ausgeschieden (eine Liste dieser Arten wird im letzten Band gegeben), andere, die wir gut kennen, aufgenommen. Jede Art ist monographisch dargestellt, was den beträchtlichen Umfang des Werkes verursacht. Wir haben uns für diese Art der Bearbeitung entschieden, weil nur so gewährleistet ist, daß die Determinationen in Zukunft genauer sein werden und die vielen faunistischen und autökologischen Daten ausreichend dokumentiert sind. Die so beliebten Bildbestimmungsschlüssel sind zwar benutzerfreundlich, täuschen aber gerade den nicht auf die Gruppe spezialisierten Bearbeiter über die Tatsache hinweg, daß damit leicht Fehlbestimmungen möglich sind. Fast jede Art ist zumindest durch mehrere Zeichnungen dokumentiert. Viele Arten haben wir neu untersucht, um Fotografien von lebenden und/oder präparierten Zellen anzufertigen. Die meisten Arten sind auch rasterelektronenmikroskopisch dokumentiert, was nicht nur das Auge erfreuen sondern hoffentlich auch dem Anfänger die Einarbeitung erleichtern wird.

Der umfassenden Konzeption entsprechend, richtet sich die Revision nicht nur an Fließgewässerbiologen/innen sondern genauso an jene Kollegen/innen, die in Klärwerken, bei der Seenüberwachung und der Trinkwasseraufbereitung tätig sind. Alle einschlägigen Daten wurden in die ökologische Auswertung aufgenommen.

Neben der Beschreibung der Arten enthält jeder Band einen allgemeinen Teil, in dem ein spezielles Kapitel ausführlich dargestellt wird. Im Band I ist beispielsweise die "Probenahme und Untersuchung der Ciliaten bei der Bestimmung der Gewässergüte" detailliert beschrieben. Band II enthält eine kurze allgemeine Ökologie, Band III wird die allgemeine Zönologie und Band IV einen Bestimmungsschlüssel für die Großgruppen der Ciliaten enthalten.

Band I hat durchweg eine erfreulich positive Aufnahme gefunden. Wir hoffen, daß dies auch beim Band II der Fall sein wird, der mehrere ökologisch sehr wichtige Gruppen enthält, deren taxonomische "Bereinigung" eine schwierige Aufgabe war, besonders bei den peritrichen Ciliaten.

Die meisten Arten sind reichlich durch lichtmikroskopische Aufnahmen dokumentiert, was besonders bei den Peritrichen die Determination erleichtert. Für das Rasterelektronenmikroskop sind die hier behandelten Gruppen leider recht undankbar: die Peritrichen und die Heterotrichen sind nämlich fast alle stark kontraktil (weshalb sie ihre Form bei der zur Präparation notwendigen Fixierung stark verändern) und die im Faulschlamm lebenden Metopiden und Odontostomatiden sind schwierig kultivierbar und kaum aus dem feinen Detritus zu isolieren, der bei der Fixierung überdies an die Wimpern agglutiniert. Daher ist Band II nicht so reichlich mit rasterelektronenmikroskopischen Bildern ausgestattet wie Band I.

2 KONVERSIONSFAKTOREN, PRODUKTIVITÄT, NOMENKLATUR

2.1 Konversionsfaktoren

Die folgende Zusammenstellung basiert auf einer unveröffentlichten Literaturübersicht von M. CARSTENS & H. THIEL (Univ. Kiel).

- Umrechnung des Biovolumens in organischen Kohlenstoff
  1 μm^3 = 0.088 pg C (für *Tintinnopsis* sp.; HEINBOKEL 1978)
  1 μm^3 = 0.132 pg C (für *Euplotes* sp.; TURLEY et al. 1986)
  TURLEY et al. (1986) schlagen einen mittleren Wert von 0.11 pg C/μm^3 vor, der auch für das Phytoplankton verwendet wird.

- Umrechnung des Biovolumens in Feuchtmasse
  1 μm^3 = 1 pg Protoplasma (FINLAY 1982)
  Dieser Wert wird häufig verwendet, d. h. Protozoen haben eine spezifische Masse von etwa 1.

- Umrechnung von Feuchtmasse bzw. Biovolumen in Trockenmasse
  Trockenmasse = 0.2 x Feuchtmasse (Protozoen; FINLAY 1982)
  Trockenmasse = 0.18 x Feuchtmasse (Protozoen; KOPYLOV 1979)
  Trockenmasse = 0.065 x Feuchtmasse (Ciliaten; KIMBALL et al. 1959)
  Trockenmasse = 0.072 x Feuchtmasse (*Tetrahymena*; CURDS & COCKBURN 1971 aus FINLAY 1982)
  Trockenmasse = 0.59 x Feuchtmasse (*Tetrahymena*; GATES et al. 1982)
  Trockenmasse = 0.3-0.8 (meist 0.7) x Feuchtmasse (*Tetrahymena* spp.; HELLUNG-LARSEN & ANDERSEN 1989)
  Trockenmasse = 0.1 x Feuchtmasse (*Paramecium*; KALMUS 1931)
  Trockenmasse = 0.1 x Feuchtmasse (*Acanthamoeba*; SINCLAIR et al. 1981)
  Trockenmasse = 0.162 x Feuchtmasse (*Tetrahymena pyriformis*; ROGERSON 1981)
  Trockenmasse = 0.147 x Feuchtmasse (*Amoeba proteus*; ROGERSON 1981)
  1 μm^3 = 0.17 pg Trockenmasse (*Colpidium*; LAYBOURN & FINLAY 1976)
  Diese Angaben sind also sehr unterschiedlich; wir vermuten, daß dies zum Teil auf methodische Schwierigkeiten zurückzuführen ist. Bis zum Vorliegen genauerer Daten empfehlen wir einen Faktor von 0.15.

- Anteil der Asche an der Trockenmasse
  12.6 % (Mittelwert aus den Angaben der Daten in den Tabellen 1, 3, 8). ROGERSON (1979) gibt für *Tetrahymena pyriformis* nur 4.2 % und für *Amoeba proteus* 2 %.

- Umrechnung von Trockenmasse in organischen Kohlenstoff
  Kohlenstoff = 0.46 x Trockenmasse (Protozoen; KOPYLOV 1979)
  Kohlenstoff = 0.4-0.5 x Trockenmasse (Protozoen; FINLAY 1982)

- Umrechnung von Feuchtmasse in organischen Kohlenstoff
  Kohlenstoff = 0.08 x Feuchtmasse (Protozoen; KOPYLOV 1979)

- Umrechnung in Energie
  1 mg Trockenmasse = 20 J (Ciliaten; LAYBOURN 1973, ROGERSON 1979)
  1 mg organischer Kohlenstoff = 46 J (Ciliaten; FINLAY & UHLIG 1981; sh. auch die folgenden Tabellen. Der Wert von 46 J ist identisch mit jenem, der für aquatische Invertebraten ermittelt wurde).

Tab. 1. Analyses of freshwater (1–8) and marine (9–17) Protozoa, their food sources and plankton samples. Each species name is followed by the name of its food source, in brackets. All figures are mean values with 95 % confidence limits (n in brackets) and all are expressed on a dry weight basis

No	Species/sample	Ash (%)	Carbon (%)	Nitrogen (%)	C:N	J mg^{-1}	J mg^{-1} carbon
1	Bacteria – freshwater	10.8 ± 0.6 (3)	47.7 ± 0.5 (4)	12.3 ± 0.8	3.9	21.0 ± 0.4 (12)	44.0
2	Proteose peptone-yeast extract (PPYE)	10.8 ± 0.4 (5)	42.9 ± 1.4 (5)	14.5 ± 0.1	3.0	19.5 ± 0.4 (12)	45.5
3	*Tetrahymena pyriformis* (bacteria)	14.1 ± 1.0 (3)	46.5 ± 1.7 (4)	11.4 ± 0.5	4.1	21.3 ± 0.3 (8)	45.8
4	*Tetrahymena pyriformis* (PPYE)	12.6 ± 0.6 (3)	47.5 ± 1.3 (5)	12.8 ± 0.3	3.7	21.0 ± 0.4 (12)	44.2
5	*Paramecium caudatum* (bacteria)	6.4 ± 0.5 (3)	48.0 ± 1.9 (4)	13.8 ± 0.8	3.5	23.5 ± 0.7 (12)	49.0
6	Plankton A – ciliates and dinoflagellates	9.0 ± 1.2 (4)	46.9 ± 1.8 (4)	11.1 ± 1.8	4.2	22.2 ± 1.3 (3)	47.3
7	Plankton B – rotifers	7.9 ± 0.4 (4)	51.4 ± 1.7 (6)	12.7 ± 0.6	4.1	24.1 ± 0.6 (6)	46.9
8	*Ceratium hirundinella* (phototrophic)	4.5 ± 0.9 (3)	51.5 ± 2.0 (4)	8.4 ± 0.8	6.1	23.2 ± 0.8 (8)	45.0
9	Bacteria – marine	62.0 ± 0.8 (8)	11.8 ± 0.5 (6)	2.6 ± 0.3	4.5	5.5 ± 0.8 (12)	46.6
10	*Noctiluca miliaris* – wild, freeze-dried	72.9 ± 0.9 (5)	5.3 ± 0.3 (9)	2.3 ± 0.3	2.3	2.3 ± 0.7 (12)	43.4
11	*Noctiluca miliaris* – starved culture	78.1 ± 1.8 (5)	6.9 ± 0.4 (5)	3.1 ± 0.3	2.2	3.0 ± 0.6 (15)	43.5
12	*Noctiluca miliaris* – fed culture *(Dunaliella)*	63.4 ± 0.7 (3)	14.8 ± 0.6 (6)	3.5 ± 0.1	4.2	6.6 ± 0.6 (20)	44.6
13	*Euplotes* sp. (bacteria)	19.8 ± 1.0 (3)	41.1 ± 2.0 (4)	10.0 ± 0.9	4.1	19.3 ± 0.7 (8)	47.0
14	*Euplotes* sp. *(Dunaliella)*	16.5 ± 0.2 (3)	41.9 ± 1.4 (5)	8.8 ± 0.9	4.8	19.3 ± 0.2 (8)	46.1
15	*Eufolliculina* sp. (bacteria)	22.5 ± 1.1 (3)	40.7 ± 2.1 (3)	8.2 ± 1.0	5.0	19.4 ± 0.4 (12)	47.7
16	*Eufolliculina* sp. *(Dunaliella)*	17.4 ± 1.1 (6)	46.5 ± 1.5 (4)	8.2 ± 1.7	5.7	22.6 ± 0.8 (12)	48.6
17	*Dunaliella primolecta* (phototrophic)	4.3 ± 0.2 (5)	48.8 ± 2.0 (4)	5.3 ± 0.5	9.2	21.5 ± 0.3 (12)	44.1

aus: FINLAY & UHLIG (1981)

Tab. 2. Carbon and nitrogen contents of the microflagellates, *Isochrysis galbana*, *Monochrysis lutheri*, and *Dunaliella tertiolecta*, and the tintinnid *Tintinnopsis* cf. *acuminata*. Values in parentheses are 95% confidence intervals for the estimates. *n* denotes number of replicate analyses performed to obtain each value

Species	*n*	pg C $cell^{-1}$	pg N $cell^{-1}$	C:N
I. galbana	25	5.18 (4.81-5.55)	0.80 (0.75-0.85)	6.44
M. lutheri	8	6.09 (5.94-6.24)	1.09 (1.05-1.13)	5.58
D. tertiolecta	8	19.51 (17.96-21.06)	5.19 (4.72-5.66)	3.76
T. cf. acuminata	4	733 (579-968)	136 (90.4-181)	5.69

aus: HEINBOKEL (1978)

Tab. 3. Stoffliche Zusammensetzung von Paramecium (aus KALMUS 1931)

87,40—91,60 %	im Mittel	89,00 %	Wasser
8,40—12,60 %	„ „	11,00 %	Trockensubstanz
0,55—0,59 %	„ „	0,57 %	Asche
0,86—1,59 %	„ „	1,14 %	Glykogen
0,84—1,19 %	„ „	1,05 %	Fettsäuren
0,72—1,54 %	„ „	1,06 %	Gesamtstickstoff

Die Trockensubstanz enthielt:

4,95—5,12 %	im Mittel	5,07 %	Asche
12,70—17,20 %	„ „	14,90 %	Glykogen
7,83—10,94 %	„ „	9,18 %	Fettsäuren
56,1 %	„ „	56,10 %	Eiweißstoffe
12,35—13,74 %	„ „	12,81 %	Gesamtstickstoff

Tab. 4. Quantitative Carbon Content in Infusoria Bodies Found by the Bichromate Combustion Method (aus KOPYLOV 1979)

Infusoria species	Wet wgt., mg · 10^{-6}	Dry wgt., mg · 10^{-6}	Carbon content: mg C · 10^{-6}/specimen	Carbon content: mg C/mg dry wgt.	Carbon content: mg C/mg wet wgt.
Stentor coeruleus	6300	950	475	0,5	0,08
Paramecium caudatum	400	—	30	—	0,08
Uroleptus zignus	837	—	155	—	0,19
Euplotes sp.	80	—	8	—	0,10

Tab.5. Caloric Value of Infusoria Calculated from Bichromate Combustion Data

Infusoria species	Wet weight, mg · 10-6	Dry weight, mg · 10-6	Caloric value		
			cal per spec. x 10-6	cal/mg of dry wt.	cal/mg of wet wt.
Stentor coereleus	6300	950	5225	5,5	0,83
Paramecium caudatum	400	–	330	–	0,83
Uroleptus zignus	837	–	1705	–	2,04
Euploles sp.	80	–	88	–	1,10

Tab.6. Carbon Content in Infusoria Bodies, Determined with the CHN Analyzer (1) and by the bichromate combustion method (2)

Infusoria species	Wet weight, 10-6 mg	Dry weight, 10-6 mg	1			2		
			10-6 mg C/specimen	mg C/mg dry weight	mg C/mg wet weight	10-6 mg C/specimen	mg C/mg dry weight	mg C/mg wet weight
Carchesium sp.	500	90	40,50	0,45	0,08	36,90	0,50	0,07
Epistilis sp.	750	135	62,00	0,46	0,08	58,10	0,46	0,08

Tab.7. Quantitative Nitrogen and Hydrogen Contents in Infusorial Bodies

Infusoria species	Nitrogen			Hydrogen		
	10-6 specimen	mg N/mg of dry wgt.	mg N/mg of wet wgt.	10-6 specimen	mg H/mg of dry wgt.	mg H/mg of wet wgt.
Carchesium sp.	11,70	0,13	0,02	6,30	0,07	0,01
Epistilis sp.	17,55	0,13	0,02	10,80	0,08	0,01

Tab.8. Biochemical Composition of the Bodies of Carchesium sp. (1) and Epistilis sp. (2) infusoria

Substance	1	2	Substance	1	2
	% of dry weight			% of dry weight	
Proteins	67,3	76,1	Carbohydrates	7,9	8,2
Lipids	21,8	12,7	Ash	3,0	3,0

Tab.9. Caloric Values of Infusorial Bodies Calculated from Their Carbon Content (1), from the Biochemical Composition of the Body (2), and from Bichromate Combustion (3)

Infusoria species	Wet weight, 10-6 mg	Dry weight, 10-6 mg	1			2			3		
			Cal · 10-6/ specimen	Cal/mg of dry weight	Cal/mg of wet weight	Cal · 10-6/ specimen	Cal/mg of dry weight	Cal/mg of wet weight	Cal · 10-6/ specimen	Cal/mg of dry weight	Cal/mg of wet weight
Carchesium sp.	500	90	445,5	4,95	0,89	558,0	6,2	1,1	421,2	4,68	0,84
Epistilis sp.	750	135	683,1	5,06	0,91	796,5	5,9	1,1	581,9	4,31	0,78

Tab. 5-9 aus: KOPYLOV (1979)

2.2 Produktivität

Über Stoff- und Energiebilanzen von Protozoen-Gemeinschaften gibt es erst wenige und ziemlich unsichere Daten, da die methodischen Schwierigkeiten bei der Abundanz- und Mortalitätsbestimmung noch groß sind.

Die wichtigsten und vollständigsten Untersuchungen über die Produktivität der Ciliaten in Fließgewässern verdanken wir SCHÖNBORN (1981, 1982a,b, 1987). Diese Arbeiten enthalten nicht nur eine Fülle wichtiger autökologischer und demökologischer Daten sondern auch zwei allgemein bedeutsame Erkenntnisse:

- Die Ciliaten stellen in nährstoffreichen Vorflutern eine "Schwerindustrie" dar, d. h. sie machen dem Gewässer schnell eine große Energiemenge zugänglich und haben einen hohen Anteil an der Mineralisierung. Die Produktivität der Protozoen beträgt etwa 1/3 der des Makrozoobenthos (Tab. 42, 47, Abb. 14). Das stimmt gut mit bodenbiologischen Untersuchungen überein, die zeigen, daß die Jahresproduktion der Protozoen an die der Regenwürmer heranreicht (FOISSNER 1987b, 1991).
- Das Nahrungsnetz (food web) ist entgegen der Erwartung eher schwach entwickelt, und zwar desto undeutlicher je strukturärmer das Gewässerbett ist, was bei allen Regulierungsmaßnahmen zu berücksichtigen ist. Im Ökosystem Fluß wird der Großteil der Energie entlang weniger Hauptpfade geleitet (Abb. 14).

Die Resultate von SCHÖNBORN (1987) und BALDOCK et al. (1983) werden indirekt durch viele andere Arbeiten gestützt, die zeigen, daß die Biomasse der planktischen Protozoen an jene des übrigen Zooplanktons heranreicht oder sie sogar übertrifft (Abb. 7, Tab. 28, 29 und ARNDT 1991, der feststellte, daß sich die Zooplanktonbiomasse der Spree zu 70-95 % aus Protozoen zusammensetzt). Eigene Untersuchungen an der Vils, einem mesosaproben, stark eutrophen kleinen Fluß in Bayern, weisen darauf hin, daß die Abundanz der benthischen Ciliaten bisher stark unterschätzt worden ist - und damit auch die Bedeutung der Ciliaten im Energietransfer. Wir fanden einmal mehrere Milliarden (nicht Millionen wie SCHÖNBORN; Tab. 39) Individuen/m^2; 1-10 % der organischen Substanz (Glühverlustmethode) des Gewässerbodens (0-5 cm) besteht aus Ciliaten!

Es ist zu hoffen, daß endlich auch die Fließgewässerbiologen, so wie die Marinbiologen und Limnologen, die Bedeutung der Protozoen richtig einschätzen. Verglichen mit dem Wissensstand beim Makrozoobenthos sind die Protozoen ein "Entwicklungsland".

Relativ besser untersucht sind die planktischen Protozoen. Daß sie im Pelagial eine wichtige Rolle spielen, ist heute unbestritten (FINLAY et al. 1988, GATES 1984, PORTER et al. 1985, SANDERS et al. 1989, WEISSE & MÜLLER 1990). Allein die Ciliaten stellen in manchen Perioden mehr als 50 % der planktischen Zoomasse (Abb. 7, Tab. 28, 29 und z. B. SCHLOTT-IDL 1984, 1986).

Die ungeheure Produktivität der Protozoen zeigen insbesondere Studien an biologischen Kläranlagen. Aus 1400 m^3 nährstoffreichem Abwasser werden pro Tag 25 t Schlammtrockensubstanz produziert, bestehend aus 21 t bakterieller und 4 t(!) protozoischer Biomasse (Tab. 32).

2.2.1 Komponenten des Stoff- und Energiehaushaltes

Viele Daten der folgenden Übersichten, die einen Eindruck von der "Leistung" von Ciliatenpopulationen vermitteln, sind auch in den einzelnen Artbeschreibungen aufgenommen.

Table 10. Data on protozoan respiratory rates in the literature (from FENCHEL & FINLAY 1983)

Species	Respiration rate (nl O_2 $cell^{-1}$ h^{-1})	Volume[a] (μm^3)	Condition	Comments	Method
Blepharisma undulans	0.070	[140,000]	Unspecified	R is calculated from mean values in summary	Warburg
Bresslaua insidiatrix	0.32–0.06	33,000–15,000	Cells in various phys. states taken from cultures	Recalculated from 25°	Cartesian divers
Carchesium polypinum	0.940	230,000	Unspecified		Cartesian divers
Coleps hirtus	0.35	70,000	Unspecified		Cartesian divers
Colpidium campylum	0.115	[43,000]	Unspecified	Recalculated from 24°	Warburg
C. campylum	0.113	[43,000]	Growing	Resp. is mean value in Table 1	Warburg
Colpoda cucullus	0.00985; 0.0856	16,366; [45,000]	Cyst; unspecified	Recalculated from 24°	'Ultramicro' divers
C. steinii	0.0845	10,000	Taken from growing cultures	Recalculated from 30°	Warburg
Didinium nasutum	0.69; 2.75	294,000; 1.18×10^6	Taken from growing culture		Cartesian divers
Dileptus cygnus	2.44	2.4×10^6	Unspecified	Recalculated from 23°	Cartesian divers
Diophrys sp.	0.132	21,000	Unspecified	Recalculated from 23°	Cartesian divers
Euplotes vannus	0.0074	[7,500]	Unspecified	Recalculated from 25°	Gilson differential respirometer
Frontonia leucas	0.051	614,000	Unspecified		Cartesian divers
Intranstylum steini	0.168	26,000	Unspecified		Cartesian divers
Opercularia nutans	0.447	120,000	Unspecified		Cartesian divers
Paramecium aurelia	0.354	100,500	Taken from growing cultures		Warburg
P. aurelia	0.222	[200,000]	Unspecified	Mean of figs in Table 2; recalculated from 27°	Cartesian divers
P. aurelia	0.780	[200,000]	Taken from growing cultures	Resp. is mean of range given; recalculated from 26°	Cartesian divers
P. aurelia	0.033	158,000	Unspecified		Cartesian divers
P. calkinsi	0.106	[135,000]	Starved	Resp. is mean value for starving cells of 2 mating types	Cartesian divers
P. caudatum	0.490	[500,000]	Unspecified	Recalculated from 21.2°	Novel capillary method
P. caudatum	2.111	640,000	Taken from growing cultures		Warburg
P. caudatum	1.24–4.44	200,000–1.2×10^6	Taken from growing cultures	Recalculated from 22.7°	Capillary respirometer

Table 10 (continued)

Species	Respiration rate (nl O_2 $cell^{-1}$ h^{-1})	Volume[a] (μm^3)	Condition	Comments	Method
P. caudatum	1.8–0.19	950,000–170,000	Cells in various phys. states taken from cultures	Recalculated from 25°	Cartesian divers
P. caudatum	0.75	530,000	Taken from growing cultures		Cartesian divers (?)
Placus sp. 1	0.956	383,000	Unspecified	Recalculated from 28.8°	Clark-type O_2 electrode
Placus sp. 2	0.782	712,000	Unspecified	Recalculated from 28.8°	Clark-type O_2 electrode
Podophrya fixa	0.021; 0.0077	49,500; 14,900	Taken from growing culture; starved 96 h		Cartesian divers
Spirostomum ambiguum	1.77	[8×10^6]	Cells taken from non-growing culture	Resp. taken from Table 2; recalculated from 25°	Warburg
S. ambiguum	12.7	[12×10^6]	Taken from growing cultures		Cartesian divers (?)
S. intermedium	0.27	[500,000]	Starved		Cartesian divers
S. minus	0.31	[500,000]	Starved		Cartesian divers
S. teres	0.041	349,000	Unspecified		Cartesian divers
Stentor coeruleus	1.5	1.33×10^6	Starved 3–5 d		Cartesian divers
S. coeruleus	0.075–0.35	1×10^6–7.3×10^6	Cells of various sizes taken from growing cultures		Cartesian divers
Strombidium sp.	0.111	1,500	Unspecified	Recalculated from 22°	Cartesian divers
Stylonychia mytilus	2.33	900,000	Unspecified		Cartesian divers
Tetrahymena geleii	0.0595	22,449	Cells from a nongrowing culture	Recalculated from 21°; figs. quoted are for a 6-day culture	Dropping mercury electrode
T. geleii	0.270; 0.0873	54,000; [32,000]	Growing; starved	Recalculated from 26.8°; higher rate is for expo. phase cells (Table 4)—lower rate is for same cells in phosphate buffer	Warburg
T. geleii	0.471	23,600	Growing	Resp. is max. value from Table 3; recalculated from 25°	Warburg
T. pyriformis	0.0457	[10,000]	Unspecified	Recalculated from 22°	Warburg
T. pyriformis	0.0199	[10,000]	Starved	Resp. is endogenous rate recalculated from 25°	Warburg
T. pyriformis	0.524; 0.048	50,000; [15,000]	Growing; starved	Recalculated from 28°	Warburg
T. pyriformis	0.00707; 0.063	[5,000]; [15,000]	Starved; growing	Recalculated from 25°	Warburg
T. pyriformis	0.198	[10,000]	Growing	R is mean value for dividing cells, recalculated from 26°	Ampulla divers

Table 10 (continued)

Species	Respiration rate (nl O_2 cell^{-1} h^{-1})	Volume[a] (μm^3)	Condition	Comments	Method
T. pyriformis	0.0763	[10,000]	Unspecified	R recalculated from 27°	Warburg
T. pyriformis	0.037	[10,000]	Starved	Resp. is mean of controls in Tables 1 and 2; recalculated from 28°	Warburg
T. pyriformis	0.104	[10,000]	Growing	R is mean value for 2 strains growing on 4 energy sources	Warburg
T. pyriformis	0.021	8,000			Cartesian divers
T. pyriformis	0.19	11,000	Growing		Cartesian divers (?)
T. pyriformis	0.119	21,500	Taken from growing cultures		Warburg
T. pyriformis	0.022	21,500	Taken from growing cultures		Cartesian divers
T. pyriformis	0.672	6,000	Growing	Recalculated from 30°	Clark-type O_2 electrode
T. pyriformis	0.0642	13,000	Growing		Gradient divers
T. pyriformis	0.00380; 0.147	1,738; 14,791	Starved 3 d; growing	Recalculated from 30°	Clark-type O_2 electrode
Tiarina fusus	0.147	27,000	Unspecified	Recalculated from 24°	Cartesian divers
Tracheloraphis sp.	1.061	340,000	Natural samples—assumed to be growing cells	Recalculated from 25°	Cartesian divers
Uronema marinum	0.0136	[500]	Unspecified	Recalculated from 25°	Gilson differential respirometer
Urostyla grandis	0.15; 1.7	[166,000]	Cyst; starved		Cartesian divers
Vorticella convallaria	0.840	550,000	Unspecified		Cartesian divers
V. ephemerae	0.112	19,000	Unspecified		Cartesian divers
V. microstoma	0.0098	26,000			Cartesian divers
V. similis	0.795	102,000	Unspecified		Cartesian divers
Zoothamnium carinogammari	0.359	49,000	Unspecified		Cartesian divers

[a] Figures in brackets are our estimates, otherwise they derive from the reference.

Tab. 11. Limits of oxygen consumption according to the regression lines of Fig. 5, the maximum clearing rates for some ciliates, liters of water cleared per ml O_2 consumed, and the minimum requirement for food particle concentration

Species	Particle size, μm	$\mu l\ O_2\ h^{-1}$	$ml\ h^{-1}$	$l\ ml^{-1}$	Minimum food particle concentration	
					mg d.w. l^{-1}	$\mu m^3\ ml^{-1}$
Cyclidium glaucoma	0.3–0.6	3×10^{-6}–1.5×10^{-5}	2.8×10^{-6}	0.93–0.19	1.35–6.63	1.35×10^7–6.63×10^7
Glaucoma scintil.	0.2–1	8×10^{-6}–8×10^{-5}	1.3×10^{-5}	1.62–0.16	0.78–7.9	7.8×10^6–7.9×10^7
Colpidium colpoda	0.3–1	2×10^5–3×10^4	10^{-4}	5–0.33	0.25–3.82	2.5×10^6–3.8×10^7
Paramecium caudatum	1–5	10^{-5}–10^{-3}	10^{-3}	16.6–1.0	0.076–1.26	7.6×10^5–1.26×10^7
Stentor coeruleus	5–30	2×10^{-4}–8×10^{-3}	5.3×10^{-2}	260–6.6	0.0048–0.19	4.8×10^4–3.2×10^5
Lembadion	15–30	1.5×10^{-5}–2.5×10^{-4}	10^{-2}	660–40	0.0019–0.032	1.9×10^4–3.2×10^5
Bursaria truncatella	20–60	6×10^{-4}–5×10^{-2}	0.43	710–8.6	0.0018–0.146	1.8×10^4–1.46×10^6

Data on clearance rate for *Stentor* from Wenzel and Liebsch [38]. aus: FENCHEL (1980a)

Tab. 12. Reproductive rates of ten species of ciliates at three temperatures (from FINLAY 1977)

Species	Temp. (° C)	Volume ($\mu m^3 \pm 95\%$ c.l.)	Gen. time (h)	Q_{10}	r_m (day)	λ (day)
Vorticella microstoma	8.5	25,882 ± 3,129	56.82	11.75	0.293	1.340
	15.0	17,223 ± 2,141	11.45	3.22	1.453	4.275
	20.0	21,531 ± 2,596	6.38		2.607	13.554
Cyclidium glaucoma	8.5	2,961 ± 287	77.20	14.32	0.215	1.240
	15.0	1,570 ± 185	13.68	3.79	1.216	3.373
	20.0	2,795 ± 339	7.03		2.366	10.652
Tetrahymena pyriformis	8.5	9,665 ± 1,154	31.68	4.05	0.525	1.690
	15.0	8,133 ± 1,159	12.75	2.47	1.304	1.690
	20.0	7,986 ± 884	8.11		2.051	7.774
Chilodonella uncinata	8.5	6,035 ± 707	23.16	2.18	0.718	2.050
	15.0	5,592 ± 366	13.96	1.71	1.191	3.290
	20.0	6,873 ± 582	10.68		1.557	4.744
Colpidium campylum	8.5	63,235 ± 8,611	49.35	4.32	0.337	1.401
	15.0	43,297 ± 5,291	19.06	2.27	0.873	2.394
	20.0	42,394 ± 4,566	12.65		1.315	3.724
Loxocephalus plagius	8.5	37,529 ± 3,895	71.68	3.68	0.232	1.261
	15.0	31,191 ± 1,778	30.72	4.81	0.541	1.781
	20.0	30,517 ± 2,679	14.00		1.188	3.280
Paramecium aurelia	8.5	178,225 ± 34,856	111.50	7.38	0.149	1.161
	15.0	266,025 ± 67,743	30.41	3.09	0.547	1.728
	20.0	253,998 ± 52,380	17.30		0.961	2.614
Paramecium bursaria	8.5	272,101 ± 31,700	86.62	3.89	0.192	1.212
	15.0	211,600 ± 19,620	35.83	3.10	0.464	1.590
	20.0	170,803 ± 14,502	20.34		0.818	2.266
Stentor polymorphus	8.5	$1{,}269.10^3$ ± 320.10^3	143.42	3.57	0.116	1.123
	15.0	$1{,}933.10^3$ ± 541.10^3	62.70	2.13	0.265	1.303
	20.0	$2{,}336.10^3$ ± 295.10^3	43.01		0.387	1.472
Spirostomum teres	8.5	212,504 ± 18,102	1004.00	38.16	0.017	1.017
	15.0	217,400 ± 21,852	94.06	1.34	0.177	1.194
	20.0	216,150 ± 28,072	81.34		0.204	1.226

r_m = intrinsic rate of natural increase (ln2/generation time) in animals dividing by fission and finite rates of increase, or the factor by which a population will multiply per unit time ($= \lambda$)

Q_{10} = temperature coefficient

Tab. 13. Energy budgets for *Stentor coeruleus* fed on *Tetrahymena* at 15° C and 20° C

Temp.	Food conc.	Gen. time (hrs)	*C* µJ	S.D.	*P* µJ	S.D.	*R* µJ	S.D.	*A* µJ	*E*+*E* µJ	Assim. eff. %	Gross growth eff. %	Net growth eff. %
20° C	30	42	3,044	61	2,175	814	91	15.7	2,266	778	74.4	71.4	95.9
20° C	40	42	3,916	105	2,780	815	125	41.3	2,905	1,011	74.2	70.9	95.6
20° C	50	39	4,391	116	3,234	961	124	17.3	3,358	1,033	76.4	73.6	96.3
15° C	30	43	2,935	518	2,211	657	56	6.8	2,267	668	77.2	75.3	97.5
15° C	40	42	3,823	128	3,120	869	64	8.8	3,184	639	83.2	81.6	97.9
15° C	50	40	4,264	68	2,719	916	57	7.5	2,776	1,488	65.1	63.7	97.9

Each figure represents the mean of 5 replicate experiments. aus: LAYBOURN (1976)

A = amount assimilated (P+R) P = amount of individuals produced

C = amount of food ingested R = amount lost in respiration

E+E = amount excreted

Tab. 14. Examples of bioenergetic efficiencies for different protozoa at various temperatures, and K_2 (from equation (3)) at the three sites in Airthrey Loch. $K_1 = (P/C)\,100$ where C is consumption; $U^{-1} = [(P+R)/C]\,100$. All values are percentages

Source	Species/food item	K_1	K_2	U^{-1}
Stachurska*	*Dipleptus cygnus/ Colpidium colpoda*	7–32	25–52	26–71
Curds & Cockburn (1968)	*Tetrahymena pyriformis/* peptone	9†	37	23
Walczak*	*Spirostomum ambiguum/ Aerobacter aerogenes*	15	55	27
Fischer*	*Tetrahymena* sp./ *Azotobacter* sp.	34	–	–
Heal (1967)	*Acanthamoeba* sp./ *Saccharomyces cerevisiae*	37	63	58
Proper & Garver (1966)	*Colpoda steinii/Escherichia coli*	78	–	–
Laybourn (1973)	*Colpidium campylum/ A. aerogenes*	11	60–84	3–16
Laybourn (1976a)	*Stentor coeruleus/ T. pyriformis*	64–82	96–99	65–83
Laybourn (1976b, c)	*Podophrya fixa/ Colpidium campylum*	50–66	99	50–66
Airthrey Loch	Site A	–	70–98	–
	Site B	–	65–97	–
	Site C	–	63–96	–

*In Klekowski & Fischer (1975)
†41–54% when fed on *Aerobacter*.

$K_2 = [P/(P+R)]\,100$ = net production efficiency

aus: FINLAY (1978)

Tab. 15. Literature values of protist grazing and clearance rates ranked by maximum total percent clearance. Only studies purporting to include natural populations are included.

Environment	Grazing Rate[b]	Clearance rate[c]	Total % Water-column Cleared/d	Reference
Flagellates				
Chesapeake bay	3.9	0.42	4.0	McManus and Fuhrman 1986
Georgia sound	8.75	1.65	8.2	Sherr et al. 1989
Georgia tidal creek		3.2	15	Sherr et al. 1987a
Georgia lake	3-23	0.4-3.0	4-16	Sanders et al. 1989
Georgia tidal creek	34.6	2.7	18.5	Sherr et al. 1989
Chesapeake plume	0.6-21	0.4-2.3	0.2-19	McManus and Fuhrman 1988
Belgian estuary	35-53			Becquevort and Servais 1988
Belgian coast	65-108			Becquevort and Servais 1988
Belgian coast			0-24	Servais et al. 1985[a]
Mediterranean	3.4	2.4	49	Hagstrom et al. 1988[a]
Ogeechee River	16-18	2.6-3.6	39-49	This study
Belgian river			12-50	Servais et al. 1985[a]
Hawaiian coast	15-37	2.5-29	25-67	Landry et al. 1984
Denmark fjord			10-70	Fenchel 1984
Georgia coast	20-80	2-10	11-89	Sherr et al. 1986
Lake Michigan	17-33	22-44	53-316	Scavia and Laird 1987[a]
Ciliates				
Georgia lake	94-745	19-112	0.5-1.3	Sanders et al. 1989
Ogeechee River	213-428	43-69	3.3-3.5	This study
Chesapeake plume	66-369	7-44	0.4-4.1	McManus and Fuhrman 1988
Georgia sound	731	138	4.64	Sherr et al. 1989
Georgia tidal creek	2150	168	28.6	Sherr et al. 1989
Georgia estuary			17-83	Sherr et al. 1987a

[a] Assumes most grazing due to flagellates.
[b] Bacteria/protist/hr.
[c] 10^{-9} L/protist/hr.

aus: CARLOUGH & MEYER (1990)

Table 16. The growth efficiency of a number of Protozoa and other animals growing under specified conditions.

Animal	Food	Growth efficiency (%)	Basis of estimate
Entodinium caudatum	*Escherichia coli*	50	Carbon (growth/ ingestion)
Tetrahymena pyriformis	*Klebsiella aerogenes*	41·4	Dry weight
Tetrahymena pyriformis	*Proteose peptone*	36·5	Carbon (growth/ ingestion)
Acanthamoeba sp	*Saccharomyces cerevisiae*	37	Dry weight
Didinium nasutum	*Paramecium caudatum*	8–25	Dry weight
Beef cattle (overall)	Grass	4·1	Calorific value
Beef cattle (young)	Grass	~35	Calorific value

aus: SLEIGH (1981)

Table 17. Growth yield for some representative protozoa.

Protozoan	Prey	Yield
Acanthamoeba sp	*Saccharomyces cerevisiae*	0.37
Colpoda steinii	*Escherichia coli*	0.78
Entodinium caudatum	*Escherichia coli*	0.50
Tetrahymena pyrifromis	*Klebsiella aerogenes*	0.50
Tetrahymena pyriformis	*Klebsiella aerogenes*	0.73
Stentor coeruleus	*Tetrahymena* sp	0.72

Data from Curds and Bazin (1977) and Laybourn (1976). Yield is expressed as biomass in weight units gained per biomass weight of prey consumed.

aus: ANDERSON (1988)

2.2.2 Abundanzen und Biomassen

Es gibt sehr viele Angaben über Abundanzen und Biomassen von Ciliaten in verschiedenen Gewässern. Die folgenden Übersichten sind daher nur eine kleine Auswahl, gegliedert nach Fließgewässern, Teichen und Seen und biologischen Kläranlagen. Weitere Daten, besonders über Fließgewässer, enthalten die Übersichten zu den Stoff- und Energiebilanzen (Kapitel 2.2.3).

Table 18. Benthic protozoa in low gradient (<10cm/s) contrasting stream types in England (from BALDOCK & SLEIGH 1988)

Sites	Dry mass µg/cm³	
	Ciliates	Flagellates
River Arle (hard and nutrient-rich water)		
Upstream of fish farm discharge	7.02	0.77
Downstream of fish farm discharge	9.82	0.62
River Itchen (hard and nutrient-rich water)	5.75	0.31
Ober Water (soft and nutrient-poor water)	2.06	1.73

Tab. 19. Statistical descriptions of annual protozoan densities (10^6 liter^{-1}) and biomass (µg C liter^{-1}) in the Black Creek backwater site, the Black Creek main-channel site, and the Ogeechee River main-channel site. Calculations are based on 10 sample dates. The C.V. is reported as SE divided by the mean.

	Density		Biomass	
	Mean (range)	C.V.	Mean (range)	C.V.
Black Creek backwater	1.9(0.071–6.4)	0.38	162(1.0–590)	0.43
Black Creek main-channel	1.5(0.058–11)	0.71	94(1.2–830)	0.87
Ogeechee River main-channel	1.9(0.066–11)	0.56	49(1.1–430)	0.82

aus: CARLOUGH & MEYER (1989)

Tab. 20. A summary of the protozoan carbon transported downstream daily in the Ogeechee River as a function of rate of discharge and protozoan carbon concentration on that day.

1984–1985	(m³ s⁻¹)	(µg C liter⁻¹)	(kg C d⁻¹)
20 Apr	128	1.04	11.5
20 May	82.0	2.89	20.4
21 Jun	15.6	4.35	5.87
23 Jul	24.2	8.83	18.5
11 Sep	11.4	1.02	1.01
5 Oct	9.26	11.00	8.80
17 Nov	10.4	2.93	2.65
25 Jan	23.0	4.73	9.41
21 Feb	165	22.5	320
29 Mar	36.5	438	1,380
Annual mean	50.5	49.7	177

aus: CARLOUGH & MEYER (1989)

Tab. 21. Numbers of bacteria, flagellates, and ciliates in a low gradient (about 12cm/s) blackwater river and in a still-water pond in Georgia (USA)

	Bacterial (×10⁹/L)	Flagellate (×10⁶/L)	Ciliate (×10⁴/L)
April			
Main channel	6.2	7.8	2.1
Back water	11	6.4	5.4
Pond	17	7.4	1.8
May			
Main channel	5.0	4.5	3.2
Back water	7.9	6.6	8.0
Pond	7.6	0.91	1.3

aus: CARLOUGH & MEYER (1990)

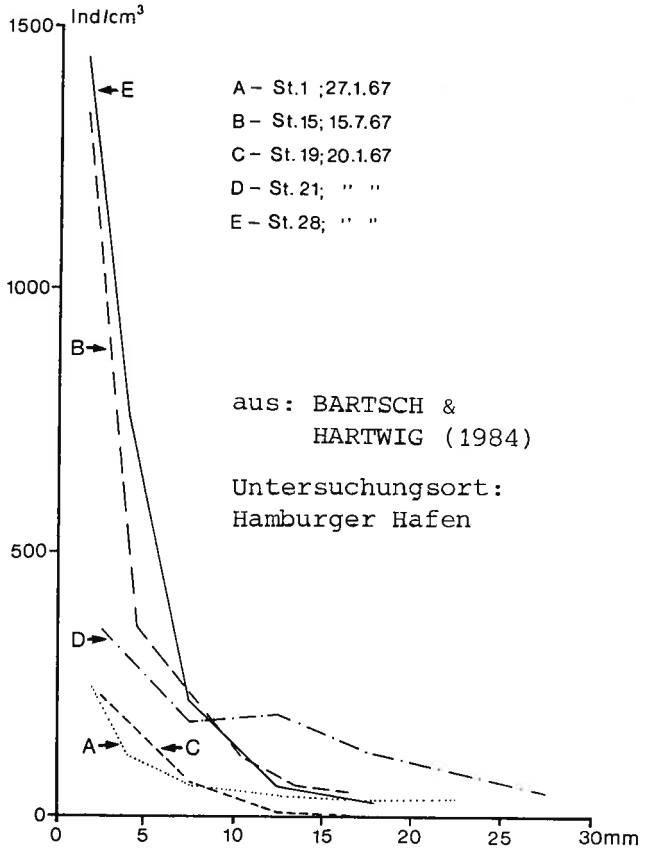


Abb. 1. Vertikalverteilung der vagilen Ciliaten im Sediment an verschiedenen Stationen (A–E).

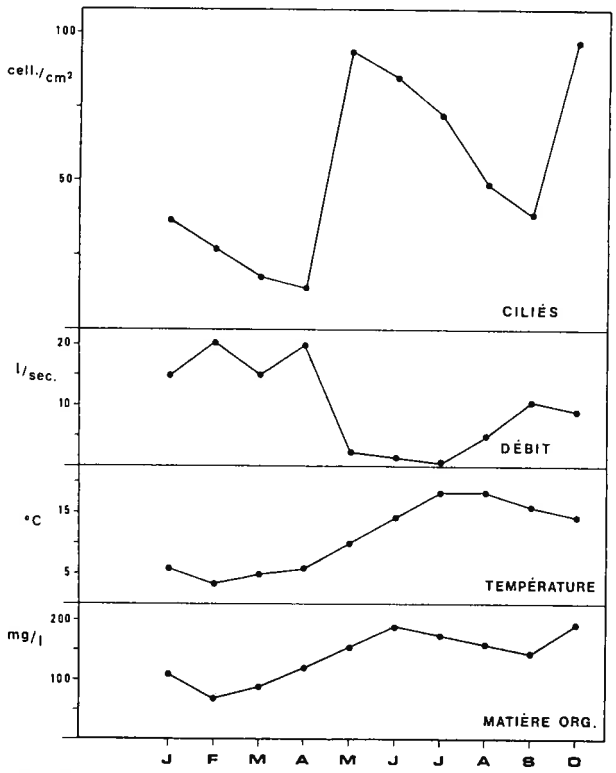


Abb. 2. Variations du nombre de Ciliés, température, débit et matière organique dans le torrent.
aus: MADONI & GHETTI (1980)
Ciliaten im Sediment eines Gebirgsbaches in Italien

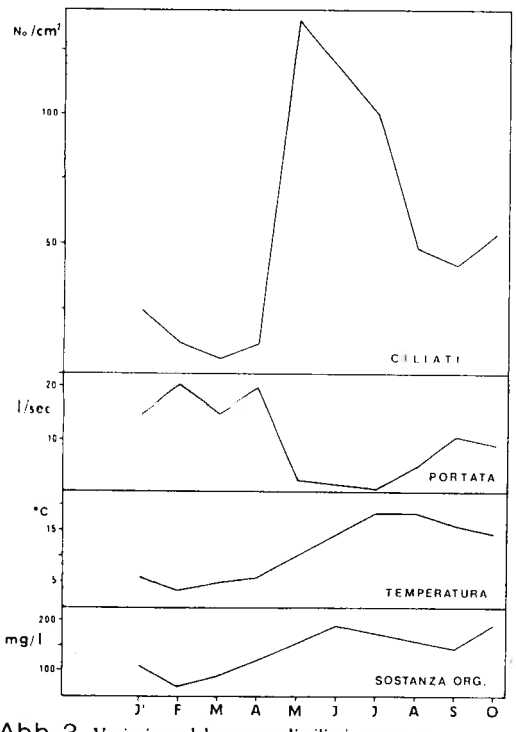
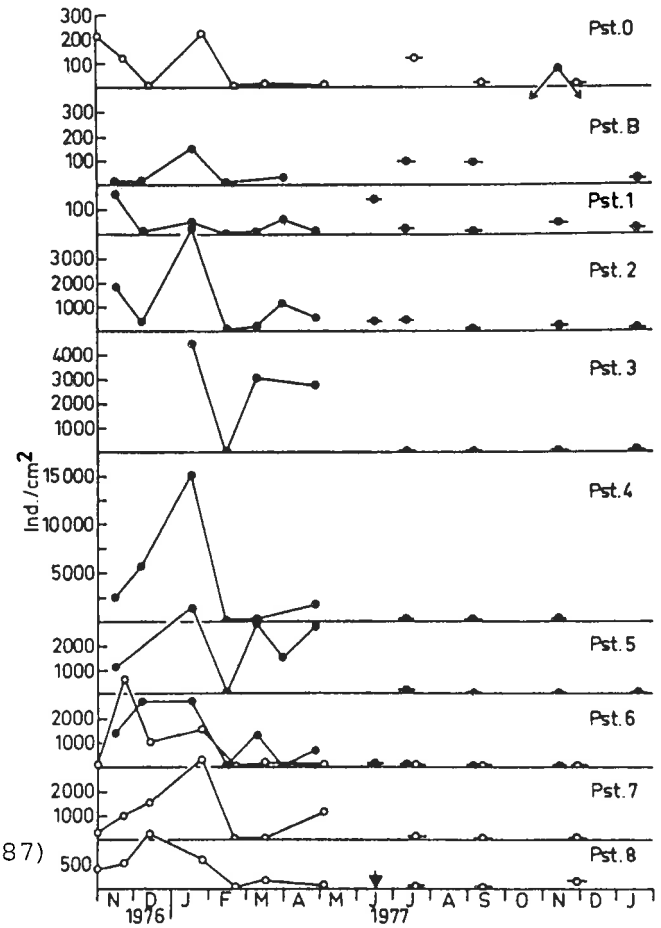


Abb. 3. Variazione del numero di ciliati, temperatura, portata e materia organica del torrente.
Relation between numbers of ciliates, temperatures, water flow and organic load in the stream.
aus: MADONI & GHETTI (1980)
Ciliaten im Sediment eines kleinen Flusses in Italien

Tab. 22. Comparative data from published studies on biomass of ciliates and flagellates from a selection of freshwater habitats.

Authority	Habitat	Biomass mg dry wt m^{-2}
Ciliates		
FENCHEL (1975)	Benthos arctic pond	3 – 25
FINLAY (1978)	Benthos eutrophic loch	14 – 3900
FINLAY (1982)	Benthos eutrophic lake	127 – 2800
SCHONBORN (1981 b)	Stream periphyton	18.5
SCHONBORN (1982)	River periphyton	415
BALDOCK et al. (1983)	Stream epiphyton	13.5
BALDOCK (1986 b)	Epizoic peritrichs	0.3 – 2.8
Present study	Stream benthos	10.3 – 24.2
Flagellates		
FENCHEL (1975)	Benthos arctic pond	177 – 649
BALDOCK et al. (1983)	Stream epiphyton	0.2
MITCHELL (1984)	Stream benthos	0.0082 – 0.822
Present study	Stream benthos	0.75 – 4.15

aus: BALDOCK & SLEIGH (1988)



aus: BAUER (1987)

Abb. 4. Ciliaten (Gesamtzahlen) im Aufwuchs von 14tägig exponierten Objektträgern (•—•) bzw. von 21tägig exponierten Objektträgern (•——•) im untersuchten Bachstrekkenverlauf der Mettma. Pfeil markiert biologischen Klärbeginn.

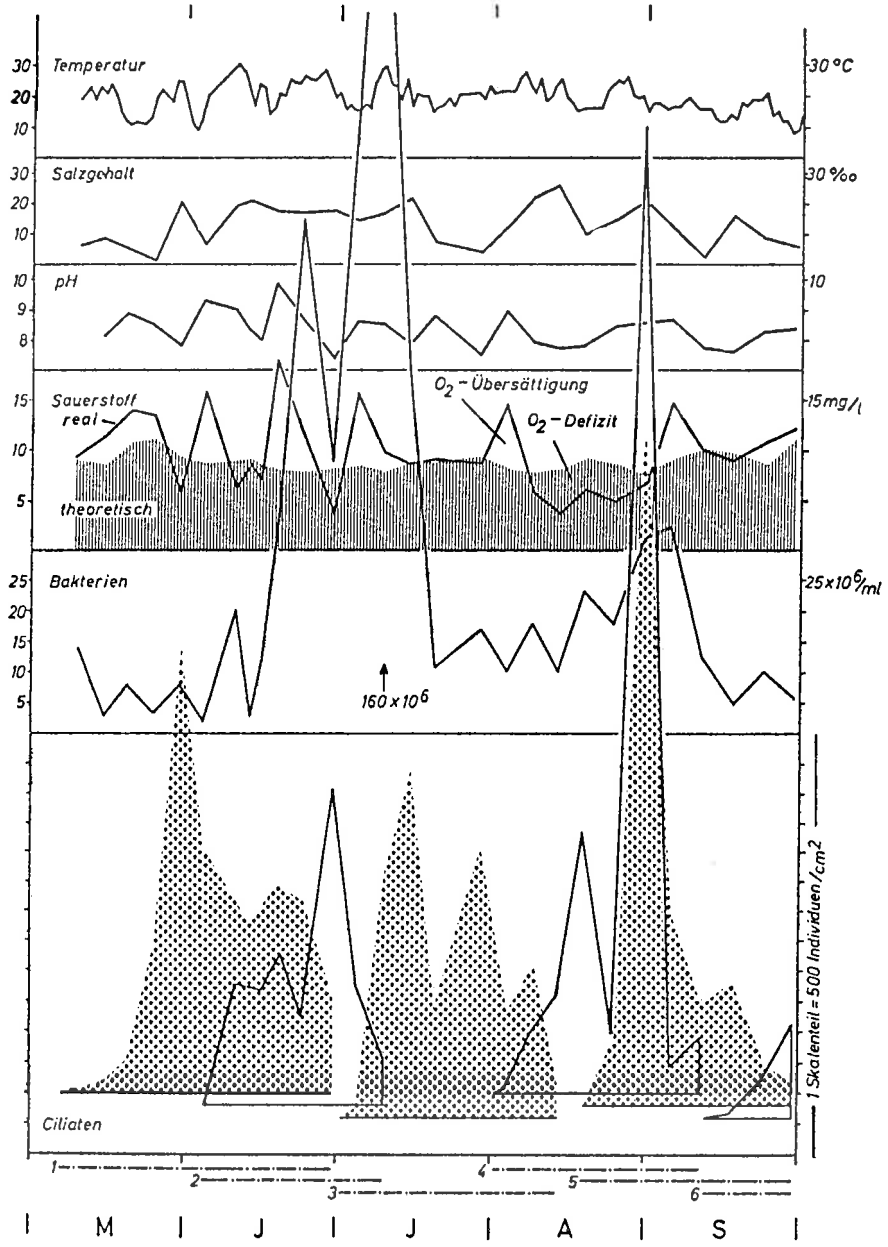


Abb. 5. Aufwuchsciliaten, Keimzahl und abiotische Faktoren an Probestelle 1 von Mai bis September 1970.

aus: KÜSTERS (1974). Aufwuchsciliaten im Königshafen bei List/Sylt

Individuen pro cm²	368 276 184 92																						422			485	503	1011				
Artenanzahl	21 9																															
Expos.i. Wo.		1	1	1	1		1	1	1	1		1	1	1	1	1	1	:	1	1	1	1	1									
Datum		15.3.	23.3.	28.3.	5.4.		18.4.	26.4.	4.5.	10.5.		22.5.	30.5.	5.6.	14.6.	19.6.	26.6.	4.7.	11.7.	17.7.	24.7.	31.7.	88.									
tats. KW.																																
chron. KW.		11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32									

Tab. 23. Individuendichte und Artenanzahl der Ciliaten des einwöchigen Untersuchungsrhythmus 1984 an Probestelle P_6

aus: MIHAILOWITSCH (1989). Solebelasteter Entwässerungsgraben

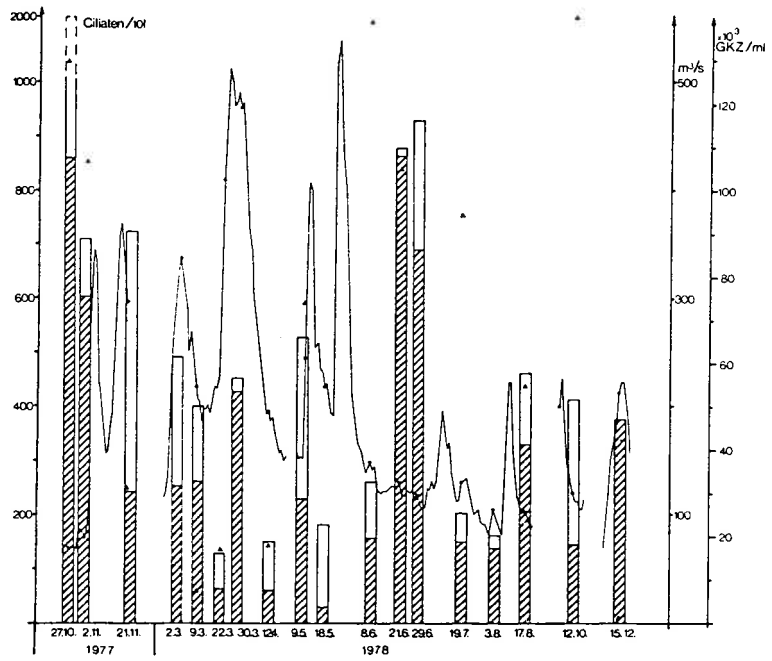


Abb. 6. Gesamtzahl der Ciliaten im Kühlwasser des 'KW Staudinger' bei Entnahme im Einlaufkanal (helle Balken) und bei Rückgabe an den Main im Auslaufkanal (schraffierte Bereiche der Balken). Die Abflußverhältnisse (Kurve und dazugehörige Ordinate: m^3/s) und die für die Untersuchungstage (vgl. Abszisse) gefundenen Gesamtkeimzahlen (Dreieckssymbole und dazugehörige Ordinate: $GKZ \cdot 10^3/ml$) werden für Vergleichszwecke angegeben.
aus: BERNERTH (1982). Anzahl der planktischen Ciliaten im Untermain beim Kraftwerk Staudinger

Tab. 24. Summary of data on annual abundances of planktonic ciliates in lakes[a]

Trophic state	Range of observed abundances (cells/ml)	Chlorophyll *a* (mg/m^3) values associated with trophic state
Ultraoligotrophic	2.4	<1
Oligotrophic	2.3–10.8	1–5
Mesotrophic	18.0–70.9	5–10
Eutrophic	55.5–145.1	10–56
Hypereutrophic	90.0–215.0	>56

[a] Modified from Porter [91]
aus: BEAVER & CRISMAN (1989)

Table 25. Literature values of the population densities of natural ciliate assemblages. O—Oligotrophic; E—eutrophic; M—mesotrophic. Values are ranked from lowest to highest based on the maximal reported density.

($\times 10^3$ liter^{-1})	Environment and description	Reference
0.004–0.5	Danube, Hungary (cold, fast river)	Bereczky 1980
0.7	River Frome, U.K. (chalk stream)	Baldock et al. 1983
0–1.4	Gulf of Maine	Bigelow et al. 1940
0.7–1.4	Pacific Ocean, north central gyre	Beers et al. 1982
1.5	South Pacific Ocean, Tradewinds	Sorokin 1981
1.9	Ivan'kovsky, USSR, O	Mamaeva 1976
0.7–2.0	Pacific Ocean, tropical	Beers and Stewart 1971
3.3	Lake Bowker, Quebec, O	Pace 1986
0.45–3.7	Black Sea	Sorokin 1981
4.3	Lake Orford, Quebec, O	Pace 1986
4.4	Lake Brompton, Quebec, O	Pace 1986
5.2	Bauline Long Pond, Newfoundland, O	Davis 1973
5.8	Lake Brome, Quebec, E	Pace 1986
6.0	Lake Lovering, Quebec, O	Pace 1986
6 max	Akkeshi Bay, Japan	Taguchi 1976
6.2	Bothnian Sea, Sweden	Eriksson et al. 1977
0.5–6.3	Gor'kiy Prov. lakes, USSR, O	Petrova et al. 1975
6.7	Lake Argent, Quebec, M	Pace 1986
7	Pacific Ocean, equatorial divergence	Sorokin 1981
0–8.0	Univ. Penn. botanical pond, Pennsylvania, E	Bamforth 1958
0.5–8.0	Lake Mikolajskie, Poland, E	Bownik-Dylinska 975
8.5	Lake Masawippi, Quebec, E	Pace 1986
7.2–8.7	Lake Mephremagog, Quebec, M	Pace 1986
8.8	Lake Tanganyika, Africa, O	Hecky et al. 1978
2.2–8.8	Pacific Ocean, California Current	Beers and Stewart 1967
0–9.0	Fuller Pond, Connecticut, M	Porter 1973*a*
9	Sea of Japan, pelagic	Sorokin 1981
0.02–9.1	Atlantic coastal fjord, Sweden	Hedin 1975
0.3–9.1	Sea of Japan	Sorokin 1977
0.1–10	Lake Erken, Germany, M	Nauwerck 1963
0.1–10	Bay of Villefranche, France	Rassoulzadegan and Gostan 1976
0–10.3	Char Lake, Canada (polar), O	Rigler et al. 1974
1–10.5	Long Island Sound, New York	Capriulo and Carpenter 1980
0.08–10.6	Pacific coastal waters, California	Beers and Stewart 1979
10.8	Florida lakes, O	Beaver and Crisman 1982
0.034–12.5	Pacific Ocean, So. California Bight	Heinbokel and Beers 1979
0.4–12.5	Long Island Sound, New York	Capriulo and Carpenter 1983
2.0–13	Black Creek, Georgia (blackwater)	This study
13.8	Lake Magog, Quebec, E	Pace 1986
2.2–14.7	Oslofjord, Sweden	Paasche and Kristiansen 1982
15.0	King Lake, Ontario, O	Gates 1984
17	Venice Lagoon, Italy	Sorokin 1981
17.1	Crosson Lake, Ontario, O	Gates 1984
17.8	Plastic Lake, Ontario, O	Gates 1984
19	De Castri Bay, Sea of Japan	Sorokin 1981
9–19	Jack Lake, Ontario, O	Taylor and Lean 1981
19.2	Ruth Lake, Ontario, O	Gates 1984
20.1	Three Mile Lake, Ontario, O	Gates 1984
21.6	Lake Waterloo, Quebec, E	Pace 1986
22	Pacific Ocean, Peruvian upwelling	Sorokin 1981
6.0–23	Pacific Ocean, coastal waters	Beers et al. 1980
23.5	Esthwaite Water, U.K., E	Bark 1981
27.5	Florida lakes, M	Beaver and Crisman 1982
27.9	Young Lake, Ontario, O	Gates 1984
28.4	Blue Chalk Lake, Ontario, O	Gates 1984
28.8	Mountain Lake, Ontario, O	Gates 1984
29	Antarctic Ocean (midsummer)	Sorokin 1981
30	Pacific Ocean, equatorial upwelling	Sorokin 1981
5.0–30	Kaneohe Bay, Hawaii	Hirota and Szyper 1976
30	Rhode, Maryland (tidal river)	Berk et al. 1977

Table 25 Continued.

(× 10^3 liter^{-1})	Environment and description	Reference
37.4	White Lake, Ontario, O	Gates 1984
40	Faro Lagoon, Sicily (meromictic)	Sorokin 1981
18–42	Dalnee Lake, USSR, M	Sorokin and Paveljeva 1972
<0.02–46	Damariscotta estuary	Sanders 1987
55.5	Florida lakes, E	Beaver and Crisman 1982
86	Peruvian upwelling (diatom bloom)	Sorokin 1981
<0.02–92	Kiel Bight (estuary)	Smetacek 1981
10–100	Tokyo Bay, Japan	Kume 1979
145	Peruvian upwelling ("red tide")	Sorokin 1981
0–146	Ogeechee River, Georgia	This study
155.0	Florida lakes, E	Beaver and Crisman 1982
0.1–190	Lake Ogelthorpe, Georgia, E	Pace 1982
1–200	Lake Ogelthorpe, Georgia, E	Pace and Orcutt 1981
4.7–226	Duplin River, Georgia (estuary)	Sherr pers. comm.
2–254	Lake Oktyabr'skoye, M	Korniyenko 1972
1.0–302	Black Creek, Georgia (backwater)	This study
370	Valpisani Pond, Italy (brackish)	Sorokin 1981
4–808	Lake Karasum, USSR, E	Korniyenko 1972
2,000–4,000	Punta San Juan ("red water" bloom)	Sorokin and Kogelschatz 1979

aus: CARLOUGH & MEYER (1989)

Table 26. Abundance of picoplankton and protists (No./ml) and partition of their particulate carbon (ng C/ml; bold type) in a productive freshwater pond (Priest Pot) from England (from FINLAY et al. 1988)

Depth (m)	Picoplankton[1] (≤ 0.2–2 µm)	Phototrophs [2](2–20 µm) (PNANO)	Phototrophs (> 20 µm)	Heterotrophs [2](2–20 µm) (HNANO)	Heterotrophs [3](Ciliates)	Σ	Measured particulate carbon (MPC)	Hetero-trophs (MPC)	HNANO PICO	Ciliates PNANO
0	0.87×10^7 **148**	1.3×10^5 **863**	**1120**	0.50×10^5 **78**	56 **102**	2311	5340	3%	0.52	0.12
0.6	1.1×10^7 **190**	1.5×10^5 **1105**	**3790**	0.58×10^5 **96**	331 **473**	5654	6317	9%	0.51	0.43
1.5	1.0×10^7 **177**	0.58×10^5 **264**	**13**	0.55×10^5 **67**	125 **414**	935	3759	13%	0.38	1.6
1.75	1.5×10^7 **287**	0.37×10^5 **561**	**8**	0.59×10^5 **29**	224 **1980**	2865	3308	61%	0.10	3.5
2.25	2.1×10^7 **382**	0.42×10^5 **516**	**3**	1.0×10^5 **47**	60 **1180**	2128	3728	33%	0.12	2.3
3.1	1.7×10^7 **309**	0.34×10^5 **587**	**0**	1.8×10^5 **94**	8 **361**	1351	4284	11%	0.30	0.61
Anaerobic Sediment	7.7×10^8 **12040**	5.2×10^6 **49500**	**n.d.**	2.4×10^6 **9660**	1584 **6100**				0.80	0.12
				Pelomyxa	102 **112700**					
Aerobic Sediment	6.5×10^8 **10800**	2.9×10^6 **6650**	**n.d.**	1.8×10^6 **1110**	3222 **2470**				0.10	0.37

[1] Picoplankton were allocated to size classes (≤ 0.2, ≤ 1, ≥ 1 µm) and converted to carbon using factors derived from Fig. 2 in (28).
[2] Cells were allocated to size classes (≤ 2, ≤ 5, ≤ 10, ≤ 20 µm) and converted to biovolumes using approximate geometric shapes. Dry weight was assumed to be 17% of wet weight and carbon 50% of dry weight.
[3] Biovolumes of individual species were calculated from approximate geometric shapes. Further conversions as in 2.

Tab. 27. Comparative Data on the Abundance and Biomass of Planktonic Infusorians in Different Bodies of Water

Body of water	Abundance, million spec/m^3	Biomass, g/m^3	Published source	Remarks
Rybinsk Reservoir	62.0	—	[14]	Average (surface) for growing period
	136.8	—		Maximum (surface)
Same	—	0.135	[13]	Average
	—	0.800		Maximum
Ivan'kovo Reservoir	—	0.419	[13]	Average
	4.0	0.890		Maximum for growing period
Kremenchug Reservoir	3.45	0.17	Average (surface) for growing period	Average for growing period
	11.147	0.490		Maximum
Oktyabr' Reservoir	70.9	3.19	[8]	"
Lake Karasun	145.1	5.15	[8]	"
Lake Glubokoye	2.8	0.08	[22]	Annual average for entire lake
Lake Beloye	24.0	0.30	[24]	Average for ice-free period for entire lake
Lake Naroch'	3.6-7.0	0.12-0.19	[10]	Average for ice-free period
Lake Myastro	10.8-14.0	0.23-0.36	[10]	Same
Lake Batorin	28.3	0.69	[10]	"
Lakes in southern Lithuania	1.5-6.4	—	[12]	Maximum during year
Lake Svyatoye	4.6	0.16	[15]	Average for season (surface)
Lake Svetloyar	1.48	0.038	[16]	Same
Lake Balaton	7.17	—	[28]	Maximum (longterm)
Lake Otradnoye	0.80	—	[21]	Maximum during year
Mordvinovskiy Pond	554.4	—	[21]	Same
Kristatellevyy Pond	27.0	—	[21]	"
Fertilized pond (Gor'kiy Oblast)	416.6	8.4	[8]	Maximum

aus: NEBRAT (1975). Vorwiegend Seen in der UdSSR.

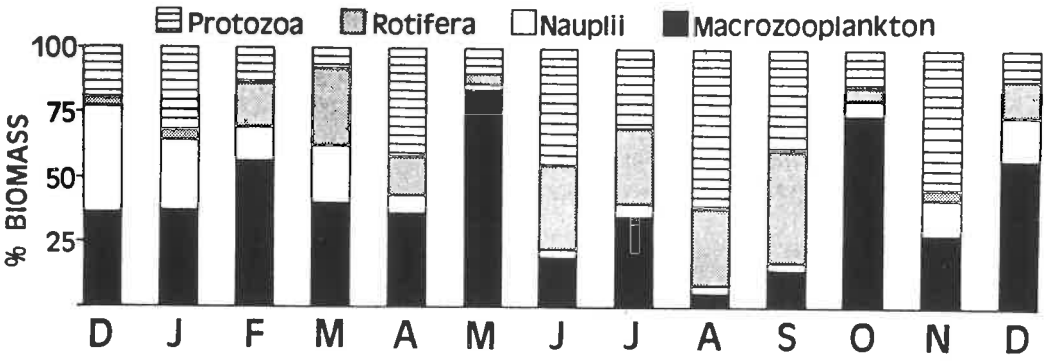


Abb. 7. Percentages of protozoans, rotifers, nauplii, and macrozooplankton in total community biomass for monthly samples, December 1978–December 1979.
aus: PACE & ORCUTT (1981). Die Daten beziehen sich auf einen 30ha großen, künstlichen See in den USA.

Tab. 28. Percentage of the total zooplankton biomass composed by protozoans. Total zooplankton biomass values (μg/liter) are enclosed by parentheses.

	Date										
Depth	9/7	10/11	10/31	11/24	12/11	2/28	3/10	4/15	5/19	6/28	7/31
Surface	9	15	26	33	57	7	4	26	28	61	13
	(1622)	(464)	(93)	(106)	(23)	(119)	(174)	(34)	(65)	(1991)	(898)
15	4	13	15	9	12	9	22	32	44	7	8
	(537)	(482)	(164)	(231)	(148)	(93)	(46)	(25)	(223)	(1291)	(720)
31	7	25	11	18	14	9	57	17	44	10	7
	(199)	(125)	(195)	(203)	(148)	(117)	(14)	(81)	(113)	(553)	(307)
92	8	15	-	32	78	77	42	99+	98	16	17
	(97)	(40)		(57)	(18)	(13)	(12)	(18)	(41)	(105)	(115)
Average	7	15	15	19	19	10	13	30	47	35	11
	(614)	(278)	(151)	(149)	(84)	(86)	(62)	(40)	(111)	(985)	(510)

aus: HUNT & SHIH MING CHEIN (1983). Die Daten beziehen sich auf einen eutrophen See (Cayuga Lake) in New York.

Tab. 29. Seasonally averaged biomass (in μg l^{-1}) and limnological data for a set of Ontario lakes in 1981.

Name	Ciliate numbers (ml^{-1})	Ciliate biomass density	0–10 μm phyto-plankton	> 10 μm phyto-plankton	Filament phyto-plankton	Herb. zoo-plankton	Carn. zoo-plankton	Ciliates as % of total
White	37.4	140.6	346.5	307.4	305.1	312.8	175.6	8.9
Blue Chalk	28.4	39.9	217.0	151.7	131.9	388.0	354.9	3.1
Crosson	17.1	26.9	320.0	212.4	51.6	226.8	91.2	2.9
Mountain	28.8	36.1	204.3	234.6	194.8	99.5	222.2	3.6
Plastic	17.8	76.7	203.6	273.1	48.5	297.6	60.5	8.0
Three Mile	20.1	30.7	288.2	418.2	415.2	245.1	160.6	2.0
King	15.0	47.2	274.3	331.2	57.6	667.0	145.9	3.1
Ruth	19.2	70.8	251.1	308.6	43.9	237.4	85.9	7.1
Young	27.9	89.2	325.5	439.2	108.6	696.4	435.7	4.3

aus: GATES (1984). Alles eher oligotrophe Seen, P_{total} 7-28 μg/l.

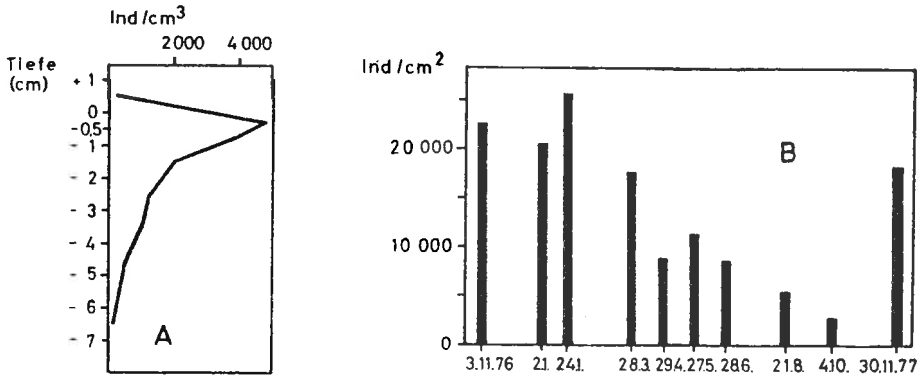


Abb. 8. Verteilung der Ciliaten im Heinrichsweiher, Probestelle 1.
A Vertikalverteilung im Jahresdurchschnitt
B Individuen/cm^2 (Summe der Individuen aller Schichten, aus 1 cm^3 freien Wasser und 7 cm^3 Sediment) zu verschiedenen Zeitpunkten
aus: REINNARTH (1979)

Tab. 30. Durchschnittswerte von Glühverlust (des Sediments), Dehydrogenaseaktivität (des Sediments) und Ciliatendichte (des freien Wassers und Sediments) im Eschmarer Baggersee (E), Unterbacher See (U) und Heinrichsweiher, Probestelle 1 (HW).

	E	U	HW
Glühverlust (% Trockengewicht)	0,40	2,64	19,32
Dehydrogenaseaktivität (rel.)	0,02	1,61	38,00
Ciliaten/cm^2	11	1 600	14 000

aus: REINNARTH (1979)

Tab. 31. Ciliate and nanoplankton biomass, averaged over seasonal phases. Theoretical range of ciliate community grazing and ingestion of nanoplankton, calculated by assuming minimum and maximum grazing rates of 10^4–10^5 cell volumes hour^{-1} at 20°C and a Q_{10} value of 2

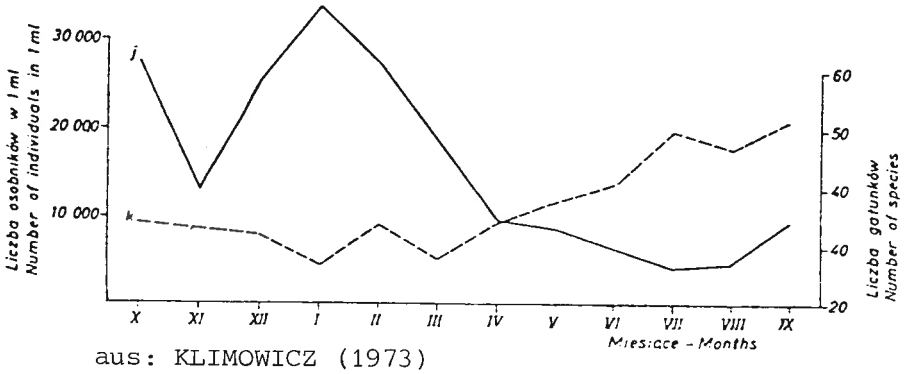
Season	Mean biomass (mg C m^{-3})		Theoretical range of ciliate community grazing rates (d^{-1})	Theoretical range of ciliate community ingestion rates of nanoplankton	
	Ciliate	Nanoplankton		mg C / m^3*d	% C / Ciliate body C*d
Spring 1987	31.9	137.7	0.03–0.33	4.5–45.4	14–142
1988	40.2	135.7	0.04–0.45	6.1–61.1	15–152
1989	28.6	69.1	0.03–0.27	1.9–18.7	6–65
Clear-water phase 1987	11.0	66.3	0.01–0.14	0.9–9.3	8–84
1988	8.3	39.1	0.01–0.13	0.5–5.1	6–61
1989	4.9	38.2	0.01–0.08	0.3–3.1	6–63
Summer/autumn 1987	22.3	34.3	0.04–0.37	1.3–12.7	6–57
1988	41.0	40.0	0.07–0.72	2.9–28.8	7–70
1989	35.0	40.3	0.06–0.63	2.5–25.4	7–73
Winter 1987/1988	3.1	10.8	0.003–0.03	0.03–0.3	1–10
1988/1989	3.1	24.9	0.003–0.03	0.07–0.7	2–23

aus: MÜLLER et al. (1991). Die Daten beziehen sich auf den Bodensee (Lake Constance).

Table 32. Comparison of a high-rate waste water treatment plant with conventional activated sludge plants.

Parameter	High-rate plant			Conventional plants		
	Min	Max	x	Min	Max	x
Temperature (°C)	-	-	30	5	25	-
pH	6.5	7.7	7	4	9	7
Oxygen content (mg/l)	0.4	4.0	2.2	1	2	-
Oxygen saturation (%)	5	50	26	-	-	-
Space loading (kg BOD/m^3.d)	-	-	21	0.25	1.5	1
Sludge age (d)	-	-	1	13	35	-
BOD influent (mg/l)	-	-	21000	-	-	300
BOD effluent (mg/l)	-	-	3000	-	-	20
COD influent (mg/l)	-	-	38000	500	600	550
COD effluent (mg/l)	-	-	3400	-	-	100
COD:BOD	-	-	1.9	-	-	<1.7
COD digestion (%)	-	-	90	-	-	90
Sludge loading (kg BOD/kg SS.d)	0.7	1.0	0.8	0.05	0.3	-
Sludge volume (ml/l)	-	-	>600	300	600	-
Sludge index (ml/g SS)	-	-	>200	80	120	-
Floc size (µm)	-	-	<30	150	500	-
Suspended solids (%)	-	-	3	-	-	<1
Anorganic substance (%)	45	56	50	15	65	40
Organic substance (%)	44	55	50	35	85	60
Prokaryotic biomass (mg dm/l)	11000	18800	15000	-	-	-
Eukaryotic biomass (mg dm/l)	140	1470	590	-	-	-
Dominant bacteria	filamentous			flocculating		
Dominant protozoa	flagellated			ciliated		
Amoebae (Number x 1000/ml)	0	770	340	0	19	-
Flagellates (Number x 1000/ml)	0	5400	2000	0	17000	2000
Globules (Number x 1000/ml)	385	6000	1000	-	-	-
Ciliates (Number x 1000/ml)	10	157	54	1	50	-
Rotifers (Number/ml)	0	200	29	0	2300	-
Nematodes (Number/ml)	0	0	0	-	-	1

aus AESCHT & FOISSNER (1992)



aus: KLIMOWICZ (1973)

Abb. 9. Ciliaten im Belebtschlamm einer Kläranlage

Tab. 33. *Average weekly concentrations, to the nearest hundred, of sludge fauna in estimated numbers per millilitre.*

	NORTHERN OUTFALL	BERRYLANDS
Total population	17,000	17,700
Flabellula sp.	4,000	5,100
Cochliopodium bilimbosum	2,700	2,100
Arcella sp.	2,000	300
Vorticella convallaria	900	1,100
V. octava	600	1,100
Trochilia minuta	600	800
Trachelophyllum pusillum	800	600
Mayorella sp.	500	400
Lecane sp.	600	200
Euglypha tuberculata	100	700
All others	4,200	5,400

Data derived from 50 weekly samples.

aus: SYDENHAM (1971)

Protozoen im Belebtschlamm einer Kläranlage

Tab. 34. Statistical evaluation of the coenoses of ciliates in six activated sludges. Abbreviations: KA: clarification plant; $x_1 \ldots x_5$: individuals counted in 10 µl each; $\sum k$: sum of individuals of the five counts; f_{max}: confidence limits (%); $\bar{x}$: arithmetical mean; CI: confidence interval; V: coefficient of variation; s: standard deviation; D^2: dispersion index; Ind/ml: calculated numbers of individuals per ml.

	x_1	x_2	x_3	x_4	x_5	$\sum k \pm f_{max}$	$\bar{x} \pm 95\,\%$ CI	V %	s	D^2	Ind/ml ± 95% CI
KA 1	312	350	323	406	373	1764 ± 5%	353 ± 17	11	38	16,4	35280 ± 5%
KA 2	71	53	49	43	65	282 ± 12%	56 ± 7	20	12	9,5	5620 ± 12%
KA 3	42	29	85	54	50	260 ± 12%	52 ± 6	40	21	33,2	5200 ± 12%
KA 4	248	190	219	199	204	1060 ± 6%	212 ± 13	11	23	9,7	21200 ± 6%
KA 5	46	26	32	43	38	185 ± 15%	37 ± 5	22	8	7,1	3700 ± 15%
KA 6	36	37	33	31	35	172 ± 15%	34 ± 5	7	2	0,7	3440 ± 15%

aus: AUGUSTIN et al. (1989)

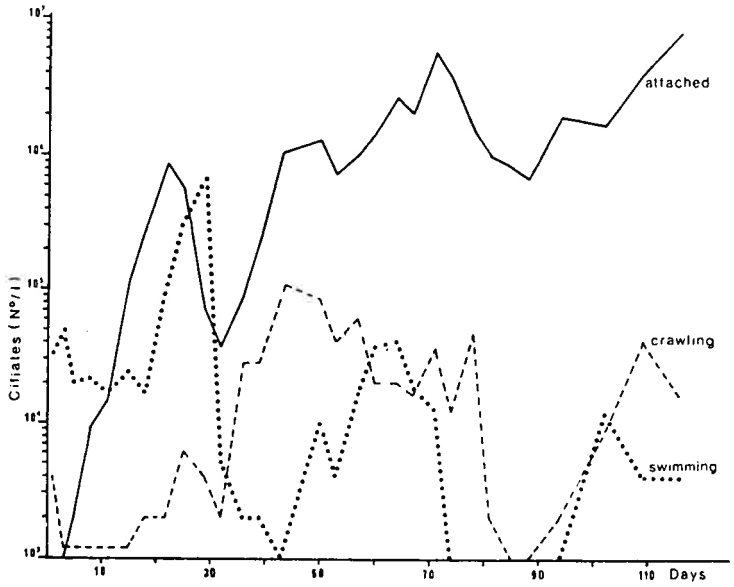


Abb.10. Dynamics of the functional groups of ciliated protozoa aus: MADONI & ANTONIETTI (1984)

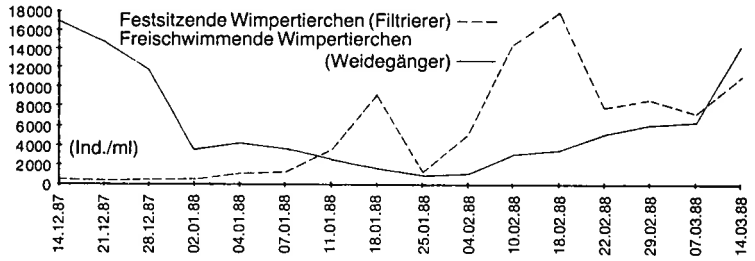


Abb.11. Die Entwicklung der Ciliaten-Zoozönosen im Belebtschlamm. aus: JÄGER et al. (1989)

2.2.3 Stoff- und Energiebilanzen

Nur wenige Arbeiten befassen sich mit der Stoff- und Energiebilanz von Protozoen-Gemeinschaften in Fließgewässern (BALDOCK et al. 1983, SCHÖNBORN 1981, 1982a,b, 1987). Genau besehen hat nur SCHÖNBORN die Produktion unter natürlichen Bedingungen untersucht, da BALDOCK et al. die Wachstumsraten aus Laboratoriums-Reinkulturen ermittelten und die Mortalität nicht berücksichtigten. Gleiches gilt auch für die etwas häufigeren Daten über die Energiebilanz von planktischen Protozoen-Gemeinschaften (Tab. 50-55).

Laborversuche lassen vermuten, daß die benthischen Fließgewässer-Protozoen 21 bis 48 g bakteriellen Kohlenstoff/m^2 ingestieren, entsprechend 80 % bis 183 % der jährlichen Bakterienproduktion (BOTT & KAPLAN 1990).

Tab. 35. Jahressummen und Jahresdurchschnitte: Zahl der Kontrollen: 23/a; P/m^2 [C] = 421,9 mg (Ammerbach)

Art	$\bar{x}$ I/cm^2	Teilungszeit (h) (von ... bis)	$\bar{x}$ Teilungszeit (h)	$\bar{x}$ I/m^2	Σ P/cm^2 (I)	Σ P/m^2 (I)	$\bar{x}$ B/m^2 (mg)	Σ P/m^2 (mg)	P/B [a]
Litonotus lamella (groß)	1,3	24 ... 240	108	4078,3	327,7	$730 \cdot 10^3$	0,13	25,1	193
Litonotus lamella (klein)	0,8	38 ... 120	108	1336,5	112,5	$170,4 \cdot 10^3$	0,02	3,4	170
Litonotus fasciola	0,3	72 ... 120	96	918,3	30,9	$108,7 \cdot 10^3$	0,07	8,1	116
Chilodonella uncinata	0,1	24 ... 120	72	319,6	29,9	87600	0,00	1,0	250
Chilodonella cucullulus	2,8	24 ... 120	74	1482,1	627,7	$315,5 \cdot 10^3$	0,38	91,0	239
Cyclidium elongatum	0,0	38 ... 120	78	435,6	18,6	65472	0,00	0,0	140
Carchesium polypinum	0,2	72 ... 120	96	612,2	20,6	72500	0,07	8,8	126
Stentor roeseli	0,7	24 ... 120	72	2601,7	197,6	$695,5 \cdot 10^3$	28,20	7726	274
Euplotes patella	1,1	24 ... 120	97,5	1058,5	274,1	81521	0,52	40,9	79
Euplotes affinis	0,3	24 ... 120	84	134,8	80	9909	0,00	0,3	75
Stylonychia mytilus	1,2	24 ... 360	118,5	1648,7	125,8	$476,5 \cdot 10^3$	0,71	191	269
Uroleptus piscis	0,2	24 ... 120	72	418,7	23,2	$136,4 \cdot 10^3$	0,19	66,3	348
Tachysoma pellionella	9,9	24 ... 240	95,4	31811,3	$131,9 \cdot 10^3$	$8,2 \cdot 10^6$	1,06	277,9	262
$\Sigma, \bar{x}$	18,9	24 ... 360	90,1	46856,3	133797	$11,1 \cdot 10^6$	31,35	8439	195

aus: SCHÖNBORN (1981)



Abb. 12. Die Schwankungen der Ziliatenproduktion im Jahresverlauf im Ammerbach
aus: SCHÖNBORN (1981)

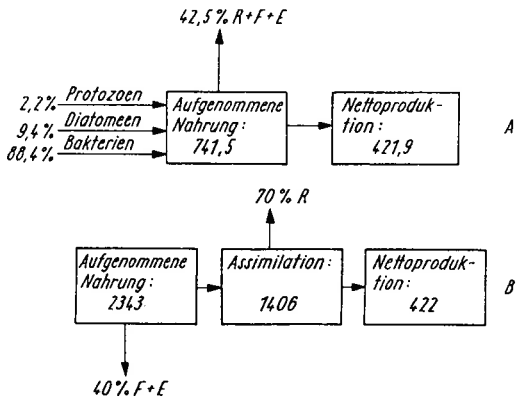


Abb. 13. Kohlenstoff-Jahresbilanz der Ziliatenzönose des Ammerbaches
A — Gemessene Bilanz; B — Korrigierte Bilanz auf der Basis gemessener Nettoproduktion und aus Laborversuchen bekannter Werte für Respiration und dem ungenutzten Nahrungsanteil; R — Respiration; F — Faeces; E — Exkretion; Werte in mg C/$m^2 \cdot a$
aus: SCHÖNBORN (1981)

Tab. 36. Tagesproduktionswerte produktionsbiologisch wichtiger Ziliaten und die Zahl ihrer Generationen pro Jahr in der Saale

Art	max/d		min/d		P/B (d)	Generations-zahl/a
	I/m²	mg/m²	I/m²	mg/m²		
L. lamella gr.	$100 \cdot 10^3$	3,46	$0{,}1 \cdot 10^3$	0,004	0,20/0,06	63
L. lamella kl.	$75 \cdot 10^3$	1,70	$0{,}2 \cdot 10^3$	0,004	0,25/0,06	51
Ch. cucullulus	$53 \cdot 10^3$	15,00	$0{,}07 \cdot 10^3$	0,02	0,33/0,07	31
C. colpoda	$32 \cdot 10^3$	8,00	$3 \cdot 10^3$	0,75	0,20/0,10	21
P. trichium	$180 \cdot 10^3$	31,40	$0{,}7 \cdot 10^3$	0,12	0,25/0,07	60
	$(16 \cdot 10^3)$	(2,90)			(0,33)	
V. convallaria	$8{,}3 \cdot 10^6$	430,00	$0{,}7 \cdot 10^3$		0,33/0,08	22
	$(857 \cdot 10^3)$	(44,20)			(0,07)	
C. polypinum	$2{,}0 \cdot 10^6$	250,00	$2{,}1 \cdot 10^3$	0,26	0,33/0,07	16
	$(200 \cdot 10^3)$	(25,00)			(0,10)	
St. coeruleus	$31 \cdot 10^3$	436,00	—	—	0,33	5
Sp. ambiguum	$50 \cdot 10^3$	729,60	$1{,}5 \cdot 10^3$	21,80	0,50/0,50	21
T. pellionella	$275 \cdot 10^3$	9,82	$0{,}7 \cdot 10^3$	0,02	0,25/0,07	50

aus: SCHÖNBORN (1982b)

Tab. 37. Jahresproduktion an lorikaten Ziliaten in der Saale; Untersuchungsort Rothenstein, α-mesosaprob
Die erste Zahl gibt die Produktion an Individuen (I) auf dem Objektträger (19,76 cm²), die zweite die Biomasse B in mg/m², an.

	Vaginicola tincta	*Vaginicola crystallina*	*Pyxicola affinis*	*Platycola truncata*
7. 3.—21. 3. 77	1,5/0,09	3,0/0,5	6/0,1	207/7,0
21. 3.— 4. 4.	0/0	3,0/0,5	15,0/0,3	73,5/2,5
4. 4.—18. 4.	0/0	0/0	4,5/0,08	85,5/2,9
18. 4.— 2. 5.	3,0/0,2	0/0	28,5/0,5	67,5/2,3
2. 5.—16. 5.	0/0	0/0	0/0	28,5/1,0
16. 5.— 1. 6.	0/0	25,5/3,8	31,5/0,6	72/2,4
1. 6.—13. 6.	3,0/0,2	148,5/22,3	154,5/2,9	214,5/7,3
13. 6.—27. 6.	0/0	0/0	3,0/0,05	292,5/10,0
27. 6.—11. 7.	0/0	2,5/0,4	0/0	133,5/4,5
11. 7.—25. 7.	0/0	0/0	75,6/1,4	136/4,6
25. 7.— 8. 8.	15/0,9	0/0	21/0,4	1150/39,2
8. 8.—22. 8.	43,5/2,6	4,5/0,6	27/0,5	0/0
22. 8.— 5. 9.	Hochwasser, keine Produktion			
5. 9.—19. 9.	27/1,6	15/2,2	18/0,3	861/29,3
19. 9.— 3. 10.	48/2,9	0/0	12/0,2	1068/36,4
3. 10.—17. 10.	61,5/3,7	109,5/16,5	3,0/0,05	1257/42,9
17. 10. 77—30. 1. 78	Hochwasser, keine Produktion			
30. 1.— 3. 2.	4,5/0,3	30/4,5	45/0,8	366,6/12,5
3. 2.—27. 2.	0/0	0/0	0/0	0/0
27. 2.— 6. 3.	0/0	0/0	0/0	0/0
I/Objektträger · a	207,0	341,5	444,6	6013,1
B/m² [mg] · a	12,5	51,3	8,2	204,8

Σ I/Objektträger · a = 7006,2
Σ B/m² [mg] · a = 276,8

aus: SCHÖNBORN (1982b)

Tab. 38. Produktion an Testaceen und lorikaten Ziliaten in der Ilm

	Ilmenau Durchschnittliche Jahresproduktion (aus 589 Tagen von 1976 ... Sept. 1979)		Buchfart Durchschnittliche Jahresproduktion (aus 552 Tagen von 1976 ... Sept. 1979)	
	$I/m^2 \cdot a$	$mg/m^2 \cdot a$	$I/m^2 \cdot a$	$mg/m^2 \cdot a$
Testacea				
Pyxidicula operculata	$37{,}0 \cdot 10^3$	0,21	—	—
Arcella discoides	$37{,}6 \cdot 10^3$	2,86	$91{,}0 \cdot 10^3$	5,85
Arcella rotundata	$66{,}1 \cdot 10^3$	0,83	$11{,}4 \cdot 10^3$	0,22
Centropyxis aculeata	$91{,}2 \cdot 10^3$	76,90	$69{,}6 \cdot 10^3$	38,15
Centropyxis hirsuta	$30{,}1 \cdot 10^3$	0,37	—	—
Centropyxis aerophila	—	—	$11{,}4 \cdot 10^3$	0,12
Loricata				
Vaginicola tincta	—	—	$12{,}0 \cdot 10^3$	1,39
Platycola truncata	$403{,}8 \cdot 10^3$	14,06	$2{,}1 \cdot 10^6$	160,35
Platycola striata	$31{,}9 \cdot 10^3$	1,02	$34{,}8 \cdot 10^3$	2,78
Σ Testacea	$262 \cdot 10^3$	81,17	$183{,}0 \cdot 10^3$	44,32
Σ Loricata	$436 \cdot 10^3$	15,08	$2{,}1 \cdot 10^6$	164,52
Gesamt	$698 \cdot 10^3$	96,25	$2{,}3 \cdot 10^6$	208,86

aus: SCHÖNBORN (1982a)

Tab. 39. Jahressummen und Jahresdurchschnitte für die Ziliatenproduktion der mittleren Saale

Art	$\bar{x}$ I/cm^2	Teilungszeit (von ... bis in h)	$\bar{x}$ Teilungs-zeit (h)	$\bar{x}$ I/m^2	Σ P/cm^2 (I)	Σ P/m^2 (I)	$\bar{x}$ B/m^2 (mg)	Σ P/m^2 (mg)	P/B (a)
Litonotus lamella (gr.)	5,1	38 ... 336	119,2	$51 \cdot 10^3$	$1{,}7 \cdot 10^3$	$17 \cdot 10^6$	1,77	594,6	335
Litonotus lamella (kl.)	3,8	38 ... 336	145,7	$38{,}5 \cdot 10^3$	933,4	$9{,}3 \cdot 10^6$	0,88	209,3	237
Litonotus fasciola	0,9	72 ... 120	96,0	$9 \cdot 10^3$	272	$2{,}7 \cdot 10^6$	0,69	829	120
Amphileptus claparedei	1,2	96	96,0	$12 \cdot 10^3$	154,0	$1{,}5 \cdot 10^6$	1,60	200,7	125
Amphileptus carchesii	2,0	120	120,0	$20 \cdot 10^3$	147,5	$1{,}4 \cdot 10^6$	9,50	665,2	70
Trachelius ovum	2,0	120 ... 336	264,0	$20 \cdot 10^3$	142,0	$1{,}4 \cdot 10^6$	16,69	1192	71
Chilodonella cucullulus	2,6	48 ... 336	114,6	$26 \cdot 10^3$	927,7	$9{,}2 \cdot 10^6$	7,46	2581	346
Chilodonella uncinata	$2 \cdot 25^{-1}$	96 ... 240	144,0	800	12,4	$124 \cdot 10^3$	250^{-1}	1,5	375
Colpoda cucullus	0,3	48 ... 120	84,0	$3 \cdot 10^3$	105,5	$1{,}0 \cdot 10^6$	0,82	290,6	354
Colpidium colpoda	1,4	48 ... 240	115,2	$14 \cdot 10^3$	622,5	$6{,}2 \cdot 10^6$	3,60	1555,8	432
Paramecium trichium	3,6	15 ... 336	102,6	$36 \cdot 10^3$	1059,2	$10{,}5 \cdot 10^6$	6,30	1796,7	285
Paramecium caudatum	0,2	240	240,0	$2 \cdot 10^3$	4,8	$48 \cdot 10^3$	2,48	67,9	27
Cyclidium citrullus	0,2	72	72,0	$2 \cdot 10^3$	58,0	$580 \cdot 10^3$	125^{-1}	3,1	387
Vorticella convallaria	158	48 ... 336	198,0	$1{,}5 \cdot 10^6$	$32{,}5 \cdot 10^3$	$325 \cdot 10^6$	81,3	16700	205
Vorticella campanula	223	48 ... 240	192,0	$2{,}2 \cdot 10^6$	$5{,}8 \cdot 10^3$	$58 \cdot 10^6$	302,6	7938	26
Vorticella microstoma	25^{-1}	240 ... 336	288,0	440	0,8	$8 \cdot 10^3$	$5 \cdot 10^{-3}$	0,1	20
Carchesium polypinum	80,7	72 ... 336	180,0	$0{,}8 \cdot 10^6$	$10{,}2 \cdot 10^3$	$102 \cdot 10^6$	101,0	12773	126
Zoothamnium arbuscula	7,9	72 ... 240	128,0	$79 \cdot 10^3$	$1{,}5 \cdot 10^3$	$15 \cdot 10^6$	5,73	1255	218
Epistylis plicatilis	2,0	336	336,0	$20 \cdot 10^3$	26,0	$260 \cdot 10^3$	0,53	6,6	12
Campanella umbellaria	3,4	72	72,0	$34 \cdot 10^3$	986	$9{,}8 \cdot 10^6$	35,6	10200	286
Opercularia confusa	$2 \cdot 25^{-1}$	96	96,0	800	10,3	$103 \cdot 10^3$	0,1	12,6	126
Stentor coeruleus	0,4	72	72,0	$4 \cdot 10^3$	116,0	$1{,}1 \cdot 10^6$	52,32	14392	275
Spirostomum ambiguum	0,4	48 ... 72	64,0	$4 \cdot 10^3$	165,8	$1{,}6 \cdot 10^6$	65,94	23319	353
*Aspidisca lynceus**	3,4			$34 \cdot 10^3$			0,79		
*Aspidisca costata**	0,5			$5{,}6 \cdot 10^3$			0,12		
Euplotes affinis	2,4	72 ... 96	88,0	$24{,}8 \cdot 10^3$	386	$3{,}8 \cdot 10^6$	0,79	121,6	153
Euplotes charon	$2 \cdot 25^{-1}$	72	72,0	800	23,2	$0{,}2 \cdot 10^6$	0,06	17,7	295
Stylonychia mytilus	0,1	120 ... 336	258,0	$1{,}7 \cdot 10^3$	9,9	$99 \cdot 10^3$	0,70	39,8	57
Tachysoma pellionella	13,9	48 ... 336	106,2	$139 \cdot 10^3$	$3{,}7 \cdot 10^3$	$37{,}1 \cdot 10^6$	4,84	1321	273
Σ, $\bar{x}$	518,4	15 ... 336	143,0	$5{,}1 \cdot 10^6$	$61{,}5 \cdot 10^3$	$615 \cdot 10^6$	704,21	98083,8	207

Zahl der Kontrollen: 25/a P/m^2 (C) = 4866,8 mg ~ 5000 mg

aus: SCHÖNBORN (1982b)

* keine Produktionsmessungen durchgeführt

Tab. 40. Die von den geprüften Individuen der Arten aufgenommene Nahrung, umgerechnet auf Tageswerte und auf den Jahreskonsum der Arten im Fluß

Art	Nahrungsaufnahme/d · I	Gesamtvolumen der aufgenommenen Nahrung/d · I (μm^3)	Von der Ziliatenzönose im Jahr konsumierte Nahrung (mg/m^2)
L. lamella (gr.)	Flagellaten: 600	$9 \cdot 10^4$	7650
L. lamella (kl.)	Flagellaten: 192	$28{,}9 \cdot 10^2$	1562
L. fasciola	nicht untersucht, wie *L. lamella* (kl.) angenommen		302
A. claparedei	Ziliaten: geschätzt 20	$16 \cdot 10^5$	10000
A. carchesii	*Carchesium*: 40	$5 \cdot 10^6$	35000
T. ovum	Flagellaten u. Vorticellen: 240	$16 \cdot 10^6$	246000
Ch. cucullulus	Diatomeen: 600, Bakterien: 43200	417200	10377 + 7659 = 18036
Ch. uncinata	Bakterien: 2400	10^4	7
C. cucullus	Bakterien: 98400	403440	1412
C. colpoda	Bakterien: 10000	$41 \cdot 10^3$	1220
P. trichium	Bakterien: 48000	196800	8679
P. caudatum	Bakterien: 144000	590400	283
C. citrullus	Bakterien: 1200	1368	2
V. convallaria	Bakterien: 14400	20160	53726
V. campanula	Bakterien: 24960	34944	16214
V. microstoma	Bakterien: 7200	10^4	1
C. polypinum	Bakterien: 43200	60480	46267
Z. arbuscula	Bakterien: 720	10^3	79
E. plicatilis	Bakterien: 9600	13440	49
C. umbellaria	Bakterien: geschätzt $1 \cdot 10^6$	$14 \cdot 10^5$	41166
O. confusa	nicht untersucht, wie *V. campanula* angenommen		14
St. coeruleus	*Arcella*: 20, Flagellaten, Algen: 700	$32 \cdot 10^4$	1056
Sp. ambiguum	nicht untersucht, wie *St. coeruleus* angenommen		1331
E. affinis	Bakterien: 6720	27552	377
E. charon	Bakterien: 12000	49200	34
St. mytilus	Diatomeen: 2400	$96 \cdot 10^4$	1021
T. pellionella	Diatomeen: 84, Bakterien: 7200	63120	5484 + 4818 = 10302
			501790 ≙ 25000 mg C/m^2 · a

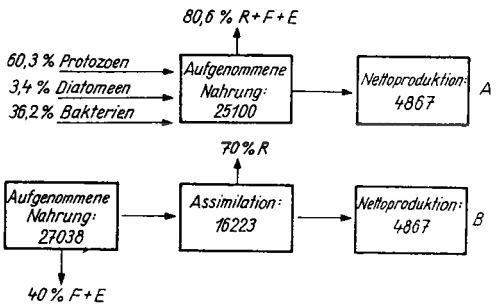
aus: SCHÖNBORN (1982b)
Fluß Saale, Station Rothenstein

Σ Räuber: 302901 mg ≙ 15145 mg C = 60,3%
Σ Diatomeenfresser: 16882 mg ≙ 844,1 mg C = 3,4%
Σ Bakterienfresser: 182007 mg ≙ 9100,3 mg C = 36,2%

Tab. 41. Annual consumption by important groups and populations in the middle reaches of the Saale (station Rothenstein)

Group, species	Consumption (kJ m^{-2} yr^{-1})	Food (Percentage of annual consumption)
Testacea	5.0	Diatoms
Ciliata	1012	60.3 Protozoa (incl. flagellates)
		36.2 Bacteria
		3.4 Diatoms
Chaetogaster diastrophus	703	54.0 Diatoms
		20.0 Ciliates
		10.0 Green algae
		8.1 Flagellates
		7.2 Testaceans
		0.7 Rotifers
		Detritus
Nais spp.	2670 (=1 l detritus m^{-2} yr^{-1})	Detritus
Erpobdella octoculata	4674	67.0 Chironomids (larvae)
		10.0 *Nais* spp.
		7.9 Tubificids + lumbriculids
		0.4 *Chaetogaster*
		14.6 Other prey

from: SCHÖNBORN (1987)



Tab. 42. Kohlenstoff-Jahresbilanz der Ziliatenzönose der mittleren Saale
A — Gemessene Bilanz; B — Korrigierte Bilanz auf der Basis gemessener Nettoproduktion und aus bekannten Werten für Respiration und den ungenutzten Nahrungsanteil (aus Laborversuchen); R — Respiration; F — Faeces; E — Exkretion; Werte in mg C/m^2 ×a (aus SCHÖNBORN 1982b)

$2{,}4 \cdot 10^6\ \mu m^3$ Bakterien → $5{,}0 \cdot 10^6\ \mu m^3$ Carchesium polypinum → $475200\ \mu m^3$ Amphileptus carchesii
≙ $1{,}7 \cdot 10^6$ Individuen 0,010 J/d ≙ 40 Individuen 0,011 J/d ≙ 1 Individuum

$4{,}0 \cdot 10^6\ \mu m^3$ Bakterien → $10^7\ \mu m^3$ Vorticella convallaria → $852000\ \mu m^3$ Trachelius ovum
≙ $2{,}9 \cdot 10^6$ Individuen 0,016 J/d ≙ 200 Individuen 0,022 J/d ≙ 1 Individuum

Tab. 43. Zwei Tagesnahrungsketten innerhalb der Ziliatenzönose (aus SCHÖNBORN 1982b)

Tab. 44. Annual production on slides and stones in the middle reaches of the Saale (station Rothenstein)

Group, species	P(i) $m^{-2} yr^{-1}$	P (mg dry wt) m^{-2} yr^{-1}	P/B (yr)	kJ
Testacea	$5.0 \cdot 10^6$	147	17	2.6
Ciliata	$615.0 \cdot 10^6$	$10.8 \cdot 10^3$	207	202
Ciliata–Loricata	$3.5 \cdot 10^6$	30.5	95	0.6
Chaetogaster diastrophus	$3.0 \cdot 10^6$	$9.1 \cdot 10^3$	233	213
Nais spp.	$216.5 \cdot 10^3$	$9.5 \cdot 10^3$	38	233
$\sum, \bar{x}$ (Micro- and meiobenthos)	$626.7 \cdot 10^6$	$29.6 \cdot 10^3$	118	651.2
Erpobdella octoculata		$39.1 \cdot 10^3$	5.1	917.6
Oligochaeta		$0.6 \cdot 10^3$		13.0
Mollusca		$6.4 \cdot 10^3$		56.1
Asellus and *Proasellus*		$12.1 \cdot 10^3$		218.7
Chironomidae		$10.7 \cdot 10^3$		243.4
Other Diptera		$1.4 \cdot 10^3$		32.2
Hydropsyche angustipennis		$31.6 \cdot 10^3$		662.0
$\sum, \bar{x}$ (Macrobenthos)		$102.0 \cdot 10^3$	3.5–5.7	2143.0

from: SCHÖNBORN (1987)

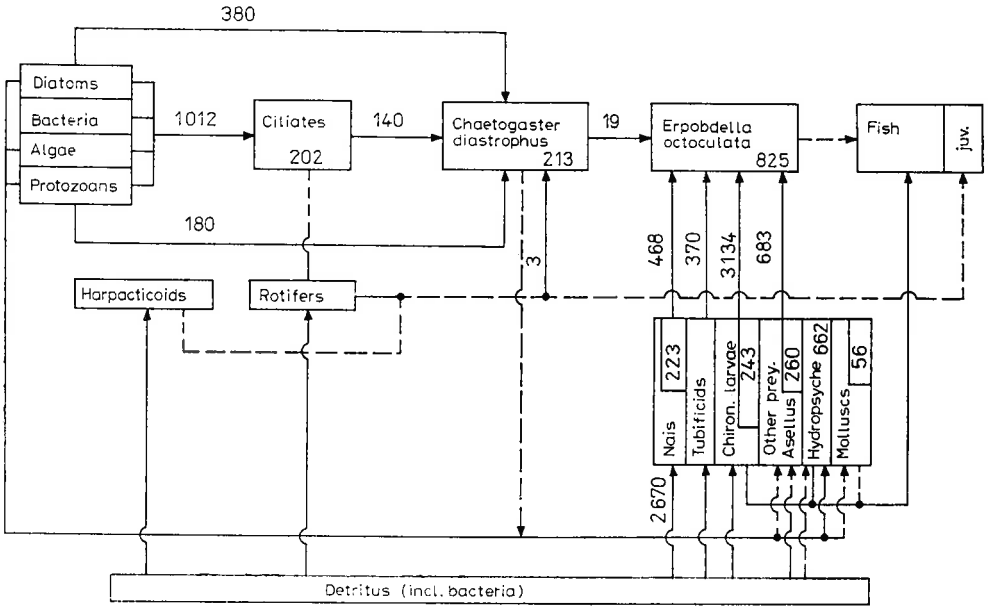


Abb. 14. Energy transfer through the ecosystem of the middle reaches of the Saale. All values in kJ $m^{-2} yr^{-1}$. The numbers in boxes show the annual production, on the arrows the transmission to the next consumer. Arrows with data are main energy flows. Arrows without data indicate that the importance of the energy flow has been assessed by qualitative investigations. Those marked with broken lines indicate unimportant transfer routes. The values refer to planar habitats (exposed slides). Numbers in sub-boxes mean that total production, especially in the submerged vegetation, is higher than measured.

from: SCHÖNBORN (1987)

Tab. 45. Mean standing crops of protozoa in the River Frome over 1 m^2 of *R. penicillatus* bed in a water depth of 1 m. (N.A. data not available).

	Standing crop (µg dry wt m^{-2})			
	Flagellates	Ciliates		Amoebae
		Peritrichs	Others	
Water column	0.12	<0.1	0.79	0.15
R. penicillatus				
1) in nodes	200	<10	9400	800
2) leaf surfaces	26	<10	4100	1200
Surfaces of invertebrates	N.A.	2000	0	N.A.
Sediment	2700	<10	17000	N.A.

Tab. 46. Mean numbers of flagellates, ciliates and amoebae ml^{-1} in various habitats in two chalk streams, where n is the number of sampling dates and each value used to calculate the overall mean is the mean of the sub-samples taken on one sampling date. (* Testacea only; c.l.: confidence limits).

Habitat	Flagellates	Ciliates (Numbers ml^{-1})	Amoebae
Nodes of *R. penicillatus*			
River Frome 1977	8880	15000	4030
95% c.l. (n = 15)	±5200	±1020	±5880
River Frome 1979	9710	6520	8220
95% c.l. (n = 14)	±5630	±2260	±3280
Tadnoll Brook 1977	5340	2570	1410
95% c.l. (n =12)	±2640	±3280	±820
Suspended in River Frome			
Direct counts (n = 6)	54.2	0.7	<0.1
Dilution culture method (n = 6)	78.1	0.7	2.0
Sediment (cm^{-3})			
River Frome (n = 6)	5050	2450	310*

Tab. 47. Comparative data from the literature on production rates of protozoa and chalk stream organisms. (* production for six months only. + Converted from wet wt assuming a dry wt to wet wt ratio of 0.5906:1 .M. A. Gates and A. Rogerson personal communication)).

	Production (g dry wt m^{-2} yr^{-1})	Habitat	Authority
Protozoa			
Benthic ciliates	1.1*	Mesotrophic lake	Sorokin (1972)
Planktonic ciliates	7.4*	Mesotrophic lake	Sorokin (1972)
Loricate ciliates	0.001	River periphyton	Schönborn (1977)
Benthic ciliates	20–171	Eutrophic lake	Finlay (1978)
Benthic ciliates	4.975	Small stream	Schönborn (1981)
Epiphytic ciliates	1.83	Chalk stream	Present study
Soil amoebae	200	Soil	Heal (1967)
Testacea	0.037	River periphyton	Schönborn (1977)
Large amoebae	2.84	*Sphagnum* bog	Rogerson (1982)
Epiphytic amoebae	0.35	Chalk stream	Present study
Chalk stream organisms			
Simulium spp.	5.9	Chalk stream	Ladle et al. (1972)
Gammarus pulex	12.9	Chalk stream	Welton (1979)
Fish	5.1	Chalk stream	Derived from Mann (1971)

Tab. 48. Mean daily production and respiration rates shown together with their ranges and the total annual estimates of these rates for ciliates and amoebae in nodes of *R. penicillatus* in the River Frome.

	Ciliates	Amoebae
Production		
µg dry wt ml^{-1} d^{-1} mean:	21.9	1.91
range:	4.24–71.3	0.048–9.14
mg dry wt m^{-2} yr^{-1}:	1830	351
kJ m^{-2} yr^{-1}:	35.1	6.2
Respiration		
J ml^{-1} d^{-1} mean:	0.61	0.045
range:	0.081–3.02	0.001–0.24
kJ m^{-2} yr^{-1}:	50.5	10.6

Tab. 49. Estimates of total production and respiration for the period 14 Apr 1977 to 8 Nov 1977 for ciliates and amoebae in nodes of *R. penicillatus* from the Tadnoll Brook and the River Frome.

	Production (J ml^{-1})		Respiration (J ml^{-1})	
	Ciliates	Amoebae	Ciliates	Amoebae
River Frome	105	1.2	160	2.4
Tadnoll Brook	32	1.1	44	1.6

Tab. 45-49 aus:BALDOCK et al.(1983)

Tab. 50. Production of Planktonic Infusorians in the Open Waters of the Kremenchug Reservoir in 1972

Season	Mean seasonal biomass, g/m³	C, day	P, g/m³		Mean monthly P/B
			per mo.	per season	
Spring (Apr. 15 to June 15)	0,190	0,69	3,95	7,9	20,7
Summer (June 15 to Sept. 15)	0,300	1,11	10,23	30,69	34,1
Fall (Sept. 15 to Nov. 15)	0,02	0,69	0,42	0,84	21,0
Per growing period	0,170	0,77	5,63	39,43	23,0

aus: NEBRAT (1975)

Tab. 51. Dominant Species of Planktonic Infusorians in the Kremenchug Reservoir, Their Individual Weight (W), Oxygen Consumption at 20° O (R), and Abundance (%)

Dominant species	W, mg·10-3	R, (microliters-hr/spec) x x 10³	Percent of total abundance		
			May (15°)	July (23°)	October (11.5°)
Tintinnidium fluviatile	0,02	0,180	41,8	13,0	38,9
Strombidium viride	0,05	0,386	13,8	38,0	5,8
Strombilidium gyrans	0,05	0,386	0,1	20,6	3,2
Halteria grandinella	0,01	0,112	1,7	7,2	5,6
Coleps hirtus	0,07	0,516	7,2	7,2	13,2
Codonella cratera	0,02	0,180	7,7	0,1	—
Chilodonella cucullulus	0,05	0,386	—	3,6	4,4
Didinium nasutum	0,9	3,468	4,2	—	1,7
Tintinnopsis cylindrata	0,03	0,251	3,4	—	—
Holotricha g. sp.	0,1	0,653	4,9	0,5	7,5
Litonotus cygnus	0,7	2,854	—	0,5	—
Prorodon viridis	0,3	1,405	—	0,6	8,3
Meseres cordiformis	0,03	0,251	—	0,3	2,7
			84,8	91,6	91,3

Tab. 52. Values of biomass (B), production (P), respiration (R), P/B, and net efficiency (K_2) for the ciliate community in the experimental ricefield. (Values reported are mean daily values in the period of time between adjacent sampling dates.)

Date	B kJ m^{-2}	P kJ m^{-2}d^{-1}	R kJ m^{-2}d^{-1}	K_2 %	P/B
06 Jun.					
08 Jun.	3.69	2.83	1.91	59.7	0.77
10 Jun.	3.40	3.98	1.64	70.8	1.17
16 Jun.	3.78	5.67	1.95	74.5	1.50
21 Jun.	5.33	9.40	4.21	69.0	1.77
24 Jun.	6.47	8.07	4.18	65.9	1.25
01 Jul.	10.06	19.04	5.39	77.9	1.90
14 Jul.	4.96	6.08	1.81	77.0	1.23
18 Jul.	0.70	1.32	0.61	68.6	1.90
26 Jul.	0.65	0.75	0.19	79.9	1.15
01 Aug.	4.28	3.76	1.07	77.8	0.88
09 Aug.	10.24	8.63	3.18	73.0	0.84
31 Aug.	2.32	1.40	1.18	54.3	0.45
06 Sep.	0.19	0.54	0.15	78.1	2.30
13 Sep.	0.33	0.39	0.28	58.3	0.29

aus: MADONI (1987)
Die Werte beziehen sich auf die planktischen und benthischen Ciliaten eines künstlichen Reisfeldes

Tab. 53. Annual production (P) and respiration (R) expressed in kcal per m^2 and J per cm^2 per year, and net production efficiency (K_2, from equation (3)), in ciliate communities at three sites in Airthrey Loch

Site	P		R		K_2
	(kcal)	(J)	(kcal)	(J)	(%)
A	824.49	344.97	41.92	17.54	95.2
B	356.12	149.00	26.42	11.06	93.1
C	96.22	40.26	8.94	3.74	91.5

aus: FINLAY (1978)

Tab. 54. Mean annual abundance and biovolume, % of total ciliate abundance and biovolume, and potential production of relevant ciliate genera in Lake Constance in 1987

		Annual mean values 0–20 m, 1987				
		Abundance		Biovolume		Potential production
	Size class[a]	Cells liter^{-1}	(%)	$mm^3\ m^{-3}$	(%)	$mm^3\ m^{-3}\ d^{-1}$
Strobilidium sp.	2	1,361	20.0	8.85	9.4	3.4
Strombidium	3	146	3.8	4.68	14.6	2.6
	4	118		9.10		
Codonella/Tintinnidium	4	431	6.3	10.35	11.0	2.6
Histiobalantium	3	123		4.19		
Feb–May	4	15	2.6	1.04	13.6	2.1
	4	43		7.60		
Vorticella on *Anabaena*	2	86		1.38		
on diatoms	2	287	6.7	2.87	8.0	2.1
on diatoms	3	94		3.47		
Pseudobalanion pl.	1	2,041	30.0	2.65	2.8	1.8
Strobilidium	4	82	1.2	9.76	10.4	1.5
Askenasia	2	229	4.0	1.65	3.4	1.0
	3	40		1.49		
Epistylis rotans	4	157	2.3	3.77	4.0	0.9
Halteria/Strobilidium	1	333	4.9	0.90	0.9	0.5
Urotricha furcata	1	317	4.7	0.54	0.6	0.3
Stentor/Condylostoma	5	3	<0.1	4.03	4.3	0.3
Paradileptus	5	5	<0.1	3.94	4.2	0.3

aus: MÜLLER (1989)

Tab. 55. Production (real/calculated, g/m^3 month) and Monthly P/B Coefficients of Planktonic Infusorians of the Shchelkovskiy Pond

Species	May	June	July	August	September	Season
Halteria grandinella	0,0013 / 0,0195	0,0001 / 0,0009	—	0,0236 / 0,0018	0,0002 / 0,0030	0,0252 / 0,0252
Codonella cratera	—	—	0,10950 / 0,03900	0,0115 / 0,0420	—	0,1210 / 0,0810
Strombidium viride	0,0267 / 0,2505	0,0420 / 0,0330	—	0,0210 / 0,0090	—	0,0897 / 0,2925
Strombilidium sp.	—	0,0226 / 0,0258	0,04900 / 0,02100	0,1268 / 0,1029	0,0049 / 0,0735	0,2033 / 0,2232
Strombidium sp.	0,0028 / 0,0060	0,0001 / 0,0009	—	0,0151 / 0,0870	—	0,0180 / 0,0939
Tintinndium fluviatile	—	—	—	0,0264 / 0,0438	—	0,0264 / 0,0438
Total	0,0308 / 0,2760	0,0648 / 0,0606	0,15850 / 0,06000	0,2244 / 0,2865	0,0051 / 0,0765	0,4836 / 0,7596
Monthly P/B coefficient	3,3400 / 19,0300	6,2900 / 6,1200	11,83000 / 28,56000	5,1300 / 5,5600	0,8200 / 12,5800	44,6300 / 71,8500

aus: KUZNETSOVA & ARSLANOVA (1981)

2.3 Einführung in die zoologische Nomenklatur

Die internationalen Regeln für die zoologische Nomenklatur
(International Code of Zoological Nomenclature, ICZN)

"Der Bauer darf zu seinem Ochsen Schöps sagen". Wer aber auch außerhalb seines eigenen Bereichs verstanden werden will, benötigt ein geregeltes Verständigungsmittel. Die Nomenklatur hat die Aufgabe, jedem Lebewesen einen Namen zu geben, der nur ihm allein zukommt, der kraft seiner Verbindlichkeit in allen Sprachen übereinstimmt und der seine Bedeutung mit der Zeit nicht verschiebt. **Ziel der Nomenklatur ist also: Eindeutigkeit, Einheitlichkeit, Beständigkeit** (RICHTER 1948).

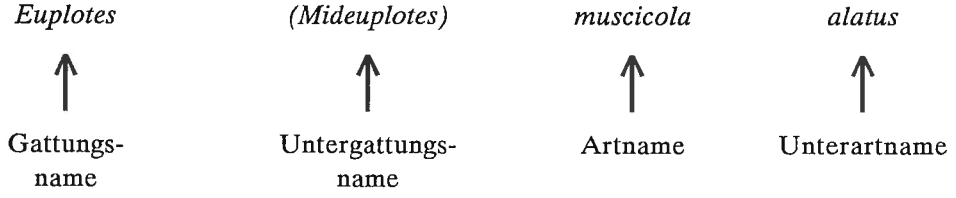
Von Laien und Fachleuten wird "Nomenklatur" nicht selten mit "Taxonomie" oder "Terminologie" verwechselt. Die Taxonomie ist eine reine Wissenschaft. Die Nomenklatur ist eine Technik, vergleichbar einem juristischen Gesetzestext; sie hat als willenlose Dienerin für nichts anderes zu sorgen, als daß jede Einheit (Taxon) ihren **eindeutigen Namen (Nomen) bekommt** und daß die Benennung bei jeder Änderung des Inhalts (z. B. durch Teilung einer Gattung) sich wiederum **eindeutig mitändert**. Die Taxonomie hat dagegen die Begrenzung und rangmäßige Bewertung der von ihr aufgestellten Verwandtschafts-Begriffe, wie Familie, Gattung, Art auf dem Stand der jeweiligen Kenntnis zu halten. Weil die Taxonomie eine Wissenschaft ist, bleibt sie dem Irrtum ausgesetzt und muß Fehler machen. Dies ist offenbar jenen Wissenschaftsdisziplinen und Forschern (z. B. vielen Zellbiologen) nicht bewußt, die sich über Namensänderungen von Arten (z. B. durch Aufspaltung oder Zusammenlegung von Gattungen) bitter beklagen: "Der Name hat schon wieder gewechselt". Solche Änderungen sind der Preis des Fortschritts; in anderen Disziplinen (z. B. in der Ökologie und Zellbiologie), wo die Änderungen oft viel stürmischer als in der Taxonomie und Nomenklatur verlaufen, werden sie kaum groß beklagt - man lernt sie mit. Dieser Wille zum Mitlernen fehlt offenbar vielen bei der Taxonomie und Nomenklatur; man setzt sie lieber herab und bewundert den eigenen Nabel.

Der ICZN besteht zur Zeit aus 88 Artikeln (Regeln). Hier werden, stark vereinfacht, nur jene besprochen, die bei der praktischen Arbeit des Hydrobiologen besonders wichtig sind. Zur Vertiefung empfehlen wir die dritte (letzte) Auflage des ICZN (1985) und AHRENS (1973), MAYR (1975), RICHTER (1948), RIDE & YOUNES (1986) und WERNER (1972).

Artikel 1: Die zoologische Nomenklatur ist unabhängig von der Nomenklatur der Bakterien und Pflanzen, d. h. derselbe Name darf nebeneinander in der Zoologie für ein Tier und in der Botanik für eine Pflanze verwendet werden.

Artikel 3: Vor dem 1. Jänner 1758 (Linnaeus's Systema Naturae, 10. Auflage) verwendete Namen sind ungültig.

Artikeln 4-6: Die wissenschaftliche Benennung der Tiere ist für die Untergattung und alle übergeordneten Gruppen (z. B. Familie) uninominal, für die Art binominal, für die Unterart trinominal. Der Name der Untergattung (und nur der!) muß in Klammern zwischen dem Gattungs- und Artnamen eingefügt werden. Beispiel:



Artikel 23: Es darf nur der älteste, **den Regeln gemäße** Name verwendet werden. Dieses "Prioritätsprinzip" verhindert, daß ein eventuell später beschriebenes Synonym Geltung erlangt ("Artenraub"). Nur wenn sich herausstellt, daß der älteste Name regelwidrig (= illegitim;

z. B. durch Homonymie → Artikeln 52, 60) oder seit mehr als 50 Jahren nicht mehr benutzt worden ist, kann unter Umständen der Name eines später beschriebenen Synonyms Geltung erlangen.

Artikel 30: Das grammatikalische Geschlecht des Artnamens muß mit jenem des Gattungsnamens übereinstimmen. Daher kann sich die Endung eines Artnamens ändern, wenn die Art in eine andere Gattung versetzt wird.

Artikel 50: Als Autor (Entdecker) eines Taxons (z. B. Art) bzw. wissenschaftlichen Namens gilt diejenige Person, die ihn zuerst in Begleitung einer Definition oder Beschreibung veröffentlicht hat ("Prioritätsprinzip" → Artikel 23), vorausgesetzt, daß die Errichtung der Art den Regeln gemäß ist. Bei regelwidriger Beschreibung (z. B. Homonymie → Artikeln 52, 60) geht die Autorschaft unter Umständen formal verloren. Der Name des Erstbeschreibers (Entdeckers) und das Jahr der Beschreibung sollen, durch Komma getrennt, hinter den Artnamen gesetzt werden. Beispiel:

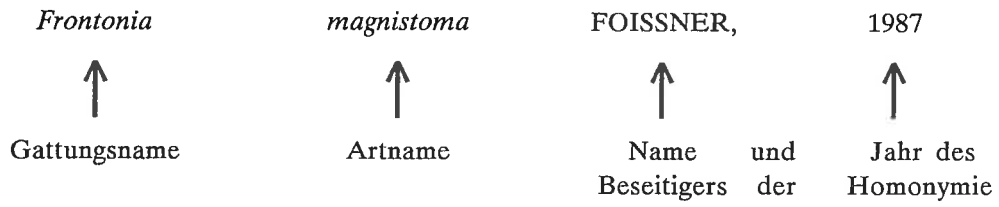
Vorticella	*campanula*	EHRENBERG,	1831
↑	↑	↑	↑
Gattungsname	Artname	Erstbeschreiber	Jahr der Erstbeschreibung

Artikel 51: Wird eine **Art** in eine **andere Gattung versetzt**, so muß der **Erstbeschreiber in Klammern** angeführt werden. Der sogenannte kombinierende Autor, das ist jener, der die Versetzung durchgeführt hat, folgt hinter der Klammer. Zum Beispiel versetzte STERKI (1878) die von STEIN (1859) beschriebene *Oxytricha mystacea* in die Gattung *Gastrostyla*. Der Name ist daher wie folgt zu schreiben:

Gastrostyla	*mystacea*	(STEIN, 1859)	STERKI, 1878
↑	↑	↑	↑
Gattungsname	Artname	Erstbeschreiber	kombinierender Autor

Die "**Klammerregel**" ist außerordentlich wichtig, da sie verhindert, daß die mit dem Taxon verbundene Literatur nach der Versetzung nicht mehr auffindbar ist. Es sei daher nochmals betont (weil so oft falsch gemacht), daß der Name des Autors nur dann in Klammern gesetzt werden darf, wenn die Art von der originalen (ursprünglichen) Gattung in eine andere Gattung versetzt worden ist.

Artikeln 52, 60: **Homonyme** sind identische Namen für zwei oder mehrere Taxa (z. B. Arten, Gattungen). Der Name des später beschriebenen Taxons ist ungültig (invalid) und muß durch einen neuen Namen (**nomen novum**; nom. nov.) ersetzt (substituiert) werden. Zum Beispiel entdeckte FOISSNER (1987a), daß *Frontonia macrostoma* DRAGESCO, 1960 durch *Frontonia macrostoma* SRAMEK-HUSEK, 1957 praeokkupiert (besetzt) ist. Die Art von DRAGESCO mußte daher neu benannt werden: "*Frontonia magnistoma* nom. nov.". Ab diesem Zeitpunkt ist die von DRAGESCO (1960) entdeckte, beschriebene und benannte Art wie folgt zu zitieren:



Daraus wird ersichtlich, daß jene Autoren, die durch Fahrlässigkeit oder unglückliche Umstände Homonyme schaffen, die formale Autorenschaft verlieren. Eine Zusammenstellung der bis zum Jahre 1955 bekannten Gattungsnamen geben NEAVE (1939-1950) und EDWARDS & HOPWOOD (1966). Leider wurde der "Nomenclatur Zoologicus" nicht fortgeführt, so daß nun die Gefahr groß ist, bei der Errichtung einer neuen Gattung einen praeokkupierten Namen zu verwenden und damit ein Homonym zu schaffen.

Einige weitere wichtige Schreibweisen der Nomenklatur (aus RICHTER 1948):

cf. (confer) = vergleiche mit. Dieses Kürzel steht zwischen Gattungs- und Artnamen (z. B. *Vorticella* cf. *striata*) und zeigt an, daß die gefundene Art der angeführten ähnlich, aber nicht mit ihr identisch ist.

Taenia solium LINNAEUS, partim, GÖZE. "**partim**" (zum Teil) zeigt an, daß GÖZE die Art *Taenia solium* LINNAEUS aufgeteilt hat, da sie mehrere Arten umfaßte. Nicht alle durch die Auftrennung entstehenden Arten dürfen neue Namen bekommen, sondern eine von ihnen behält den Namen der ursprünglichen Art und mit diesem auch dessen Autor-Namen und Aufstellungsjahr. Mit der oben zitierten Schreibweise will man also ausdrücken, daß man die Art im Sinne von GÖZE und nicht wie LINNAEUS auffaßt.

Gastrostyla mystacea STEIN sensu STERKI. "**sensu**" (im Sinne) zeigt an, daß man die untersuchte Population im Sinne der Wiederbeschreibung von STERKI (1878) und nicht im Sinne der Originalbeschreibung von STEIN (1859) auffaßt, etwa weil man der Meinung ist, daß es sich vielleicht um verschiedene Arten handelt.

s. l. (sensu lato) und **s. str.** (sensu stricto) = im weiteren bzw. engeren Sinn. Diese Zusätze setzt man meist dann, wenn die Umgrenzung eines Taxons (z. B. Gattung) bei verschiedenen Autoren unterschiedlich ist. Früher hat man dafür manchmal auch die Bezeichnung **Emendation** (emend.; Befreiung von Fehlern) gebraucht. Heute darf ein Emendat (nomen emendatum) nur mehr für eine beabsichtigte Änderung der Form eines als legitim und gültig angesehenen Namens aufgestellt werden (etwa wenn das Geschlecht des Artnamens nicht mit dem der Gattung übereinstimmt).

"**spp.**" wird geschrieben, wenn man mehrere Arten einer Gattung meint (unterscheide: ssp. = Subspecies).

Taxon (Mehrzahl Taxa). Ein allgemeiner Ausdruck für eine beliebige systematische Einheit. Ein Taxon kann also z. B. eine Art, aber auch eine Familie sein.

3 HINWEISE ZUM GEBRAUCH DER REVISION

Ein allgemein anerkanntes System der Ciliaten existiert nicht, da die Phylogenie der einzelnen Großgruppen noch unklar ist. Wir mußten daher bei der Konzeption des Gesamtwerkes pragmatisch vorgehen und haben einzelne, gut abgegrenzte Gruppen jeweils zu einem Band vereinigt. Jeder dieser **Großgruppen** ist eine kurze **Charakteristik** vorangestellt, die Wissenswertes zu ihrer Abgrenzung, elektronenmikroskopischen Feinstruktur, Phylogenie und Ökologie enthält.

Darauf folgt der "**Bildbestimmungsschlüssel**" für die saprobiologisch eingestuften Arten. Dieser Schlüssel muß mit Bedacht verwendet werden, da er nur einen Bruchteil der bekannten Arten enthält und daher leicht in die Irre führt. Stets ist die Determination an der ausführlichen Beschreibung zu überprüfen (hier vor allem die Verwechslungsmöglichkeiten beachten!), die nach folgendem Schema gegliedert ist, das sowohl wissenschaftlichen als auch praktischen Anforderungen genügt:

- Die "**Überschrift**" enthält den Namen der Art und ihres Erstbeschreibers, das Jahr der Errichtung der Art und, falls sie später in eine andere Gattung versetzt wurde, den Namen und die Jahreszahl des letzten bzw. des von uns anerkannten kombinierenden Autors. Die entsprechende Literatur ist in die Liste der Synonyme aufgenommen. Die Schreibweise der Arten folgt ausnahmslos dem Internationalen Code für die Zoologische Nomenklatur (ICZN 1985), wonach zum Beispiel der Name des Erstbeschreibers in Klammern gesetzt werden muß, wenn die Art nicht mehr in der ursprünglichen Gattung steht. Die Übereinstimmung des Geschlechts (Casus) von Gattungs- und Artname wurde überprüft.

- Die "**Liste der Synonyme**" enthält neben den oben erwähnten nomenklatorischen Schlüsselzitaten nur jene Arbeiten, die wesentlich zur Kenntnis der Art beitragen. Die grundlegenden Revisionen von KAHL (1930-35; Tierwelt Dtl.) sind aber immer aufgenommen, da nach ihnen mehrere Generationen von Saprobiologen determiniert haben. Subjektive Synonyme wurden nur dann berücksichtigt, wenn sie in der saprobiologischen und/oder taxonomischen Literatur eine Rolle spielen. Im einzelnen setzt sich ein Zitat in der Synonymieliste aus folgenden Teilen zusammen: (i) der Jahreszahl der Veröffentlichung; (ii) dem Namen der Art und ihres Erstbeschreibers so wie sie in der betreffenden Arbeit geschrieben wurden (häufig falsch!); (iii) dem Namen des Autors der Studie, abgegrenzt von (i, ii) durch Komma bei den Erstbeschreibugen, durch Gedankenstrich bei den Sekundärbeschreibungen; (iv) dem Namen der wissenschaftlichen Zeitschrift (abgekürzt nach der "World List"), in der die Studie publiziert wurde; (v) der Bandnummer (falls nicht vorhanden der Jahreszahl) des Journals und (vi) der Seitenzahl (durch Doppelpunkt von der Bandnummer getrennt), auf der die Beschreibung der Art beginn. Der wesentliche Inhalt der Arbeit ist stichwortartig am Ende des Zitats in Klammern angeführt.

- Falls nötig werden in einem Kapitel "**Nomenklatur und Taxonomie**" schwierige/wissenswerte nomenklatorische und/oder taxonomische Probleme erläutert. Hier sind meist auch Hinweise über den Stand der Taxonomie der betreffenden Art enthalten, was auch für Ökologen interessant ist, weil sie daraus abschätzen können, wie stark ältere Daten durch taxonomische Schwierigkeiten beeinflußt sind.

- Die "**Differentialdiagnose**" enthält die Beschreibung der Art, wobei wir vor allem solche Merkmale berücksichtigt haben, die auch der nicht auf die Gruppe spezialisierte Bearbeiter mit einem guten Mikroskop in vivo erkennen kann; denn es ist uns klar, daß der Praktiker die ziemlich aufwendigen Präparationsverfahren wohl nur ausnahmsweise einsetzen wird. Die Fachtermini wurden auf das unbedingt nötige Ausmaß beschränkt - wo sie verwendet werden, sind sie in den einleitenden Kapiteln und/oder in den Abbildungen erklärt. Ein gewisses zoologisches bzw. protozoologisches Grundwissen wird jedoch vorausgesetzt. Als Einführungsliteratur empfehlen wir CORLISS (1979) und HAUSMANN (1985). Die Beschreibung selbst ist meist wie folgt ge-

gliedert: Größe, Gestalt, Kernapparat, kontraktile Vakuole, Extrusome, symbiontische Algen, Bewimperung des Körpers, Bewimperung des Mundes.

- Das Kapitel "**Verwechslungsmöglichkeiten**" sollte bei jeder Determination aufmerksam studiert werden. Es enthält nicht nur Hinweise über den Schwierigkeitsgrad der Determination, sondern auch viele Angaben zu den nächst ähnlichen Arten. Ferner ist dort angezeigt, welche Merkmale für die Determination der Art besonders wichtig sind. Nur wenn diese Merkmale klar erkannt wurden, darf die Determination als gesichert gelten!

- Die "**Ökologie**" ist in drei Unterkapitel (Vorkommen und Verbreitung, spezielle autökologische Daten, saprobielle Einstufung) gegliedert. Die Auswertung dieser Daten war außerordentlich zeitraubend und schwierig, da Tausende Einzelarbeiten durchgesehen werden mußten; nur die wichtigeren wurden auch in das Literaturverzeichnis aufgenommen. Obwohl wir versucht haben, wenig glaubwürdige Determinationen auszuschließen und/oder zu kennzeichnen, basieren manche Nachweise und Daten sicher auf falsch bestimmtem Material. Dies mag zum Teil die weiten Grenzwerte des Vorkommens (sh. Milieuspektra) erklären. Jedoch weisen unsere Erfahrungen darauf, daß viele Arten tatsächlich weniger stenök sind als die oft engen saprobiellen Valenzen bei SLADECEK et al. (1981) vermuten lassen. Hinsichtlich der geographischen Verbreitung handelt es sich wohl bei den meisten im "Atlas" aufgenommenen Arten um Kosmopoliten. Die Daten in den Milieuspektra wurden hinsichtlich der Maßeinheiten weitgehend den zur Zeit üblichen Normen angepaßt, d. h. falls nötig umgerechnet (z. B. PO_4^{3-} in PO_4^{3-}-P).

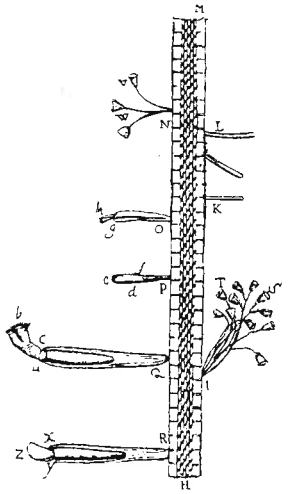
- Aus den faunistischen und autökologischen Daten haben wir die "**Saprobielle Einstufung**" abgeleitet, wobei als Grundlage die von FOISSNER (1988) revidierten Listen von SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) dienten. Zahlreiche Änderungen werden vorgeschlagen und ausführlich begründet. Leider ist eine detaillierte Diskussion mit den Einstufungen von SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) nicht möglich, da diese Autoren die Basis ihrer Wertung nie veröffentlicht haben.

- Die meisten "**Abbildungen**" sind Kopien von Originalzeichnungen oder von uns selbst angefertigt. Nachzeichnungen wurden nur selten vorgenommen, da dabei immer die Gefahr der Verfälschung besteht; sie sind durch das Wort "nach" gekennzeichnet. Eine noch so gute Beschreibung kann die Zeichnung und das Foto nicht ersetzen. Falls vorhanden, haben wir daher von jeder Art mehrere Zeichnungen und Fotos aufgenommen, auf denen die in der "Differentialdiagnose" angeführten Merkmale gekennzeichnet sind.

- **Vergrößerung.** Diese ist in der Abbildungslegende enthalten, sofern sie aus der Originalarbeit ersichtlich war (wenn nicht, ist das durch "? μm " gekennzeichnet). Diese Art der Angabe ist in der Praxis handlicher als ein Maßstrich, bei dem man die Zeichnung mühselig abmessen und ihre Länge mit der des Maßstriches multiplizieren muß. Bei den **Mikrofotografien** sind keine Größen angegeben, und zwar deswegen, weil die Zellen bei der Präparation fast immer mehr oder weniger stark schrumpfen und/oder deformiert werden (besonders bei Quetschräparaten; was hätte bei dem stark gequetschten Exemplar von *Stentor coeruleus*, Abb. 13, eine Angabe der Größe für einen Sinn?). Dies würde Anfänger eher verwirren. Alle relevanten Größen sind in der "Differentialdiagnose" und bei den Zeichnungen angegeben.

4 TAXONOMIE UND ÖKOLOGIE DER ARTEN

4.1 Unterklasse Peritrichia STEIN, 1859



Es war ein "Glockentierchen", vermutlich → *Vorticella convallaria*, das LEEUWENHOEK als erstes Wimpertierchen überhaupt im Jahr 1674 in Delft (Niederlande) in abgestandenem Regenwasser beobachtet hat (EHRENBERG 1838; sh. nebenstehende Abbildung aus FORD 1991). Später wurden die Peritrichen von MÜLLER (1773, 1786), EHRENBERG (1838) und STEIN (1854) ausführlich bearbeitet. Die letzten umfassenden Darstellungen lieferten KAHL (1935) und STILLER (1971; leider in Ungarisch).

Die Peritrichen sind in allen limnischen und marinen Biotopen weit verbreitet, im Boden dagegen selten. In verschmutzten, bakterienreichen Gewässern bilden sie makroskopisch erkennbare Rasen an den Steinunterseiten, auf Makrophyten und Moosen. Diese charakteristische Ciliaten-Gemeinschaft bezeichnen wir als "*Peritrichetea*. Die 51 saprobiologisch eingestuften Arten können drei verschiedenen Lebensweisen zugeordnet werden: (i) Der überwiegende Teil ist sessil und nicht gehäusebauend, wobei die Substratspezifität gering ist (z. B. → *Carchesium polypinum*, → *Vorticella campanula*); (ii) Mehrere Arten aus verschiedenen Gruppen sind dauernd freischwimmend und zum Teil echte Plankter mit speziellen morphologischen Anpassungen (z. B. Dornen; → *Hastatella radians*); (iii) Vier der saprobiologisch eingestuften Arten sind ausgesprochene Epizoen auf Hydren, Arthropoden und Fischen. Überhaupt ist der Anteil an zum Teil streng wirtsspezifischen Epizoen bei den Peritrichen sehr hoch und einige davon sind gefährliche Fischparasiten (→ *Trichodina*). Die meisten Peritrichen sind aber harmlos und fressen Bakterien, manche auch planktische Algen, die mit der komplizierten Mundbewimperung sehr effektiv aus dem Wasser gefiltert werden (FENCHEL 1980b, NISBET 1984, SLEIGH & BARLOW 1976; → Abb. 14 bei *Campanella umbellaria*). Deshalb tragen sie in Abwasserreinigungsanlagen wesentlich zu einem klaren Ablauf bei (CURDS 1975). *Vorticella elongata* erzeugt im Mundtrichter eine Strömung mit Geschwindigkeiten bis zu 700 μm/s, das filtrierte Volumen liegt bei etwa 3 x 10^4 μm^3/s (FENCHEL 1986).

Die Peritrichen sind durch 6, auch lichtmikroskopisch erkennbare Merkmale charakterisiert: (i) Der Körper ist meist annähernd glockenförmig und nicht bewimpert (Abb. 1). Nur einige dauernd freischwimmende Arten (z. B. → *Opisthonecta henneguyi*) und die Schwärmer haben einen schmalen, hinteren Wimpernkranz. (ii) Eine linksläufige (dem Uhrzeigersinn entgegengesetzte) Wimpernspirale umzieht das Vorderende und teilt sich im großen Mundtrichter in 3 Membranellen auf (Abb. 1). (iii) Am Hinterende befindet sich meist (Ausnahmen einige stiellose Gattungen) ein kontraktiler oder akontraktiler, verzweigter oder unverzweigter, kurzer oder langer Stiel, der von der Scopula (= Stielbildungs-Organell) gebildet wird und die bei den → Trichodinen zu einem komplizierten Haftapparat umgestaltet ist (Abb. 1, 4, → Abb. 24-28 bei *Trichodina pediculus*). (iv) Die kontraktile Vakuole entleert sich in den Mundtrichter (Abb. 1). (v) Alle Peritrichen bilden Schwärmer ("Telotroch"), die der Verbreitung, der Fortpflanzung (Konjugation) oder der Flucht vor ungünstigen Bedingungen dienen (Abb. 8). (vi) Die Teilung erfolgt in der Längsachse der Zelle (→ Abb. 28, 29 bei *Ophrydium versatile*). Die Stomatogenese ist buccokinetal, d. h. elterliche (parentale) Basalkörper beteiligen sich an der Bildung der neuen Wimpernspirale, was so wie die aus 3 Membranellen bestehende Mundbewimperung auf tetrahymenide Ahnen weist.

Die Unterklasse umfaßt zur Zeit wohl mehr als 1000 Arten. Die für eine zuverlässige Bestimmung von peritrichen Ciliaten notwendigen Merkmale und Strukturen sind in den Abb. 1-4 dargestellt. Die Determination der Gattung ist meist einfach. Bei den gehäusebauenden Formen (Loricata) er-

folgt sie überwiegend nach dem Gehäuse, bei den anderen (Aloricata) hauptsächlich nach dem Stiel. Die Artbestimmung ist dagegen manchmal schwierig, besonders bei sehr umfangreichen Gattungen wie → *Vorticella* oder → *Cothurnia*, da einerseits viele Artbeschreibungen sehr oberflächlich und anderseits einige Unterschiede nur nach Silberimprägnation erkennbar sind. Wir sehen daher zur Zeit nur einen Weg, diese unsicheren Arten "bestimmbar" zu machen, nämlich sie zu "Komplexen" zusammenzufassen.

Die Art-Komplexe *Vorticella aquadulcis*, *V. infusionum*, *V. octava*, *V. microstoma* und *V. convallaria*

Die bisher vorliegenden Untersuchungen zeigen, daß es 3 Gruppen von kleinen (meist <60 µm) Vorticellen mit hufeisenförmigem Makronucleus gibt. Die eine ist sehr weit gestreift (<30 Silberlinien vom Vorder- bis zum Hinterende) und vorne leicht verschmälert; sie wird von uns als → *V. aquadulcis* bestimmt. Die zweite Gruppe ist etwas enger gestreift (etwa 30-45 Silberlinien) und vorne fast immer deutlich verschmälert; sie wird von uns als → *V. infusionum* bezeichnet. Die dritte Gruppe ist so wie *V. infusionum* ziemlich eng gestreift, aber vorne immer leicht verbreitert, wodurch die Zellen leicht glockenförmig werden; sie wird von uns als *V. octava* bestimmt. Eine vierte, ebenfalls eher eng gestreifte Gruppe (etwa 50-70 Silberlinien) hat einen lang gestreckten, annähernd C-förmigen Makronucleus. Sie wird in Anlehnung an NOLAND & FINLEY (1931) als → *V. microstoma* bestimmt. Der *V. convallaria*-Komplex umfaßt meist deutlich glockenförmige, etwa 60-100 µm große Arten mit J-förmigem Makronucleus und etwa 100 Silberlinien. Alle Komplexe beinhalten vielleicht mehrere "gute" Arten, die in der Routine aber nicht sauber getrennt werden können; selbst die Spezialisten sind sich über den Artstatus dieser Formen nicht einig.

Diese Schwierigkeiten sind bei der Interpretation der ökologischen Daten zu beachten. Wir haben versucht, diese so weit als möglich dem jeweiligen Komplex zuzuordnen. Angesichts der unsicheren Taxonomie wäre es wohl sinnvoll, alle 5 Komplexe aus der Liste der Indikatororganismen zu streichen; andererseits sind sie aber so häufig, daß das dem "ökologischen Gewissen" zuwider läuft. Die Arten des *V. infusionum*- und *V. microstoma*-Komplexes bevorzugen außerdem stärker verschmutzte Gewässer als jene des *V. aquadulcis*- und *V. octava*-Komplexes.

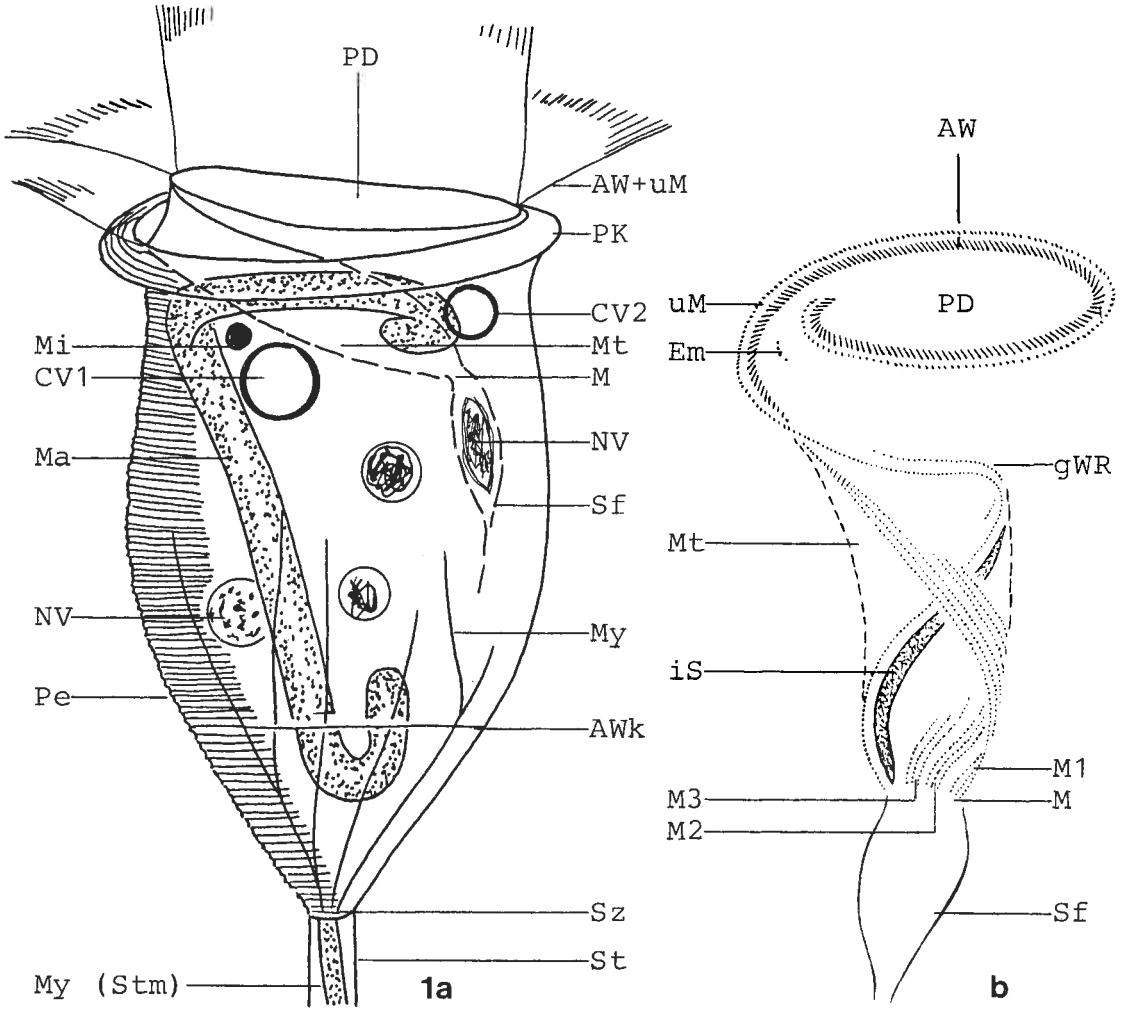


Abb. 1. Schema eines sessilen peritrichen Ciliaten (a, verändert nach FOISSNER 1979a; b, aus LOM 1964). **a:** Gestreckte Zelle in vivo. **b:** Mundbewimperung nach Protargolimprägnation. Nur die Basalkörper sind gezeichnet. **AW** = adorale Wimpernspirale (= Polykinete; die Anzahl der Umgänge am Peristomdiskus ist für die Determination wichtig; z. B. → *Ophrydium*), **AWk** = Anlage des hinteren (= aboralen) Wimpernkranzes (bewimpert ist sie bei den Schwärmern und manchen dauernd freischwimmenden Formen, z. B. → *Opisthonecta*; → *Astylozoon* und → *Hastatella* bilden nie einen solchen Kranz; Ultrastruktur → Abb. 6), **CV1** = kontraktile Vakuole an der ventralen Wand des Mundtrichters, **CV2** = kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters, **Em** = Epistommembran (eine aus wenigen lang bewimperten Basalkörpern bestehende Membran, die nur bei den Schwärmern und manchen freischwimmenden Arten, z. B. → *Opisthonecta* vorkommt), **gWR** = germinale Wimpernreihe (= Germinalkinete; aus dieser unbewimperten Reihe entsteht bei der Teilung die neue Mundbewimperung), **iS** = imprägnierbare Struktur im Mundtrichter (Funktion unbekannt), **M** = Mund (= Cytostom; hier endet die Mundbewimperung), **M1-M3** = Membranellen 1-3 (= Peniculi 1-3; die Membranelle 1 ist die Fortsetzung der adoralen Wimpernspirale; die Länge, der Aufbau und die Anordnung der Membranellen sind meist gattungs-, selten arttypisch und nur nach Silberimprägnation gut erkennbar), **Ma** = Makronucleus (wichtiges Merkmal; verschiedene Typen → Abb. 3), **Mi** = Mikronucleus (für die Bestimmung der Peritrichen kaum von Bedeutung), **Mt** = Mundtrichter (= **Pharynx** = Vestibulum = Schlund; bildet zusammen mit dem Peristomkragen bzw. dem **Peristomrand**, dem **Peristomdiskus** und der Mundbewimperung das **Peristom**), **My** = Myoneme (= kontraktile Fasern; mit Ausnahme des Stielmuskels in vivo kaum erkennbar und bei den verschiedenen Gattungen und Arten unterschiedlich stark ausgebildet), **NV** = Nahrungsvakuole, **PD** = Peristomdiskus (wird bei der Kontraktion in die Zelle gezogen; bei den Opercularien ist er meist gestielt), **Pe** = Pellicula (verschiedene Typen → Abb. 2a-d; nach trockener Silbernitratimprägnation sind die entsprechenden Silberlinienmuster erkennbar → Abb. 2e-g), **PK** = wulstförmiger Peristomkragen (bei manchen Arten ist er krempenförmig nach hinten umgebogen, z. B. → *Vorticella marginata*; bei → *Opercularia* fehlt ein Peristomkragen, da der meist fein gewellte Peristomrand nicht vom übrigen Körper abgesetzt ist), **Sf** = Schlundfasern (leiten die Nahrungsvakuolen in das Cytoplasma), **St** = Stiel (verschiedene Typen → Abb. 4), **Stm** = Stielmuskel, **Sz** = Stielansatzstelle (= Scopula; dieses Organell bildet den Stiel), **uM** = undulierende Membran (= Haplokinete; läuft distal parallel zur adoralen Wimpernspirale).

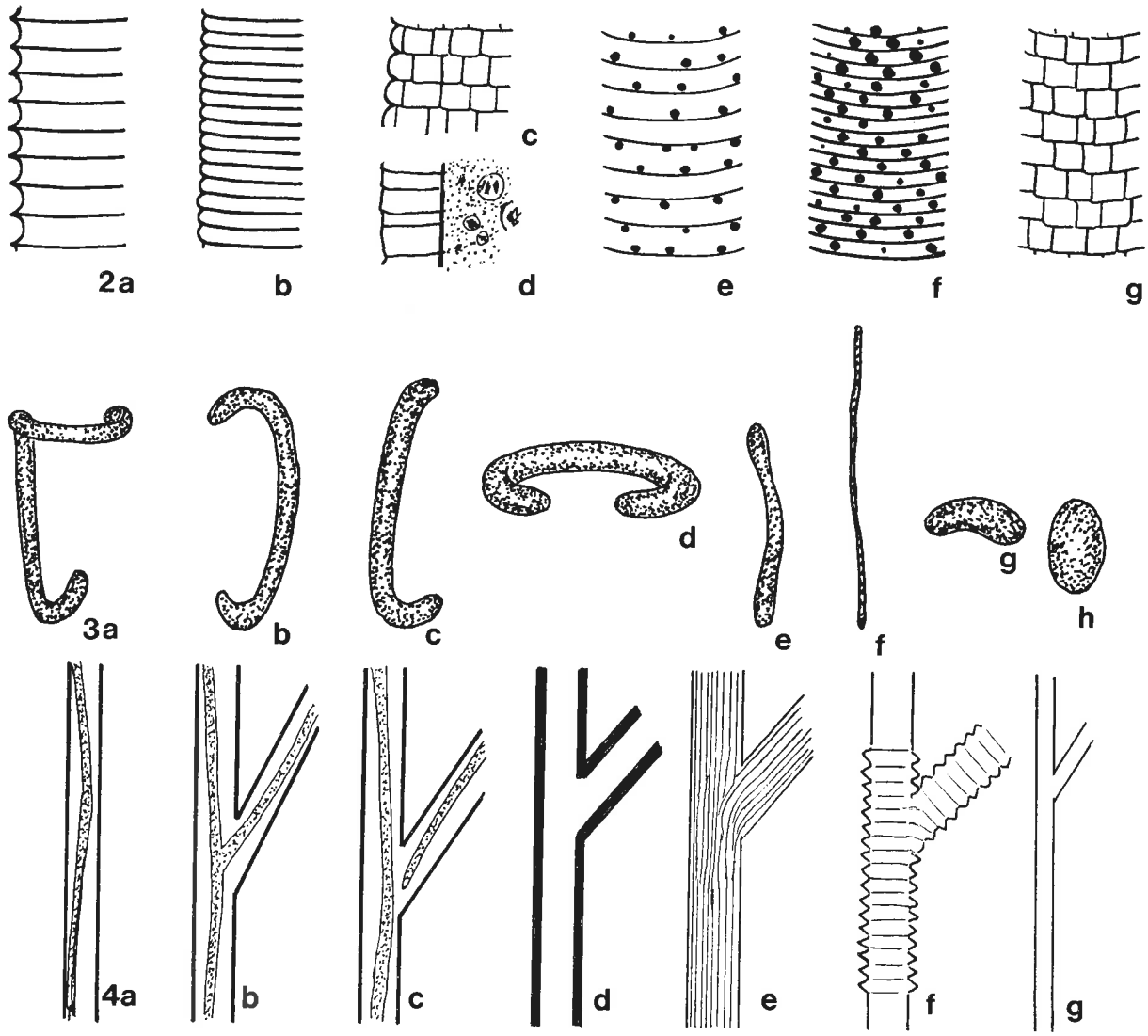
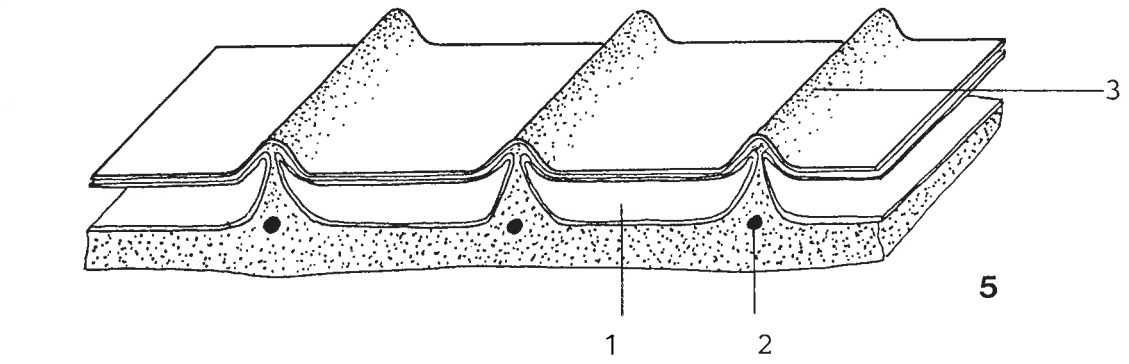


Abb. 2. Schematische Darstellung der lichtmikroskopisch erkennbaren Pellicula-Typen (Abb. a-d) und der nach Silbernitratimprägnation sichtbaren Silberlinienmuster (Abb. e-g). Nach FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) kann man eng- und weitstreifige Silberliniensyteme unterscheiden. Dazu teilt man die durchschnittliche Länge (μm) der lebenden Zellen durch die durchschnittliche Gesamtanzahl (vom Vorder- bis zum Hinterende) der Silberlinien. Ist der sich ergebende mittlere Streifenabstand >1 μm handelt es sich um den "Weitstreifen-Typ" (Abb. 2a, e), bei <1 μm um den "Engstreifen-Typ" (Abb. 2b, f). **a, e:** Konkav-Typ mit eingesenkten Pellicula-Bläschen und streifenförmigem Silberliniensystem mit Pellicula-Poren (Punkte). Häufigster Typ, der z. B. bei → *Vorticella* und → *Opercularia nutans* auftritt. **b, f:** Konvex-Typ mit nach außen gewölbten Pellicula-Bläschen und streifenförmigem Silberliniensystem mit Pellicula-Poren (Punkte). Selten, z. B. bei → *Epistylis plicatilis*. **c, d, g:** Bläschen-Typ (Abb. c) und Hüllen-Typ (Abb. d) mit halbkugelig bzw. quaderförmig vorgewölbten Pellicula-Bläschen und gitterförmigem Silberliniensystem. Der Bläschen-Typ findet sich z. B. bei → *Pseudovorticella monilata*, der Hüllen-Typ bei → *P. chlamydophora*.

Abb. 3. Wichtige Makronucleus-Formen. **a:** J-förmig (z. B. → *Vorticella convallaria*, → *Carchesium polypinum*). **b, c:** Annähernd C-förmig, längs liegend (z. B. → *Epistylis nympharum*, → *V. microstoma*). **d:** Hufeisen- oder halbkreisförmig, quer liegend (z. B. → *Vorticella infusionum*, → *Epistylis chrysemydis*). **e:** Gestreckt, längs liegend (z. B. → *Rhabdostyla inclinans*). **f:** Fadenförmig (z. B. → *Ophrydium versatile*, → *Thuricola kellicottiana*). **g:** Nierenförmig (z. B. → *Astylozoon fallax*). **h:** Ellipsoid (z. B. → *Scyphidia rugosa*, Arten der Gattung *Orbopercularia*).

Abb. 4. Wichtige Stielformen. Nur Stiele mit Stielmuskel können sich kontrahieren (Abb. 4a-c). Ultrastruktur → AMOS (1972) und RANDALL & HOPKINS (1962). **a:** Nicht verzweigt, mit Stielmuskel, kontrahiert in enger Schraubenlinie ("spiralig"; z. B. → *Vorticella*, → *Pseudovorticella*). **b:** Verzweigt, Stielmuskeln der Zooide bei den Verzweigungen verbunden, kontrahiert zickzackförmig (z. B. → *Zoothamnium*). **c:** Verzweigt, Stielmuskeln der Zooide bei den Verzweigungen unterbrochen, kontrahiert in enger Schraubenlinie ("spiralig"; → *Carchesium*). **d:** Verzweigt, hohl, ohne Stielmuskel, häufig deutlich längs gestreift (z. B. → *Campanella umbellaria*, → *Epistylis hentscheli*). **e:** Verzweigt, nicht hohl, deutlich längs gestreift (z. B. → *Epistylis galea*). **f:** Verzweigt, teilweise oder vollständig geringelt, häufig deutlich längs gestreift (z. B. → *Epistylis digitalis*, → *Opercularia nutans*). **g:** Verzweigt, nicht hohl und nicht auffallend strukturiert (z. B. → *Opercularia coarctata*, → *Ophrydium spp.*).



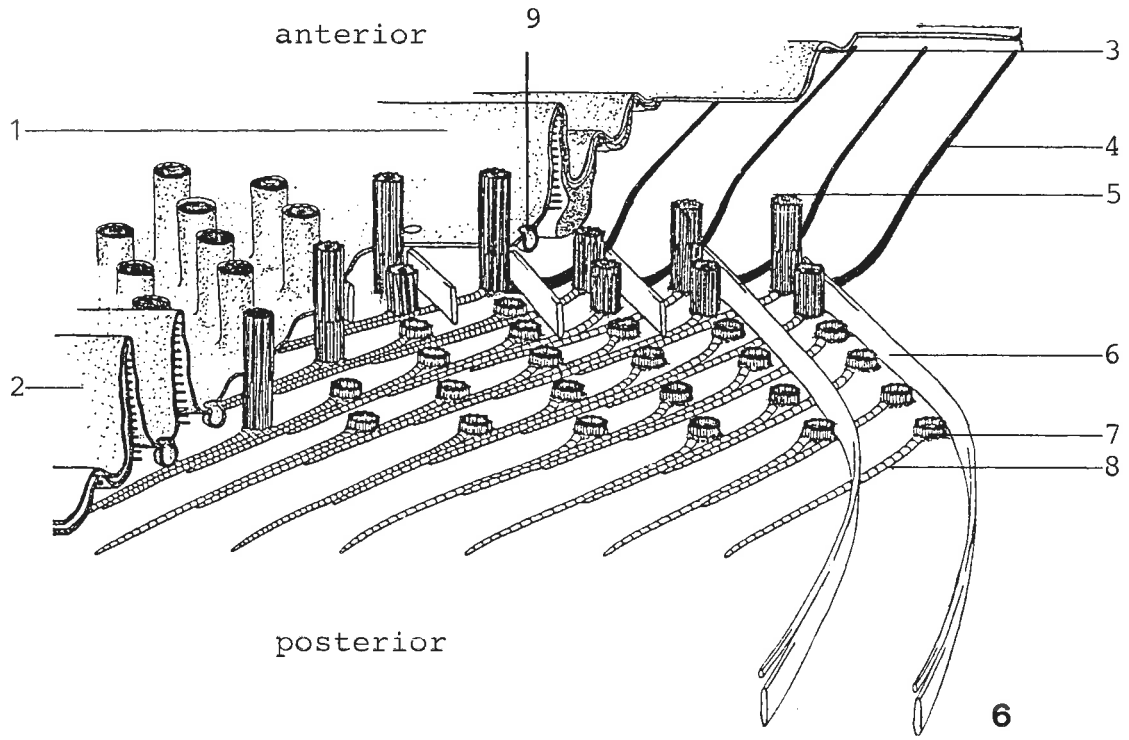


Abb. 5. Dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex (Pellicula) eines peritrichen Ciliaten (Original, nach rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen von FOISSNER 1975b). 1 = Pellicula-Bläschen (Alveolen). 2 = feine Fibrillen, die unter den Querstreifen verlaufen und um die sich Silbernitrat anlagert, wodurch das lichtmikroskopisch erkennbare Silberliniensystem entsteht. 3 = Querstreifen der Pellicula, unter denen die feinen Fibrillen (2) verlaufen.

Abb. 6. Dreidimensionale Rekonstruktion des hinteren Wimpernkranzes von → *Opisthonecta henneguyi* (aus GUINEA et al. 1986). Die Rekonstruktion basiert auf elektronenmikroskopischen Untersuchungen und zeigt die Anordnung der Basalkörper und der corticalen Fibrillensysteme. 1, 2 = hohe, mit Mikrotubuli versteifte Falten vor und hinter dem Wimpernkranz. 3 = Querstreifen der Pellicula (→ Abb. 5). 4 = nach vorne gerichtete Fibrillen. 5, 7 = vorderer und hinterer Basalkörper einer schrägen Reihe, die aus 6 Basalkörpern besteht. 6 = nach hinten gerichtete Fibrille. 8 = nach hinten gerichtete kinetodesmale Fibrille. 9 = parasomaler Sack.

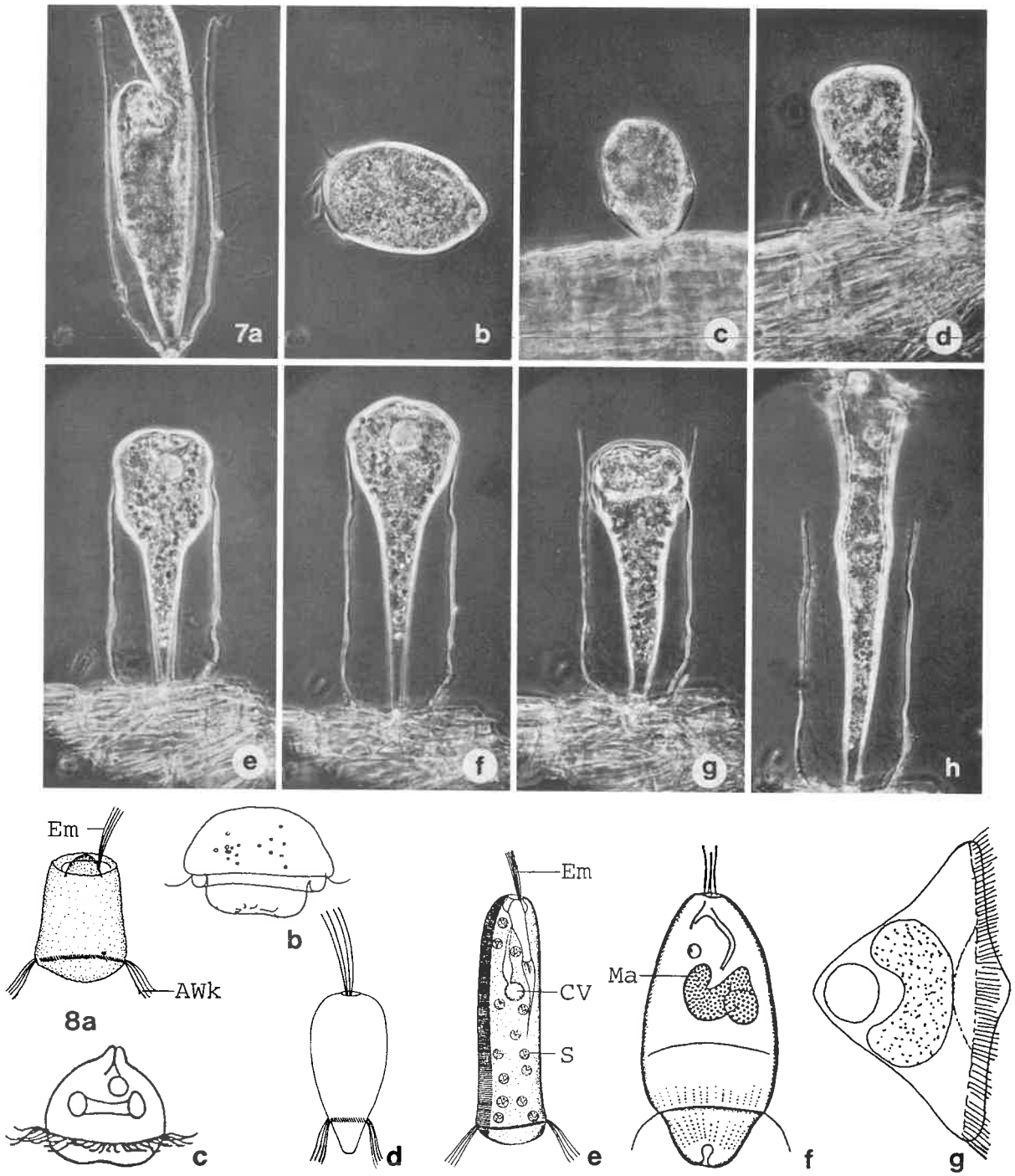


Abb. 7. Gehäusebildung bei → *Thuricola folliculata* (aus GONZALEZ 1979). **a:** Bildung des Schwärmers. **b:** Freischwimmender Schwärmer. **c-g:** Der Schwärmer setzt sich fest und sondert im Bereich der Scopula das fibrilläre, eiweißreiche Material für das Gehäuse ab. Die Form der Zelle und ihre Bewegungen gestalten das Gehäuse. **h:** Gestreckte Zelle im fertigen Gehäuse.

Abb. 8. Schwärmerformen in vivo (a, d, e, aus FOISSNER 1979a; b, f, aus LUST 1950; c, aus NENNINGER 1948; g, nach WESENBERG-LUND 1925). Schwärmer von *Thuricola folliculata* → Abb. 7b. **a:** → *Pseudovorticella monilata*. **b:** *Operculariella parasitica*. **c:** *Epistylis bimarginata*. **d:** → *Vorticella aquadulcis*-Komplex (Zelle unmittelbar nach der Teilung). **e:** → *Ophrydium versatile*. **f:** → *Opercularia articulata*. **g:** Schwärmendes Makrozooid von → *Zoothamnium arbuscula*. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, Ma = Makronucleus, S = symbiontische Algen.

Peritrichia I (➔Fussnote 1)

Gehäuse

- vorhanden → PERITRICHIA IV
- nicht vorhanden [2] → Lebensweise[3]
  - epizoisch → PERITRICHIA VI
  - festsitzend, meist nicht epizoisch → Stiel; Stielbreite
  - freischwimmend → PERITRICHIA V

Stiel; Stielbreite

- nicht vorhanden → *Scyphidia rugosa* etwa 90 µm
- verzweigt; meist >10 µm → Stielmuskel
- unverzweigt; meist <10 µm[4] → PERITRICHIA II

Stielmuskel

- vorhanden → Stielmuskel bei Verzweigung
- nicht vorhanden → PERITRICHIA III

Stielmuskel bei Verzweigung

- verbunden (*Zoothamnium*)
- unterbrochen → *Carchesium polypinum* 80–140 µm

Stielverzweigung; Pellicula

- scheindoldenartig; ohne Detritus → *Z. arbuscula* 40–70 µm
- dichotom; ohne Detritus → *Z. procerius* 60–80 µm
- dichotom; mit Detritus → *Z. kentii* 50–90 µm

[1] Die Bestimmung der peritrichen Ciliaten ist an sich einfach, da sie viele gute Merkmale haben, die aber oft nur bei vitalen Populationen erkennbar sind. Die Proben müssen innerhalb weniger Stunden untersucht werden, da die meisten Arten in den Sammelgefäßen bald morbid werden oder Schwärmer bilden, die nicht bestimmbar sind. Schon bei der Probenahme muß man auf sie achten; viele Arten bilden nämlich weißgraue Rasen auf Makrophyten, Moosen und Steinunterseiten. Solche Rasen sollten mit einer Pipette abgesaugt und in einem eigenen Gefäß gesammelt werden, da dies die Bestimmung sehr erleichtert.

[2] Die zarten Gallertgehäuse von Ophrydien sind sehr leicht zu übersehen. Bei auffallend langen, schlanken Peritrichen verfolge man daher den Schlüssel Peritrichia VII!

[3] Die bestielten Arten können sich mit oder ohne Stiel vom Substrat bzw. vom Träger lösen und sind dann ebenfalls freischwimmend. Außerdem bilden alle Peritrichen stiellose Schwärmer, die dann schwierig von den dauernd freischwimmenden, unbestielten Formen (→ Peritrichia V unten) zu unterscheiden sind. Arten der Gattungen →Opisthonecta, →Astylozoon und →Hastatella sind jedoch in Fließgewässern sehr selten, d. h. kommen meist nur in astatischen und/oder Staugewässern vor. Unter den festsitzenden Arten gibt es viele, die auch auf Tieren nachgewiesen wurden, jedoch keine eigentlichen Epizoen sind (z. B. → Carchesium polypinum). Im Zweifelsfall prüfe man zuerst, ob die fragliche Form auf eine der Arten des Schlüssels Peritrichia VI paßt. Wenn nicht, dann wähle man "festsitzend".

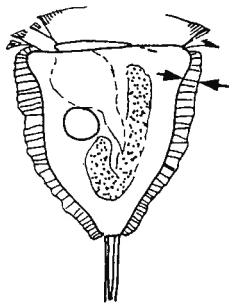
[4] Koloniegründer, die man in älteren Proben manchmal findet, sind unverzweigt! Achte auf Stielbreite!

Peritrichia II

PERITRICHIA I

Pellicula; kontraktile Vakuole

mit hyalinem Saum; 1

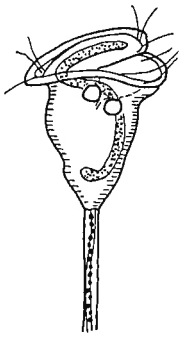


Pseudovorticella chlamydophora
50–70 µm

fein oder weit quer gestreift; 1 oder 2 — *Vorticella*

Granula am Stielmuskel; kontraktile Vakuole

auffallend; 2



V. picta
50–70 µm

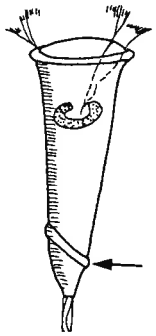
undeutlich; 1

Cytoplasma

farblos oder gelb

schräger Wulst

vorhanden



V. fromenteli
70–90 µm

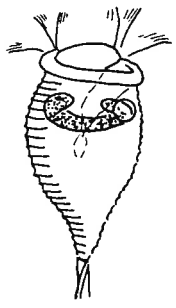
nicht vorhanden

Makronucleus

hufeisenförmig, quer liegend

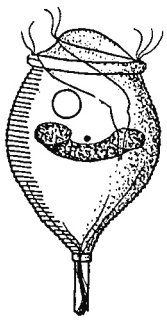
Pelliculastreifen; Körperform

<30; birnenförmig



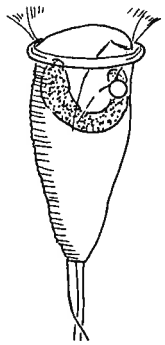
V. aquadulcis-Komplex
30–45 µm

etwa 30–45; birnenförmig



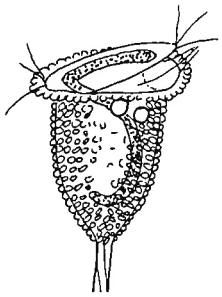
V. infusionum-Komplex
45–60 µm

etwa 35–45; leicht glockenförmig



V. octava-Komplex
35–45 µm

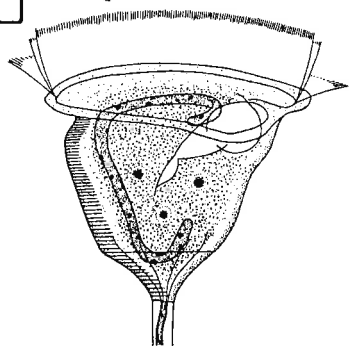
dunkel bis schwarz



Pseudovorticella monilata
50–70 µm

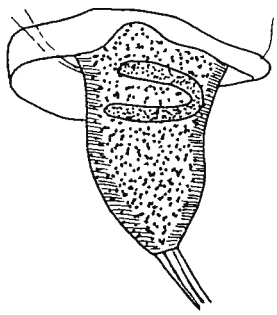
Makronucleus

J-förmig, längs liegend



V. campanula
60–90 µm

hufeisenförmig, quer liegend

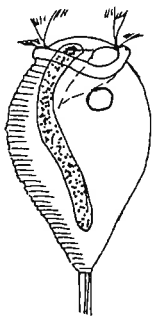


V. marginata
70–90 µm

J-förmig oder gestreckt, längs liegend

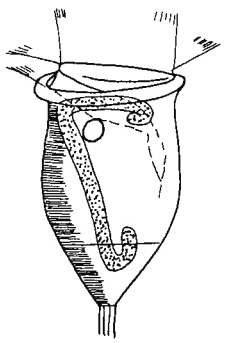
Makronucleus; Körperform

gestreckt; birnen- bis leicht glockenförmig



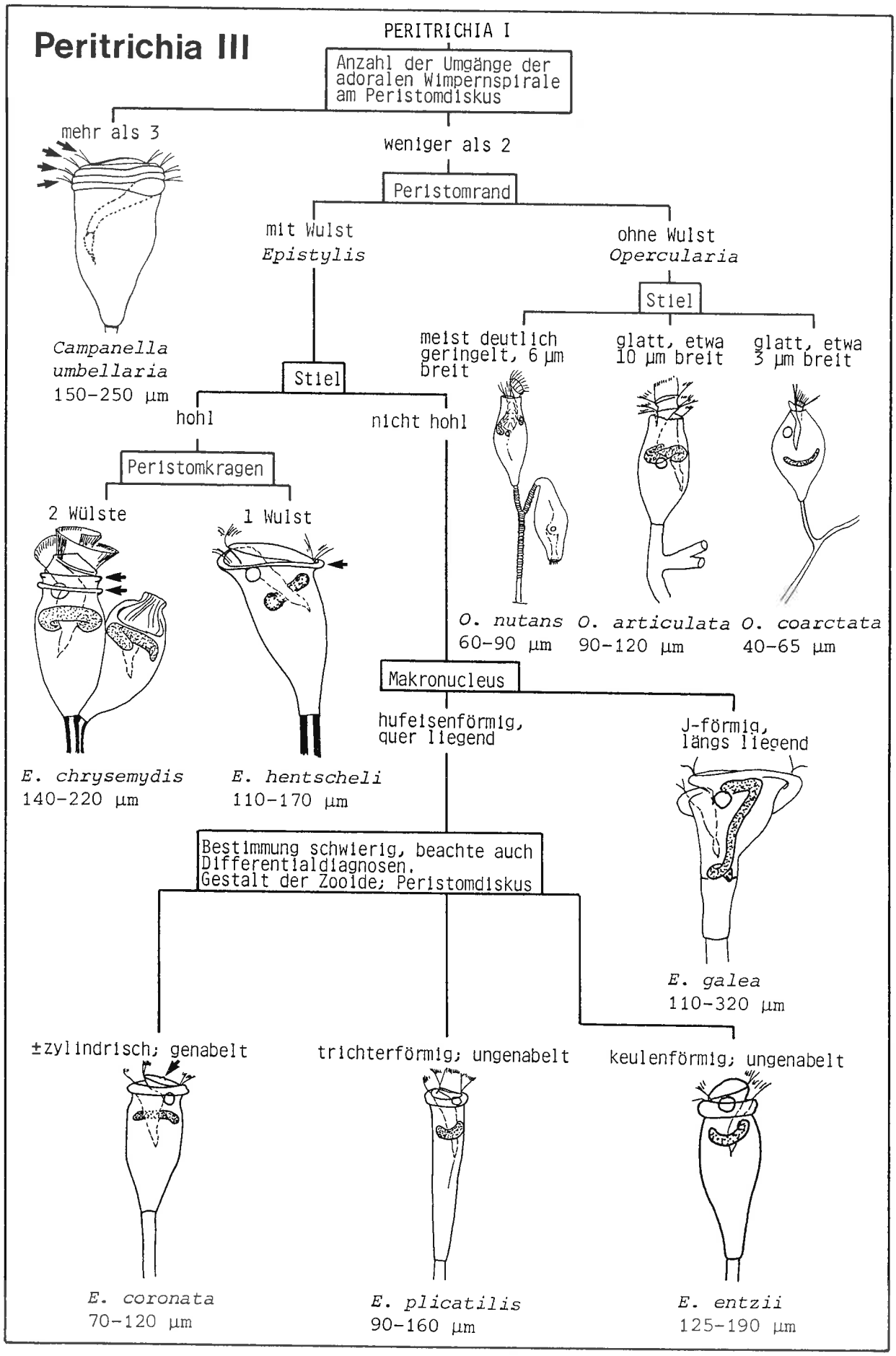
V. microstoma-Komplex
meist <60 µm

J-förmig; meist deutlich glockenförmig



V. convallaria-Komplex
meist um 60–80 µm

Peritrichia III



Peritrichia IV

(die Größen beziehen sich auf das Gehäuse)

PERITRICHIA I

koloniebildend

nein

ja

Ophrydium

PERITRICHIA VII

Festheftung des Gehäuses am Substrat

längsseits

mit Hinterende

Gehäuseöffnung; Lebensweise

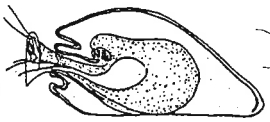
Aussenstiel (= Gehäuse mit Stiel)

verschliessbar; epizoisch

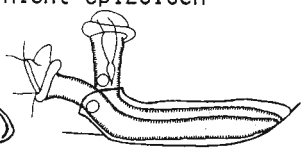
nicht verschliessbar; nicht epizoisch

vorhanden

nicht vorhanden



Lagenophrys vaginicola
45–80 µm



Platycola decumbens
65–145 µm

Deckel am Vorderende der Zelle

Deckel im Gehäuse



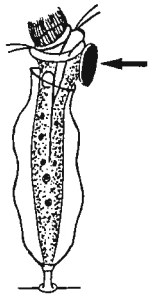
vorhanden *Thuricola*

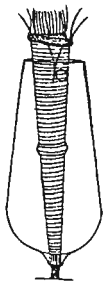
nicht vorhanden *Vaginicola*

Gehäuse

vorhanden

nicht vorhanden



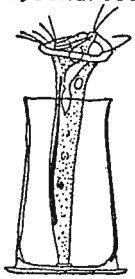


Pyxicola carteri
60–95 µm

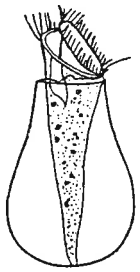
Cothurnia annulata
40–70 µm

± zylindrisch

± birnenförmig



V. tincta
85–105 µm



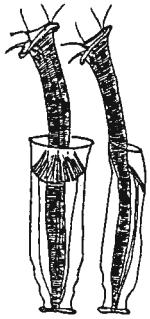
V. ingenita
35–60 µm

Gehäuse; Zoochlorellen; Innenstiel

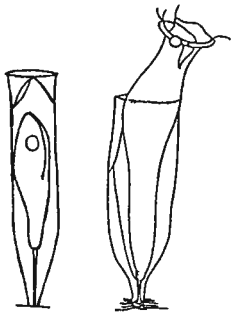
hinten stufenförmig verschmälert; vorhanden; nicht vorhanden

hinten konisch oder stielartig verschmälert; nicht vorhanden; vorhanden

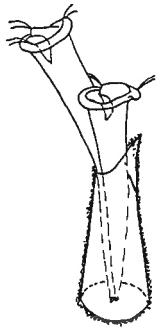
kegelstumpfförmig und mit Detritus belegt; nicht vorhanden; nicht vorhanden



T. folliculata
125–240 µm



T. kellicottiana
200–290 µm



T. vasiformis
etwa 160 µm

Peritrichia V

PERITRICHIA I

Habitus

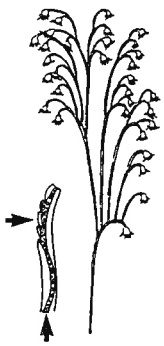
kolonial

Gehäuse

nicht vorhanden

Stiel; Stielmuskel

gekerbt; vorhanden



Carchesium pectinatum
40–70 µm

nicht gekerbt; nicht vorhanden



Epistylis procumbens
60–140 µm

vorhanden

PERITRICHIA VII

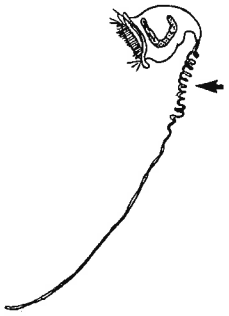
solitär

Stiel

vorhanden

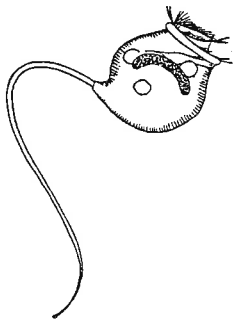
Peristomkragen; Kontraktion des Stiels

breiter als Körper; schraubenförmig



Vorticella natans
70–100 µm

schmäler als Körper; peitschenartig

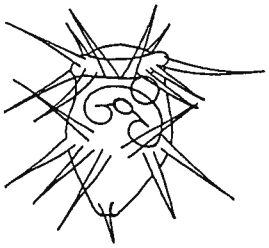


Vorticella mayeri
30–55 µm

nicht vorhanden (sh. aber Fußnoten 2 und 3 bei Peritrichia I und Ophrydium = Peritrichia VII)

spitze Körperfortsätze

vorhanden



Hastatella radians
40–60 µm

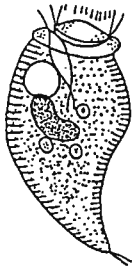
nicht vorhanden

aboraler Wimpernkranz

nicht vorhanden

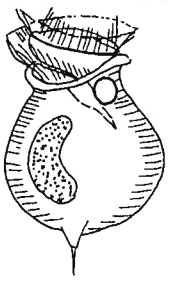
kontraktile Vakuole

an ventraler Wand des Mundtrichters



Astylozoon fallax
40–70 µm

an dorsaler Wand des Mundtrichters

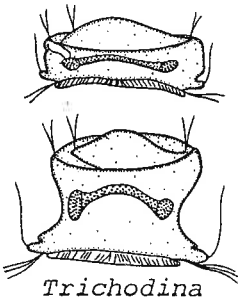


Astylozoon faurei
40–60 µm

vorhanden

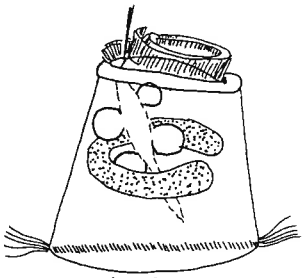
Gestalt; Haftapparat

garnspulen- oder pfennigförmig; vorhanden



Trichodina pediculus
35–60 µm

kegelstumpfförmig; nicht vorhanden

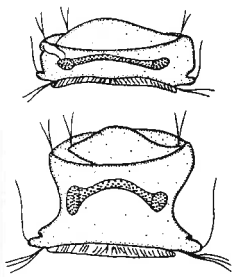


Opisthonecta henneguyi
100–150 µm

Peritrichia VI

PERITRICHIA I

- Habitus
  - solitär
    - Träger
      - Hydren, Bryozoen, Fische
      - Oligochaeten
      - Kleinkrebse
  - koloniebildend
    - Stiel
      - geringelt
      - glatt



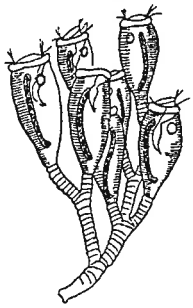
Trichodina pediculus
35-60 µm



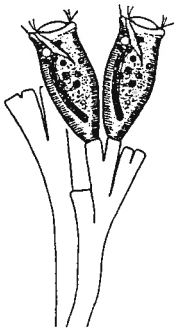
Rhabdostyla inclinans
45-80 µm



Lagenophrys vaginicola
45-80 µm



Epistylis digitalis
80-100 µm

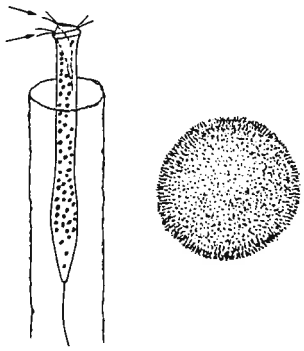


Epistylis nympharum
80-130 µm

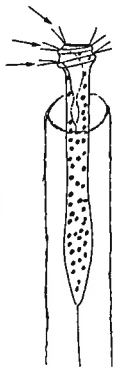
Peritrichia VII *

PERITRICHIA IV, V

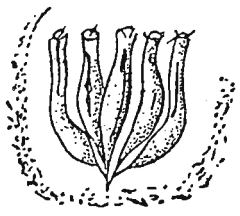
- Zoochlorellen; Koloniegrösse
  - vorhanden; bis faustgross
    - Anzahl der Umgänge der adoralen Wimpernspirale am Peristomdiskus
      - 1 1/2
      - 2 1/2
  - nicht vorhanden; bis 3 mm
    - Kolonieform
      - bis zu 5 Zooide in gemeinsamen becherförmigen Gehäuse
      - bis 3 mm gross, halbkugelig



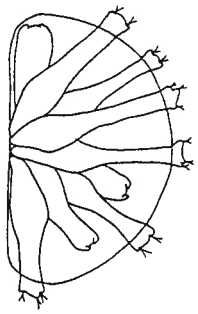
Ophrydium versatile
300-400 µm



Ophrydium eutrophicum
250-350 µm



Ophrydium crassicaule
180-200 µm



Ophrydium sessile
280-320 µm

* In Fließgewässern und im Plankton oft nur ungestielte, gehäuselose Einzelexemplare, dann schwierig von Gerda spp. zu trennen!

Vorticella aquadulcis-Komplex

(*V. octava* der Liste von SLADECEK et al. 1981; → Einleitung zu den Peritrichia)

1887 *Vorticella aqua-dulcis* STOKES, Proc. Am. phil. Soc., 24: 249.
1931 *Vorticella striata* DUJARDIN 1841 var. *octava* (STOKES 1885) - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 109 (→ Taxonomie; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; morphometrische Charakterisierung).
1935 *Vorticella octava* STOKES, 1885 und *Vorticella aqua-dulcis* STOKES, 1887 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 727 (Revision).
1942 *Vorticella octava* STOKES - STILLER, Arch. Hydrobiol., 38: 399 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Ungarn).
1951 *Vorticella latestriata* SOMMER und *V. octava* f. *costata* SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 386, 388 (Abb. 10, 12; durch Abbildungen belegte Nachweise aus dem Großen Plöner See).
1979 *Vorticella costata* SOMMER, 1951 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 538 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1982 *Vorticella striata* DUJ. var. *octava* (STOKES) NOLAND & FINLEY 1931 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 181 (durch Fotografie belegter Nachweis aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain; Abb. 24).

Taxonomie

Die kleinen (< 50 µm), weit gestreiften Vorticellen werden nach NOLAND & FINLEY (1931) und KAHL (1935) üblicherweise als *V. octava* STOKES bestimmt. Dies ist jedoch nicht möglich, da STOKES (1885c) die zarte und enge Streifung bei seiner *Vorticella* besonders hervorhebt (→ Abb. 1 beim *V. octava*-Komplex). Die von NOLAND & FINLEY (1931) untersuchte Form paßt viel besser auf *V. aquadulcis* und auf die von KAHL (1935), STILLER (1942a) und BERNERTH (1982) als *V. octava* bezeichneten Formen (Abb. 1-7, 24). Die wirkliche *V. octava* wird hier im Anschluß an den → *V. infusionum*-Komplex beschrieben.

Der *V. aquadulcis*-Komplex umfaßt neben den angeführten Synonymen noch folgende Taxa: *Vorticella striata* DUJARDIN (marin; Abb. 8), *V. platysoma* STOKES (15-25 µm lang, 13-16 Silberlinen vor und 3-6 hinter dem aboralen Wimpernkranz; Abb. 13) und *V. astyliformis* FOISSNER (terrestrisch und häufig vagil, sehr viele Pelliculaporen; Abb. 14). Ob die von FOISSNER (1981) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) gefundenen geringen Unterschiede im Silberliniensystem zur Trennung dieser Formen ausreichen, muß noch geprüft werden.

NUSCH (1970) und BICK (1972) zeichnen bei ihrer *V. octava* die kontraktile Vakuole dorsal; die Daten werden daher nicht aufgenommen. PÄTSCH (1974), REID (1967) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) erwähnen bei den von ihnen untersuchten *V. octava*-Populationen eine feine Streifung (> 30 Streifen bzw. Silberlinien), was auf den → *V. infusionum*-Komplex bzw. die wirkliche → *V. octava* hinweist.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 25-55 x 15-35 µm, meist etwa 35 x 20 µm.

2) Zellen im gestreckten Zustand annähernd birnenförmig, d. h. beim Peristom etwas verengt (Abb. 1-4, 9-14, 16-20, 24).

3) Kontrahierte Zellen eiförmig (Abb. 5, 21).

4) Makronucleus hufeisenförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 6, 7, 9-14).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 7, 11, 16, 24).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), so grob quer gestreift, daß die Streifen schon bei relativ kleiner Vergrößerung (X100-200) erkennbar sind und im Hellfeld oder Interferenzkontrast leicht gezählt werden können (Abb. 1, 3, 9, 13, 16-24). Silberliniensystem daher weitstreifig, 13-30 ($\bar{x}$ = 19, n = 74, 5 Populationen) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 3-7 ($\bar{x}$ = 5, n = 65, 4 Populationen) von diesem bis zum Hinterende (Silberliniensystem nur nach Silberimprägnation erkennbar).

7) Peristomkragen leicht verdickt, 13-26 μm im Durchmesser und immer etwas schmäler als die breiteste Körperstelle. Peristomdiskus fast eben und leicht schräg herausgehoben, Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 1-7, 9-14, 16-20, 24).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 2-4 μm breit, 20-300 μm lang. Stielscheide ziemlich auffallend tordiert (Abb. 1, 15, 19, 20).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, wohl nie rasenbildend.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich den Arten des → *V. infusionum*-Komplexes (größer, Pellicula feiner gestreift, etwa 30-45 Silberlinien bzw. Streifen vom Vorder- bis zum Hinterende, nur ab SI >3 häufig) und des → *V. microstoma*-Komplexes (größer, Makronucleus annähernd C-förmig in der Längsachse der Zelle, Pellicula feiner gestreift, etwa 50-70 Silberlinien bzw. Streifen vom Vorder- bis zum Hinterende; nur ab SI >3 häufig) und → *V. octava* (größer, leicht glockenförmig, Pellicula feiner gestreift, da etwa 30-45 Silberlinien bzw. Streifen vom Vorder- bis zum Hinterende). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 4, 6 wichtig.

Ökologie

In den angeführten ökologischen Arbeiten wird die Art überwiegend als *V. octava* bezeichnet, da die Determination meist nach NOLAND & FINLEY (1931) bzw. KAHL (1935) erfolgte. Bei der Interpretation der ökologischen Daten sind die großen taxonomischen Schwierigkeiten zu berücksichtigen (→ Taxonomie).

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig, sitzt meist vereinzelt und oft in Gesellschaft anderer Peritrichen in gering bis mäßig stark verschmutzten Gewässern auf eingehängten Objektträgern, Steinen, Fadenalgen, submersen Makrophyten und besonders auf abgestorbenen Pflanzen (BERNERTH 1982, HAMMANN 1952, STILLER 1960); selten auf Wasserasseln und Insektenlarven (z. B. *Baetis*; SCHÖDEL 1987, SOMMER 1951). STOKES (1887a) entdeckte *V. aquadulcis* auf den Wurzeln von *Lemna*. Wir beobachteten sie in einem eutrophen Teich des botanischen Gartens in Linz in Oberösterreich zusammen mit → *V. campanula* und → *V. picta* (Abb. 16-18, 22, 23). Vereinzelt fanden wir sie auch in mehreren beta- bis alphamesosaproben Flüssen in Österreich und Deutschland (Abb. 19, 20). SOMMER (1951) fand "*V. latestriata*" (Abb. 10) und "*V. octava*" selten bzw. zahlreich auf Fadenalgen im eutrophen Großen Plöner See. FOISSNER (1979a) meldet *V. costata* vereinzelt aus ausgedrückten Moosen eines reinen alpinen Bächleins (Abb. 11). Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: massenhaft (7500 Ind./cm^2) auf einem Objektträger im Bereich der Kahmhaut eines unbelüfteten Aquariums, das mit Material aus Gewässern um Bonn beschickt wurde (BICK & SCHMERENBECK 1971; diese Daten deuten auf eine Art des → *V. infusionum*-Komplexes!); 32 Ind./cm^2

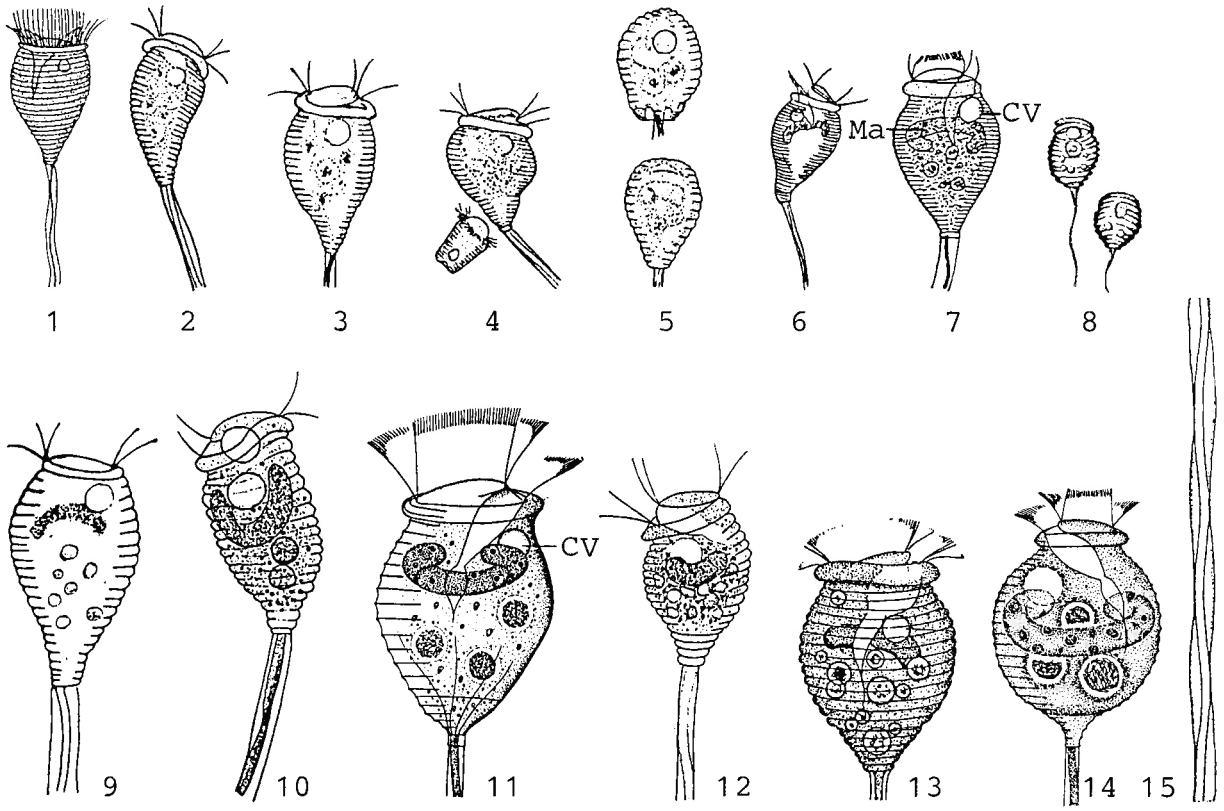
in einem alphamesosaproben Bereich eines Fließgewässers in Italien (MADONI 1979). Mehrere Nachweise aus Belebtschlammanlagen (ANTONIETTI et al. 1982, MADONI & GHETTI 1981b, STAMM 1984, SYDENHAM 1971) und Tropfkörpern (CURDS & COCKBURN 1970a, MINISTRY OF TECHNOLOGY 1968). Von ALBRECHT (1986) im salzbelasteten, betamesosaproben Weser-Flußsystem gefunden. Er nimmt auch die Nachweise von *V. striata* auf und stuft sie daher als holoeuryhalin ein. Von RIEDEL-LORJE (1981) und TENT (1981) im Elbe-Aestuar, von STILLER (1942a; Abb. 7) in einem Natronteich in Ungarn gefunden. Mehrere Nachweise des Komplexes auch aus dem Boden (Abb. 14; FOISSNER 1987b, SMITH 1975). Bisher in Eurasien und Nord- und Südamerika (CLAPS & MODENUTTI 1984, Abb. 9) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, nach HAMMANN (1952) auch Chlamydomonaden und eine *Protococcus*-ähnliche Art; *V. octava* erschien daher im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn hauptsächlich während der phytoplanktonreichen Zeit. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 15 mg. BERNERTH (1982) fand bis 15 Ind./cm^2 im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain bei folgender Wasserbeschaffenheit (n = 32): 12.5-32.5 °C, pH 7.1-8.5, 395-1120 μS/cm spez. Leitfähigkeit, 3.5-8.8 mg/l O_2, 7-20 mg/l DOC, 12000-180000 Bakterien/ml (Plattenmethode). Nach STILLER (1946, 1960) ist das Sauerstoffbedürfnis nicht sehr hoch. Sie fand sie sogar in einer H_2S-reichen, mit Meerwasser vermengten Schwefeltherme bei Split. Wenig empfindlich gegenüber großen Temperatur- und pH-Wertschwankungen.

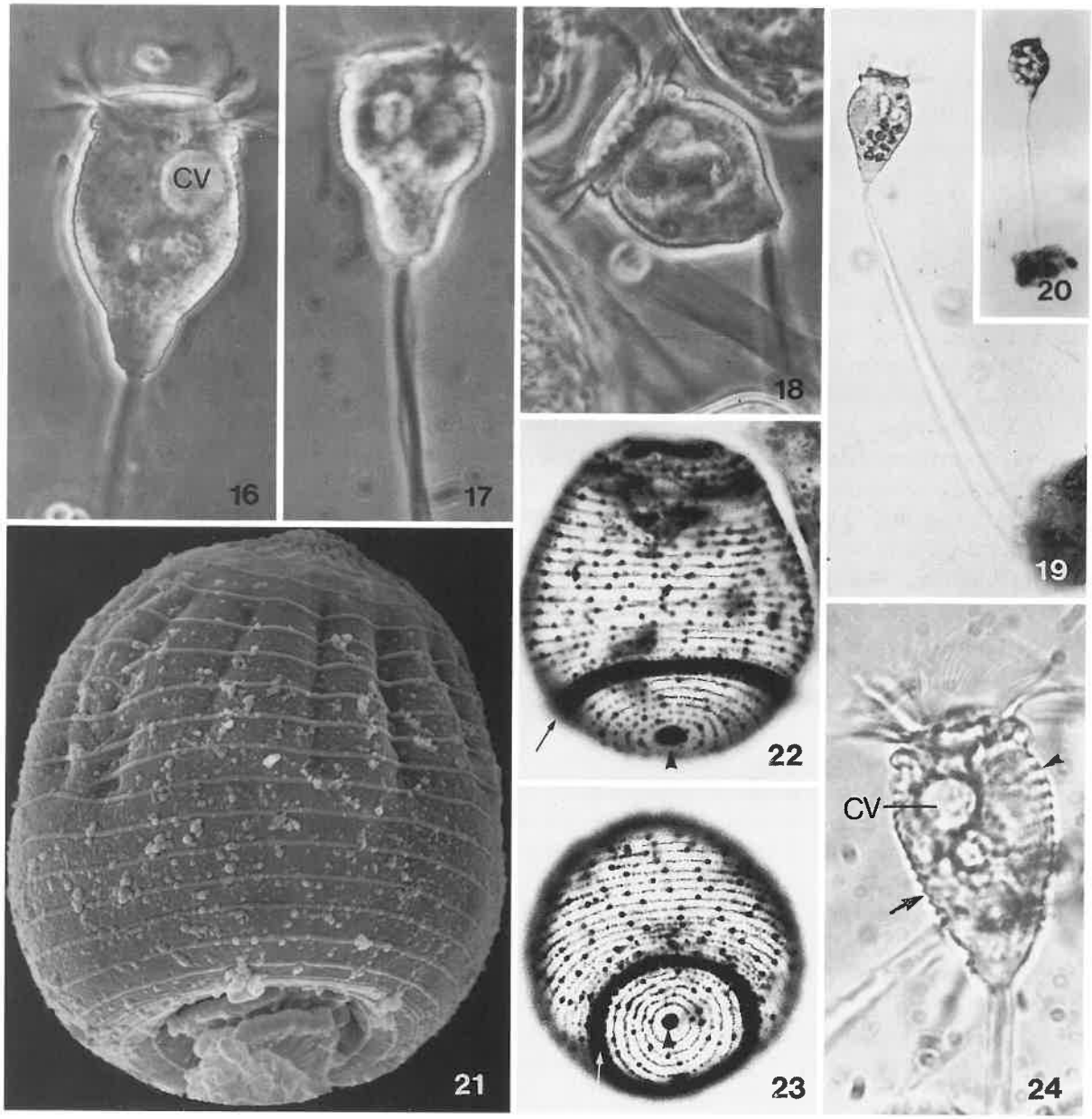
Vorticella aquadulcis erreicht nach Untersuchungen in Modellgewässern nur bei sehr schwacher Strömung höhere Besiedlungsdichten (SCHMERENBECK 1975), meidet aber auch hohe Fließgeschwindigkeiten nicht (BERNERTH 1982).

KLIMOWICZ (1970, 1973) zählte in Belebtschlammanlagen bei einer Schlammbelastung von 0.07 kg BSB_5/kg.d (Raumbelastung = 0.33 kg BSB_5/m^3.d, Trockensubstanz = 4.9 g/l, BSB_5-Abbau = 93 %) 5246 Ind./ml. Bei etwa halb so hoher Schlammbelastung (0.04 kg BSB_5/kg.d, Raumbelastung = 0.14 kg BSB_5/m^3.d, Trockensubstanz = 3.7 g/l, BSB_5-Abbau = 90 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 3.4 mg/l, mittlere Temperatur = 5-16 °C, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 6.9) ermittelte er fast 9500 Ind./ml (KLIMOWICZ 1972). Auch diese Daten deuten auf eine Art des → *V. infusionum*-Komplexes.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a-b; o = 1, b = 3, a = 4, p = 2, I = 1, SI = 2.7 (als *V. striata octava* bzw. *V. octava*). CURDS (1966) klassifiziert *V. octava* nach Versuchen mit einer Modellbelebtschlammanlage als oligosaprob. Wir stufen den Komplex neu ein, wobei wir uns nur auf solche Daten stützen, bei denen die Determination durch eine Abbildung belegt ist. Außerdem wissen wir aus langjähriger Erfahrung, daß man die Arten dieses Komplexes - im Gegensatz zu jenen des *V. infusionum*-Komplexes - nie in stark saproben Biotopen und Aufgüssen findet. Daher schlagen wir vor: b-a; o = 2, b = 5, a = 3, I = 2, SI = 2.1. Bedarf der Überprüfung.



***Vorticella aquadulcis*-Komplex in vivo** (1, *V. aquadulcis* aus STOKES 1887a; 2-5, 15, *V. striata octava* aus NOLAND & FINLEY 1931; 6, *V. octava* aus KAHL 1935; 7, *V. octava* aus STILLER 1942a; 8, *V. striata* aus DUJARDIN 1841; 9, *V. octava* aus CLAPS & MODENUTTI 1984; 10, 12, *V. latestriata* und *V. octava costata* aus SOMMER 1951; 11, *V. costata* aus FOISSNER 1979a; 13, *V. platysoma* aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 14, *V. astyliformis* aus FOISSNER 1981). **1-3, 6-14:** Gestreckte Zellen, 25-50 µm. Beachte besonders die grobe Querstreifung der Pellicula, die leider fast überall (außer in Abb. 11, 14) falsch (nämlich konvex) dargestellt ist (→ Merkmal 6 und Einleitung zur Gruppe). Der Eindruck einer konvexen (wulstartigen) Streifung entsteht dann, wenn nicht auf die größte Dicke der Zelle fokussiert wird. Dies ist sehr gut aus Abb. 24 ersichtlich, wo die Pellicula links eine konkave Streifung (Pfeil), rechts aber infolge der Schattenwirkung einen konvexen Eindruck vermittelt (Pfeilspitze). **4:** Gestreckte Zelle, an die sich ein Mikrogamont anheftet. **5:** Kontrahierte Zellen. **15:** Teil des deutlich gewellten Stieles mit dem Stielmuskel. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.



Vorticella aquadulcis-Komplex (16-18, 22, 23, Originale einer Population aus einem eutrophen Teich in Linz, Oberösterreich; 19-21, Originale von Populationen aus österreichischen und bayerischen Fließgewässern; 24, *V. striata octava* aus BERNERTH 1982. 16-20, 24, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast und Hellfeld; 21, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 22, 23, trockene Silbernitratimprägnation). **16-20, 24:** Gestreckte Zellen. Beachte die gut erkennbare Streifung der Pellicula; sie erscheint je nach Fokusebene konvex (Abb. 24, Pfeilspitze) oder konkav (Abb. 24, Pfeil). Genaue Erläuterung → Abb. 1-3, 6-14. **21:** Kontrahierte Zelle in Seitenansicht. Beachte die weite Streifung der Pellicula. **22, 23:** Silberliniensystem in Seitenansicht und von schräg hinten. Die Pfeile weisen auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes, die Pfeilspitzen auf die Scopula (= Stielbildungs-Organell). CV = kontraktile Vakuole.

Vorticella infusionum-Komplex

(***V. cupifera***, ***V. hians***, ***V. microstoma*** pro parte, ***V. microstoma*** f. ***elongata***, ***V. microstoma*** f. ***monilata*** und ***V. microstoma*** f. ***turgescens*** der Liste von SLADECEK et al. 1981; → Einleitung zu den Peritrichia und → *V. microstoma*-Komplex)

1841 *Vorticella infusionum* DUJARDIN, Zoophytes, p. 558.
1954 *Vorticella microstoma* f. *hians*, f. *turgescens*, f. *elongata* und f. *monilata*, STILLER, Annls hist.-nat. Mus. natn. hung., 5: 192, 195, 197 (→ Taxonomie des *V. microstoma*-Komplexes).
1974 *Vorticella cupifera* (KAHL, 1935) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 498 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1975 *Vorticella infusionum* (DUJARDIN, 1841) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 11: 419 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem von 7 Populationen).
1979 *Vorticella infusionum* DUJARDIN, 1841 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 540 (Wiederbeschreibung von 3 Populationen nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1979 *Vorticella microstoma* EHRB., 1830 - STAMM, Vjschr. naturf. Ges. Zürich, 124: 291 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus dem Belebtschlamm).
1986 *Vorticella infusionum* DUJARDIN, 1841 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 25 (Revision).

Taxonomie

Der *V. infusionum*-Komplex umfaßt neben den oben angeführten Arten und Formen zumindest noch folgende (vielleicht zum Teil synonyme) Taxa, die sich nur durch sehr geringe Unterschiede im Silberliniensystem und der Körperform auszeichnen: *V. utriculus* STOKES sensu FOISSNER & SCHIFFMANN (Abb. 16), *V. cupifera* KAHL (Abb. 22, 24, 50-59; von WARREN 1986 dagegen mit → *V. microstoma* synonymisiert) und *V. hians* MÜLLER (EHRENBERG 1838 synonymisiert diese Art mit → *V. convallaria*. FAURE-FREMIET 1905 und STILLER 1954 vermuten, daß es sich um eine Ökoform von "*V. microstoma*" handelt, die an nahrungsreiche, mikroaerobe Verhältnisse angepaßt ist; Abb. 19). Auch die von REID (1967) als *V. octava* bestimmte Population gehört hierher, da sie insgesamt mehr als 35 Silberlinien hat (Abb. 21). JANKOWSKI (1976) errichtet für *V. microstoma* f. *monilata* (Abb. 17) die Art *Pseudovorticella papillata*. Dies ist jedoch nicht gerechtfertigt, da STILLER ein streifenförmiges und kein gitterförmiges Silberliniensystem beschreibt.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 30-90 μm, meist 45-60 x 30-40 μm, ein- bis dreimal so lang wie breit (Abb. 18, 20, 38, 41).

2) Gestalt ziemlich variabel, bei mäßiger Ernährung im gestreckten Zustand meist schlank bis breit birnenförmig (Abb. 4, 7, 11, 27, 29, 41, 55), in stark verunreinigten Biotopen, d. h. bei sehr reichlichem Nahrungsangebot auch fast kugelig (Abb. 3, 9, 26, 28, 38).

3) Kontrahierte Zellen annähernd kugelig (Abb. 12, 46).

4) Makronucleus 1/2- bis 3/4kreisförmig quer in Körpermitte (Abb. 3, 8, 18, 24, 33, 36).

5) Kontraktile Vakuole unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 8, 14, 19, 31, 45).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), ziemlich eng quer gestreift (Abb. 1, 7, 11, 19, 46-49, 56). Silberliniensystem weitstreifig, 28-40 ($\bar{x}$ = 34; 11 Populationen, n = 334) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 6-13 ($\bar{x}$ = 9) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 32, 50, 57-59).

7) Peristomkragen wenig bis deutlich schmäler als die breiteste Körperstelle (Abb. 8, 16, 19, 24, 26-31, 45, 55). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht bis stark gewölbten und wenig schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, im 1/4- bis 1/3körperlangen Mundtrichter etwa 1 Umgang (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 7, 23, 26, 37, 40, 42).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, etwa 3 μm breit, bis 500 μm lang (Abb. 12, 28, 45, 46).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet oft große Scheinkolonien (Abb. 25, 28).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich den Arten des → *V. aquadulcis*-Komplexes (kleiner, Pellicula deutlicher quer gestreift, <30 Silberlinien zwischen Vorder- und Hinterende, meist nur bei SI <3), des *V. microstoma*-Komplexes (Makronucleus gestreckt oder annähernd C-förmig in der Längsachse der Zelle) und des → *V. octava*-Komplexes (deutlicher glockenförmig, Stielscheide deutlicher tordiert, meist nur bei bei SI <3). Arten der *V. pyrum*-Gruppe haben einen steil abfallenden Mundtrichter und einen stehkragenförmigen Peristomrand (Abb. 15). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 4, 6 wichtig.

Ökologie

Unserer Erfahrung nach gehören die meisten kleinen, ziemlich eng gestreiften, in stark und sehr stark verschmutzten Gewässern vorkommenden Vorticellen dem *V. infusionum*-Komplex an. Dies dürfte auch für zahlreiche nicht durch Abbildungen belegte Nachweise von "*V. microstoma*" gelten, die wir daher hier anführen (→ Vorbemerkung zur Ökologie des *V. microstoma*-Komplexes). Die großen taxonomischen Schwierigkeiten sind bei der Interpretation der ökologischen und faunistischen Daten zu berücksichtigen.

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig weit verbreitet, in stark verschmutzten Gewässern oft massenhaft. Besiedelt eingehängte Objektträger, Steine, submerse Makrophyten und verschiedenste Evertebraten (KEISER 1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur). BRESSLAU & BUSCHKIEL (1919) fanden sie manchmal massenhaft auf Larven der Stechmücke *Culex pipiens*, stellten aber keine Schädigung des Trägers fest. Nach ENTZ (1904b) sowohl limnisch als auch marin.

MÜLLER (1773) und DUJARDIN (1841) entdeckten *V. hians* bzw. *V. infusionum* in faulenden Aufgüssen. FOISSNER & SCHIFFMANN (1975) fanden sie ebenfalls oft in großer Anzahl in Pflanzenaufgüssen und in alphameso- und polysaproben Kleinstgewässern. Besonders regelmäßig und häufig trat sie in leicht verjauchten oder mit Küchenabwässern belasteten Tümpeln auf. FOISSNER (1979a) fand seine Populationen in gering bis stark saproben alpinen Kleingewässern. STILLER (1946) beobachtete *V. infusionum* in hoher Abundanz im Brackwasser auf Detritus, zusammen mit Spirillen, Amöben und *Uronema* sp. In den faulenden Kulturen (H_2S-Bildung) setzten sich die Ciliaten am *Zoogloea*-Häutchen der Wasseroberfläche fest (vgl. Abb. 25).

KAHL (1935) entdeckte *V. cupifera* zur Zeit einer Wasserblüte in Nebenteichen der Alster auf *Microcystis*-Kolonien und im Sapropel. FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) fanden sie in einem Narzissenaufguß.

Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus fließenden und stehenden Gewässern (in den Originalarbeiten überwiegend als *V. microstoma* bezeichnet; → Vorbemerkung zur Ökologie): häufig in der stark verschmutzten Erft (FRIEDRICH 1973); häufig in der beta- bis alphamesosaproben Alb bei Karlsruhe (MAUCH 1990); alphamesosaprobe Oker in Braunschweig (REICHENBACH-KLINKE 1959); bei mittlerer Strömung (0.3-0.5 m/s) im beta- bis alphamesosaproben Niederrhein (SCHMITZ 1985); 38 Ind./cm^2 in einem polysaproben Fluß in Italien (MADONI 1979); alphamesosaprober Fluß in Polen (HUL 1986, 1987a); beta- bis alphamesosaprober Fluß in Argentinien (PETTIGROSSO & CAZZANIGA 1987); im Frühjahr und Sommer im Hamburger Hafen bei einem BSB_5 von 1.1-5.7 mg/l (BARTSCH & HARTWIG 1984); ziemlich häufig auf schwarzen, aufgetriebenen Algenfladen in einem Totarm der Mosel (LAUTERBORN 1901a); von Februar bis Mai und im Herbst z. T. mit hoher Abundanz in eutrophen Weihern und Seen in Deutschland (HAMMANN 1952, MÜCKE 1979, SOMMER 1951); Salzsee in der UdSSR (DAGAJEVA 1930); aus 65 m Tiefe des Lake Huron, USA (CAIRNS & YONGUE 1970); häufig auf einem planktischen Krebs in einem hoch eutrophen See in Illinois, USA (HENEBRY & RIDGEWAY 1979); 1.7-4.2 mg Trockenmasse/m^3 in einem mesotrophen (50 mg/m^3 Gesamtphosphor, 6.9-8.7 mg/m^3 Chlorophyll a) Klarwassersee in Florida (BEAVER & CRISMAN 1990); mäßig häufig in Schmelzwassertümpeln (6 °C, pH 6.3) in Alaska (SULLIVAN 1957); in einem hypertrophen Tümpel auf Signey Island und im Guano von Pinguinen, Antarktis (HAWTHORN & ELLIS-EVANS 1984, SMITH 1973; eigene Beobachtung).

Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Trinkwasserfiltern und Brunnen (MÜNCH 1956, STILLER 1937, VERSCHAFFELT 1929).

Zahlreiche Nachweise aus Belebtschlammanlagen (z. B. AMIN & GANAPATI 1967, KLIMOWICZ 1973, SLADKA & ZAHRADKA 1970, STAMM 1979, Abb. 3-6), Scheibentauchkörpern (MADONI & GHETTI 1981b, WACHS 1968), Tropfkörpern (z. B. MINISTRY OF TECHNOLOGY 1968, WACHS 1984, WENINGER 1970) und Imhoff-Tanks (LACKEY 1938). Vereinzelt auch in normalen und stark versalzten Böden, wo sie leicht mit *V. astyliformis* FOISSNER (Abb. 14 bei → *V. aquadulcis*-Komplex) verwechselt wird (z. B. FOISSNER 1987b, POMP & WILBERT 1988). Verbreitung des Komplexes kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (→ Vorbemerkung zur Ökologie): Frißt Bakterien (SUDO & AIBA 1971b, 1973). Ingestionsrate einer planktischen Population aus einem eutrophen See in den USA 60-235 Bakterien/Ind.h, Filterleistung 15-27 nl/Ind.h (SANDERS et al. 1989). Nach SCHÖNBORN (1982b) werden von 1 Ind./d etwa 7200 Bakterien mit einem Gesamtvolumen von etwa 10000 μm^3 gefressen. Generationszeit unter experimentellen Bedingungen (monoxenische Kultur mit dem Bakterium *Aerobacter aerogenes*) bei 8.5 °C etwa 57 h, bei 15 °C 11.5 h und bei 20 °C 6.4 h (FINLAY 1977), nach SUDA & AIBA (1971a,b) bei 20 °C 5.4-8 h; teilt sich bei gutem Nahrungsangebot und Zimmertemperatur sogar sechsmal pro Tag (STOUT 1954). Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem alphamesosaproben Fließgewässer in Deutschland 240-336 h (im Mittel etwa 288 h; SCHÖNBORN 1982b). Biomasse von 10^6 Individuen nach DILLON & HOBBS (1973) etwa 112 mg (vermutlich falsch berechnet oder bestimmt), nach FINLAY (1977) etwa 17-25 mg, nach SCHÖNBORN (1982b) etwa 13 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe ungefähr 25 mg. Respirationsrate 12 pl O_2/Ind.h bei 8.5 °C, 17 pl/Ind.h bei 15 °C und 9 pl/Ind.h bei 20 °C (FENCHEL & FINLAY 1983, LAYBOURN & FINLAY 1976). Eurytherm und euryoxybiont (→ Ökogramme a, b und Tabelle). Obere Temperaturgrenze 50 °C, Populationsmaxima jedoch zwischen 15 °C und 35 °C (MÜNCH 1970). Bei rasch sinkendem Sauerstoffgehalt oder bei anoxischen Verhältnissen werden Schwärmer gebildet (Abb. 10, 48). Sie überleben bei vollständigem Fehlen von Sauerstoff etwa 2 Tage und ertragen mehrere Stunden lang eine fast reine CO_2-Atmosphäre (STOUT 1954).

Tabelle: Milieuspektra des *Vorticella infusionum*-Komplexes. Spalte 1, aus PATRICK et al. (1967; 4 Nachweise aus dem Savannah-Fluß in den USA); 2, aus DETCHEVA (1972c, 1976, 1978, 1979, 1983b,c; zahlreiche Nachweise aus bulgarischen Fließgewässern); 3, aus FOISSNER et al. (1982; 31 Analysen aus 13 zum Teil dystrophen alpinen Kleingewässern); 4, aus MIHAILOWITSCH (1989; 4 Analysen aus salzbelasteten Fließgewässern in Deutschland); 5, eigene Daten (verschiedene österreichische Fließgewässer); 6, aus BERNERTH (1982; zahlreiche Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain).

Faktor	Referenz						
	1	2	3	4	5	n	6
Saprobität	-	o-a	b-p	-	b-p	(27)	b-a
Frequenz (%)	-	3.6-21	-	-	20	(27)	-
°C	>8-22	3-28	1-20.5	4.8-6.4	0.2-23	(27)	2-32
pH	-	7.0-8.8	4.7-6.4	6.6-7.4	7.3-8.7	(27)	6.7-8.2
O_2 (mg/l)	7-<11	0.4-13.2	3-12.8	4.5-19.6	3.4-14.7	(27)	0.1-12
O_2 (Sättigung %)	-	0.4-113	37-184	-	31-127	(27)	-
BSB_5 (mg/l)	0.5-1.0	0.4-128	-	-	1.7-10.8	(26)	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	39-80	-	6-39	(26)	-
Ca^{2+} (mg/l)	≤3	13-320	-	-	-	(0)	-
Mg^{2+} (mg/l)	≤3	0-182	-	-	-	(0)	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	-	0-8.8	53-156	-	(0)	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.01-0.03	-	0-3.5	-	0.007-0.66	(25)	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.005-0.8	0.008-3.5	0-7.0	0.2-3	<0.01-9	(27)	-
NO_3^--N (mg/l)	0.07-0.2	0-10.5	0-0.45	2.2-3.8	0.4-6.6	(27)	-
NO_2^--N (mg/l)	-	0-0.94	0-3	0.03-0.09	≤0.06	(23)	-
Cl^- (mg/l)	1-4	11-81	-	284-5034	1-91	(17)	-
Fe^{2+} (mg/l)	0.02-0.4	0-1.9	0-1.2	-	-	(0)	-
Bakterien/ml (x 10^6)	-	-	0.2-35[1]	-	0.0003-0.19[2]	(21)	0.014-0.31[2]

[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

KLIMOWICZ (1970) zählte bei einer Schlammbelastung von 0.86 kg BSB_5/kg.d (Raumbelastung 2.74 kg BSB_5/m^3.d, 3.2 g/l Trockensubstanz, 87 % BSB_5-Abbau) etwa 1600 Ind./ml. RIVERA et al. (1987) stellten im Ablauf eines Abwasser-Stabilisierungsteiches (14-16 °C, pH 6.5-7.9) in Mexiko bis zu 185000 Ind./ml fest. VARGA (1953) fand sie in frischem und vergorenem Kuhmist.

MÜNCH (1970) zählte bei Peptonabbauversuchen (0.25 mg/l) bei 35 °C und Mikroaerobie (20 mg/l NH_4^+-N; 500 x 10^6 Bakterien/ml, Direktzählung) in der ersten Woche bis zu 6000 Ind./ml.

100 µg/l Zinkchlorid und 50 µg/l Bleiazetat überlebt *V. infusionum* nur wenige Tage (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986). 0.25 mg/l Kupfer (als $CuSO_4.7H_2O$) bzw. 0.53 mg/l Chrom (als $K_2Cr_2O_7$) bewirken einen Rückgang der spezifischen Wachstumsrate um 50 % (SUDO & AIBA 1973). Bei einer Adaptation auf 0.20 mg/l Cu bzw. 0.40 mg/l Cr für 96 h geht die spezifische Wachstumsrate erst bei 0.47 mg/l bzw. 0.90 mg/l um die Hälfte zurück. Röntgen-

und Gammastrahlen in Dosen über 2 Kr führen zu leichten Veränderungen des Lebenszyklus; die LD_{50} liegt bei etwa 70 Kr (SUTTON 1976).

BUTSCHINSKY (1897) meldet *V. infusionum* aus Salzseen bei Odessa mit einem sehr hohen Salzgehalt von 5-19 % (!), ZIEMANN (1970) gibt 1.6 % als obere Grenze.

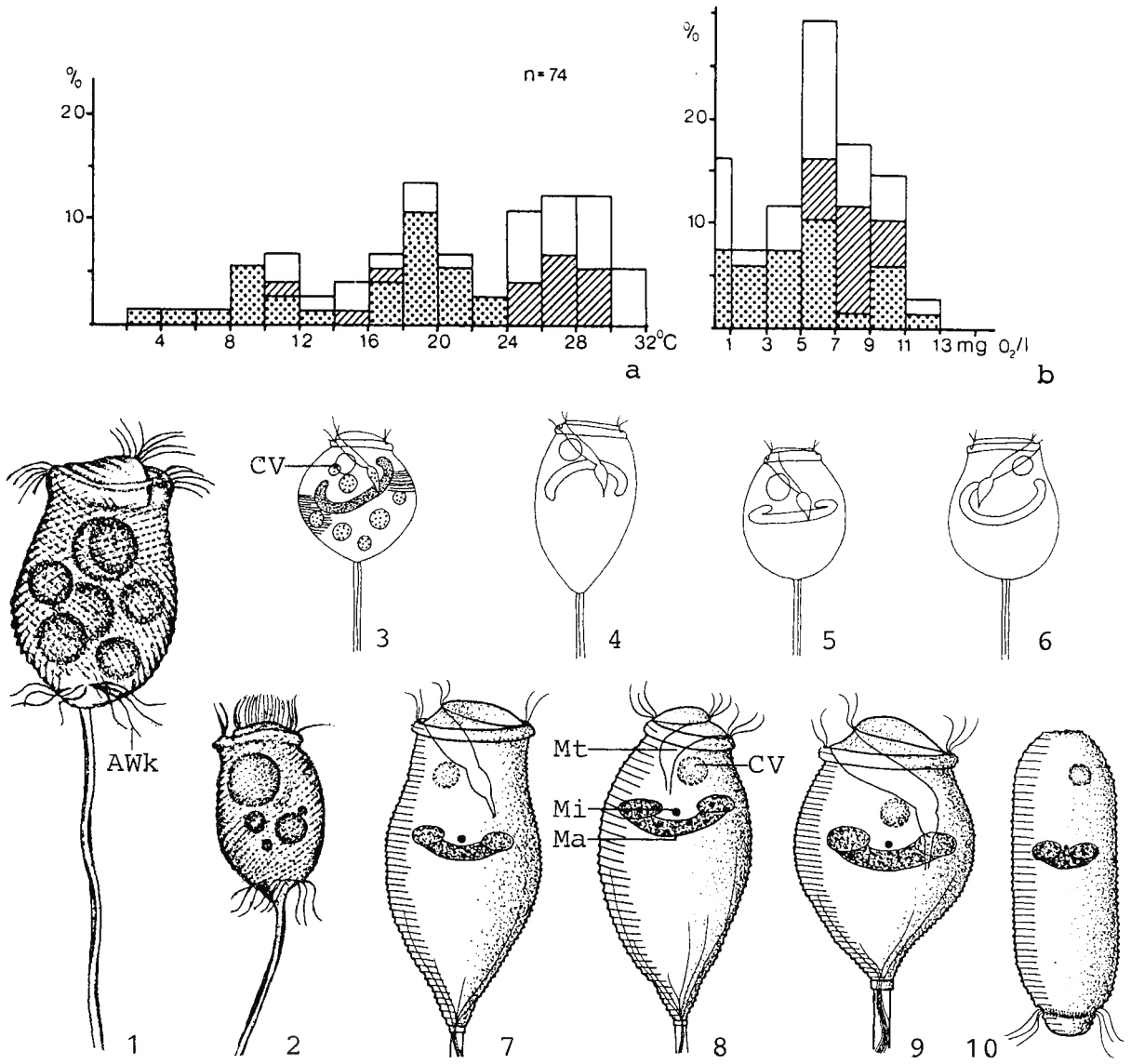
Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für *V. hians* und *V. microstoma* und ihre Formen) und b-a; b = 5, a = 3, p = 2, I = 2, SI = 2.7 (für *V. cupifera*). Nach STILLER (1954) liegt das Optimum nicht im polysaproben, sondern im alphamesosaproben Bereich, da hier die typische Form sehr hohe Abundanz erreicht (Abb. 7, 11, 27). Unter polysaproben Verhältnissen treten dagegen Massenentwicklungen verschiedener Modifikationen auf (FOISSNER & SCHIFFMANN 1975, STILLER 1954, 1961; Abb. 9, 18, 19, 38). Die von STILLER (1954) beschriebenen Formen von "*V. microstoma*" (die wir → *V. infusionum* zuordnen) stammen aus dem jod- und kochsalzhaltigem Wasser eines Thermalbades in Ungarn. Bei einer Temperatur von 30-38 °C waren etwa 90 % der Population der forma *elongata* (Abb. 20), etwa 8 % der hinten breit gerundeten forma *hians* (Abb. 19) und nur etwa 2 % der fast kugeligen forma *turgescens* (Abb. 18) zuzuordnen. Alle drei Formen waren von einer etwa 5 μm dicken, schleimigen Schutzschicht umgeben, die nur das Peristom frei ließ; bei Zimmertemperatur verschwand die Hülle innerhalb von 2 Tagen. BERNERTH (1982) konnte bei 32 °C allerdings keine Hüllenbildung beobachten. Die mit einer perlenartigen Hülle versehene forma *monilata* (Abb. 17) fand STILLER (1954) in polysaproben Gewässern, in periodischen Natronwässern der Großen Ungarischen Tiefebene und in Kochsalzteichen Transsylvaniens (Graf Draculas Badeteiche?).

Auch viele der nicht durch Abbildungen belegten Nachweise stammen aus alphamesosaproben Gewässern. Wir fanden Arten dieses Komplexes (nicht mit Silberimprägnation überprüft; Determination noch nach den alten Kriterien) mit geringer bis mäßig hoher Abundanz unter betameso-, alphameso- und polysaproben Bedingungen bei Saprobienindizes von 1.9 bis 3.4 (→ Tabelle). Indiziert in Fließgewässern bei häufigem und massenhaftem Vorkommen Polysaprobie. Wir schlagen folgende Einstufung vor: p-a; b = 1, a = 4, p = 5, I = 2, SI = 3.4E. Bedarf trotz der reichlichen Daten der Absicherung, wegen der taxonomischen Schwierigkeiten.

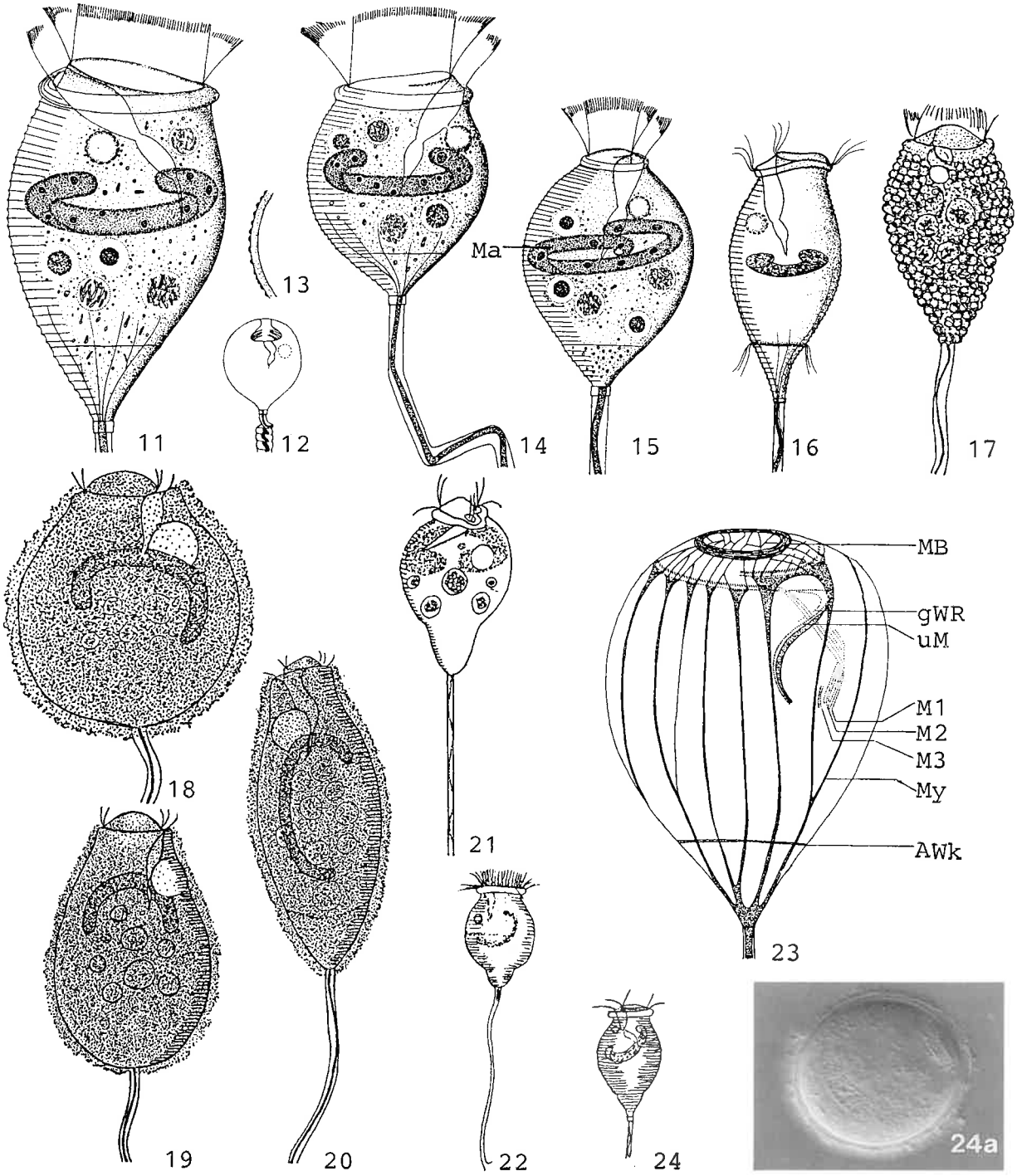
Indiziert nach HARTMANN (1960, 1963) und MACEK (1985) in Belebtschlammanlagen optimale Belastungsverhältnisse. Unserer Erfahrung nach deutet das gehäufte Vorkommen auf eine Unterversorgung mit Sauerstoff.

BEAVER & CRISMAN (1989) verwenden die Art als Nährstoff-Indikator in subtropischen Seen (Jahresmittelwerte in Ind./l; Determination leider nicht durch morphologische Daten belegt): oligotrophe, saure Seen <10; oligotrophe, nicht saure Seen 61; mesotrophe Seen 424; eutrophe Seen 3125; hypertrophe Seen 6760.



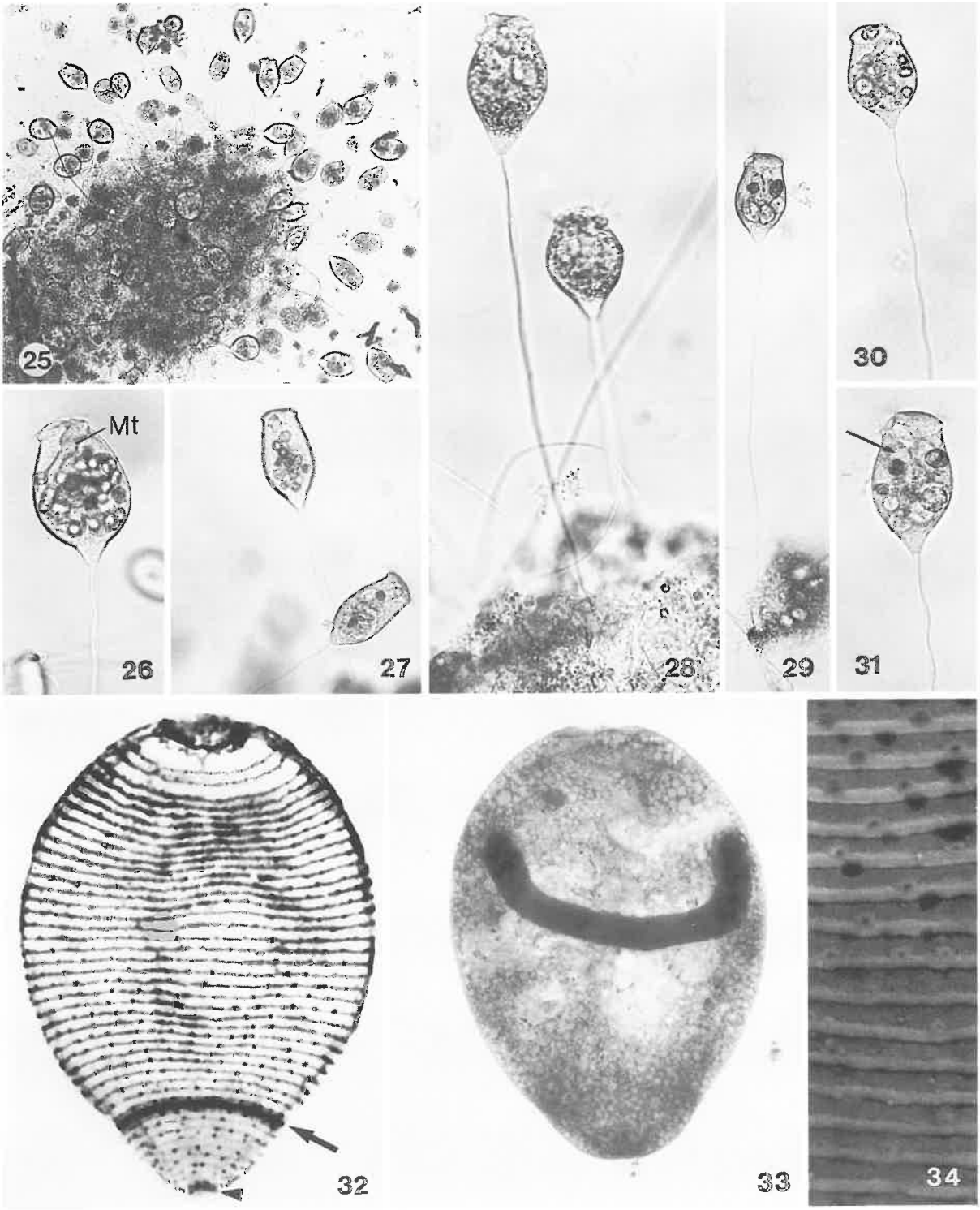
Ökogramme des *Vorticella infusionum*-Komplexes (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

Vorticella infusionum-Komplex in vivo (1, 2, *V. infusionum* aus DUJARDIN 1841; 3-6, *V. microstoma* aus STAMM 1979; 7-10, *V. infusionum* aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975). **1, 2:** Gestreckte Zellen, die wegen ungünstiger Bedingungen bereits einen aboralen Wimpernkranz gebildet haben, 30-90 μm. **3-9:** Variabilität der Körperform verschiedener Populationen, 45-80 μm. **10:** Schwärmer. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter.

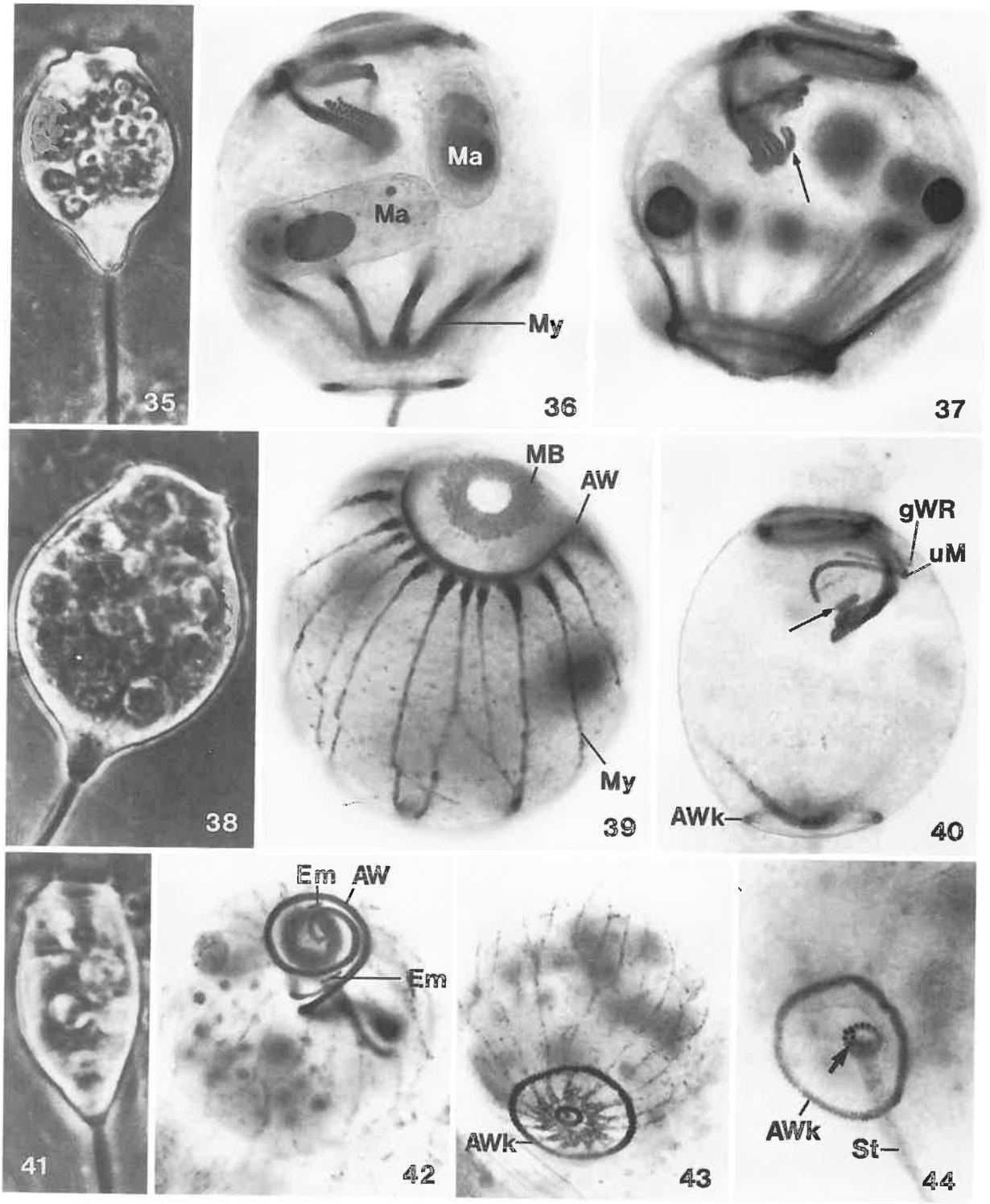


***Vorticella infusionum*-Komplex** (11-14, 24a *V. infusionum* aus FOISSNER 1979a und Original; 16, *V. utriculus* aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975; 17-20, *V. microstoma* aus STILLER 1954; 21, 22, 24, *V. octava* aus REID 1967, CHARDEZ 1971, KAHL 1935; 23, *V. infusionum* aus FOISSNER 1977. 11-22, 24, 24a in vivo; 23, Protargolimprägnation). **11, 14, 16, 21, 22, 24:** Gestreckte Zellen, 57 μm, 42 μm, 30-55 μm, 46 μm, ? μm, 40 μm. Der Stiel kontrahiert nicht immer in einer Schraubenlinie, sondern knickt manchmal (Abb. 14). **12:** Kontrahierte Zelle. **13, 24a:** Die Wand der Ruhezyste ist fein gefältelt. 17-20: Durch verschiedene Umweltbedingungen (→ spezielle autökologische Daten) hervorgerufene Modifikationen: forma *monilata*, f. *turgescens*, f. *hians* und f. *elongata*. **23:** Bewimperung und System der kontraktilen Fasern. AWk = aboraler Wimpernkranz, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, MB = Myonem-Band zum Schließen des Peristoms, My = Myonem, M1-M3, Membranellen 1-3, uM = undulierende Membran.

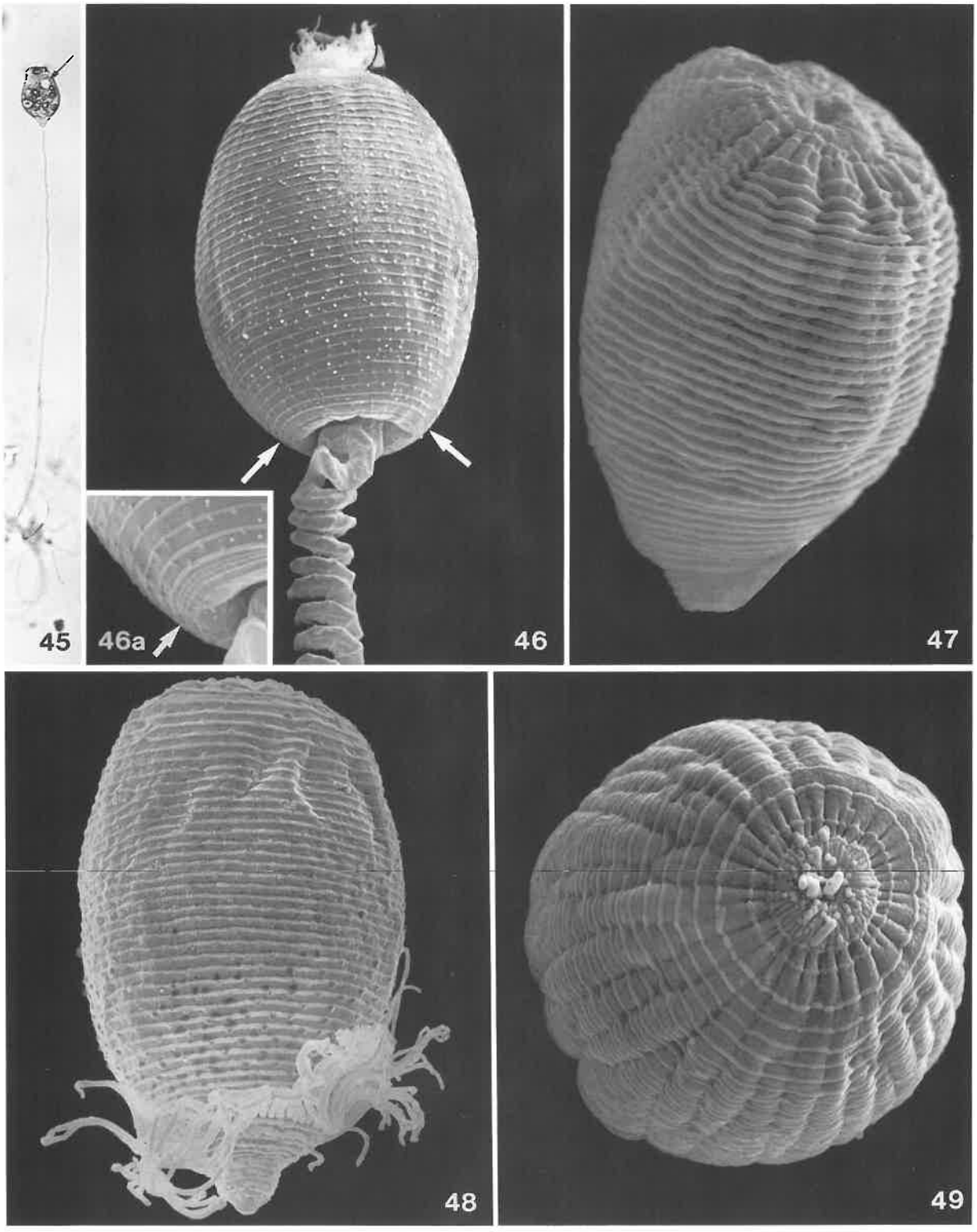
Vorticella opercullariformis in vivo (15, aus FOISSNER 1979a; Beispiel für eine Art der "*pyrum*-Gruppe"). **15:** Gestreckte Zelle, 55 μm. Ma = Makronucleus.



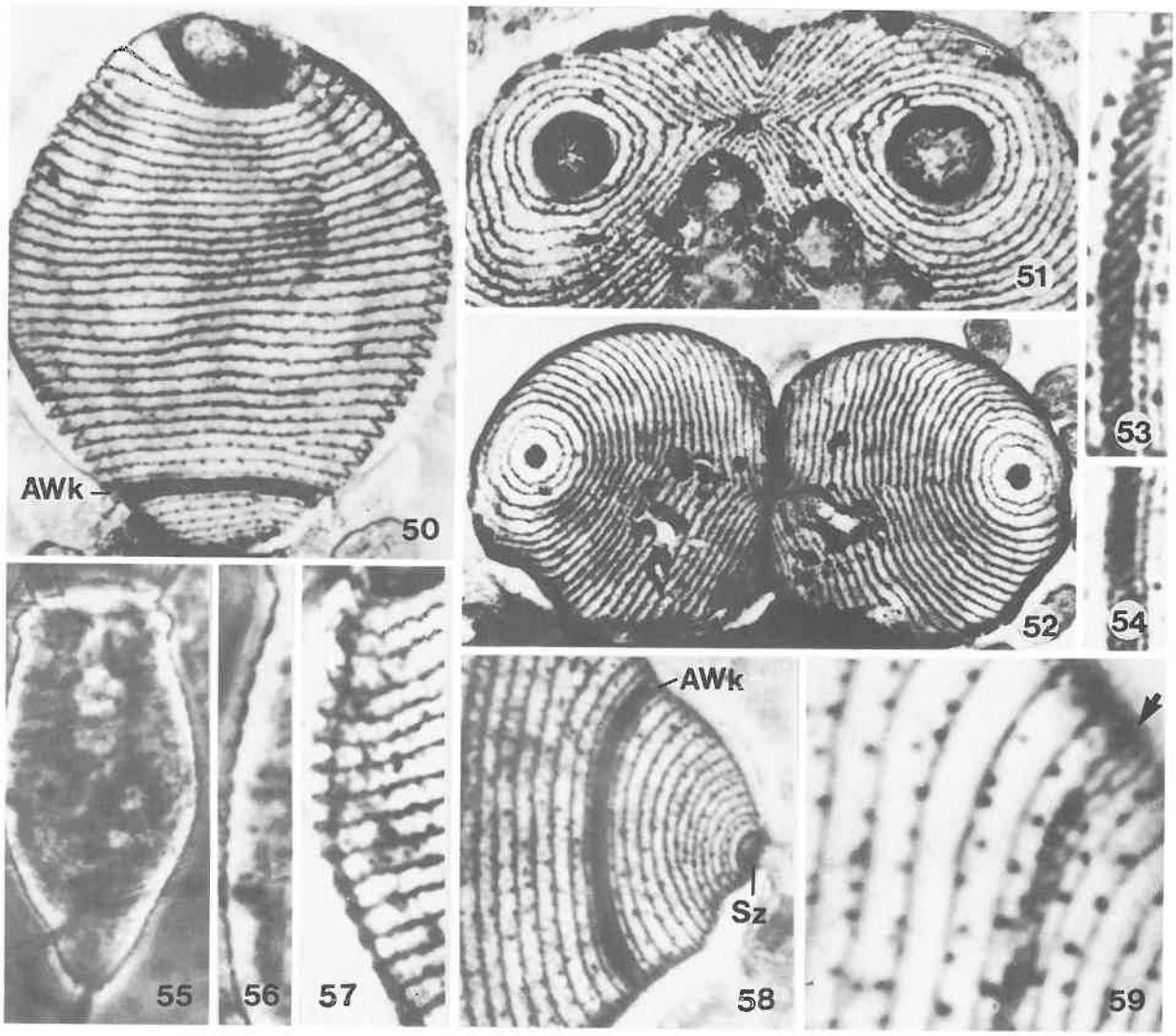
Vorticella infusionum-Komplex (25-27, 29-31, Originale einer Population aus einem mehrere Tage alten, stark faulenden Aufguß von einem mesosaproben Fließgewässer in Oberösterreich; 28, Original einer Population aus dem stark verölten Sikkerwasser einer Sonderabfalldeponie in Oberösterreich; 32-34, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975 und Originale. 25-31, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 32, trockene Silbernitratimprägnation; 33, Methylgrün-Pyronin Färbung; 34, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **25:** Scheinkolonie auf *Zoogloea*. **26-31:** Variabilität der Körperform von 2 Populationen. Der Pfeil in Abb. 31 weist auf die kontraktile Vakuole. **32:** Gesamtansicht des weitstreifigen Silberliniensystems. Der Pfeil weist auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes, die Pfeilspitze auf die Scopula. **33:** Hufeisenförmiger Makronucleus. **34:** Pelliculastreifen und Pelliculaporen. Mt = Mundtrichter.



Vorticella infusionum-Komplex (35, 38, 41, *V. infusionum* aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast; 36, 37, 39, 40, 42-44, Originale einer Population aus einem stark faulenden Aufguß von einem alpinen Weidetümpel, Protargolimprägnation). **35, 38, 41:** Variabilität der Körperform. **36, 37, 40:** Mundbewimperung und Makronucleus. Die Pfeile in Abb. 37 und 40 weisen auf die kurze Membranelle 3. **39, 43:** System der kontraktilen Fasern von schräg vorne und schräg hinten. **42:** Mundbewimperung mit den zwei Epistommembranen. **44:** Hinterende mit Stiel und Stielbildungs-Organell (Scopula, Pfeil). AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, Em = Epistommembran, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, MB = Myonem-Band zum Schließen des Peristoms, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), St = Stiel, uM = undulierende Membran.



Vorticella infusionum-Komplex (45-49, Originale. 45, Lebendaufnahme im Hellfeld; 46-49, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **45:** Gestrecktes, typisches Exemplar. Der Pfeil weist auf die kontraktile Vakuole. **46, 47:** Kontrahierte Zellen; jene in Abb. 47 hat sich vom Stiel gelöst. Die Pfeile in den Abb. 46, 46a weisen auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes. **48:** Schwärmer mit aboralem Wimpernkranz und zapfenförmigem Hinterende. **49:** Kontrahierte Zelle von vorne.



Vorticella infusionum-Komplex (50-59, *V. cupifera* aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974. 50-54, 57-59, trockene Silbernitratimprägnation; 55, 56, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast). **50, 57, 58:** Gesamtansicht und Teile des weitstreifigen Silberliniensystems. **51, 52:** Mittleres und spätes Teilungsstadium von vorne gesehen. **53, 54:** Aboraler Wimpernkranz des Schwärmers. **55, 56:** Gestreckte Zelle; am Rand erkennt man die quer gestreifte Pellicula. **59:** Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil) und Silberliniensystem stark vergrößert. AWk = aboraler Wimpernkranz, Sz = Scopula (= Stielbildungs-Organell).

Vorticella octava-Komplex

(*V. hamata* der Liste von SLADECEK et al. 1981; nicht *V. octava* sensu NOLAND & FINLEY 1931 und der Liste von SLADECEK et al. 1981, die wir zum → *V. aquadulcis*-Komplex stellen)

1885 *Vorticella octava* STOKES, Ann. Mag. nat. Hist., 15: 443.
1935 *Vorticella limnetis* STOKES, 1885 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 720 (Revision).
1974 *Vorticella striata* f. *octava* STOKES - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 40 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1979 *Vorticella limnetis* STOKES, 1885 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 541 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1986 *Vorticella limnetis* STOKES, 1885 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 27 (Revision).
1989 *Vorticella limnetis* STOKES, 1885 und *Vorticella octava* STOKES, 1885 - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 127, 128 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).

Taxonomie

Vorticella limnetis STOKES ist ziemlich sicher diesem Komplex zuzuordnen und wahrscheinlich sogar synonym mit *V. octava* (Abb. 1, 2). Auch *V. hamatella* FOISSNER (neuer Name für *V. hamata* EHRENBERG; sh. FOISSNER 1987a), deren Synonym (*V. delicatula* BIERNACKA; sh. WARREN 1986) einen hufeisenförmigen Makronucleus hat, dürfte diesem Komplex angehören (Abb. 6, 7). *Vorticella hamata* sensu GUHL (1985a) hat einen annähernd J-förmigen Makronucleus und wird hier nicht berücksichtigt. *Vorticella striata* var. *octava* sensu NOLAND & FINLEY (1931) ist auffallend weit gestreift und wird von uns als maßgebliche Wiederbeschreibung von → *V. aquadulcis* angesehen. Wir bestimmen als "*V. octava*" kleine (< 50 μm), ziemlich eng gestreifte (insgesamt etwa 40 Silberlinien) und leicht glockenförmige Vorticellen mit hufeisenförmigem Makronucleus.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 30-60 μm, meist etwa 35-45 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand leicht glockenförmig (Abb. 1-3, 5-8, 11, 12).

3) Kontrahierte Zellen annähernd kugelig (Abb. 13).

4) Makronucleus 1/2- bis 3/4kreisförmig quer in Körpermitte (Abb. 3, 7-9, 12).

5) Kontraktile Vakuole unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 5, 12).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), ziemlich eng quer gestreift (Abb. 1-3, 5-8, 11, 12). Silberliniensystem im Übergangsbereich von weit- auf engstreifig, 24-39 ($\bar{x}$ = 30, 4 Populationen, n = 38) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 9-16 ($\bar{x}$ = 11) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 10, 14).

7) Peristomkragen etwas schmäler bis etwas breiter als die größte Körperbreite (Abb. 1-3, 5-8, 11, 12). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am schwach konvexen und leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, im etwa 1/3körperlangen Mundtrichter etwa 1 Umgang (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 9).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 3-5 μm breit, bis 400 μm lang; Stielscheide auffallend tordiert (Abb. 1, 2, 4, 11-14).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, wohl nie rasenbildend.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich den Arten des → *V. aquadulcis*-Komplexes (meist kleiner, birnenförmig, Pellicula deutlicher gestreift, insgesamt <30 Silberlinien), des → *V. infusionum*-Komplexes (birnenförmig, d. h. Peristomkragen immer schmäler als die breiteste Körperstelle, Stielscheide weniger auffallend tordiert, nur bei SI >3 häufig; Silberlinienanzahl sehr ähnlich;) und des → *V. microstoma*-Komplexes (birnenförmig, Makronucleus gestreckt oder annähernd C-förmig, 43-65 Silberlinien vom Vorder- bis zum Hinterende, nur bei SI >3 häufig). Arten des → *V. convallaria*-Komplexes sind größer (>60 μm), haben einen J-förmigen Makronucleus, etwa 100 Silberlinien und sind meist ausgeprägter glockenförmig. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 4, 6 wichtig. Die Stielscheide ist bei dieser Art besonders auffallend tordiert (Abb. 1, 2, 4, 11, 12).

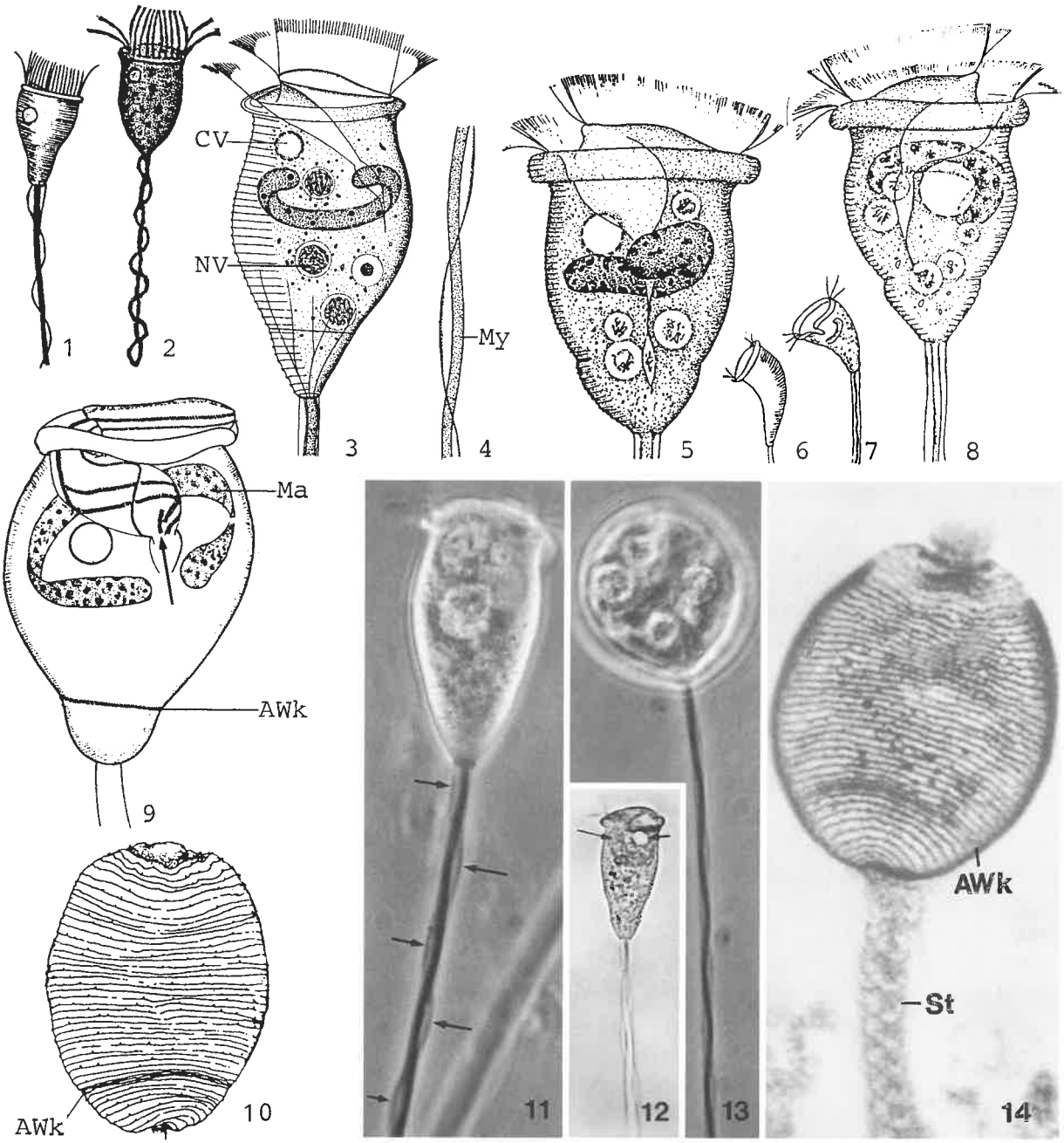
Ökologie

Da die Determination von "*V. octava*" wohl meist nach den weit gestreiften, birnenförmigen Populationen von NOLAND & FINLEY (1931) und KAHL (1935) erfolgte (die wir zum *V. aquadulcis*-Komplex stellen, → Vorbemerkung zur Ökologie des *V. aquadulcis*-Komplexes), nehmen wir hier nur jene Nachweise auf, die sich auf leicht glockenförmige und feiner gestreifte Formen beziehen.

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet, aber nie zahlreich in gering bis mäßig stark verschmutzten Gewässern. Besiedelt eingehängte Objektträger, Fadenalgen und submerse Makrophyten. STOKES (1885c,d) entdeckte *V. octava* in einem stehenden Gewässer auf *Proserpinaca* und *V. limnetis* vereinzelt auf *Utricularia* in Zedernsümpfen in New Jersey. PÄTSCH (1974) fand sie vereinzelt in Kleingewässern bei Bonn. FOISSNER (1979a) meldet sie vereinzelt aus einem oligosaproben Regenwassertümpel und einem betamesosaproben Schmelzwassertümpel in den Hohen Tauern, Österreich. SONG WEIBO & WILBERT (1989) fanden sowohl *V. octava* als auch *V. limnetis* häufig im Frühjahr im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. Wir beobachteten sie vereinzelt im → *Carchesium polypinum*-Rasen auf Steinunterseiten in einem alphamesosaproben Bereich der Vils in Bayern (Abb. 12). Das mutmaßliche Synonym, *V. delicatula*, saß sehr zahlreich auf der Rotalge *Ceramium* in der Danziger Bucht bei angeblich nur 0.27-0.75 % Salzgehalt (BIERNACKA 1962, 1963). Bisher in Europa und Nordamerika sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, die in großen Nahrungsvakuolen eingeschlossen werden (FOISSNER 1979a, 1980a). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 20 mg. FOISSNER et al. (1982) geben für eine alpine Population folgende autökologische Daten (1 Analyse): 9 °C, pH 4.9, 9.2 mg/l O_2 (111 % Sättigung), 1.3 mg CO_2 (frei), 0.3 mmol/l Gesamthärte, 36 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.31 mg/l NH_4^+-N, 0 mg/l NO_3^--N, 0 mg/l NO_2^--N.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6 (für *V. hamata* bzw. *V. hamatella*). Paßt eher schlecht auf die vorliegenden, spärlichen Daten. Wir schlagen daher folgende Einstufung vor: b-a; o = 2, b = 4, a = 4, I = 2, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen. Bevorzugt vermutlich stehende und sehr langsam fließende Gewässer.



Vorticella octava-Komplex (1, *V. octava* aus STOKES 1885c; 2, *V. limnetis* aus STOKES 1885d; 3, 4, 11, 13, 14, *V. limnetis* aus FOISSNER 1979a; 5, *V. limnetis* aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 6, *V. hamata* nach KENT 1882 aus KAHL 1935; 7, *V. delicatula* aus BIERNACKA 1963; 8, 10, *V. octava* aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 9, *V. striata* f. *octava* aus PÄTSCH 1974; 12, Original einer Population aus der Vils in Bayern. 1-8, 11-13, in vivo; 9, Protargolimprägnation; 10, 14, trockene Silbernitratimprägnation). **1-3, 5-8, 11, 12:** Gestreckte Zellen, 30-60 μm. Der rechte Pfeil in Abb. 12 weist auf die kontraktile Vakuole, der linke auf den hufeisenförmigen Makronucleus. Beachte auch die auffallend stark tordierte Stielscheide (Abb. 11, Pfeile). **4:** Stiel mit dem Stielmuskel (Myonem) und der auffallend tordierten Stielscheide. **9:** Mundbewimperung und Makronucleus, 40 μm. Der Pfeil weist auf die kurze Membranelle 3. **10, 14:** Silberliniensystem. Der Stiel kontrahiert stark spiralig (Abb. 14). **13:** Kontrahierte Zelle. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, My = Myonem des Stiels, NV = Nahrungsvakuole, St = Stiel.

Vorticella microstoma-Komplex

(***V. aequilata, V. microstoma*** pro parte der Liste von SLADECEK et al. 1981)

1830 *Vorticella microstoma* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 66 (ohne Abbildung).
1838 *Vorticella microstoma* EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 272 (Abbildung; Revision).
1931 *Vorticella microstoma* EHRENBERG 1830 - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 108 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; wird von uns als maßgeblich betrachtet).
1935 *Vorticella putrina* (?) und *Vorticella microstoma* EHRENBERG, 1830 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 726, 729 (Revision).
1935 *Vorticella aequilata* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 725 (Revision).
1962 *Vorticella microstoma* EHRENBERG - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 302 (saprobiologische Charakteristik).
1972 *Vorticella microstoma* EHRENBERG - BICK, Ciliated protozoa, p. 106 (Bestimmungsbuch über Ciliaten des Saprobiensystems).
1979 *Vorticella alpestris* FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 536 (mutmaßliches Synonym).
1986 *Vorticella microstoma* EHRENBERG, 1830 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 33 (Revision).
1989 *Vorticella microstoma* EHRENBERG, 1830 - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 128 (morphometrische Charakterisierung und Silberlinienystem).

T a x o n o m i e

→ Einleitung zu den Peritrichia. Mehrere Wiederbeschreibungen von "*V. microstoma*" stellen wir wegen des quer liegenden, hufeisenförmigen Makronucleus zum → *V. infusionum*-Komplex (z. B. BRAND 1923, STAMM 1979). Auch die von STILLER (1946, 1954) beschriebenen Formen, von denen sie selbst sagt, "daß der Kern nicht wie gewöhnlich in Richtung der Längsachse sondern hufeisenförmig gekrümmt und in verschiedener Richtung gelagert ist", passen gut auf den → *V. infusionum*-Komplex (→ Abb. 17-20 beim *V. infusionum*-Komplex).

NUSCH (1970) und PÄTSCH (1974) zeichnen die kontraktile Vakuole dorsal. NUSCH (1970) hat nach der Variabilität des Makronucleus zu schließen, verschiedene Formen vermengt und PÄTSCH (1974) macht keine Angaben zum Kern; ihre Daten werden daher nicht aufgenommen.

Vorticella alpestris ist relativ klein (35-45 μm), hat einen annähernd C-förmigen Makronucleus und manche Individuen sind vorne deutlich verschmälert (Abb. 19-25). Darin ähnelt sie sehr der *V. microstoma* in der Beschreibung von NOLAND & FINLEY (1931). Die Anzahl der Silberlinien vom Vorderende bis zum aboralen Wimpernkranz ist aber merklich größer als bei den von DAVIDSON & FINLEY (1972) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) untersuchten Populationen.

KAHL (1935) beschreibt unter dem Namen *Vorticella aequilata* mehrere kleine, deutlich gestreifte, annähernd zylindrische Vorticellen, die besonders hinsichtlich des gestreckten Makronucleus und des Fundortes (Sapropel) gut zum *V. microstoma*-Komplex passen (Abb. 26-29). Bei *V. aequilata* sensu SONG WEIBO & WILBERT (1989; Abb. 31) aus dem eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn ist dagegen die Anzahl der Silberlinien vom Wimpernkranz bis zum Hinterende doppelt so groß wie bei den anderen Arten des Komplexes, weshalb die Zuordnung eher unsicher ist.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 35-85 x 22-50 μm, meist etwa 55 x 35 μm, selten über 100 μm lang.

2) Gestalt ziemlich variabel; im gestreckten Zustand meist ellipsoid oder leicht spindelförmig (Abb. 1-3, 7, 14-17, 20, 30), manchmal schlank glockenförmig oder zylindrisch (Abb. 19, 21, 23, 26-29, 31).

3) Kontrahierte Zellen kugelig (Abb. 1, 5).

4) Makronucleus fast körperlang in der Längsachse der Zelle, vorne und hinten manchmal gebogen und dann annähernd C-förmig (Abb. 2, 3, 14-16, 19, 26, 30, 31).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 3, 15, 16, 19, 26).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), fein quer gestreift (Abb. 2, 14-16). Silberliniensystem im Übergangsbereich von weit- auf engstreifig, 43-65 ($\bar{x}$ = 51, n = 49, 3 Populationen) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 10-14 ($\bar{x}$ = 11.5) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 18, 24, 25).

7) Peristomkragen meist schmäler als der Körper, selten gleichbreit oder breiter, leicht bis deutlich wulstartig vom Körper abgesetzt. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am gewölbten und kaum schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, im etwa 1/3körperlangen Mundtrichter etwa 1 Umgang (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2, 3, 7, 16, 19-21, 23, 26-31, 34).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 2-4 μm, meist etwa 3 μm breit, 20-400 μm lang (Abb. 1, 5, 6, 14, 17).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet Scheinkolonien (Abb. 1, 14).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich den Arten des → *V. infusionum*-Komplexes (Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer), des → *V. aquadulcis*-Komplexes (kleiner, Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer; meist <30 Silberlinien bzw. Pellicula-Streifen zwischen Vorder- und Hinterende, Pellicula daher weit gestreift, meist bei SI <3) und des → *V. octava*-Komplexes (leicht glockenförmig, Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer, meist bei SI <3). *Vorticella sepulcreti* FOISSNER & SCHIFFMANN hat einen J-förmigen Makronucleus, einen stehkragenartigen Peristomkragen und 31-34 Silberlinien vor und 7-9 hinter dem Wimpernkranz. Die Arten des → *V. convallaria*-Komplexes sind meist größer (im Mittel 60-80 μm), der Peristomkragen ist meist breiter als der Körper und die Anzahl der Silberlinien wesentlich höher (70-90 vor und 19-34 Linien hinter dem aboralen Wimpernkranz); ferner ist der Makronucleus stets ausgeprägt J-förmig. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 4, 6, 7 wichtig.

Ökologie

Nach der Literatur eine sehr häufige Art, was aber sicher auf die Synonymisierung bzw. Verwechslung mit dem → *V. infusionum*-Komplex zurückzuführen ist (→ Taxonomie und Einleitung zur Gruppe). Arten des *V. infusionum*-Komplexes kennen wir aus sehr vielen Gewässerproben und auch aus dem Boden, während wir *V. microstoma* nur sehr selten gefunden haben. In die Ökologie des *V. microstoma*-Komplexes werden daher nur jene Daten aufgenommen, wo die Bestimmungen durch Ab-

bildungen belegt sind. Viele der übrigen faunistischen und ökologischen Daten werden beim → *V. infusionum*-Komplex angeführt.

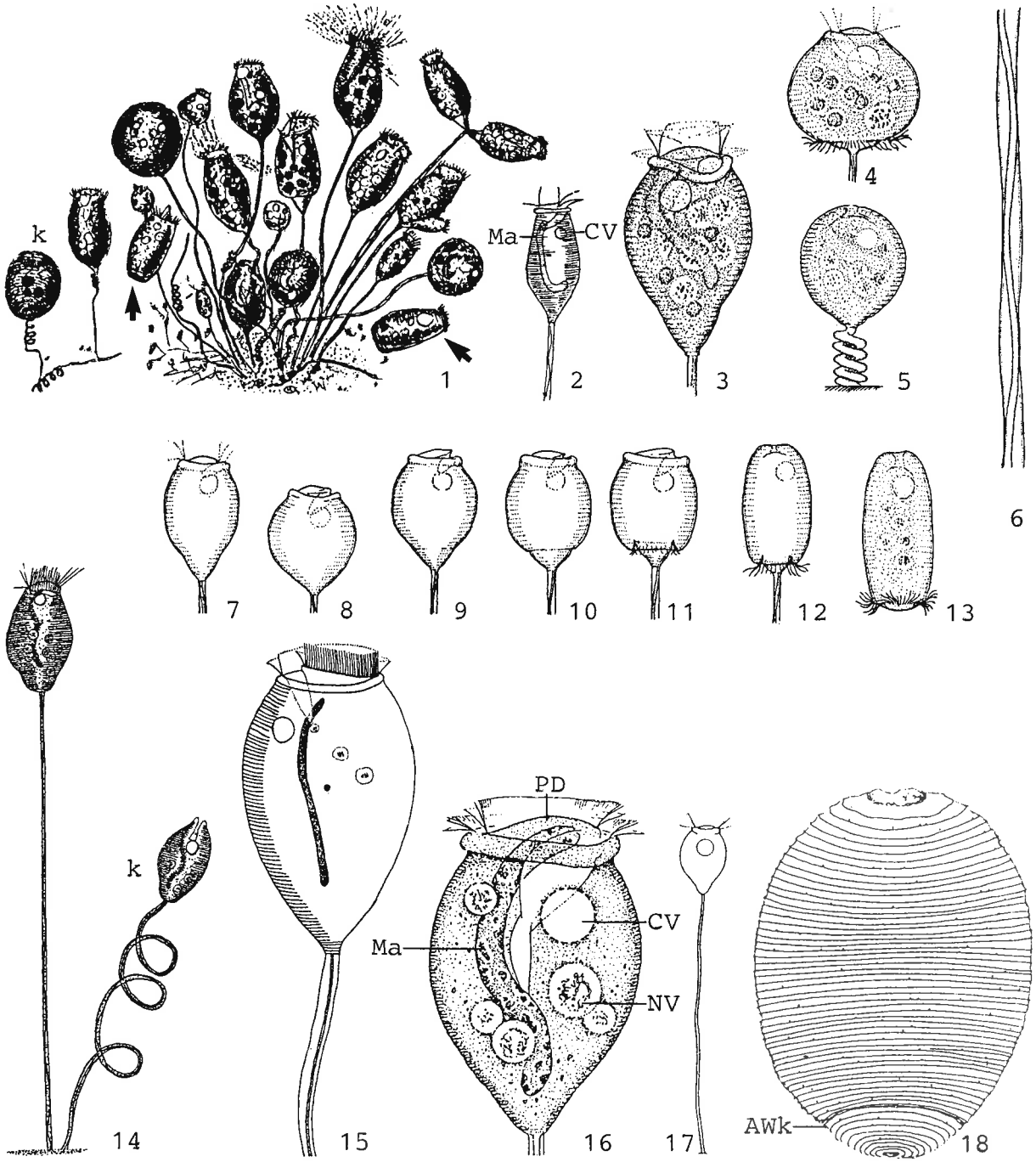
Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig (im Winter weniger häufig; LIEBMANN 1962) in stark verunreinigten stehenden und fließenden Gewässern. Besiedelt eingehängte Objektträger, Detritus und faulende Pflanzenteile. EHRENBERG (1830, 1838) entdeckte *V. microstoma* in stagnierendem Wasser aus der Turia im Ural. Später fand er sie häufig bei Berlin im faulenden Wasser von Rinnen, in Wasserkübeln mit *Chlamydomonas* und *Chlorogonium*, in Mistpfützen und in faulenden Infusionen (EHRENBERG macht keine Angaben zum Makronucleus, so daß nicht sicher ist, ob er *V. microstoma* oder *V. infusionum* beobachtet hat). NOLAND & FINLEY (1931) und KAHL (1935) fanden *V. microstoma* ebenfalls in Infusionen. SONG WEIBO & WILBERT (1989) beobachteten sie zeitweise mäßig häufig im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. FOISSNER (1979a) entdeckte das mutmaßliche Synonym, *V. alpestris*, in einem alphamesosaproben Weidetümpel in den Hohen Tauern in Österreich (Abb. 19-25). SOKOLOFF & ANCONA (1937) melden *V. microstoma* aus organisch belastetem Trinkwasser in Mexiko.

KAHL (1935) entdeckte *V. aequilata* im Sapropel und im verschmutzten *Utricularia*-Kraut. JONES (1974) fand sie in einem Aestuar in den USA und SONG WEIBO & WILBERT (1989) im April im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn oft auf Algen und zusammen mit → *V. picta*.

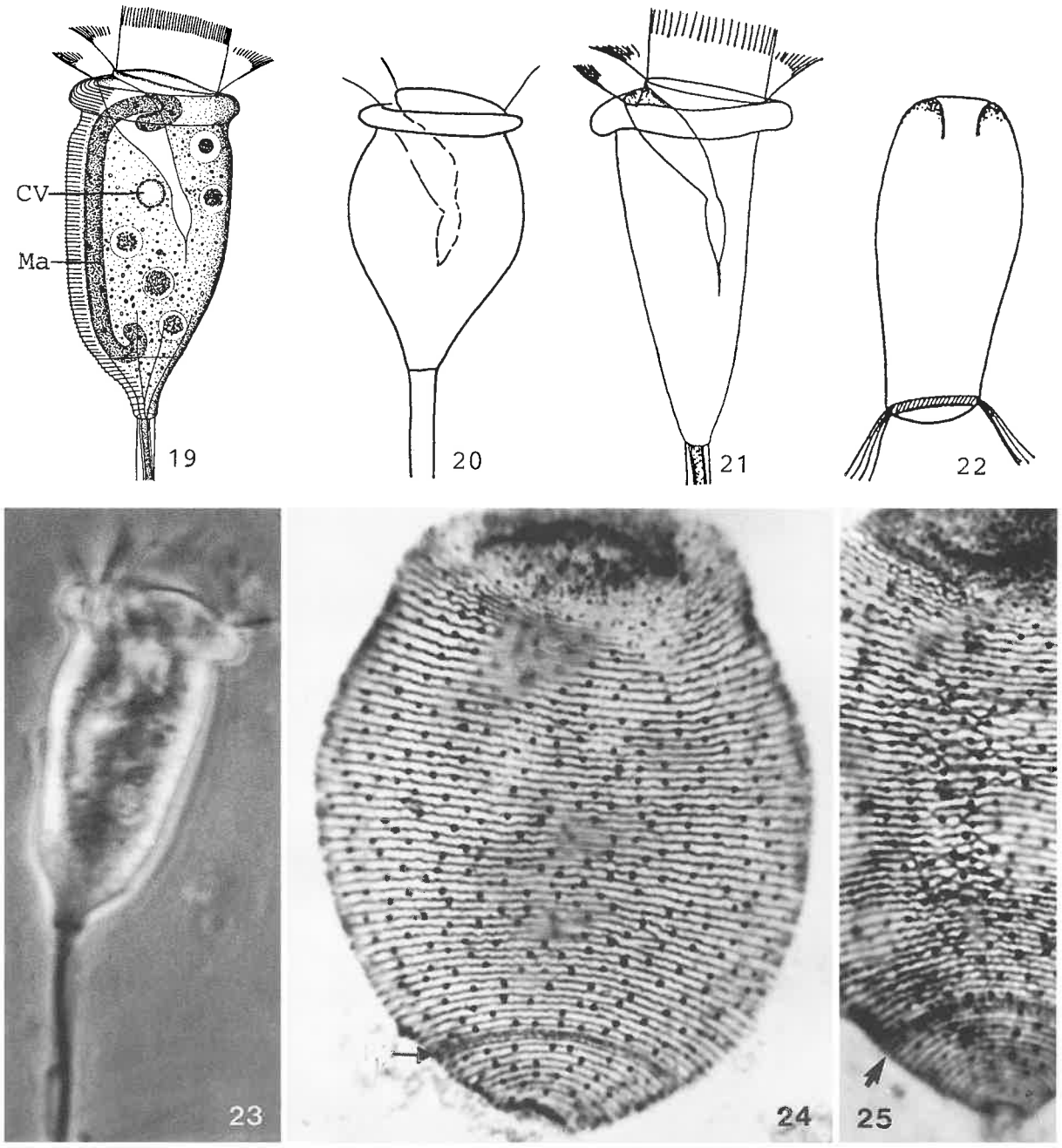
Von CURDS (1969), LIEBMANN (1962) und REID (1967) im Belebtschlamm, in der Schwimmdecke von Emscher Brunnen, in der oberen Zone von Tropfkörpern und im schleimigen Wandbelag von Abwasserkanälen nachgewiesen. Terrestrische Funde beruhen ziemlich sicher auf Verwechslungen mit → *V. infusionum* oder *V. astyliformis* (→ Abb. 14 beim *V. aquadulcis*-Komplex; FOISSNER 1987b). Bisher in Eurasien und Nordamerika sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Algen (LIEBMANN 1962), kann sich aber vermutlich auch nur von gelösten Stoffen ernähren (FINLEY et al. 1959). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 30 mg. Wächst besonders gut bei pH 6.4 und 23 °C. Enzystiert innerhalb 30-50 min (FINLEY et al. 1959; dort weitere Angaben zur Kultur). FOISSNER et al. (1982) geben für das mutmaßliche Synonym, *V. alpestris*, folgende autökologische Daten (1 Analyse): 9.8 °C, pH 4.9, 4.6 mg/l O_2 (56 % Sättigung), 1.8 mg/l CO_2 (frei), 0.22 mmol/l Gesamthärte, 8 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0 mg/l NH_4^+-N, 0 mg/l NO_2^--N, 0 mg/l NO_3^--N, 2 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung).

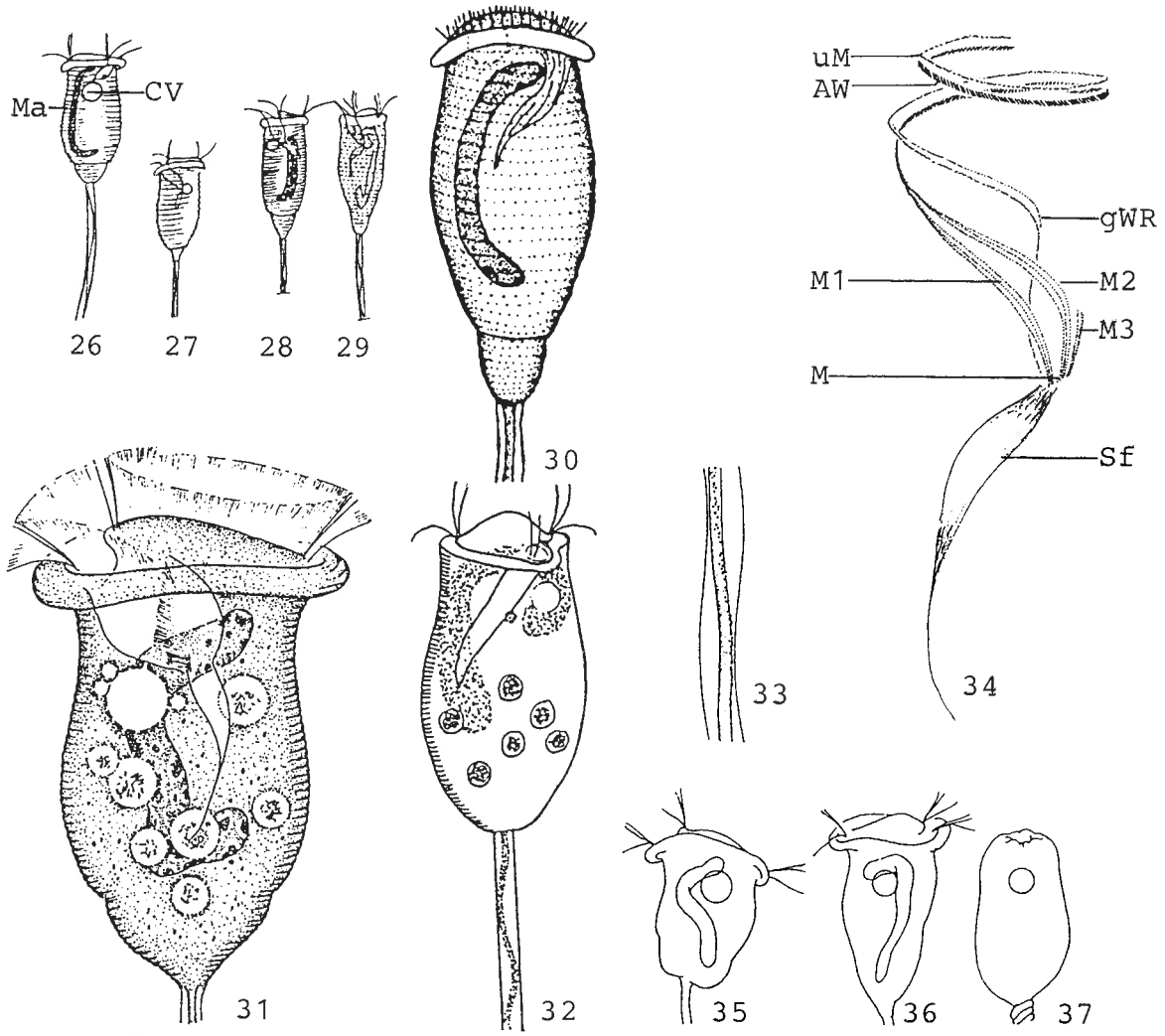
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für *V. aequilata* und für *V. microstoma*). Die vorliegenden Daten indizieren ein breiteres Spektrum, Massenentwicklungen scheinen jedoch nur in stärker verschmutzten Gewässern aufzutreten. Wir schlagen folgende Verteilung der Valenzen vor: p-a; a = 5, p = 5, I = 3, SI = 3.5E. Nach LIEBMANN (1962) typisch für sauerstoffarmes und oft bereits schwefelwasserstoffhaltiges Wasser. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Vorticella microstoma-Komplex (1, aus EHRENBERG 1838; 2, "*V. putrina* (?)" aus KAHL 1935; 3-13, aus NOLAND & FINLEY 1931; 14, aus LIEBMANN 1962; 15, aus BICK 1972; 16-18, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989. 1-17, in vivo; 18, trockene Silbernitratimprägnation). **1:** Scheinkolonie mit kontrahierten (k) und gestreckten (angeblich bis 104 μm) Zellen und Schwärmern (Pfeile). **2, 3, 15-17:** Gestreckte Zellen, 75 μm, 53 μm, 46 μm, 40 μm, 46 μm. **4:** Durch ungünstige Bedingungen sich zum Schwärmer umbildendes Individuum, 32 μm. **5:** Kontrahierte Zelle, 33 μm. **6:** Stiel mit dem gewundenen Stielmuskel. **7-13:** Sich zu einem Schwärmer entwickelndes Exemplar, wobei der hintere Wimpernkranz gebildet und das Peristom geschlossen wird. **14:** Gestreckte und kontrahierte (k) Zelle. **18:** Streifenförmiges Silberliniensystem. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahierte Zelle, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus.



Vorticella microstoma-Komplex (19-25, *V. alpestris* aus FOISSNER 1979a und Originale derselben Population. 19-22, in vivo; 23, Lebendaufnahme im Phasenkontrast; 24, 25, trockene Silbernitratimprägnation). **19-21:** Variabilität der Körperform einer Population aus einem alpinen Weidetümpel, 35-45 μm. **22:** Schwärmer. **23:** Gestreckte Zelle. **24, 25:** Silberliniensystem mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeile) und den sehr deutlichen Pelliculaporen (schwarze Punkte auf den Silberlinien). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.



Vorticella microstoma-Komplex (26-37, *V. aequilata*. 26-29, aus KAHL 1935; 30, aus JONES 1974; 31, 33-37, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 32, aus REID 1967. 26-33, 35-37, in vivo; 34, Protargolimprägnation). **26-32, 35, 36:** Gestreckte Zellen, 40 μm, 40 μm, 50 μm, 50 μm, 50 μm, 90 μm, 55 μm, ? μm, ? μm. **33:** Stiel mit dem Stielmuskel. **34:** Mundbewimperung. **37:** Kontrahierte Zelle. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, M = Mund (= Cytostom), Ma = Makronucleus, M1-M3 = Membranellen 1-3, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran.

Vorticella convallaria-Komplex

(***V. convallaria, V. citrina, V. nebulifera*** und ***V. similis*** der Liste von SLADECEK et al. 1981; → Einleitung zu den Peritrichia)

1758 *Hydra convallaria* LINNAEUS, Systema Naturae, p. 817 (ohne Abbildung).
1767 *Vorticella convallaria* - LINNAEUS, Systema Naturea, p. 1319 (kombinierender Autor).
1773 *Vorticella citrina* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 114 (ohne Abbildung; Synonym → Taxonomie; Abb. 54-66).
1838 *Vorticella convallaria* (LINNE, 1758) LINNE, 1767 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 274 (Revision).
1931 *Vorticella convallaria* (LINNAEUS 1758) und *Vorticella nebulifera* OTTO FRIEDRICH MÜLLER 1777 var. *similis* (STOKES 1887) - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 104, 107 (ausführliche Wiederbeschreibungen nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Vorticella citrina* O. F. MÜLLER und *Vorticella similis* STOKES, 1887-NOLAND, 1931 und *Vorticella convallaria* LINNE, 1758-NOLAND, 1931 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 717, 720, 722 (Revision).
1962 *Vorticella convallaria* NOLAND - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 361 (saprobiologische Charakteristik).
1979 *Vorticella convallaria* LINNAEUS, 1758 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 537 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1986 *Vorticella convallaria* LINNAEUS, 1758 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 18 (Revision).

T a x o n o m i e

Der *Vorticella convallaria*-Komplex umfaßt neben den hier und bei WARREN (1986) angeführten Synonymen und der namensgebenden Art (Abb. 1, 2a-d, 6-26) noch folgende Taxa: *V. convallaria* var. *compacta* NENNINGER (Gestalt gedrungen herzförmig; Abb. 3), *V. similis* STOKES (sh. unten und Abb. 27-53), *V. nebulifera* MÜLLER (marin) und *V. gracilis* DUJARDIN (sehr schlank vasen- bis glockenförmig; Abb. 4, 5). Diese Taxa sind einander so ähnlich, daß sie zur Zeit zumindest morphologisch kaum getrennt werden können (ökologisch scheinen größere Unterschiede zu bestehen, wenn man die sehr verschiedenen Einstufungen betrachtet → saprobielle Einstufung). Manche, wie die als *V. similis* bezeichnete Form, unterscheiden sich durch die Anzahl der Silberlinien hinter dem aboralen Wimpernkranz von *V. convallaria* s. str. *Vorticella convallaria*: 70-90 ($\bar{x}$ = 80, n = 48, 3 Populationen) Linien vor und 19-27 ($\bar{x}$ = 22) hinter dem Wimpernkranz (Abb. 1, 2a-d); *V. similis*: 70-84 ($\bar{x}$ = 75.2, n = 61, 4 Populationen; FOISSNER 1981, FOISSNER & SCHIFFMANN 1975, SONG WEIBO & WILBERT 1989) Linien vor und 28-34 ($\bar{x}$ = 30.3) hinter dem Wimpernkranz (Abb. 40, 44, 53). Die *V. convallaria*-Population von DAVIDSON & FINLEY (1972) hat durchschnittlich etwa 106 Silberlinien zwischen dem Vorderende und dem aboralen Wimpernkranz. Das weist darauf hin, daß in der *V. convallaria*-Gruppe zumindest noch eine weitere Art enthalten ist.

Vorticella citrina (Abb. 54-66) fassen wir als jüngeres Synonym von *V. convallaria* und/oder *V. similis* auf, da FAURE-FREMIET (1904) und besonders NUSCH (1970) glauben, daß die gelbe Färbung ernährungsbedingt ist (vgl. → *Campanella umbellaria*). Deshalb findet man farblose und gelbe Individuen oft nebeneinander (ALBRECHT 1984, NUSCH 1970, eigene Beobachtungen).

Vorticella nebulifera MÜLLER ist nach NOLAND & FINLEY (1931) und KAHL (1935) ausschließlich marin verbreitet und wird daher aus der Liste der Indikatoren gestrichen. Einige wichtige limnische Nachweise wurden *V. convallaria* zugeschlagen und in die Ökologie aufgenommen.

Vorticella convallaria und *V. similis* waren Objekte zahlreicher physiologischer und ultrastruktureller Studien (z. B. AMOS 1972, BOWEN 1947, OCHIAI et al. 1984, PATTERSON 1973, SHIONO et al. 1980, TOWNES 1978).

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 40-95 x 22-53 μm, meist 60-80 x 35-45 μm; selten bis 130 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand schmal bis breit glockenförmig, unterhalb des Peristomkragens meist deutlich eingezogen (Abb. 1, 2a, 7, 12, 16-18, 23, 27-29, 39, 43). Plasma farblos (bei schwacher Vergrößerung nicht dunkel) bis deutlich zitronengelb ("*V. citrina*"; Abb. 54-66).

3) Kontrahierte Zellen annähernd kugelig (Abb. 30, 47, 50, 54).

4) Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 1-3, 7, 19, 28, 31, 34, 35, 63).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-3, 7, 17, 28, 31, 34, 43).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), sehr fein quer gestreift (Abb. 1-3, 21, 28, 34, 46), bei den gelben Individuen oft mit kleinen, gelben Bläschen (Abb. 64). Silberliniensystem engstreifig, morphometrische Charakterisierung → Taxonomie (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2b-d, 40, 41, 44, 53).

7) Peristomkragen 30-80 μm, meist etwa 65 μm im Durchmesser, ragt bei voll gestreckten Individuen oft deutlich über den Körperrand (Abb. 6-12, 16, 23, 28, 31, 54-59), manchmal nicht oder kaum breiter als die breiteste Körperstelle (Abb. 1-3, 17, 18, 34, 43, 60, 66). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht gewölbten und schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im ungefähr 1/3körperlangen Mundtrichter jeweils etwa 1 1/4 bis 1 1/2 Umgänge. Membranellen 1 und 3 proximal nicht viel länger als Membranelle 2 (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 13, 14, 22, 25, 38).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 4-7 μm breit, 50-800 μm, meist etwa 150 μm lang (Abb. 15, 16, 43, 45, 47).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet oft große Scheinkolonien (Abb. 6, 17, 23, 42, 54).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Vorticella picta* hat 2 kontraktile Vakuolen und sehr auffallende Granula im Stiel. → *Vorticella campanula* und → *V. marginata* erscheinen durch zahlreiche stark lichtbrechende Einschlüsse immer dunkel bis schwarz und haben einen krempenförmigen, nach hinten umgebogenen Peristomkragen. → *Vorticella fromenteli* hat einen schrägen Wulst nahe dem Hinterende. → *Vorticella microstoma* ist meist kleiner (etwa 40-60 μm) und plumper, da der Peristomkragen fast immer schmäler als die breiteste Körperstelle ist; ferner ist die Anzahl der Silberlinien deutlich geringer (43-50 vor und 9-12 Linien hinter dem aboralen Wimpernkranz). → *Carchesium polypinum* bildet Kolonien und hat einen 12-20 μm breiten Stiel. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 7, 8 wichtig.

Ökologie

Die Daten von BICK (1972), NUSCH (1970) und PÄTSCH (1974) wurden nicht aufgenommen, da sie die kontraktile Vakuole an die dorsale Wand des Mundtrichters zeichnen und es sich daher vielleicht um eine andere Art handelt. Die Literatur zu "*V. citrina*" wird gesondert angeführt, weil sie in vivo gut kennbar ist und es sich eventuell doch um eine besondere Ökoform handelt. Bei fast allen anderen Daten wäre eine Trennung nicht sinnvoll, da die Determinationen (wenn der Komplex überhaupt aus "guten Arten" besteht!) viel zu unverläßlich sind.

Vorkommen und Verbreitung: Sehr verbreitet in verschiedensten Gewässern, in mäßig bis stark verunreinigten Bereichen oft recht abundant, bildet dann grau-weiße Überzüge (Rasen). Ganzjährig mit Populationsmaxima im Frühjahr und Herbst (BICK & KUNZE 1971, HAMMANN 1952; Ökogramm c). Besiedelt eingehängte Objektträger, Steine, Detritus, Fadenalgen, Moose, submerse Makrophyten und verschiedene Evertebraten (KEISER 1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur). Oft auch zwischen *Sphaerotilus* zu finden und manchmal im Plankton von Seen (BRUTSCHY 1922). LINNAEUS (1758) gibt als Originalfundort von *V. convallaria* eine stark faulende Infusion an. FOISSNER (1979a, 1980a) fand sie in alpinen Weide-, Regenwasser- und Schmelzwassertümpeln, in anmoorigen Kleingewässern und in kleinen Fließgewässern (→ Tabelle 1). STOKES (1887b) entdeckte *V. similis* in einem Tümpel in den USA; NOLAND & FINLEY (1931) fanden sie in einer relativ reinen Probe. Die Population verschwand, als die Abundanz der Bakterien anstieg. Wohl deswegen bezeichnet KAHL (1935) *V. similis* als "ziemlich katharob". FOISSNER & SCHIFFMANN (1975) fanden *V. similis* in einem eutrophen Teich und in einem Aufguß von Wasserpflanzen eines Fließgewässers in Linz, Oberösterreich. HAMMANN (1952) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) beobachteten sie häufig im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn.

Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Fließgewässern: zahlreich in alphamesosaproben Bächen in Linz, Oberösterreich (AUGUSTIN et al. 1987a); mäßig häufig in einem betamesosaproben Bach in Salzburg (AUGUSTIN et al. 1987b); mäßig häufig im beta- bis alphamesosaproben Rhein bei Karlsruhe (MAUCH 1988, 1990); bevorzugt bei mittlerer Strömung (0.3-0.5 m/s) im beta- bis alphamesosaproben Niederrhein (SCHMITZ 1985); vereinzelt in einem beta- bis alphamesosaproben, pflanzenreichen Graben (HEUSS 1975); bis 66 Ind./cm^2 in einem alphamesosaproben und zahlreich in einem polysaproben Fließgewässer in Italien (MADONI 1979), MADONI & GHETTI 1977, 1981a); 77 Ind./cm^2 in einem stark belasteten Gebirgsbach im Südschwarzwald (BAUER 1987); beta- bis alphameso- und alphamesosaprobe Bereiche eines Flusses in Polen (HUL 1986, 1987a); alphamesosaprober Fluß in Jugoslawien (PRIMC 1981a); selten bis mehrfach bzw. zahlreich in beta- bzw. alphamesosaproben Bereichen der Donau oberhalb von Budapest (BERECZKY 1972).

Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus stehenden Gewässern: eutropher Großer Plöner See (SOMMER 1951); im Litoral und Pelagial des oligotrophen Stechlinsees (SCHÖNBORN 1985); zahlreich außer im Winter auf *Anabaena* im Plankton des Lake Windermere, England (WAILES 1939; vermutlich Fehlbestimmung); Thermalschwimmbad (etwa 29 °C, pH 7.2-7.8, 2.5-4 mg/l O_2) in der Tschechoslowakei (PAX & WULFERT 1942); im Frühjahr 4 Ind./l im Plankton eines oligosaproben Trinkwasserreservoirs in Polen (KLIMOWICZ 1979); mit Abwässern der Zuckerindustrie verunreinigter Teich und Fischteich in Polen (GRABACKA 1973, KWIATKOWSKA-GRABACKA 1964); beta- und alphamesosaprobe Speicherseen in Azerbaidschan, UdSSR (ALEKPEROV 1983a); sporadisch in einer warmen Quelle (18-28 °C) in China (SHEN YUNFEN 1981); mesotropher See auf Signy Island, Antarktis (HAWTHORN & ELLIS-EVANS 1984). Vereinzelt auch in Brunnen (MÜNCH 1956, STILLER 1937).

Zahlreiche Nachweise aus Belebtschlammanlagen (Abb. 13, 16-18, 25, 42-44; z. B. AUGUSTIN & FOISSNER 1992, AUGUSTIN et al. 1989, HARTMANN 1963, REID 1967, STAMM 1979, WENINGER 1970, → spezielle autökologische Daten), Scheibentauchkörpern (MADONI & GHETTI

1981b, WACHS 1968) und Tropfkörpern (z. B. MINISTRY OF TECHNOLOGY 1968, WACHS 1984).

Mehrere Nachweise aus Salzseen und dem Brackwasser (z. B. BARTSCH & HARTWIG 1984, BUTSCHINSKY 1897, DETCHEVA 1982, TENT 1981), wobei jedoch Verwechslungen mit der Salzwasserart "*V. nebulifera*" nicht ausgeschlossen werden können (→ Taxonomie). ALBRECHT (1984, 1986) stuft die *V. convallaria*-Gruppe nach Untersuchungen am salzbelasteten, betamesosaproben Weser-Flußsystem und den Literaturdaten daher als holoeuryhalin ein (>3 %). *Vorticella similis* ist auch sicher aus Böden belegt (Abb. 32, 35-39; FOISSNER 1987b). Verbreitung des Komplexes kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt überwiegend Bakterien, selten auch Algen und Detritus (FOISSNER 1980a, HAMMANN 1952, SUDO & AIBA 1971b). Nach SCHÖNBORN (1982b) werden von 1 Ind./d etwa 14400 Bakterien mit einem Gesamtvolumen von 20160 μm^3 gefressen. Im stark saproben Milieu werden Pellicula und Stiel manchmal dicht von Bakterien besiedelt, wodurch die Zellen ein granuliertes Aussehen bekommen (Abb. 10, 11, 24, 49, 52). Generationszeit im Freiland 48-336 h (im Mittel 198 h; SCHÖNBORN 1982b), unter Kulturbedingungen bei 20 °C etwa 8-12 h (SUDO & AIBA 1971b, TAYLOR & SHUTER 1981). Biomasse von 10^6 Individuen nach MICHIELS (1974), SCHÖNBORN (1982b) und eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 50-60 mg, nach FOISSNER (1987b) 75 mg, nach TAYLOR & SHUTER (1981) nur etwa 27 mg. SCHÖNBORN (1982b) gibt für Populationen aus der alphamesosaproben mittleren Saale folgende produktionsbiologische Daten: mittlere Abundanz 158 Ind./cm^2, P = 32500 Ind./cm^2.a bzw. 16700 mg/m^2.a, P/B = 205, 22 Generationen/a, maximale Tagesproduktion = 8.3 x 10^6 Ind./m^2 bzw. 430 mg/m^2. Respirationsrate 0.84 nl O_2/Ind.h (FENCHEL & FINLAY 1983, KLEKOWSKI 1981).

Eurytherm und euryoxybiont (→ Ökogramme a, b, Tabellen 1, 2); obere Temperaturgrenze 40 °C (SCHARF 1961). Sauerstoffkonzentrationen unter 0.5 mg/l werden nur etwa 1/2 Tag ertragen (BAMFORTH & LORENZ 1962). Erreicht bei einer Strömungsgeschwindigkeit von 60 cm/s im Modellgewässer hohe Dominanz (SCHMERENBECK 1975). Autökologische Datensammlung → Tabellen 1, 2.

SCHERB (1968) zählte in einem eingearbeiteten Belebtschlamm ($KMnO_4$-Verbrauch des Zulaufes = 165 mg/l) 8000 Ind./ml. Die Zugabe von Aluminiumsulfat (10 mg/l) und Eisen (40 mg/l) als Fällungsmittel bewirkte einen 80-90 %igen Rückgang der Abundanz. BUCK (1968) ermittelte bis zu 18000 Ind./ml Schlamm. KLIMOWICZ (1970) zählte bei einer Schlammbelastung von 0.86 kg BSB_5/kg.d (Raumbelastung = 2.74 kg BSB_5/m^3.d, 3.2 g/l Trockensubstanz, 87 % BSB_5-Abbau) im Mittel etwa 16000 Ind./ml, bei Schlammbelastungen von 0.082, 0.34 und 1.36 kg BSB_5/kg.d etwa 4500-5000 Ind./ml. Nach MADONI & ANTONIETTI (1984) typisch für die Wachstumsphase des Belebtschlammes. RIVERA et al. (1987) zählten im Zulauf eines Abwasser-Stabilisierungsteiches (11.5-16 °C, pH 7.0-8.4) in Mexiko bis zu 192000 Ind./ml!

37 ppm des Pestizids Weedar 96 erhöhen die Pulsationsdauer der kontraktilen Vakuole von 27 s auf etwa 150 s (HUSSAIN & KHAN 1985). $LD_{50\ (12\ h)}$ für freie Blei-, Quecksilber- und Zinkionen 0.0036 mg/l, 0.005 mg/l bzw. 0.29 mg/l (SARTORY & LLOYD 1976).

Der Makronucleus wird gelegentlich von etwa 1 μm großen Bakterien parasitiert (KIRBY 1942).

Tabelle 1: Milieuspektra des *Vorticella convallaria*-Komplexes (in den Originalarbeiten als *V. convallaria* bezeichnet; bei den eigenen Nachweisen wurde nicht zwischen *V. convallaria* und *V. similis* unterschieden). Spalte 1, aus CAIRNS (1964; 48 Nachweise überwiegend aus amerikanischen Fließgewässern); Spalte 2, aus PATRICK et al. (1967; 9 Nachweise aus dem Savannah-Fluß, USA); 3, aus FOISSNER et al. (1982; 11 Analysen aus alpinen, zum Teil dystrophen Kleingewässern); 4, aus MIHAILOWITSCH (1989; 21-23 Analysen aus salzbelasteten Fließgewässern in Deutschland); 5, eigene Daten (verschiedene Fließgewässer Österreichs); Spalte 6, aus BERNERTH (1982; zahlreiche Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain).

Faktor	Referenz						
	1	2	3	4	5	n	6
Saprobität	-	-	b-a	-	o/b-a/p	(36)	b-a
°C	4-35	>8-26	2.5-17	3.4-20	1-11	(36)	2-32
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	-	-	-	189-1097	(34)	420-825
pH	6.0-9.0	-	4.8-5.8	7.1-8.0	7.0-8.7	(36)	6.6-8.3
O_2 (mg/l)	<3-15	7-<11	6.7-9	2.5-19.6	6.1-14.7	(36)	0.2-12
O_2 (Sättigung %)	-	-	87-97	-	55-185	(36)	-
BSB_5 (mg/l)	<0.5-40	0.1-1.0	-	-	1.1-10.8	(33)	-
DOC (mg/l)	-	-	-	-	0.6-2.7	(4)	7-20
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	4-59	-	3.5-58	(32)	-
CO_2 (frei; mg/l)	1-50	>1-10	0-6.2	11-89	-	(0)	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	<0.003-1.7	≤0.03	0-0.26	-	0.006-0.44	(22)	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.001-60	≤0.03	0-1.6	0.04-4.6	0.005-1.5	(36)	-
NO_3^--N (mg/l)	0.013-3.0	-	0	1.7-10.4	0.2-2.6	(34)	-
NO_2^--N (mg/l)	0.001-0.2	-	0	0.03-0.13	0.002-0.03	(29)	-
Cl^- (mg/l)	<6-2500	1-5	-	35-9395	2-90	(21)	-
Fe^{2+} (mg/l)	<0.01-0.7	<0.01-0.4	0-0.6	-	-	(0)	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	-	0.2-2.5[1]	-	0.001-0.24[2]	(21)	0.005-0.16[2]

[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

Tabelle 2: Milieuspektra des *Vorticella convallaria*-Komplexes (in den Originalarbeiten als *V. similis* bezeichnet). Die Angaben von BICK (1957) basieren auf Analysen von Versuchen zum Zellstoffabbau, jene von PATRICK et al. (1967) auf wenigen Analysen vom Savannah-Fluß in den USA, jene von DETCHEVA (1972c, 1978, 1979, 1983b,c) auf zahlreichen Analysen bulgarischer Fließgewässer und jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 4 Analysen solebelasteter Fließgewässer in Deutschland.

Faktor	BICK	PATRICK et al.	DETCHEVA	MIHAILOWITSCH
Saprobität	-	-	o-a	-
Frequenz (%)	-	-	1.0-10.4	-
°C	-	23-28	3-19	9.5-12
pH	7.1-7.7	-	7.0-8.5	7.6-7.9
O_2 (mg/l)	0.2-3.9	7-9	3.9-20.7	8.6-9.3
O_2 (% Sättigung)	-	-	38-100	-
BSB_5 (mg/l)	-	1-<5	1.6-48	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.03-0.17	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0-15.5	≤0.001	0-0.78	0.4-0.5
NO_3^--N (mg/l)	0-90	0.2-<0.7	0-11	2.7-3.1
NO_2^--N (mg/l)	0-1.5	≤0.007	0-0.6	0.09-0.1
Cl^- (mg/l)	-	5-<10	-	43-174

Weitere Daten für den *V. convallaria*-Komplex: 0.5-7.2 mg/l DOC (Präferenzbereich 5.2-7.2 mg/l; STÖSSEL 1979), 5.9-14.4 °dH Gesamthärte (n = 18), 4.2-10.3 °dH Karbonathärte (18), 22-184 mg/l SO_4^{2-} (16), 0.006-0.26 mg/l P_{gesamt} (23), 0.7-4.2 mg/l TOC (5), 0.7->8.0 mg/l BSB_2 (24), 8-68 mg/l CSB (20; eigene Daten).

Ökologie von "*V. citrina*"

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig in gering belasteten Gewässern mit Abundanzmaxima in der warmen Jahreszeit; bevorzugt schwache und mittlere Strömung (ALBRECHT 1983, HENTSCHEL 1916, SCHMITZ 1985). Besiedelt eingehängte Objektträger, Algen und submerse Makrophyten (STILLER 1938). EHRENBERG (1838) fand *V. citrina* zusammen mit *V. similis* (als "*V. nebulifera*") auf *Lemna*. GAJEWSKAJA (1933) beobachtete sie häufig auf Detritus im Pelagial von Seichtwasserbereichen des Baikalsees (19 °C, pH 7.0). Wir fanden kleine Populationen mehrmals in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern (Abb. 59-66). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus fließenden und stehenden Gewässern: beta- bis alphamesosaprober Niederrhein (SCHMITZ 1985); vereinzelt in der betamesosaproben Alb (SI = 2.2) bei Karlsruhe (MAUCH 1990); auf Plankton im nährstoffreichen Plußsee (RECK 1987); meso- bis eutropher See (MÜCKE 1979); mäßig häufig am Sediment eines eutrophen Teiches in den USA (STEHLE 1920). Von ALBRECHT (1984, 1986) nach Untersuchungen im salzbelasteten, mesosaproben Weser-Flußsystem und den Literaturdaten als oligo- bis mesostenohalin (bis 2000 mg/l Cl^-) eingestuft. HENTSCHEL (1916) und ROY (1938) fanden *V. citrina* im Detritus und Aufwuchs des Hamburger Hafens, LEVANDER (1894a) in finnischen Felsentümpeln. Bisher nur in Eurasien sicher nachgewiesen; nicht durch Abbildungen und morphologische Daten belegte Meldungen u. a. aus Südamerika und Neuseeland.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und nach NUSCH (1970) auch Goldalgen (*Mallomonas*). Er führt die gelbe Färbung, die besonders in der Umgebung der Nahrungsvakuolen auffallend war, auf die Nahrung zurück. Bei Kultur im Dunkeln und mit Eidotter als Futter, verloren die meisten Individuen die gelbe Färbung innerhalb von 3 Tagen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 70 mg. Eurytherm (→ Tabelle 3); obere Temperaturgrenze 39 °C (MATONICKIN 1957). Autökologische Datensammlung → Tabelle 3.

Tabelle 3: Milieuspektra von "*Vorticella citrina*". Spalte 1, aus PATRICK et al. (1967; 2 Nachweise aus dem Savannah-Fluß in den USA); 2, aus NUSCH (1970; Vorbecken einer Talsperre; Analysenzahl = ?); 3, aus DETCHEVA (1972c, 1979; mehrere Nachweise aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus HEUSS (1976; vereinzelt bis häufig im Spätsommer und Herbst in einem Fließgewässer im niederrheinischen Tiefland; Analysenzahl = ?); 5, aus GUHL (1987; ein Nachweis aus einem oligotrophen Baggersee).

Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	-	o-b	o-b	b-a	-
°C	23-28	12	14-15	6-18	18
pH	-	7.2	7.3-8.6	7.6-8.1	7.7
O_2 (mg/l)	7-9	10	9-17.4	3.6-7.5	8.6-9.1
O_2 (Sättigung %)	-	-	80-100	33-63	-
BSB_5 (mg/l)	0.5-1.0	-	3.4-11.7	1.5-3.7	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	23-63	14-21	-
Ca^{2+} (mg/l)	3-<10	-	40-110	-	-
Mg^{2+} (mg/l)	≤3	-	12-75	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	5-10	2	-	2-10	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	>0.003-0.017	-	-	0.06-0.86	0
NH_4^+-N (mg/l)	≤0.009	0.08	0-15	0.08-2.6	0.63
NO_3^--N (mg/l)	0.07-0.2	-	0.3-3.3	-	0.11
NO_2^--N (mg/l)	0.001	-	0.02-0.18	-	0.04
Cl^- (mg/l)	3-5	-	-	35-38	-
Fe^{2+} (mg/l)	≤0.01	-	0-1	-	-

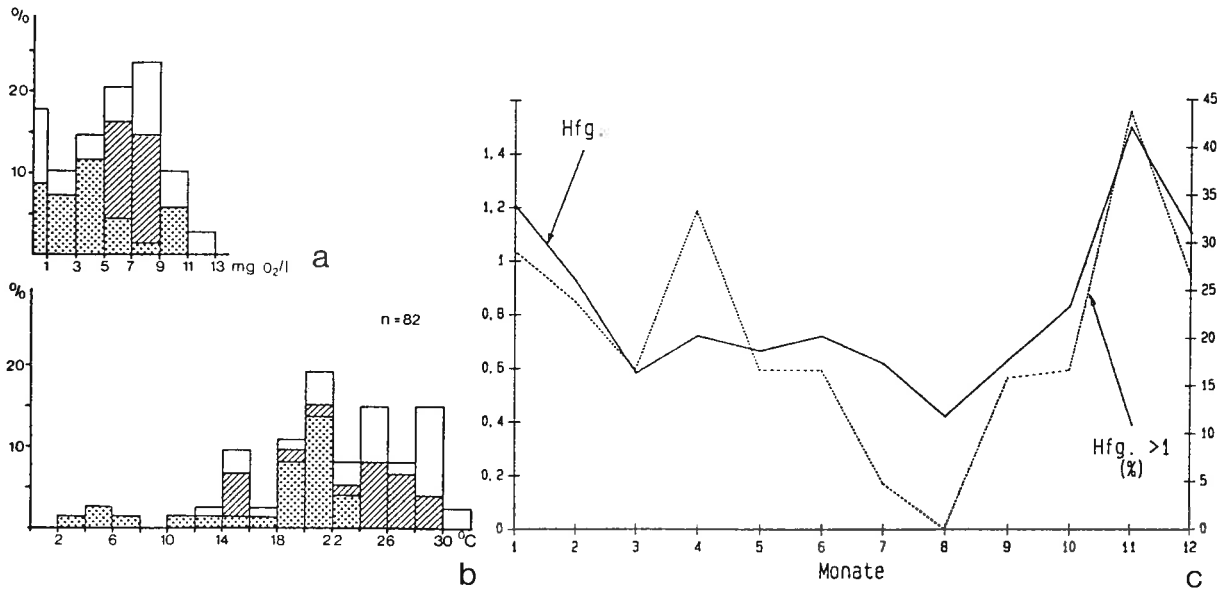
Weitere Daten: 22 °C, 5.2 mg/l O_2 (82 % Sättigung), pH 8.1 (Mittelwerte aus 3 Analysen, NOLAND 1925); 10-25 °C, Optimum bei 15 °C (RIEDEL-LORJE 1981); 0-0.8 mg/l H_2S (HEUSS 1976); 11 mg/l CSB, 4.2 mg/l DOC (GUHL 1987); 1 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung; NUSCH 1970).

Saprobielle Einstufung des *Vorticella convallaria*-Komplexes: a; b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9 (für *V. convallaria* nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983 und FOISSNER 1988). o; o = 7, b = 3, I = 4, SI = 1.3 (für *V. convallaria similis* und *V. similis* nach SLADECEK et al. 1981). o; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4 (für *V. convallaria similis* und *V. similis* nach WEGL 1983 und FOISSNER 1988). Von MORAVCOVA (1977) wird *V. convallaria* nach Untersuchungen in tschechoslowakischen Gewässern mit b = 10, a = + und SI = 2.3 bzw. mit b = 6, a = 4 und SI = 2.5 (*V. similis*) bewertet. *Vorticella convallaria citrina* wird von SLADECEK et al. (1981) und WEGL

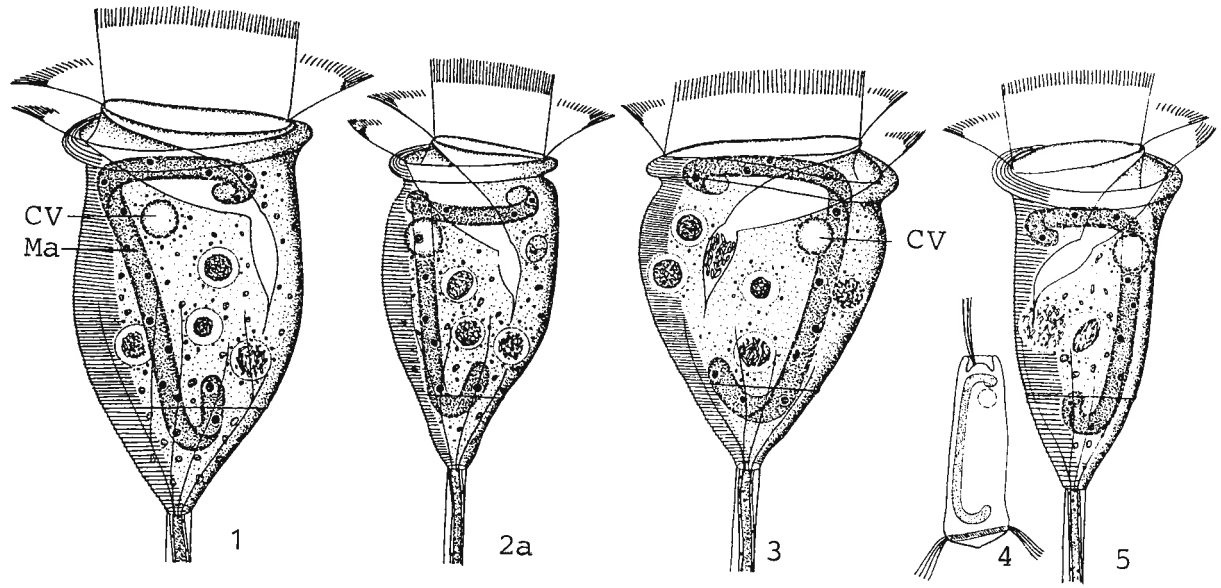
(1983) als b; o = 3, b = 7, I = 4, SI = 1.7 eingestuft. FOISSNER (1988) bewertet *V. citrina* in Anlehnung an WEGL (1983) als b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2.

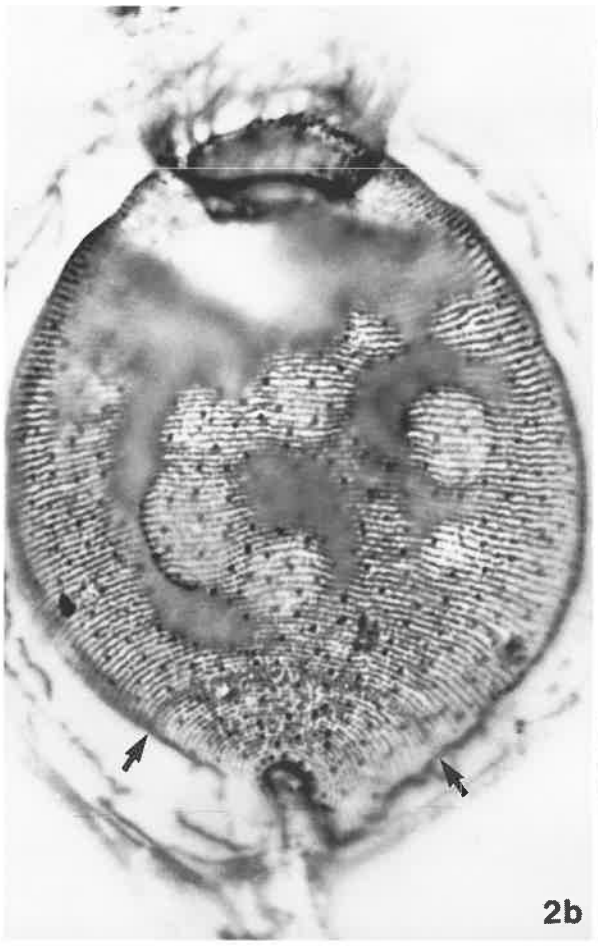
Nach LIEBMANN (1962) hat *V. convallaria* ein ähnliches ökologisches Spektrum wie → *Opercularia coarctata*, tritt also regelmäßig und zahlreich in der Zone der stürmisch verlaufenden Selbstreinigung auf, vermag mit wenigen mg/l Sauerstoff auszukommen und bevorzugt neutrales bis schwach alkalisches Wasser. Wir fanden größere Populationen (häufig vergesellschaftet mit → *Carchesium polypinum*) des Komplexes bei Saprobienindizes von 2.0-3.5, meist jedoch bei beta- bis alphamesosaproben Verhältnissen. BERNERTH (1982) beobachtete *V. convallaria* unter beta- bis alphamesosaproben Bedingungen und häufig gemeinsam mit → *V. campanula*. Die als oligosaprob eingestufte *V. similis* fanden wir unter anderem zahlreich im Belebtschlamm einer großen kommunalen Kläranlage (Abb. 42-44). Die faunistischen und ökologischen Daten zeigen also, daß die Formen des *V. convallaria*-Komplexes in allen Saprobitätsstufen vertreten sind, wobei jedoch der alphamesosaprobe (biologische Kläranlagen!) und in etwas geringerem Ausmaß der betamesosaprobe Bereich bevorzugt werden. Wir schlagen daher folgende Verteilung der Valenzen vor: a; o = 1, b = 2, a = 6, p = 1, I = 2, SI = 2.7. Geringe Abundanzen und/oder gelb gefärbte Individuen ("*V. citrina*"; Algennahrung) deuten auf ein Vorherrschen der Betamesosaprobie, höhere Abundanzen oder Rasenbildung farbloser Individuen (überwiegend Bakteriennahrung) indizieren alphamesosaprobe Verhältnisse.

Der *Vorticella convallaria*-Komplex ist für Belebtschlammanlagen mit guter Reinigungsleistung und verstärkter Nitrifikation charakteristisch (ANTONIETTI et al. 1982, HARTMANN 1960, SCHERB 1968). Nach CURDS & COCKBURN (1970b) indiziert sie dagegen keine bestimmte Ablaufqualität (0-30 mg/l BSB_5).

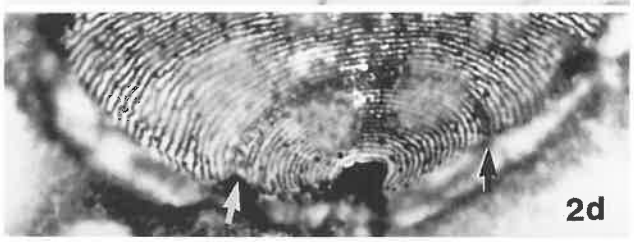


Ökogramme des *Vorticella convallaria*-Komplexes (in den Originalarbeiten als *V. convallaria* bezeichnet. a, b, aus BERNERTH 1982; c, Original). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Sauerstoff- und Temperaturspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß. **c:** Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN: 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala) errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.

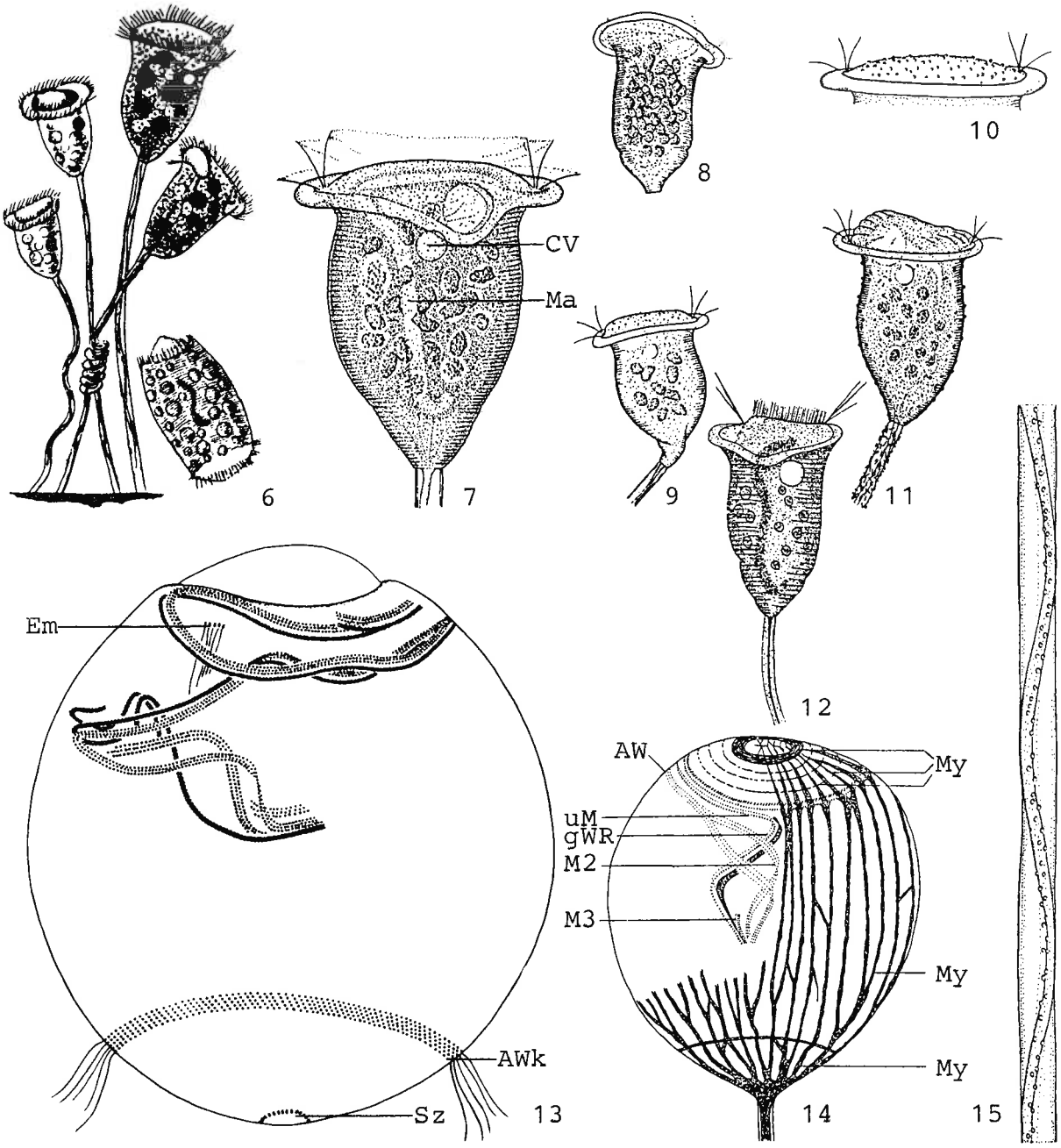




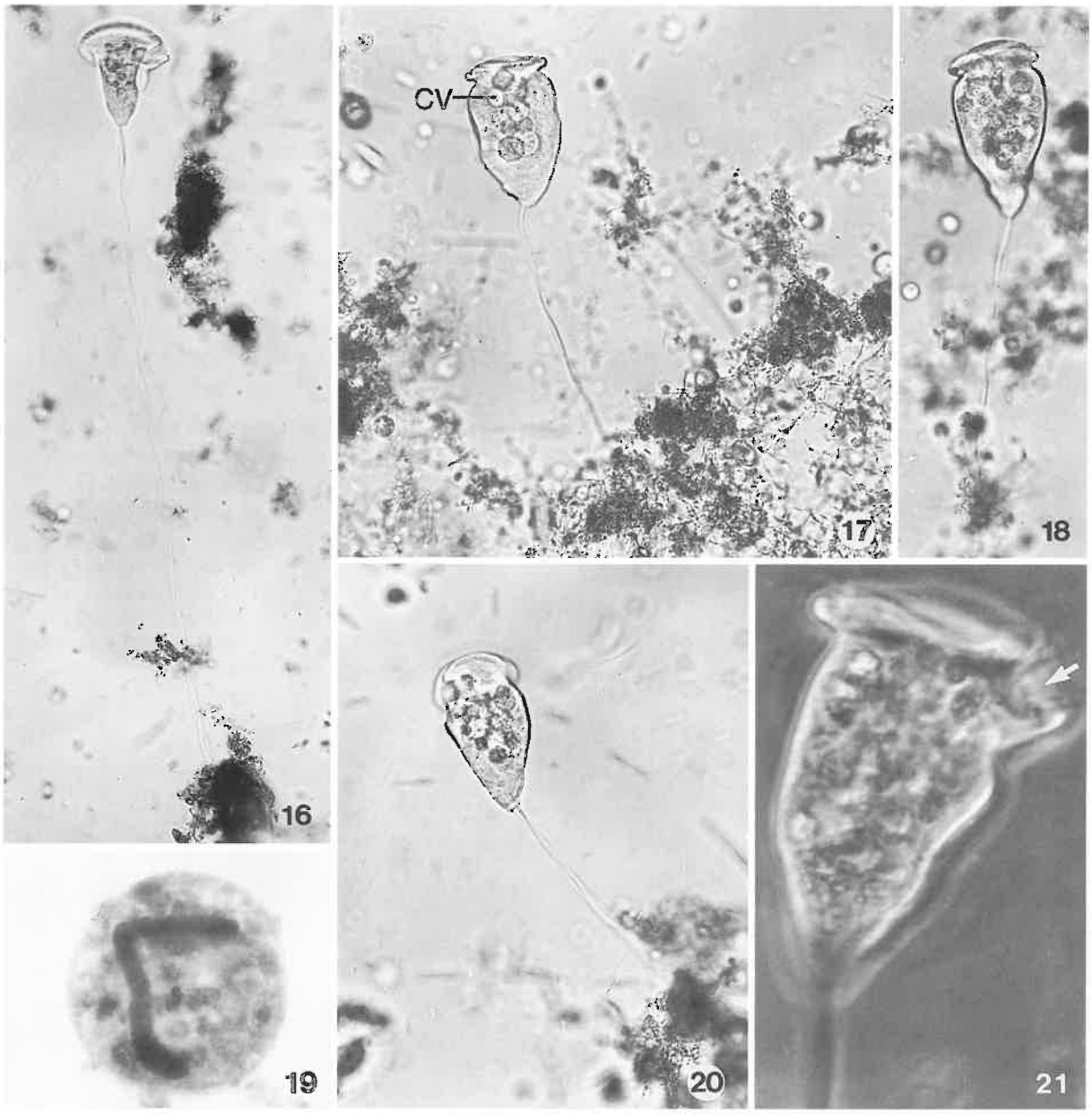




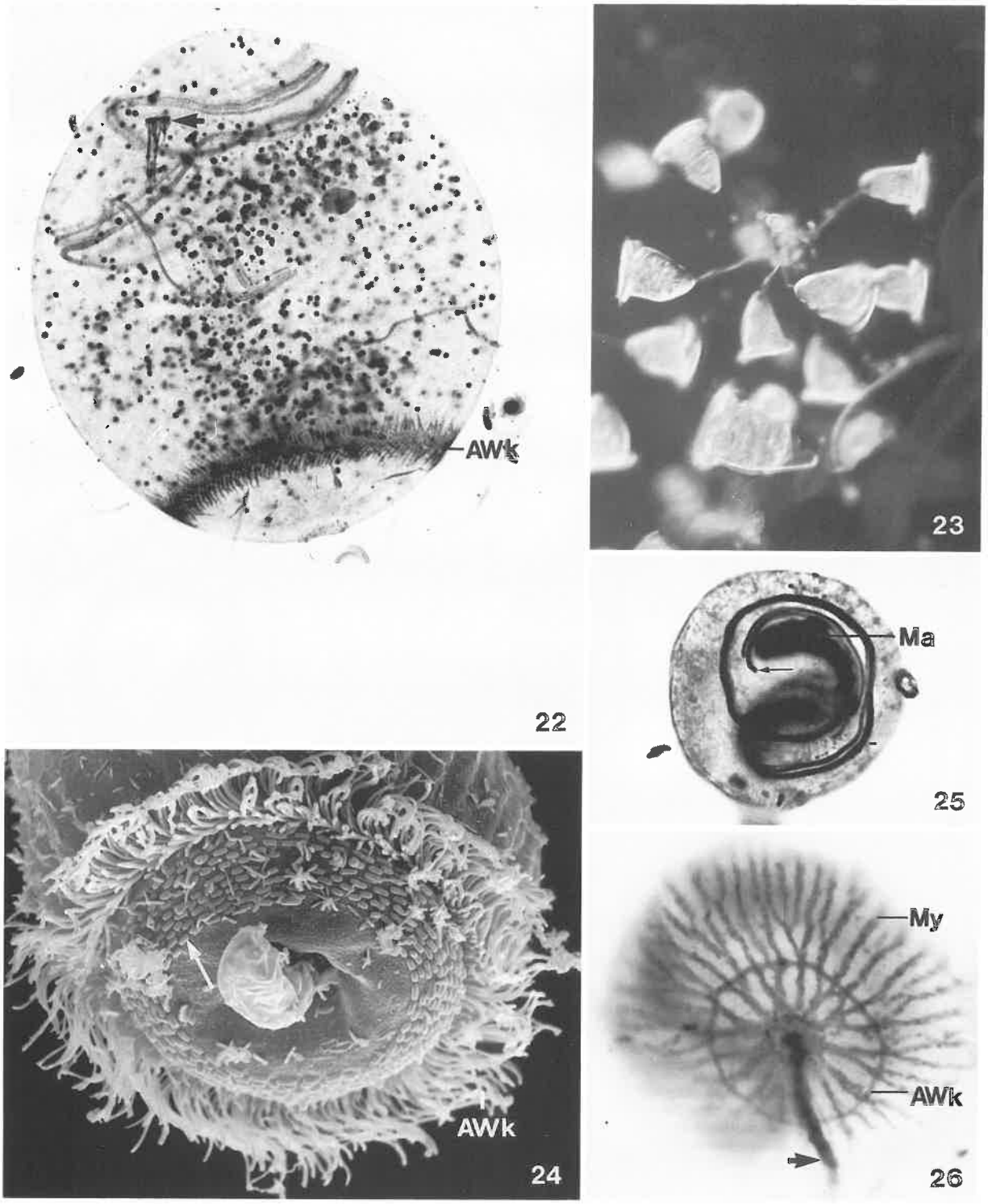
Vorticella convallaria-Komplex (1, 2a, 3-5, aus FOISSNER 1979a; 2b-d, Originale einer Population aus dem Belebtschlamm einer kommunalen Kläranlage. 1, 2a, 3-5, in vivo; 2b-d, trockene Silbernitratimprägnation). **1, 2:** *Vorticella convallaria* s. str., breites und schlankes Exemplar, 60 μm und 80 μm. **2b-d:** Silberliniensystem von *Vorticella convallaria* s. str. Beachte, daß zwischen aboralem Wimpernkranz (Pfeile) und dem Hinterende im Mittel nur etwa 22 Silberlinien sind (bei *V. similis* durchschnittlich 30; Abb. 40, 44, 53). **3:** *Vorticella convallaria* var. *compacta*, 70 μm. **4, 5:** *Vorticella gracilis*, Schwärmer und gestreckte Zelle (74 μm). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.



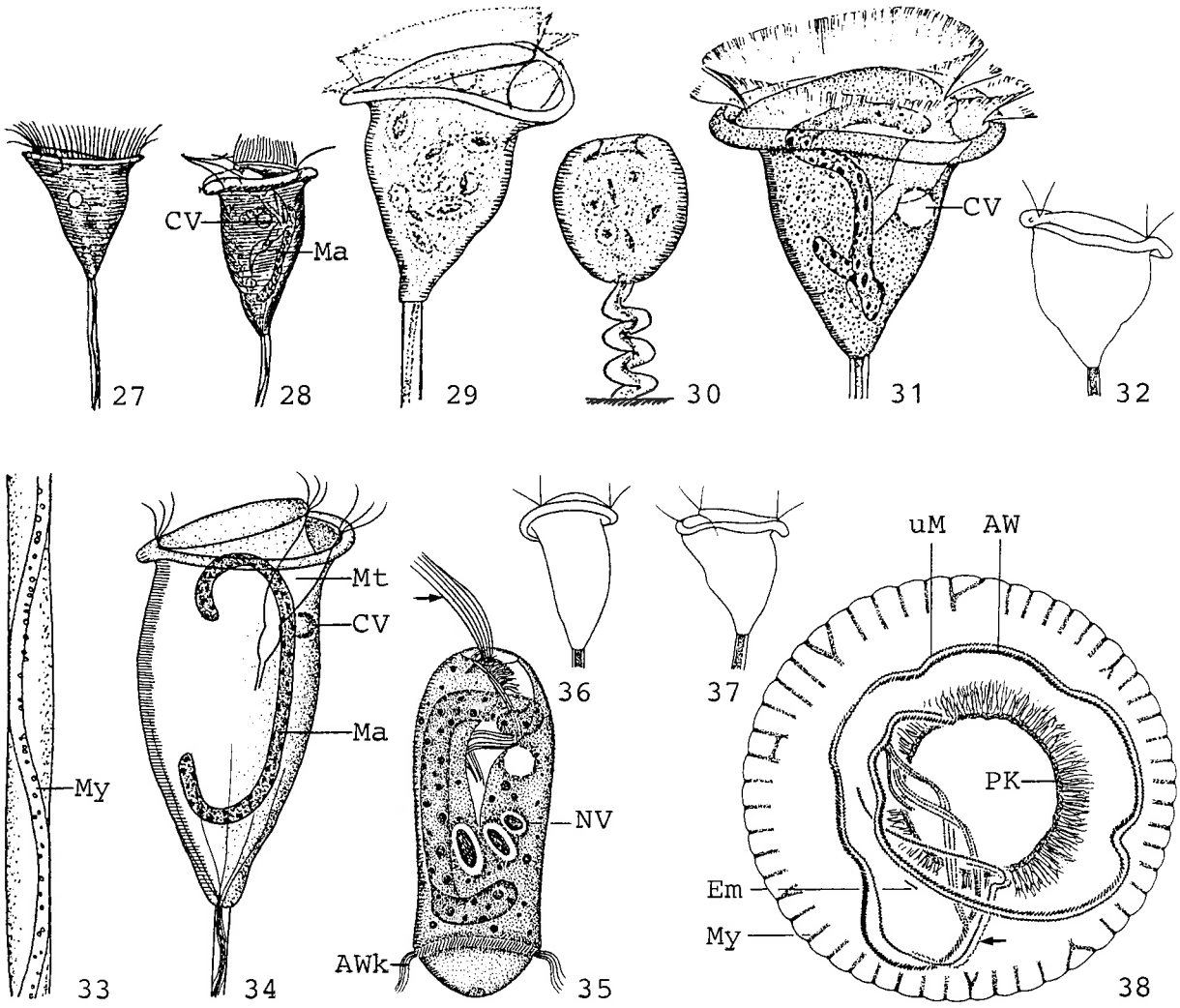
***Vorticella convallaria*-Komplex** (6-15, *V. convallaria* s. str. 6, aus EHRENBERG 1838; 7-11, 15, aus NOLAND & FINLEY 1931; 12, aus LIEBMANN 1962; 13, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1992; 14, *Vorticella* sp. aus FOISSNER 1977. 6-12, 15, in vivo; 13, Silberkarbonatimprägnation; 14, Protargolimprägnation). **6:** Scheinkolonie mit gestreckten Zellen (57-104 μm) und einem Schwärmer. **7, 9, 12:** Gestreckte Zellen, 75 μm, 65 μm, 77 μm. **8:** Vom Stiel gelöste Zelle, 80 μm. **10:** Der Peristomdiskus ist manchmal granuliert. **11:** Zelle mit fein granulierter (Bakterien?) Pellicula und dicht mit Bakterien bewachsenem Stiel, 75 μm. **13:** Bewimperung eines stark gequetschten Schwärmers. **14:** Bewimperung und System der kontraktilen Fasern einer kontrahierten Zelle, 63 μm. **15:** Stiel mit dem gewundenen, fein granulierten Stielmuskel, Breite etwa 5 μm. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (= System der kontraktilen Fasern), M2, M3 = Membranellen 2 und 3, Sz = Scopula (= Stielbildungs-Organell), uM = undulierende Membran.



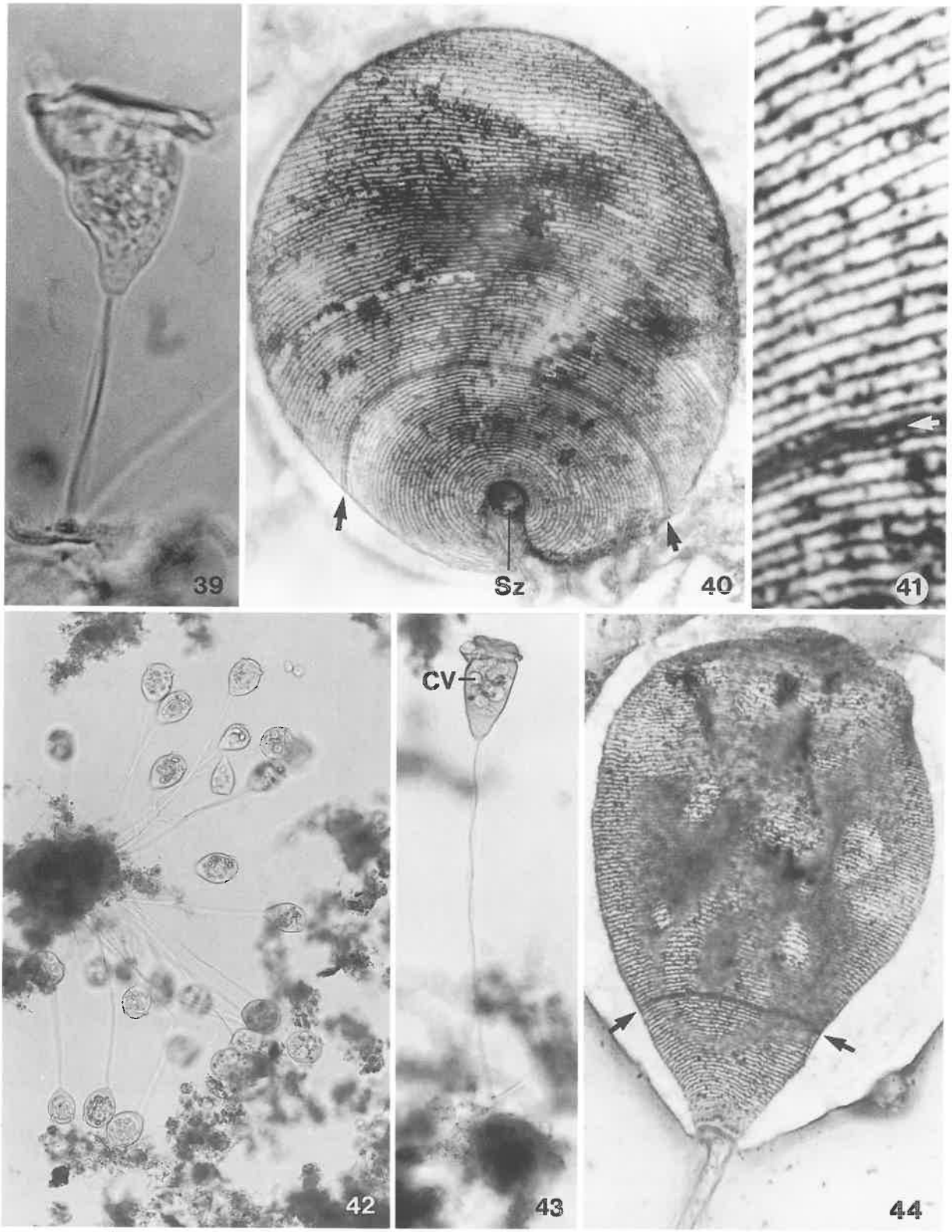
Vorticella convallaria-Komplex in vivo (16-21, *V. convallaria* s. str. 16-18, 20, Originale einer Population aus einer hochbelasteten Industriekläranlage in Deutschland; 21, aus FOISSNER 1979a. 16-18, 20, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 19, Methylgrün-Pyronin Färbung; 21, Lebendaufnahme im Phasenkontrast). **16-18, 20, 21:** Gestreckte Zellen. Der Pfeil in Abb. 21 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. **19:** J-förmiger Makronucleus. CV = kontraktile Vakuole.



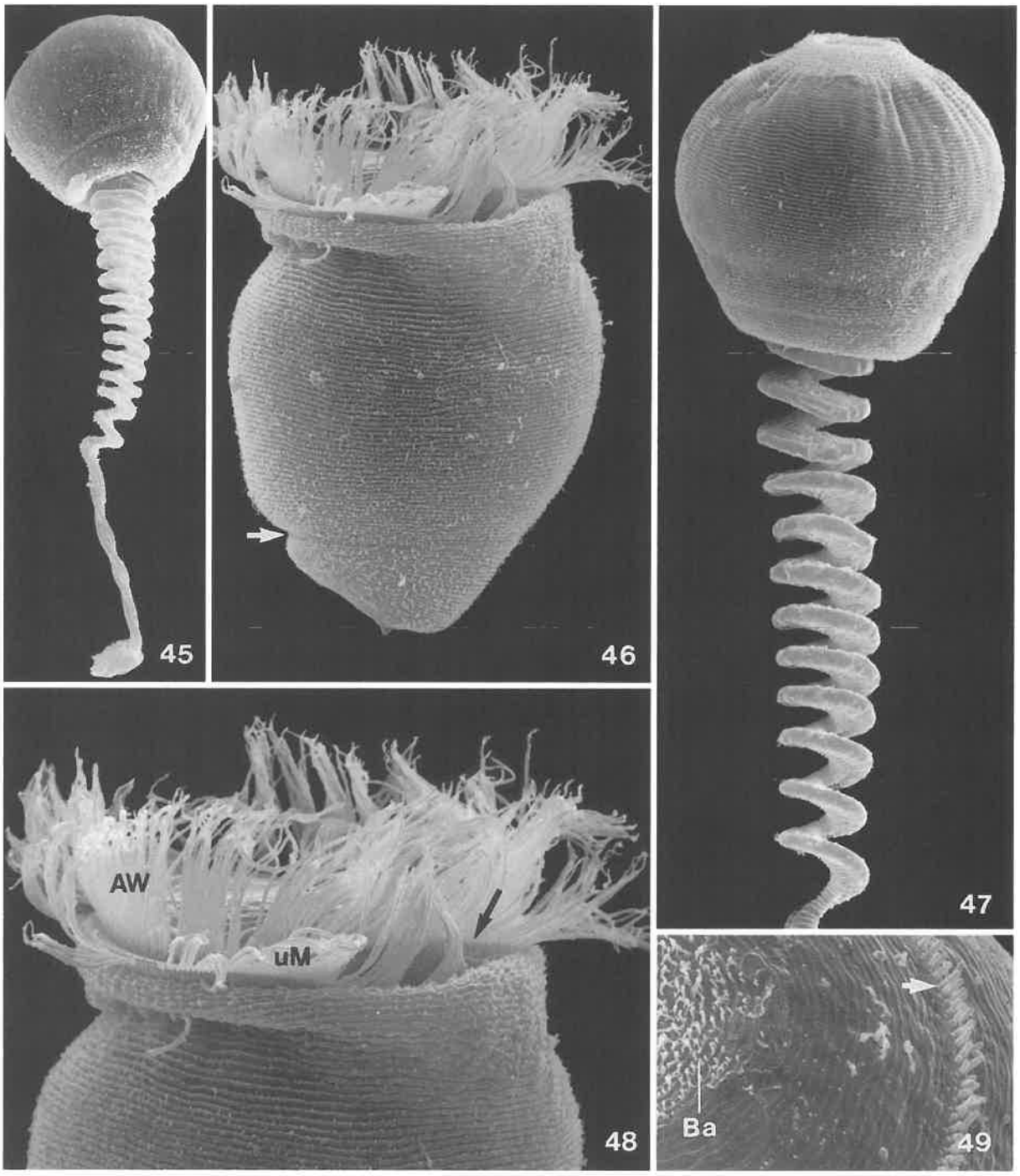
***Vorticella convallaria*-Komplex** (22-26, *V. convallaria* s. str. 22, 25, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1992; 23, 24, Originale von Individuen aus einem alphamesosaproben Bereich der Vils in Bayern; 26, *Vorticella* sp. aus FOISSNER 1977. 22, Silberkarbonatimprägnation; 23, Lebendaufnahme im Dunkelfeld; 24, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 25, 26, Protargolimprägnation). **22:** Bewimperung eines stark gequetschten Schwärmers (Vorlage für Abb. 13). Der Pfeil weist auf ein nur beim Schwärmer vorkommendes Wimpernbüschel (Epistommembran), das aus 5-6 Wimpern besteht. **23:** Scheinkolonie. **24:** Mit stäbchenförmigen Bakterien (Pfeil) dicht bewachsenes Hinterende eines Schwärmers. **25:** Adorale Wimpernspirale von oben. Der Pfeil weist auf den Beginn der Spirale. **26:** System der kontraktilen Fasern des Hinterendes und des Stiels (Pfeil). AWk = aboraler Wimpernkranz, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (= kontraktile Fasern).



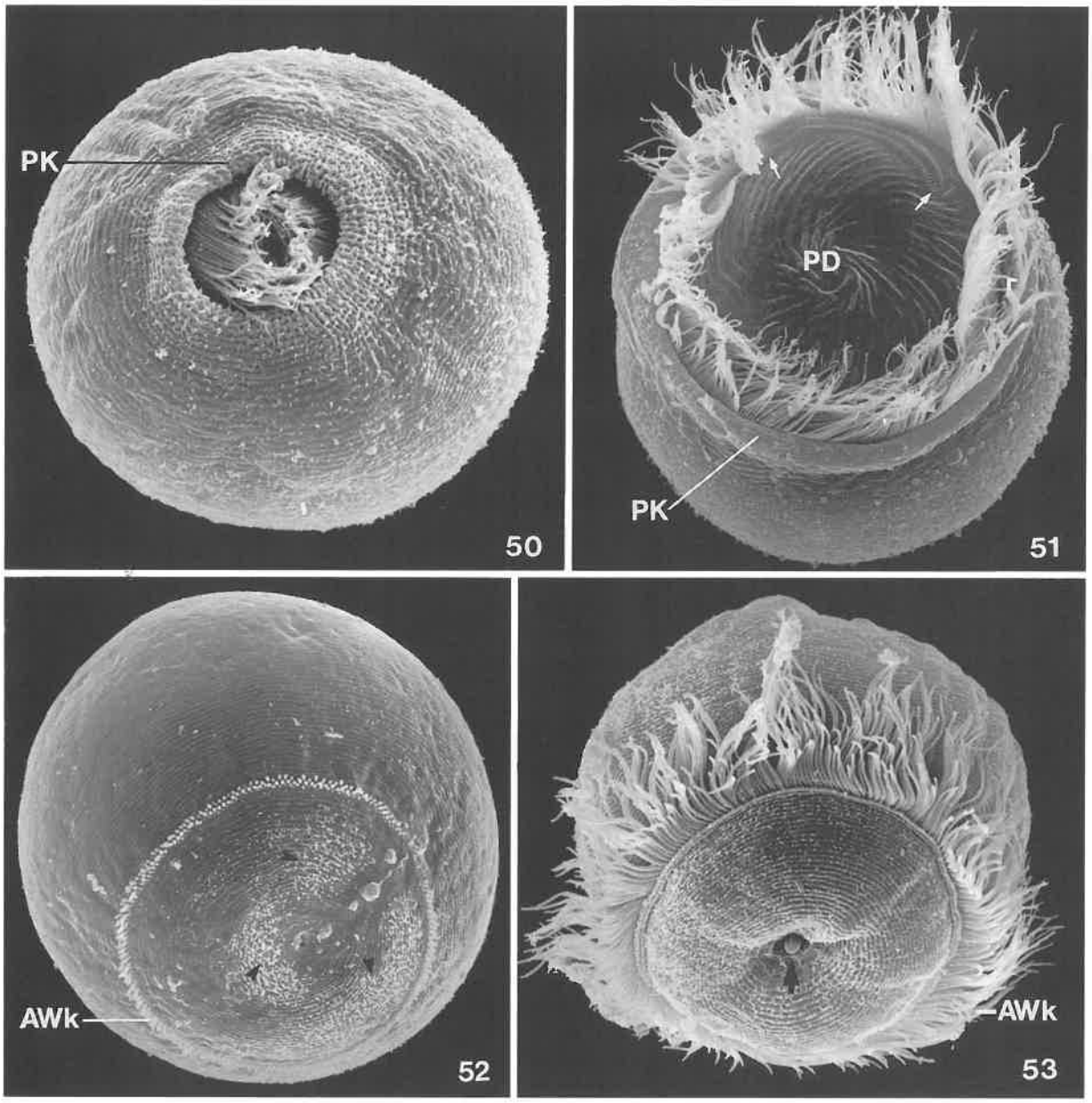
Vorticella convallaria-Komplex (27-38, *Vorticella similis*. 27, aus STOKES 1887b; 28, aus KAHL 1935; 29, 30, 33, aus NOLAND & FINLEY 1931; 31, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 32, 35-38, aus FOISSNER 1981; 34, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975. 27-37, in vivo; 38, Protargolimprägnation). **27-29, 31, 34:** Gestreckte Zellen (Makronucleus in Abb. 28 und 34 offensichtlich sehr schematisch gezeichnet), 40-50 μm, 70 μm, 58 μm, 50-75 μm, 55-80 μm. **30:** Kontrahiertes Exemplar. **32, 36, 37:** Variabilität der Körperform innerhalb einer terricolen Population. **33:** Stiel mit dem gewundenen, leicht granulierten Stielmuskel. **35:** Schwärmer mit den langen Wimpern der Epistommembran (Pfeil; Vgl. Abb. 22, 38), 45 μm. **38:** System der kontraktilen Fasern und Mundbewimperung eines Schwärmers von vorne. Der Pfeil weist auf die germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), NV = Nahrungsvakuole, PK = Peristomkragen, uM = undulierende Membran.



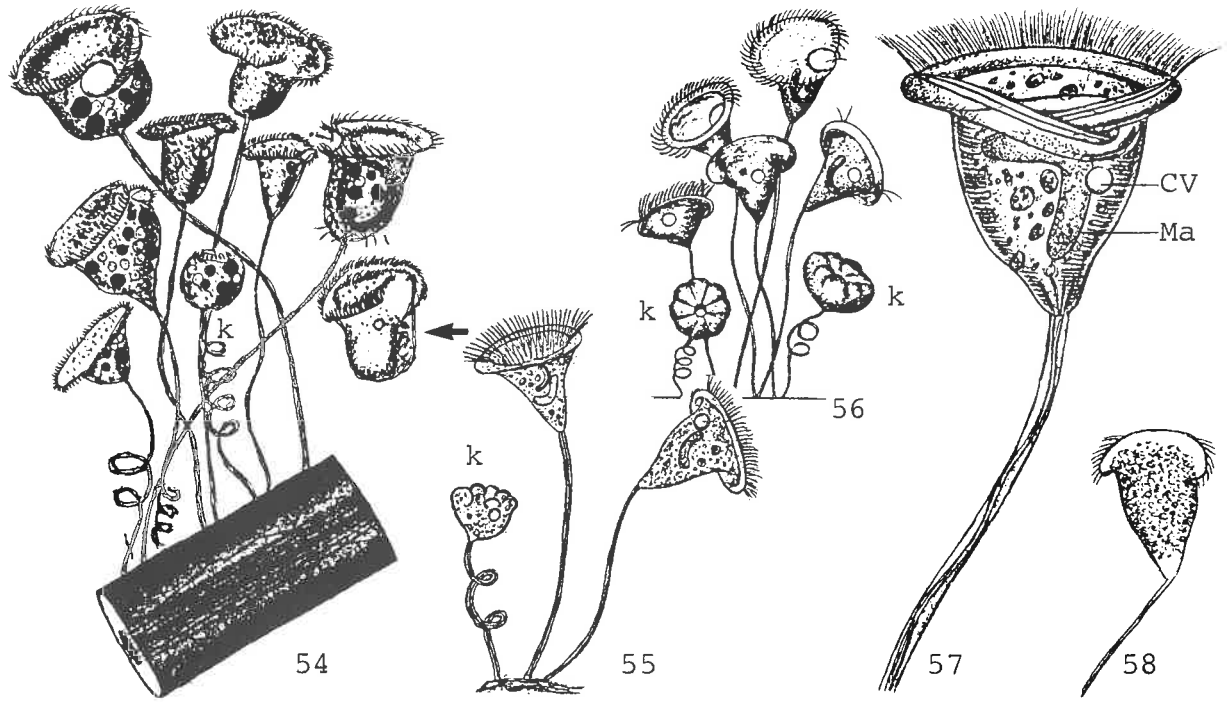
Vorticella convallaria-Komplex (39-44, *Vorticella similis*. 39, aus FOISSNER 1981; 40, 41, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975; 42-44, Originale einer Population aus der Kläranlage Siggerwiesen in Salzburg. 39, 42, 43, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast und im Hellfeld; 40, 41, 44, trockene Silbernitratimprägnation). **39, 43:** Gestreckte Zellen. **40, 44:** Gesamtansichten des engstreifigen Silberliniensystems von schräg hinten und von der Seite. Die Pfeile weisen auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes. **41:** Silberliniensystem mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil) stark vergrößert. **42:** Etwas morbide Scheinkolonie auf einer Belebtschlammflocke; die meisten Zellen sind leicht kontrahiert. CV = kontraktile Vakuole, Sz = Scopula (= Stielbildungs-Organell).

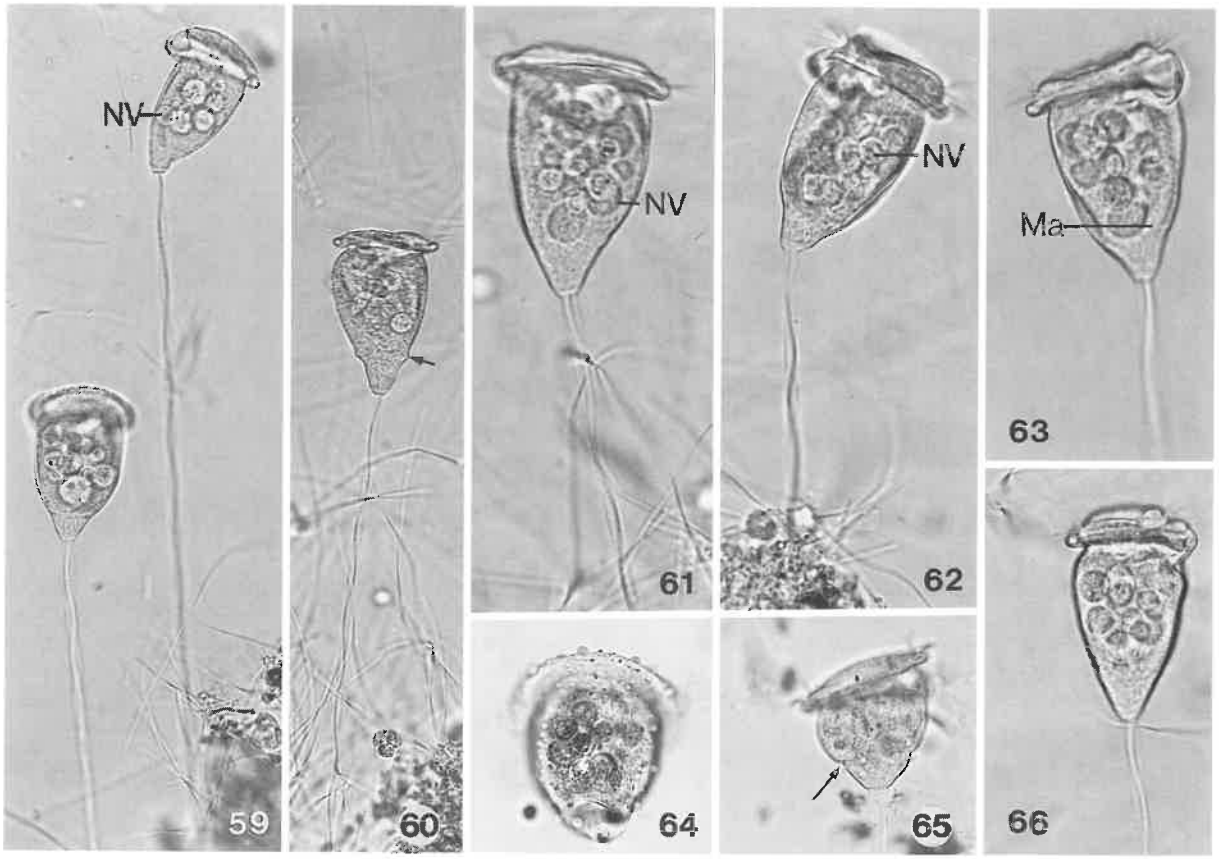


Vorticella convallaria-Komplex (45-49, *V. similis*, originale rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **45, 47:** Kontrahierte Individuen mit eng gewundenem Stiel. **46, 48:** Gesamtansicht und Vorderende einer leicht kontrahierten Zelle. Der Pfeil in Abb. 46 weist auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes, jener in Abb. 48 auf den Eingang zum Mundtrichter. **49:** Hinterende mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil) und einigen aufwachsenden Bakterien. AW = adorale Wimpernspirale, Ba = Bakterien, uM = undulierende Membran.



Vorticella convallaria-Komplex (50-53, *V. similis*, originale rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **50, 51:** Stark und leicht kontrahierte Zellen von vorne. Die adorale Wimpernspirale ist am Beginn nicht bewimpert (Pfeile). Das eigenartige Muster am Peristomdiskus entsteht durch kontraktile Fasern. **52, 53:** Angelegter und vollständig entwickelter aboraler Wimpernkranz. Der Pfeil in Abb. 53 weist auf die Scopula (= Stielbildungs-Organell). Die Flecken (Pfeilspitzen) bestehen aus aufwachsenden Bakterien (vgl. Abb. 24, 49). AWk = aboraler Wimpernkranz, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen.





Vorticella convallaria-Komplex in vivo (54-66, "*V. citrina*". 54, aus EHRENBERG 1838; 55, aus ROUX 1901; 56, aus KENT 1882; 57, aus GAJEWSKAJA 1933; 58, aus MÜLLER 1786; 59-66, Originale, Hellfeld). **54-56:** Kleine Scheinkolonien mit gestreckten (56-115 μm, 100-120 μm, 60-120μm), kontrahierten (k) und vom Stiel gelösten (Pfeil) Zellen. **57, 58:** Gestreckte Zellen, 130 μm, ? μm. **59-66:** Gestreckte Zellen einer Population aus der Amper in Bayern. Die Zelle in Abb. 64 hat auffallende kleine gelbe Bläschen; die Exemplare in Abb. 60 und 65 bilden gerade den aboralen Wimpernkranz (Pfeile) und werden sich bald vom Stiel lösen. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahierte Zelle, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole.

Vorticella picta (EHRENBERG, 1831) EHRENBERG, 1838

1831 *Carchesium pictum* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 93 (ohne Abbildung).
1838 *Vorticella picta* (EHRENBERG, 1831) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 275 (Abbildung; kombinierender Autor).
1922 *Vorticella appuntata* FROMENTEL 1874 - PENARD, Études Infusoires, p. 252 (Fehlbestimmung; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1931 *Vorticella picta* (EHRENBERG 1831) EHRENBERG 1838 - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 110 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Vorticella picta* (EHRENBERG, 1831) - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 721 (Revision).
1970 *Vorticella picta* EHRB. 1838 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 324 (einschließlich der "forma *longa*", Abb. 12; durch Abbildung belegter Nachweis aus Staugewässern in Deutschland).
1986 *Vorticella picta* EHRENBERG, 1831 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 37 (Revision).
1989 *Vorticella picta* (EHRENBERG, 1831) - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 118 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 35-90 x 20-50 μm, meist 60 x 30 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand schlank bis mäßig breit glockenförmig (Abb. 1, 2, 5, 8-11, 13, 17, 20), selten zylindrisch (Abb. 12).

3) Kontrahierte Zellen kugelig bis eiförmig (Abb. 6, 15).

4) Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 3, 10-14, 20, 21).

5) Zwei kontraktile Vakuolen deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen und dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 9-13, 20, 22).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), deutlicher quer gestreift als die Arten der → *V. convallaria*-Gruppe (Abb. 2, 3, 13, 20). Silberliniensystem engstreifig, 35-46 (meist 39-42, n = 31, 2 Populationen) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 22-27 ($\bar{x}$ = 25) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar).

7) Peristomkragen 35-60 μm, meist etwa 45 μm im Durchmesser, überragt die breiteste Körperstelle. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am wenig gewölbten und leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, im kurzen, breiten Mundtrichter fast 1 Umgang (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2, 3, 5, 13, 21).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 4-7 μm breit und 200-550 μm lang. Am Stielmuskel sehr auffallende, stark lichtbrechende Granula; Stiele ähneln daher bei kleiner Vergrößerung *Beggiatoa*-Fäden (Abb. 1, 3-7, 13, 19, 22-24).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet selten Scheinkolonien (Abb. 8).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der sehr auffallenden, stark lichtbrechenden Granula am Stielmuskel und den beiden kontraktilen Vakuolen einfach zu bestimmen (Abb. 1-7). Nach trockener Silbernitratimprägnation durch die wesentlich geringere Anzahl der Silberlinien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz von den sonst recht ähnlichen Arten des → *V. convallaria*-Komplexes zu trennen. → *Vorticella campanula*

und → *V. marginata* haben ein sehr dunkles Plasma und einen krempenförmigen, nach hinten umgebogenen Peristomkragen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und ganzjährig in stehenden und fließenden Gewässern auf verschiedenen Substraten wie eingehängten Objektträgern, Fadenalgen und submersen Makrophyten; wohl nie rasenbildend. EHRENBERG (1831, 1838) entdeckte sie in der Spree auf Schwimmfarn. PENARD (1922) fand sie bei Genf auf dem Rädertier *Stephanoceros*. Bevorzugt nach NOLAND & FINLEY (1931) reines Wasser und stirbt in bakterienreichen Kulturen rasch ab. WANG CHIACHI & NIE DASHU (1935) beobachteten *V. picta* häufig auf Fadenalgen in einem großen Goldfisch-Aquarium. NUSCH (1970) fand die typische Form (Abb. 10, 11) in oligosaproben Talsperren (bis etwa 150 Ind./cm^2), die forma *longa* (Abb. 12) auch in einem alphamesosaproben Stauweiher (bis etwa 120 Ind./cm^2). Im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn trat sie sehr häufig von Jänner bis Mai und im Herbst auf (HAMMANN 1952, SONG WEIBO & WILBERT 1989). NENNINGER (1948) beschreibt eine ziemlich große Varietät (*V. picta* var. *major*; 104 μm lang) aus einem kleinen Steinbecken des botanischen Gartens von Erlangen. Wir fanden sie eher vereinzelt zusammen mit Arten der → *V. aquadulcis*-Gruppe in einem eutrophen Teich in Linz (Oberösterreich) und an einer fast alphamesosaproben Stelle der Vils in Bayern vergesellschaftet mit → *Carchesium polypinum* an den Steinunterseiten (Abb. 1-7). SRAMEK-HUSEK (1948) meldet sie aus betamesosaproben tschechoslowakischen Fließgewässern.

Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: vereinzelt im beta- bis alphamesosaproben Rhein (MAUCH 1988, 1990); betamesosaprobe Fließgewässer um Leipzig (KRALIK 1958); vereinzelt in beta- bis alphamesosaproben Bächen des niederrheinischen Tieflands (HEUSS 1976); 3 Ind./cm^2 in einem beta- bis alphamesosaproben Modellfließgewässer (MADONI & GHETTI 1980); betamesosaprobe (?) Donau in Ungarn (BERECZKY et al. 1983); auf Fadenalgen und nur in der Vegetationsperiode im eutrophen Großen Plöner See (SOMMER 1951); eutrophes Heiliges

Tabelle: Milieuspektra von ***Vorticella picta***. Die Angaben von NUSCH (1970) basieren auf Analysen von Staugewässern, jene von BERNERTH (1982) auf 18 Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain und jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 11 Analysen von solebelasteten Fließgewässern in Deutschland.

Faktor	NUSCH	BERNERTH	MIHAILOWITSCH
Saprobität	o, a	b-a	-
°C	4-20	14.5-23	7.6-20.5
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	520-760	599-1103
pH	7-8	7.2-10.5	7.6-7.9
O_2 (mg/l)	9-16	7-10.5	6.1-9.7
DOC (mg/l)	-	1-7.2 (2.6-5.1)[3]	7.3-12.4
CO_2 (frei; mg/l)	0-6	-	11.4-33
NH_4^+-N (mg/l)	0-1.5	-	0.07-0.41
NO_3^--N (mg/l)	-	-	0.3-5.2
Cl^- (mg/l)	-	-	42-171
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	0.2-6[1]	0.01-0.09[2]	-

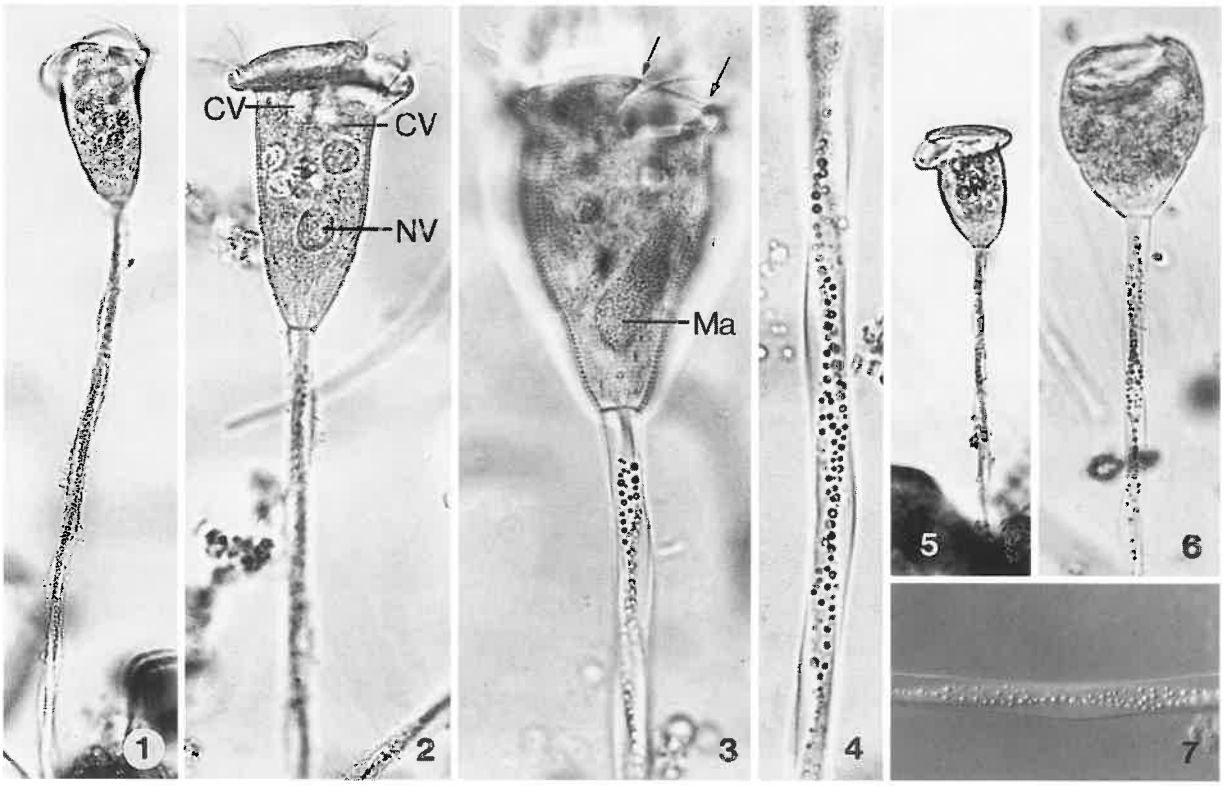
[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode. [3] Aus STÖSSEL (1979; Präferenzbereich in Klammern).

Meer (MÜCKE 1979); auf *Epeorus*-Larven im Plattensee (STILLER 1953a); eutropher Tümpel in Japan (HATANO & WATANABE 1981); See in China (SHEN YUNFEN 1980). Von RIEDEL-LORJE (1981) im Elbe-Aestuar gefunden.

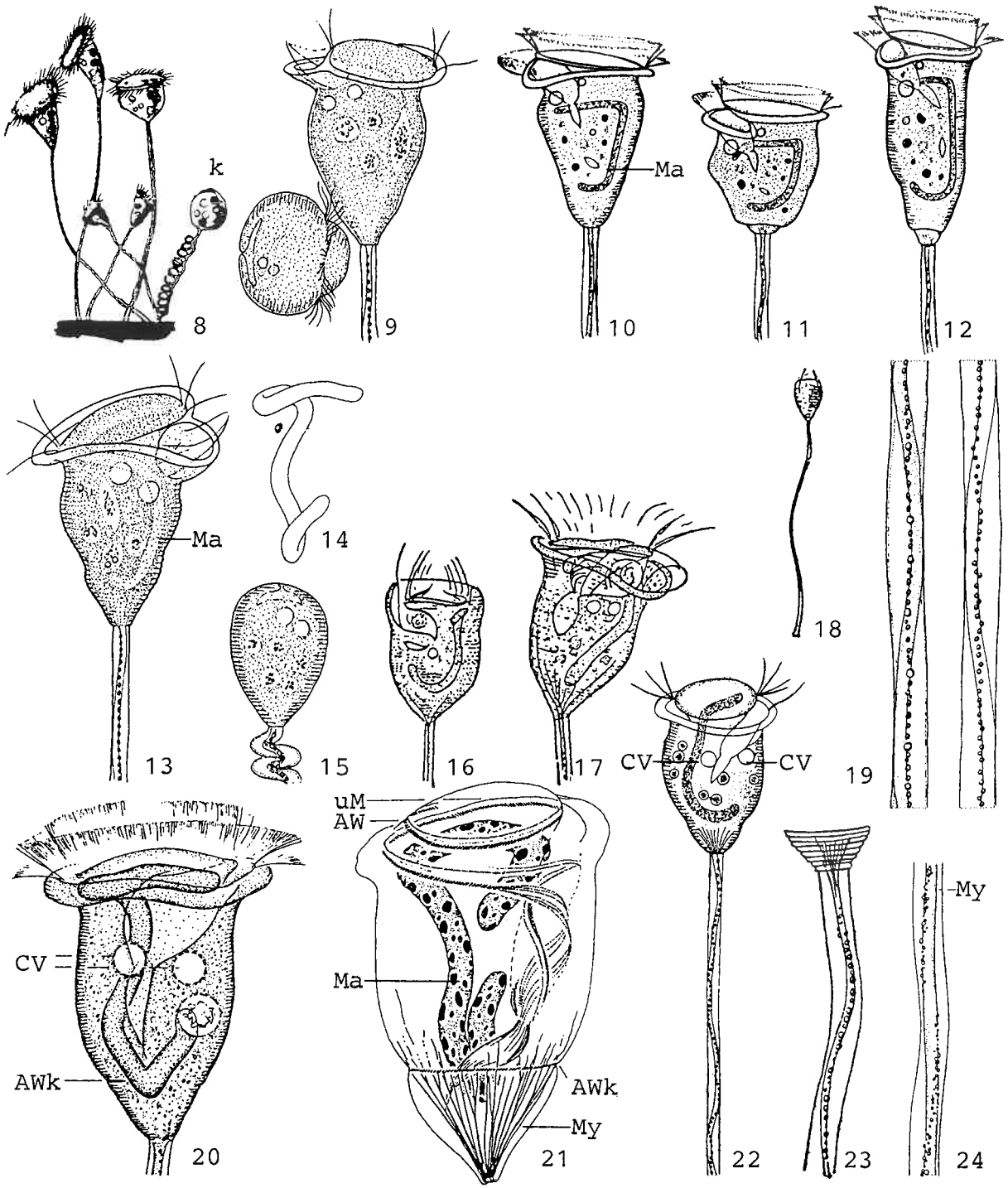
Nachweise aus Belebtschlammanlagen noch nicht sicher belegt (die Abbildungen in CURDS 1969 und KUTIKOWA 1984 sind Nachzeichnungen aus NOLAND & FINLEY 1931). KLIMOWICZ (1970) zählte bei einer Schlammbelastung von 0.07 kg BSB_5/kg.d (Raumbelastung = 0.33 kg BSB_5/m^3.d, 4.9 g/l Trockensubstanz, 93 % BSB_5-Abbau) im Mittel 319 Ind./ml. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika sicher nachgewiesen, nicht durch Abbildungen belegte Funde auch aus Südamerika (CAIRNS 1966a).

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und kleine Algen (HAMMANN 1952; eigene Beobachtung), die in auffallend großen, kompakten Vakuolen verdaut werden (Abb. 2). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 40 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Saprobielle Einstufung: o; o = 9, b = 1, I = 5, SI = 1.1 (SLADECEK et al. 1981) bzw. b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0 (WEGL 1983). Die forma *longa* wird von beiden mit b = 2, a = 8 bewertet. Die Einstufung von SLADECEK et al. (1981) als Reinwasserform basiert wahrscheinlich überwiegend auf den Angaben von NOLAND & FINLEY (1931) und NUSCH (1970). Die von WEGL (1983) angegebene Verteilung der Valenzen paßt wesentlich besser auf die Literaturdaten (z. B. STÖSSEL 1979) und unsere Erfahrungen, wonach auch betameso- und sogar alphamesosaprobe Gewässer besiedelt werden. Vermutlich sehr sauerstoffbedürftig, da sie sich in Infusionen nie entwickelt (→ Tabelle).



Vorticella picta in vivo (1-7, Originale einer Population von einem alphamesosaproben Bereich der Vils in Bayern. 1-6, Hellfeld; 7, Interferenzkontrast). **1-3, 5:** Gestreckte Zellen. Beachte die deutlich quer gestreifte Pellicula, die 2 kontraktilen Vakuolen (Abb. 2) und den weit geöffneten Mundtrichter (Abb. 3, Pfeile). **4, 7:** Der Stielmuskel ist mit stark lichtbrechenden Granula belegt. **6:** Mäßig kontrahierte Zelle. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole.



Vorticella picta (8, aus EHRENBERG 1838; 9, 13, 15, 19, aus NOLAND & FINLEY 1931; 10-12, aus NUSCH 1970; 14, 20, 21, 24, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 16-18, 23, aus PENARD 1922; 22, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935. 8-13, 15-20, 22-24, in vivo; 14, 21, Protargolimprägnation). **8:** Scheinkolonie mit gestreckten (22-43 μm) und kontrahierten (k) Zellen. **9:** Gestreckte Zelle (53 μm) mit einem sich ablösenden Teilungssprößling. **10-13, 17, 20, 22:** Gestreckte Zellen, 35-70 μm. Abb. 12 zeigt die "forma *longa*", die bis 86 μm lang wird. **14:** Makro- und Mikronucleus. **15, 16, 18:** Stark und leicht kontrahierte Zellen. **19, 23, 24:** Stiele mit den auffallenden, stark lichtbrechenden Granula am Stielmuskel. **21:** Mundbewimperung, Makronucleus und System der kontraktilen Fasern. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahierte Zelle, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), uM = undulierende Membran.

Vorticella campanula EHRENBERG, 1831

1831 *Vorticella campanula* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 92 (ohne Abbildung).
1838 *Vorticella campanula* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 272 (Abbildung; Revision).
1931 *Vorticella campanula* EHRENBERG 1831 - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 105 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Vorticella campanula* EHRENBERG, 1831 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 722 (Revision).
1962 *Vorticella campanula* EHRENBERG - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 427 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Vorticella campanula* EHRBG. - LOM, Arch. Protistenk., 107: 144 (Beschreibung der Mundbewimperung nach Silberimprägnation).
1974 *Vorticella campanula* (EHRENBERG, 1838) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 500 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1986 *Vorticella campanula* EHRENBERG, 1831 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 15 (Revision).

Taxonomie

Vorticella campanula hat nach NOLAND & FINLEY (1931), KAHL (1935) und WARREN (1986) mehrere Synonyme (z. B. *V. aperta* FROMENTEL, *V. dilatata* FROMENTEL), die in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommen. Die von STILLER (1953a) beschriebene Varietät *V. campanula* f. *minor* ist sehr klein und lebt epizoisch auf planktischen Krebsen. Im Gegensatz zu WARREN (1986) glauben wir nicht, daß diese Form in den Variabilitätsbereich von *V. campanula* fällt.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 50-160 x 35-100 μm, meist 60-90 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand ausgeprägt glocken- oder hutförmig, enthalten stets viele 1-5 μm große, farblose, stark lichtbrechende Fetttröpfchen; bei kleiner Vergrößerung (X40-200) daher auffallend dunkel bis schwarz, weshalb die Zellorganellen schwierig erkennbar sind (Abb. 3, 5, 6, 10, 15-21, 23, 25, 26, 28, 29).

3) Kontrahierte Zellen fast kugelig, Vorderende mit deutlichen Höckern (Abb. 2, 4, 22).

4) Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 11, 20).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 5).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), sehr fein quer gestreift. Silberliniensystem sehr engstreifig, 69-77 ($\bar{x}$ = 72) Linien vom Voderende bis zum Wimpernkranz und 27-33 ($\bar{x}$ = 29) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 30-32).

7) Peristomkragen 60-125 μm im Durchmesser, ragt stets deutlich über den Körperrand, oft tellerförmig (Abb. 5, 6, 16, 18-21, 26). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht gewölbten und kaum schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, im geräumigen Mundtrichter ungefähr 1 Umgang. Membranellen 1 und 3 proximal viel länger als Membranelle 2 (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 11-14).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 6-12 μm (meist um 7 μm) breit und durchschnittlich etwa 300 μm, selten bis 4 mm lang (Abb. 1, 2, 8, 15, 24, 25).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet oft mehrere Zentimeter große, rasenartige Scheinkolonien (GELEI 1935; Abb. 1, 15, 17, 24).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich → *V. marginata* (Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer liegend, Peristomkragen ragt sehr weit über den Körperrand und krempenartig nach hinten gekrümmt). Von den Arten der sehr weit verbreiteten und häufigen → *V. convallaria*-Gruppe durch das dunkle Plasma und den deutlicher überragenden Peristomkragen leicht zu unterscheiden. → *Vorticella picta* hat 2 kontraktile Vakuolen und auffallende Stielgranula. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2 (dunkle Färbung), 3 (Höcker), 4 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr weit verbreitet; häufig und ganzjährig in verschiedensten Gewässertypen, besonders bei schwacher und mittlerer Strömung und mäßiger Verschmutzung (ALBRECHT 1983, SCHMITZ 1985). Abundanzminima meist in den Sommermonaten (Ökogramme a, b, e; GAJEWSKAJA 1933). Bildet oft rasenartige Überzüge auf eingehängten Objektträgern, Detritus, Kunststoff-Schwämmen, Fadenalgen (Abb. 15, 17), submersen Makrophyten (EHRENBERG 1838, NOLAND & FINLEY 1931; Abb. 24) und gelegentlich auf Mollusken, Insekten und Kleinkrebsen (KEISER 1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur). FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) beobachteten sie in Gesellschaft von → *Pseudovorticella monilata* auf *Lemna*-Wurzeln in einem kleinen Teich bei Linz in Oberösterreich (Abb. 28, 30-32). SOMMER (1949) fand manchmal große Scheinkolonien auf freitreibendem Detritus in einem eutrophen, astatischen Gartenteich. Wird gelegentlich von einem epizoischen Suktor parasitiert (HAMMANN 1952).

Zahlreiche nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus fließenden und stehenden Gewässern, die wegen der relativ leichten Bestimmbarkeit glaubwürdig sind: dominant in einem beta- bis alphamesosaproben Bach nahe Bonn (JUTRCZENKI 1982); mäßig häufig im beta- bis alphamesosaproben Rhein und häufig in der beta- bis alphamesosaproben Alb bei Karlsruhe (MAUCH 1988, 1990); häufig in beta- bis alphamesosaproben Bachabschnitten unterhalb von Fischteichen in Bayern (MAUCH & WITTLING 1991); sehr häufig im September in einem versumpften Wiesengraben (mit H_2S) in Deutschland (WETZEL 1928a); bis 2000 Ind./cm^2 (maximal 10000 Ind./cm^2 = 100 % Dekkung) bevorzugt in solchen Bereichen des Hamburger Hafens, wo häusliche Abwässer eingeleitet wurden und die Sauerstoffverhältnisse noch gut waren (TENT 1981); massenhaft in stärker belasteten Fließgewässern der Schweiz (STÖSSEL 1979); stark eutropher und durch Kreidespülwässer verunreinigter Graben in Schweden (ALLGEN 1935); häufig in einem alphamesosaproben Fließgewässer in der Tschechoslowakei (SRAMEK-HUSEK 1956b); organisch stark belasteter bzw. beta- bis alphamesosaprober Fluß in Polen (CZAPIK 1982, HUL 1987a); eukonstant in einem alphamesosaproben Fluß in Jugoslawien (PRIMC 1988); zahlreich in beta- und beta- bis alphamesosaproben Bereichen der Donau oberhalb von Budapest (BERECZKY 1972); durch petrochemische Abwässer leicht verschmutzter Fluß in China (SHEN YUNFEN et al. 1988); beta- bis alphamesosaprober Fluß in Argentinien (PETTIGROSSO & CAZZANIGA 1987).

Stehende Gewässer: Schmelzwassertümpel in den österreichischen Alpen (FOISSNER 1980a, FOISSNER et al. 1982; Einzelnachweis bei 8 °C, pH 4.9, 9.8 mg/l O_2, 9 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.2 mg/l NH_4^+, 0.8 mg/l NO_3^-, 0.07 mg/l PO_4^{3-}, 500000 Bakterien/ml bei Direktzählung); Schmelzwassertümpel in Alaska bei 5 °C und pH 6.0 (SULLIVAN 1957); im Torfschlamm eines Moorgewässers (KLEIBER 1911); im Plankton eines für die Nachreinigung der städtischen Abwässer von München ver-

wendeten Speichersees an der Isar (KUCKLENTZ & METZNER 1980); häufig im bräunlichen Schlamm auf *Ceratophyllum* in einem Totarm der Mosel (LAUTERBORN 1901a); meso- bis eutropher See (MÜCKE 1979); verbreitet im Litoral des oligotrophen Stechlinsees (SCHÖNBORN 1985); eutropher Großer Plöner See (SOMMER 1951); ganzjährig sehr zahlreich im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (SONG WEIBO & WILBERT 1989) und in eutrophen (Abb. 15, 17) und hypertrophen Teichen in Oberösterreich und Salzburg (Abb. 24); im September 35 Ind./cm^2 in 70 m Tiefe in einem See in Italien (MADONI 1989); bis zu 1350 Ind./cm^2 in einem durch Abwässer der Zuckerindustrie verunreinigten Speichersee in der Tschechoslowakei (SLADECKOVA 1964); vom Frühling bis Herbst bis zu 27 Ind./l im Plankton einer oligosaproben Trinkwassertalsperre in Polen (KLIMOWICZ 1979); vereinzelt in Wasserwerksbrunnen von Budapest und in einem eutrophen, saproben, sodahaltigen See in Ungarn (STILLER 1937, 1942a).

Mehrere zum Teil durch Abbildungen belegte Nachweise aus Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern (z. B. BARKER 1949, CURDS & COCKBURN 1970a, LACKEY 1938, PUEBLA & FERNANDEZ-LEBORANS 1987a,b) sowie aus dem Brackwasser (BIERNACKA 1963, HENTSCHEL 1916) und dem Meer (DZHURTUBAYEV 1977, LEVANDER 1901). Die meisten Brackwasserfunde bei weniger als 1 % Salzgehalt. Von ALBRECHT (1983, 1986) nach Untersuchungen im salzbelasteten, mesosaproben Weser-Flußsystem und den Literaturdaten daher als oligoeuryhalin (bis 5000 mg/l Cl^-) eingestuft. Bisher in Europa, Amerika, Asien, Afrika (VILJOEN & VAN AS 1983) nachgewiesen; Verbreitung also ziemlich sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt überwiegend Bakterien, aber auch Algen und Detritus (FOISSNER 1980a, LIEBMANN 1962, NOLAND 1925). Nach SCHÖNBORN (1982b) werden von 1 Ind./d etwa 25000 Bakterien mit einem Gesamtvolumen von etwa 35000 μm^3 aufgenommen. Biomasse von 10^6 Individuen nach MICHIELS (1974) etwa 255 mg, nach SCHÖNBORN (1982b) und eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 135 mg. Generationszeit unter natürlichen Bedingungen 48-240 h, im Mittel etwa 190 h (SCHÖNBORN 1982b). Eurytherm (→ Ökogramm c, Tabelle 1). Obere Temperaturgrenze 36 °C (SCHARF 1961). Die Angaben zum Sauerstoff sind unterschiedlich. Nach BERNERTH (1982) und NUSCH (1970) werden niedrige Sauerstoffkonzentrationen (< 4 mg/l) gemieden. BERNERTH beobachtete trotz reichlichem Nahrungsangebot und günstigen Temperaturbedingungen (20-22 °C) bei 2 mg/l O_2 keinen Anstieg der Abundanz. RIEDEL-LORJÉ (1981) fand dagegen im Süßwasserbereich des Hamburger Hafens ziemlich dichten Bewuchs (bis 400 Ind./cm^2) bei < 2mg/l O_2. Nach HAMMANN (1952) wirken auch stark überhöhte Sauerstoffgehalte (22.6 mg/l) nicht entwicklungshemmend. SCHMERENBECK (1975) stellte bei Sauerstoffsättigung, einem Sauerstoffverbrauch von 1 mg/l je 5 h und 7 mg/l NH_4^+ Massenvorkommen fest. Nach NUSCH (1970) fehlt *V. campanula* bei < 4 mg/l O_2 und mehr als 7.5 mg/l NH_4^+. SCHÖNBORN (1982b) gibt für Populationen aus der alphamesosaproben mittleren Saale folgende produktionsbiologische Daten: mittlere Abundanz 223 Ind./cm^2, P = 5800 Ind./cm^2.a bzw. 7938 mg/m^2.a, P/B = 26. Autökologische Datensammlung → Tabelle 1 und Ökogramme c, d.

Angaben zur Toxizität von Zink und Kupfer → Tabelle 2. Eine deutliche Beeinträchtigung von *V. campanula* tritt erst bei etwa 1.4 mg/l Zn^{2+} und etwa 1.0 mg/l Cu^{2+} auf. Die Grenzwerte der Immissionsrichtlinie für Fließgewässer in Österreich des BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT (1987) sind für Zink mit 0.1 mg/l und für Kupfer mit 0.01 mg/l, also etwa 1/10 bzw. 1/100 festgelegt.

Tabelle 1: Milieuspektra von ***Vorticella campanula***. Spalte 1, aus BICK & KUNZE (1971) und BICK (1972; Literaturzusammenstellung); 2, aus CAIRNS (1964; 53 Analysen aus Fließgewässern überwiegend aus den USA); 3, aus PATRICK et al. (1967; 9 Nachweise aus dem Savannah-Fluß, USA); 4, aus DETCHEVA (1972c, 1978, 1979, 1983a,b,c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 5, aus SCHMERENBECK (1975; Modellfließgewässer; Optimalbereiche → Text); 6, aus BERNERTH (1982; zahlreiche Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain); 7, aus MIHAILOWITSCH (1989; 27-29 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern in Deutschland); 8, eigene Daten (verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = 45, außer für SO_4^{2-} (n = 29), Cl^- (31), NO_2^--N (28), PO_4^{3-}-P (39), DOC (7), $KMnO_4$-Verbrauch (33), Bakterien (39). Weitere eigene Daten → Text).

Faktor	Referenz							
	1	2	3	4	5	6	7	8
Saprobität	-	-	-	o-a	2.1-3.0	b-a	-	1.8-2.6
Frequenz (%)	-	26	-	5.8-12	-	-	-	33
°C	0-25	4-35	>8-28	4-26	-	3-32	4.2-20.5	0.1-23
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	-	-	-	-	390-1120	547-2160	91-910
pH	6.9-9.5	6.0-9.5	-	6.0-8.1	4.7-8.4	6.6-8.3	6.7-7.9	7.0-8.7
O_2 (mg/l)	2.3-22.6	<1-15	>6-9	2.9-14.3	8.3-9.4	0.2-13.5	1.2-11.3	7.3-14.7
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	27-146	-	-	-	62-185
BSB_5 (mg/l)	-	<0.5-20	0.5-<5	0.7-128	-	-	-	1.1-5.6
DOC (mg/l)	-	-	-	-	-	6-24	-	0.8-2.7
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	4.5-263	-	-	-	5.4-30
Ca^{2+} (mg/l)	-	<3-450	-	0.1-770	-	-	-	-
Mg^{2+} (mg/l)	-	<3-75	-	0-218	-	-	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	0-20	1-20	>1-10	-	0.9-9.7	-	12-89	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	<0.003-3	>0.003-0.03	-	-	-	-	0.006-0.1
NH_4^+-N (mg/l)	0-5.8	<0.001-10	<1.0	0.01-5.3	0-12.4	-	0.07-0.53	0-0.8
NO_3^--N (mg/l)	-	0.001-7	-	0-9.5	10-52	-	0.3-6.9	0.3-6.8
NO_2^--N (mg/l)	-	<0.001-1.5	<0.007	0-0.61	0-15	-	0.01-0.13	≤0.023
Cl^- (mg/l)	-	<6-2500	-	10-104	-	-	37-532	0.2-91
SO_4^{2-} (mg/l)	-	<1-480	-	5-3012	-	-	-	5-97
Fe^{2+} (mg/l)	-	<0.01-1.0	<0.01-0.4	0-1.4	-	-	-	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	0.5-9[1]	-	-	-	1.1-15.6[1]	0.005-0.16[2]	-	0.0003-1.3[2]

[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

Weitere Daten: Optimalbereiche nach SCHMERENBECK (1975): 0.6-1.0 mg/l O_2-Verbrauch je 5 h (Gesamtbereich 0.6-1.8 mg/l), pH 7.9-8.4, 0-5.4 mg/l NH_4^+-N, 0-1.2 mg/l NO_2^--N, SI = 2.1-2.5. Eigene Daten aus österreichischen Fließgewässern: 0.9-4.4 mVal/l Säurekapazität (n = 29), 2.5-14.4 °dH Gesamthärte (29), 2.4-12.4 °dH Karbonathärte (29), 0.001-0.6 mg/l P_{gesamt} (40), 0.8-4.1 mg/l TOC (12), 0.3-2.9 mg/l BSB_2 (31), <5-17 mg/l CSB (15). 0.3-7.2 mg/l DOC (STÖSSEL 1979).

Tabelle 2: Toxizität von Zink und Kupfer (aus RUTHVEN & CAIRNS 1973 bzw. CAIRNS 1974).

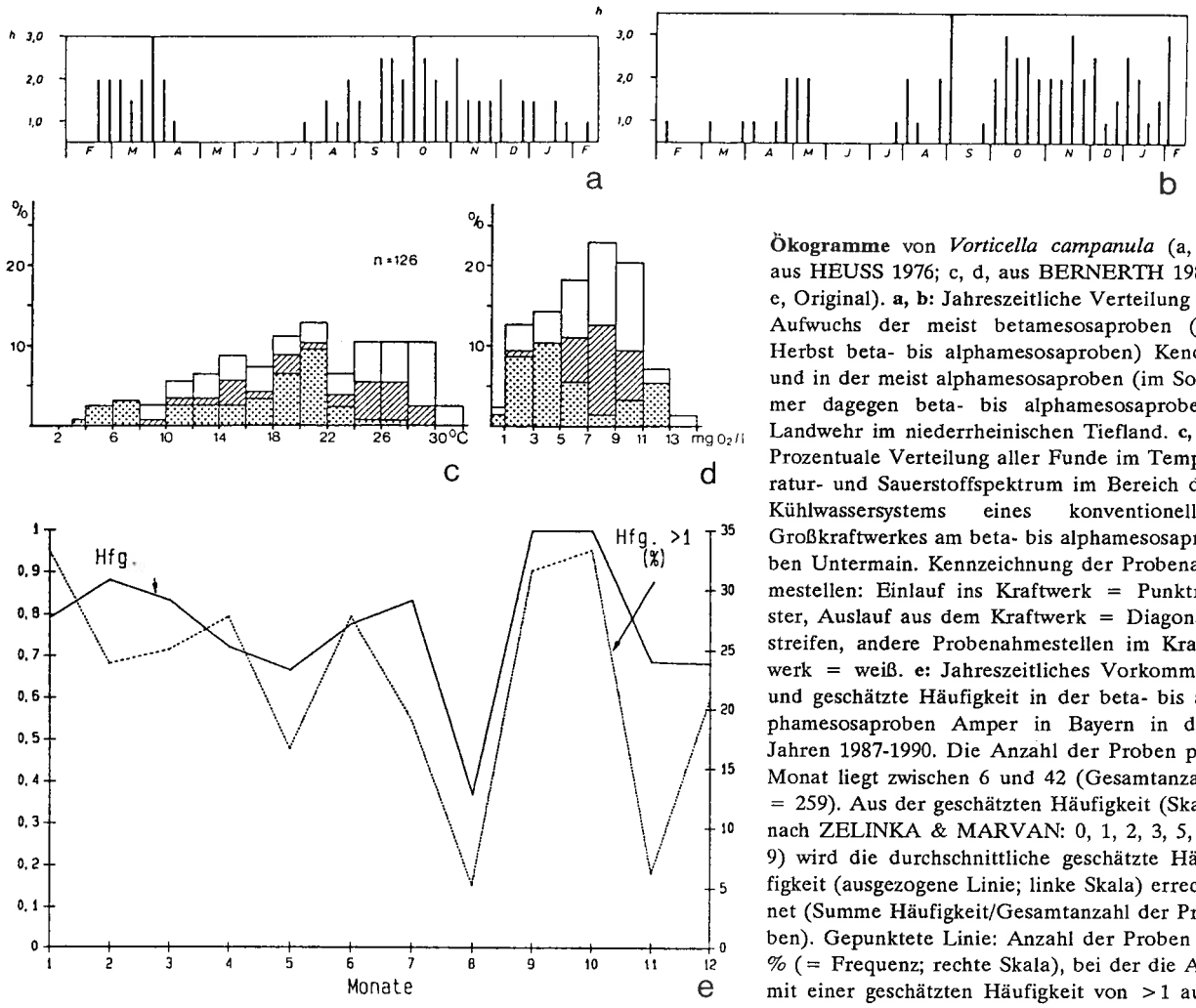
AVERAGE PERCENT SURVIVAL OF *Vorticella campanula* EXPOSED TO Zn^{2+} AND Cu^{2+}

	No. of tests	Average percent survival	Range, percent survival
Zn^{2+} (mg/liter)			
Control	5	99.4	97–100
1.0	5	93.0	76.3–100
1.35	6	87.4	66.7–100
1.8	7	61.5	22.0–100
2.4	5	22.8	11.4–32.9
3.2	4	16.6	13.5–17.9
5.6	3	4.2	0–12.5
10	2	0	
Cu^{2+} (mg/liter)			
Control	4	100	
1.0	7	79.7	56–100
1.8	8	65.9	30.2–100.
2.4	6	51.1	27.2–73.3
3.2	8	41.4	9.1–70.6
5.6	10	32.0	5.8–64.3
7.5	2	0	
10	2	0	

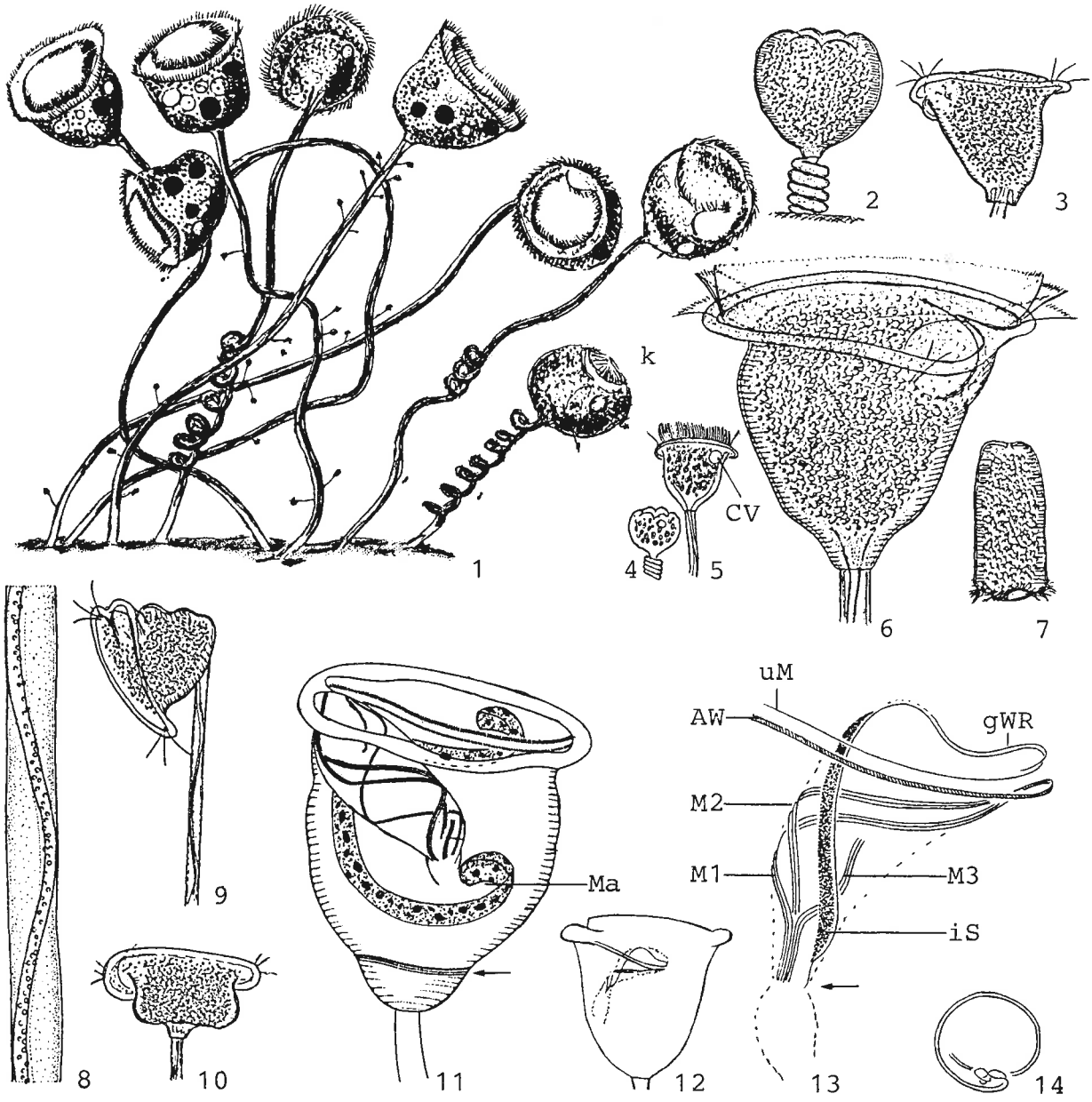
PERCENT SURVIVAL OF *Vorticella campanula* BASED ON TOTAL NUMBER OF INDIVIDUALS FROM TESTS WITH Zn^{2+} AND Cu^{2+}

	No. of tests	Total no. of individuals		Percent survival
		0 hours	3 hours	
Zn^{2+} (mg/liter)				
Control	5	414	560	100
1.0	5	450	479	100
1.35	6	293	257	87.7
1.8	7	969	562	58
2.4	5	357	91	25.5
3.2	4	577	96	16.6
5.6	3	288	19	6.6
10	2	180	0	0
Cu^{2+} (mg/liter)				
Control	4	316	393	100
1.0	7	237	118	79.3
1.8	8	791	401	50.7
2.4	6	715	295	41.3
3.2	8	475	151	31.8
5.6	10	693	108	15.6
7.5	2	428	0	0
10	2	118	0	0

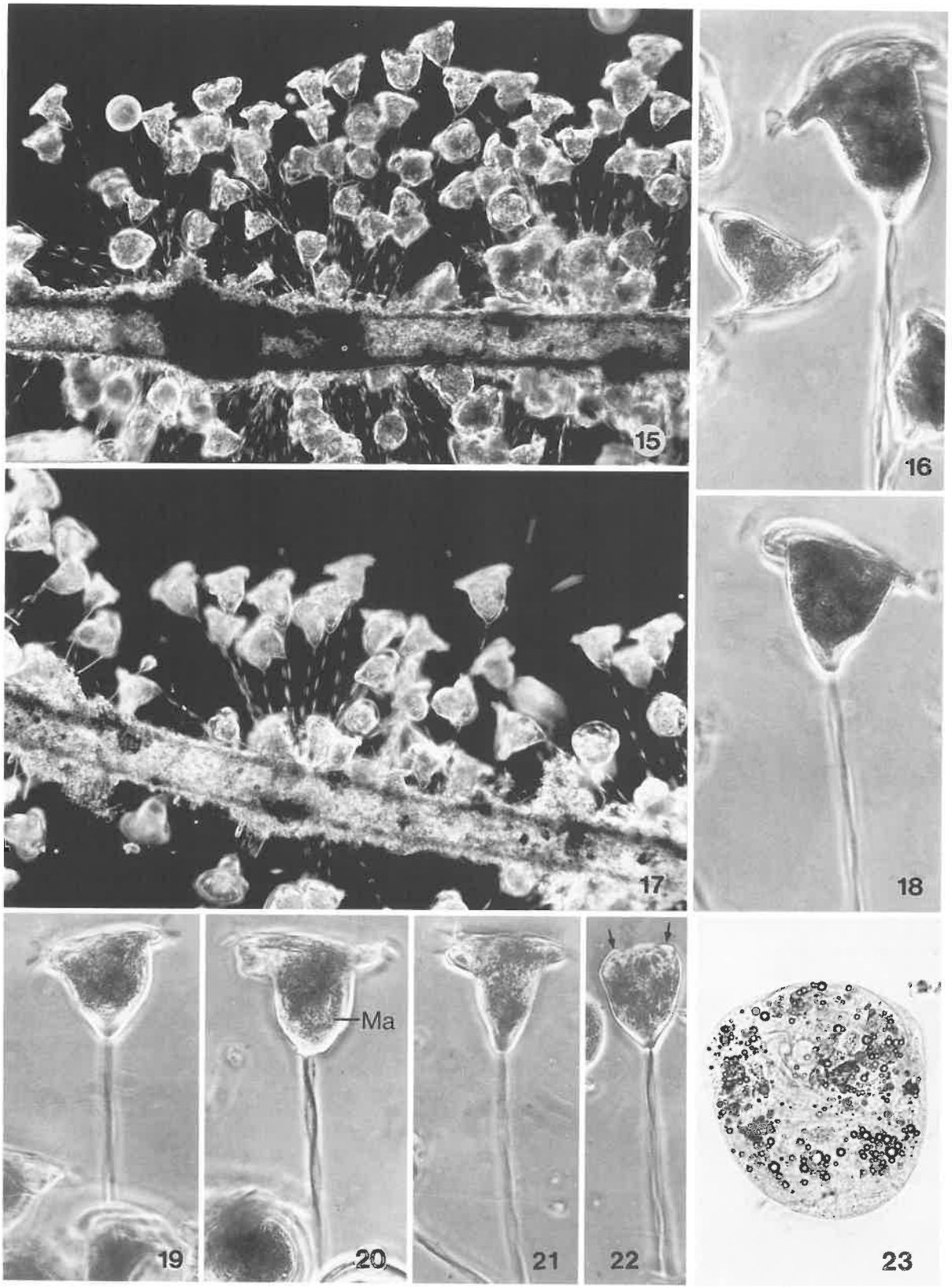
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Diese Verteilung stimmt mit den meisten faunistischen und ökologischen Daten nur mäßig gut überein. Bereits BUCK (1971) versieht die Art mit einem Indexschwerpunkt von 2.51, MORAVCOVA (1977) stuft sie nach Untersuchungen in tschechoslowakischen Gewässern mit b = 1, a = 9, SI = 2.8 ein. Wir fanden *V. campanula* regelmäßig in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern (→ Ökogramm e) und in vielen österreichischen Fließgewässern (→ Tabelle 1) in einem Gewässergütebereich von o-b bis b-a mit Tendenz zur Alphamesosaprobie. Gehäuftes Vorkommen beobachteten wir so wie SCHMERENBECK (1975) bei Saprobienindizes von 2.1-2.5. Wir stimmen mit LIEBMANN (1962) daher überein, daß *V. campanula* die abklingende Alphamesosaprobie und beginnende Betamesosaprobie, d. h. die Zone der fortschreitenden Mineralisierung charakterisiert. Wir schlagen folgende Einstufung vor: a-b; o = 1, b = 4, a = 5, I = 2, SI = 2.4. In stehenden Gewässern werden auch unter mehr betamesosaproben Verhältnissen manchmal starke Populationen beobachtet. SLADECKOVA (1968) bezeichnet *V. campanula* sogar als Indikator für schwache Eutrophie in Trinkwassertalsperren. Meidet vermutlich saure Gewässer, worauf das weitgehende Fehlen in sauren alpinen Kleingewässern und die autökologischen Daten hinweisen (→ Tabelle 1, FOISSNER et al. 1982). In Belebtschlammanlagen indiziert *V. campanula* günstige Verhältnisse und Ablaufwerte von 0-20 mg/l BSB_5 (CURDS & COCKBURN 1970b, ISTOMINA et al. 1974).



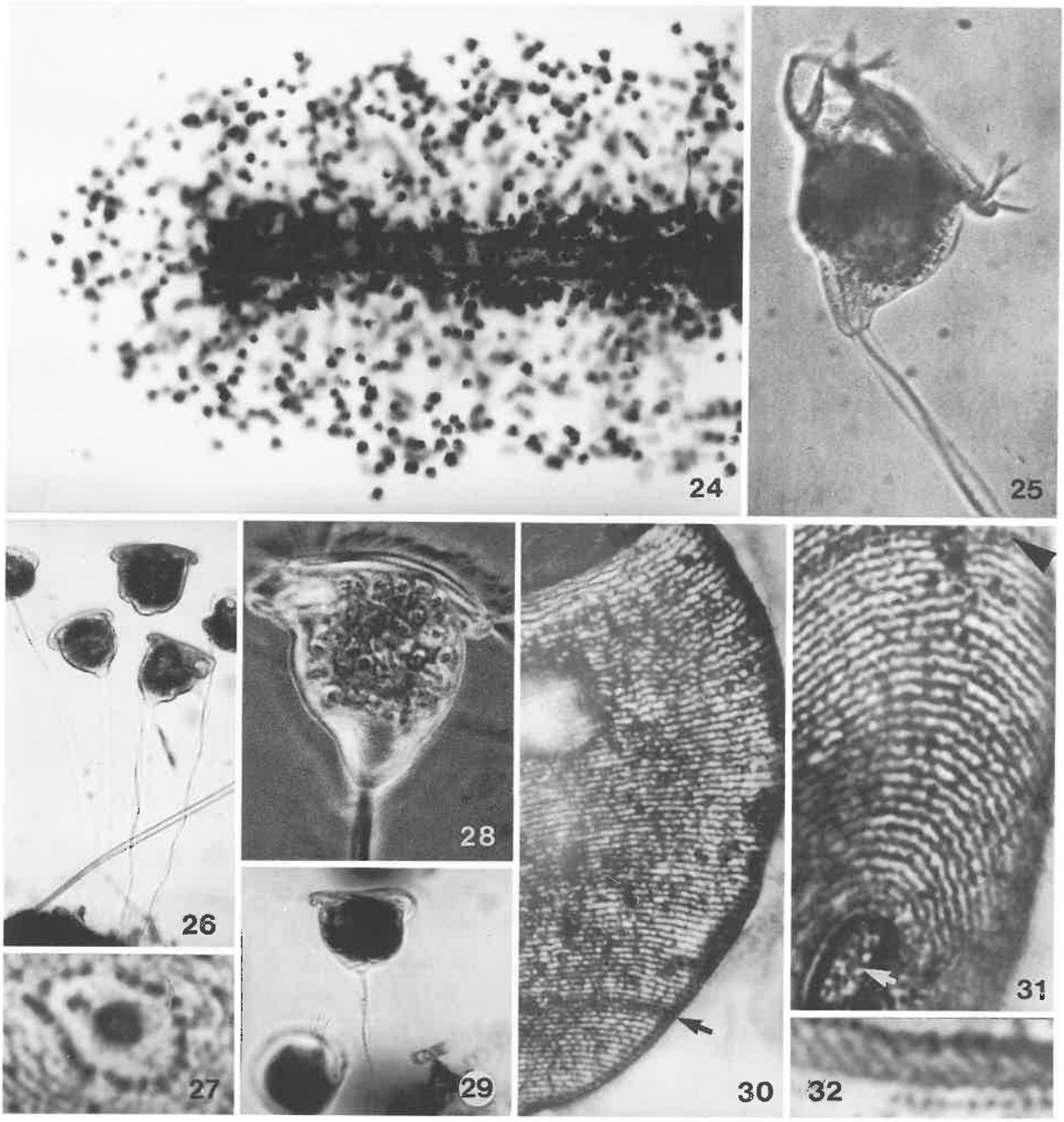
Ökogramme von *Vorticella campanula* (a, b, aus HEUSS 1976; c, d, aus BERNERTH 1982; e, Original). **a, b:** Jahreszeitliche Verteilung im Aufwuchs der meist betamesosaproben (im Herbst beta- bis alphamesosaproben) Kendel und in der meist alphamesosaproben (im Sommer dagegen beta- bis alphamesosaproben) Landwehr im niederrheinischen Tiefland. **c, d:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß. **e:** Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN: 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala) errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.



Vorticella campanula (1, aus EHRENBERG 1838; 2, 3, 6-10, aus NOLAND & FINLEY 1931; 4, 5, aus KAHL 1935; 11, aus PÄTSCH 1974; 12-14, aus LOM 1964. 1-10, in vivo; 11-14, Protargolimprägnation). **1:** Scheinkolonie mit gestreckten (angeblich bis 200 μm!) und kontrahierten (k) Zellen. **2, 4:** Kontrahierte Zellen. **3, 5, 6, 9, 10:** Gestreckte Exemplare, 50-80 μm. **7:** Schwärmer, 83 μm. **8:** Stiel mit dem gewundenen Stielmuskel, Breite etwa 7 μm. **11:** Kernapparat und Bewimperung. Der Pfeil weist auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes. **12, 14:** Lage der Mundbewimperung von der Seite und von vorne gesehen, schematisch. **13:** Bewimperung des Mundtrichters. Der Pfeil weist auf den Mund (Cytostom). AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, iS = imprägnierbare Struktur, k = kontrahierte Zelle, Ma = Makronucleus, M1-M3 = Membranelle 1-3, uM = undulierende Membran.



Vorticella campanula in vivo (15-23, Originale einer Population aus einem eutrophen Teich in Linz, Oberösterreich. 15-23, Dunkelfeld, Phasenkontrast, Hellfeld). **15, 17:** Massenvorkommen (Scheinkolonien) auf Fadenalgen. **16, 18-21:** Variabilität der Körperform. Beachte die stark lichtbrechenden, bis zu 5 μm großen Granula (Fetttröpfchen) im Plasma, wodurch die Zellen dunkel erscheinen und die Zellorganellen meist verdeckt werden. **22:** Kontrahierte Zelle mit den typischen Höckern (Pfeile). **23:** Zahlreiche stark lichtbrechende Granula verursachen die dunkle Färbung. Ma = Makronucleus.



Vorticella campanula (24-26, 29, Originale einer Population aus einem stark gedüngten Quell-Fischteich in Salzburg; 27, 28, 30-32, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974 und unveröffentlichte Aufnahmen derselben Population. 24-26, 29, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 27, 30-32, trockene Silbernitratimprägnation; 28, Lebendaufnahme im Phasenkontrast). **24:** Massenvorkommen (Scheinkolonie) auf *Nitella*. **25, 26, 28, 29:** Gestreckte Individuen mit zahlreichen stark lichtbrechenden Einschlüssen, die die typische dunkle Färbung dieser Art verursachen. **27:** Scopula (= Stielbildungs-Organell). **30:** Teilansicht des sehr engstreifigen Silberliniensystems mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil). **31:** Silberliniensystem zwischen aboralem Wimpernkranz (Pfeilspitze) und Hinterende (Scopula; Pfeil). **32:** Aboraler Wimpernkranz.

Vorticella marginata STILLER, 1931

1931 *Vorticella marginata* STILLER, Arb. ung. biol. ForschInst., 4: 178.
1935 *Vorticella marginata* STILLER, 1931 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 722 (Revision).
1948 *Vorticella marginata* STILLER 1931 - SRAMEK-HUSEK, Cas. národ. Mus., 117: 179 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus Fließgewässern der Tschechoslowakei).
1986 *Vorticella marginata* STILLER, 1931 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 31 (Revision).

Taxonomie

Vorticella marginata sensu STILLER (1940; = *V. marginata* f. *ploenensis* in STILLER 1971; Abb. 7) und sensu CHARDEZ (1986; Abb. 6) haben einen annähernd J-förmigen Makronucleus und keinen auffallend breiten Peristomkragen, weshalb sie wahrscheinlich mit → *V. campanula* identisch sind. Auch die Bestimmung von SZCZEPANOWSKI (1978) ist wegen der abweichenden Kernform nicht sicher (Abb. 3, 4). Die Formen von SRAMEK-HUSEK (1948, Abb. 2) und SHEN YUNFEN (1983, Abb. 5) passen hinsichtlich des Makronucleus gut auf die Originalbeschreibung, haben aber einen weniger auffallenden Peristomkragen. *Vorticella marginata* var. *minor* ist nur etwa 45-50 µm lang und wurde ohne Abbildung veröffentlicht (STILLER 1953a, 1971). Wir haben diese offensichtlich recht seltene Art vor allem deswegen nicht aus der Liste der Indikatororganismen gestrichen, um die sehr ähnliche, aber viel häufigere → *V. campanula* besser abgrenzen zu können. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich; Synonymie mit *V. campanula* ist möglich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 70-90 x 32-45 µm.

2) Zellen im gestreckten Zustand sombreroförmig, da Peristomkragen meist weit ausladend und krempenförmig nach hinten gebogen (Abb. 1, 10); so wie → *V. campanula* meist dicht gefüllt mit stark lichtbrechenden Einschlüssen, Zellen daher bei kleiner Vergrößerung dunkelgrau.

3) Kontrahierte Zellen fast kugelig, Vorderende wie bei → *V. campanula* mit deutlichen Höckern (Abb. 4).

4) Makronucleus hufeisenförmig quer in der vorderen Körperhälfte (Abb. 1, 2, 5).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens, vermutlich an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 5).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift (Abb. 1).

7) Peristomkragen etwa 100-110 µm im Durchmesser, krempenförmig und meist nach hinten gebogen, ragt sehr weit über den Körperrand (Abb. 1, 3, 9, 10). Peristomdiskus unauffällig.

8) Stiel kontraktil, 2-3mal körperlang (Abb. 1, 2, 5).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Sehr ähnlich → *V. campanula* (Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle) und *V. cratera* KENT (= *V. dudekemi* KAHL; marin, Makronucleus lang und mehrfach gebogen, Peristomkragen im gestreckten Zustand fein gewellt; Abb. 8). Der sehr weit vorragende Peristomkragen von *V. mar-*

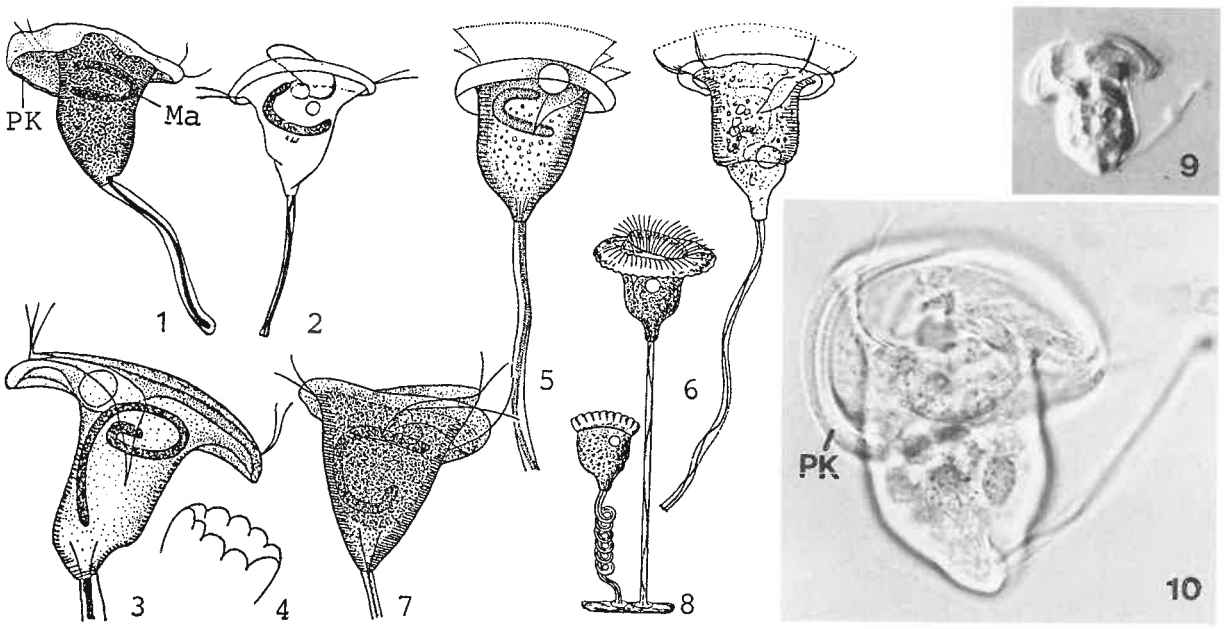
ginata kann nicht als ausreichendes Bestimmungsmerkmal gewertet werden, da der Kragen auch bei voll gestreckten Individuen von → *V. campanula* manchmal sehr ausladend ist (→ Abb. 16, 20-22 bei *V. campanula*). Da der für die Bestimmung entscheidende Makronucleus wegen der stark lichtbrechenden Einschlüsse meist schwierig zu erkennen ist, sollte man im Zweifelsfall mit Methylgrün-Pyronin färben. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 3 (Höcker), 4 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig in stehenden und fließenden Gewässern. Besiedelt überwiegend fädige Algen (*Cladophora*, *Enteromorpha intestinalis*) und Detritus, nach SZCZEPANOWSKI (1978) auch Wasserasseln. STILLER (1931) entdeckte *V. marginata* in einem eutrophen Teich in Ungarn, wo sie rasenartige Überzüge bildete. SRAMEK-HUSEK (1948) fand sie in tschechoslowakischen Flüssen und SHEN YUNFEN (1983; Abb. 5) in Gewässern des Tibetanischen Hochlandes. Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: lenitische Bereiche eines gering belasteten Baches in Ungarn (STILLER 1957); im Herbst bis 15 Ind./l im Plankton und auf künstlichem Substrat in der beta- bis alphamesosaproben Donau in Ungarn (BERECZKY 1977b, BERECZKY et al. 1983); Totarme der Donau in der Tschechoslowakei (MATIS 1961). Bisher nur in Eurasien nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 100 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 8, I = 4, SI = 1.8. Stimmt zufriedenstellend mit den insgesamt recht spärlichen Daten überein. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Vorticella marginata in vivo (1, 7, aus STILLER 1931, 1940; 2, aus SRAMEK-HUSEK 1948; 3, 4, aus SZCZEPANOWSKI 1978; 5, aus SHEN YUNFEN 1983; 6, aus CHARDEZ 1986; 9, 10, Originale, Interferenzkontrast und Hellfeld). **1-3, 5-7:** Gestreckte Zellen, 70-90 μm. **4:** Peristomkragen eines kontrahierten Exemplars. **9, 10:** Ein strudelndes Exemplar aus der beta- bis alphamesosaproben Amper. Ma = Makronucleus, PK = Peristomkragen.

Vorticella cratera in vivo (8, nach D'UDEKEM 1864 aus KENT 1882). **8:** Gestrecktes (130 μm) und kontrahiertes Individuum.

Vorticella fromenteli KAHL, 1935

1876 *Vorticella cucullus* FROMENTEL, Études Microzoaires, p. 237 (→ Nomenklatur).
1935 *Vorticella fromenteli* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 716 (Revision).
1963 *Vorticella fromenteli* KAHL 1935 - BIERNACKA, Polskie Archwm Hydrobiol., 11: 58 (durch Abbildung belegter Nachweis aus der Danziger Bucht).
1984 *Vorticella fromenteli* KAHL, 1935 - KUTIKOWA, Fauna of activated sludge, p. 165 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Belebtschlamm).
1985 *Vorticella fromenteli* (FROMENTEL 1874) KAHL 1935 - GUHL, Arch. Protistenk., 129: 213 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus dem Belebtschlamm).
1986 *Vorticella fromenteli* (FROMENTEL, 1874) KAHL, 1935 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 21 (Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

Vorticella fromenteli wurde von KAHL (1935) als neuer Name für *V. cucullus* FROMENTEL eingeführt, da dieser durch *V. cucullus* MÜLLER präokkupiert war. STAMM (1979) erwähnt und zeichnet den charakteristischen schiefen Wulst nicht, seine Bestimmung ist daher zweifelhaft. Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 70-90 x 35-50 μm.
2) Zellen im gestreckten Zustand schlank glockenförmig, nahe dem Hinterende mit einem auffallenden schrägen Wulst (Abb. 1, 4, 7, 8, Pfeile), der aber auch nur schwach ausgebildet sein kann (Abb. 3, 5, 6; → Abbildungslegende).
3) Form der kontrahierten Zooide unbekannt.
4) Makronucleus hufeisenförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 4-7).
5) Kontraktile Vakuole unterhalb des Peristomkragens, nach einigen Autoren an der ventralen (Abb. 6, 7), nach anderen an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 4, 5, 8).
6) Pellicula fein quer gestreift.
7) Peristomkragen leicht wulstartig, immer etwas breiter als die breiteste Körperstelle. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am konvexen, nur leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, bevor sie in den ungefähr 1/3körperlangen Mundtrichter zieht (Abb. 1, 6, 7).
8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 3-4 μm breit, 100-200 μm lang (Abb. 1, 6, 8).
9) Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

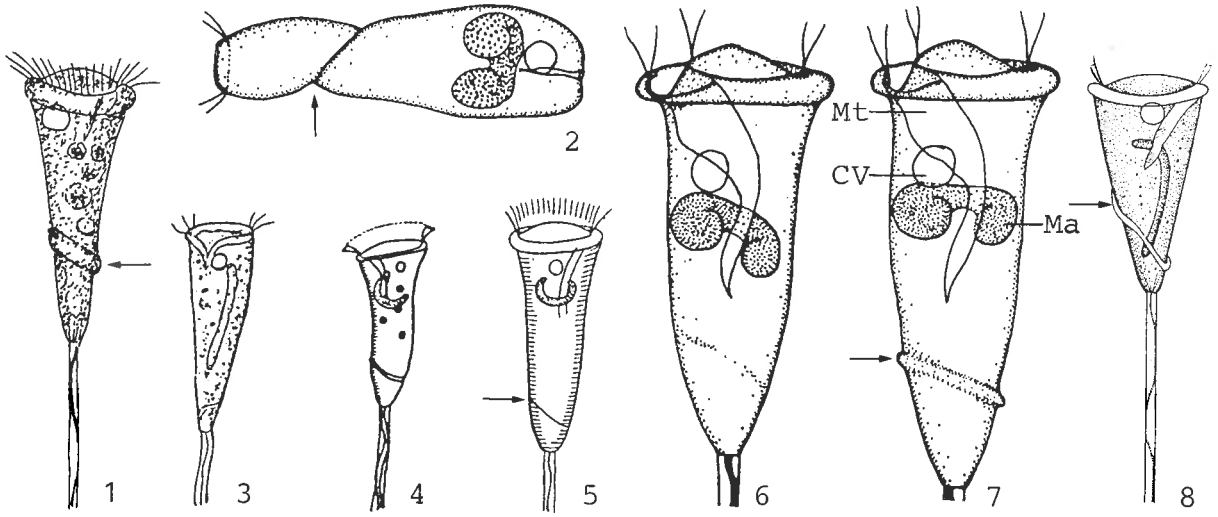
Wegen des schiefen Wulstes (vielleicht die Anlage des aboralen Wimpernkranzes) nahe dem Hinterende leicht zu erkennen. Für die Identifikation ist daher besonders das Merkmal 2 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig in mäßig stark bis stark verschmutzten Gewässern; wir kennen diese Art nicht. FROMENTEL (1876) macht keine Angaben zum Fundort. BIERNACKA (1963) fand sie im Bereich der Danziger Bucht (Polen) bei 0.53 % Salzgehalt und stuft sie als euryhaline Süßwasserform ein. STILLER (1931) meldet "*V. cucculus* FROM." mit geringer Abundanz aus einem eutrophen Teich in Ungarn. Mehrere z. T. durch Abbildungen belegte Nachweise aus dem Belebtschlamm (GUHL 1985a, KUTIKOWA 1984, SARTORY 1976) und aus Tropfkörpern (CURDS & COCKBURN 1970a). LLOYD (1973) fand sie in Langsamsandfiltern. Bisher nur in Eurasien sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 35 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 2, a = 8, I = 4, SI = 2.8. Stimmt gut mit den faunistischen Daten, besonders den Nachweisen aus Klärwerken überein. Indiziert in Belebtschlammanlagen überwiegend gute Ablaufqualität (BSB_5 = 0-20 mg/l; CURDS & COCKBURN 1970b). Bedarf weiterer Untersuchungen.



Vorticella fromenteli in vivo (1, nach FROMENTEL 1876; 2, 6, 7, aus GUHL 1985a; 3, aus BIERNACKA 1963; 4, aus SARTORY 1976; 5, aus KUTIKOWA 1984; 8, aus GONG XUNJU 1990). **1-8:** Gestreckte Zellen (70-90 μm) und Schwärmer. Die Pfeile weisen auf den eigenartigen schrägen Wulst nahe dem Hinterende. Nach GUHL (1985a) bildet er sich dadurch, daß der Schwärmer hinten tordiert ist (Abb. 2, Pfeil). Während der sessilen Periode bildet sich der Wulst langsam zurück; vermutlich deshalb wird er von einigen Autoren weniger deutlich gezeichnet (Abb. 3, 6). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

Vorticella mayeri FAURÉ-FREMIET, 1920

1920 *Vorticella mayeri* FAURE-FREMIET, Bull. Soc. zool. Fr., 45: 103.
1924 *Vorticella mayeri* FAURE-FREMIET - FAURE-FREMIET, Bull. biol. Fr. Belg., 6: 150 (ausführliche Beschreibung).
1933 *Vorticella mayeri* FAURE-FREMIET 1902 - WANG CHIACHI & NIE DASHU, Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, 10: 65 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus China).
1935 *Vorticella mayeri* FAURE-FR., 1920 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 717 (Revision).
1948 *Vorticella mayeri* FAURE-FREMIET 1920 - SRAMEK-HUSEK, Cas. národ. Mus., 117: 181 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Gewässern der Tschechoslowakei).
1986 *Vorticella mayeri* FAURE-FREMIET, 1920 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 31 (Revision).

Taxonomie

JANKOWSKI (1980, 1985) hat für diese Art und für → *V. natans* die Gattung *Pelagovorticella* errichtet, die von den Spezialisten jedoch nicht anerkannt wird (FOISSNER 1988, WARREN 1986). Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 30-55 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand annähernd birnenförmig, Hinterende immer nach dorsal gekrümmt (Abb. 2, 4-7).

3) Kontrahierte Zellen fast kugelig (Abb. 1, 3).

4) Makronucleus hufeisenförmig quer in Körpermitte (Abb. 2, 4).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 4, 6, 7).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 2, 4, 6).

7) Peristomkragen leicht wulstartig, immer schmäler als die breiteste Körperstelle, wenig auffallend. Peristomdiskus eben oder leicht konvex, deutlich schräg herausgehoben. Mundtrichter mäßig groß (Abb. 2, 4-7).

8) Stiel kontraktil, im gestreckten Zustand etwa 120-150 μm lang, hinten spitz zusammenlaufend (Abb. 1-7).

9) Solitär, planktisch, schwimmt mit Hilfe der adoralen Wimpernspirale, wobei der Stiel nach vorne gerichtet ist und peitschenartig schlägt.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich der ebenfalls planktischen → *V. natans* (Zellen 70-100 μm lang; fein quer gestreift; Peristomkragen oft krempenförmig, überragt immer die breiteste Körperstelle; Stiel 600-700 μm lang, legt sich bei der Kontraktion in enge Windungen; Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle). Andere → *Vorticella*-Arten sitzen, wenn sie im Plankton vorkommen, normalerweise auf planktischen Trägern oder auf dem Abioseston und kontrahieren den Stiel in einer engen Schrau-

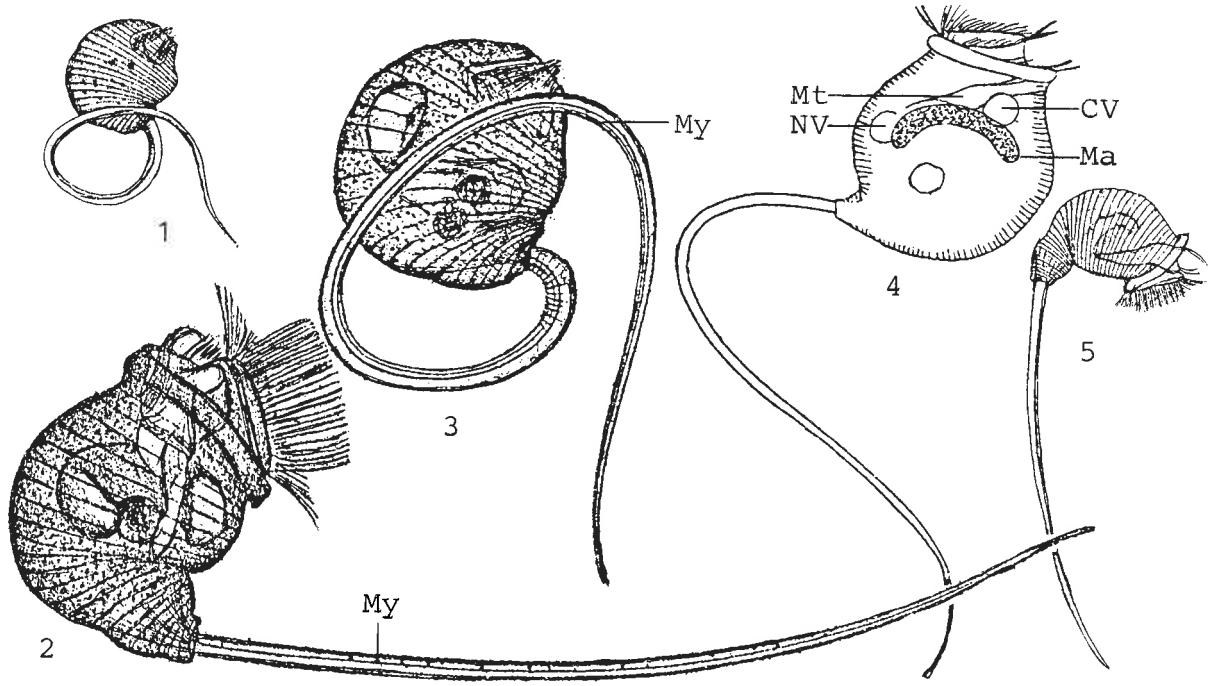
benlinie. Die planktischen Arten → *Carchesium pectinatum* und → *Epistylis procumbens* bilden stets auffallende Kolonien. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 7, 8, 9 wichtig.

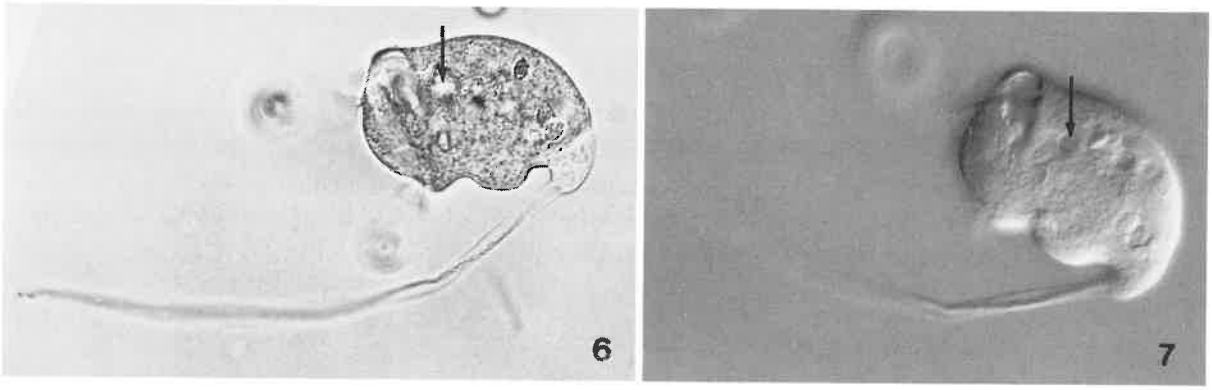
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Euplanktisch; verbreitet in stehenden Gewässern und großen Flüssen. FAURE-FREMIET (1920) entdeckte sie mit ziemlich hoher Abundanz in einer Viehtränke in Frankreich. WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933) fanden *V. mayeri* im Dezember ebenfalls sehr zahlreich in einem Becken zusammen mit → *Hastatella radians* und *Astylozoon pyriforme* (Abb. 6 bei → *A. fallax*). SRAMEK-HUSEK (1948) beobachtete sie in einem oligo- bis betamesosaproben Teich in der Tschechoslowakei. Wir fanden sie vereinzelt in der Amper (Bayern), dem Ausrinn des Ammersees (Abb. 6, 7). Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise, die wegen der leichten Bestimmbarkeit aber vertrauenswürdig sind: im Potamoplankton der Donau und deren Altarme in Ungarn (NOSEK & BERECZKY 1981); im Hamburger Hafen (TENT 1981); 8 Ind./l in einem eutrophen See in Israel (MADONI 1990); im Jänner 19 und 32 Ind./cm^2 bei Benthosprobenahmen in 70 m bzw. 30 m Tiefe aus einem See in Italien (MADONI 1989); meso- und eutrophe Seen in der UdSSR (KORNIYENKO 1972); 11 Ind./l in einer durch Abwässer der Papierindustrie verunreinigten Bucht des angeblich oligotrophen Onegasees, UdSSR (MAZHEIKAITE 1969). Bisher nur in Eurasien und Nordamerika (NOLAND & FINLEY 1931) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 50 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Von MORAVCOVA (1977) nach Untersuchungen von tschechoslowakischen Gewässern dagegen bei gleicher Verteilung der Valenzen mit einem Saprobienindex von 2.4 versehen. Die strikte Beschränkung auf den betamesosaproben Bereich bedarf der Überprüfung. Angebracht erschienen geringe oligo- und alphamesosaprobe Anteile.





Vorticella mayeri in vivo (1, 5, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; 2, 3, aus FAURE-FREMIET 1924; 4, aus SRAMEK-HUSEK 1948; 6, 7, Originale einer Population aus der Amper in Bayern, Hellfeld und Interferenzkontrast). **1, 3:** Kontrahierte Zellen mit peitschenartigem Stiel, 22 μm (?), 40 μm. **2, 4-7:** Gestreckte Zellen, 30-50 μm. Die Pfeile in den Abb. 6, 7 markieren die kontraktile Vakuole. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myonem (= kontraktile Faser) des Stiels, NV = Nahrungsvakuole.

Vorticella natans FAURÉ-FREMIET, 1924

1924 *Vorticella convallaria* var. *natans* FAURE-FREMIET, Bull. biol. Fr. Belg., 6: 149.
1933 *Vorticella convallaria* var. *natans* F.-FREM. - GAJEWSKAJA, Zoologica, 32: 159 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Baikalsee).
1935 *Vorticella natans* FAURE-FR., 1924 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 717 (Revision).
1948 *Vorticella natans* FAURE-FREMIET 1924 - SRAMEK-HUSEK, Cas. národ. Mus., 117: 181 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Fließgewässern der Tschechoslowakei).
1960 *Vorticella natans* - GASSOVSKY, Zool. Zh., 39: 1423 (durch Abbildung belegter Nachweis aus der UdSSR).
1986 *Vorticella natans* FAURE-FREMIET, 1924 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 50: 34 (Revision).
1991 *Vorticella natans* FAURE-FREMIET, 1924 - PACKROFF & WILBERT, Arch. Protistenk., 140: 130 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus den Eifelmaaren, Deutschland).

Taxonomie

JANKOWSKI (1985, p. 96) stellt die Art zu *Pelagovorticella*, was von den Spezialisten jedoch nicht anerkannt wird (FOISSNER 1988, WARREN 1986). Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand etwa 70-100 x 50 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand glockenförmig. Hinterende (und daher auch der Stiel) stets nach vorne, d. h. in Schwimmrichtung gebogen (Abb. 1, 2, 6-12, 14).

3) Kontrahierte Zellen eiförmig (Abb. 4, 16).

4) Makronucleus annähernd J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 2, 6, 11, 18, 19).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 11, 14, 16).

6) Pellicula fein quer gestreift. Silberliniensystem streifenförmig (Abb. 3, 9).

7) Peristomkragen ragt deutlich, oft sogar krempenförmig über den Körperrand. Peristomdiskus annähernd eben und etwas schräg herausgehoben (Abb. 1, 2, 7, 9, 11, 13, 15).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, immer in Schwimmrichtung gebogen, etwa 600-700 μm lang, hinten verschmälert, trägt nicht zum Schwimmen bei (Abb. 1, 4, 5, 7-12, 14, 16, 19).

9) Solitär, planktisch, schwimmt mit dem Stiel voran (Abb. 11, 12, 15, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich der ebenfalls planktischen → *V. mayeri* (Zellen 30-55 μm lang; deutlich quer gestreift; Peristomkragen schmäler als die breiteste Körperstelle; Stiel 120-150 μm lang, wird nicht in enge Windungen gelegt sondern beteiligt sich mit peitschenartigen Schlägen am Schwimmen; Makronucleus hufeisenförmig quer in Körpermitte). Andere *Vorticella*-Arten sitzen, wenn sie im Plankton vorkommen, normalerweise auf planktischen Trägern oder auf dem Abioseston. Die planktischen Arten →

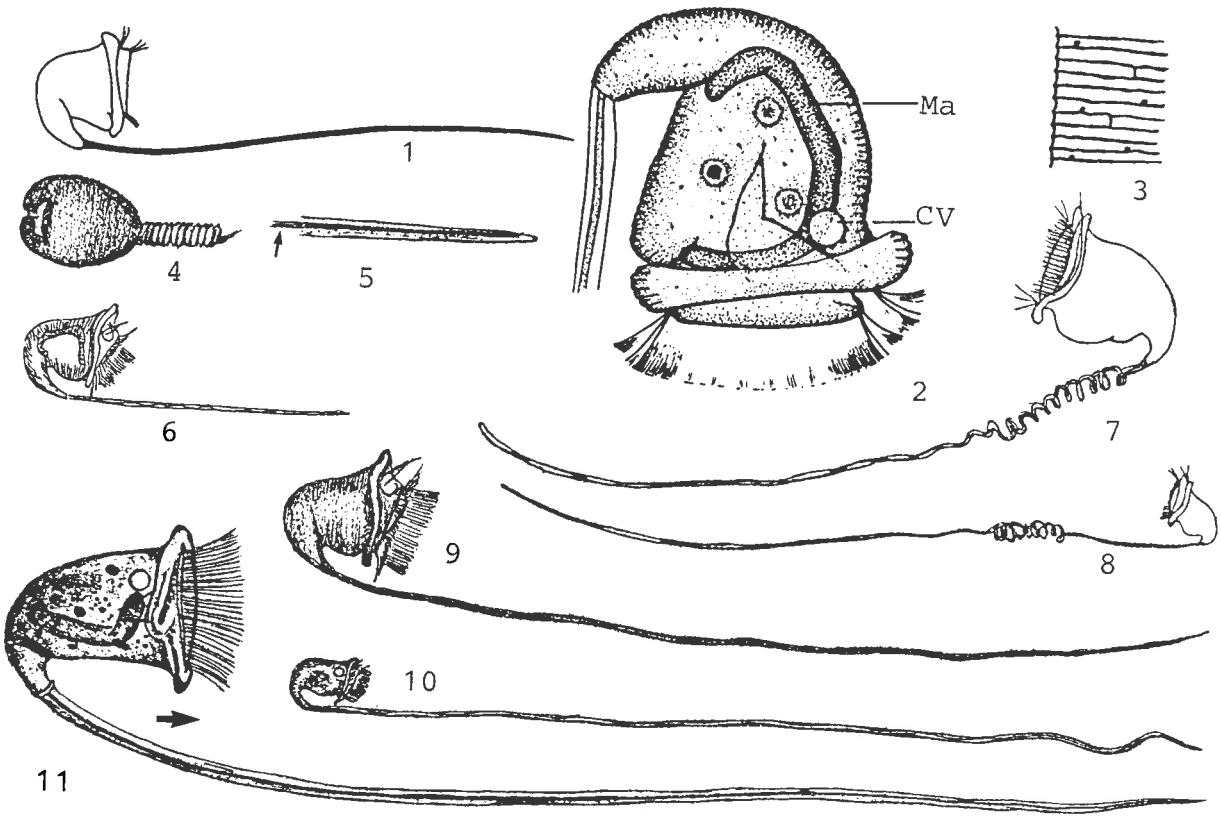
Carchesium pectinatum und → *Epistylis procumbens* bilden stets auffallende Kolonien. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 7, 8, 9 wichtig.

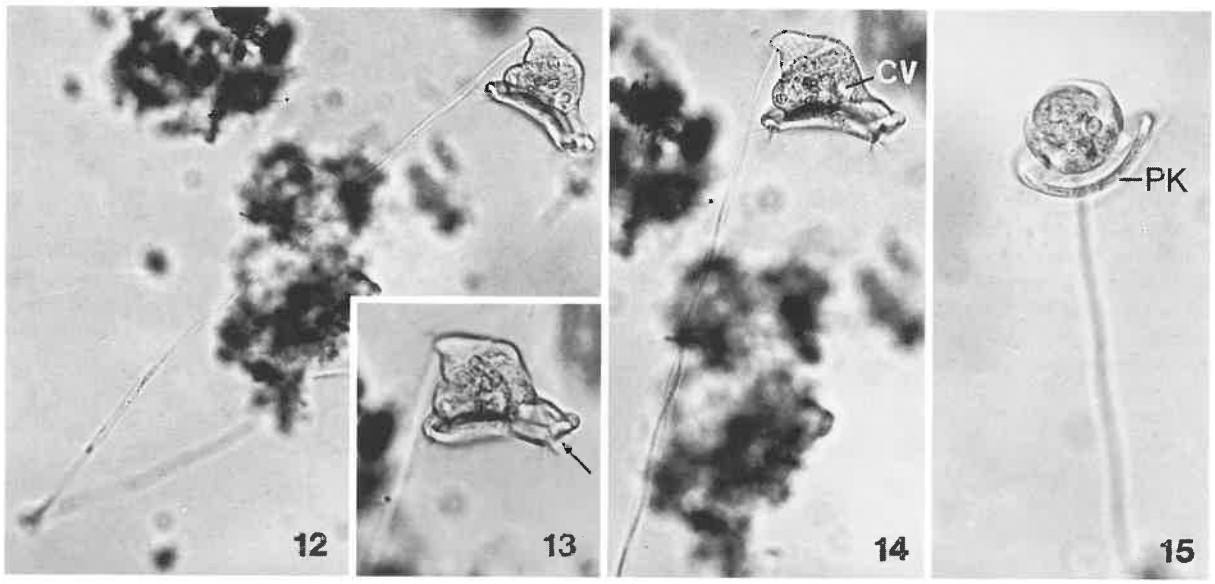
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Euplanktisch; weit verbreitet, aber selten zahlreich in Teichen, Seen, Speicherseen und Flüssen, besonders in Seeausrinnen (z. B. in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern, Abb. 12-15). KAHL (1935) fand *V. natans* zeitweise häufig bei Hamburg im Plankton der Alster und ihrer Nebenteiche; RIEDEL-LORJE (1981) beobachtete sie im Elbe-Aestuar. GAJEWSKAJA (1933) fand sie mit geringer Abundanz in seichten Buchten des Baikalsees; SRAMEK-HUSEK (1948) in einem betamesosaproben Fluß in der Tschechoslowakei. PACKROFF & WILBERT (1991) beobachteten sie im Frühjahrsplankton meso- und eu- bis polytropher Seen in Deutschland. Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise, die wegen der leichten Bestimmbarkeit aber vertrauenswürdig sind: beta- bis alphamesosaprober und alphamesosaprober Bereich eines Flusses in Polen (HUL 1987a); im April in der schwach eutrophen Saidenbach-Talsperre (BEUSCHOLD 1961); selten im mesotrophen Großen Heiligen Meer (EHLERS 1965); Genfer See (NAEF & MARTIN 1985); ungedüngter Fischteich in Polen (GRABACKA 1971); betamesosapobes Wasserreservoir in der UdSSR (MAMAEVA 1976); eutropher See in den USA (SANDERS et al. 1989). Bisher nur in Eurasien und Nordamerika nachgewiesen.

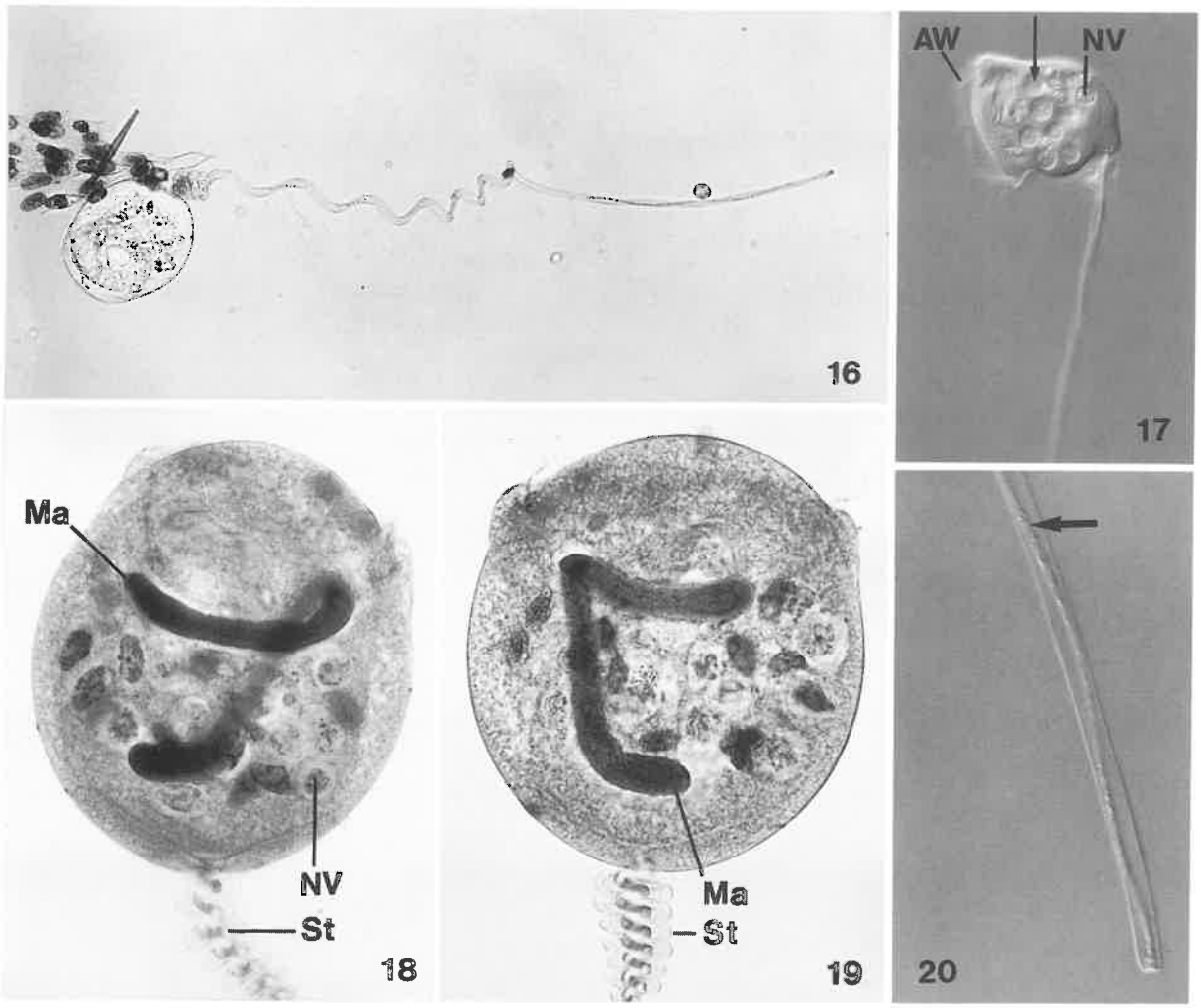
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Algen. Ingestionsrate 171-1078 Bakterien/Ind.h, Filterleistung 42-187 nl/Ind.h (SANDERS et al. 1989). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 90 mg. SLADECEK & SLADECKOVA (1962) fanden 2 Ind./10 ml in einem Staugewässer in der Tschechoslowakei bei folgenden Verhältnissen (n = 1): 8 °C, pH 6.9, 11.6 mg/l O_2 (97 % Sättigung), 5.9 mg/l BSB_5, 3.5 mg/l CO_2 (frei), 2.1/0.6 °dH (Gesamthärte/Karbonathärte), 25 mg/l SO_4^{3-}, 7.8 mg/l Cl^-, 1.7 mg/l NO_3^--N, Ammonium in Spuren.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 3, b = 7, I = 4, SI = 1.7. Paßt gut auf die meisten ökologischen und faunistischen Daten. Von MORAVCOVA (1977) nach Untersuchungen von tschechoslowakischen Gewässern dagegen mit b = 7, a = 3 und SI = 2.4 bewertet. Wir behalten vorerst die von SLADECEK et al. (1981) vorgenommene, vielleicht etwas zu enge Einstufung bei. Bedarf weiterer Untersuchungen.





Vorticella natans (1-3, aus PACKROFF & WILBERT 1991; 4, 5, 9, aus FAURE-FREMIET 1924; 6, nach FAURE-FREMIET 1924 aus KAHL 1935; 7, 8, aus SRAMEK-HUSEK 1948; 10, aus GASSOVSKY 1960; 11, aus GAJEWSKAJA 1933; 12-15, Originale einer Population aus der Amper in Bayern. 1, 2, 4-11, in vivo; 3, trockene Silbernitratimprägnation; 12-15, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **1, 2, 6-11:** Gestreckte Zellen (70-100 μm) mit nicht und teilweise kontrahierten (Abb. 7, 8) Stielen. KAHL (Abb. 6) hat den Stiel nicht in voller Länge abgebildet. Der Pfeil in Abb. 11 markiert die Schwimmrichtung. **3:** Streifenförmiges Silberliniensystem. **4:** Kontrahierte Zelle mit kontrahiertem Stiel (nicht vollständig gezeichnet). **5:** Zugespitztes Hinterende des Stiels und Stielmuskel (Pfeil). **12-15:** Gestreckte Zelle seitlich (Abb. 12-14) und ventral (Abb. 15). Der Pfeil in Abb. 13 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, PK = Peristomkragen.



Vorticella natans (16-20, Originale einer Population aus dem Ibmer See in Oberösterreich. 16, Lebendaufnahme im Hellfeld; 17, 20, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast; 18, 19, Methylgrün-Pyronin Färbung). **16:** Sich kontrahierendes Exemplar. Das hintere Drittel des Stiels ist akontraktil. **17:** Frei bewegliches, strudelndes Individuum. Die Zelle sitzt im rechten Winkel am Stiel und ist dicht mit Nahrungsvakuolen gefüllt, die kleine Planktonalgen enthalten (vgl. Abb. 18, 19). Der Pfeil weist auf die kontraktile Vakuole. **18, 19:** Der Makronucleus ist J-förmig. **20:** Hinterende des Stiels stark vergrößert. Der Pfeil weist auf den nur leicht spiralisierten und granulierten Stielmuskel. AW = adorale Wimpernspirale, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, St = Stiel.

Pseudovorticella chlamydophora (PENARD, 1922) JANKOWSKI, 1976

1922 *Vorticella chlamydophora* PENARD, Études Infusoires, p. 259.
1935 *Vorticella chlamydophora* PENARD, 1922 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 731 (Revision).
1948 *Vorticella chlamydophora* PENARD 1922 - SRAMEK-HUSEK, Cas. národ. Mus., 117: 181 (durch Abbildung belegter Nachweis aus der Tschechoslowakei).
1976 *Pseudovorticella chlamydophora* (PENARD) - JANKOWSKI, II All-Union Conference of Protozoologists, p. 169 (kombinierender Autor).
1989 *Pseudovorticella chlamydophora* (PENARD, 1922) - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 132 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die Taxonomie von *P. chlamydophora* und *P. vestita* ist noch nicht vollständig geklärt. *Vorticella vestita* STOKES, 1883 hat nach den sehr bestimmten Angaben von STOKES (1885a, 1888), ALBRECHT (1984) und SCHÖDEL (1987) eine hüllenartige Pellicula und 2 kontraktile Vakuolen (Abb. 18a). Wir betrachten einstweilen alle Formen mit hüllenartiger Pellicula aber nur 1 kontraktilen Vakuole als *P. chlamydophora*. Daher ist die *P. vestita* von NUSCH (1970, Abb. 17) und SONG WEIBO & WILBERT (1989, Abb. 11-15, 18) mit nur 1 Vakuole vermutlich *P. chlamydophora* und die von WARREN (1986) vorgenommene Synonymisierung nicht gerechtfertigt. Woher WARREN die Abbildung "after STOKES 1883" hat (→ Abb. 16), ist unklar, da STOKES seine Art weder 1883 noch 1888 abbildete. *Vorticella vestita* sensu CAREY & WARREN (1983) ist ebenfalls eine fragliche Determination, da die Zellen eine fein gestreifte Pellicula haben und sich die angeblichen Reste der durch die Präparation zerstörten "Hülle" auch auf dem Diskus finden, der nach den lichtmikroskopischen Befunden aber keine Pellicula-Bläschen hat (Abb. 1, 7, 18, 25). Falls sich die eher geringen Unterschiede in der Anzahl der Silberlinien zwischen den von SONG WEIBO & WILBERT (1989) untersuchten Populationen, die nur 1 kontraktile Vakuole haben, als konstant erweisen, müßte man für ihre *P. vestita* eine neue Art errichten (→ Merkmal 6). Als maßgebliche Wiederbeschreibung von *P. chlamydophora* betrachten wir die von SONG WEIBO & WILBERT (1989) so bezeichnete Form, da sie sehr gut auf die Originalbeschreibung paßt. *Vorticella vestita* STOKES wurde sicher oft mit *P. chlamydophora* verwechselt (→ unten), weshalb wir sie vorerst aus der Liste der Indikatororganismen streichen.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand etwa 40-80 x 35-65 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand schmal bis breit glockenförmig, oft gelblich (Abb. 1, 4, 19, 22).

3) Kontrahierte Zellen eiförmig oder kugelig (Abb. 2, 20).

4) Makronucleus annähernd C-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 1, 4, 7, 25, 27).

5) E i n e kontraktile Vakuole nahe der Mediane an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 4, 7, 22, 25).

6) Pellicula vom Bläschen-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), bildet einen sehr charakteristischen, bis 7 μm hohen hyalinen Saum, der in Draufsicht ziemlich unregelmäßig gefeldert ist (Abb. 1-7, 19-27). Silberliniensystem gitterförmig, 17-20 ($\bar{x}$ = 18.2, n = 6) Querlinien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 14-17 ($\bar{x}$ = 15.8) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut erkennbar; Abb. 6, 26). *Pseudovorticella vestita* sensu SONG WEI-

BO & WILBERT hat 15-19 ($\bar{x}$ = 17.6, n = 12) Linien vor und 8-10 ($\bar{x}$ = 9.3) hinter dem Wimpernkranz (→ Taxonomie; Abb. 15, 18).

7) Peristomkragen 50-90 μm im Durchmesser, wenig bis deutlich breiter als die breiteste Körperstelle. Peristomdiskus fast eben, kaum schräg herausgehoben, ohne Bläschen. Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 1, 4, 7, 22).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, 6-9 μm breit (Abb. 8, 19-21).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet Scheinkolonien.

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der auffallenden Pellicula nur mit *P. vestita* (2 kontraktile Vakuolen, Abb. 18a) zu verwechseln. Eine ähnliche Pellicula besitzt noch *Zoothamnium stilleri* NENNINGER, die Kolonien bildet. Bei den anderen *Pseudovorticella*-Arten (→ *P. monilata*) bilden die Pellicula-Bläschen keinen deutlichen Saum. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6 wichtig.

Ökologie

Von *P. chlamydophora* gibt es nur sehr wenige ökologische Daten und Nachweise. Die folgende Zusammenstellung enthält auch jene Angaben, die *P. vestita* betreffen, da die meisten Faunisten und Ökologen wohl nach KAHL (1935) bestimmten, der diese Arten leider nicht eindeutig trennte. Wir kennen nur *P. chlamydophora*, die wohl häufiger ist (→ Taxonomie).

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig in stehenden und fließenden Gewässern. Besiedelt verschiedene Substrate wie eingehängte Objektträger, Fadenalgen, submerse Makrophyten und Molluskenschalen. PENARD (1922) macht keine Angaben zum Fundort. SRAMEK-HUSEK (1948) beobachtete *P. chlamydophora* in einer Schiffahrtsrinne in der Tschechoslowakei. HAMMANN (1952) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) fanden sie mäßig häufig im Frühling im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn; dort war auch ihre *P. vestita* sehr abundant, außer im Sommer. Wir fanden *P. chlamydophora* vereinzelt und nur gelegentlich in beta- bis alphamesosaproben und alphamesosaproben Fließgewässern Bayerns (Abb. 19-27). KAHL (1935) beobachtete *V. vestita* nicht selten auf *Utricularia*. Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise von *P. chlamydophora* und *P. vestita*: betamesosaprober Bach im niederrheinischen Tiefland (HEUSS 1976); auf *Cladophora glomerata* in einem gering belasteten Bach beim Plattensee (STILLER 1953b, 1957); selten im eutrophen Heiligen Meer (MÜCKE 1979); selten kleine Scheinkolonien mit 4-5 Individuen auf Detritus in einem eutrophen Klarwasserteich bei Szeged (STILLER 1942a); See in China (SHEN YUNFEN 1980). Meldungen aus Belebtschlammanlagen und dem Elbe-Aestuar ebenfalls nicht durch Abbildungen belegt (ISTOMINA et al. 1974, RIEDEL-LORJE 1981). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen.

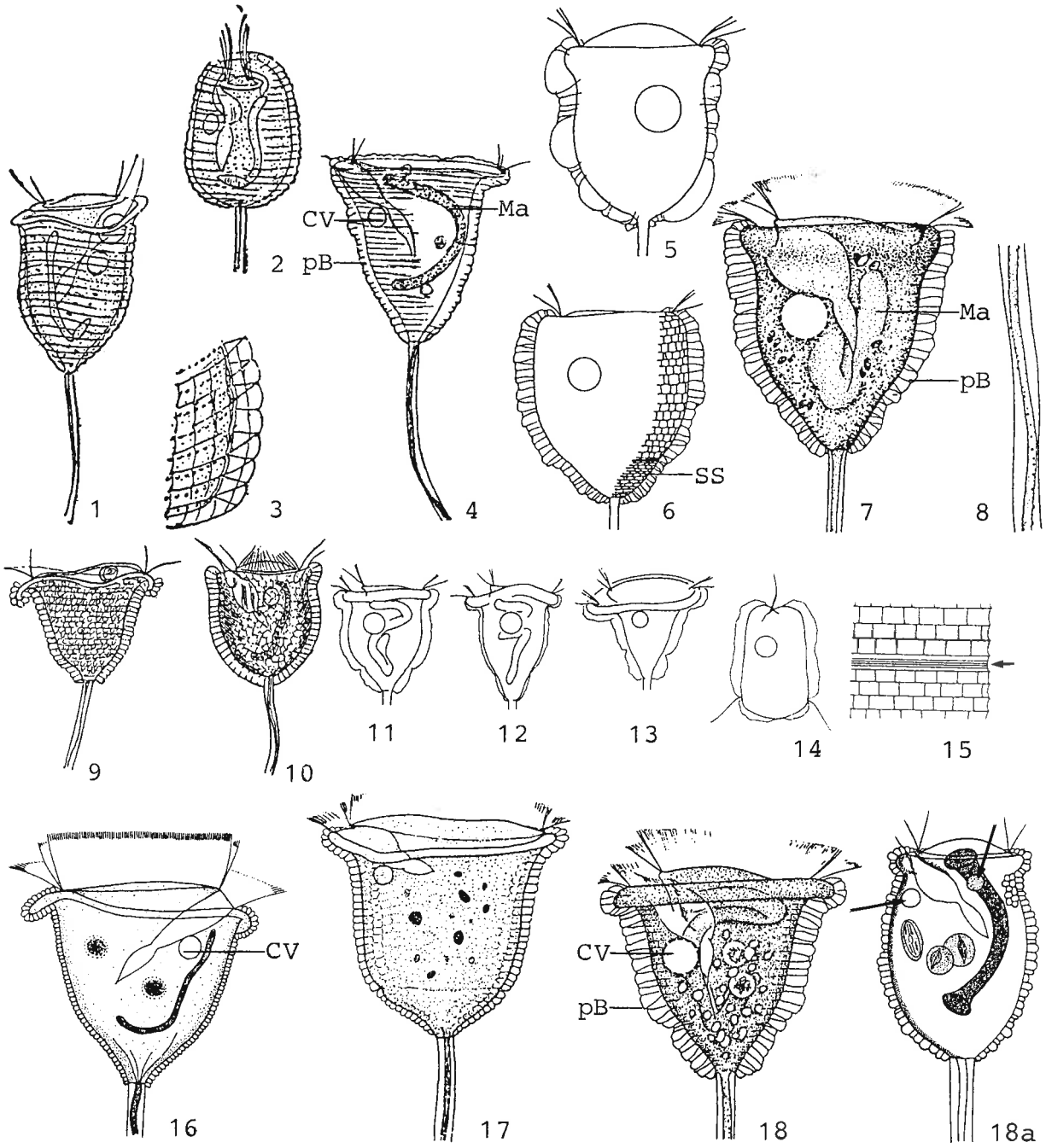
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Algen (HAMMANN 1952; eigene Beobachtung, Abb. 23). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 50 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Pseudovorticella chlamydophora*** (in den Originalarbeiten als *V. vestita* bezeichnet; → Taxonomie und Einleitung zur Ökologie). Die Daten von NUSCH (1970) basieren auf mehreren Analysen von einem Stauweiher, jene von BERNERTH (1982) auf 15 Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain und jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 23 Analysen von solebelasteten Fließgewässern in Deutschland.

Faktor	NUSCH	BERNERTH	MIHAILOWITSCH
Saprobität	a	b-a	-
°C	5-15	14-28	3.6-20.5
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	620-680	629-11620
pH	7.2-7.6	7.2-8.0	7.2-7.9
O_2 (mg/l)	8-13	3.2-9.4	2.7-9.3
DOC (mg/l)	-	7.2-10.1	-
CO_2 (frei; mg/l)	0-8	-	11-39
NH_4^+-N (mg/l)	0.08-1.5	-	0.09-4.3
NO_3^--N (mg/l)	-	-	0.3-7.2
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0.03-0.1
Cl^- (mg/l)	-	-	38-8934
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	1-6[1]	0.02-0.1[2]	-

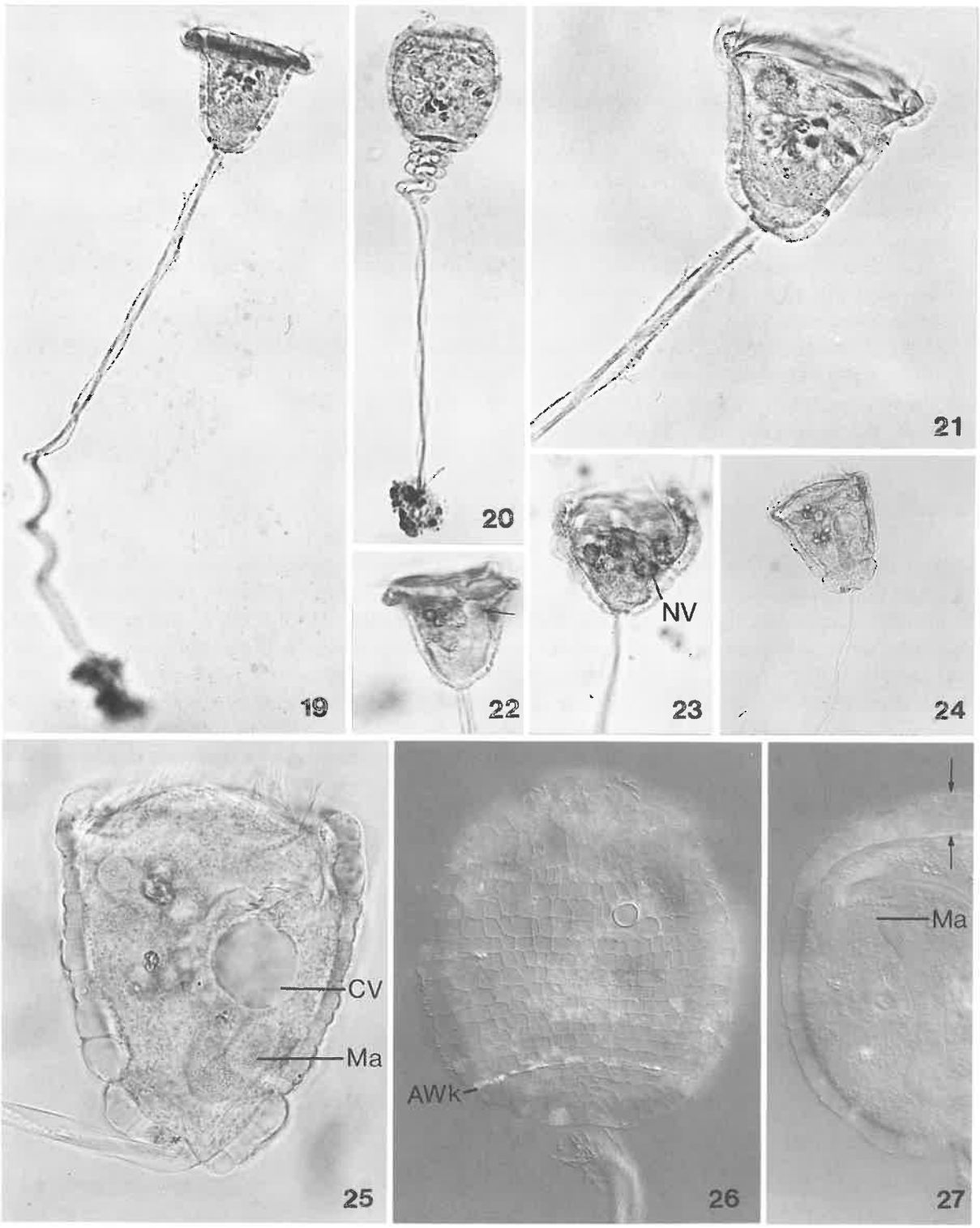
[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2 (für *P. chlamydophora*) bzw. a; b = 2, a = 8, I = 4, SI = 2.8 (für *V. vestita*). Die Einstufung von *V. vestita* basiert vermutlich überwiegend auf den Angaben von NUSCH (1970), der sie im Spätherbst häufig in einem alphamesosaproben Stauweiher und vereinzelt in einem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken fand; seine Form hat aber nur 1 kontraktile Vakuole und war daher sehr wahrscheinlich *P. chlamydophora* (→ Taxonomie; Abb. 17). Die anderen Nachweise von *P. chlamydophora* und *P. vestita* stammen überwiegend aus beta- und beta- bis alphamesosaproben und eutrophen Gewässern. Wir verteilen daher die Valenzen wie folgt: b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Pseudovorticella chlamydophora (1-3, aus PENARD 1922; 4, aus SRAMEK-HUSEK 1948; 5-8, 11-15, 18, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 9, 10, aus KAHL 1935; 16, nach STOKES 1883 aus WARREN 1986, → Taxonomie; 17, aus NUSCH 1970. 1-14, 16-18, in vivo; 15, trockene Silbernitratimprägnation). Die Abb. 9-18 sind in den Originalarbeiten als *Vorticella* bzw. *Pseudovorticella vestita* bezeichnet. **1, 4, 7, 9-13, 16-18:** Gestreckte Zellen, 40-80 μm. **2:** Kontrahiertes Individuum. **3:** Quaderförmige Pellicula-Bläschen, die einen auffallenden hyalinen Saum bilden (vgl. Abb. 25, 27). **5:** Zelle mit besonders großen Bläschen. **6:** Individuum mit etwas eingezogenem Peristomkragen. Rechts ist das gitterförmige Silberliniensystem nach trockenen Silbernitratpräparaten eingezeichnet. **8:** Stiel mit Stielmuskel. **14:** Schwärmer. **15:** Teil des gitterförmigen Silberliniensystems im Bereich der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, pB = quaderförmige Pellicula-Bläschen, SS = Silberliniensystem.

Pseudovorticella vestita (18a, aus SCHÖDEL 1987). **18a:** Gestreckte Zelle in vivo, 60-65 μm. Die Pfeile weisen auf die beiden kontraktilen Vakuolen.



Pseudovorticella chlamydophora in vivo (19-27, Originale einer Population aus einem alphamesosaproben Bereich der Vils in Bayern. 19-25, Hellfeld; 26, 27, Interferenzkontrast). **19, 21, 22:** Gestreckte Zellen. Die den Körper hüllenartig umgebende Pellicula ist bereits bei relativ schwacher Vergrößerung (X100-400) sehr auffallend. Der Pfeil in Abb. 22 weist auf die kontraktile Vakuole. **20:** Gleiches Individuum wie in Abb. 19, aber stark kontrahiert. **23-25:** Leicht kontrahierte Exemplare. In Abb. 25 erkennt man besonders gut die sehr unterschiedliche Größe der Pellicula-Bläschen. **26:** Draufsicht; die Felderung der Pellicula ist sehr deutlich erkennbar. **27:** Optischer Schnitt durch die Zellmitte. Beachte den sehr deutlichen Saum (Pfeile). AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole.

Pseudovorticella monilata (TATEM, 1870) FOISSNER & SCHIFFMANN, 1974

1870 *Vorticella convallaria*, var. *monilata* TATEM, Mon. microsc. J., 3: 194.
1876 *Vorticella margaritata* FROMENTEL, Études Microzoaires, p. 235 (neues Synonym).
1906 *Vorticella monilata* TATEM - SCHRÖDER, Arch. Protistenk., 7: 395 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Färbungen).
1931 *Vorticella monilata* (TATEM 1870) - NOLAND & FINLEY, Trans. Am. microsc. Soc., 50: 111 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Vorticella monilata* TATEM, 1870 und *Vorticella margaritata* FROMENTEL, 1874 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 730 (Revision; Abb. 8, 9 bzw. 26).
1974 *Pseudovorticella monilata* (TATEM, 1870) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 498 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem; Errichtung der Gattung *Pseudovorticella*; kombinierende Autoren).
1987 *Pseudovorticella monilata* (TATEM, 1870) FOISSNER & SCHIFFMANN, 1974 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 52: 4 (Revision).

T a x o n o m i e

Typusart der Gattung. *Vorticella lockwoodii* STOKES ist ein jüngeres Synonym, das in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommt (FOISSNER 1979a, WARREN 1987; Abb. 22, 23). Wir synonymisieren mit *P. monilata* auch die recht oberflächlich dargestellte *V. margaritata* FROMENTEL, die sich nur durch die unregelmäßigere Anordnung der pelliculären Bläschen von *P. monilata* unterscheidet (Abb. 24). SCHRÖDER (1906b) und andere zeigten, daß die Bläschen sehr variabel sind (Abb. 5, 14; sh. auch Abb. 38 und manche Individuen in Abb. 29, 32, die wegen der unregelmäßigen Bläschen als *V. lockwoodii* bzw. als *V. margaritata* bezeichnet werden könnten). WARREN (1987) hält beide Arten aufrecht, kann aber *Pseudovorticella margaritata* nur durch die Körperform (Zelle in der Mitte etwas eingezogen und hinten gerundet) von *P. monilata* unterscheiden, ein unserer Meinung nach ungenügendes Merkmal. Bei *V. margaritata* sensu NUSCH (1970) liegt eine einzige kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 25). Sollte sich so eine Art bestätigen, dann könnte man sie als *P. margaritata* bezeichnen. Die Ultrastruktur von *P. monilata* wurde von KAWAMURA (1973) untersucht. Die Granula in den Pellicula-Bläschen sind stark osmiophil.

D i f f e r e n t i a l d i a g n o s e

1) Zellen im gestreckten Zustand 40-80 x 35-60 μm, meist um 60 x 45 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand glockenförmig (Abb. 1, 3-6, 8, 11, 14, 29-33, 35, 36, 38).

3) Kontrahierte Zellen annähernd kugelig (Abb. 7, 9, 34).

4) Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle, Hinterende nur wenig nach vorne reichend (Abb. 3, 4, 11, 14).

5) Zwei kontraktile Vakuolen deutlich unterhalb des Peristomkragens, eine am Eingang, die andere am Ende des Mundtrichters (Abb. 2, 4, 5, 11, 17).

6) Pellicula vom Bläschen-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), d. h. mit vielen, meist in deutlichen Querreihen angeordneten und in vivo gut sichtbaren Pusteln; Zellen daher bereits bei kleiner Vergrößerung mit auffallend unregelmäßigem (warzigem) Rand (Abb. 29). Größe und Anordnung und daher Sichtbarkeit der Bläschen sehr variabel; enthalten oft ein stark lichtbrechendes Granulum (Abb. 1, 4, 5, 8, 14, 16, 18, 29-36, 38). Silberliniensystem gitterförmig, 15-23 ($\bar{x}$ = 19.5,

n = 56, 5 Populationen) Querlinien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 9-18 ($\bar{x}$ = 14) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 13, 37, 39).

7) Peristomkragen 40-70 μm im Durchmesser, ragt wenig bis sehr weit über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am bläschenfreien, leicht gewölbten und schräg herausgehobenen Peristomdiskus 1 1/4, im ungefähr 1/3körperlangen Mundtrichter etwa 1 1/3 Umgänge. Mundbewimperung vorticellid (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 4, 11, 14, 15, 30-32).

8) Stiel kontrahiert in enger Schraubenlinie, etwa 5-7 μm breit und bis 400 μm lang (Abb. 7, 10, 31).

9) Solitär auf verschiedenen Substraten, bildet Scheinkolonien (Abb. 1, 29).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ebenfalls 2 kontraktile Vakuolen haben *P. sphagni* FOISSNER (Hinterende des Makronucleus reicht auffallend weit nach vorne, 25-30 Silberlinien vor und 8-10 hinter dem Wimpernkranz, Pellicula-Bläschen weniger auffallend, Abb. 28), *P. nana* SONG WEIBO & WILBERT (nur 17-25 μm lang, Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer liegend), *P. vestita* (STOKES) (Pellicula-Bläschen bilden so wie bei → *P. chlamydophora* einen auffallenden hyalinen Saum → Abb. 18a bei *P. chlamydophora*) und → *Vorticella picta* (Pellicula fein quer gestreift, Silberliniensystem nicht gitterförmig). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig weit verbreitet in stehenden (Seen, Staugewässer, Tümpel, Fischteiche etc.) und fließenden Gewässern. Abundanzmaxima im Sommer und Herbst (BICK & KUNZE 1971, HAMMANN 1952, NUSCH 1970). Besiedelt verschiedene Substrate wie eingehängte Objektträger, Fadenalgen, submerse Makrophyten (*Lemna*, *Utricularia*), Kleinkrebse und Seston (KEISER 1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur). GAJEWSKAJA (1933, mit Abbildung) und EGGERT (1968) fanden *P. monilata* auf *Anabaena* im Plankton des Baikalsees. SCHRÖDER (1906b) untersuchte eine Population von Wasserpflanzen und faulenden Blättern aus einem Tümpel bei Heidelberg. FOISSNER (1979a, 1980a) beobachtete *P. monilata* vereinzelt in einem oligosaproben Moortümpel in den Hohen Tauern in Österreich. HAMMANN (1952) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) fanden sie sehr häufig im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. Wir fanden sie im gering belasteten Glasenbach bei Salzburg (Abb. 29-34) und in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern (Abb. 38).

Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: Abfluß einer Therme (25 °C) zwischen Algen und Schlamm (STROUHAL 1934); vereinzelt bis mehrfach im Spätsommer und Herbst in einem betamesosaproben Bach im niederrheinischen Tiefland (HEUSS 1976); vereinzelt in einem beta- bis alphamesosaproben Bach nahe Bonn (JUTRCZENKI 1982); bei geringer Strömung (0-0.3 m/s) im beta- bis alphamesosaproben Rhein (SCHMITZ 1985); durchschnittlich 50 Ind./cm^2 im salzbelasteten, mesosaproben Weser-Flußsystem (ALBRECHT 1984); Litoral des oligotrophen Stechlinsees (SCHÖNBORN 1985); im September in kleinen Gruppen (4-5 Individuen) in der Uferzone in leicht verschmutztem Wasser des eutrophen Großen Plöner Sees (SOMMER 1951); meso- und eutrophe Seen und Weiher nahe Münster (MÜCKE 1979); auf Plankton in einem nährstoffreichen Waldsee in Ostholstein (RECK 1987); im Plankton eines Nebenarms der Donau in Ungarn (NOSEK & BERECZKY 1981); eutropher Tümpel in Japan (HATANO & WATANABE 1981); häufig in Schmelzwassertümpeln (5 °C, pH 6.2-6.6) in Alaska (SULLIVAN 1957). Mehrere Nachweise aus Brackwasserbiotopen, u. a. dem Hamburger Hafen und dem Königshafen bei List/Sylt (KÜSTERS 1974, LEVANDER 1901, TENT 1981). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika (CLAPS & MODENUTTI 1984) sicher nachgewiesen; Verbreitung also wahrscheinlich kosmopolitisch.

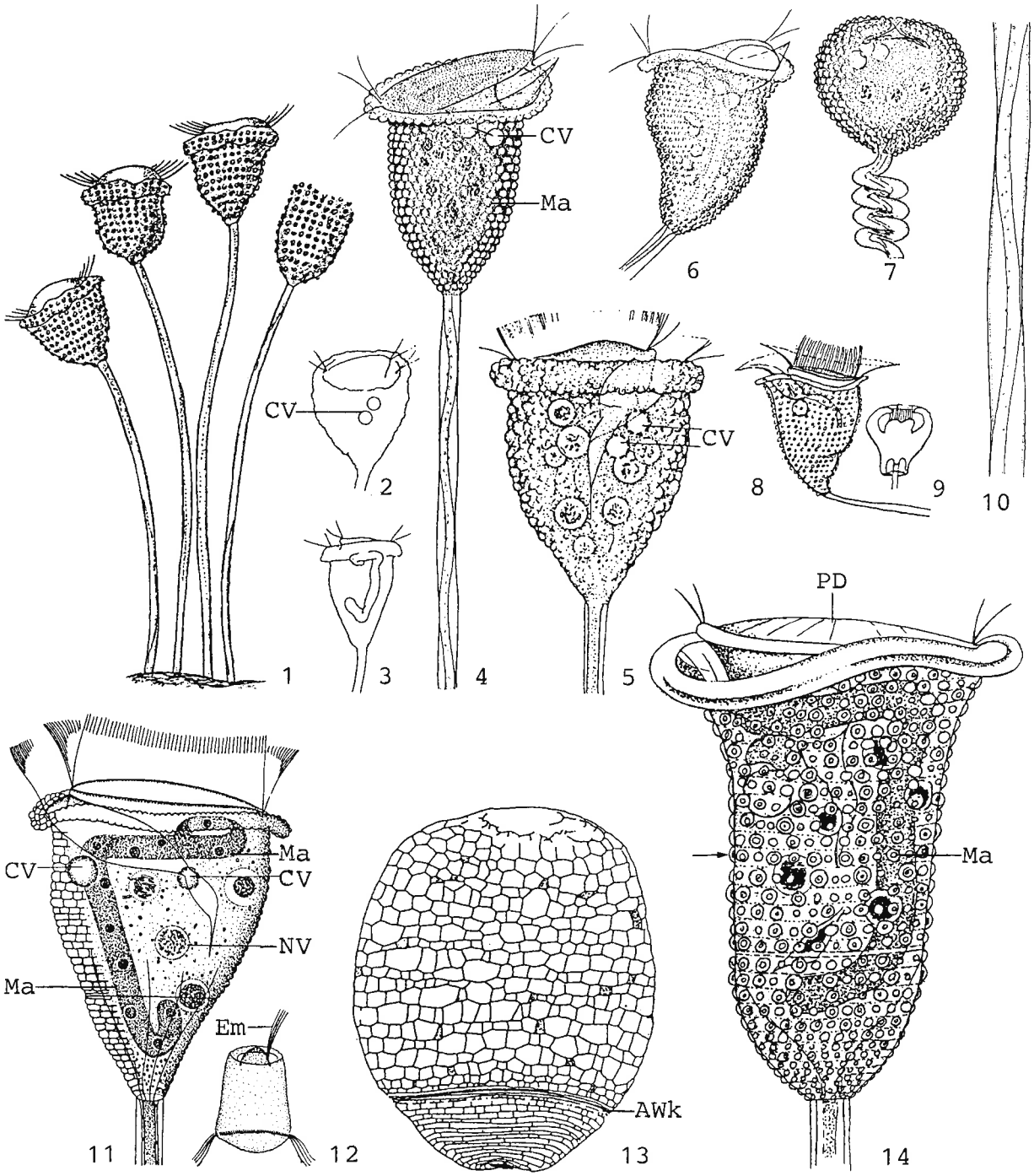
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien (FOISSNER 1980a). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 70 mg. MICHIELS (1974) hat sie offensichtlich falsch berechnet (772 mg/10^6 Ind.). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Pseudovorticella monilata***. Die Daten von NUSCH (1970; einschließlich des Synonyms *V. margaritata*) beruhen auf mehreren Analysen von Staugewässern, jene von BERNERTH (1982) auf 20 Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain, jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 9 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern in Deutschland und jene von DETCHEVA (1978) auf 1 Analyse aus einem bulgarischen Fluß.

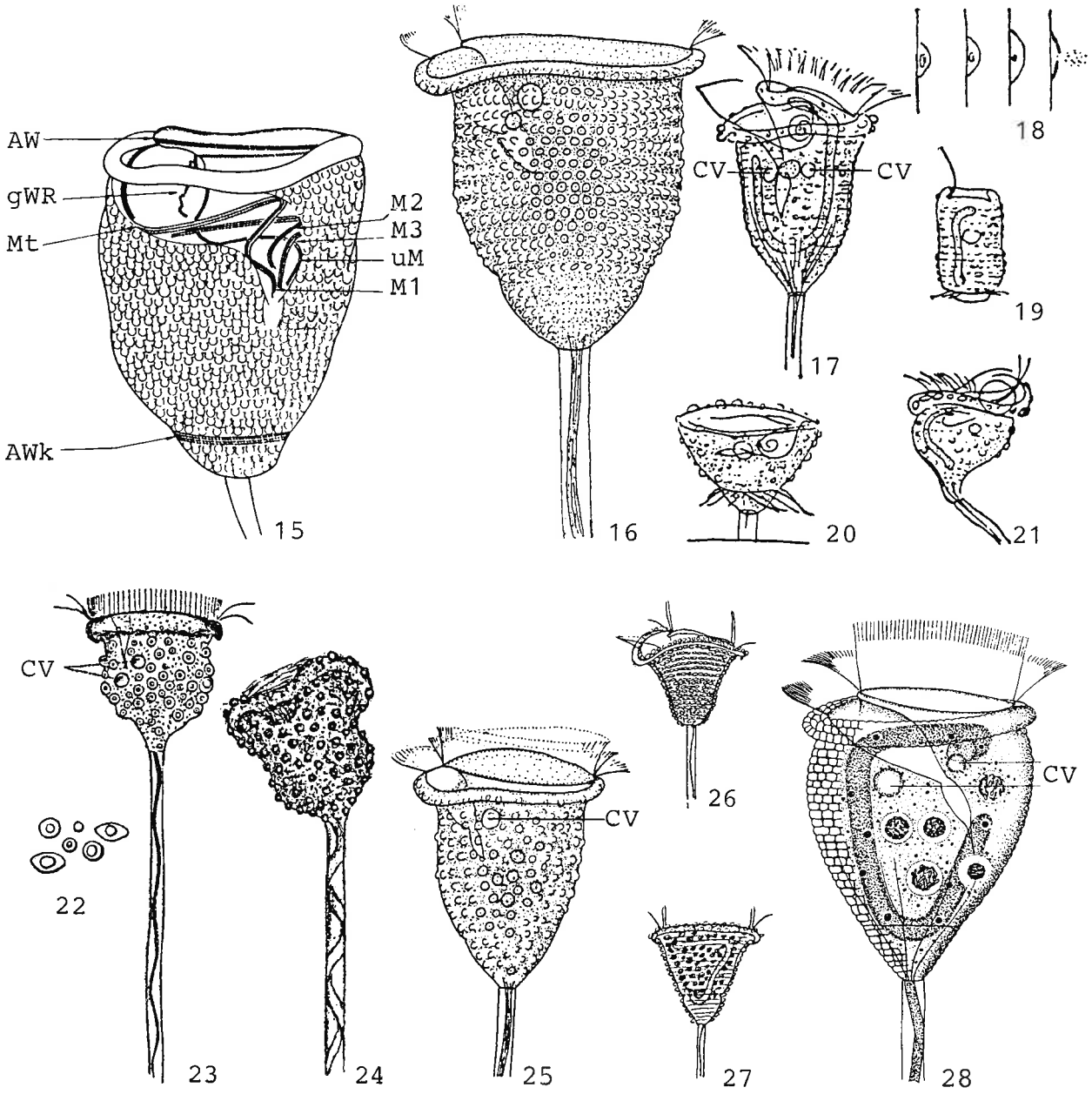
Faktor	NUSCH	BERNERTH	MIHAILOWITSCH	DETCHEVA
Saprobität	o-b, a	b-a	-	a
°C	5-22	10-26	3.6-20.5	15
Leitfähigkeit (μS/cm)	250-300	590-630	631-832	-
pH	7.1-7.8	7.2-7.5	7.5-7.9	7.4
DOC (mg/l)	-	8.5-11	-	-
O_2 (mg/l)	7-11	6.7-10	6.9-8.8	5.0
BSB_5 (mg/l)	-	-	-	8.3
CO_2 (frei; mg/l)	0-8	-	11-20	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.08-1.9	-	0.09-0.74	0.7
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0.04-0.1	0
NO_3^--N (mg/l)	-	-	2.5-5.8	0.3
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	1-9[1]	0.04-0.11[2]	-	-

[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9 (für *P. monilata*) bzw. b; o = 3, b = 7, I = 4, SI = 1.7 (für *P. margaritata*). Die Verteilung der Valenzen von *P. monilata* und *P. margaritata* basiert vermutlich weitgehend auf den Angaben von NUSCH (1970), der sie im Sommer und Herbst recht zahlreich in einem alphamesosaproben bzw. oligo- bis betamesosaproben Staugewässer fand (→ Tabelle). Von KAHL (1935) wird *P. monilata* dagegen als katharob bezeichnet, worauf die Einstufung des Synonyms *P. margaritata* paßt. Die Mehrzahl der Nachweise stammt aus eutrophen stehenden und beta- bis alphamesosaproben fließenden Gewässern. Die Valenzen der verschieden eingestuften Synonyme werden daher entsprechend verteilt: b-a; o = 1, b = 5, a = 4, I = 2, SI = 2.3. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



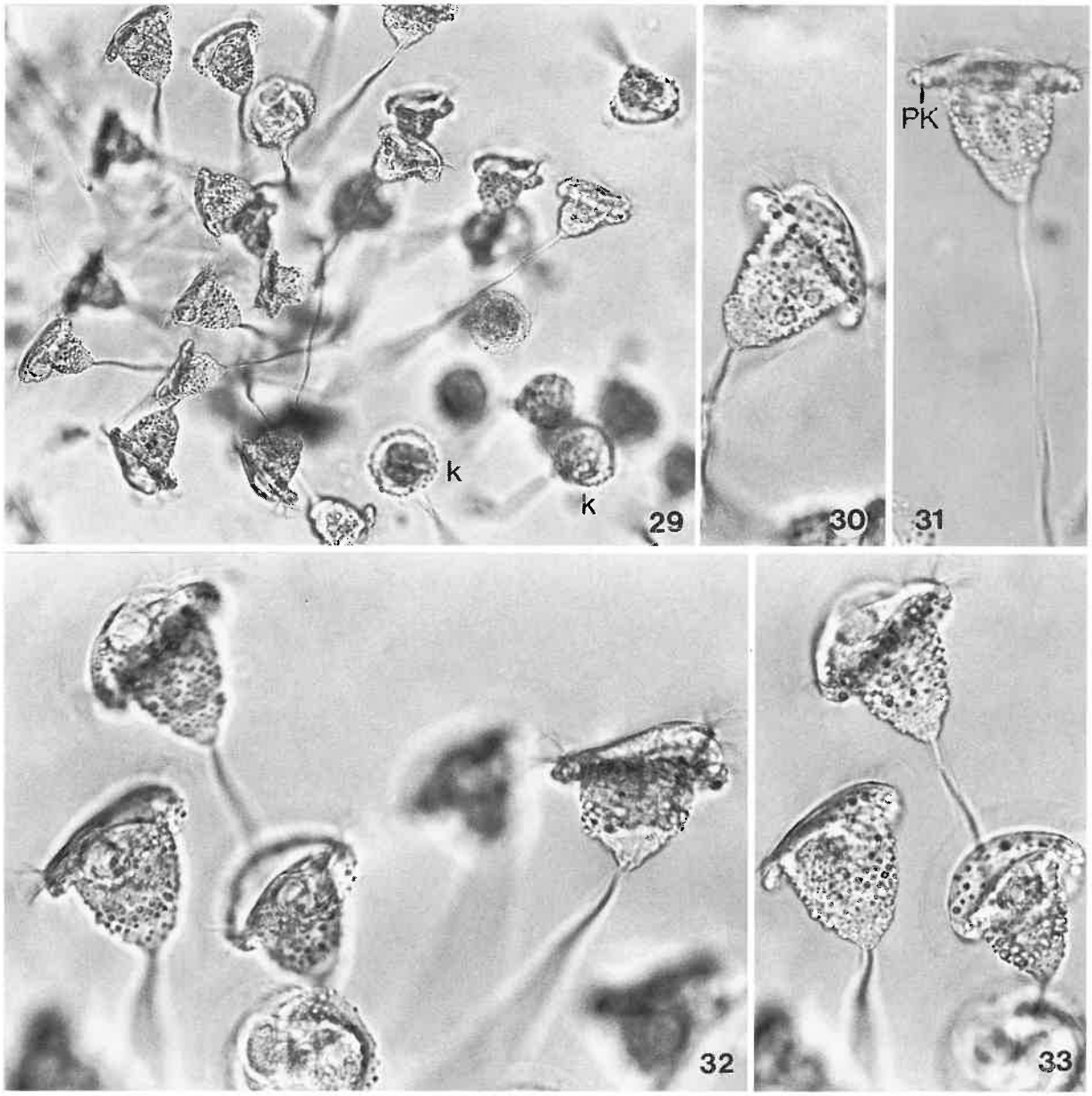
Pseudovorticella monilata (1, aus TATEM 1870; 2, 3, 5, 13, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 4, 6, 7, 10, aus NOLAND & FINLEY 1931; 8, 9, aus KAHL 1935; 11, 12, aus FOISSNER 1979a; 14, aus SCHRÖDER 1906b. 1-12, 14, in vivo; 13, trockene Silbernitratimprägnation). **1:** Scheinkolonie. **2-6, 8, 11, 14:** Gestreckte Zellen, 50-80 μm. Der Pfeil in Abb. 14 weist auf ein halbkugeliges Pellicula-Bläschen. **7, 9:** Kontrahierte Zellen. **10:** Stiel mit Stielmuskel. **12:** Schwärmer. **13:** Gitterförmiges Silberliniensystem. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus.



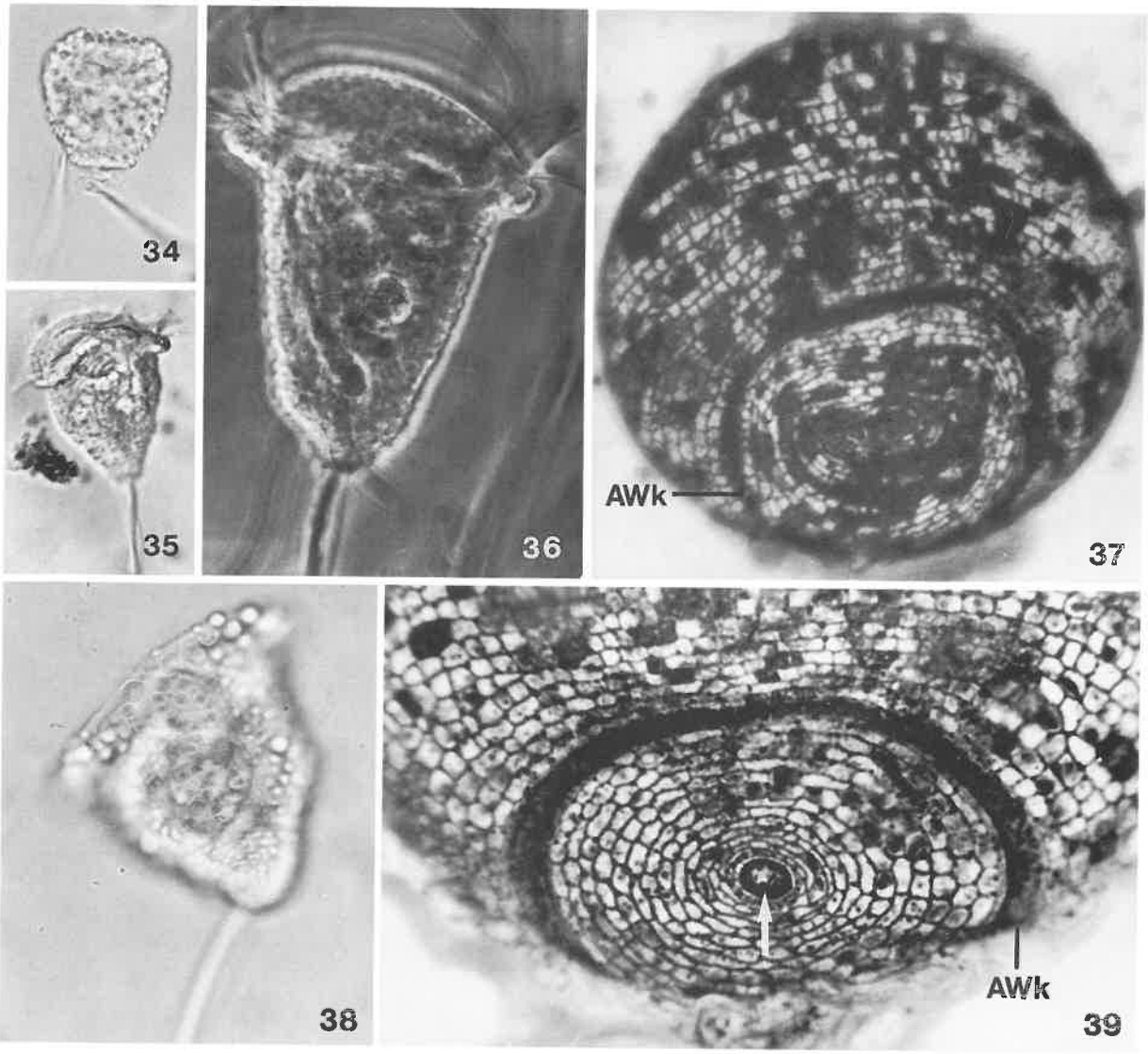
Pseudovorticella monilata (15, aus PÄTSCH 1974; 16, 25, aus NUSCH 1970; 17-21, aus PENARD 1922; 22, 23, aus STOKES 1884d; 24, aus FROMENTEL 1876; 26, aus KAHL 1935. 15, Protargolimprägnation; 16-26 in vivo). **15:** Bewimperung, 50 μm. **16, 17, 21, 23-26:** Gestreckte Zellen, 55 μm, 80 μm, 60 μm, 50 μm, 50 μm, 40 μm, 60 μm. Das Hinterende des Makronucleus in Abb. 17 ragt ziemlich weit nach vorne, was an *P. sphagni* (Abb. 28) erinnert. **18, 22:** Der Inhalt der Pellicula-Bläschen kann sezerniert werden und enthält vermutlich Paraglycogen (FAURE-FREMIET & THAUREAUX 1944). **19, 20:** Freischwimmender und vor kurzem festgesetzter Schwärmer. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Mt = Mundtrichter, M1-M3 = Membranellen 1-3, uM = undulierende Membran.

Pseudovorticella margaritata var. ***chlorelligera*** in vivo (27, aus KAHL 1935). **27:** Gestreckte Zelle, 60 μm. Wurde von WARREN (1987) in den Artrang erhoben und unterscheidet sich durch die Zoochlorellen und die einzelne kontraktile Vakuole gut von *P. monilata*; ausführliche Wiederbeschreibung bei FOISSNER & SCHIFFMANN (1975).

Pseudovorticella sphagni in vivo (28, aus FOISSNER 1979a). **28:** Gestreckte Zelle, 45 μm. Beachte den stark umgebogenen hinteren Teil des Makronucleus und die regelmäßigen Pellicula-Bläschen; vielleicht hat PENARD (1922; Abb. 17) diese Art mit *P. monilata* verwechselt. CV = kontraktile Vakuolen.



Pseudovorticella monilata in vivo (29-33, Originale einer Population aus dem gering belasteten Glasenbach bei Salzburg; Hellfeld). **29:** Scheinkolonie mit gestreckten und kontrahierten (k) Zellen. Der unregelmäßige (warzige) Rand ist bereits bei 100facher Vergrößerung sehr auffallend (vgl. die glatte Oberfläche bei → *Vorticella convallaria*; Abb. 20, 21). **30-33:** Gestreckte Zellen. Bei dem Exemplar in Abb. 31 sind die Pellicula-Bläschen in deutlichen Querreihen angeordnet. k = kontrahierte Zelle, PK = Peristomkragen.



Pseudovorticella monilata (34, 38, 39, Originale; 35, aus BERNERTH 1982; 36, 37, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974. 34, 35, 38, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 36, Lebendaufnahme im Phasenkontrast; 37, 39, trockene Silbernitratimprägnation). **34:** Kontrahierte Zelle. **35, 36, 38:** Gestreckte Zellen. In Abb. 38 erkennt man gut die unterschiedliche Größe und die unregelmäßige Anordnung der Pellicula-Bläschen. **37, 39:** Gesamtansicht und hinterer Teil des gitterförmigen Silberliniensystems. Der Pfeil in Abb. 39 weist auf die Scopula (= Stielbildungs-Organell). AWk = aboraler Wimpernkranz.

Carchesium polypinum (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830

1758 *Sertularia polypina* LINNAEUS, Systema Naturae, p. 816 (ohne Abbildung).
1830 *Carchesium polypinum* - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (kombinierender Autor).
1838 *Carchesium polypinum* (LINNE, 1758) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 278 (Revision).
1854 *Carchesium polypinum* - STEIN, Infusionsthiere auf ihre Entwickelungsgeschichte untersucht, p. 78 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1922 *Carchesium corymbosum* PENARD, Études Infusoires, p. 260 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus Gewässern der Schweiz).
1935 *Carchesium (Vorticella) polypinum* LINNE, 1758 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 738 (Revision).
1962 *Carchesium polypinum* (KENT) LINNE - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 363 (saprobiologische Charakteristik).
1974 *Carchesium polypinum* - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 491, 504 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).

Taxonomie

Eine der wichtigsten Indikatorarten, weshalb sie sehr ausführlich dargestellt wird. *Carchesium polypinum* hat nach EHRENBERG (1838) und KAHL (1935) noch 2 weitere Synonyme (*Vorticella spectabilis* BORY DE ST. VINCENT, *C. lachmanni* KENT), die in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommen; zu beiden gibt es keine neuere taxonomische Literatur. Die Untersuchungen der Mundbewimperung weichen in einigen Details voneinander ab (LOM 1964, ZAGON & SMALL 1970). Unsere Beobachtungen (Abb. 2, 19-21) stimmen weitgehend mit den Angaben von ESTEBAN & FERNANDEZ-GALIANO (1989) überein. Objekt zahlreicher physiologischer und ultrastruktureller Untersuchungen (z. B. AMOS 1972, CAREY & WARREN 1983, FORTNER 1926, RANDALL & HOPKINS 1962).

Differentialdiagnose

Besonderer Hinweis: In einigen Stunden alten Proben findet man häufig solitäre Individuen (und Stiele ohne Zooide), die entweder frei schwimmen oder sich gerade mit einem langen Stiel festgesetzt haben. Sie sind leicht mit *Vorticella* spp. (besonders Arten des → *V. convallaria*-Komplexes) zu verwechseln. Zur Unterscheidung dient die Stieldicke: <10 µm bei *Vorticella*, >10 µm bei *Carchesium*. Wenn kein Stiel ausgebildet ist, dann suche man nach den Stielen der Kolonien, die sich bei *Carchesium* lange erhalten.

1) Zooide im gestreckten Zustand 80-140 µm lang.

2) Zooide im gestreckten Zustand meist glockenförmig, im mittleren Teil manchmal auch zylindrisch, häufig zur Seite geneigt oder überhängend (Abb. 1, 3-12, 19a, 22).

3) Kontrahierte Zooide fast kugelig (Abb. 23), kontraktiles Fasersystem (Myoneme; nur nach Protargolimprägnation erkennbar) sehr reich entwickelt (Abb. 16-19).

4) Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 3, 16).

5) Kontraktile Vakuole unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 4, 7, 11).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), sehr fein quer gestreift (Abb. 22-24, 27, 29, 31; LIEBMANN zeichnet die Streifung viel zu weit, Abb. 4). Silberliniensystem engstreifig,

85-100 ($\bar{x}$ = 90) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 56-65 ($\bar{x}$ = 60) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 14, 15, 25).

7) Peristom groß. Peristomkragen 60-135 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden deutlich über den Körperrand (Abb. 1, 3-12, 19a, 22). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am meist leicht gewölbten und etwas schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/2 Umgänge. Mundtrichter ungefähr 1/2körperlang. Membranellen 1 und 3 proximal viel länger als Membranelle 2; Membranelle 3 proximal nur zweireihig (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2, 17-21).

8) Hauptstiel der Kolonie bis über 1 mm lang und bis 28 μm breit. Nebenstiele 12-20 μm breit, kontrahieren in enger Schraubenlinie. Kontraktile Fasern (Myoneme) in den Verzweigungen unterbrochen; die Zooide können sich daher unabhängig voneinander kontrahieren (Abb. 1, 3, 4, 10-13, 22).

9) Gut entwickelte Kolonien bis 2 mm hoch, bäumchenfömig, d. h. mit kräftigem, im unteren Bereich (bis etwa 1.2 mm) nicht verzweigtem Hauptstiel; festsitzend auf verschiedenen Substraten (Abb. 1, 9).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen des breiten Stiels und der meist geneigten oder hängenden Zooide leicht erkennbar. Die meisten anderen *Carchesium*-Arten bilden keine großen Kolonien. → *Carchesium pectinatum* lebt planktisch und *C. wassenum* VILJOEN & REINECKE ist viel größer (Länge der gestreckten Zooide 230-280 μm). Bei → *Zoothamnium* sind die kontraktilen Fasern (Myoneme) in den Stielverzweigungen nicht unterbrochen; die Stiele kontrahieren zickzack-, die Kolonien auffallend kugelförmig. → *Epistylis*-Arten haben keine kontraktilen Fasern im Stiel, der sich daher nicht kontrahieren kann. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine häufige und typische Aufwuchsform in stark belasteten Gewässern verschiedenster Art (Bäche, Flüsse, Fallaubtümpel, Fischteiche, Seen). Unter günstigen Bedingungen bilden die riesigen Kolonien auf verschiedensten Subtstraten, besonders aber an den Steinunterseiten und auf flutenden Makrophyten und Moosen schimmelartige Flecken oder schleierartige Überzüge. Bei ungünstigem Nahrungsangebot und hohen Temperaturen auch kleine solitäre Individuen auf bis zu 800 μm langen Stielen, bei hoher Keimzahl und niedrigen Temperaturen überwiegen große breite Formen (BERNERTH 1982, PENARD 1922). Gelegentlich epizoisch auf Schwämmen, Mollusken, Krebsen und Insektenlarven (BOITSOVA 1976, HAMMANN 1952, KEISER 1921, SCHÖDEL 1986, 1987, SHUBERNETSKY & CHORIK 1977). Mehrere Nachweise aus dem Pelagial von Teichen und Seen und der Freiwelle großer Flüsse, wo die Kolonien auf treibenden Schlamm-, *Sphaerotilus*- und *Leptomitus*-Flocken festgeheftet sind (z. B. BERECZKY 1979, DEMBKE 1964, LIEBMANN 1962, NOSEK & BERECZKY 1981).

MADONI & GHETTI (1977) und MADONI (1980) zählten in sehr stark organisch belasteten Bereichen des Flußsystems des Parma (Italien) bis zu 2000 Ind./cm^2. SLADECKOVA (1964) ermittelte in einem Speichersee, der im Herbst durch Abwässer der Zuckerindustrie belastet war, bis zu 390 Ind./cm^2. NUSCH (1970) fand auf Objektträgern in einem alphamesosaproben Speichersee Ende Februar ein Abundanzmaximum von 1850 Ind./cm^2.

Zahlreiche Nachweise aus Belebtschlammanlagen (z. B. BIERNACKA 1959, KUTIKOWA 1984), Tropfkörpern (z. B. CURDS & COCKBURN 1970a, LACKEY 1938, SCHLICK 1925) Scheibentauchkörpern (MADONI & GHETTI 1981b) und Abwasserteichen. WENINGER (1964, 1970) fand

Carchesium polypinum in einer Brockentropfkörper-Anlage in allen Regionen, besonders aber in kleinen Pfützen der Schlackenoberfläche. BARKER (1946) zählte im Aufwuchs eines Tropfkörpers bis zu 900 Ind./cm^2. RIVERA et al. (1987) ermittelten in Abwasserteichen in Mexiko eine sehr hohe Abundanz von 71250 Ind./ml. KLIMOWICZ (1972) zählte bis zu 1410 Ind./ml in sehr schwach belastetem Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.13 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.04 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 3.0 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 89 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 4.9 mg/l, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 8.2.

Von VERSCHAFFELT (1929) in Filtern von Trinkwasseraufbereitungsanlagen nachgewiesen.

Mehrere Nachweise aus Aestuaren (z. B. RIEDEL-LORJE 1981). Nach ZIEMANN (1970) und ALBRECHT (1986) oligoeuryhalin (bis 5000 mg/l Cl^-). Nachweise aus terrestrischen Biotopen gelten als unglaubwürdig. Verbreitung sicher kosmopolitisch.

Bevorzugt nach KRIEG & RIEDEL-LORJE (1991), RIEDEL-LJORE (1981), SCHMERENBECK (1975) und SCHMITZ (1985) geringe Strömung. Bei hohen Fließgeschwindigkeiten findet sich *C. polypinum* daher vorwiegend an den strömungsgeschützten Steinunterseiten oder in lenitischen Bereichen. Der hohe Gehalt an Trübstoffen und Detritus nach stärkeren Regenereignissen soll die Entwicklung von *C. polypinum* begünstigen (JUTRCZENKI 1982, NUSCH 1970).

Zahlreiche Angaben über vermehrtes Vorkommen in den Wintermonaten und bei niedrigen Wassertemperaturen (unter 10 °C; z. B. ALBRECHT 1986, BARTSCH & HARTWIG 1984, FRIEDRICH 1973, KRALIK 1958, NUSCH 1970, RIEDEL-LORJE 1981; eigene Befunde aus der Amper, → Ökogramme e, f). PRIMC (1981a) fand in stark verunreinigten Abschnitten des Sava-Flusses (Jugoslawien) die höchsten relativen Abundanzen bei Temperaturen von 2-10 °C und einem Kaliumpermanganat-Verbrauch von 25-80 mg/l. Es liegen jedoch auch Nachweise über Populationsminima im Winter und über Eurythermie zwischen 1 °C und 32 °C vor (z. B. BERNERTH 1982, HAMMANN 1952, Ökogramme a, c). LIEBMANN (1962) und STÖSSEL (1987) erwähnen, daß *C. polypinum* das ganze Jahr dichte Überzüge bilden kann. NUSCH (1970) und BERNERTH (1982) finden hohe Abundanzen stets bei erhöhten Keimgehalten; dann sind die Zooide oft dicht mit Bakterien belegt (Abb. 32). HEUSS (1976) stellte dagegen einen entgegengesetzten Verlauf der Abundanzen von Bakterien und *Carchesium* fest (→ Ökogramm f). Wahrscheinlich sind mehrere Faktoren für die meist gute Entwicklung der Populationen im Winter verantwortlich. FRIEDRICH (1973) hält z. B. die fehlende bzw. schwächere Raumkonkurrenz der Autotrophen für den entscheidenden Faktor. Eine Raumkonkurrenz mit fädigen Bakterien, besonders mit *Sphaerotilus natans* besteht nach NUSCH (1970) und FRIEDRICH (1973) aber nicht; im Gegenteil, beide sind immer vergesellschaftet (z. B. BAUER 1987, eigene Beobachtungen).

Spezielle autökologische Daten: Frißt fast nur Bakterien, gelegentlich auch Algen, kleine Flagellaten und Detritus. Nach SCHLICK (1943) können auch kolloiddisperse organische Substanzen, besonders Eiweißverbindungen aufgenommen werden. Pro Tag werden bis zu 43200 Bakterien mit einem Gesamtvolumen von 60480 μm^3 gefressen (SCHÖNBORN 1981, 1982b). Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem mesosaproben Bach (3-13 °C) und in der alphamesosaproben mittleren Saale in Deutschland 72-120 h ($\bar{x}$ = 96 h) bzw. 72-336 h ($\bar{x}$ = 180 h; SCHÖNBORN 1981, 1982b). Minimale Generationszeit in einem stark verschmutzten Bach in Japan (18-20 °C) 12.1 h (KUSUOKA & WATANABE 1987); unter experimentellen Bedingungen (20 °C, Fütterung mit *Aerobacter aerogenes*) nur etwa 7 h (TAYLOR & SHUTER 1981). SCHARF (1961) stellte noch bei 40 °C eine leichte Vermehrung fest, was die Angabe von BICK & BERTRAM (1973) widerlegt, wonach ein Populationswachstum nur unter 20 °C möglich sei. Biomasse von 10^6 Zooiden nach CHORIK & SHUBERNETSKY (1978) 230 mg, nach TAYLOR & SHUTER (1981) 114 mg, nach SCHÖNBORN (1981, 1982b) etwa 125 mg, nach eigenen Berechnungen bei einer Größe von 100 x 70 μm etwa 150 mg.

Tabelle: Milieuspektra von ***Carchesium polypinum***. Spalten 1, 2, aus BICK & KUNZE (1971) und BICK (1972; Literaturzusammenstellung. Spalte 1: Gesamtbereich; 2: Optimalbereich); 3, aus HEUSS (1976; Mittelwerte aus 165-179 Analysen aus verschiedenen Gewässern Nordrhein-Westfalens) und BERNERTH (1982; zahlreiche Analysen aus dem beta- bis alphamesosaproben Untermain im Bereich der Kühlwassereinleitung eines konventionellen Großkraftwerks); 4, aus DETCHEVA (1972c, 1978, 1979, 1983a,c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 5, aus MIHAILOWITSCH (1989; 39-41 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern in Deutschland); 6, eigene Daten (verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = Analysenanzahl).

Faktor	Referenz						
	1	2	3	4	5	6	n
Saprobität	-	-	-	o-a	-	b-a/p	(29)
Frequenz (%)	-	-	-	0.9-2.5	-	21	(29)
°C	0-25	4-8	3-32	5-16	3-19	0.1-11.2	(29)
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	-	390-850	-	560-35530	142-688	(29)
pH	6.4-8.3	7.0-7.5	6.4-8.3	7.5-7.6	7.4-8.0	7.2-8.7	(29)
O_2 (mg/l)	0.2-14	7-12	0.1-13	4.2-12	1.2-47?	6.1-14.7	(29)
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	44-100	-	59-185	(29)
BSB_5 (mg/l)	4.1-13.5	-	19.8	1.9-48	-	1->6.8	(27)
DOC (mg/l)	-	-	7.3-25	-	-	0.7-2.2	(5)
CSB (mg/l)	-	-	-	-	-	7.2-36	(11)
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	-	-	4.1-14.4	(18)
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	40.2	3-115	-	4.7-60	(18)
PO_4^{3-}-P (μg/l)	-	-	920	-	-	8-435	(19)
NH_4^+-N (mg/l)	0-14	0-0.8	3.7	0-1.9	0.09-0.8	0-1.5	(29)
NO_3^--N (mg/l)	-	-	-	0.1-3.5	0.6-10.4	0.2-3	(28)
NO_2^--N (mg/l)	-	-	-	0.01-0.05	0.01-0.8	≤0.021	(18)
Cl^- (mg/l)	-	-	65	12-39	35-410	0.2-91	(17)
CO_2 (frei; mg/l)	0-14	3-7	-	-	6-89	-	
Bakterienzahl/ml (Plattenmethode)	10^6-10^7	5 x 10^6	44000-350000	-	-	315-29000	(16)

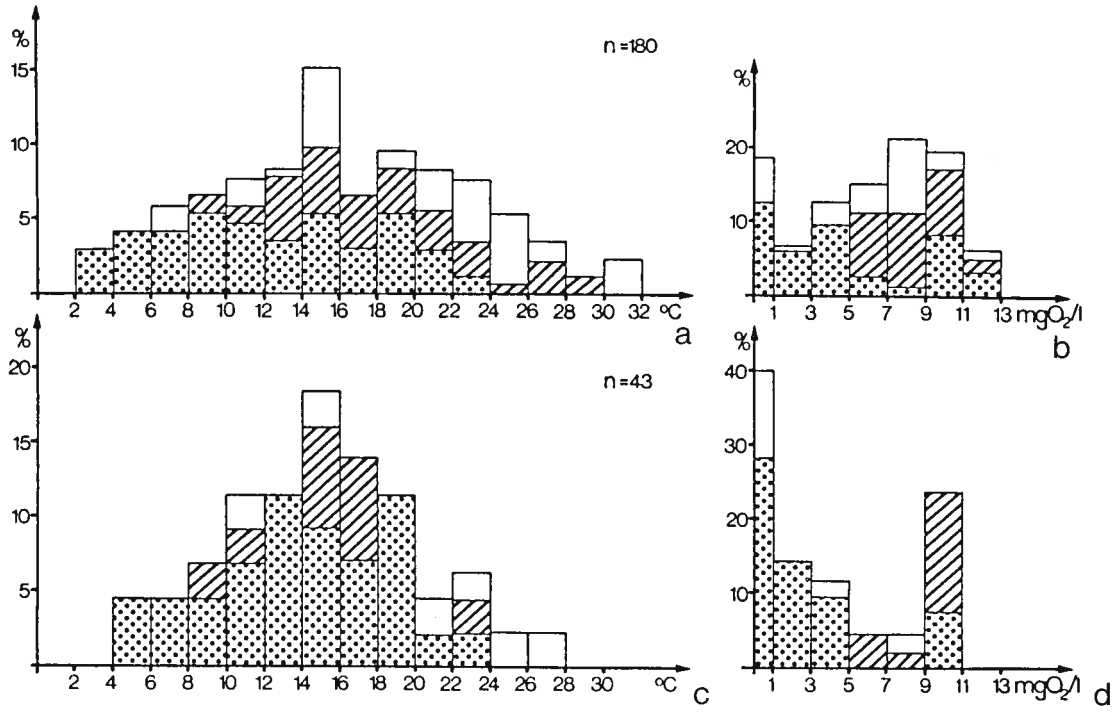
Untere pH-Grenze 4.7 (BICK & DREWS 1973). Euryoxybiont: BERNERTH (1982) beobachtete auch noch bei weniger als 1 mg/l O_2 zahlreiches bis massenhaftes Vorkommen, der Optimalbereich liegt nach ihr jedoch bei 3-9 mg/l (→ Ökogramme b, d). DOC-Bereich 0.4-7.2 mg/l (STÖSSEL 1979). Sauerstoffverbrauch eines Individuums (Biomasse = 230 ng) bei 20 °C etwa 940 pl/h (CHORIK & SHUBERNETSKY 1978). SCHÖNBORN (1981, 1982b) gibt für einen beta- bis alphamesosaproben Bach (3-13 °C, 80-90 % Sauerstoffsättigung) bzw. für die alphamesosaprobe mittlere Saale folgende produktionsbiologische Daten: mittlere Abundanz = 0.2 bzw. 81 Ind./cm^2, Jahresproduktion = 72500 bzw. 102 x 10^6 Ind./m^2, Jahresproduktion = 8.8 bzw. 12773 mg/m^2, P/B = jeweils 126. Autökologische Datensammlung → Ökogramme a-d, f und Tabelle.

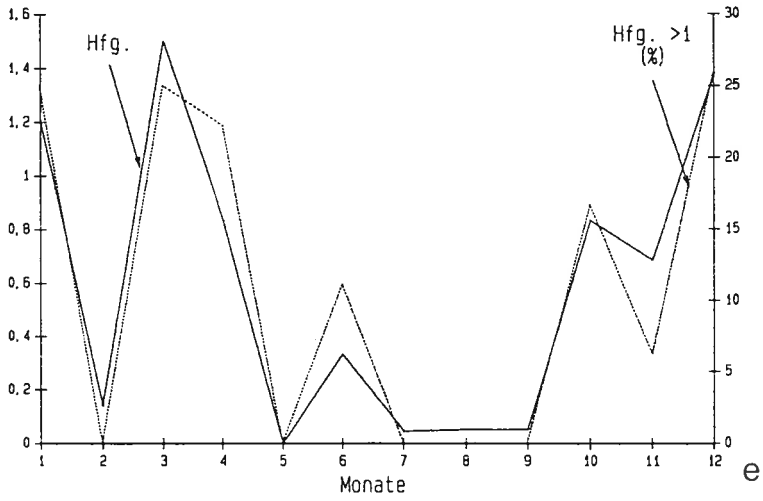
KITCHING (1957) untersuchte den Einfluß hohen hydrostatischen Druckes (wie er z. B. bei Druckrohrleitungen von Speicherkraftwerken auftreten kann). Bei 414 und 550 bar hörte die Kontraktion der Zooide wenige Minuten nach Versuchsbeginn auf. 690 bar verhinderten die Kontraktion. Bei 138 bar waren die Pulsationsfrequenz, der Durchmesser und das ausgestoßene Volumen der kontraktilen Vakuole nicht signifikant gegenüber normalen Verhältnissen verändert.

Die Kontraktion des Stiels dauert bei 20 °C etwa 10 ms, die Streckung ist bei 15 °C nach etwa 7 s, bei 25 °C schon nach etwa 4 s abgeschlossen (UEDA 1952, 1954).

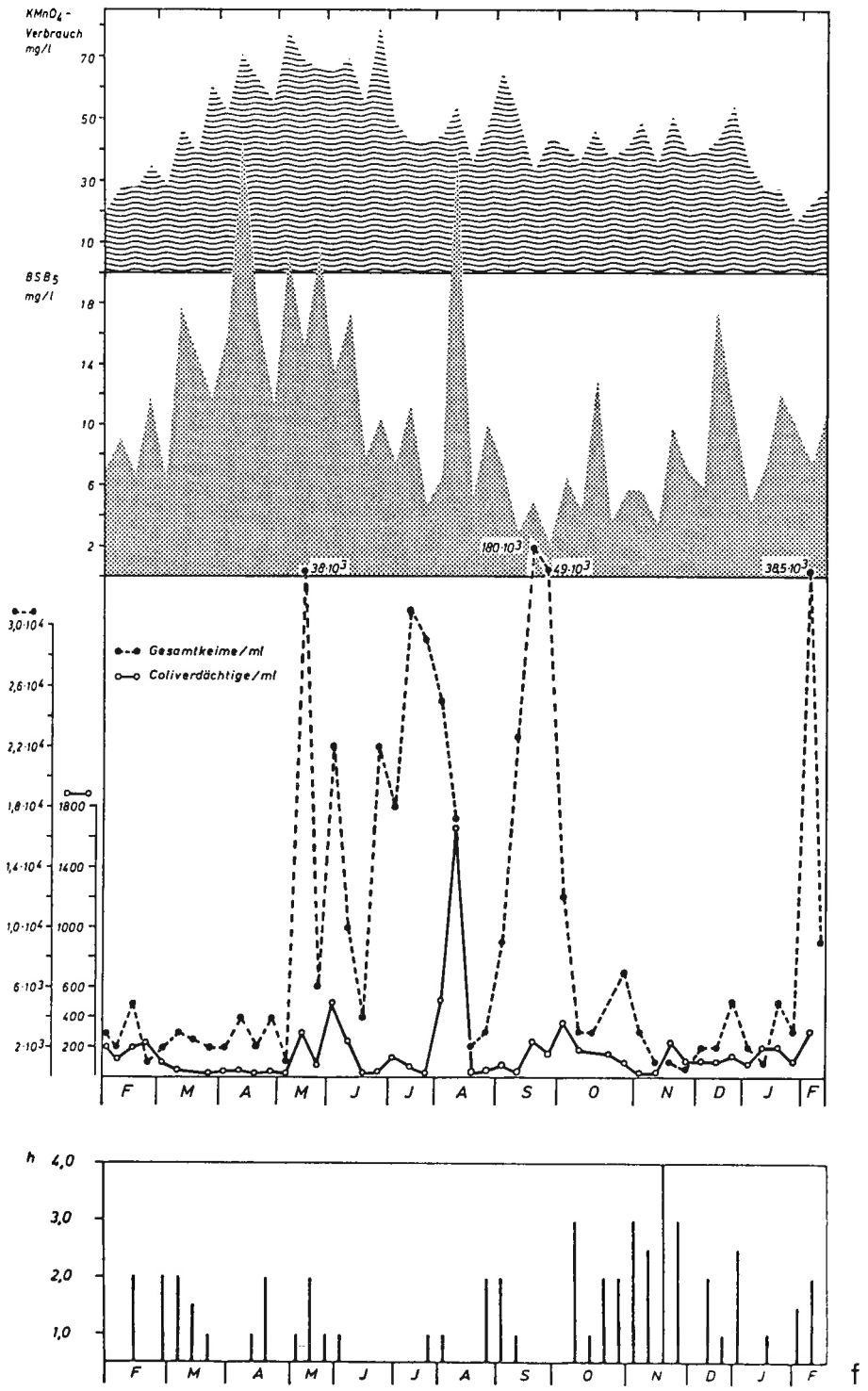
Die Zooide von *Carchesium polypinum* werden häufig von Ciliaten (→ *Amphileptus carchesii*, → *A. punctatus*, → *Trachelius ovum*, → *Tokophrya carchesii*, *Sphaerophrya epizoica*), Rädertieren (*Eosphora anthadis*, *Proales* sp.) und Oligochaeten (*Chaetogaster diastrophus*) gefressen bzw. parasitiert (Abb. 26, 26a; CANELLA 1951, FOISSNER 1984, KUSUOKA & WATANABE 1989, MATTHES 1971, 1988, NUSCH 1975, SCHNEIDER 1988).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Diese Einstufung wird den meisten Fundortangaben und autökologischen Daten gerecht. SRAMEK-HUSEK (1958) betrachtet *C. polypinum* bei häufigem Vorkommen als typischen Bestandteil des alphamesosaproben *Trithigmostometum cucullulae*. Auch nach unseren Erfahrungen ist *C. polypinum* ein ausgezeichneter Indikator, der nur bei starker Belastung mit leicht abbaubaren organischen Verbindungen und Saprobienindizes von ≥2.8 hohe Abundanzen erreicht. Besonders unterhalb schlecht funktionierender Kläranlagen oder bei Stoßbelastungen, z. B. durch Regenüberläufe, tritt diese leicht erkennbare Aufwuchsform fast immer zusammen mit anderen kolonialen Peritrichen (→ *Epistylis* spp., → *Opercularia* spp.) auf. Bevorzugt niedrige bis mittlere Strömung und die kalte Jahreszeit. Polysaprobie wird gemieden (→ Ökogramm f). Vermehrtes Vorkommen in Belebtschlamm-Anlagen weist auf eine geringe durchschnittliche Turbulenz und eine eher schlechte Reinigungsleistung mit BSB_5-Ablaufwerten von ≤30 mg/l (ANTONIETTI et al. 1982, BUCK 1968, CURDS & COCKBURN 1970b).

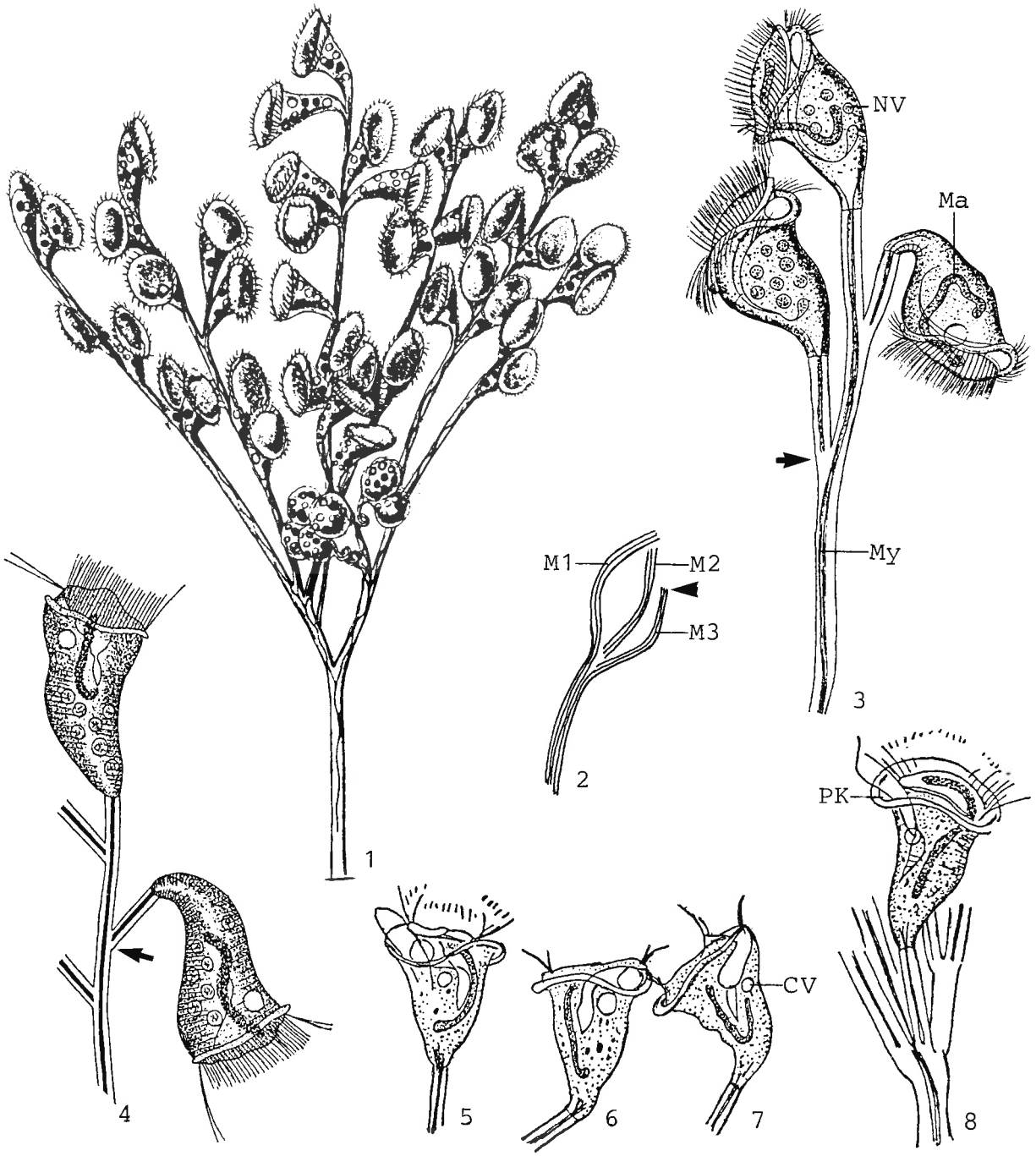




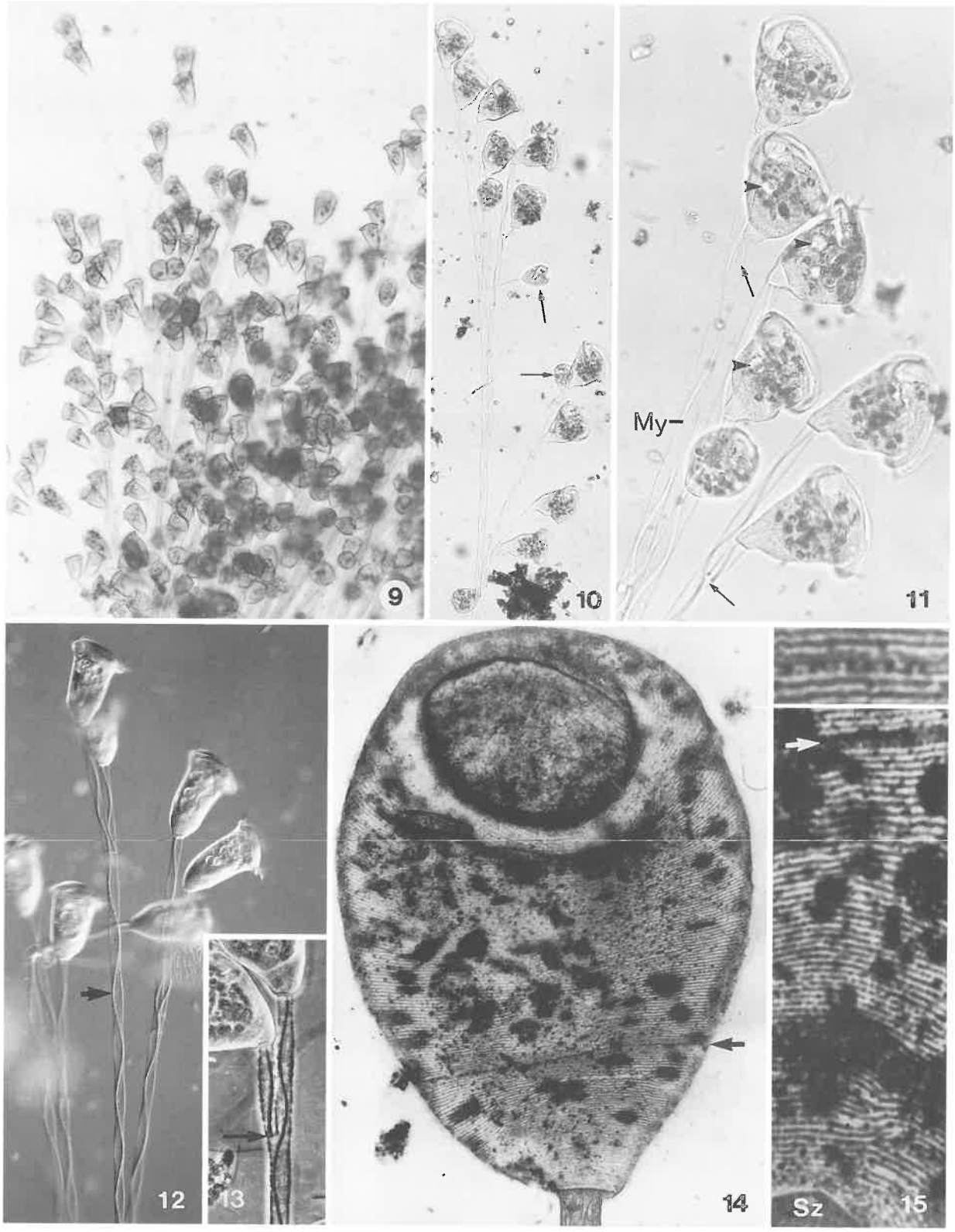
Ökogramme von *Carchesium polypinum* (a-d, aus BERNERTH 1982; e, Original). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. **c, d:** Wie Ökogramme a, b, jedoch nur jene Untersuchungen berücksichtigt, bei denen *C. polypinum* eine Individuendominanz von 30-90 % aufwies. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf zum Kraftwerk = Punktraster, Auslauf vom Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß. **e:** Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN: 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala) errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.



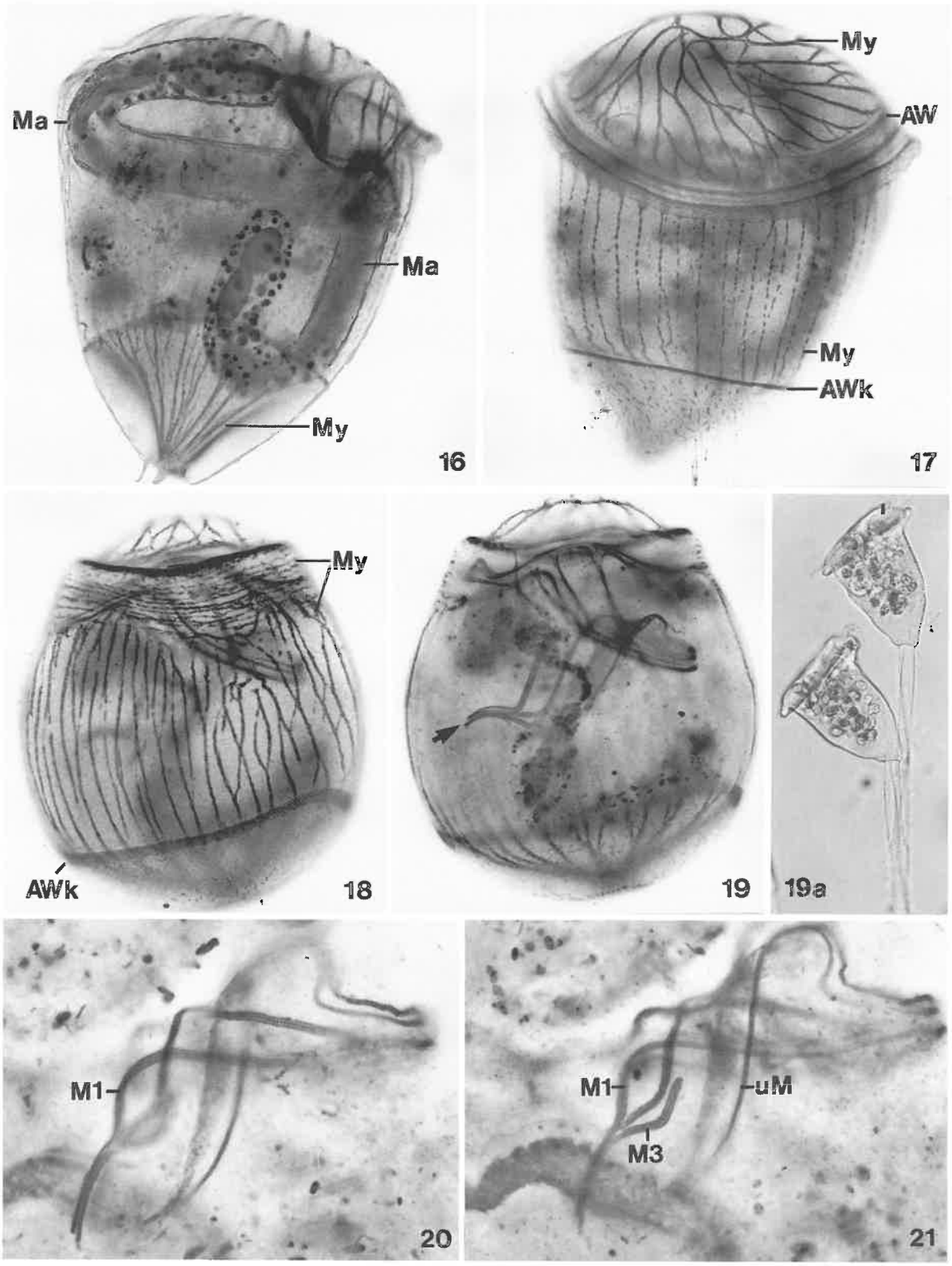
Ökogramm von *Carchesium polypinum* (f, aus HEUSS 1976). **f:** Jahreszeitliche Verteilung des $KMnO_4$-Verbrauchs, des BSB_5, des Gesamtkeim- und Coliverdächtigengehaltes und von *C. polypinum* (unten) in der Landwehr, einem eutrophen, mäßig stark belasteten Flachlandbach im niederrheinischen Tiefland. Auffallend ist der entgegengesetzte Verlauf der Gesamtkeime und von *Carchesium*.



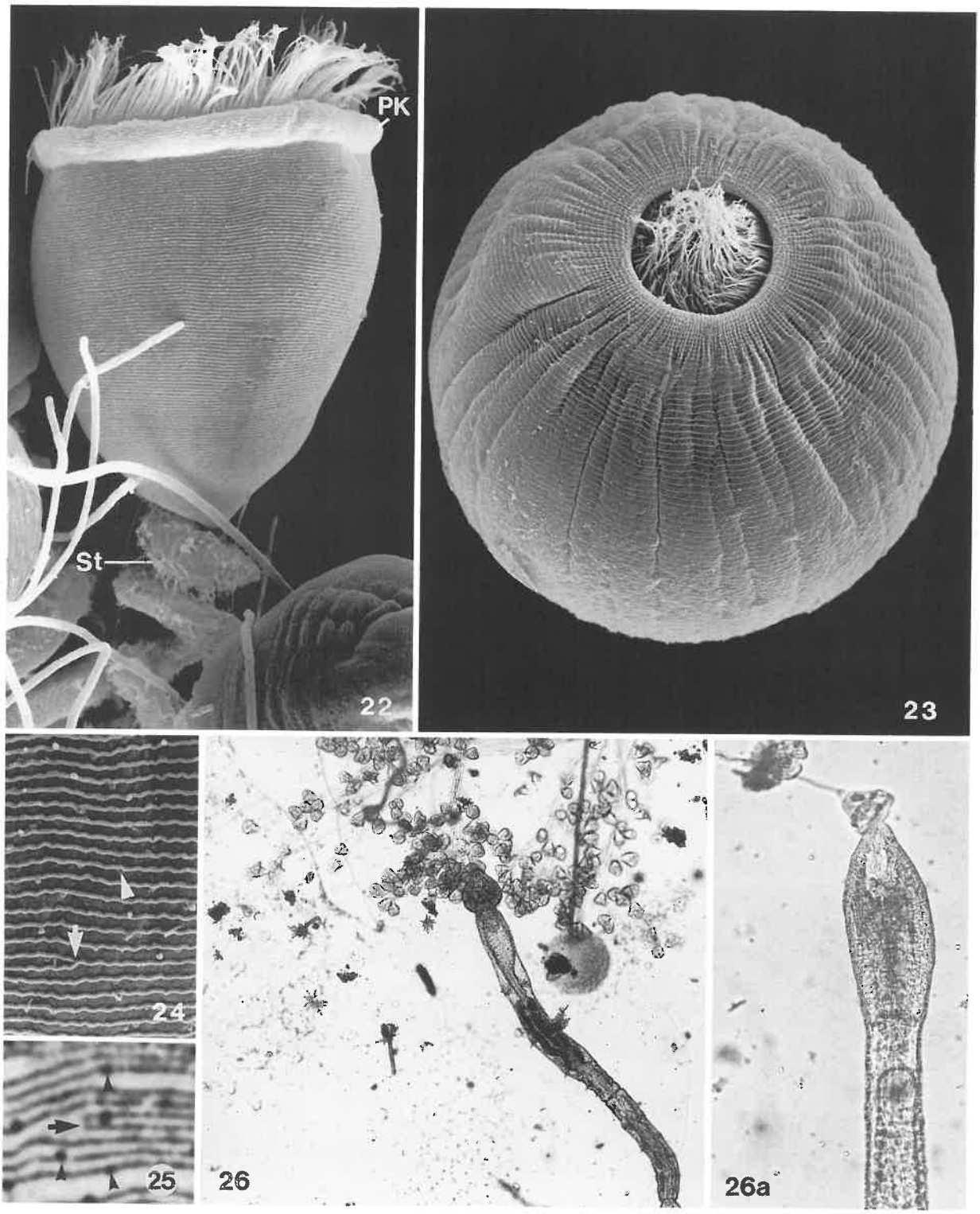
Carchesium polypinum (1, aus EHRENBERG 1838; 2, Original nach den Abb. 19-21; 3, aus STEIN 1854; 4, aus LIEBMANN 1962; 5-8, aus PENARD 1922; 1, 3-8, in vivo, Größen in den Originalzeichnungen nicht angegeben; 2, Protargolimprägnation). **1:** Kleine Kolonie. **2:** Proximaler Teil der Mundbewimperung. Die Pfeilspitze weist auf das distale Ende der Membranelle 3. **3, 4, 8:** Teile von Kolonien. Man beachte, daß die kontraktilen Fasern (Myoneme) der Stiele nicht miteinander verbunden sind (Pfeile). **5-7:** Gestreckte Zooide. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, My = Myonem (kontraktile Faser), M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PK = Peristomkragen.



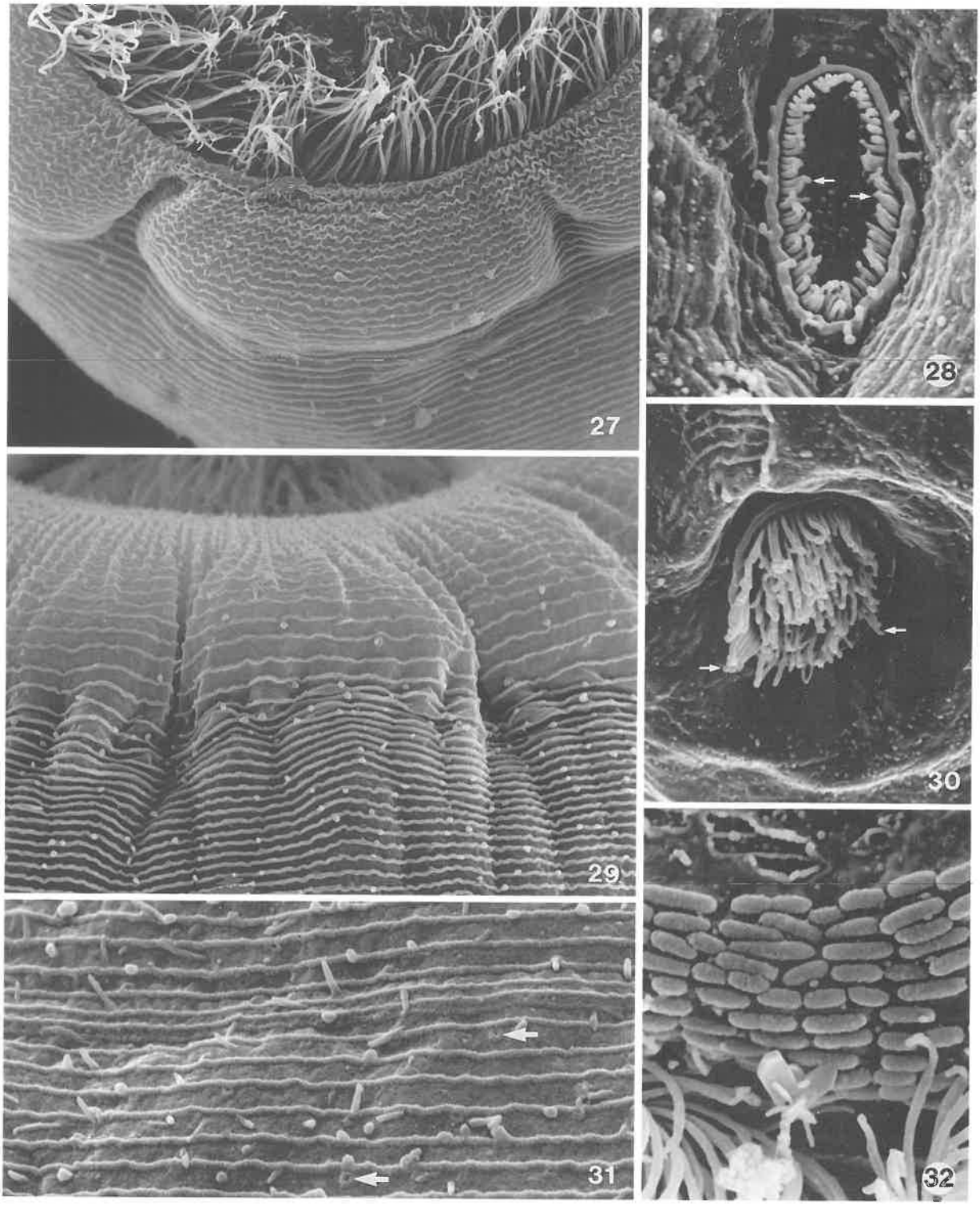
Carchesium polypinum (9-13, 15, Originale; 14, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974; 9-13, Lebendaufnahmen; 14, 15, trokkene Silbernitratimprägnation). **9-13:** Teile von großen Kolonien. Die Pfeile in Abb. 10 weisen auf am Stiel aufsitzende Exemplare einer *Vorticella* sp., jene in Abb. 11 und 13 auf die in der Verzweigung unterbrochenen kontraktilen Fasern. Die Pfeilspitzen markieren die kontraktilen Vakuolen. **14:** Gesamtansicht des sehr engstreifigen Silberliniensystems mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil). **15:** Silberliniensystem von der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil; oben im Detail stärker vergrößert) bis zum Stielansatz. My = Myonem (kontraktile Faser), Sz = Stielbildungs-Organell (Scopula).



Carchesium polypinum (16-21, Originale; 16-21, Protargolimprägnation; 19a, Lebendaufnahme im Hellfeld). **16, 17:** System der kontraktilen Fasern (Myoneme) und Makronucleus eines Zooids. **18, 19:** System der kontraktilen Fasern und Mundbewimperung eines Schwärmers. Der Pfeil in Abb. 19 weist auf das proximale Ende der Membranellen 1 und 3. **19a:** Gestreckte Zooide. **20, 21:** Bewimperung des Mundtrichters. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (kontraktile Fasern), M1, M3 = Membranellen 1 und 3, uM = undulierende Membran.



Carchesium polypinum (22-24, 26, 26a, Originale; 25, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974. 22-24, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 25, trockene Silbernitratimprägnation; 26, 26a, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **22:** Gestrecktes Zooid zwischen *Sphaerotilus*-Fäden. Man beachte die enge Streifung der Pellicula und den schraubig kontrahierten Stiel. **23:** Stark kontrahiertes Zooid von vorne. **24, 25:** Sehr fein gestreifte Pellicula stark vergrößert. Die Pfeile weisen auf eine blind endende Silberlinie, die Pfeilspitzen auf Pelliculaporen. **26, 26a:** Oligochaet beim Angriff auf eine *Carchesium*-Kolonie. PK = Peristomkragen, St = Stiel.



Carchesium polypinum im Rasterelektronenmikroskop (27-32, Originale). **27, 29:** Der Peristomkragen bzw. die feinen Pelliculastreifen bilden bei der Kontraktion wenige grobe und viele kleine Falten. **28, 30:** Bildungs-Organell des Stieles (Scopula) mit den ungefähr 1.5 μm langen Scopula-Organellen (Pfeile). **31:** Fein gestreifte Pellicula mit Pelliculaporen (Pfeile). **32:** An der Pellicula anhaftende Bakterien.

Carchesium pectinatum (ZACHARIAS, 1897) KAHL, 1935

1897 *Zoothamnium pectinatum* ZACHARIAS, ForschBer. biol. Stn Plön, 5: 7.
1897 *Zoothamnium limneticum* SVEC, Bull. int. Acad. tchéque Sci., 4: 43 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Pelagial eines Teiches in der Tschechoslowakei).
1902 *Zoothamnium limneticum* SVEC - VOIGT, ForschBer. biol. Stn Plön, 9: 59 (durch Abbildung belegter Nachweis aus ostholsteinischen Seen).
1933 *Zoothamnium limneticum* SVEC - GAJEWSKAJA, Zoologica, 32: 165 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Pelagial des Baikalsees).
1935 *Carchesium (Zoothamnium) pectinatum* (ZACHARIAS, 1897) - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 739 (Revision; kombinierender Autor; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1971 *Carchesium pectinatum* ZACHARIAS - STILLER, Fauna Hung., 105: 158 (Revision).

Taxonomie

KAHL (1935) betont, daß die kontraktilen Fasern der Stiele nicht miteinander verbunden sind und stellt die Art deshalb zu *Carchesium* (Abb. 2). Die kugelige Gestalt der kontrahierten Kolonien (SVEC 1897) - wie sie für → *Zoothamnium* charakteristisch ist - und die Tatsache, daß sowohl ZACHARIAS als auch SVEC die Art als *Zoothamnium* bestimmt haben, erfordern jedoch eine Überprüfung dieser Umstellung. Die von KAHL (1935) dargestellte Unterbrechung des Stielmuskels (Abb. 2) kann nämlich auch als "Abnabelung" des sich bald ablösenden Nebenstieles interpretiert werden (→ Punkt 8 der Differentialdiagnose). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 40-70 μm lang. Verhältnis Länge : Peristomdurchmesser etwa 1 : 1.

2) Zooide im gestreckten Zustand breit glockenförmig, hängend (Abb. 1, 3-5, 11, 12).

3) Zooide kontraktil.

4) Makronucleus lang (Abb. 5).

5) Kontraktile Vakuole an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 4, 5).

6) Pellicula nach KAHL (1935) mit regelmäßig quer angeordneten, kleinen Bläschen, was noch überprüft werden muß ("Bläschen-Typ"; Abb. 5, 11; → Einleitung zur Gruppe).

7) Peristomkragen ragt bei gestreckten Zooiden deutlich über den Körperrand. Peristomdiskus leicht schräg herausgehoben. Mundtrichter auffallend klein (Abb. 4, 5, 11).

8) Stiel rund, glatt, hyalin und kontraktil. Myoneme (kontraktile Fasern) bei den Verzweigungen vermutlich unterbrochen (→ Taxonomie; Abb. 2). Der Hauptstiel entwickelt nach erreichen einer gewissen Länge schnell hintereinander auf einer Seite 5 Nebenstiele, wobei er sich spazierstockförmig nach außen krümmt (Abb. 1). Der älteste Nebenstiel löst sich als selbständige Kolonie ab, sobald er die Verzweigung bis zum 4. Nebenstiel zweiter Ordnung erreicht hat (Abb. 1, Pfeil). Die Nebenstiele sitzen in keilartigen Einschnitten des Hauptstieles. Nach dem Ablösen bilden diese Einschnitte die für die Art charakteristischen, kammförmigen Strukturen (Abb. 1, 2, 7, 8, 10, 11; Details sh. FAURE-FREMIET 1948).

9) Kolonien zierlich fächerförmig, bestehen aus bis zu 32 Zooiden, schwimmen mit dem Haupstiel voran meist frei in der oberen Wasserschicht (Abb. 1, 12). Beim Anstoßen an ein Hindernis kon-

trahieren sich sämtliche Stiele und Zooide gleichzeitig zu einer Kugel (*Zoothamnium*-Charakter). Planktisch.

Verwechslungsmöglichkeiten

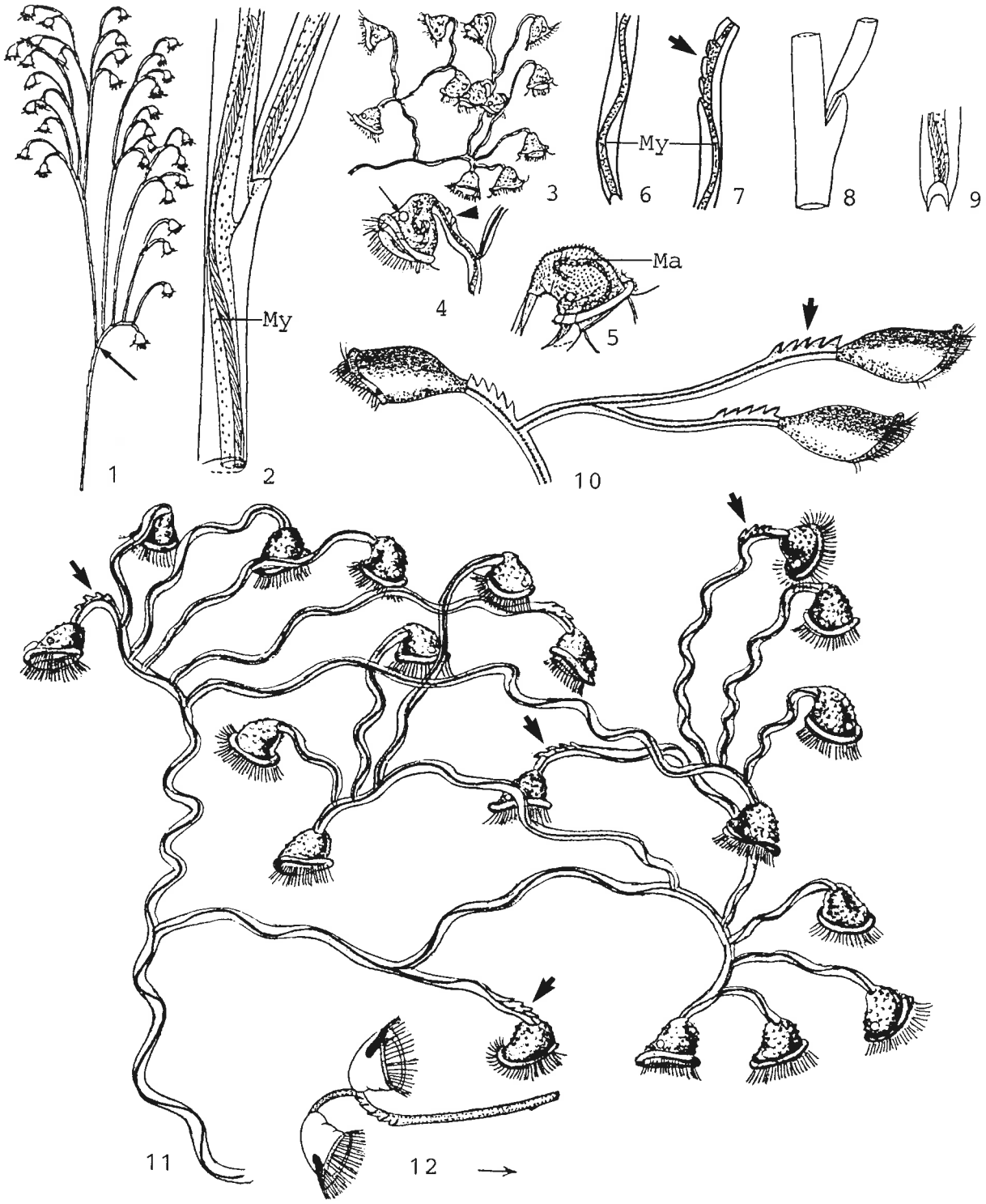
Wegen der planktischen Lebensweise und der auffallenden Kerbung des Stiels kaum mit einer anderen Art zu verwechseln. Bei den planktischen Epistyliden (→ *Epistylis procumbens*) ist der Stiel akontraktil. Die planktischen Vorticelliden (→ *Vorticella mayeri*, → *V. natans*) sind immer solitär. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet im Pelagial von Seen und Teichen und im Plankton großer Flüsse. Abundanzmaxima während der warmen Jahreszeit (BEUSCHOLD 1961, KAPLIN 1969, SVEC 1897). Originalfundorte sind der Große Plöner See und ein Teich in der Tschechoslowakei. Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus meso- und eutrophen Seen und Speicherseen (z. B. ALEKPEROV 1983a, BEUSCHOLD 1961, KAPLIN 1969, KORNIYENKO 1972, PEJLER 1964) und dem Potamoplankton der Volga (MAMAEVA 1979). MAZHEIKAITE (1969) zählte in einer durch Abwässer der Papierindustrie verunreinigten Bucht des sonst angeblich noch oligotrophen Onega Sees (UdSSR) 285 Ind./l; MAMAEVA (1976) fand in einem Speichersee 690 Ind./l. Die Nachweise aus Flüssen höherer Saprobitätsstufen in Lettland und aus dem Baltischen Meer sind nicht durch Abbildungen belegt (BOIKOVA 1984, LIEPA 1983). Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Biomasse von 10^6 Zooiden nach MAMAEVA & KOPYLOV (1978) etwa 40 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 60 mg. GAJEWSKAJA (1933) fand *C. pectinatum* sehr zahlreich in seichten, vom Wind geschützten Buchten des Baikalsees, die gut erwärmt waren und kleine Flüsse aufnahmen. Sie gibt folgende autökologische Daten: 8.9-15.6 °C, pH 7.3-7.5, 9.5-12.9 mg/l O_2, 17-22 mg/l CaO, 1.3-3.0 mg/l MgO, 2.6-4.8 mg/l SiO_2. Vereinzelt fand sie Kolonien noch in 25 m Tiefe bei folgender Wasserbeschaffenheit: 5.2-7.1 °C, pH 7.3, 11.6 mg/l O_2, 23 mg/l CaO, 2.7 mg/l MgO, 2.3 mg/l SiO_2.

Saprobielle Einstufung: SLADECEK et al. (1981) versehen *C. pectinatum* und *C. limneticum* mit verschiedenen saprobiellen Valenzen, obwohl sie die beiden Arten synonymisieren (o = 7, b = 3 bzw. o = 5, b = 5). FOISSNER (1988) schlägt daraufhin folgende Einstufung vor: o-b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Bedarf weiterer Untersuchungen. Bevorzugt im Plankton stehender, nicht zu kalter Gewässer.



Carchesium pectinatum in vivo (1, 2, 5, 8, 9, aus KAHL 1935; 3, 4, nach SVEC 1897 aus KAHL 1935; 6, 7, nach SVEC 1897; 10, aus ZACHARIAS 1897; 11, aus GAJEWSKAJA 1933; 12, aus VOIGT 1902). **1:** Große Kolonie. Der Pfeil markiert jenen Nebenstiel, der sich als nächster vom Hauptstiel ablösen wird. **2, 8:** Teil des Hauptstiels mit einer Verzweigung. Die Myoneme (kontraktile Fasern) sind nicht verbunden (→ Taxonomie). **3:** Kleine, vermutlich abnorme (gequetschte?) Kolonie. **4, 5:** Gestreckte Zooide, ? μm, 60 μm. Die Pfeilspitze in Abb. 4 weist auf die kammförmige Struktur am Stiel, der Pfeil auf die kontraktile Vakuole. **6, 9:** Unteres Ende eines Stiels. **7:** Oberes Ende eines Stiels mit der kammförmigen Struktur (Pfeil). **10:** Teil einer Kolonie mit 3 (wahrscheinlich zu schlank gezeichneten) Zooiden. **11:** Kolonie aus dem Baikalsee. Die Pfeile weisen auf die kammförmigen Strukturen. **12:** Teil einer Kolonie. Der Pfeil zeigt die Schwimmrichtung an. Ma = Makronucleus, My = Myoneme (kontraktile Fasern).

Zoothamnium arbuscula (EHRENBERG, 1831) EHRENBERG, 1838

1831 *Zoocladium arbuscula* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 94 (ohne Abbildung).
1838 *Zoothamnium arbuscula* - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 289 (Abbildung; kombinierender Autor und Revision).
1881 *Zoothamnium arbuscula* EHR. - KENT, Manual infusoria II, p. 694 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1892 *Zoothamnium arbuscula* EHRBRG. - ENTZ, Math. naturw. Ber. Ung., 10: 5 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1903 *Zoothamnium geniculatum* AYRTON, J. Quekett microsc. Club, 8: 407 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Fluß in England).
1925 *Zoothamnium geniculatum* AYRTON - WESENBERG-LUND, K. danske Vidensk. Selsk. Skr., 10: 1 (sehr ausführliche Wiederbeschreibung und Darstellung des Lebenszyklus nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Zoothamnium arbuscula* EHRENBERG, 1839 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 745 (Revision).
1980 *Zoothamnium* - MÜLLER, Mikrokosmos, 69: 222, 334 (durch Mikrofotografien belegter Nachweis aus dem Großen Heiligen Meer, Deutschland).

Nomenklatur und Taxonomie

EHRENBERG (1838) nennt in seiner Synonymieliste 4 ältere Namen. Warum er keines dieser Synonyme verwendet, sondern einen neuen Namen einführt, ist unklar. Wegen dieser komplizierten, bisher nicht geklärten Nomenklatur folgen wir nicht der Klassifikation von JANKOWSKI (1985), der für jene *Zoothamnium*-Arten, die keine Makrozooide bilden, die Gattung *Mesothamnium* errichtet hat. Mehrere Populationen sind unbestimmbar (z. B. BIERNACKA 1959, WAILES 1943).

Differentialdiagnose

1) Zwei Typen von Zooiden. Mikrozooide (entsprechen den Zooiden der anderen Peritrichen, sind aber nicht zur Schwärmerbildung befähigt) im gestreckten Zustand 40-70 μm lang. Voll entwickelte Makrozooide (= Makronten oder Ciliosporen, weil sie der Verbreitung dienen; Abb. 15-17) in vivo 200-250 x 180 μm, wegen ihrer Größe und kugeligen Gestalt sehr auffallend (Abb. 4-6, 8, 11, 22).

2) Mikrozooide im gestreckten Zustand asymmetrisch-glockenförmig, unterhalb des Peristomkragens leicht eingezogen (Abb. 1-3, 19). Makrozooide meist ellipsoid, selten kugelig (Abb. 4, 6, 8, 11, 22).

3) Mikrozooide kontraktil.

4) Makronucleus halbkreisförmig in Zellmitte (Abb. 1-3, 9, 10, 12).

5) Kontraktile Vakuole unterhalb des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 2).

6) Pellicula nicht auffallend strukturiert.

7) Makrozooide ohne funktionierenden Oralapparat. Peristomkragen der Mikrozooide bis 50 μm im Durchmesser, ragt leicht über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am konvexen, leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge. Mundtrichter ungefähr 1/2körperlang (Abb. 2, 3).

8) Hauptstiel dreigeteilt: zwischen Anheftungsstelle (Basalplatte) und erstem "Gelenk" bis 1 mm lang, nur etwa 7 μm breit und ohne kontraktile Faser; mittlerer und oberer Teil zusammmen etwa 2.5 mm lang, oberer Teil 40-60 μm breit und meist mit unregelmäßiger Wand (Abb. 6, 12, 13, 20). Bei der Kontraktion verkürzt sich der Stiel zweifach, nämlich durch einen Knick im untersten "Gelenk" und durch eine doppelte, S-förmige Krümmung des obersten Stielabschnittes (Details bei ENTZ 1892). Der mittlere Teil bleibt gestreckt und zur Seite gekippt, der untere ist starr (Abb. 5, 8, 20, 21). Wächst bei der Koloniebildung mit 6-8 μm/min (FURSSENKO 1924).

9) Voll entfaltete Kolonien bäumchenförmig und scheindoldenartig verzweigt, erinnern sehr an ein Staubwedel, bis 6 mm hoch, ziemlich konstant mit 9 Hauptästen. Die Hauptäste treiben alternierend kurze Seitenäste, so daß jeder Hauptzweig einem Farnwedel ähnelt (Abb. 4, 6-8, 11, 18, 19; Details bei FURSSENKO 1924 und WESENBERG-LUND 1925). Bei Störung kontrahiert sich die Krone zu einer Kugel (Abb. 5). Kolonien festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen des auffallenden Habitus, der Größe der Kolonien und der Bildung von Makrozooiden (nur bei "reifen" Kolonien!) wohl kaum mit einer anderen Peritrichen-Art des Süßwassers zu verwechseln. *Zoothamnium alternans* CLAPAREDE & LACHMANN und *Z. niveum* EHRENBERG sind marine Formen und nicht von einem Punkt aus verzweigt. → *Carchesium polypinum* bildet keine Makrozooide und die Myoneme sind in den Stielverzweigungen nicht verbunden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine sehr außergewöhnliche, jedoch seltene Art, die bevorzugt in meso- und eutrophen stehenden Gewässern (Tümpeln, Seen, Speicherseen), aber auch in Fließgewässern vorkommt (AYRTON 1903). Die Kolonien hängen auf verschiedenen Substraten, am häufigsten jedoch auf den Blattunterseiten submerser Makrophyten (*Elodea*, Nymphaceen). MÜLLER (1980a,b) und MÜCKE (1979) fanden *Z. arbuscula* im Großen Heiligen Meer, einem kleinen meso- bis eutrophen See nahe Münster, im klaren Wasser in etwa 30 cm Tiefe. Von LIEPA (1984) aber auch im Pelagial oligo- und eutropher Seen in der UdSSR gefunden. BOCK (1960) beobachtete *Z. arbuscula* mit hoher Abundanz im betamesosaproben Bereich der mittleren Schlei. BERECZKY (1977b) zählte im Plankton der beta- bis alphamesosaproben Donau bei Göd bis zu 21 Ind./l, TAYLOR (1983b) bis zu 14 Ind./cm^2 in einem mäßig stark belasteten Fließgewässer. MAUCH (1988) beobachtete sie im beta- bis alphamesosaproben Rhein bei Karlsruhe. Die Nachweise aus stärker verunreinigten Flüssen in Lettland (LIEPA 1983) sind so wie die vorangegangenen nicht durch Abbildungen belegt. Mehrere Funde aus dem Hamburger Hafen und dem Elbe-Aestuar (HENTSCHEL 1916, KNÜPLING 1979, RIEDEL-LORJE 1981, TENT 1981). Vorkommen weitgehend auf die Sommermonate beschränkt; die Überwinterung erfolgt wahrscheinlich in Form von enzystierten Makrozooiden (FAURE-FREMIET 1967). Nach KENT (1881), SCHRÖDER (1906d), KUMSARE et al. (1974) und anderen auch marin (Verwechslung mit *Z. alternans*?). Sicher belegt aus Europa, nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Asien, Nord- und Südamerika, Afrika und Australien; Verbreitung also wahrscheinlich kosmopolitisch.

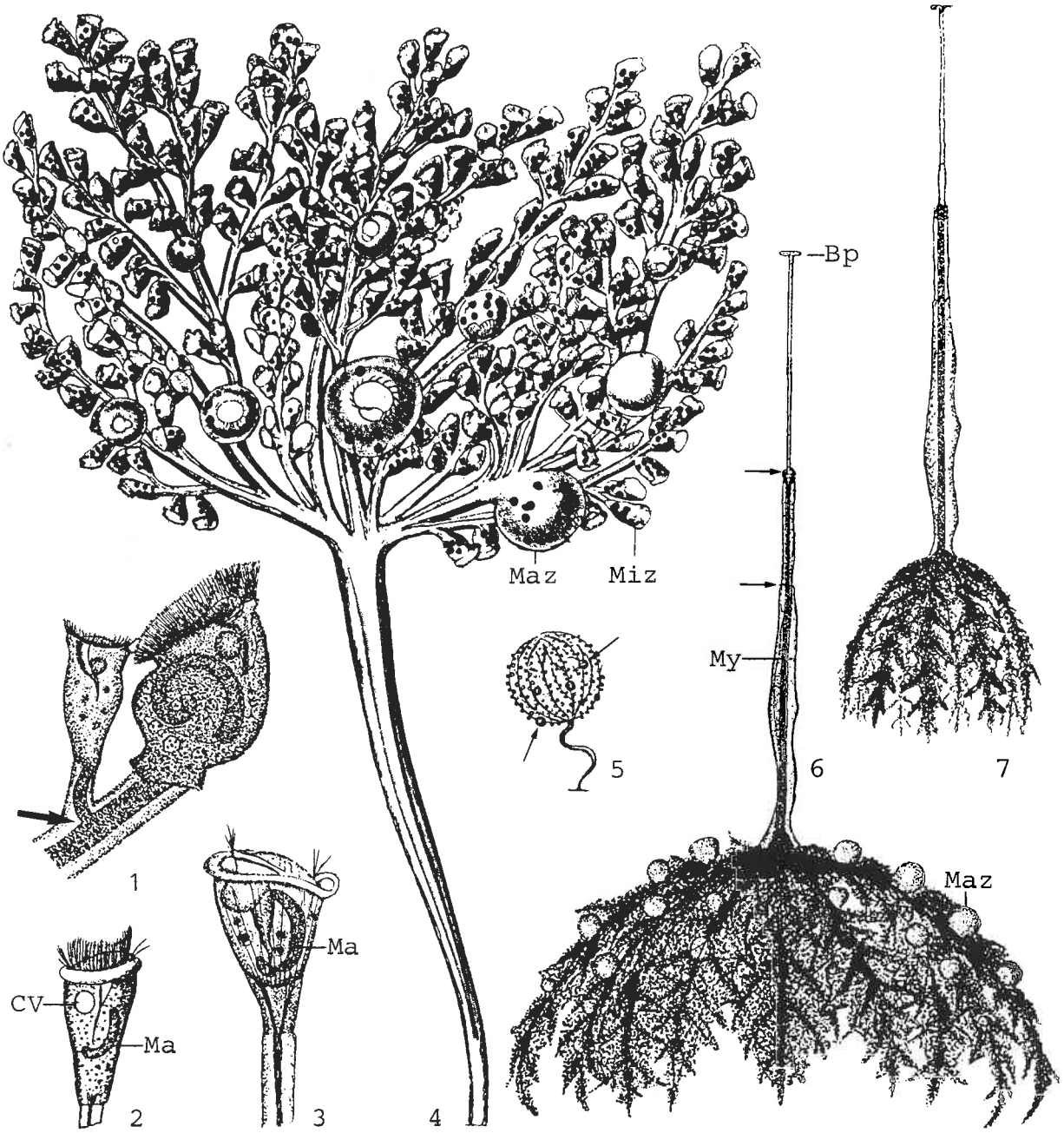
Spezielle autökologische Daten: Makrozooide nicht zur Nahrungsaufnahme befähigt, werden von den Mikrozooiden (= nutritive zooids; WESENBERG-LUND 1925) ernährt, die Bakterien fressen. Biomasse von 10^6 Mikrozooiden nach SCHÖNBORN (1982b) 72 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 55 mg. SCHÖNBORN (1982b) gibt für eine Population aus der alphamesosaproben mittleren Saale (3-18 °C; 8-10 mg/l O_2; BSB_5 ≤6 mg/l; Saprobienindex = 2.5) folgende autökologische Daten: Nahrungsaufnahme je Individuum und Tag = 720 Bakterien (bedarf

der Überprüfung), Generationszeit = 72-240 h ($\bar{x}$ = 128 h), mittlere Abundanz = 8 Ind./cm^2, Jahresproduktion = 1500 Ind./cm^2 bzw. 1255 mg/m^2, P/B = 218.

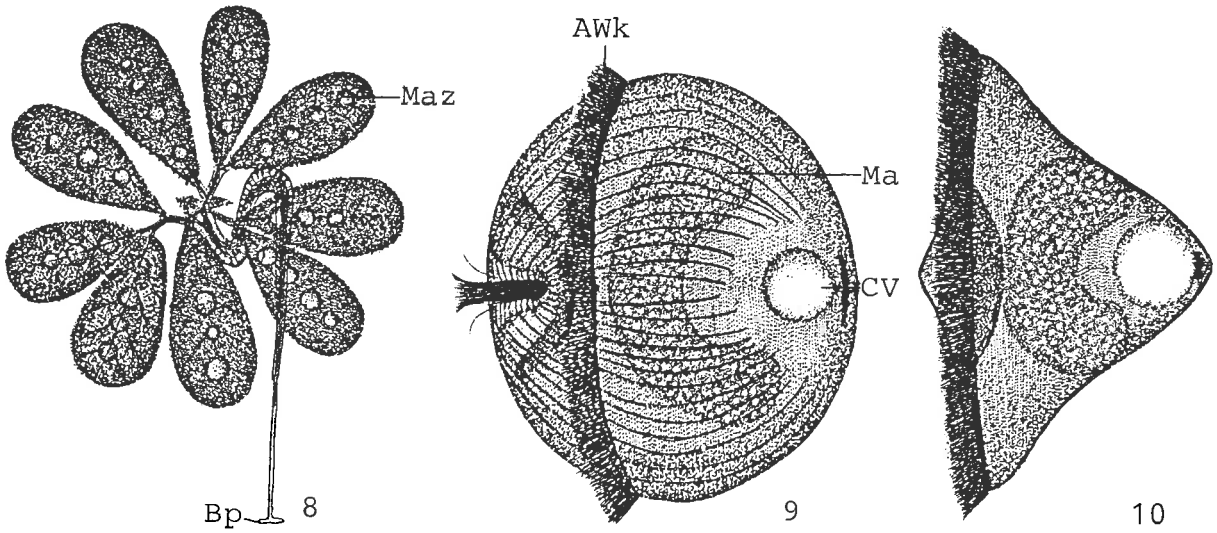
KLIMOWICZ (1970, 1972, 1973) will bis zu 2600 Ind./ml in sehr schwach belastetem Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen gefunden haben: Raumbelastung = 0.17 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.03 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 5.8 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 91 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 2.7 mg/l, Temperatur = 12-22 °C. Es ist schwierig vorstellbar, daß diese Art, die wahrscheinlich sehr empfindlich auf mechanische Reize reagiert, in einem turbulenten Belebtschlamm vorkommt.

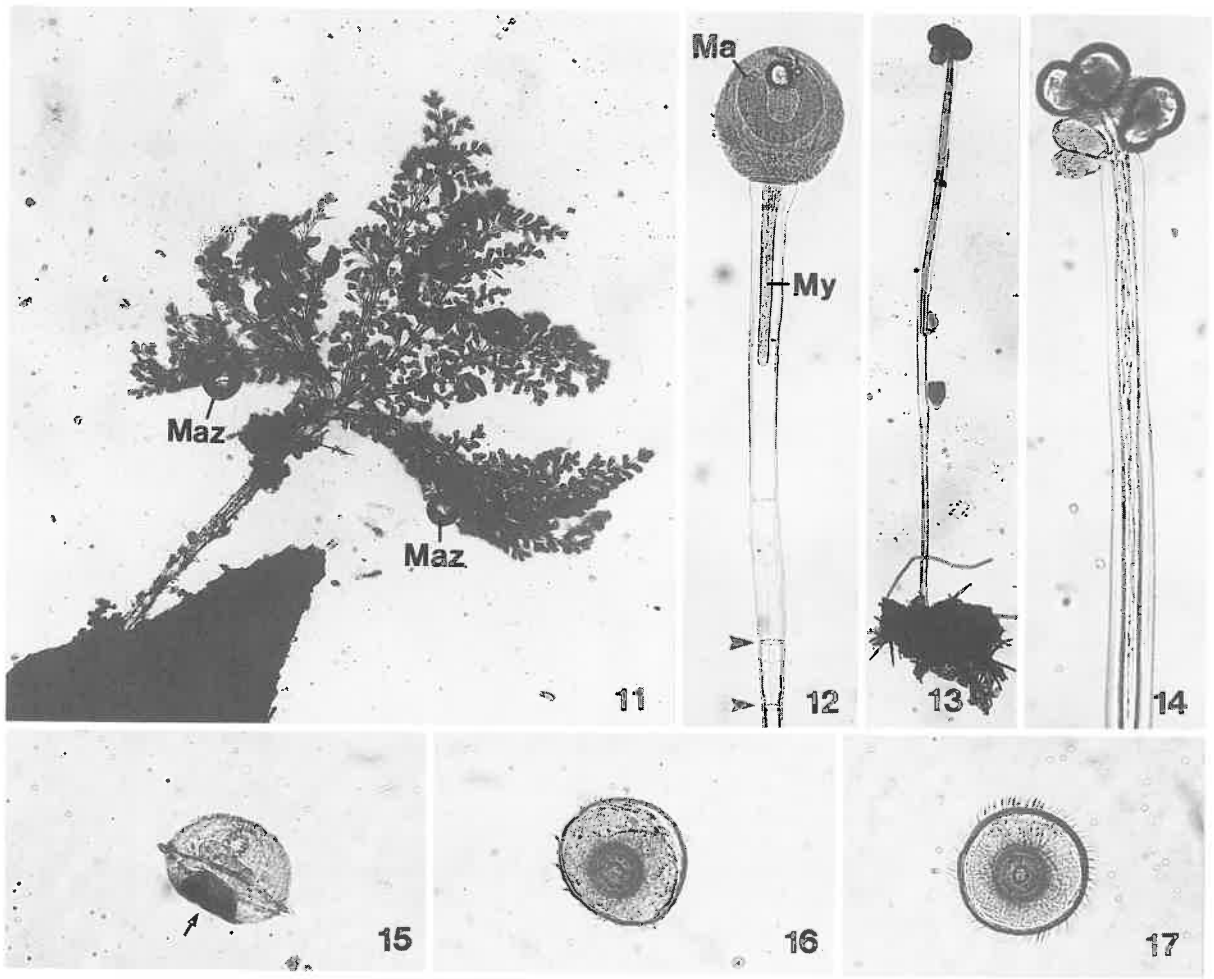
Große Kolonien von *Z. arbuscula* werden gelegentlich von bis zu 30 Rädertieren der Art *Proales petromyzon* (EHRENBERG) parasitiert, die hier ihre Eier ablegen und die Mikrozooide fressen (AYRTON 1903, WESENBERG-LUND 1925).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-a; a = 4, p = 6, I = 3, SI = 3.6. Diese Verteilung, besonders der hohe polysaprobe Anteil, widerspricht ziemlich allen uns bekannten Fundortangaben und auch der Literaturübersicht von MAUCH (1976), die auf eine Bevorzugung der Betamesosaprobie hinweist. Die stehenden Gewässer hatten meist meso- oder eutrophen, die Fließgewässer überwiegend beta- bis alphamesosaproben Charakter. Wir schlagen daher folgende geänderte Einstufung vor: b-a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Bevorzugt mehr oder weniger stark eutrophe, pflanzenreiche Gewässer und langsam fließende, große Flüsse. Vorkommen weitgehend auf die Sommermonate beschränkt.

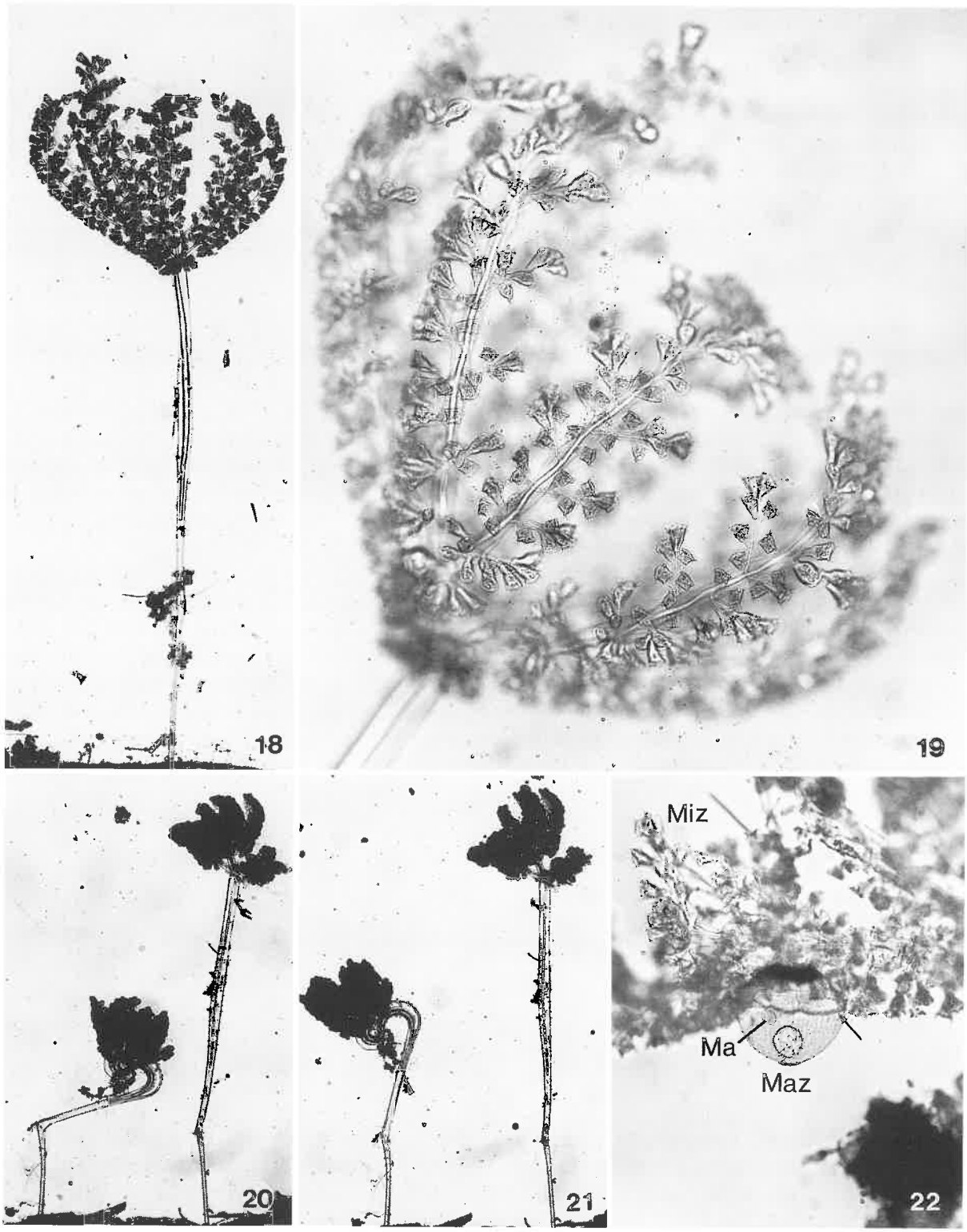


Zoothamnium arbuscula in vivo (1, 3, 6, 7, aus WESENBERG-LUND 1925; 2, 5, aus KENT 1882; 4, aus EHRENBERG 1838). **1:** Ein Mikrozooid und ein junges Makrozooid. Der Pfeil weist auf die verbundenen kontraktilen Fasern im Stiel. **2, 3:** Gestreckte Mikrozooide, 68 μm, ? μm. **4, 6:** Große, entfaltete Kolonien mit zahlreichen Makrozooiden, jene in Abb. 6 hängt am Substrat (Pfeile: "Gelenke" des Hauptstiels). **5:** Kontrahierte Kolonie mit mehreren Makrozooiden (Pfeile). **7:** Etwa 5 Tage alte Kolonie ohne Makrozooide. Bp = Basalplatte, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Maz = Makrozooid, Miz = Mikrozooid, My = Myoneme (kontraktile Fasern) des Hauptstiels.





Zoothamnium arbuscula in vivo (8-10, aus WESENBERG-LUND 1925; 11-17, Hellfeldaufnahmen aus MÜLLER 1980a,b). **8:** Entfaltete Kolonie von unten gesehen (beachte die Farnwedelform). **9:** Makrozooid kurz vor der Ablösung von der Kolonie. **10:** Abgelöstes Makrozooid (Schwärmer) in Seitenansicht. **11:** Entfaltete Kolonie mit 6 Makrozooiden. **12-14:** Entstehung einer Kolonie aus einem Makrozooid durch mehrmalige Teilung. Die Pfeilspitzen in Abb. 12 zeigen auf die "Gelenke" des noch nicht voll entwickelten Hauptstiels. **15-17:** Frei schwimmendes Makrozooid von der Seite, von schräg unten und von unten gesehen. Der Pfeil in Abb. 15 weist auf die Scopula-Region (Stielbildungs-Organell). AWk = aboraler Wimpernkranz, Bp = Basalplatte, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Maz = Makrozooid, My = Myoneme (kontraktile Fasern des Hauptstiels).



Zoothamnium arbuscula in vivo (18-22, Hellfeldaufnahmen aus MÜLLER 1980a). **18, 19:** Fast vollständig entfaltete Kolonie ohne Makrozooide. **20, 21:** Wiederentfaltungsstadien von zwei Kolonien nach einer Schreckreaktion. Beachte die eigenartige Kontraktionsweise des Hauptstiels. **22:** Ablösungsreifes Makrozooid mit dem aboralen Wimpernkranz (Pfeil). Ma = Makronucleus, Maz = Makrozooid, Miz = Mikrozooide.

Zoothamnium kentii GRENFELL, 1884

1884 *Zoothamnium kentii* GRENFELL, J. Microsc. nat. Sci., 3: 133.
1916 *Zoothamnium* spec. a. - HENTSCHEL, Mitt. zool. Mus. Hamb., 33: 16 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Hamburger Hafen).
1935 *Zoothamnium hentscheli* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 747 (Synonym; Errichtung der Art nach der Beschreibung von HENTSCHEL; Revision).
1952 *Zoothamnium hentscheli* HENTSCHEL 1916 - HAMMANN, Arch. Hydrobiol., 47: 217 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Poppelsdorfer Weiher in Bonn).

Nomenklatur und Taxonomie

Zoothamnium kentii GRENFELL wurde bisher offensichtlich übersehen, da es weder bei KAHL (1935) noch bei JANKOWSKI (1985) aufscheint. Das Zitat der Originalbeschreibung der von KAHL (1935, p. 748) erwähnten *Z. kenti* LEIDY ist uns, ebenso wie KAHL, unbekannt. Sollte es die Art von LEIDY doch geben und die Schreibweise in KAHL (1935) stimmen, so besteht wahrscheinlich weder Synonymie noch primäre Homonymie, da die Form von LEIDY vermutlich Makrozooide bildet und "*kenti*" nur mit einem "i" geschrieben wird.

SCHARF (1961) und BERNERTH (1982) messen - im Gegensatz zu uns - dem charakteristischen Detritusbelag von *Z. kentii* keine besondere Bedeutung bei und vermuten, daß sie mit → *Z. procerius* identisch ist. Genauere taxonomische Untersuchungen fehlen für beide Formen, weshalb keine übereilte Synonymisierung vorgenommen werden sollte. Die Population von BIERNACKA (1962, 1963) besitzt diesen typischen Detritus- und Organismenbelag nicht; wir stellen sie daher zu → *Z. procerius*. Dies gilt auch für das auffallend schlanke *Z. hentscheli* sensu PARTALY (1978) aus dem Schwarzen Meer. Sämtliche *Zoothamnium*-Arten sind ausführlich wiederzubeschreiben.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 50-90 x 30-45 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand leicht asymmetrisch-glockenförmig (Abb. 3, 5, 6, 11).

3) Kontrahierte Zooide kugelig (Abb. 1, 7-10, 12-15, 20).

4) Makronucleus halbkreisförmig in Zellmitte (Abb. 6, 20).

5) Kontraktile Vakuole in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 5, 6, 11).

6) Pellicula der Zooide und Stiele stets dicht mit Detritus belegt, Kolonien daher dunkel und rauh (Abb. 1-16, 18, 19). Nach unseren Erfahrungen sind sie häufig mit großen Detritusflocken bedeckt, die sich offensichtlich durch eine kontinuierliche Schleimabsonderung der Zooide und Anlagerung von Detritus bilden. Bei Exemplaren, die mit dem Deckglas etwas gedrückt werden, löst sich die Detritushülle ab und die Zooide und Stiele werden glatt und hell (wie → *Z. procerius*; Abb. 17, 18, 20-22).

7) Peristomkragen etwa 40-50 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden leicht über den Körperrand. Peristomdiskus leicht schräg herausgehoben. Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 5, 6, 11).

8) Hauptstiel kaum, Nebenstiele stark kontraktil, so wie die Zooide mit Detritus belegt. Kontraktile Fasern (Myoneme) bei den Verzweigungen verbunden (Abb. 3, 6, 18, 20, 21, Pfeile). Verzweigung

unregelmäßig, meist alternierend, in den unteren Bereichen manchmal auch dichotom. Hauptstiel bis etwa 450 μm lang, an der Basis 10-14 μm breit (Abb. 1, 2, 4, 7, 13, 18).

9) Gut entwickelte Kolonien mit etwa 80 Zooiden und bis 2.3 mm hoch; durchschnittliche Kolonien bestehen aus etwa 20 Individuen. Ältere Kolonien meist mit breiter Krone und dicht gedrängten Zooiden, da die Endstiele sehr kurz sind (Abb. 1, 2, 4, 6-8, 10-15, 20). Bei Störung kontrahieren sich sämtliche Nebenstiele und Zooide gleichzeitig zu einer Kugel; der Hauptstiel kontrahiert sich weniger oder gar nicht, weshalb die kontrahierten Kolonien wie eine Stecknadel aussehen (Abb. 7, 8, 10). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

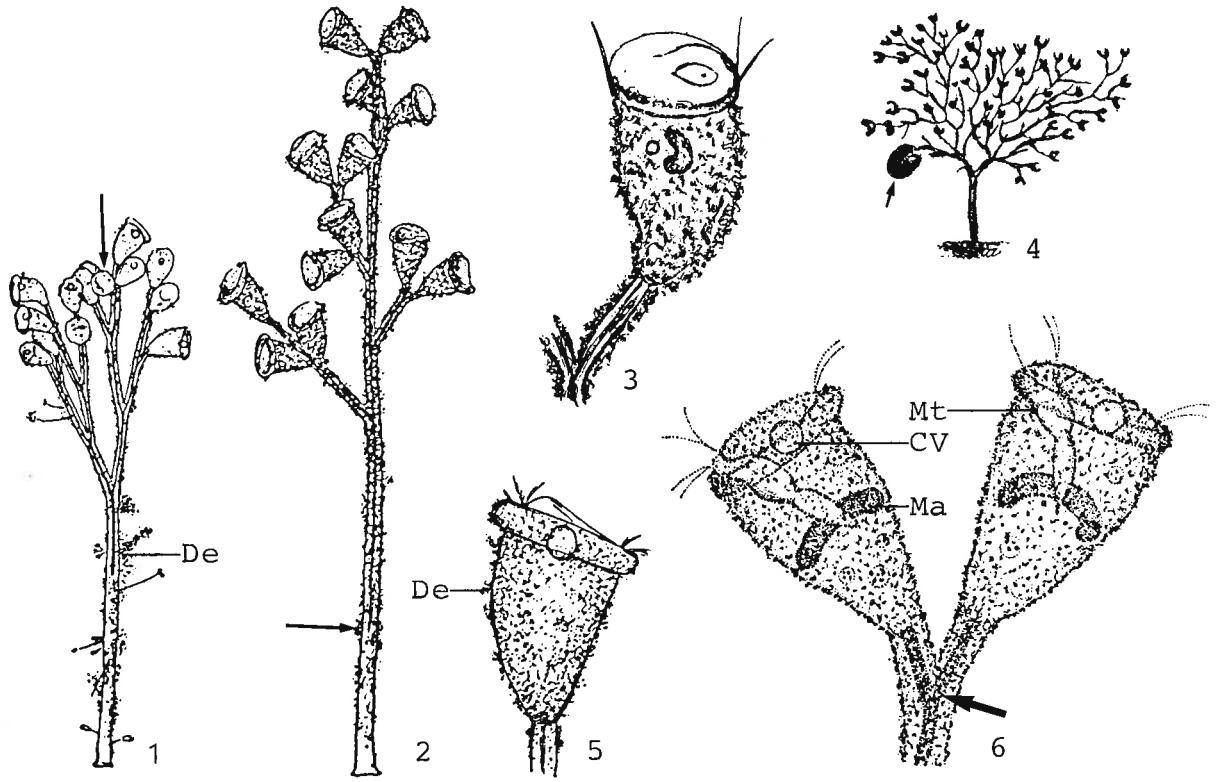
Wegen des auffallenden Detritusbelages eine sehr leicht zu bestimmende *Zoothamnium*-Art (→ *Z. procerius*). Bei *Carchesium* (→ *C. polypinum*) sind die kontraktilen Fasern in den Verzweigungen unterbrochen. Für die Identifikation sind daher die Merkmale 6, 8 wichtig.

Ökologie

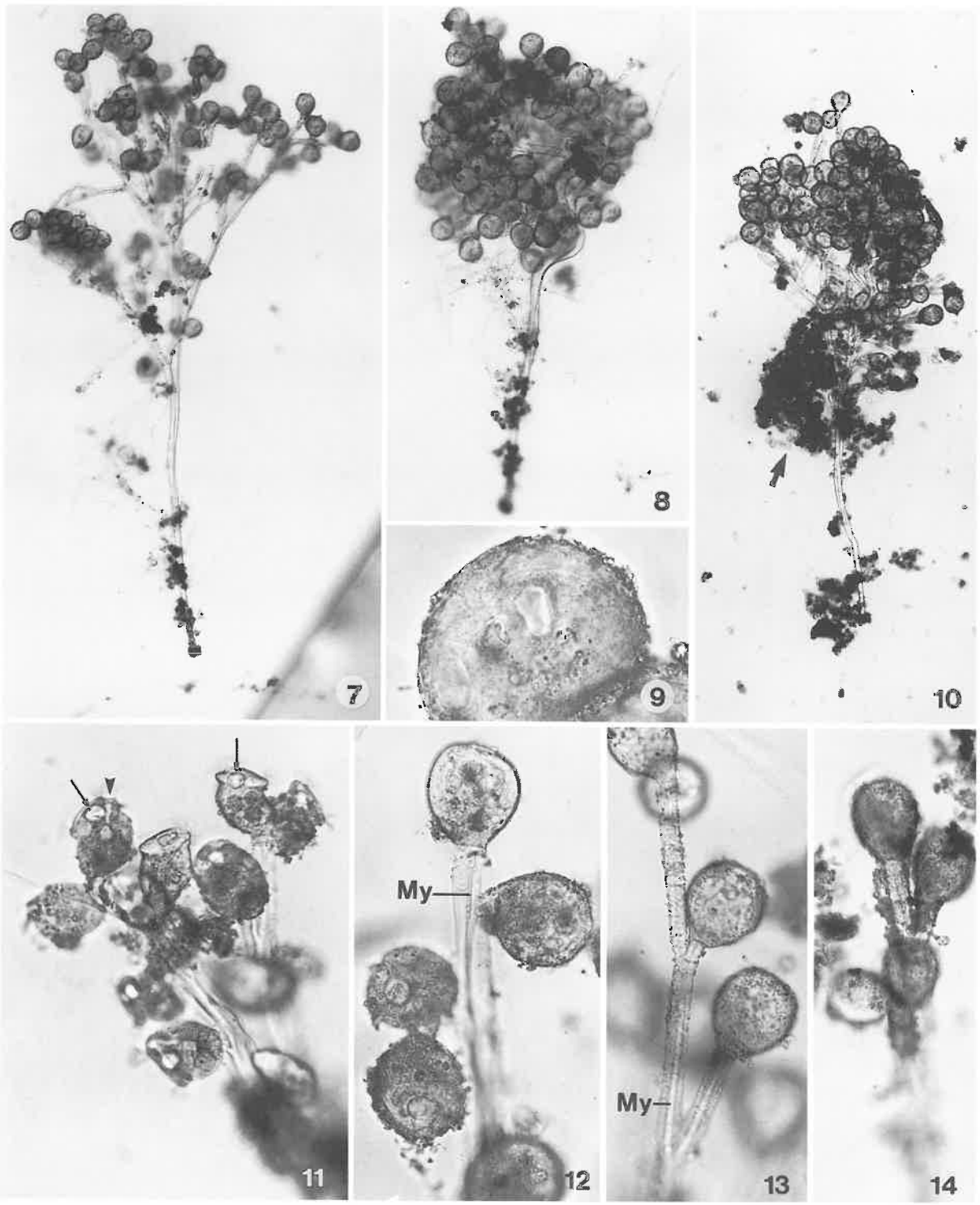
Vorkommen und Verbreitung: Eine nach unseren Erfahrungen nicht sehr häufige Aufwuchsform in mäßig bis stark belasteten Gewässern (Bäche, Flüsse, Weiher, Speicherseen, Seen; z. B. Vils und Amper in Bayern; Abb. 7-22). Nach BUCK (1961) jedoch in den wasserreichen Flüssen Nordwürttembergs weit verbreitet. Die Kolonien sitzen auf verschiedenen Substraten wie eingehängten Objektträgern, Detritus und submersen Makrophyten. HENTSCHEL (1916) und BARTSCH & HARTWIG (1984) zählten im Aufwuchs des Hamburger Hafens bis zu 47 Ind./cm^2, KRIEG & RIEDEL-LORJE (1991) bei beta- bis alphamesosaproben Verhältnissen bis zu 160 Ind./cm^2. HAMMANN (1952) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) fanden *Z. kentii* mäßig häufig bzw. massenhaft im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. HAMMANN (1952) betont, daß sie vor allem detritus- und bakterienreiche Stellen mit niedrigem Sauerstoff- und erhöhtem Ammoniumgehalt bevorzugt und an der Grenze der Schwefelwasserstoffschicht lebt, was mit den Beobachtungen von KRALIK (1958) übereinstimmt, die sie unter alphamesosaproben Verhältnissen fand. Weitere Nachweise: mäßig häufig im beta- bis alphamesosaproben Rhein bei Karlsruhe (MAUCH 1988, 1990); nach 20-30 Tagen Expositionsdauer der Objektträger in einem alphamesosaproben Gebirgsbach in Jugoslawien (PRIMC 1984); vereinzelt im Flußsystem der Nitra, Tschechoslowakei (HANUSKA 1962); mäßig häufig in einem Fluß in Lettland (LIEPA 1973); Speicherseen in der UdSSR (KRAVCHENKO 1969); See in China (SHEN YUNFEN 1980). ALBRECHT (1984) fand *Z. kentii* mit 21 % Präsenz im salzbelasteten, mesosaproben Flußsystem der Weser mit einem Abundanzmaximum im Sommer von 70 Ind./cm^2. Er klassifiziert sie als oligo- bis mesoeuryhalin (bis 3 % Salinität) mit Bevorzugung geringer Abwasserbelastung und schwacher Strömung (etwa 0.1 m/s), was durch die Befunde von RIEDEL-LORJE (1981) und KRIEG & RIEDEL-LORJE (1991) bestätigt wird (wohl deswegen kennen wir die Art aus den rasch fließenden subalpinen und alpinen österreichischen Gewässern nicht; FOISSNER & FOISSNER 1988). Bisher in Europa und Asien nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 40 mg.

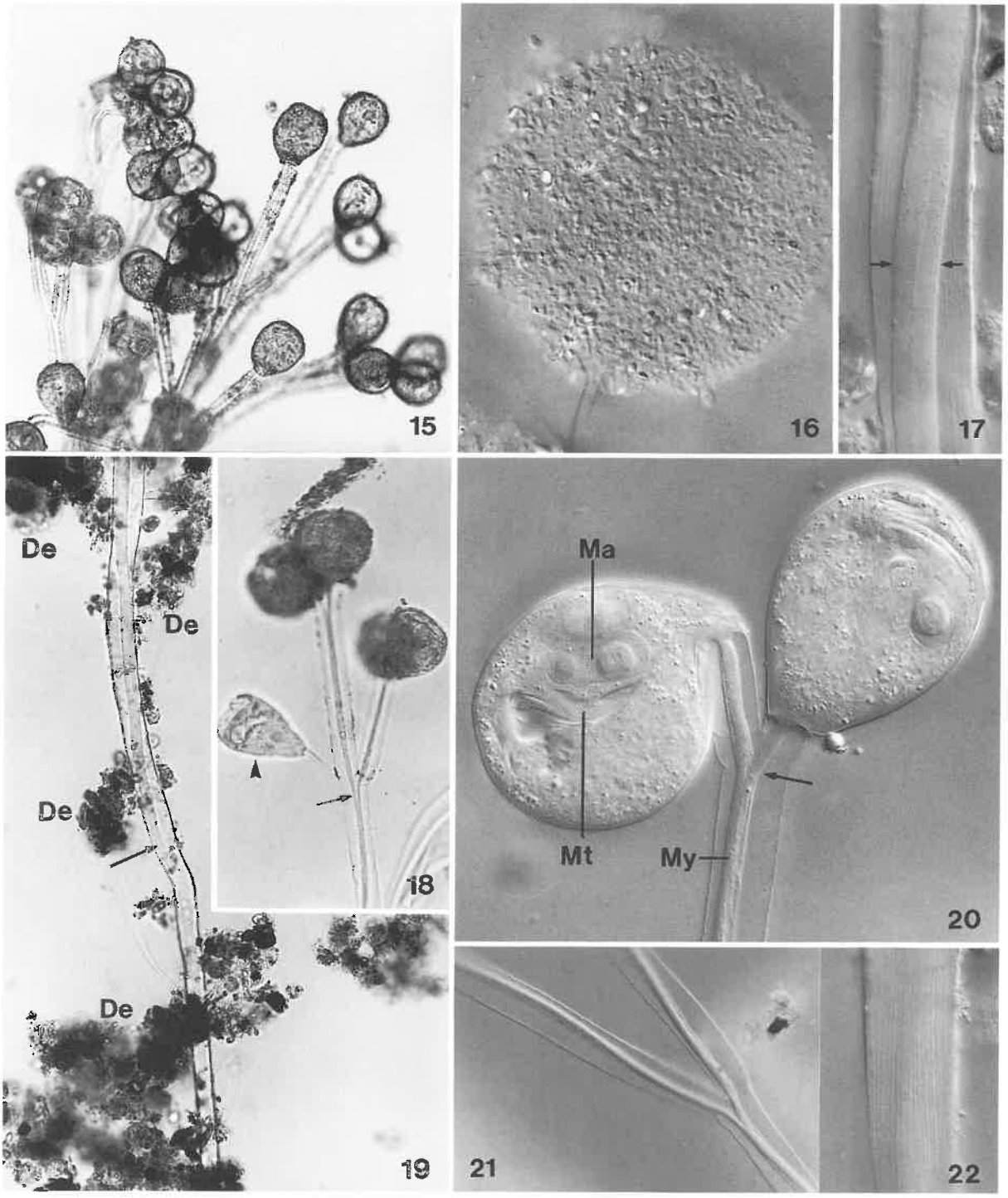
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Von SLADECEK (1987) leicht modifiziert mit b = 6 und a = 4 bewertet. BUCK (1961) stuft sie nach seinen zahlreichen Funden in nordwürttembergischen Fließgewässern dagegen als alphamesosaprob ein. Später korrigiert er den Indexschwerpunkt jedoch auf 2.4 (BUCK 1971). Unsere Nachweise aus alphamesosaproben Abschnitten der Vils in Bayern bestätigen das Vorkommen bei Alphamesosaprobie. Bis zum Vorliegen weiterer Daten schlagen wir vor, die Einstufungen von SLADECEK et al. (1981) und FOISSNER (1988) beizubehalten. Meidet starke Strömung.



Zoothamnium kentii in vivo (1, 2, 5, aus HENTSCHEL 1916; 3, 4, aus GRENFELL 1884; 6, aus HAMMANN 1952). **1, 2:** Kolonien mit Detritus an den Stielen und Zooiden. Der Pfeil in Abb. 1 markiert ein kontrahiertes Zooid, jener in Abb. 2 das Ende der kontraktilen Fasern im Hauptstiel. **3, 5, 6:** Gestreckte Zooide, 50-90 μm. Der Pfeil in Abb. 6 weist auf die verbundenen kontraktilen Fasern der Stiele. **4:** Große Kolonie. Die Kugel (Pfeil) ist ein kontrahierter Teil der Kolonie und sicher kein Makrozooid, da GRENFELL betont, daß diese Form keine Makrozooide bildet. CV = kontraktile Vakuole, De = Detritus, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.



Zoothamnium kentii in vivo (7-14, Originale; Hellfeld). **7:** Entfaltete Kolonie. **8:** Zu einer Kugel kontrahierte Kolonie. **9:** Kontrahiertes Zooid mit dichtem Detritusbelag. **10:** Sich entfaltende Kolonie. Der Detritus hat sich teilweise abgelöst (Pfeil). **11:** Gestreckte Zooide. Die Pfeile weisen auf die kontraktile Vakuole, die Pfeilspitze markiert den Eingang zum Mundtrichter. **12-14:** Kontrahierte Zooide. Die Zooide und Stiele in Abb. 14 sind besonders dick mit Detritus belegt. My = Myoneme (kontraktile Fasern).



Zoothamnium kentii in vivo (15-22, Originale. 15, 18, 19, Hellfeld; 16, 17, 20-22, Interferenzkontrast). **15:** Kolonie mit kontrahierten Zooiden. **16:** Detritusbelag eines Zooids. **17:** Hauptstiel mit Stielmuskel (Pfeile). **18, 20:** Kontrahierte Zooide. Die Pfeile weisen auf die verbundenen kontraktilen Fasern, die Pfeilspitze auf ein leicht kontrahiertes Zooid einer anderen Art, die am Stiel des *Zoothamnium* aufsitzt. **19:** Hauptstiel mit dichtem Detritusbelag. Der Pfeil weist auf das Ende des Stielmuskels. **21:** Verzweigung eines Nebenstiels. **22:** Oberfläche des fein gestreiften Hauptstiels. De = Detritusbelag, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (kontraktile Fasern).

Zoothamnium procerius KAHL, 1935

1916 *Zoothamnium* spec. b. - HENTSCHEL, Mitt. zool. Mus. Hamb., 33: 18.
1935 *Zoothamnium procerius* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 747 (Errichtung der Art nach der Beschreibung von HENTSCHEL; Revision).
1974 *Zoothamnium procerius* KAHL 1935 - KÜSTERS, Arch. Hydrobiol., 45: 204 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Brackwasserbereich des Königshafens bei List, Sylt).
1982 *Zoothamnium procerius* KAHL 1935 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 186 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain).

Taxonomie

Einige Autoren (z. B. BERNERTH 1982, SCHARF 1961) vermuten, daß *Z. procerius* und die mit Detritus belegte → *Z. kentii* synonym sind. Wir folgen jedoch KAHL (1935; → *Z. kentii*). Detrituslose Populationen, die als *Z. kentii* bestimmt wurden, werden von uns daher zu *Z. procerius* gestellt (z. B. BIERNACKA 1962, 1963, PARTALY 1978). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich. NENNINGER (1948) fand auf Kleinkrebsen 2 Varietäten (*Z. procerius* var. *varius* und *Z. procerius* f. *ovatum*). Beide haben einen genabelten Diskus und sind daher wahrscheinlich andere Arten.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand etwa 60-80 x 27-46 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand leicht asymmetrisch-glockenförmig, unterhalb des Peristomkragens meist leicht eingezogen (Abb. 3-6, 9-12).

3) Kontrahierte Zooide kugelig, vorne mit wenig ausgeprägter schnauzenförmiger Erhebung (Abb. 4-6).

4) Makronucleus halbkreisförmig etwa in Zellmitte (Abb. 4, 5).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 4).

6) Pellicula quer gestreift, ohne Detritusbelag (Abb. 1-12).

7) Peristomkragen etwa 30-50 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden leicht über den Körperrand. Peristomdiskus nur wenig schräg herausgehoben und kaum gewölbt. Mundtrichter etwa 1/2körperlang (Abb. 3-6, 9-12).

8) Stiel kontraktil. Kontraktile Fasern (Myoneme) bei den Verzweigungen verbunden (Abb. 4, 6, 7, 11, Pfeile). Verzweigung meist unregelmäßig dichotom. Hauptstiel 11-14 μm breit.

9) Durchschnittliche Kolonien mit etwa 15-20 Zooiden. Die erste Verzweigung des Hauptstiels bei 250-300 μm und damit meist weiter unten als bei → *Z. kentii.* Zooide annähernd regelmäßig über die Kolonie verteilt (Abb. 1, 2, 5). Kontrahierte Kolonie wahrscheinlich so wie bei → *Z. kentii* stecknadelförmig. Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

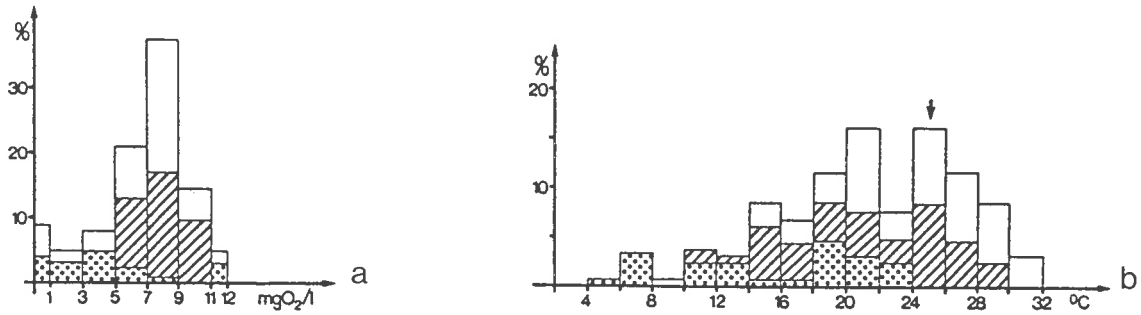
Verwechslungsmöglichkeiten

Gestalt und Größe der Zooide und Kolonie recht ähnlich → *Z. kentii* (Zooide und Stiele dicht mit Detritus belegt, Zooide etwas gedrungener, Verzweigung beginnt weiter von der Basis entfernt, Zooide dicht gedrängt angeordnet, bevorzugt geringe Strömung) und *Z. thiophilum* STILLER (Stiel etwa 15 μm breit, polysaprob und thiophil). Bei *Carchesium* (→ *C. polypinum*) sind die kontraktilen Fasern in den Verzweigungen unterbrochen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in Fließgewässern (z. B. Rhein, Main, Zuflüsse der Donau in Bulgarien) und Aestuaren (Rhonemündung bis zu 4.1 % Salinität, DIETZ 1964; Elbe im Bereich des Hamburger Hafens). Die Kolonien sitzen auf eingehängten Objektträgern, Detritus, Algenwatten und nach BOITSOVA (1976) auch auf Mollusken und Arthropoden. HENTSCHEL (1916) zählte im Aufwuchs des Hamburger Hafens während des Sommers bis zu 1200 Ind./cm^2, wo sie nach TENT (1981) ganzjährig vorkommt. SCHMITZ (1985) und MAUCH (1988, 1990) fanden *Z. procerius* als dominante Aufwuchsform im beta- bis alphamesosaproben Rhein überwiegend bei mittlerer Strömung (0.3-0.5 m/s) bzw. mäßig häufig wenige Wochen nach dem Chemie-Unfall bei Sandoz. RIEDEL-LORJE (1981) beobachtete in der beta- bis alphamesosaproben Unterelbe im 2wöchigen Aufwuchs Massenentwicklungen von 9000 Ind./cm^2 bei 21 °C und bei 25 °C noch regelmäßiges Vorkommen. Sauerstoffkonzentrationen um 1 mg/l führten zu keiner erkennbaren Bewuchsminderung. BERNERTH (1982) dagegen berichtet, daß *Z. procerius* bei 4 mg/l O_2 einen Anteil von 30 % an der Ciliatenzönose des Aufwuchses erreicht, bei Werten unter 1 mg/l dagegen nur mehr 1-5 %. Sie faßt die ökologischen Daten der Untersuchungen am Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain folgendermaßen zusammen: "*Z. procerius* kann als eine rheophile Art bezeichnet werden, die abwasserbelastete Gewässer bei reichlichem Sauerstoffangebot nicht meidet und deren Teilungsaktivität durch Temperaturen über 20 °C beschleunigt wird. Temperaturschwankungen von 6-8 °C können bei guter O_2-Versorgung und Wasserbewegung verkraftet werden". Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 45 mg. Obere Temperaturgrenze nach SCHARF (1961) 36 °C, Optimumbereich 18-28 °C (BERNERTH 1982). Optimum im Sauerstoffspektrum 5-11 mg/l (BERNERTH 1982). Autökologische Datensammlung → Ökogramme a, b und Tabelle.



Ökogramme von *Zoothamnium procerius* (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung im Sauerstoff- und Temperaturspektrum im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Der Pfeil im Ökogramm b markiert die Temperatur, bei der größere Populationen registriert wurden. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf zum Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

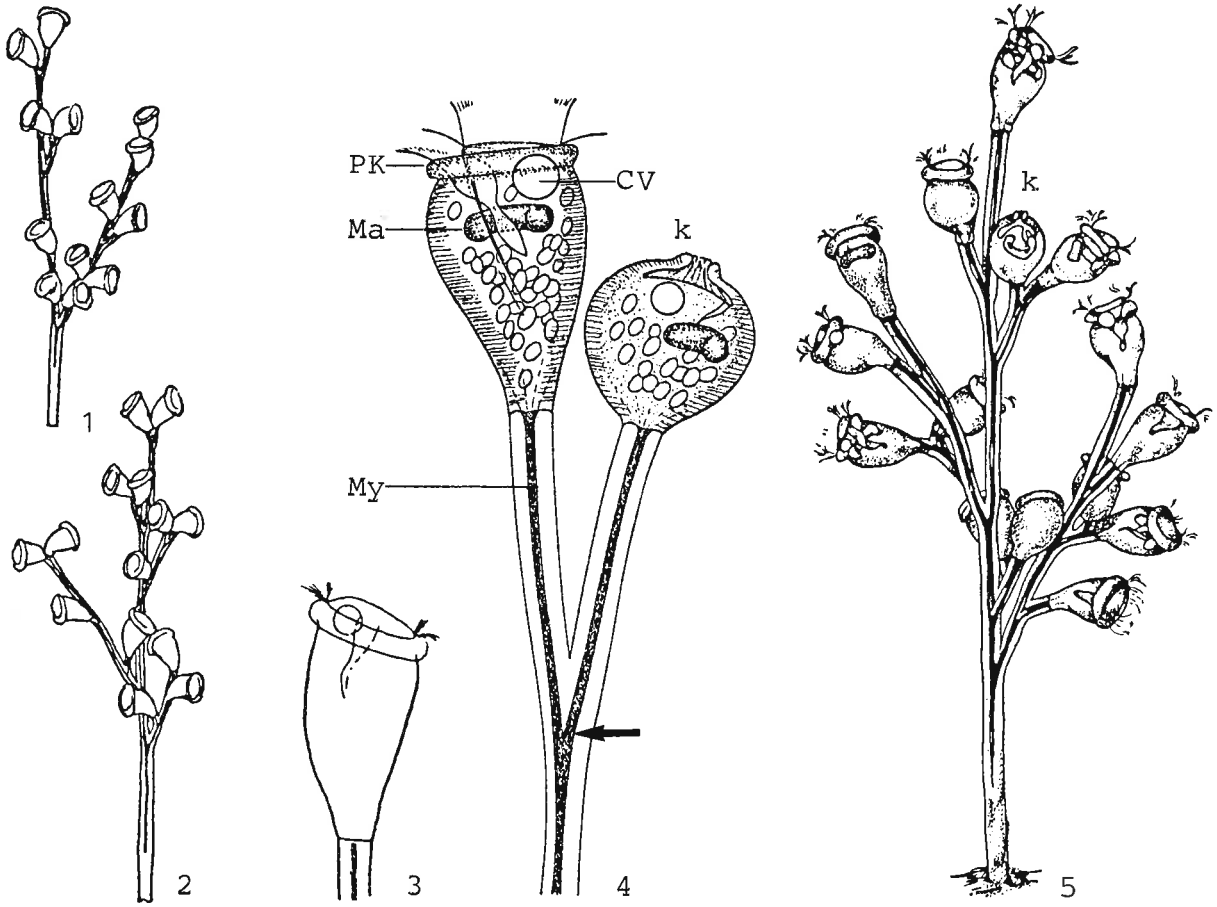
Tabelle: Milieuspektra von ***Zoothamnium procerius*** (Analysenzahlen unbekannt). Die Angaben von DETCHEVA (1972c, 1983b) basieren auf Analysen bulgarischer Fließgewässer, jene von KÜSTERS (1974) auf Analysen des deutlich saproben Königshafens in List/Sylt und jene von BERNERTH (1982) auf Untersuchungen des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain.

Faktor	DETCHEVA	KÜSTERS	BERNERTH
Frequenz (%)	1.2-3.5	-	-
°C	9-25	12-20	4-32
pH	7.2-8.1	7.6-8.3	6.7-8.5
O_2 (mg/l)	2.3-12.4	9.1-10.8	0.5-12
O_2 (% Sättigung)	21-100	-	-
BSB_5 (mg/l)	2.7-58	-	-
DOC (mg/l)	-	-	6-24
NH_4^+-N (mg/l)	0-0.46	-	-
NO_3^--N (mg/l)	0.31-4.3	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0-0.12	-	-
Salzgehalt (%)	-	0.9-2.6	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	5-10[1]	0.013-0.29[2]

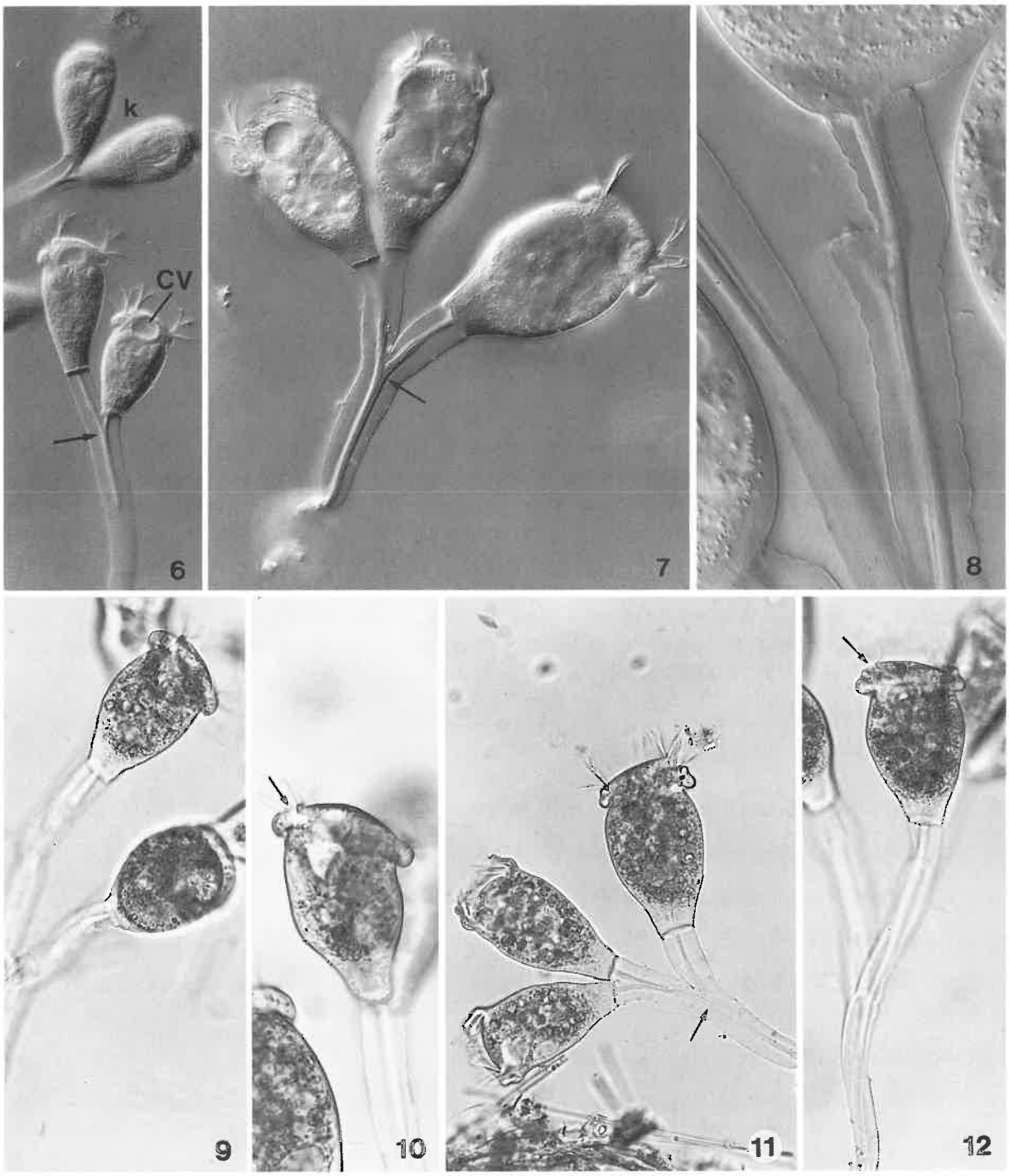
[1] Direktzählung in HELBER-Kammer. [2] Plattenmethode.

RIEDEL-LORJE (1981) untersuchte die Wirkung von gereinigtem Produktionsabwasser aus einem Betrieb zur Herstellung von Chlor, Natronlauge, chlorierten Kohlenwasserstoffen, Propylenoxid, Propylenglycol, Glycerin, Methylcellulose sowie Epoxidharzen. Bei einer Verdünnung dieses Abwassers (max. 29 °C, pH 7.0-9.0, 5000 mg/l Cl^-) von 1 : 5 mit Elbewasser (-0.5-21.6 °C, pH 6.8-7.9, BSB_1 bei Gewässertemperatur 0.0-4.9 mg/l, 130-1280 mg/l Cl^-) erreichte *Z. procerius* die maximale Individuendichte.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Diese Verteilung paßt gut auf die meisten Fundortangaben und die Milieuspektra (→ Tabelle). Einige Werte (58 mg/l BSB_5; 24 mg/l DOC; Massenentwicklung bei 1 mg/l O_2) dagegen indizieren sogar eine Toleranz gegenüber starker Belastung mit leicht abbaubaren organischen Verbindungen. Die von SLADECEK (1987) vorgeschlagene Änderung auf b = 6 und a = 4 ist daher unbegründet.



Zoothamnium procerius in vivo (1-3, aus HENTSCHEL 1916; 4, aus KÜSTERS 1974; 5, aus BERNERTH 1982). **1, 2, 5:** Mittelgroße Kolonien, Höhe der Kolonie in Abb. 5 etwa 650 μm. **3:** Gestrecktes Zooid, ? μm. **4:** Teil einer Kolonie mit einem gestreckten (70 μm) und einem kontrahierten (k) Zooid. Der Pfeil weist auf die verbundenen kontraktilen Fasern. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (kontraktile Fasern), PK = Peristomkragen.



Zoothamnium procerius in vivo (6-8, aus BERNERTH 1982 und Originale derselben Population; 9-12, Originale einer Population aus einem beta- bis alphamesosaproben Fließgewässer in Bayern. 6-8, Interferenzkontrast; 9-12, Hellfeld). **6, 7, 9, 11, 12:** Teile von Kolonien mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden. Die Pfeile in den Abb. 6, 7, 11 weisen auf die verbundenen kontraktilen Fasern der Stiele; der Pfeil in Abb. 12 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. **8:** Die Stiele sind fein längs gestreift. **10:** Gestrecktes Zooid. Der Pfeil weist auf den Eingang zum Mundtrichter. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid.

Opercularia coarctata (CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858) ROUX, 1901

1858 *Epistylis coarctata* CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 113.
1901 *Opercularia coarctata* (CL. et L.) - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 130 (kombinierender Autor).
1935 *Opercularia (Epistylis) coarctata* CLAP. u. L. 1858 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 703 (Revision).
1962 *Opercularia (Epistylis) coarctata* CLAPAREDE et LACHMANN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie I, p. 362 (saprobiologische Charakteristik).
1972 *Opercularia coarctata* (CLAPAREDE & LACHMANN, 1858) - BICK, Ciliated protozoa, p. 120 (Bestimmungsbuch über Ciliaten des Saprobiensystems).

Taxonomie

Sehr ungenügend bekannt! Für die Differentialdiagnose und die Abbildungen wurden nur jene der vielen Wiederbeschreibungen verwendet, in denen die kontraktile Vakuole, so wie in der Originalbeschreibung, an der ventralen Wand des Mundtrichters liegt, die Zooide eine spindelförmige Gestalt haben und die Stiele relativ dünn sind. Der von GUHL (1979) behauptete Polymorphismus ist sicher zum Teil darauf zurückzuführen, daß er Arten aus mindestens 3 Gattungen fälschlich vermengt hat (*Telotrochidium johanninae*; Ökoform 5, die eindeutig eine *Epistylis* ist, usw.). Es gibt sicher mehrere ziemlich ähnliche Arten (→ Verwechslungsmöglichkeiten und Abb. 4-15), die ebenfalls einer gründlichen Neubearbeitung bedürfen. Objekt mehrerer ultrastruktureller Untersuchungen (z. B. RUIZ & ANADON 1986, 1988).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 40-65 x 25-30 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank bis breit spindelförmig (Abb. 1-3).

3) Kontrahierte Zooide annähernd birnenförmig (Abb. 1).

4) Makronucleus halbkreisförmig, quer in Körpermitte (Abb. 1-3).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-3; → Taxonomie).

6) Pellicula kaum erkennbar quer gestreift.

7) Peristomrand ohne Wulst, viel schmäler als die breiteste Körperstelle. Peristomdiskus sehr klein, stempelartig und meist ziemlich schräg herausgehoben. Mundtrichter schmal, etwa 1/3- bis 1/2körperlang (Abb. 1-3).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, nur etwa 3 μm breit, 50-100 μm lang und meist gebogen. Verzweigung dichotom (Abb. 1-3).

9) Kolonien meist nur mit 3-6 Zooiden. Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Nach den hier angegebenen Merkmalen (besonders nach dem dünnen Stiel, der spindelförmigen Gestalt der Zooide und der ventralen Lage der kontraktilen Vakuole) müßte die Art relativ sicher zu bestimmen sein. In Kläranlagen findet man manchmal die recht ähnliche *O. asymmetrica* BICZOK

(28-75 μm lang, kontraktile Vakuole dorsal, kontrahierte Zooide annähernd kugelig, gestreckte Zooide asymmetrisch, bildet nur selten Kolonien; Abb. 7-15). Die terrestrische *O. arboricolum* (BIEGEL) ist vorne weniger verschmälert, hat einen geräumigeren Mundtrichter und die kontraktile Vakuole dorsal (FOISSNER 1981, Abb. 4-6). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 8 wichtig.

Ökologie

Nach der Literatur eine der häufigsten Peritrichen-Arten überhaupt; wir kennen ähnliche Arten, aber keine, die auf die Originalbeschreibung von *O. coarctata* paßt, besonders hinsichtlich der Lage der kontraktilen Vakuole (Abb. 1). Sehr wahrscheinlich gibt es mehrere ähnliche, bisher nicht getrennte oder falsch bestimmte Arten. Dies ist bei der folgenden Zusammenstellung der faunistischen und autökologischen Literatur zu beachten. Besonders hinzuweisen ist auf die Arbeit von GUHL (1979), die ganz offensichtlich taxonomische Mängel enthält. Seine umfangreichen autökologischen Daten, die augenscheinlich mehrere Arten aus verschiedenen Gattungen betreffen, sind wertlos und werden daher nicht angeführt.

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig weit verbreitet in stark belasteten, meist langsam fließenden Gewässern. Die Kolonien sitzen auf Detritus, treibenden Schlamm- und *Sphaerotilus*-Flocken, abgestorbenen Pflanzenteilen, Mollusken-Schalen (*Sphaerium*; CLAPAREDE & LACHMANN 1858, LIEBMANN 1962) und Krebsen (BUCK 1961). Nach KEISER (1921; dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur) werden bevorzugt Pflanzen besiedelt. Zahlreiche nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Fließgewässern, z. B. beta- bis alphamesosaprobe Bäche in Deutschland (HEUSS 1976, JUTRCZENKI 1982); Potamoplankton eines Nebenarms der Donau in Ungarn (NOSEK & BERECZKY 1981); polysaprober Bach unterhalb der Abwassereinleitung einer Brauerei, Tschechoslowakei (VASICEK 1964); beta- bis alphamesosapober Fluß in Polen (HUL 1987b).

Zahlreiche Nachweise aus Belebtschlammanlagen (z. B. BARKER 1949, bARTMANN 1960, LIEBMANN 1962, KLIMOWICZ 1973, SIMAKOV 1986), Tropfkörpern (CURDS & COCKBURN 1970a, WACHS 1984, WENINGER 1964), Scheibentauchkörpern (LUNA-PABELLO et al. 1990) und Wirbelbettreaktoren (TOMAN & MEJAC 1988). Nach BUCK (1961) in biologischen Kläranlagen das häufigste Ciliat überhaupt, was jedoch nicht mit unseren Erfahrungen übeeinstimmt.

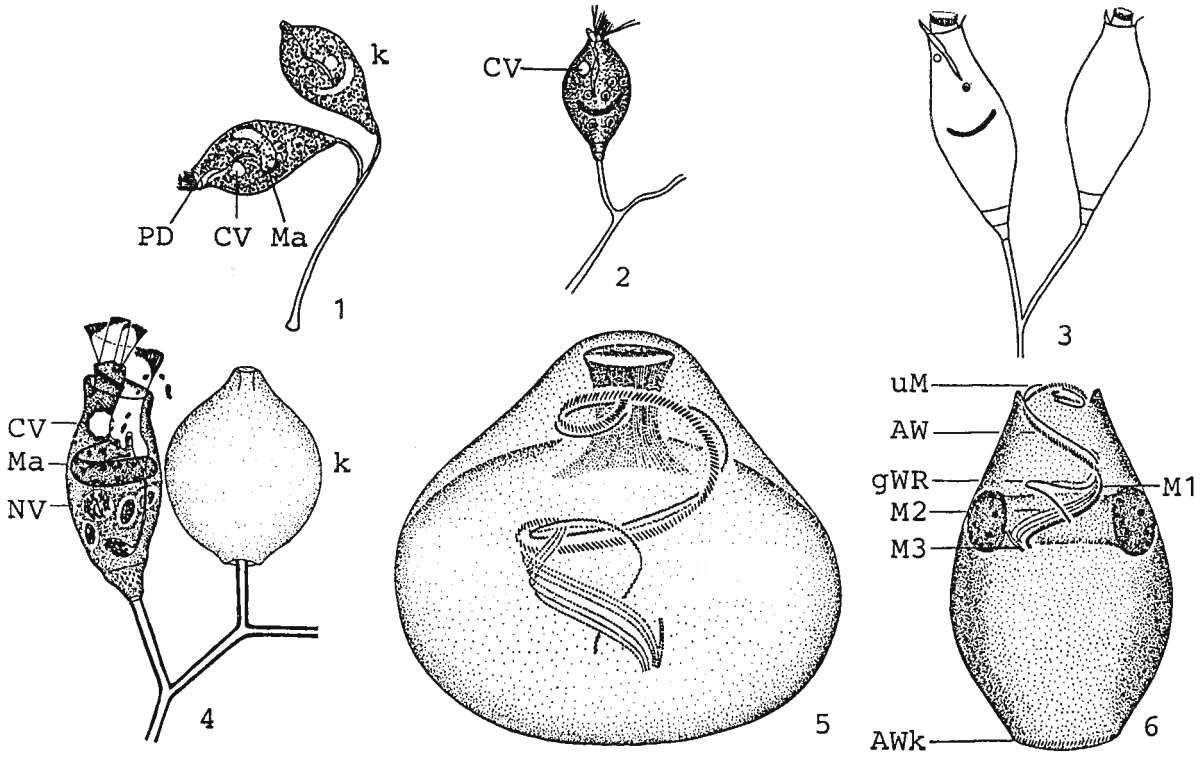
Nachweise aus terrestrischen Biotopen beruhen wohl auf Verwechslungen mit der ähnlichen *O. arboricolum* (STELLA 1948; → Verwechslungsmöglichkeiten). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen, nach den faunistischen Daten jedoch kosmopolitisch verbreitet.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien (*Klebsiella aerogenes*, *Alcaligenes faecialis*, *Streptococcus faecialis*, *Pseudomonas flourescens*, *Bacilus subtilis* var. *niger*; BICK 1972, CURDS & VANDYKE 1966, LIEBMANN 1962), gelegentlich auch Flagellaten (LUNA-PABELLO et al. 1990). Generationszeiten unter experimentellen Bedingungen (25 °C; Fütterung mit Bakterien) 8-17 h (CURDS & VANDYKE 1966, TAYLOR 1983a). Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 25 mg. BERNERTH (1982) fand *O. coarctata* mehrfach im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain bei 3.5-26 °C und 0.6-11.5 mg/l O_2. SHEN YUNFEN et al. (1988) zählten etwa 6 Ind./cm^2 in einem durch Abwässer der Erdölindustrie verunreinigten Fluß bei folgender Wasserbeschaffenheit: pH 7.8, etwa 800 μS/cm spez. Leitfähigkeit (20 °C), 10.4 mg/l BSB_5, 62 mg/l CSB, 0.37 mg/l Sulfid, 353 mg/l Öl (?), 25 mg/l Phenole, 0.006 mg/l Benzol, 2.3 mg/l Methylbenzol, 0.03 mg/l Isopropylbenzol.

SCHERB (1968) zählte in einer Belebtschlamm-Laborversuchsanlage bei einer Zulaufbelastung von etwa 170 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch und einer Abbauleistung von etwa 80 % bis zu 10000 Ind./ml,

bei 216 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch und 86 % Reinigungsleistung sogar bis zu 17000 Ind./ml. KLIMOWICZ (1970) ermittelte bei hoher Belastung (Raumbelastung = 6 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 1.4 kg BSB_5/kg.d, 4.4 g/l Schlammtrockensubstanz, 67 % BSB_5-Abbau) 1870 Ind./ml und bei geringeren Belastungen deutlich niedrigere Abundanzen. BUCK (1968) gibt für die "*coarctata*-Gruppe" maximale Abundanzen von 110000 Ind./ml.

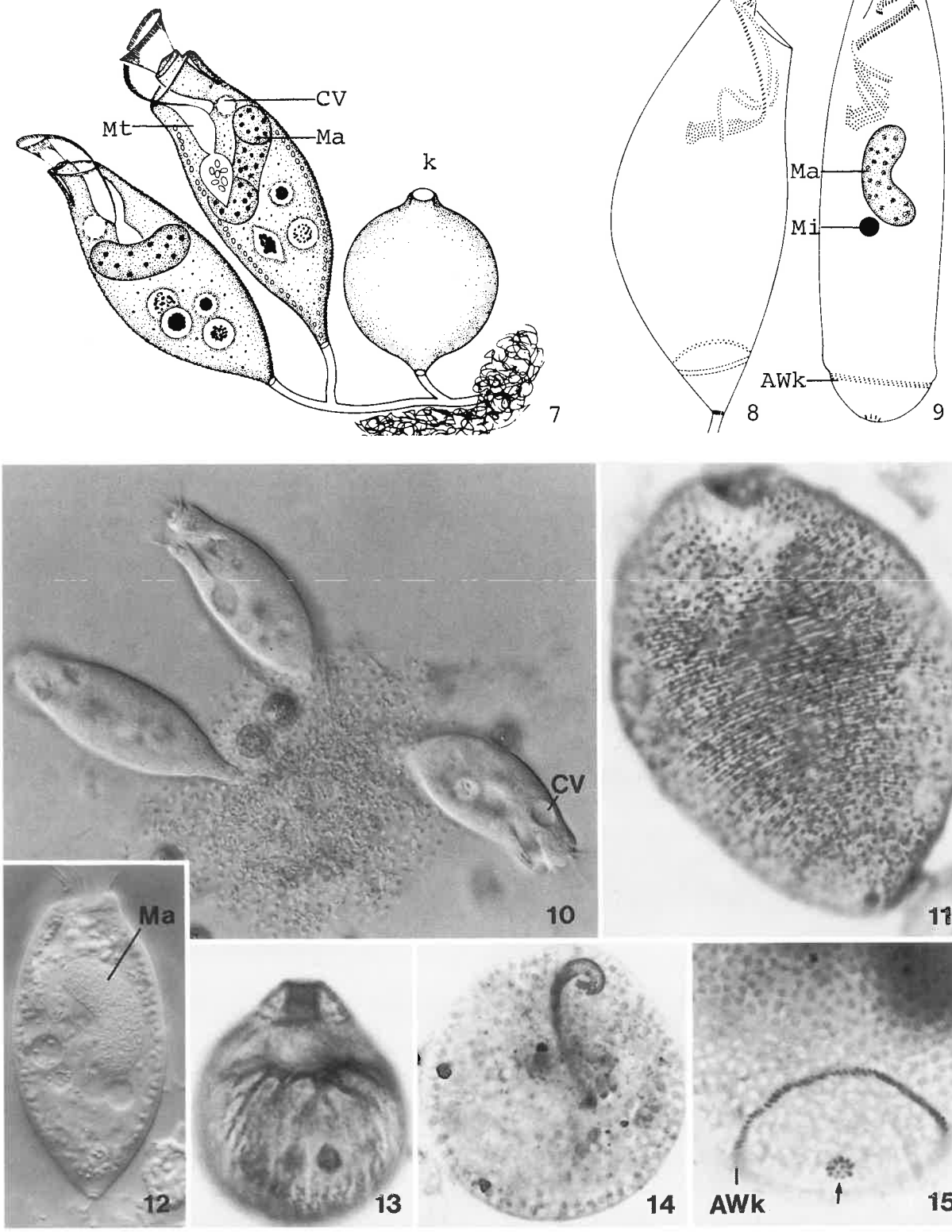
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Stimmt gut mit den autökologischen und faunistischen Daten überein, bedarf aber wegen der taxonomischen Unsicherheiten (→ Taxonomie) der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen. LIEBMANN (1962) erachtet *O. coarctata* als typisch für die Zone der stürmisch verlaufenden Selbstreinigung bei geringem Sauerstoffgehalt. Entwickelt sich schlecht in Belebtschlamm, der mit Molkereiabwässern beschickt wird (SCHERB 1968). Bevorzugt eher höhere Schlammbelastungen, indiziert aber nach CURDS & COCKBURN (1970b) keine spezielle Ablaufqualität. Wenig empfindlich gegenüber hoher Turbulenz (BERNERTH 1978, BUCK 1968).



Opercularia coarctata in vivo (1, nach CLAPAREDE & LACHMANN 1858; 2, aus LIEBMANN 1962; 3, aus BICK 1972). **1-3:** Zooide im gestreckten (40-50 μm) und kontrahierten (k) Zustand. Beachte besonders die ventrale Lage der kontraktilen Vakuole, die spindelförmige Gestalt und den dünnen Stiel.

Opercularia arboricolum (4-6, aus FOISSNER 1981. 4, in vivo; 5, 6, Protargolimprägnation). **4:** Gestrecktes (50 μm) und kontrahiertes (k) Zooid. **5, 6:** Bewimperung und Makronucleus in links und rechts lateraler Ansicht.

AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, uM = undulierende Membran.



Opercularia asymmetrica (7-15, aus AESCHT & FOISSNER 1992. 7, 10, 12, in vivo; 8, 9, 13, Protargolimprägnation; 11, trockene Silbernitratimprägnation; 14, 15, Silberkarbonatimprägnation). **7:** Kleine Kolonie. **8, 9:** Bewimperung beim Zooid und beim Schwärmer, 38 μm, 25 μm. **10, 12:** Solitäre Individuen, die mittels sehr kurzem oder ohne Stiel an einer Belebtschlammflocke festgeheftet sind. **11, 13:** Engstreifiges Silberliniensystem und System der kontraktilen Fasern (Myoneme). **14:** Vorderer Teil der Mundbewimperung. **15:** Anlage des aboralen Wimpernkranzes und Stielbildungs-Organell (Pfeil). AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter.

Opercularia articulata GOLDFUSS, 1820

1820 *Opercularia articulata* GOLDFUSS, Handbuch der Zoologie, p. 71.
1838 *Opercularia articulata* GOLDFUSS, 1820 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 287 (Revision).
1854 *Opercularia articulata* EHRBG. - STEIN, Infusionsthiere auf ihre Entwickelungsgeschichte untersucht, p. 7 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Opercularia phryganeae* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 703 (neues Synonym; Abb. 2).
1935 *Opercularia articulata* EHRB., 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 706 (Revision).
1940 *Opercularia confusa* STILLER, Arch. Hydrobiol., 36: 273 (neues Synonym).
1950 *Opercularia articulata* EHRENBERG (1838) - LUST, Zool. Jb. Syst., 79: 363 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus Gewässern der Umgebung Erlangens, Deutschland).
1974 *Opercularia articulata* (EHRENBERG, 1838) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 505 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1979 *Opercularia articulata* EHRENBERG, 1838 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 548 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).

Taxonomie

KAHL (1935) trennt *Opercularia phryganeae* hauptsächlich durch die Koloniegröße (nur 4-8 Zooide) von *O. articulata*, was jedoch nicht ausreichend und bei einer derart langgestielten Form auch wenig wahrscheinlich ist. *Opercularia hustedti* SOMMER ist nach LUST (1950) ein weiteres Synonym, das in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommt. Diese ist wiederum sehr ähnlich der *O. confusa* STILLER, die SLADECEK et al. 1981, so wie *O. phryganeae*, in die Liste der Indikatororganismen aufgenommen haben (Abb. 6). Die beiden Umgänge der adoralen Wimpernspirale am Peristomdiskus von *O. articulata* sind nur bei vollständig gestreckten Zooiden erkennbar und wurden daher offensichtlich manchmal übersehen (Abb. 2, 6). Die Verzweigung und die Querfurchung des Stiels sind ziemlich variabel und sollten daher nur mit großer Vorsicht als Artmerkmale verwendet werden (Abb. 1-3, 6). NENNINGER (1948) beschreibt die 206-308 μm große Varietät, *O. articulata* var. *macrodisca*, die wohl eine eigene Art ist.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 80-140 x 30-70 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand meist schlank, selten breit spindelförmig (Abb. 1-9, 12-14).

3) Kontrahierte Zooide ellipsoid, vorne mit deutlicher Schnauze, hinten mit mehreren scharfen Falten (Abb. 2, 10).

4) Makronucleus meist halbkreisförmig, selten S-förmig (Abb. 3, 4, 6).

5) Kontraktile Vakuole am dorsalen unteren Ende des Mundtrichters, d. h. fast in Körpermitte (Abb. 1-7, 14).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), in vivo kaum erkennbar quer gestreift. Silberliniensystem engstreifig, 90-120 Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 20-30 von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 15).

7) Peristomrand immer schmäler als die breiteste Körperstelle, ohne deutlichen Wulst und zierlich gekerbt. Am konvexen, kurz bis lang gestielten Peristomdiskus erkennt man 2 deutlich getrennte

Umgänge der adoralen Wimpernspirale, wenn das Peristom vollständig geöffnet ist. Mundtrichter geräumig, fast 1/2körperlang (Abb. 1-5, 13, 14).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, etwa 10 μm breit, nicht hohl, mäßig deutlich längs gestreift, in unregelmäßigen Abständen mehr oder minder deutlich quer gestreift. Verzweigung dichotom (Abb. 1-3, 6, 9, 13).

9) Gut entwickelte Kolonien bis 1 mm hoch, bäumchenförmig, festsitzend auf verschiedenen Substraten (Abb. 11).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich → *O. nutans* (meist kleiner und zierlicher, Stiel zumindest abschnittsweise deutlich geringelt und meist nur um 6 μm breit). → *Opercularia coarctata* ist deutlich kleiner (40-65 μm), hat die kontraktile Vakuole an der ventralen Wand des Mundtrichters und einen nur etwa 3 μm breiten Stiel. → *Epistylis*-Arten haben einen ausgeprägt wulstförmigen Peristomrand. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 8 wichtig.

Ökologie

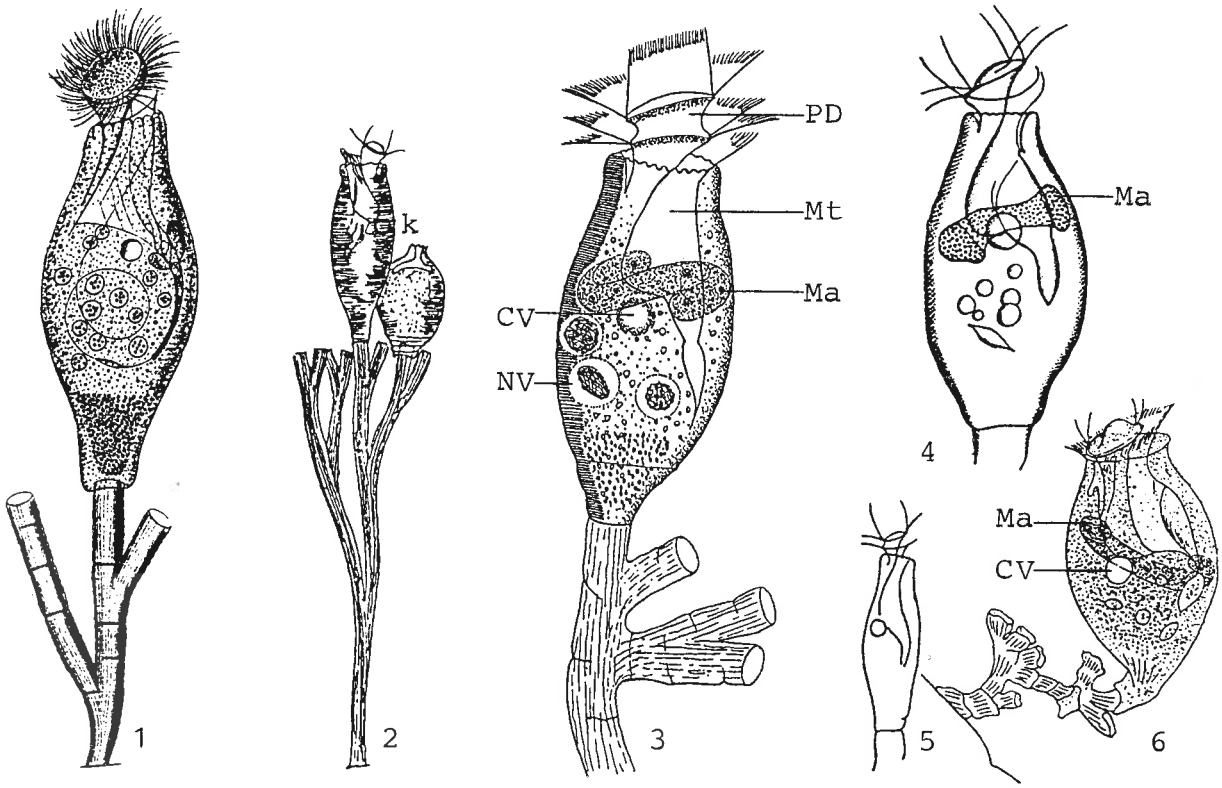
Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in fließenden und stehenden Gewässern. Die manchmal sehr großen Kolonien (Abb. 11) sitzen auf Fadenalgen, Moosen, submersen Makrophyten und häufig auf verschiedenen Evertebraten (z. B. *Asselus*, *Carinogammarus*, Wanzen, Käfer; KEISER 1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur). KAHL (1935) und NENNINGER (1948) fanden das Synonym *O. phryganeae* an den Beinen von Trichopteren-Larven. STILLER (1940) entdeckte kleine Kolonien der ebenfalls synonymen *O. confusa* (Abb. 6) im Großen Plöner See auf *Cladophora*. FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) beobachteten große Kolonien von *O. articulata* in einem durch Abwässer der Papierindustrie stark verunreinigten, jedoch infolge der starken Strömung fast sauerstoffgesättigten Gewässersystem in Linz (Oberösterreich). Ziemlich häufig auch in beta- bis alphamesosaproben und alphamesosaproben Bereichen der Vils und Amper in Bayern (Abb. 8-10, 12-14).

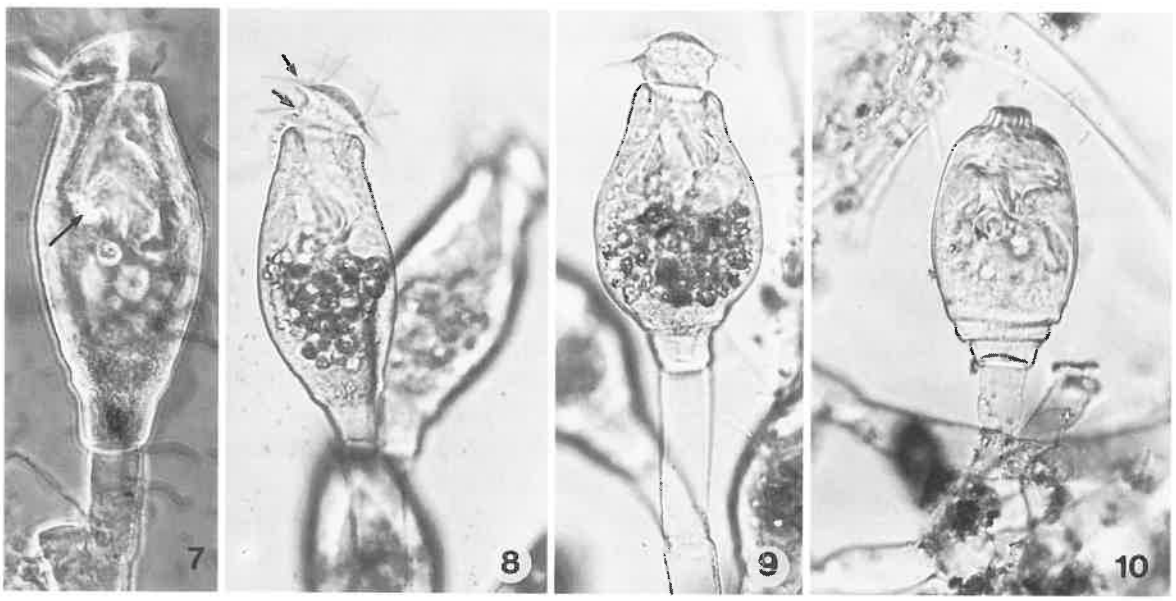
Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: sehr vereinzelt auf *Lemna*-Wurzeln in einem kleinen Fluß an der französischen Mittelmeerküste bei einer Salinität von etwa 0.03 ‰ (DIETZ 1964); Falllaubtümpel in Japan (KUSANO 1985); See in China (SHEN YUNFEN 1980). Mehrere Nachweise aus dem Belebtschlamm (CURDS 1969, KLIMOWICZ 1973, KUTIKOWA 1984, REID 1969). Bisher aus Europa sicher bekannt.

Spezielle autökologische Daten: Frißt überwiegend Bakterien, selten Algen (FOISSNER 1980a, KUSANO 1985). Biomasse von 10^6 Individuen nach SCHÖNBORN (1982b) 123 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 140 mg. SCHÖNBORN (1982b) ermittelte für eine Population aus der alphamesosaproben mittleren Saale (SI = 2.5) folgende produktionsbiologische Daten: Generationszeit etwa 96 h, Jahresproduktion = 103000 Ind./m^2 bzw. 12.6 mg/m^2, P/B = 126. FOISSNER et al. (1982) geben für eine alpine Population folgende autökologische Daten (1 Analyse): 9 °C, pH 5.2, 8.3 mg/l O_2 (97 % Sättigung), 1.3 mg/l CO_2 (frei), 54 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.078 mg/l NH_4^+-N, 0.2 mg/l PO_4^{3-}-P, 400000 Bakterien/ml (Direktzählung).

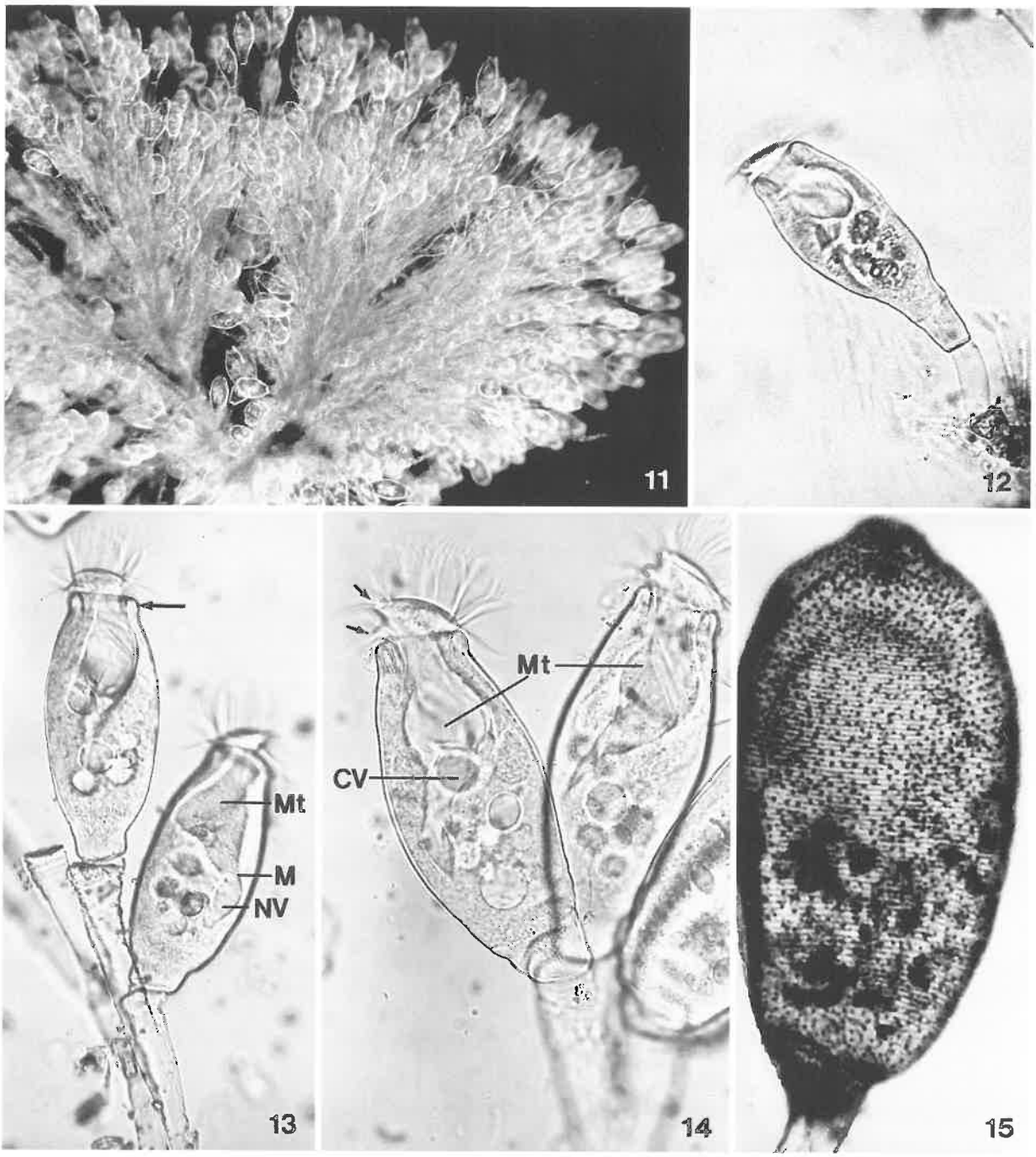
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a-p; a = 5, p = 5, I = 3, SI = 3.5 (für das Synonym *O. phryganeae*) und o-b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5 (für das Synonym *O. confusa*). Die beiden stark abweichenden Einstufungen zeigen, daß *O. articulata* ein ziemlich breites Spektrum besitzt. Lediglich der hohe polysaprobe Anteil ist nicht belegt. Die Käfer und Trichopteren-Larven, auf denen sich *O. articulata* oft findet, bevorzugen weniger stark

verunreinigte Gewässer. Unsere Nachweise und die zahlreichen Meldungen aus dem Belebtschlamm erfordern einen deutlichen alphamesosaproben Anteil. Wir schlagen daher vor: a-b; o = 1, b = 3, a = 5, p = 1, I = 1, SI = 2.6. Bedarf weiterer Untersuchungen. Indiziert in Belebtschlammanlagen ungünstige Ablaufqualität (BSB_5 >30 mg/l; CURDS & COCKBURN 1970b).





Opercularia articulata in vivo (1, aus STEIN 1854; 2, aus KAHL 1935; 3, aus FOISSNER 1979a; 4, 5, aus LUST 1950; 6, aus STILLER 1940; 7, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974; 8-10, Originale von Populationen aus der Amper und Vils in Bayern. 7-10, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast und Hellfeld). **1-3, 6-9:** Gestreckte und kontrahierte (k) Zooide, ? μm, 120 μm, 100 μm, 90 μm. Der Pfeil in Abb. 7 weist auf die kontraktile Vakuole, die Pfeile in Abb. 8 markieren die beiden Umgänge der adoralen Wimpernspirale am Peristomdiskus. **4, 5:** Variabilität der Körperform innerhalb einer Population, 100 μm, 150 μm. **10:** Kontrahiertes Zooid. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus.



Opercularia articulata (11, 15, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974 und unveröffentlichte Aufnahme derselben Population; 12-14, Originale von Populationen aus der Amper und Vils in Bayern. 11, Lebendaufnahme im Dunkelfeld; 12-14, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 15, trockene Silbernitratimprägnation). **11:** Teil einer großen Kolonie auf *Fontinalis*. **12:** Koloniegründer mit kurzem Stiel. **13, 14:** Teile von Kolonien mit gestreckten Zooiden. Der Pfeil in Abb. 13 weist auf den zierlich gekerbten Peristomrand, die Pfeile in Abb. 14 weisen auf die beiden Umgänge der adoralen Wimpernspirale am Peristomdiskus. **15:** Engstreifiges Silberliniensystem mit den zahlreichen, sehr auffallenden Pelliculaporen (schwarze Punkte). CV = kontraktile Vakuole, M = Mund (= Cytostom), Mt = Mundtrichter, NV = Nahrungsvakuole im Begriff sich abzulösen.

Opercularia nutans (EHRENBERG, 1831) STEIN, 1854

1831 *Epistylis nutans* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 96 (ohne Abbildung).
1838 *Epistylis? nutans* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 284 (Abbildung; Revision).
1854 *Opercularia nutans* - STEIN, Infusionsthiere auf ihre Entwickelungsgeschichte untersucht, p. 10 (kombinierender Autor).
1887 *Opercularia allensi* STOKES, Proc. Am. phil. Soc., 24: 249 (neues Synonym).
1935 *Opercularia nutans* EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 705 (Revision).
1970 *Opercularia allensi* STOKES 1887 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 309 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Stauweiher in Deutschland, wo sich die bis 140 x 50 µm große "*allensi*" nach Überführung in ein oligo- bis betamesosaprobes Vorbecken auf 54-93 x 22-36 µm verkleinerte).
1974 *Opercularia nutans* (EHRENBERG, 1938) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 504 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).

Nomenklatur und Taxonomie

Epistylis nutans GAJEWSKAJA, 1933 (Zoologica, 32: 174, Tafel XV, Abb. 113) ist ein jüngeres primäres Homonym, das bisher nicht neu benannt wurde: *Epistylis gajewskajai* nom. nov. *Opercularia allensi* unterscheidet sich von *O. nutans* durch die unregelmäßige, meist fehlende Ringelung des Stiels und die etwa zweifache Größe der Zooide (STOKES 1887a, Abb. 10, 11). Beide Merkmale sind nach NENNINGER (1948, Abb. 13-15), KRALIK (1958), NUSCH (1970) und eigenen Befunden (Abb. 18, 19) bei *O. nutans* ziemlich variabel und daher für eine Trennung nicht geeignet. Ein weiteres Synonym ist vielleicht *O. parallela* MASKELL.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 50-110 x 25-40 µm, selten bis 140 x 50 µm.

2) Zooide im gestreckten Zustand spindel-, oft zierlich vasenförmig, d. h. vorne leicht erweitert (Abb. 1-5, 9-11, 16, 16a, 19, 22).

3) Kontrahierte Zooide spindelförmig, vorne meist mit gut erkennbarer Schnauze, oft nickend (Abb. 2, 4, 9, 10, 25).

4) Makronucleus halbkreisförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 3, 9-11, 16).

5) Kontraktile Vakuole am dorsalen unteren Ende des Mundtrichters, d. h. etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 3, 4, 11, 22).

6) Pellicula vom Konkav-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), in vivo kaum erkennbar quer gestreift (Abb. 5, 16a). Silberliniensystem sehr engstreifig, 105-122 Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 25-35 von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 20, 21).

7) Peristomrand 18-27 µm (selten bis 36 µm) im Durchmesser, ohne Wulst und zierlich gekerbt. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am meist leicht konkaven, gestielten und oft sehr schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, bevor sie in den geräumigen, fast 1/2körperlangen Mundtrichter zieht (Abb. 1, 3, 9, 11, 16, 16a, 22, 24).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, 6-12 μm (meist < 10 μm) breit, nicht hohl, zumindest abschnittsweise sehr auffallend quer geringelt (Abb. 2, 7, 12-14, 16-18, 26), selten fast oder ganz glatt (Abb. 9, 11, 15, 19). Verzweigung dichotom (Abb. 2, 4, 19).

9) Gut entwickelte Kolonien bis 3 mm hoch, bäumchenförmig, festsitzend auf verschiedenen Substraten (Abb. 2, 6, 16, 19).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnelt hinsichtlich der meist deutlichen Ringelung des Stiels *O. cylindrata* WRZESNIOWSKI (Zooide annähernd zylindrisch, Makronucleus gestreckt und längs liegend, kontraktile Vakuole ventral), *O. pseudoberberina* (Pellicula auffallend geringelt, Hinterende nippelartig, Abb. 8), *O. microstoma* (Zooid vorne sehr schmal und hinten eingeschnürt, Stiel stets sehr kurz) und → *Epistylis digitalis* (gestreckte Zooide schlank trichterförmig, Peristomkragen wulstartig, Makronucleus gestreckt und längs liegend). → *Opercularia articulata* hat einen glatten, etwa 10 μm breiten Stiel und ist meist größer und plumper. Die teilweise sehr ähnlichen *Orbopercularia*-Arten haben einen kugeligen Makronucleus. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig, ganzjährig, meist in stehenden, selten in fließenden Gewässern. Die Kolonien sitzen auf eingehängten Objektträgern, Fadenalgen, submersen Makrophyten (z. B. *Myriophyllum*, *Hottonia*, *Ceratophyllum*, *Lemna*), Arthropoden (z. B. Chironomiden, Ephemeriden, Trichopteren, *Sialis*-Larven, Gammariden, Flußkrebse; Zusammenstellung der älteren Literatur bei KEISER 1921) und auf der Haut von Kaulquappen (SASSUCHIN 1928).

SLADECKOVA & SLADECEK (1963) und SLADECKOVA (1964; durch Abbildung belegt) zählten bis zu 8 Ind./cm^2 in einem durch Abwässer der Zuckerindustrie verunreinigten Speichersee. WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933, Abb. 4) fanden sie zahlreich in einem See in China, BIERNACKA (1963, Abb. 7) in einer Flußmündung in der Danziger Bucht und SRAMEK-HUSEK (1945, mit Abbildung) auf *Cladophora glomerata* in einem betamesosaproben Fließgewässer in Prag. FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) beschreiben *O. nutans* von Fadenalgen in einem eutrophen Teich des botanischen Gartens in Linz, Oberösterreich (Abb. 16a, 19-21, 24, 25). Wir fanden sie vereinzelt in der beta- bis alphamesosaproben Amper und Vils in Bayern (Abb. 17, 18, 22, 23, 26, 27) und in einem mesotrophen Zierteich in Salzburg (Abb. 16). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise, die wegen der relativ leichten Bestimmbarkeit glaubwürdig sind: Altwasser der nur wenig verunreinigten Schussen (WETZEL 1928a); betamesosaprobe Elbe im Bereich der Staustufe Geesthacht (GRIMM 1968); bis 450 Ind./cm^2 in ruhigen, mäßig bis stark belasteten Bereichen des Hamburger Hafens (HENTSCHEL 1916, KRIEG & RIEDEL-LORJE 1991, TENT 1981); eutrophe stehende Gewässer in Deutschland (SOMMER 1951, SONG WEIBO & WILBERT 1989, WILBERT 1969); Litoral des Genfer Sees und Hochgebirgsseen in der Schweiz (ROUX 1900, ZSCHOKKE 1900); schwach eutrophe Trinkwassertalsperren in der Tschechoslowakei (SLADECKOVA 1968); bei 0-30 cm/s Strömungsgeschwindigkeit im beta- bis alphamesosaproben Rhein (SCHMITZ 1985); stark verunreinigte Fließgewässer bei Leipzig (KRALIK 1958); Potamoplankton der Donau (beta- und alphamesosaprobe Bereiche) und deren Nebenarme in Ungarn (BERECZKY 1977b,c, NOSEK & BERECZKY 1981). Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen nicht durch Abbildungen belegt (BARKER 1942, SUDZUKI 1981). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika, Afrika und Neuseeland (MASKELL 1887) nachgewiesen; Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, gelegentlich kleine Grünalgen und Naviculaceen (BICK 1972). Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 70 mg. Sauerstoffverbrauch 447 pl/Ind.h (20 °C; Biomasse von 10^6 Zooiden etwa 120 mg; CHORIK

& SHUBERNETSKY 1978). Obere Temperaturgrenze 36 °C (SCHARF 1961). Oligohalin (42-174 mg/l Cl^-, 60-104 mS/m; MIHAILOWITSCH 1989). BERNERTH (1982) beobachtete max. 45 Zooide je Objektträger im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain bei 9.5-30 °C und 2-11.5 mg/l O_2. Nach HAMMANN (1952) und SCHARF (1961) ist *O. nutans* an eine reiche Bakterienentwicklung und sauerstoffarmes und stickstoffreiches Wasser gebunden; Schwefelwasserstoffnähe begünstigt sie, ein direkter Kontakt wird jedoch gemieden. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Opercularia nutans***. Die Daten von BICK (1972) basieren auf Literaturangaben, jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 5 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern und jene von NUSCH (1970) auf mehreren Analysen aus einem alphamesosaproben Stauweiher in Deutschland.

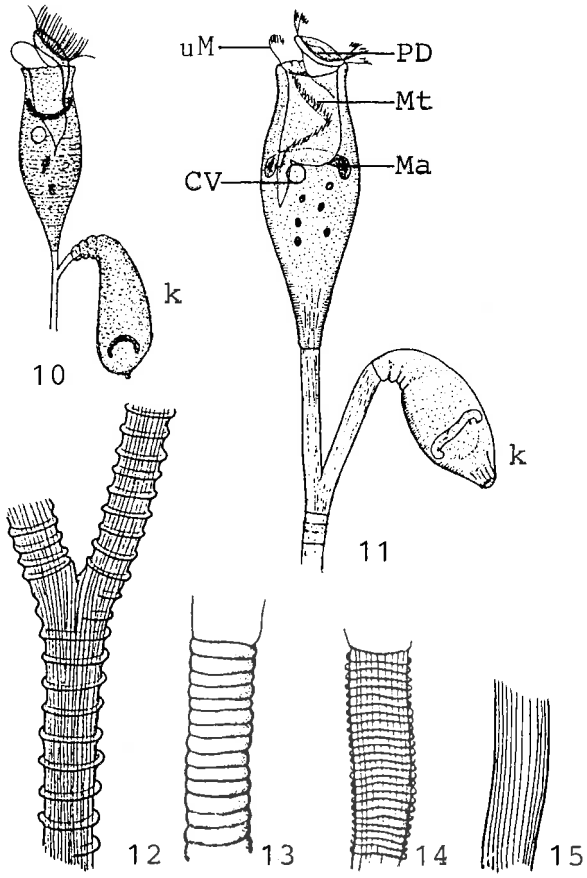
Faktor	BICK	MIHAILOWITSCH	NUSCH
°C	2-25	4-10	2-20
pH	6.5-8.7	6.7-7.9	5.5-8.0
O_2 (mg/l)	2-21	9.1-11.3	3-13
CO_2 (frei; mg/l)	0-19	25-89	2-12
NH_4^+-N (mg/l)	0-9.3	0.36-0.53	0-7.8
NO_3^--N (mg/l)	-	2.7-3.4	-
NO_2^--N (mg/l)	-	0.03-0.1	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6; Direktzählung)	-	-	1-8

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): Die beiden Synonyme sind unterschiedlich eingestuft. *Opercularia nutans*: b; b = 7, a = 3, I = 4, SI = 2.3. *Opercularia allensi*: a; o = 1, b = 2, a = 6, p = 1, I = 2, SI = 2.7. Die meisten Nachweise und ökologischen Daten stammen aus eutrophen stehenden Gewässern und mäßig bis stark verunreinigten Fließgewässern, was etwa auf die Einstufung von *O. nutans* paßt. Ein oligosaprober und polysaprober Anteil, wie er für *O. allensi* vorgesehen war, erscheint nicht notwendig. Wir schlagen folgende Verteilung der Valenzen vor: b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. MORAVCOVA (1977) stuft sie nach Untersuchungen von tschechoslowakischen Gewässern etwas schlechter ein (b = 2, a = 8). Bevorzugt stehende oder sehr langsam fließende Gewässer.

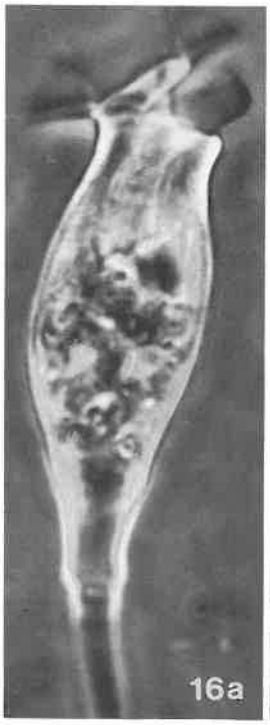


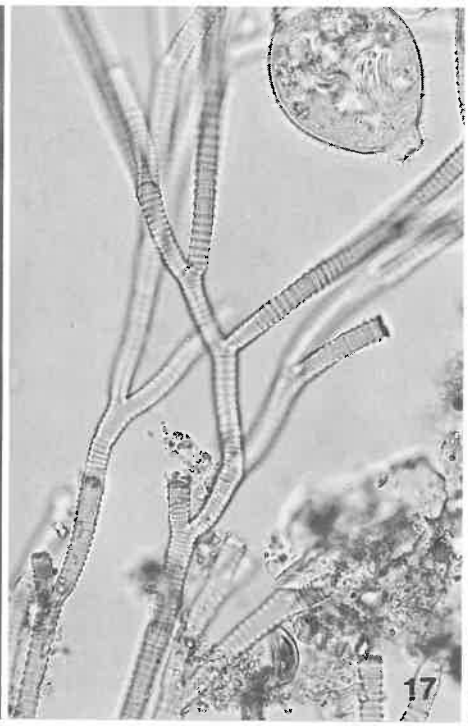
Opercularia nutans in vivo (1, 2, aus EHRENBERG 1838; 3, aus ROUX 1901; 4, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; 5, aus KAHL 1935; 6, nach KENT 1882 aus KAHL 1935; 7, aus BIERNACKA 1963; 9, aus STEIN 1849). **1:** Gestrecktes Zooid, 60 μm. **2:** Kolonie (1-1.5 mm) mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden. **3-5, 7, 9:** Teile von Kolonien und kleine Kolonien mit gestreckten (50 μm, 108 μm, 60 μm, 110-120 μm, ? μm) und kontrahierten (k) Zooiden. **6:** Verzweigung einer Kolonie, schematisch. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

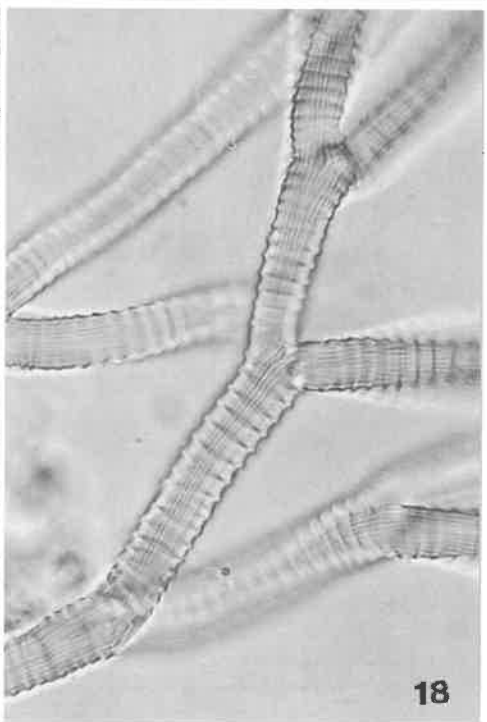
Opercularia pseudoberberina in vivo (8, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933). **8:** Kolonie mit gestreckten (75 μm) und kontrahierten (k) Zooiden.



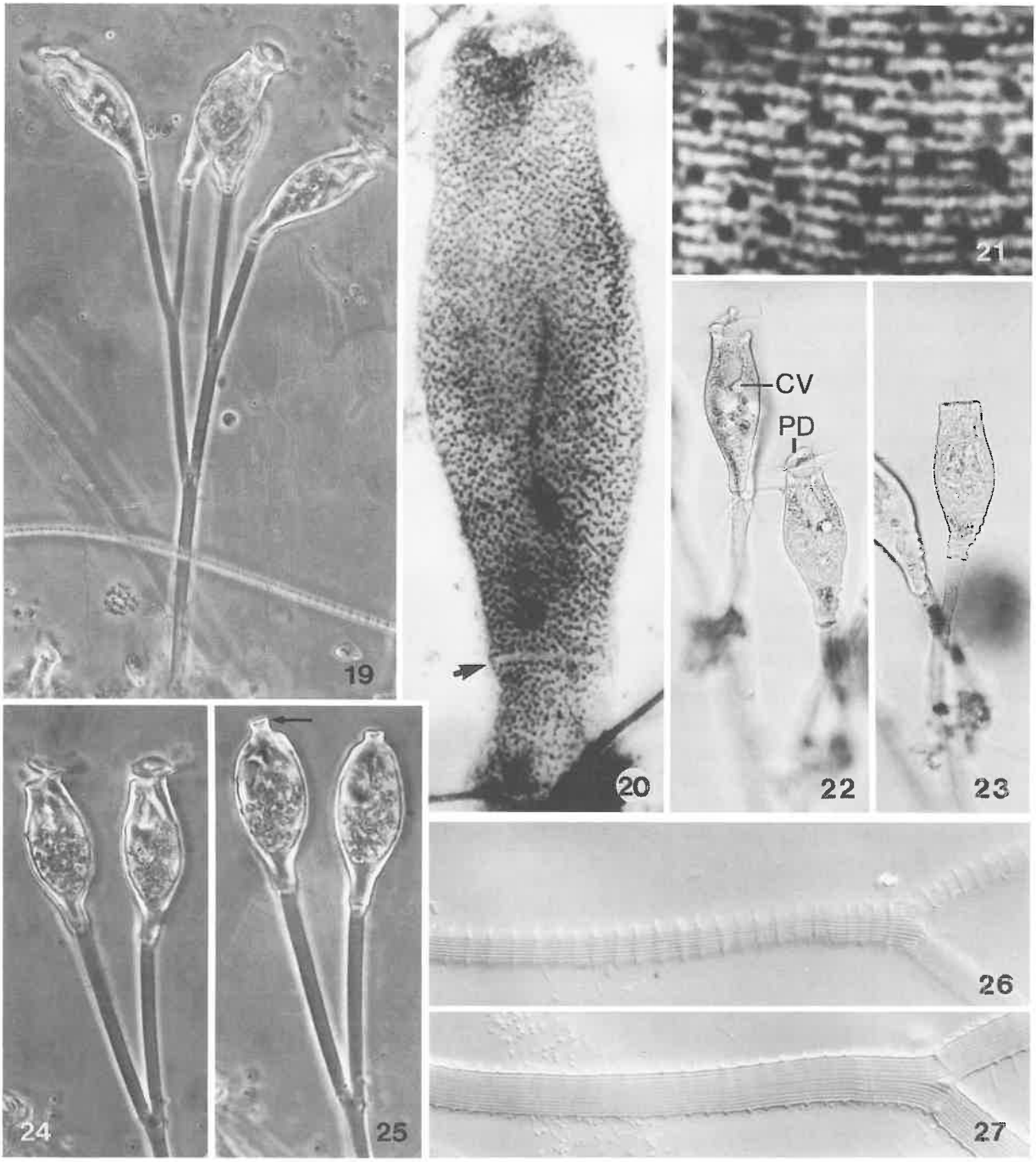








Opercularia nutans in vivo (10, aus STOKES 1887a; 11, aus NUSCH 1970; 12, aus SOMMER 1951; 13-15, aus NENNINGER 1948; 16, Original einer Population aus einem Zierteich in Salzburg; 16a, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974; 17, 18, Originale von einer Population aus der Amper in Bayern). **10, 11:** Teile von Kolonien mit je einem gestreckten (etwa 100 μm) und kontrahierten (k) Zooid. **12-15:** Variabilität der Ringelung des Stiels. **16:** Kleine Kolonie mit gestreckten Zooiden. Die Pfeile weisen auf die beiden Enden des hufeisenförmigen Makronucleus. **16a:** Gestrecktes Zooid im Phasenkontrast. **17, 18:** Kräftig geringelte und deutlich längs gestreifte Stiele im Hellfeld. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus, uM = undulierende Membran.



Opercularia nutans (19-21, 24, 25, Originale der von FOISSNER & SCHIFFMANN 1974 [Abb. 20, 21] untersuchten Population; 22, 23, 26, 27, Originale von Populationen aus der Amper und Vils in Bayern. 19, 22-27, Lebendaufnahmen im Hellfeld, Phasenkontrast und Interferenzkontrast; 20, 21, trockene Silbernitratimprägnation). **19:** Kleine Kolonie mit gestreckten Zooiden und fast glatten Stielen. **20, 21:** Gesamtansicht und Teil des sehr engstreifigen Silberliniensystems. Wo der aborale Wimpernkranz entsteht, fehlen die Pelliculaporen (Pfeil). **22, 24:** Gestreckte Zooide. **23, 25:** Leicht und stark kontrahierte Zooide. Der Pfeil in Abb. 25 weist auf das schnauzenförmige Vorderende. **26, 27:** Oberfläche und Zentrum eines deutlich geringelten Stiels. CV = kontraktile Vakuole, PD = Peristomdiskus.

Epistylis chrysemydis BISHOP & JAHN, 1941

1941 *Epistylus chrysemydis* BISHOP & JAHN, Proc. Iowa Acad. Sci., 48: 419.
1948 *Epistylis balatonica* STILLER var. *major* NENNINGER, Zool. Jb. Syst., 77: 184 (neues Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Fließgewässer Bayerns).
1948 *Opercularia moldavica* SRAMEK-HUSEK, Cas. národ. Mus., 117: 173 (neues Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus der Moldau, Tschechoslowakei).
1981 *Epistylis balatonica* STILLER - TENT, Arch. Hydrobiol., 61: 16 (durch Fotografie belegter Nachweis aus dem Hamburger Hafen).
1982 *Epistylis balatonica* STILLER 1931 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 147 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1984 *Epistylis polenici* MATTHES, 1955 var. *saprobicum* KUTIKOWA, Fauna of activated sludge, p. 158 (neues Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis im Belebtschlamm; UdSSR).
1985 *Opercularia bimarginata* (NENNINGER 1948) - GUHL, Arch. Protistenk., 129: 209 (durch Abbildung belegter Nachweis im Belebtschlamm).

Taxonomie

Wir geben hier eine ausführliche Wiederbeschreibung dieser leicht erkennbaren Art (nach FOISSNER & GSCHWIND unveröff.). An der oben angeführten Synonymie besteht kein Zweifel. *Epistylis balatonica*, die von FOISSNER & GSCHWIND (unveröff.) ebenfalls untersucht wurde, ist kleiner (100 μm), regelmäßiger glockenförmig, ihr Peristomdiskus ist weniger hoch und weniger schräg herausgehoben, die Zooide sitzen auf den Nebenstielen nicht in gleicher Höhe und die kontraktile Vakuole liegt an der dorsalen Wand des Mundtrichters, was der gewichtigste Unterschied ist. Die Ultrastruktur wurde von RANDALL & HOPKINS (1962) untersucht (als *E. plicatilis* falsch bestimmt!). *Epistylis chrysemydis* wurde bisher saprobiologisch nicht eingestuft (FOISSNER 1988). Da sie aber ein guter Indikator und häufiger und leichter als viele andere Peritrichen zu bestimmen ist, wird sie hier aufgenommen.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 120-220 x 60-110 μm (BERNERTH 1982), jene von BISHOP & JAHN (1941) 230-250 μm lang, Population von FOISSNER & GSCHWIND (unveröff.) 130-140 x 55-70 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand nicht glockenförmig, sondern zylindrisch-ellipsoid, da das hohe Peristom verengt und durch eine kräftige Einschnürung zapfenförmig vom übrigen Körper abgesetzt ist. Größte Körperbreite knapp unterhalb des Peristomkragens, zum Stiel hin übergangslos verschmälert. Zooide immer von etwas unregelmäßiger Kontur, asymmetrisch (Abb. 1-5, 12, 13, 21-26).

3) Zooide stark kontraktil, in voll kontrahiertem Zustand vorne schnauzenförmig verengt, hinten durch mehrere Wülste, von denen der unterste den Stiel leicht überwallt, tief gekerbt (Abb. 1, 4, 7, 9-11, 16). Längs verlaufende kontraktile Fasern (Myoneme; nur nach Protargolimprägnation erkennbar) stark entwickelt, Ring-Myoneme im Peristomkragen dagegen sehr zart (Abb. 20).

4) Makronucleus halb- bis dreiviertelkreisförmig, liegt horizontal in der vorderen Körperhälfte und umgreift den Mundtrichter. Bei kontrahierten Zooiden ist eine Hälfte meist nach hinten gebogen (Abb. 1-5, 9-13, 19).

5) Kontraktile Vakuole in der Höhe des Peristomkragens oder knapp darunter an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-6, 12, 21-23; GUHL zeichnet sie vermutlich irrtümlich dorsal, Abb. 13).

6) Pellicula glatt, nicht erkennbar quer gestreift.

7) Peristom sehr groß, 1/4-1/3körperlang, durch eine deutliche bis sehr starke Einschnürung vom Körper abgesetzt. Peristomkragen 50-80 μm breit, überragt nie die breiteste Körperstelle, durch eine scharfe Ringfurche in einen etwas breiteren unteren und einen schmäleren, kragenartigen oberen Wulst geteilt. Daß der untere Wulst dünner ist, erkennt man nur, wenn das Peristom ganz geöffnet ist (Abb. 4, 22, 24, 25). Schon bei leichter Kontraktion werden beide Teile des Kragens etwa gleich hoch und wulstförmig (Abb. 23). Der große, etwa 40 μm durchmessende Peristomdiskus kann stark schräg herausgehoben werden. Er ist konvex und in der Mitte meist deutlich genabelt (Abb. 4, 5, 12, 24, 25). Die adorale Wimpernspirale ist tief eingekerbt (wodurch scheinbar ein dritter Peristomwulst entsteht) und beschreibt am Peristomdiskus 1 1/2 bis 1 3/4 Umgänge, bevor sie in den sehr großen, senkrechten Mundtrichter zieht (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation genau erkennbar; Abb. 1-6, 12, 17, 19, 21-23).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel. Hauptstiel und Nebenstiele 1. Ordnung 15-25 μm, Nebenstiele 2. Ordnung nur etwa 13 μm breit. Stiele deutlich längs gestreift, hohl, manchmal mit Querstreifen. Alte Hauptstiele oft gelblich (Abb. 1-4, 8, 14, 18, 21, 23).

9) Bildet kleine und große (bis 1 mm hohe) Kolonien. Hauptstiel bis zweimal körperlang. Die Nebenstiele 1. Ordnung können sehr lang werden, die Nebenstiele 2. Ordnung sind dagegen immer kürzer als die Zooide, weshalb die Zooide doldenförmige Kolonien bilden (Abb. 1-5, 14, 15, 21, 24, 25). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der respektablen Größe, des zapfenförmig abgesetzten Peristoms und des durch eine tiefe Ringfurche in 2 Wülste geteilten Peristomkragens ist *E. chrysemydis* kaum mit einer anderen Art zu verwechseln (Abgrenzung zu *E. balatonica* → Taxonomie). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5, 7, 8 wichtig.

Ökologie

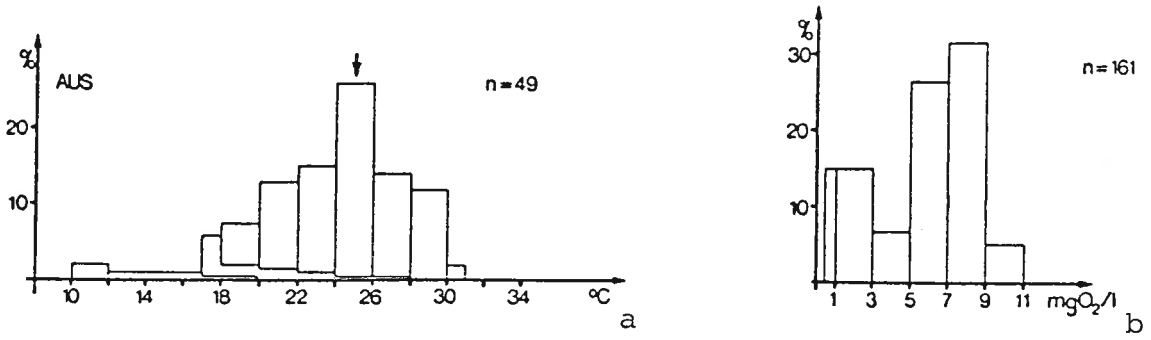
Vorkommen und Verbreitung: In Fließgewässern (z. B. Main, Elbe, Regnitz, Amper) auf eingehängten Objektträgern, submersen Makrophyten und Moosen, Fadenalgen, Köcherfliegenlarven, Schildkröten und auch im Belebtschlamm. Bisher nur in Europa und Nordamerika nachgewiesen, vermutlich aber weltweit verbreitet.

Spezielle autökologische Daten (großteils nach BERNERTH 1982): BERNERTH untersuchte die Ciliaten im Einlauf, Auslauf und im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain. Ihre sehr ausführlichen Ergebnisse werden daher weitgehend ungekürzt wiedergegeben: "Ernährt sich von Bakterien und Algen; erstere werden in kleinen (5-10 μm nach unseren Messungen), letztere in großen Nahrungsvakuolen verdaut. Im Einlauf auf Objektträgern von Ende April bis Oktober, mit Regelmäßigkeit nur im warmen, abflußschwachen Jahr 1976 anzutreffen. Größte Kolonien bei 24-26 °C (→ Ökogramm a). Kleine Temperaturschwankungen (6-9 °C) werden gut vertragen. Temperaturen um 30 °C steigern die Reproduktionsrate, mäßige bis starke Strömung wirkt sich günstig auf die Individuendichte aus, extreme Bedingungen wie mechanische Einwirkungen und zeitweise Trockenheit werden relativ gut vertragen. Euryoxybiont, höhere O_2-Werte werden aber vermutlich bevorzugt (→ Ökogramm b). Bei kontinuierlichem Einsatz von Konditionierungsmitteln (Härtestabilisatoren, Korrosionsinhibitoren, Biozide etc.) treten Zooide mit verengtem Peristom und abge-

rundetem Zellkörper auf. Exzystierung kann innerhalb von 1-2 h erfolgen". Aus ihren über mehrere Jahre hindurch geführten Untersuchungen leitet BERNERTH (1982) folgendes Milieuspektrum ab (n nicht angegeben, bei allen Faktoren aber sicher >50): 10-35 °C (Optimum 18-26 °C), 0.5-11 mg/l O_2 (Optimum 5-9 mg/l), pH 7.0-8.6, 560-870 µS/cm (max. 2000 µS/cm) spez. Leitfähigkeit, 5.8-24 mg/l DOC, 10000-300000 Bakterien/ml (Plattenmethode). Die Angaben passen auf unsere Beobachtungen von mit Abwässern der Zellstoff- und Papierindustrie stark belasteten, aber rasch fließenden und sauerstoffreichen Gewässern in Oberösterreich.

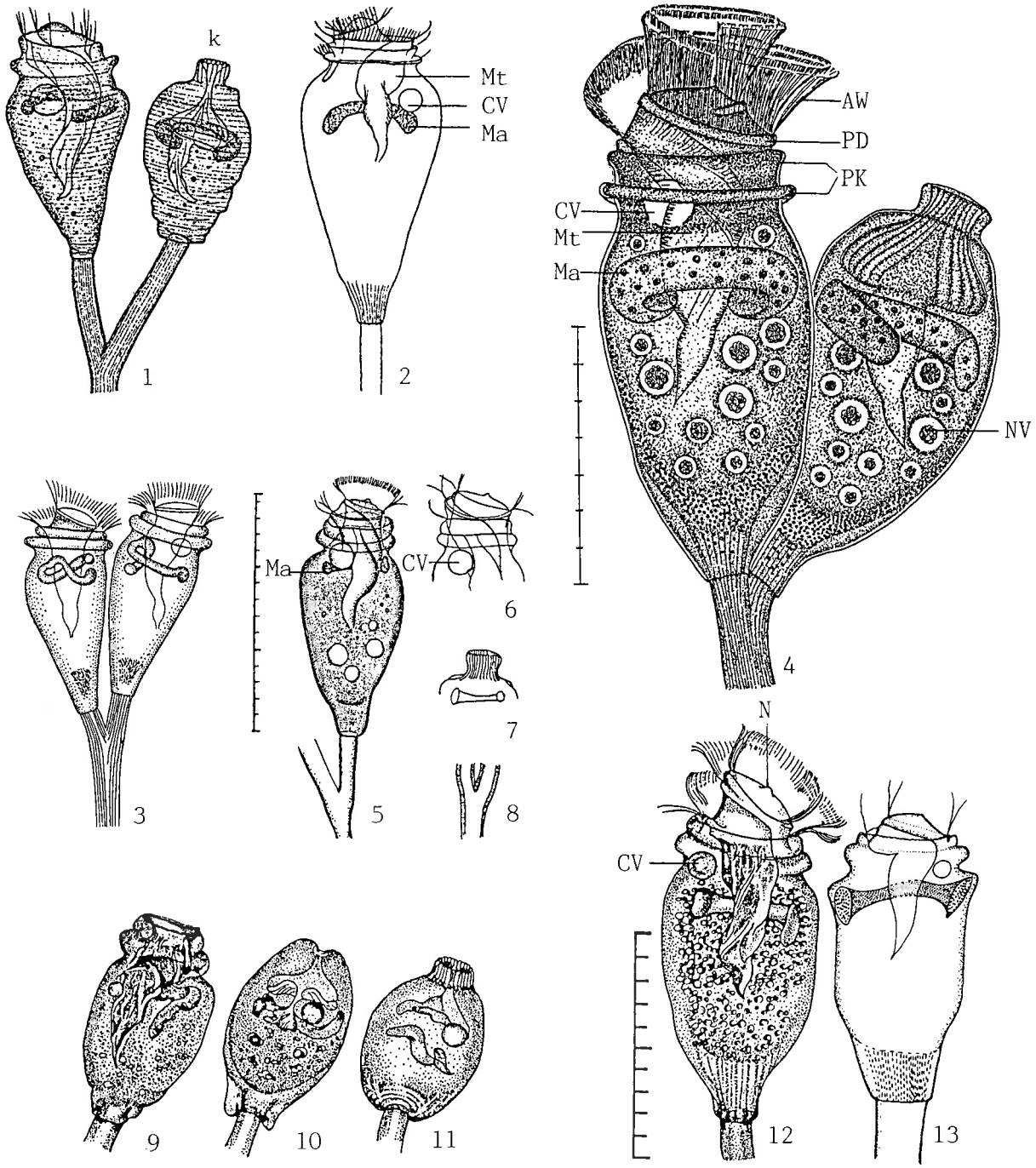
TENT (1981) fand *E. chrysemydis* ebenfalls im Sommer im Hamburger Hafen besonders in Bereichen mit mäßiger bis starker Strömung. Hohe Abundanzen wurden vor allem in der Nähe von Einleitungen häuslicher Abwässer sowie bei Kühlwasserauslässen festgestellt. TENT (1981) gibt folgende autökologische Daten (n = ?): 19-24 °C (Min./Max.: 16.5/28.2 °C), 0.5-2.5 mg/l O_2 (0.2/9.3 mg/l), 2.1-5.9 mg/l NH_4^+-N, 0.1-0.8 mg/l NO_2^--N, 1.5-4.2 mg/l NO_3^--N, 0.1-0.6 mg/l PO_4^{3-}-P. ALBRECHT (1984; als *E. balatonica* nach NENNINGER 1948 bestimmt) beobachtete die Art mit 5 % Präsenz und maximalen Abundanzen bis zu 260 Ind./cm^2 im salzbelasteten Weser-Flußsystem mit einem Verbreitungsschwerpunkt bis etwa 2000 mg/l Cl^- (oligo-euryhalin), im höchsten Temperaturbereich (>20 °C), bei mittlerer Strömung und bei geringer Abwasserbelastung.

Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen etwa 260 mg (140 x 60 µm) bis 1300 mg (220 x 110 µm). *Epistylis chrysemydis* wird gelegentlich stark von anderen Ciliaten (→ *Amphileptus claparedii* und *Pottsiocles*; Abb. 22, Pfeil) parasitiert.

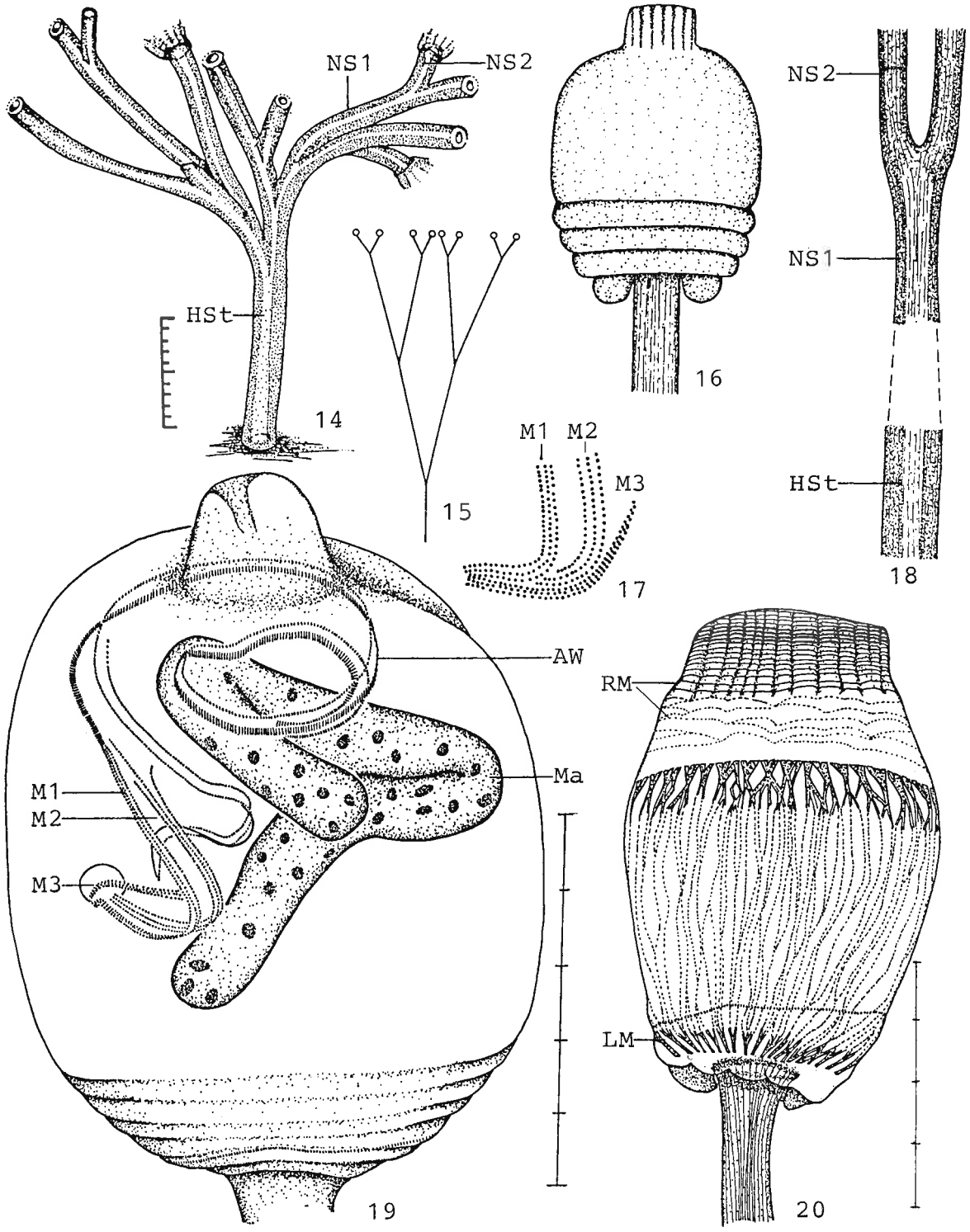


Ökogramme von *Epistylis chrysemydis* (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Der Pfeil markiert den Temperaturbereich, bei dem größere Populationen registriert wurden.

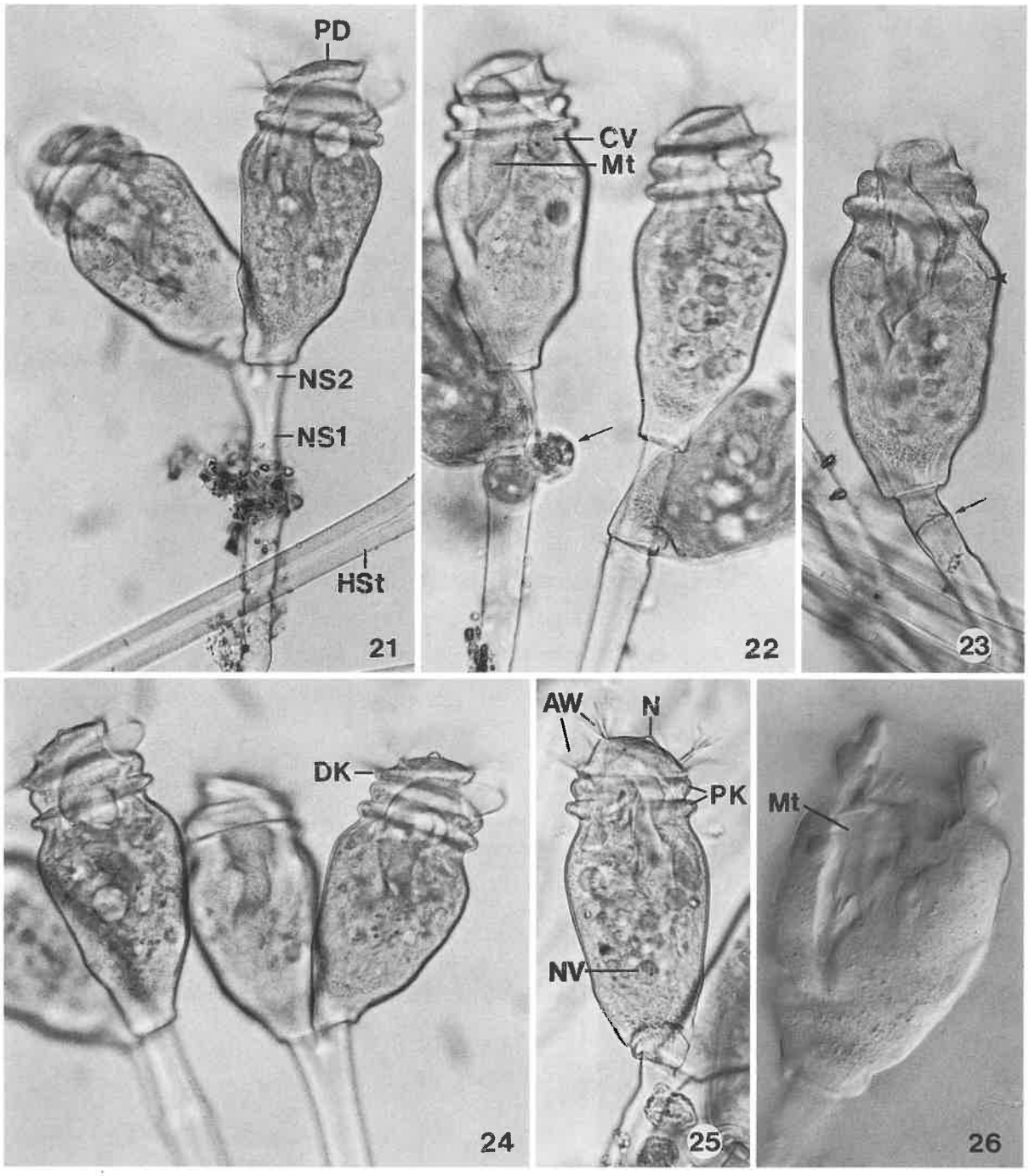
Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Wir fanden *E. chrysemydis* massenhaft auf submersen Substraten (Moosen, Grashalmen, Steinen, etc.) in der Amper und Vils in Bayern, und zwar unterhalb des Ausrinns schlecht funktionierender Klärwerke. Sie trat zusammen mit vielen anderen Peritrichen, besonders auch → *Carchesium polypinum* auf, was gut mit den Angaben von TENT (1981; → oben) übereinstimmt. Der Saprobitätsindex der Ciliatenzönosen betrug 2.7-3.0. Die Art verschwand weitgehend, sobald die Unregelmäßigkeiten im Kläranlagenbetrieb behoben worden waren. ALBRECHT (1984) fand sie dagegen bei geringer Abwasserbelastung. Die Daten von GUHL (1985a) sind leider nur beschränkt verwertbar, da er 2 Arten vermengt hat (*E. chrysemydis* und *E. balatonica*); so wie die Untersuchungen von KUTIKOWA (1984) zeigen sie aber, daß *E. chrysemydis* im Belebtschlamm vorkommt. Der Main besitzt in dem Bereich, wo BERNERTH (1982) ihre Untersuchungen durchführte, die Wassergüteklasse II-III. Diese Daten, besonders auch die hohen DOC-Werte, weisen darauf hin, daß *E. chrysemydis* gegenüber Verunreinigungen wenig empfindlich ist. Wir schlagen daher folgende Einstufung vor, die noch der Überprüfung bedarf: a; b = 2, a = 6, p = 2, I = 3, SI = 3.0.



Epistylis chrysemydis in vivo (1, aus BISHOP & JAHN 1941; 2, aus SRAMEK-HUSEK 1948; 3, aus KUTIKOWA 1984; 4, aus FOISSNER & GSCHWIND unveröff.; 5-8, aus NENNINGER 1948; 9-12, aus BERNERTH 1982; 13, aus GUHL 1985a). **1-4:** Teile von Kolonien mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden, 240 μm, 180-200 μm, 97-145 μm. **5, 6, 12, 13:** Gestreckte Zooide. **7:** Vorderende eines kontrahierten Zooids. **8:** Stiel stärker vergrößert. **9-11:** Leicht, mäßig stark und sehr stark kontrahiertes Zooid. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, N = Nabel im Zentrum des Peristomdiskus, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen. Teilung der Maßstriche = 10 μm.



Epistylis chrysemydis (14, aus BERNERTH 1982; 15-20, aus FOISSNER & GSCHWIND unveröff. 14-16, 18, in vivo; 17, 19, 20, Protargolimprägnation). **14, 15:** Verzweigungsschemata von Kolonien. **16:** Stark kontrahiertes Zooid. **17:** Proximales Ende der adoralen Wimpernspirale. **18:** Stiel stärker vergrößert. **19:** Mundbewimperung und Makronucleus eines kontrahierten Zooids. **20:** System kontraktiler Fasern (= Myoneme). AW = adorale Wimpernspirale, HSt = Hauptstiel, LM = längs verlaufende Myoneme (= kontraktile Fasern), Ma = Makronucleus, M1-M3 = Membranellen 1-3, NS1, NS2 = Nebenstiele erster und zweiter Ordnung, RM = ringförmig verlaufende Myoneme. Teilung der Maßstriche = 10 μm.



Epistylis chrysemydis in vivo (21-25, aus FOISSNER & GSCHWIND unveröff., Hellfeld; 26, aus BERNERTH 1982, Interferenzkontrast). **21-25:** Gestreckte bis sehr leicht kontrahierte Zooide. Der Pfeil in Abb. 22 weist auf ein Ciliat der Gattung *Pottsiocles*, das *E. chrysemydis* parasitiert. Der Pfeil in Abb. 23 markiert einen Querstreifen im Stiel, die Pfeilspitze den Makronucleus. **26:** Leicht kontrahiertes Zooid. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, DK = Kragen am Peristomdiskus, HSt = Hauptstiel, Mt = Mundtrichter, N = Nabel im Zentrum des Peristomdiskus, NS1, NS2 = Nebenstiele erster und zweiter Ordnung, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = zweigeteilter Peristomkragen.

Epistylis coronata NUSCH, 1970

1970 *Epistylis coronata* NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 304.

Taxonomie

Die Unterschiede zu → *E. entzii* sind gering, weshalb Synonymie nicht ausgeschlossen werden kann (→ Verwechslungsmöglichkeiten). Vielleicht identisch mit der Ökoform V der *Opercularia coarctata* von GUHL (1979, seine Abb. 15b). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 70-120 μm lang.

2) Zooide im gestreckten Zustand im mittleren Bereich zylindrisch, zum Stiel hin konisch verschmälert, unterhalb des Peristomkragens etwas verengt (Abb. 1).

3) Kontrahierte Zooide faßförmig, hinten mit mehreren scharfkantigen Falten, vorne ohne deutliche Schnauze (Abb. 1).

4) Makronucleus halbkreisförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 1).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift.

7) Peristomkragen 32-65 μm im Durchmesser, relativ dünn. Peristomdiskus kaum gewölbt, leicht genabelt und etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter geräumig, reicht ungefähr bis zur Körpermitte (Abb. 1).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, 11-18 μm breit, nicht hohl. Verzweigung dichotom (Abb. 1).

9) Kolonien klein, meist nur mit 2-10 Zooiden (Abb. 1). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

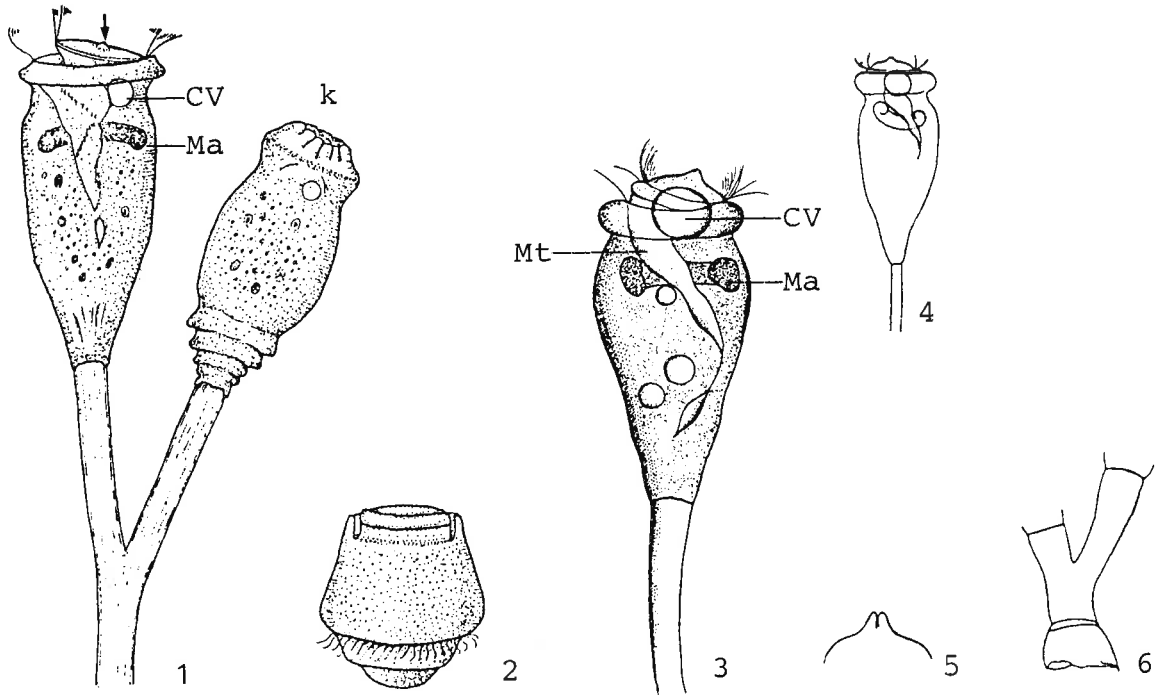
Sehr ähnlich *Rhabdostyla thienemanni* NENNINGER (Stiel sehr kurz und meist mit saugnapfähnlichem Sockel, Peristomkragen ausgeprägter wulstartig, epizoisch auf Egeln; Abb. 3-6), → *E. entzii* (125-190 μm lang, Zooide im gestreckten Zustand meist keulenförmig, Peristomdiskus nicht genabelt) und → *E. plicatilis* (Peristomdiskus nicht genabelt, gestreckte Zooide schlank trichterförmig). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene Art, die schwache Strömung bevorzugt. NUSCH (1970) fand sie regelmäßig von September bis März in einem alphamesosaproben Stauweiher in Nordrhein-Westfalen zwischen *Sphaerotilus*-Watten. Die stärkste Entwicklung erreichte sie im Dezember und Jänner unter Eis; vereinzelt auch in einem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken. Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, gelegentlich auch Detritus. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Länge etwa 90 mg. NUSCH (1970) gibt folgende autökologische Daten: 2-12 °C, pH 7.2-7.6, 9-14 mg/l O_2, 2-8 mg/l CO_2 (frei), 0-1.6 mg/l NH_4^+-N, 1-9 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Diese Einstufung beruht offensichtlich ausschließlich auf den Angaben von NUSCH (1970). Da man ihre Verbreitung und Ökologie sehr wenig kennt, ist ihr Wert als Bioindikator noch nicht abzuschätzen.



Epistylis coronata in vivo (1, 2, aus NUSCH 1970). **1:** Kleine Kolonie mit einem gestreckten (90 µm) und einem kontrahierten (k) Zooid. Der Pfeil beim gestreckten Zooid weist auf den Nabel am Peristomdiskus. **2:** Schwärmer, 50 µm.

Rhabdostyla thienemanni in vivo (3-6, aus NENNINGER 1948). **3, 4:** Gestreckte Zooide, 108 µm, ? µm. **5:** Vorderende eines kontrahierten Zooids. **6:** Hauptstiel auf saugnapfähnlichem Sockel.

CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

Epistylis entzii STILLER, 1935

1935 *Epistylis urceolata* STILLER, 1933 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 686 (Revision; → Nomenklatur und Taxonomie).
1935 *Epistylis entzii* STILLER, Acta Litt. Scient. R. Univ. hung. Francisco-Josephina, 3: 151.
1941 *Epistylus niagarae* KELLICOTT - BISHOP & JAHN, Proc. Iowa Acad. Sci., 48: 417 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus den USA).
1942 *Epistylis urceolata* STILLER - STILLER, Arch. Hydrobiol., 38: 338 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Erläuterungen zur Nomenklatur).

Nomenklatur und Taxonomie

Die Nomenklatur dieser Art wurde von FOISSNER (1987a) geklärt. Die von BISHOP & JAHN (1941) als *E. urceolata* (= *E. entzii*) bestimmte Population ist ziemlich schlank und wahrscheinlich eine andere Art. Dagegen paßt ihre *E. niagarae* KELLICOTT (Abb. 6) sehr gut auf unsere Populationen von *E. entzii* (z. B. Abb. 10, 11). KELLICOTT (1883) zeichnet bei *E. niagarae* einen deutlich dünneren Stiel und eine mehr glockenförmige Gestalt, weshalb wir nicht glauben, daß seine Art mit *E. entzii* synonym ist.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 125-190 μm lang und bis 80 μm breit.

2) Zooide im gestreckten Zustand zylindrisch bis keulenförmig, d. h. vorne häufig etwas verschmälert (Abb. 1, 5, 7, 13, 15).

3) Kontrahierte Zooide meist kurz ellipsoid, hinten mit deutlichen Querfalten, vorne schnauzenförmig und mit Längsfalten (Abb. 3, 4, 9, 18, 23-27). Kontraktiles Fasersystem (Myoneme; nur nach Protargolimprägnation erkennbar; Abb. 14, 16) mäßig stark entwickelt.

4) Makronucleus etwa 3/4kreisförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 1, 5, 14, 17).

5) Kontraktile Vakuole in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 5-8).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift (Abb. 1, 19, 21, 22).

7) Peristomkragen gleichweit oder etwas schmäler als die breiteste Körperstelle, dick, immer auffallend wulstartig vom Körper abgesetzt. Peristomdiskus konvex, leicht schräg herausgehoben, nicht genabelt (Abb. 1, 5, 7, 13). Mundtrichter etwa 1/3körperlang, bei Koloniegründern deutlich länger (Abb. 6, 10, 11); von STILLER vermutlich etwas zu eng und zu kurz gezeichnet (Abb. 1).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, etwa 18 μm breit, nicht hohl. Endstiele kurz. Verzweigung dichotom (Abb. 1, 2, 7, 13, 26).

9) Gut ausgebildete Kolonien mit bis zu 50 Individuen (Abb. 2, 7, 18); KAHL beobachtete bis zu 3 mm große Kolonien. Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich → *E. coronata* (bis 120 μm lang, Peristomdiskus leicht genabelt, Peristomkragen schmal, gestreckte Zooide im mittleren Bereich annähernd zylindrisch, kontrahierte Zooide vorne ohne deut-

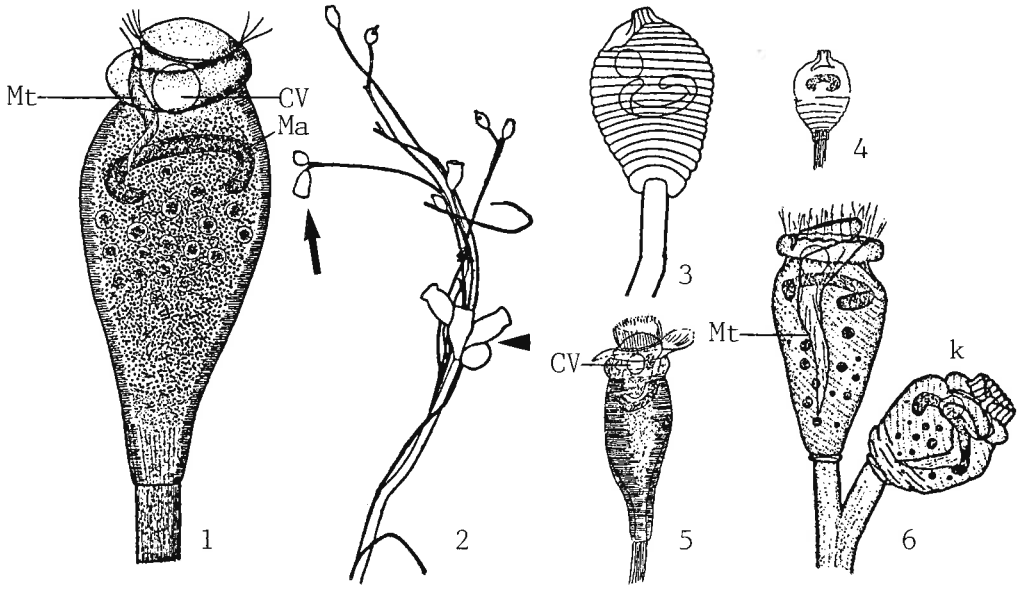
liche Schnauze), *Rhabdostyla thienemanni* NENNINGER (Stiel sehr kurz und meist mit saugnapfähnlichem Sockel, epizoisch auf Egeln; → Abb. 3-6 bei *E. coronata*), → *E. chrysemydis* (Peristomkragen durch eine tiefe Furche in 2 Wülste geteilt, Peristomdiskus deutlich genabelt, Stiel hohl, kontraktile Vakuole ventral) und → *E. plicatilis* (Zooide schlank trichterförmig). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 7, 8 wichtig.

Ökologie

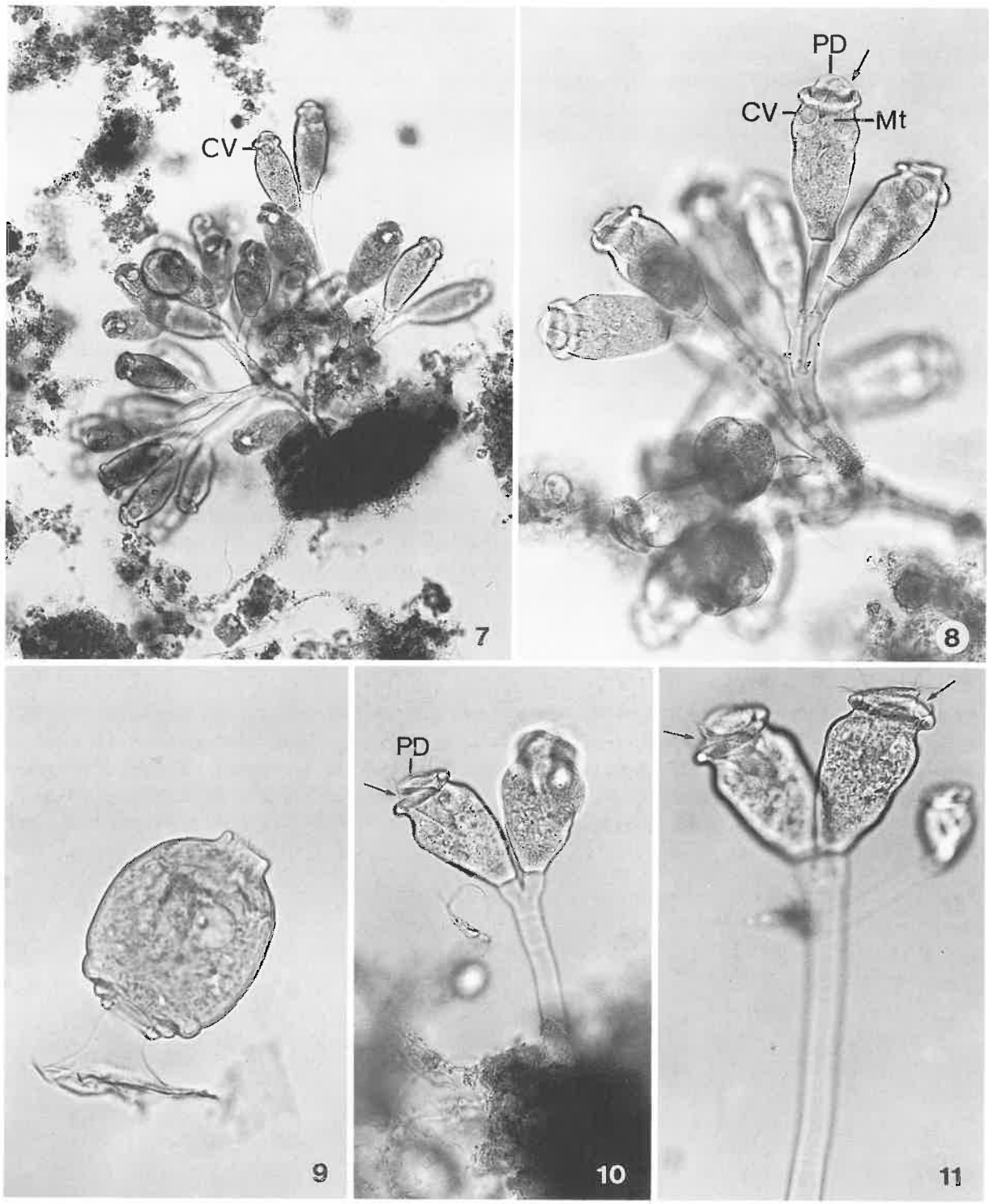
Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in mäßig bis stark verschmutzten stehenden und fließenden Gewässern. Die Kolonien sitzen auf verschiedenen Substraten wie submersen Makrophyten, Mollusken und Belebtschlammflocken. STILLER (1935) entdeckte *E. entzii* im Plattensee auf *Unio pictorum*. Weitere Fundorte: auf Malermuscheln von Schlammbänken des Überschwemmungsgebietes der Theiß, Ungarn (STILLER 1942a); auf einer *Planorbis*-Schale im "Alten Schießstand" bei Hamburg (KAHL 1935); auf Schildkröten in Iowa, USA (BISHOP & JAHN 1941). Wir fanden *E. entzii* in Österreich auf *Fontinalis* in der schnell fließenden, alphamesosaproben, aber sauerstoffreichen Traun und im Belebungsbecken der Kläranlage der Stadt Salzburg (Abb. 7-17); in Bayern beobachteten wir Massenvorkommen in alphamesosaproben Bereichen der Amper und Vils (Abb. 18-27). Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: auf den Beinen einer Trichopterenlarve aus der Muschelzone des eutrophen Großen Plöner Sees (SOMMER 1951); in seichten Stellen eines Gebirgssees in Virginia, USA (BOVEE 1960). Bisher in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich Detritus (STILLER 1942a). Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen (150 x 55 μm) etwa 300 mg.

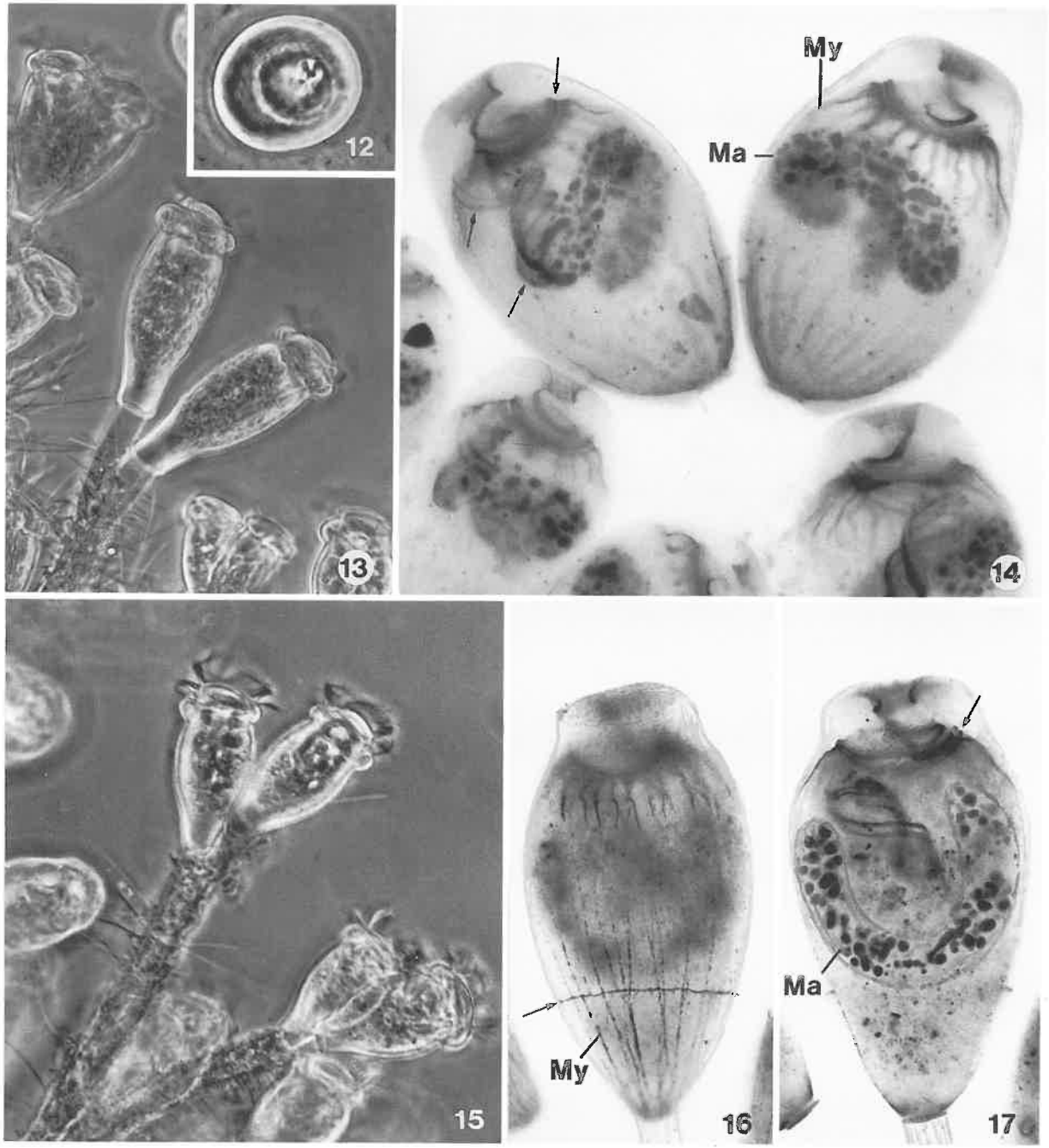
Saprobielle Einstufung: Diese Art war bisher nicht eingestuft. Wir nehmen sie deswegen auf, weil sie nach unseren Erfahrungen verbreitet und häufig mit anderen alphamesosaproben Peritrichen (z. B. → *Carchesium polypinum*) vergesellschaftet ist. Die Fundorte, besonders auch die Nachweise in Klärwerken (STAMM 1979; eigene Funde, Abb. 7-11), zeigen eine Vorliebe für stark verunreinigte Gewässer. Wir schlagen folgende Einstufung vor: a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Bedarf weiterer Untersuchungen.



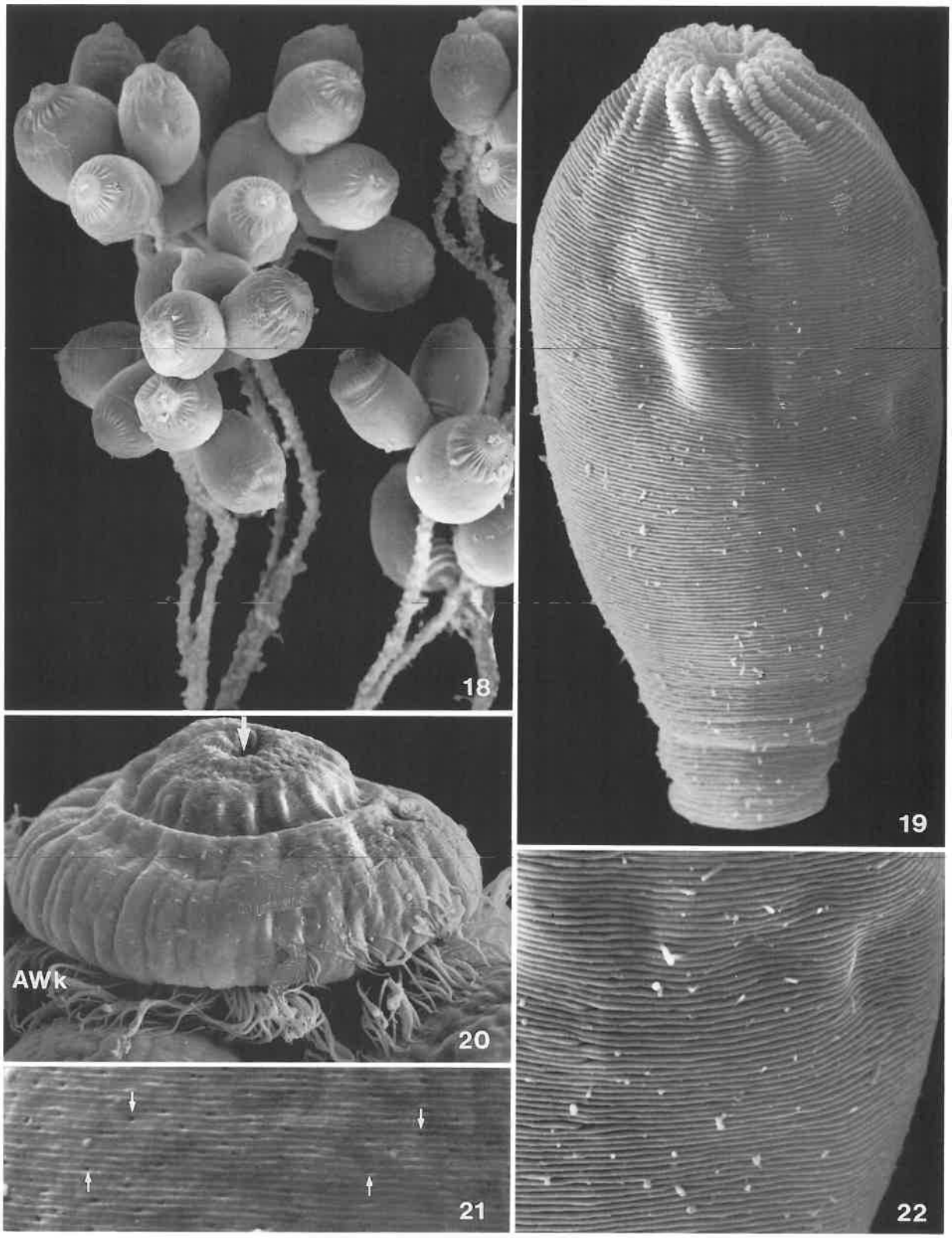
Epistylis entzii in vivo (1-3, aus STILLER 1942a, identisch mit den Abbildungen in STILLER 1935; 4, 5, aus KAHL 1935; 6, aus BISHOP & JAHN 1941). **1, 5:** Gestreckte Zooide, 190 μm, 150-180 μm. **2:** Kolonie von *E. entzii* (Pfeilspitze) mit aufsitzenden Kolonien von *E. balatonica* (Pfeil, Zooide 90-100 μm). **3, 4:** Kontrahierte Zooide, 114 μm, ? μm. **6:** Gestrecktes (174 μm) und kontrahiertes (k) Zooid. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.



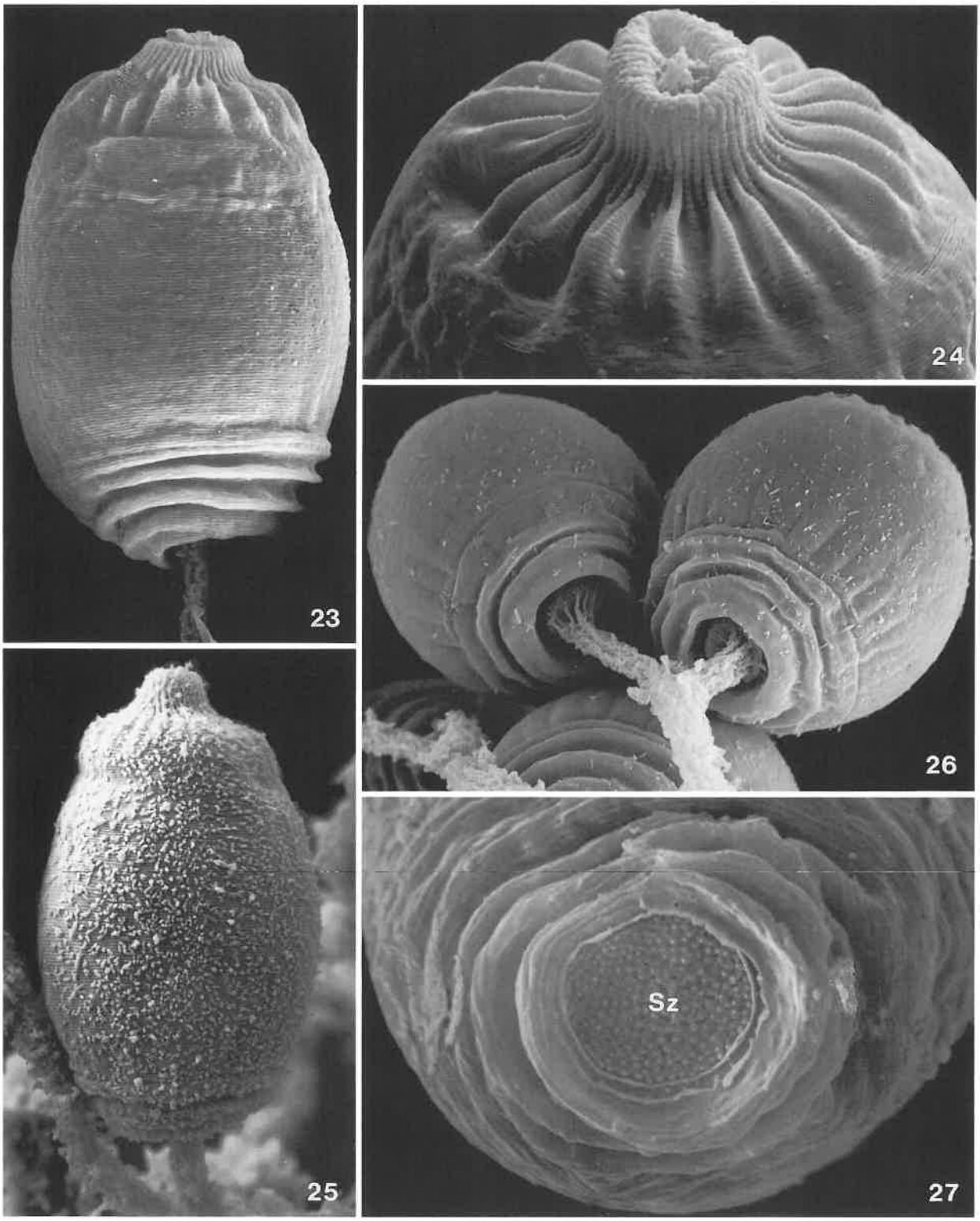
Epistylis entzii in vivo (7-11, Originale. Hellfeldaufnahmen einer Population aus dem Belebtschlamm der Kläranlage Siggerwiesen, Salzburg). **7, 8:** Mittelgroße Kolonien auf Belebtschlammflocken. Der Pfeil in Abb. 8 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. **9-11:** Kontrahierter Koloniegründer und junge Kolonien (vgl. Abb. 6). Die Pfeile weisen auf den Eingang zum Mundtrichter. CV = kontraktile Vakuole, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.



Epistylis entzii (12-17, Originale. 12, 13, 15, Lebendaufnahmen im positiven Phasenkontrast einer Population aus der Traun, Oberösterreich; 14, 16, 17, protargolimprägnierte Zellen aus der Kläranlage Siggerwiesen, Salzburg). **12:** Schwärmer von vorne gesehen. **13, 15:** Teile großer Kolonien; die Stiele sind dicht mit Bakterien bewachsen. **14, 16, 17:** System der kontraktilen Fasern (Myonemsystem), Bewimperung und Makronucleus. Der Pfeil in Abb. 16 weist auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes, jene in den Abbildungen 14 und 17 weisen auf die adorale Wimpernspirale. Ma = Makronucleus, My = Myoneme (= kontraktile Fasern).



Epistylis entzii im Rasterelektronenmikroskop (18-22, Originale einer Population aus der Vils in Bayern). **18:** Teil einer Kolonie. Die Zooide sind kontrahiert und die Stiele dicht mit Bakterien bewachsen. **19:** Mäßig stark kontrahiertes Zooid mit etwa 180 Pellicula-Streifen (entsprechen den Silberlinien). **20:** Vorderende eines Schwärmers (vgl. Abb. 12!). Der Pfeil weist auf die kontrahierte Mundöffnung. **21, 22:** Stark vergrößerte Ausschnitte der sehr eng gestreiften Pellicula. Zwischen den Streifen sind winzige Poren (Pfeile).



Epistylis entzii im Rasterelektronenmikroskop (23-27, Originale einer Population aus einem stark verschmutzten Teil der Vils in Bayern). **23, 25:** Kontrahierte Zooide, jenes in Abb. 25 ist dicht mit Bakterien bewachsen. **24, 27:** Schnauzenförmiges Vorder- und gefälteltes Hinterende kontrahierter Zooide. **26:** Kontrahierte Zooide von hinten. Sz = Scopula (= Stielbildungs-Organell).

Epistylis galea EHRENBERG, 1831

1831 *Epistylis galea* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 97 (ohne Abbildung).
1838 *Epistylis galea* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 280 (Abbildung; Revision).
1935 *Epistylis galea* EHRENBERG, 1835 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 691 (Revision).
1970 *Epistylis galea* EHRENBERG - MATTHES & SCHEUBEL, Arch. Protistenk., 112: 30 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; ausführliche Darstellung der Biologie).
1970 *Epistylis galea* EHRB. 1838 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 305 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Stauweiher in Deutschland).
1982 *Epistylis galea* EHRENBERG 1838 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 154 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain).

Taxonomie

KAHL (1935), NUSCH (1970) und BERNERTH (1982), nicht aber MATTHES & SCHEUBEL (1970) vermuten Synonymie mit der viel größeren (280-420 μm) *E. ophidioidea* KELLICOTT (→ Verwechslungsmöglichkeiten; Abb. 24, 25). *Epistylis galea* sensu CARTER (1856) hat einen quer liegenden Makronucleus und die kontraktile Vakuole ventral und ist daher wahrscheinlich eine andere Art.

Differentialdiagnose

1) Ältere Kolonien mit 3 unterschiedlich großen Zooidtypen: Normalzooide 160-225 x 50-70 μm; Makrozooide 190-320 x 60-126 μm; Mikrozooide etwa 110-120 μm lang.

2) Makrozooide und Normalzooide im gestreckten Zustand schlank bis breit trichterförmig, Vorderende auffallend schräg (Abb. 1, 2, 4, 5, 8, 9, 26). Mikrozooide außerordentlich variabel (Abb. 3, 11-18, 27). Hinteres Körperdrittel aller Zooidtypen durch die Bildungsstelle des aboralen Wimpernkranzes meist deutlich vom übrigen Körper abgesetzt, wegen der fehlenden Nahrungsvakuolen sehr hell (Abb. 1, 4, 5, 26, 27).

3) Kontrahierte Zooide faßförmig, der hintere Teil legt sich dabei in grobe Querfalten (Abb. 4, 5).

4) Makronucleus annähernd J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 1-4, 8, 11-18).

5) Kontraktile Vakuole in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-4, 12).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift. Silberliniensystem engstreifig, etwa 150 Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und ungefähr 100 von diesem bis zum Hinterende; Silberlinien also entsprechend der Größe sehr zahlreich (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 33).

7) Peristomkragen 90-160 μm im Durchmesser, ragt leicht über den Körperrand. Peristomdiskus meist leicht konvex, selten eben oder etwas eingedellt. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am Peristomdiskus etwa 1 1/2 Umgänge, bevor sie in den fast 1/2körperlangen Mundtrichter zieht (Abb. 1-4, 8, 11-18, 26, 27).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, 18-29 μm breit, nicht hohl (Abb. 4, 10). Hauptstiel bis 2 mm lang, vor der ersten Verzweigung eine auffallende, strukturlose Scheibe. Verzweigung dichotom (Abb. 5, 9, 21, 30, 31).

9) Bildet kleine und große (200 Zooide, 2-4 mm hoch) Kolonien (Abb. 4, 5, 32). Voll entwickelte Kolonien mit vielen Normal- und Mikrozooiden und wenigen Makrozooiden. Details zur Kolonie, Stiel-, Schwärmer- und Zystenbildung bei MATTHES & SCHEUBEL (1970; Abb. 6, 7, 19, 20, 28, 29). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Sehr ähnlich → *E. plicatilis* (Makronucleus halbkreisförmig und quer zur Körperlängsachse), → *E. hentscheli* (Stiel hohl; kontraktile Vakuole ventral; Makronucleus halbkreisförmig und quer zur Körperlängsachse) und → *E. entzii* (Zooide vorne verschmälert, keulenförmig; Makronucleus halbkreisförmig und quer zur Längsachse; Vorderende nicht deutlich abgeschrägt). → *Campanella umbellaria* unterscheidet man leicht durch die 3 1/2 bis 6 Umgänge der adoralen Wimpernspirale und die breitere Gestalt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5, 8 wichtig.

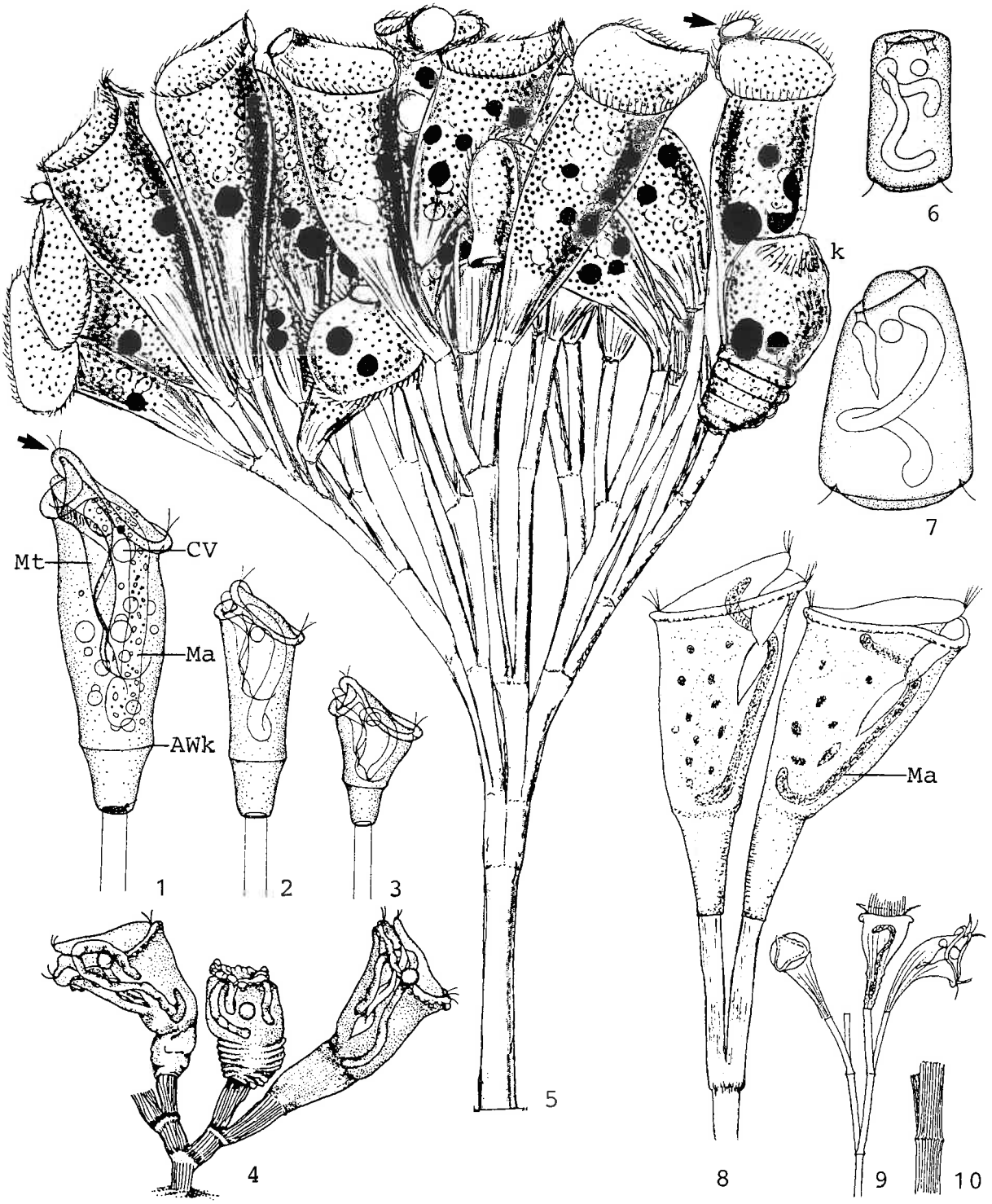
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine auffallende, aber nicht sehr häufige Art, die bevorzugt in phytoplanktonreichen stehenden, selten auch in fließenden Gewässern vorkommt. Die Kolonien sitzen auf verschiedenen Substraten wie eingehängten Objektträgern und submersen Makrophyten (z. B. *Ceratophyllum*, *Utricularia*; EHRENBERG 1838, ENGELMANN 1875, KAHL 1935). MATTHES & SCHEUBEL (1970) und SCHEUBEL (1970a,b,c) fanden ihre Population von Ende Juni bis Mitte Oktober in einem gedüngten Karpfenweiher bei Erlangen, vorwiegend auf der Schattenseite der beiden äußeren Blätter von *Iris* und *Typha* in einer Wassertiefe von 0-30 cm. Neben Vorticelliden fanden sich → *Campanella umbellaria* und → *E. plicatilis* als Begleiter. Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: auf *Ceratophyllum* im Weiher des Botanischen Gartens in Bonn (SCHMIDT 1913); von Juni bis September in Gewässern in Ferrara, Italien (CANELLA 1954); zahlreich in der Enz im Neckargebiet (BUCK 1961); Nordamerika (COLE 1853). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen.

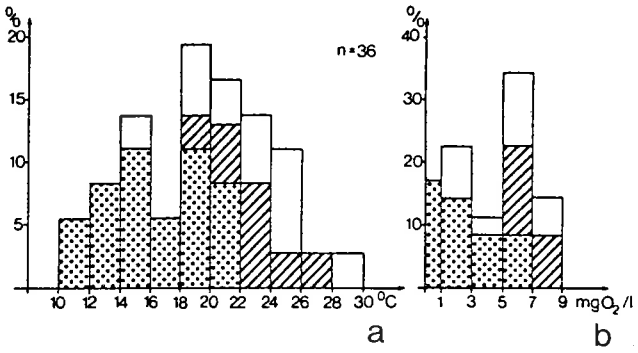
Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen etwa 100 mg (Mikrozooide; 110 x 45 μm), 250 mg (Normalzooide; 180 x 60 μm), 560 mg (Makrozooide; 250 x 80 μm). BERNERTH (1982) beobachtete von Mai bis Oktober im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain bei folgender Wasserbeschaffenheit nur kleine Kolonien (Abb. 4): 10-30 °C, pH 7.0-7.5, 590-740 μS/cm spez. Leitfähigkeit, 0.7-9.0 mg/l O_2, 5.8-15.6 mg/l DOC, 40000-350000 Bakterien/ml (Plattenmethode); trat nur bei Temperaturen über 10 °C auf (→ Ökogramm a auf Seite 199) und reagierte auf stärkere Schwankungen der Temperatur- und Strömungsverhältnisse mit Schwärmerbildung und Enzystierung. NUSCH (1970) fand kleine und große Kolonien in einem alphamesosaproben Stauweiher in Deutschland und gibt folgende autökologische Daten: 5-21 °C, pH 7.2-7.8, 6-12 mg/l O_2, 1.5-12 mg/l CO_2 (frei), 0-1.6 mg/l NH_4^+-N, 0.7-8 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). Nach Verfrachtung in eine oligo- bis betamesosaprobe Talsperre hielt sich *E. galea* noch 2 Monate, die Zooide waren jedoch kleiner. Die von SCHEUBEL & MATTHES (1970) beschriebene Abhängigkeit vom pH (6.5) und geringer Sauerstoffkonzentration läßt sich daher nicht bestätigen (→ Ökogramm b auf Seite 199). Schwärmerbildung und Ausbreitung bei Temperaturen unterhalb von 10-12 °C deutlich verlangsamt.

Im Bereich der Stielverzweigungen finden sich häufig bdelloide Rotatorien, die sich von dem dort angesammelten Detritus ernähren.

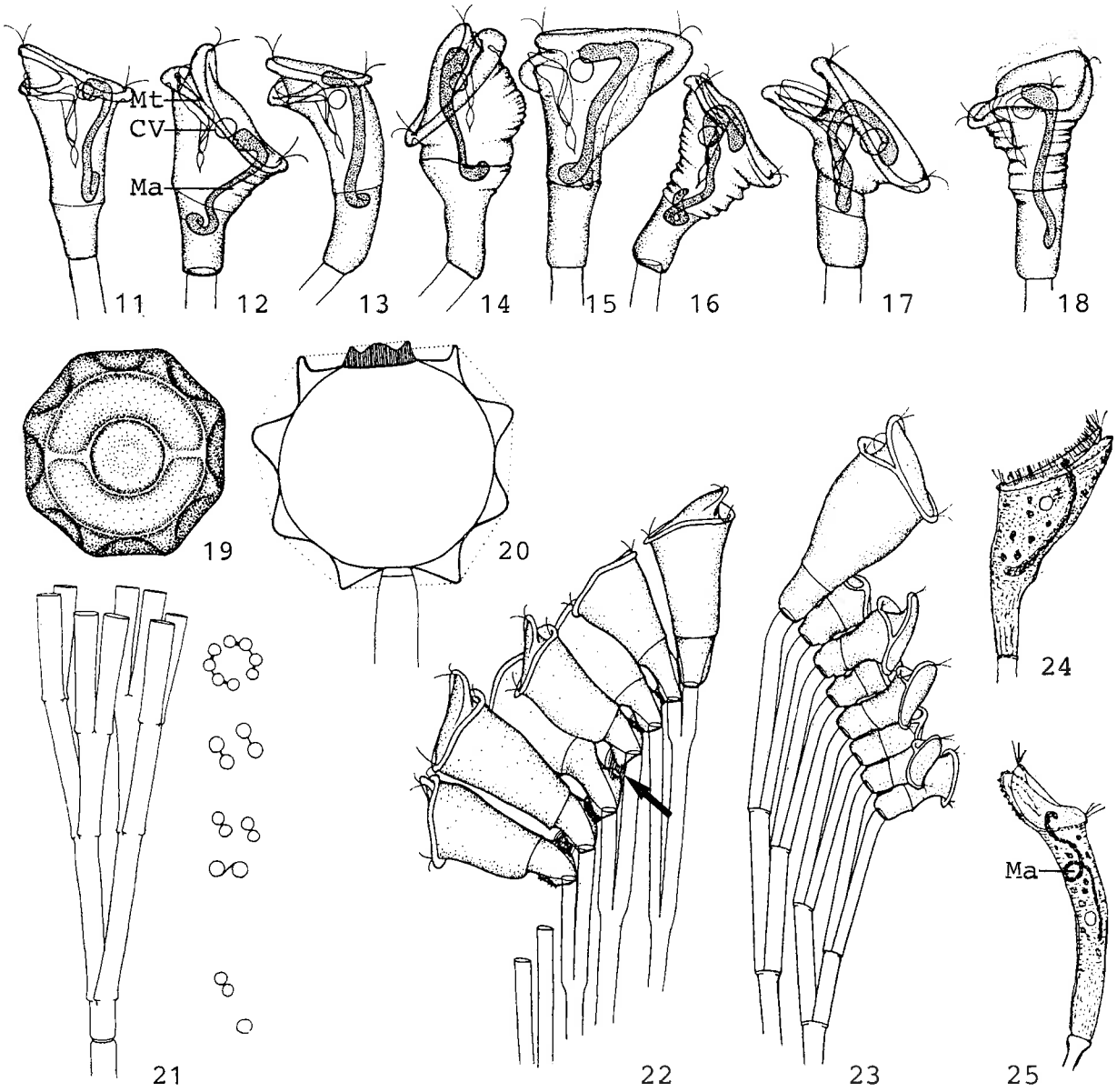
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 3, a = 7, I = 4, SI = 2.7. Stimmt mit den vorliegenden, allerdings recht spärlichen Daten zufriedenstellend überein.



Epistylis galea in vivo (1-3, aus SCHEUBEL 1970a; 4, aus BERNERTH 1982; 5, aus EHRENBERG 1838; 6, 7, aus SCHEUBEL 1970b; 8, aus NUSCH 1970; 9, 10, aus KAHL 1935). **1-3:** Makro-, Normal- und Mikrozooid im gestreckten Zustand, gleicher Maßstab, etwa 250 μm, 190 μm, 110 μm. Der Pfeil in Abb. 1 weist auf die sog. "Schnauze", das ist der stark aufgebogene ventrale Teil des Peristomdiskus. **4:** Kleine Kolonie mit kurzem Hauptstiel und nickendem (links), kontrahiertem (Mitte) und gestrecktem Zooid (rechts, 250 μm). **5:** Kolonie mit gestreckten (etwa 210 μm) und kontrahierten (k) Zooiden (Hauptstiel verkürzt gezeichnet). Der Pfeil weist auf die "Schnauze" (sh. oben) eines gestreckten Zooids. **6, 7:** Mikrozooid- und Makrozooidschwärmer, 100 μm, 200 μm. **8, 9:** Teile von Kolonien mit gestreckten Zooiden, 290 μm, 220 μm. **10:** Stiel mit Ringwulst an der Verzweigungsstelle. AWk = Bildungsstelle des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

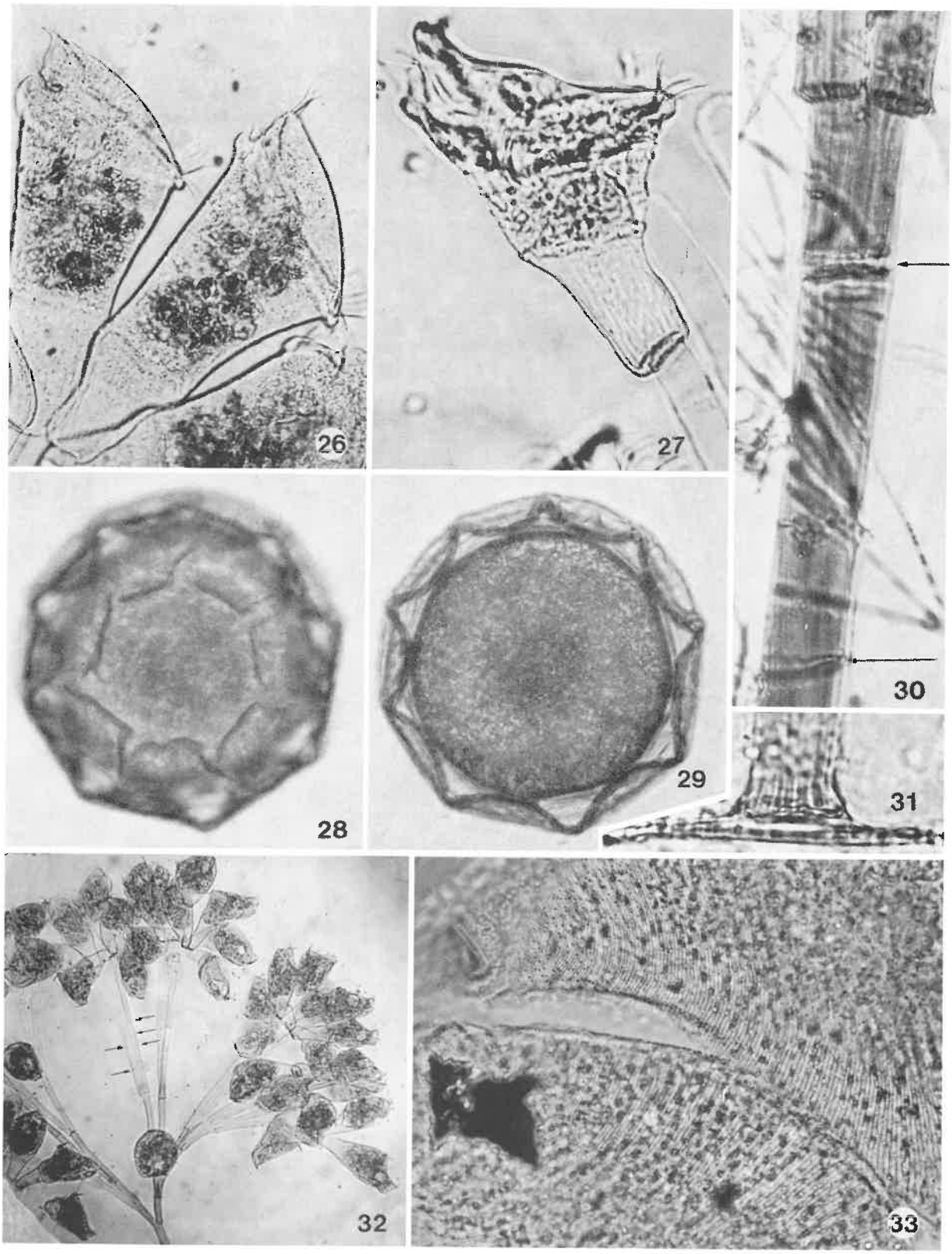


Ökogramme von *Epistylis galea* (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.



Epistylis galea in vivo (11-23, aus MATTHES & SCHEUBEL 1970). **11-18:** Variabilität der Mikrozooide, 110-120 μm. **19, 20:** Ruhezyste eines Makrozooids von oben und von der Seite gesehen, ? μm (vgl. Abb. 28, 29). **21:** Stiel nach den ersten drei Teilungen. Die schematischen Querschnittbilder zeigen, daß die Kolonie schließlich einen Ring bildet. **22:** Ein sogenannter Zooidverband, d. h. die Individuen sind durch Plasmafäden (Pfeil) miteinander verbunden. **23:** Zooidverband aus einem Makrozooid und 7 Mikrozooiden. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

Epistylis ophidioidea in vivo (24, 25, aus KELLICOTT 1884). **24:** "Normales" Zooid, 280-423 μm. **25:** "Reproduktives" Zooid, 564-686 μm. Ma = Makronucleus.



Epistylis galea (26-31, aus SCHEUBEL 1980a,b,c; 32, 33, unveröffentlichte Aufnahmen der Population von NUSCH 1970. 26-32, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 33, trockene Silbernitratimprägnation). **26:** Gestreckte Normalzooide. **27:** Gestrecktes Mikrozooid. **28, 29:** Oberfläche und optischer Schnitt durch eine Ruhezyste. **30:** Hauptstiel mit der strukturlosen Scheibe (oberer Pfeil) und Querstreifen, die eine Wachstumsphase markieren (unterer Pfeil). **31:** Basalplatte mit der die Kolonie am Substrat festgeheftet ist. **32:** Kolonie. Die Querstreifen in den Stielen (Pfeile) sind bereits bei geringer Vergrößerung erkennbar. **33:** Teil des sehr engstreifigen Silberliniensystems.

Epistylis hentscheli KAHL, 1935

1916 *Epistylis* spec. a. - HENTSCHEL, Mitt. zool. Mus. Hamb., 33: 18 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus dem Hamburger Hafen).
1935 *Epistylis hentscheli* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 690 (Errichtung der Art nach der Beschreibung von HENTSCHEL; Revision).
1970 *Epistylis hentscheli* KAHL 1935 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 307 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Stauweiher in Deutschland).
1982 *Epistylis hentscheli* KAHL 1930 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 156 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain).
1987 *Epiatylis henscheli* - RANGANATHAN, Indian Zoologist, 11: 143 (rasterelektronenmikroskopische Untersuchung; Determination nicht überprüfbar).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 110-170 x 38-60 μm, nach NUSCH bis 235 x 80 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand deutlich asymmetrisch und glockenförmig, zum Stiel hin stark verschmälert (Abb. 3, 5, 7, 10-13).

3) Kontrahierte Zooide birnenförmig, Vorderende nicht schnauzenartig, hinteres Drittel meist scharfkantig gefältelt; Stiel von den Falten nicht überwallt (Abb. 2, 6, 11).

4) Makronucleus halbkreisförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 7, 12, 13).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 5, 7, 10, 13).

6) Pellicula fein quer gestreift (Abb. 5).

7) Peristomkragen 50-85 μm, nach NUSCH bei großen Zooiden bis 94 μm im Durchmesser, ragt deutlich über den Körperrand, dorsal rechtwinkelig vorspringend, ventral glockenförmig. Peristomdiskus leicht konvex und etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter ungefähr 1/3körperlang (Abb. 3, 5, 7, 13).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, 12-20 μm, manchmal bis 25 μm breit, hohl, das Lumen etwa so groß wie die Wandstärke. Stiele gelegentlich fein geringelt. Verzweigung dichotom (Abb. 1, 4-7, 11, 14). Hauptstiel 300-770 μm, Nebenstiele 1. Ordnung 170-730 μm, Nebenstiele höherer Ordnung 120-240 μm, Endstiele 30-140 μm lang.

9) Große Kolonien bis 2.6 mm hoch und mit etwa 370 Zooiden, bestehen zu je einem Drittel aus dem ungeteilten Hauptstiel, den kahlen Nebenstielen und dem Bereich mit den Zooiden (Abb. 1, 10). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnelt → *E. galea* (kontraktile Vakuole dorsal, Stiel nicht hohl, Makronucleus J-förmig in der Längsachse der Zelle) und → *E. plicatilis* (kontraktile Vakuole dorsal, Stiel nicht hohl, Zooide sitzen nur an der Peripherie der Kolonie). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 8 (Stiel hohl) wichtig.

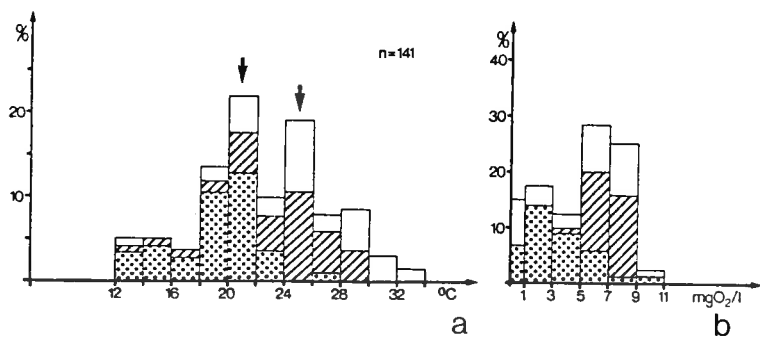
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine nicht sehr häufige, vorwiegend in den wärmeren Monaten und in mäßig bis stark verschmutzten Fließgewässern und Speicherseen auftretende Art; besiedelt eingehängte Objektträger, Steine und submerse Makrophyten, aber nie Tiere. HENTSCHEL (1916) und BARTSCH & HARTWIG (1984) fanden sie sporadisch bis regelmäßig im Aufwuchs stark verunreinigter Bereiche des Hamburger Hafens. NUSCH (1970) zählte im Oktober bis zu 500 Ind./cm^2 im Aufwuchs eines alphamesosaproben Stauweihers; hielt sich nach Verfrachtung in einen oligo- bis betamesosaproben Bereich aber noch 2 Monate; bei oligosaproben Verhältnissen verschwand die Population schon nach 3 Wochen. Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: dominant (max. 8000 Ind./cm^2) im Sommer- und Herbstaufwuchs in einem Bereich des Hamburger Hafens, der durch Abwässer der Ölmühlen-Industrie ziemlich verschmutzt war (TENT 1981); bis zu 390 Ind./cm^2 im beta- bis alphamesosaproben Aufwuchs des salzbelasteten Weser-Flußsystems (ALBRECHT 1984); vereinzelt in der Enz im Neckargebiet (BUCK 1961); im Aufwuchs der Bodenzone des beta- bis alphamesosaproben Niederrheins bei Strömungsgeschwindigkeiten von 0-0.3 m/s (SCHMITZ 1985); bis zu 3000 Ind./cm^2 in der beta- bis alphamesosaproben Elbe bei Strömungsgeschwindigkeiten von 10 cm/s (KRIEG & RIEDEL-LORJE 1991). Kann bei für sie günstigen Bedingungen andere Peritrichen, z. B. → *Carchesium polypinum* und → *Epistylis plicatilis* verdrängen (NUSCH 1970, TENT 1981). Bisher nur in Deutschland sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen bei einer Länge von 150 μm etwa 100 mg. NUSCH (1970) fand seine Populationen bei folgender Wasserbeschaffenheit: 2-15 °C, pH 7.2-7.6, 7-12 mg/l O_2, 2-8 mg/l CO_2 (frei), 0-1.9 mg/l NH_4^+-N, 1-7 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). BERNERTH (1982) gibt für Populationen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain folgendes Milieuspektrum (n = 141): 12-32 °C, pH 7.0-8.6, 0.4-11 mg/l O_2, 589-730 μS/cm spez. Leitfähigkeit, 6.0-19.1 mg/l DOC, 150000-350000 Bakterien/ml (Plattenmethode).

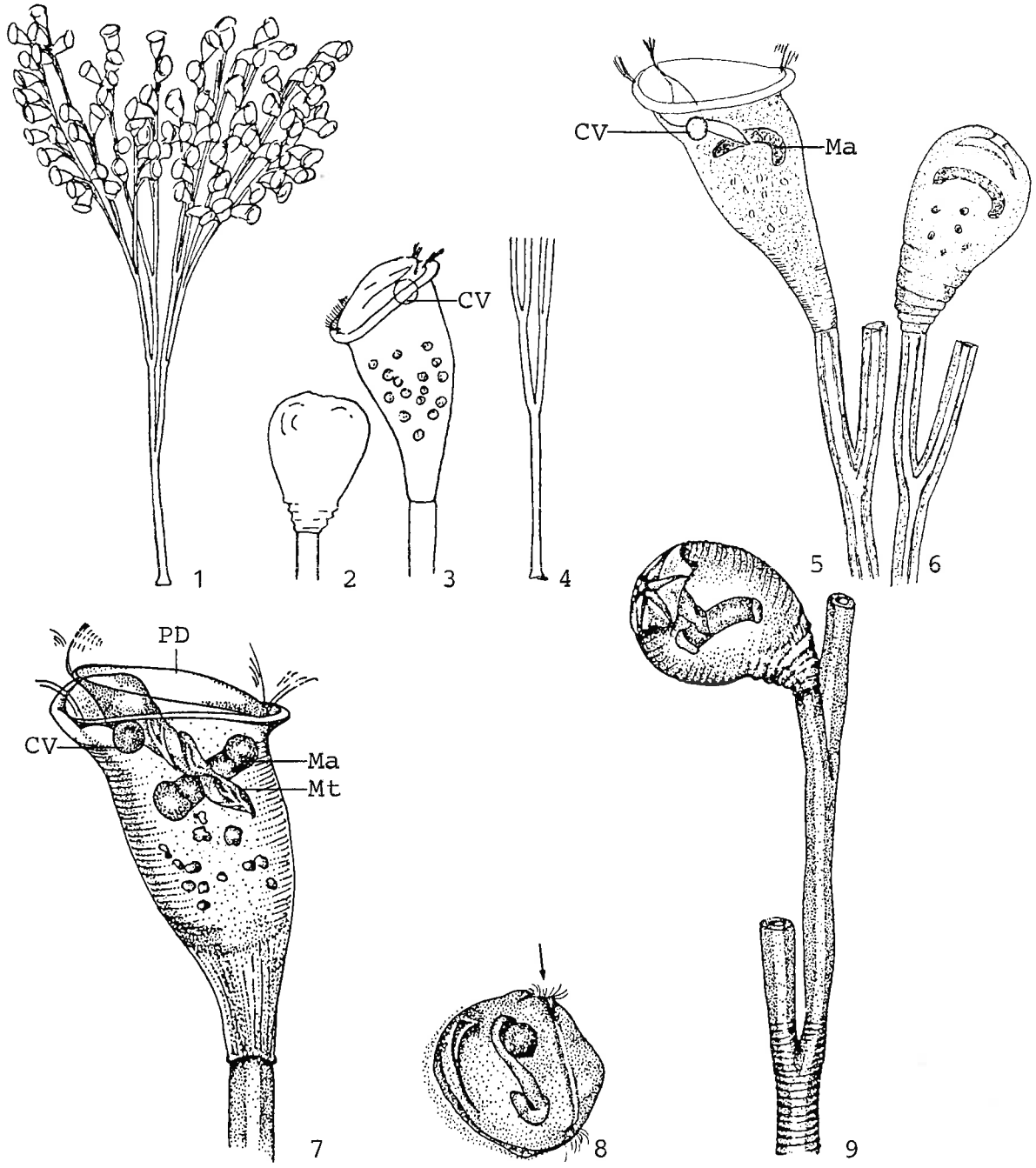
Nach HENTSCHEL (1916) verläuft die Abundanzkurve gleich wie die Temperaturkurve. TENT (1981) und ALBRECHT (1983, 1984, 1986) fanden ein Optimum bei etwa 20 °C, die untere Grenze des Vorkommens war bei 11 °C. BERNERTH (1982) beobachtete maximale Bestandsdichten im September und Oktober bei 21-25 °C und erhöhtem Bakterienangebot (→ Ökogramm a). Unter 18 °C wurde sie von → *Carchesium polypinum* verdrängt. Kurzzeitige Temperaturerhöhung (innerhalb 1 h auf 37 °C) und anschließende langsame Abkühlung führte zu keinen morphologischen Schäden (BERNERTH 1982).

Niedrige Sauerstoffkonzentrationen wirken sich nicht hemmend auf die Vermehrung aus (→ Ökogramm b). Verträgt nach RIEDEL-LORJE (1981) und ALBRECHT (1983, 1984) bis etwa 2000 mg/l Cl^- (oligo- bis mesostenohalin), bevorzugt werden jedoch niedrigere Konzentrationen.

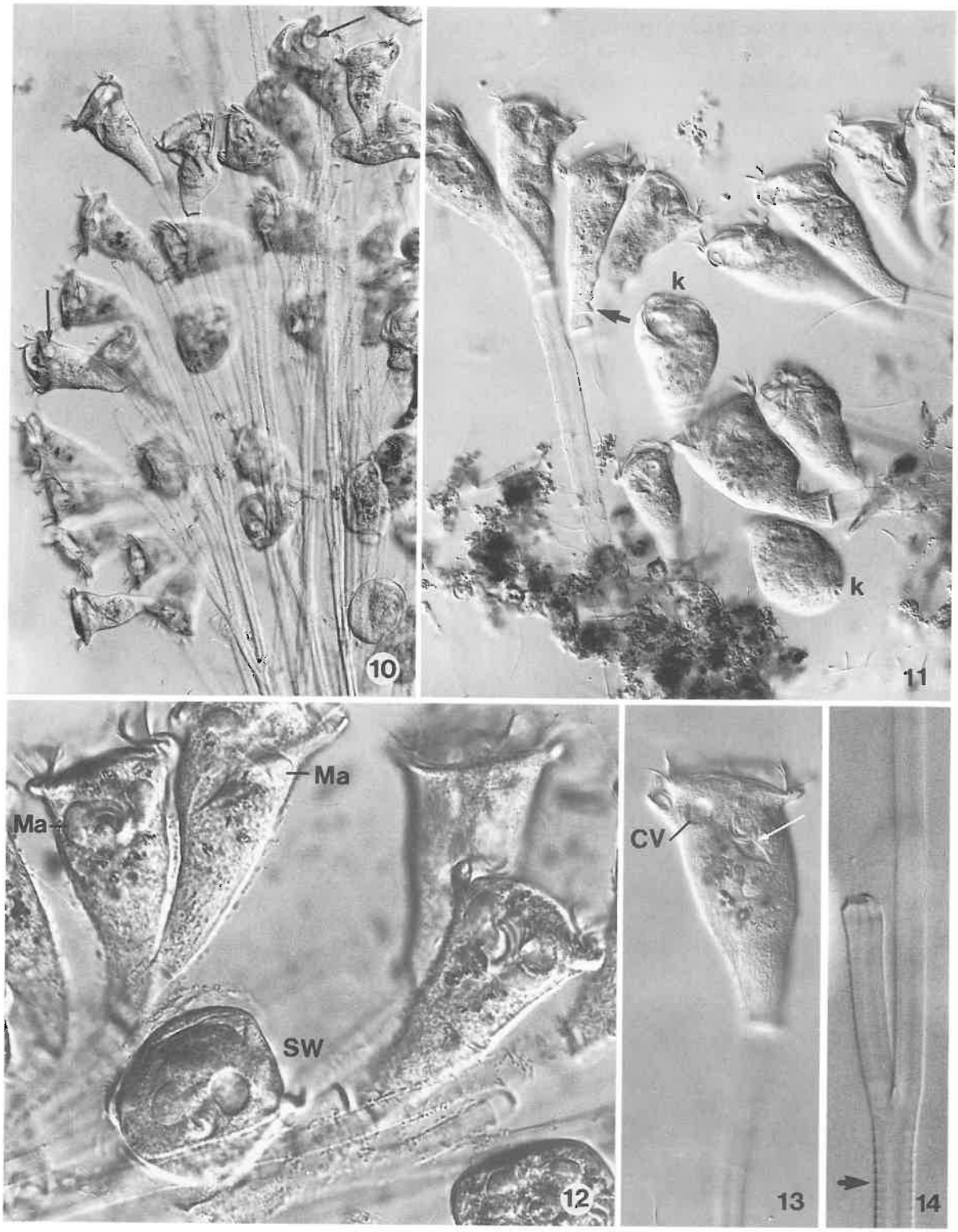


Ökogramme von *Epistylis hentscheli* (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Die Pfeile im Ökogramm a markieren jenen Temperaturbereich, in dem die größten Individuendichten erreicht wurden. Kennzeichnung der Fundstellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. BERNERTH (1982) meint, daß HENTSCHEL's und ihre Untersuchungen eine saprobielle Einstufung erfordern, die jener von → *Carchesium polypinum* (b = 2, a = 7, p = 1) entspricht. Auch einige andere Nachweise indizieren eine Präferenz für stark verunreinigte Gewässer, so daß es sinnvoll erscheint, den Schwerpunkt in Richtung Alphamesosaprobie zu verschieben: a-b; b = 3, a = 6, p = 1, I = 3, SI = 2.8. Warm-stenothermer Indikator, der bevorzugt bei geringer Strömung und hohem Bakterienangebot vorkommt.



Epistylis hentscheli in vivo (1-4, aus HENTSCHEL 1916; 5, 6, aus NUSCH 1970; 7-9, aus BERNERTH 1982). **1:** Mittelgroße Kolonie. **2, 6:** Kontrahierte Zooide, ? µm, 50 µm. **3, 5, 7:** Gestreckte Zooide, 112-126 µm, 120 µm, 170 µm. **4:** Stiel mit 2 Verzweigungen. **8:** Schwärmer mit dem aboralen Wimpernkranz (Pfeil), 70 µm. **9:** Kontrahiertes Zooid auf geringeltem Stiel, 80 µm (vgl. Abb. 14). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.



Epistylis hentscheli in vivo (10-14, aus BERNERTH 1982 und unveröffentlichte Aufnahmen derselben Population. Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast). **10-12:** Teile von Kolonien mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden. Die Pfeile in Abb. 10 weisen auf die kontraktile Vakuole. Beachte die scharfkantige Fältelung des stielartig verschmälerten hinteren Abschnittes eines leicht kontrahierten Zooids in Abb. 11 (Pfeil). **13:** Gestrecktes Zooid. Der Pfeil weist auf den Mundtrichter. **14:** Der Stiel ist hohl und manchmal zart geringelt (Pfeil). CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, SW = Schwärmer.

Epistylis plicatilis EHRENBERG, 1831

1831 *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 96 (ohne Abbildung).
1838 *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 281 (Revision; Abbildung).
1906 *Epistylis plicatilis* (EHRBG.) - SCHRÖDER, Arch. Protistenk., 7: 173 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Färbungen).
1935 *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 690 (Revision).
1974 *Epistylis plicatilis* (EHRENBERG, 1838) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 505 (morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1979 *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, 1838 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 106: 545 (durch Abbildung belegter Nachweis aus alpinen Kleingewässern in Österreich).
1989 *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, 1830 - FERNANDEZ-GALIANO & CARRASCOSA, Boln R. Soc. esp. Hist. nat., 84: 219 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Spanien).

Nomenklatur und Taxonomie

EHRENBERG (1838) erwähnt mehrere ältere Synonyme. Warum er keinen dieser Namen verwendet, ist unklar. Die Art müßte nach LINNAEUS (1758) *E. pyraria* heißen. Da dieser Name aber seit mehr als 100 Jahren nicht mehr verwendet wurde, schlagen wir vor, den EHRENBERG'schen Namen zu konservieren. *Epistylis vaginula* STOKES, 1884b ist nur etwa 70 μm lang, die übrigen Merkmale stimmen jedoch so gut überein, daß wir Synonymie mit *E. plicatilis* vermuten. KAHL (1935) führt beide Arten getrennt. Die Population von WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933) ist 220-270 μm lang und daher vielleicht nicht mit *E. plicatilis* identisch. Es gibt noch weitere Wiederbeschreibungen, z. B. von BÜRGER (1908), KENT (1881), NUSCH (1970), SMITH (1914), STEIN (1854) und STILLER (1942a). Objekt mehrerer ultrastruktureller Untersuchungen (z. B. MCKANNA 1974).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 90-160 x 25-50 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand mäßig bis sehr schlank trichterförmig (Abb. 1-3, 8-11, 13, 16, 17).

3) Kontrahierte Zooide vorne schnauzenförmig, hinten durch mehrere Wülste, von denen der unterste den Stiel überwallt, tief gekerbt (Abb. 1, 4, 4a). Kontraktiles Fasersystem (Myoneme) mäßig stark entwickelt (Abb. 3, 14).

4) Makronucleus nieren- bis halbkreisförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 2, 3, 9, 18).

5) Kontraktile Vakuole in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 3, 8-10, 15, 16, 18).

6) Pellicula vom Konvex-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), deutlich quer gestreift (Abb. 8, 9, 14). Silberliniensystem engstreifig, 110-123 ($\bar{x}$ = 117) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 66-83 ($\bar{x}$ = 76) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 3, 20-22).

7) Peristomkragen 36-60 μm im Durchmesser, ragt meist deutlich über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am fast ebenen und leicht schräg gestellten Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge. Mundtrichter ungefähr 1/3körperlang (Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silbe-

rimprägnation erkennbar; Abb. 2, 9-12, 17). Nach FERNANDEZ-GALIANO & CARRASCOSA enden alle 3 Membranellen auf gleicher Höhe (Abb. 7), was überprüft werden muß.

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, 7-18 μm breit, nicht hohl. Verzweigung dichotom (Abb. 1, 10, 19).

9) Gut entwickelte Kolonien bis 4 mm hoch, die Zooide sitzen stets an der Peripherie der Kolonie (Abb. 1, 5, 13, 16). Festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnliche Arten sind → *E. entzii* (Zooide meist keulenförmig), → *E. coronata* (Peristomdiskus genabelt, Zooide zylindrisch), *E. plicata* STILLER (60 μm, Peristomdiskus nie schräg herausgehoben), *E. elegans* STILLER (kontrahierte Zooide ohne Schnauze und am ganzen Körper Falten), → *E. hentscheli* (kontraktile Vakuole ventral, Stiel hohl) und → *E. galea* (Makronucleus lang und oft J-förmig, Vorderende abgeschrägt). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine in stehenden und fließenden Gewässern weit verbreitete, wenig anspruchsvolle Art. Die Kolonien sitzen auf eingehängten Objektträgern, Steinen, abgestorbenen Pflanzen, Algen, Wurzeln von *Lemna*, submersen Makrophyten, Mollusken und Arthropoden (KEISER 1921, dort auch detaillierte Zusammenstellung der älteren Literatur). Von SASSUCHIN (1928) auch auf Kaulquappen gefunden. Zahlreiche nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Fließgewässern: betamesosaprober Bereich der Elbe bei Geesthacht (GRIMM 1968); bis zu 250 Ind./cm^2 in einem durch organische Abwässer stark verschmutzten Bereich des Hamburger Hafens (TENT 1981); zahlreich (50-500 Zooide/Objektträger) in betameso-, alphameso- und polysaproben Fließgewässern bei Leipzig (KRALIK 1958); bis zu 9 Ind./ml im Potamoplankton eines beta- bis alphamesosaproben Donauabschnittes (BERECZKY 1977b,c, 1981); mesosaprober Fluß in Belgien (BERVOETS 1940); vereinzelt in einem alphameso- bis polysaproben Fluß und häufig in einem betamesosaproben Bereich des Po, Norditalien (MADONI 1980, MADONI & GHETTI 1981a); oligo- bis betamesosaprobe Fließgewässer in Jugoslawien (PETKOVIC & PETKOVIC 1984); Potamoplankton der Wolga, UdSSR (BELIKHOFF 1936, ZYKOFF 1902); eutrophe, betamesosaprobe Flüsse (0.8-<5.0 mg/l BSB_5) in den USA (PATRICK et al. 1967, RUTHVEN 1972). Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus stehenden Gewässern: oligotrophe Seen in Österreich (z. B. HAEMPEL 1926); oligo- und mesotrophe Seen in Westfalen, Deutschland (EHLERS 1965); Salzseen in Rumänien (BUJOR 1902) und der UdSSR (BUTSCHINSKY 1897); im Juli in einem klaren See ohne Vegetation in den USA (BEVEL 1938).

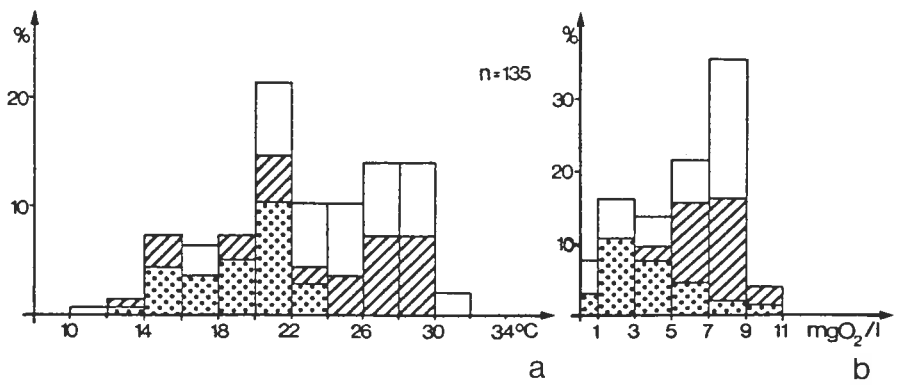
Mehrere, auch eigene (→ Abb. 10-14, 19) Nachweise aus Belebtschlammanlagen, Tropfkörpern und Scheibentauchkörpern (z. B. AMIN & GANAPATI 1967, ANTONIETTI et al. 1982, BARKER 1949, BROWN 1965, CURDS & COCKBURN 1970a, FERNANDEZ-GALIANO & CARRASCOSA 1989, LACKEY 1938, LUNA-PABELLO et al. 1990). Nachweise aus marinen Biotopen nicht durch Abbildungen belegt (PARONA 1883). Bisher in Europa, Neuseeland (SCHEWIAKOFF 1893), Nord- und Südamerika (z. B. BÜRGER 1908) nachgewiesen; Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, gelegentlich auch Detritus (HAMMANN 1952). Nach SCHÖNBORN (1982b) werden bis zu 9600 Bakterien/Ind.d aufgenommen, nach SANDERS et al. (1989) schwankt die Freßrate zwischen 78-1200 Bakterien/Ind.h; Filterleistung 15-147 nl/Ind.h. Die von der Population konsumierte Nahrungsmenge betrug in der alphamesosaproben mittleren Saale etwa 49 mg/m^2.a (SCHÖNBORN 1982b). CURDS & VANDYKE (1966) ermittelten in monoxenischen Kulturen mit den Bakterien *Alcaligenes faecalis*, *Escherichia coli* und *Pseudomonas ova-*

Tabelle: Milieuspektra von ***Epistylis plicatilis***. Spalte 1, aus PATRICK et al. (1967; 3 Nachweise vom Savannah Fluß, USA); 2, aus NUSCH (1970; alphamesosaprober Stauweiher; n = ?); 3, 4, aus SCHMERENBECK (1975; Modellfließgewässer; Spalte 3 = Gesamtvorkommen, Spalte 4 = Optimalbereich; n = ?); 5, aus FOISSNER et al. (1982; 7 Analysen aus 3 alpinen, dystrophen Weidetümpeln im Glocknergebiet, Österreich); 6, aus BERNERTH (1982; 135 Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain); 7, aus MIHAILOWITSCH (1989; 7-9 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern in Deutschland).

Faktor	Referenz						
	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	a	2.4-3.7[1]	2.6-3.0[1]	a-b, a	b-a	-
°C	21-28	10-23	-	-	7.2-20	10-32	6.6-20.5
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	-	-	-	-	515-870	630-890
pH	6.5-7.0	7.2-7.6	4.7-8.5	7.0-8.4	4.9-5.3	7.0-8.5	7.4-7.9
O_2 (mg/l)	>6.0-9.0	6.0-10.0	1.9-9.3	6.4-9.3	5.7-11.6	0.2-11	7.1-8.8
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	-	70-139	-	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	-	50-76	-	-
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	-	0.8-2.0	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	4-8	0-17.2	0-12	0-7.9	-	13.5-28
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.004-0.034	-	-	-	0-0.09	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	≤0.02	0.4-1.9	0-27	-	0.15-6.2	-	0.09-0.4
NO_3^--N (mg/l)	0.14-<0.7	-	2.7-52	-	0	-	2.7-5.8
NO_2^--N (mg/l)	≤0.007	-	0-61	0-30	0	-	0.04-0.08
Cl^- (mg/l)	5-<10	-	-	-	-	-	38-126
SO_4^{2-} (mg/l)	2.2-11.0	-	-	-	-	-	-
Fe^{2+} (mg/l)	0.3-0.7	-	-	-	0.1-1.2	-	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	2-8[2]	2.4-177[2]	-	0.2-10[2]	0.03-0.35[3]	-

[1] Saprobienindex. [2] Direktzählung. [3] Plattenmethode.



Ökogramme von *Epistylis plicatilis* (aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

lis bei 25 °C Teilungsraten von 1.26, 1.31 und 1.08, was gut mit den Freilanddaten von TAYLOR (1983a) übereinstimmt (etwa 17 h bei 14-28 °C). Biomasse von 10^6 Zooiden nach MICHIELS (1974) etwa 66 mg, nach SCHÖNBORN (1982b) 26 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Grösse etwa 40 mg.

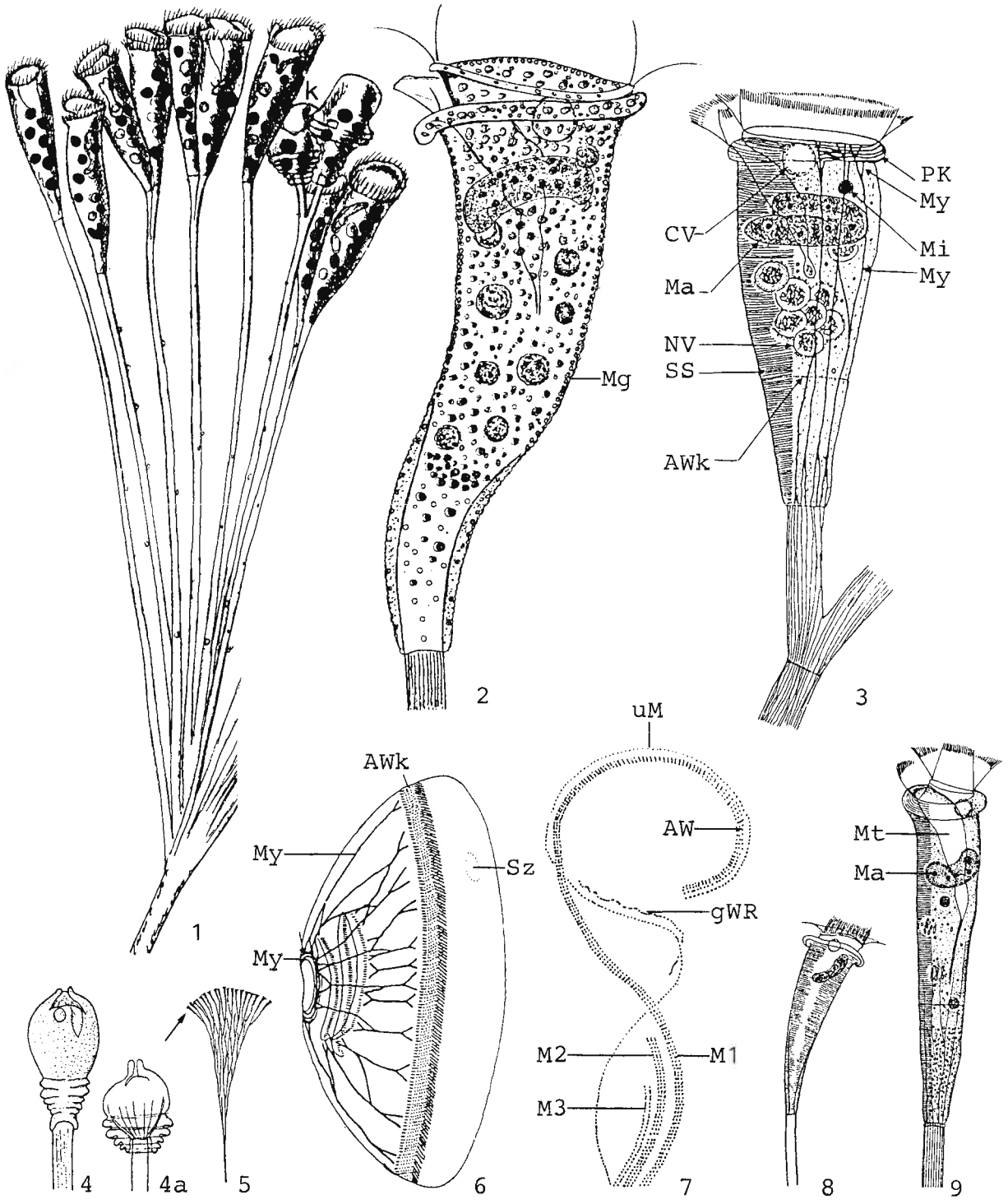
Nach PRIMC (1981a) gehäuftes Vorkommen bei 15-20 °C und 30-70 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch. Von STÖSSEL (1979) in einem DOC-Bereich von 0.5-7.2 mg/l (Präferenzbereich 3.7-7.2 mg/l), von BERNERTH (1982) bei 6-27 mg/l nachgewiesen. STROUHAL (1934) fand *E. plicatilis* bei 28 °C auf Algen in durch Abwässer verunreinigten Thermalquellen. Obere Temperaturgrenze des Vorkommens etwa 36 °C (BERNERTH 1982, SCHARF 1961; → Ökogramm a).

Wenig empfindlich gegenüber niedriger Sauerstoffkonzentration; BERNERTH (1982) zählte auf einem 2 Tage bei 22 °C und 0.2-0.4 mg/l O_2 exponierten Objektträger 160 Zooide. Die von HAMMANN (1952) beobachtete Empfindlichkeit gegen höhere Sauerstoffgehalte (mehr als 8 mg/l) zeigte sich bei den Untersuchungen von BERNERTH (1982) nicht (→ Ökogramm b). Nach SCHMERENBECK (1975) kommt *E. plicatilis* bei guter Sauerstoffversorgung, hohem Bakterienangebot und NH_4^+-Konzentrationen bis 35 mg/l sowohl bei geringen als auch bei hohen Fließgeschwindigkeiten zur Massenentwicklung; dominiert bei 30-60 cm/s den Aufwuchs. Auch BUCK (1961) fand sie stets unter lotischen Bedingungen; nach FRIEDRICH (1973) bevorzugt sie dagegen Bereiche mit geringer Strömung. Wir fanden *E. plicatilis* sowohl in stehenden als auch schnell fließenden (etwa 1 m/s) Gewässern. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

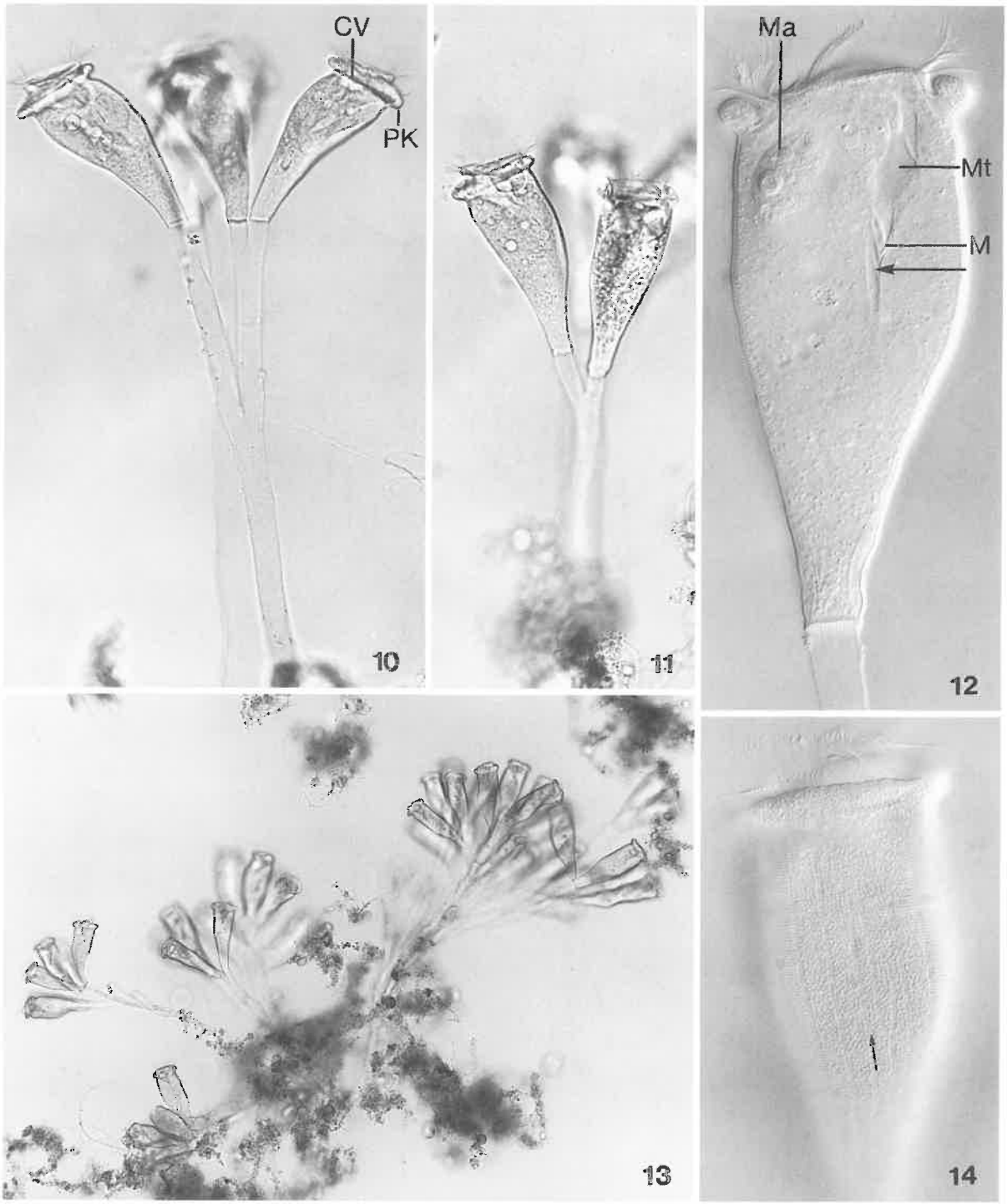
KLIMOWICZ (1970) zählte in einer Belebtschlammanlage bei geringer Schlammbelastung (0.082 kg BSB_5/kg.d; Raumbelastung = 0.164 kg BSB_5/m^3.d; 2.1 mg/l O_2; 94 % BSB_5-Abbau) 700 Ind./ml und bei hoher Schlammbelastung (1.36 kg BSB_5/kg.d; Raumbelastung = 6.01 kg BSB_5/m^3.d; 4.4 mg/l O_2; 67 % BSB_5-Abbau) 2800 Ind./ml. Wenig empfindlich gegenüber Chemikalien wie Ferrofos 541, 561 oder 562 (BERNERTH 1982).

KITCHING (1957) untersuchte die Wirkung hohen hydrostatischen Druckes, wie er in Druckrohrleitungen von Speicherkraftwerken auftreten kann. Bis etwa 210 bar war eine leichte Zunahme (9 % bei 140 bar) der Schlagfrequenz der Wimpern zu verzeichnen. Bei 700 bar wurden die Zellen bewegungslos und die kontraktile Vakuole pulsierte nicht mehr. Nach Wegnahme des Druckes schlugen die Wimpern mit etwas geringerer Frequenz als vor der Behandlung.

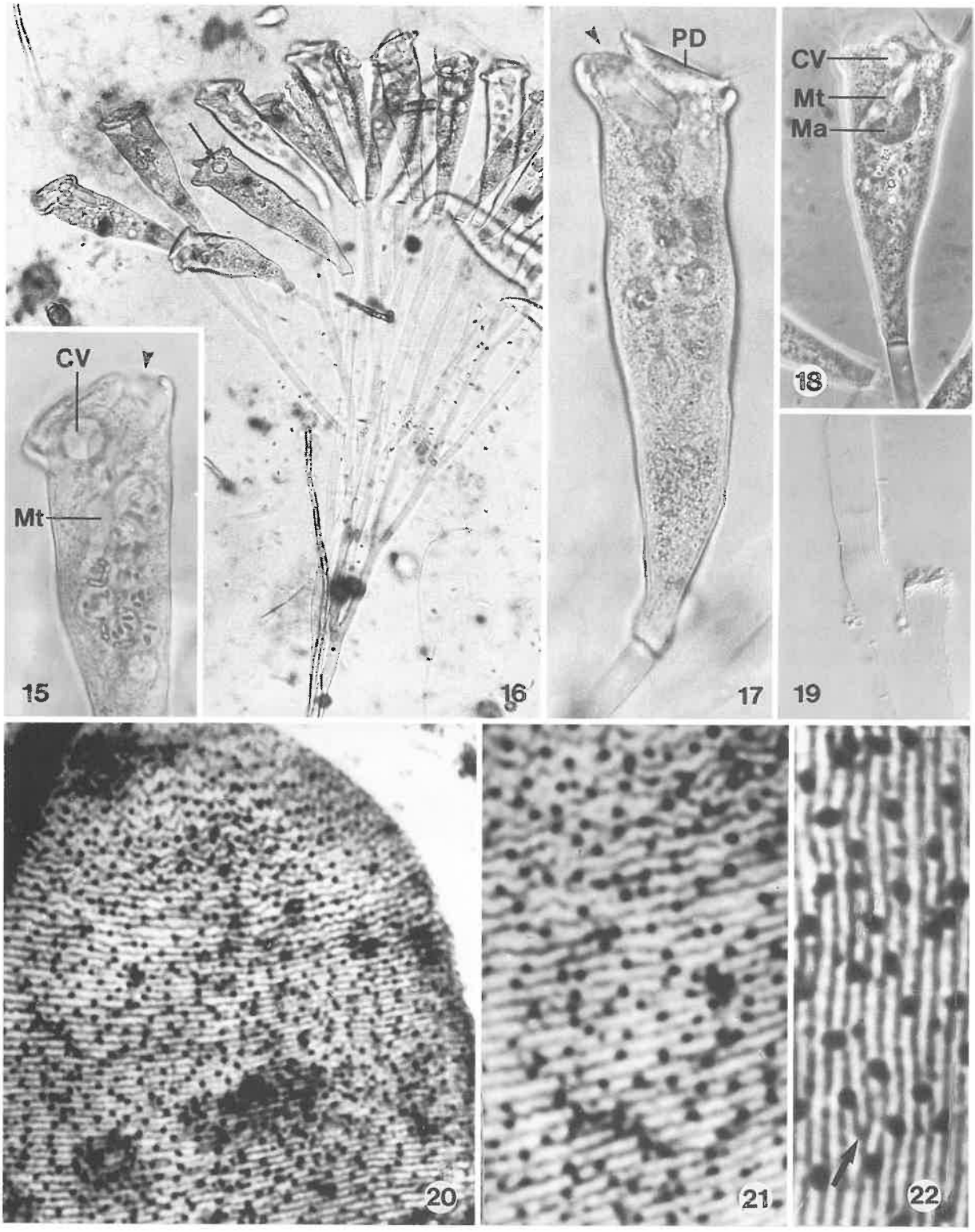
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 1, a = 7, p = 2, I = 3, SI = 3.1. Von BUCK (1971) mit einem korrigierten Indexschwerpunkt von 2.57 versehen. Bevorzugt nach CURDS & COCKBURN (1970b) in Belebtschlammanlagen geringe und mittlere Schlammbelastungen (0.1-0.25 g BSB_5/g.d; sh. jedoch KLIMOWICZ 1970) und indiziert BSB_5-Ablaufwerte von 11-30 mg/l. Auch ISTOMINA et al. (1974) fanden sie in gut funktionierenden Belebtschlammanlagen. Insgesamt eine wenig anspruchsvolle Art, die verschmutzte, mäßig rasch bis schnell fließende, eher sauerstoffreiche Gewässer mit hohen Abbauintensitäten bevorzugt. Die Fundortangaben und autökologischen Daten (→ Tabelle) indizieren folgende, leicht veränderte Einstufung: a-b; b = 3, a = 6, p = 1, I = 3, SI = 2.8.



Epistylis plicatilis (1, aus EHRENBERG 1838; 2, aus SCHRÖDER 1906c; 3, 6, 7, aus FERNANDEZ-GALIANO & CARRASCOSA 1989; 4, aus NUSCH 1970; 4a, 5, 8, aus KAHL 1935; 9, aus FOISSNER 1979a. 1, 3-5, 8, 9, in vivo; 2, intravital mit Neutralrot gefärbt; 6, 7, Silberkarbonatimprägnation). **1:** Teil einer Kolonie mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden, 90-116 μm. **2, 8, 9:** Gestreckte Zooide, 120 μm, 165 μm, 132 μm. **3:** Gestrecktes Zooid, 115 μm. Kontraktile Fasern und Pelliculastreifen nach Silberkarbonatpräparaten eingezeichnet. **4, 4a:** Mäßig stark und sehr stark kontrahiertes Zooid. **5:** Kolonie schematisch. Der Pfeil weist auf die Zooide, die nur in der Peripherie der Kolonie sitzen. **6:** Mundbewimperung und System der kontraktilen Fasern eines Schwärmers. Körperform durch die Präparation verändert. **7:** Mundbewimperung. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, k = kontrahiertes Zooid, Mg = granuläre Mitochondrien, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PK = Peristomkragen, Sz = Scopula, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran.



Epistylis plicatilis (10-14, Originale. Lebendaufnahmen einer gedrungenen Population aus der Kläranlage Siggerwiesen, Salzburg im Hellfeld [10, 11, 13] und im Interferenzkontrast [12, 14]). **10, 11:** Kleine Kolonien mit gestreckten Zooiden. **12, 14:** Leicht gequetschtes und kontrahiertes Zooid. In Abb. 12 ist auf die Zellmitte fokussiert, wodurch der kurze Makronucleus, der etwa 1/3körperlange Mundtrichter und die Schlundfasern (Pfeil) sichtbar werden; in Abb. 14 sieht man die feine, scharfe Querstreifung der Zelloberfläche (Cortex), die dicht darunter liegenden granulären Mitochondrien und die zwischen diesen verlaufenden kontraktilen Fasern (Pfeil). **13:** Kleine Kolonien auf Belebtschlammflocken. CV = kontraktile Vakuole, M = Mund (= Cytostom), Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PK = Peristomkragen.



Epistylis plicatilis (15-19, Originale von verschiedenen Populationen; 20-22, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974. 15-17, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 18, Lebendaufnahme im positiven Phasenkontrast; 19, Lebendaufnahme im Interferenzkontrast; 20-22, trockene Silbernitratimprägnation). **15-17:** Sehr schlanke, gestreckte Zooide einer mittelgroßen Kolonie. Die Pfeilspitzen weisen auf den Eingang zum Mundtrichter, der Pfeil in Abb. 16 markiert die kontraktile Vakuole. **18:** Leicht gequetschtes und kontrahiertes Zooid. **19:** Der Stiel ist kompakt (nicht hohl; Unterschied zu → *E. hentscheli*!) und sehr fein längs gestreift. **20-22:** Engstreifiges und dicht mit Poren besetztes Silberliniensystem bei schwacher und starker Vergößerung. Der Pfeil in Abb. 22 markiert eine aufgezweigte Silberlinie. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

Epistylis digitalis (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830

1758 *Hydra digitalis* LINNAEUS, Systema Naturae, p. 818 (ohne Abbildung).
1830 *Epistylis digitalis* - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (kombinierender Autor).
1838 *Epistylis digitalis* (LINNE, 1758) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 283 (Revision).
1881 *Epistylis digitalis* EHR. - KENT, Manual infusoria II, p. 704 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus England).
1935 *Epistylis digitalis* EHRENBERG - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 689 (Revision).
1953 *Epistylis digitalis* EHRENBERG (1838) - JIROVEC, WENIG, FOTT, BARTOS, WEISER & SRAMEK-HUSEK, Protozoologie, p. 520 (durch Abbildung belegter Nachweis aus der Tschechoslowakei).
1964 *Epistylis digitalis* EHRBG. - LOM, Arch. Protistenk., 107: 147 (Darstellung der Mundbewimperung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

Die hier angeführten Populationen unterscheiden sich in der Lage der kontraktilen Vakuole (→ Merkmal 5). Ob es sich um Fehlbeobachtungen handelt oder 2 Arten vermengt sind, bedarf weiterer Untersuchungen. Die übrigen Merkmale passen jedoch gut. *Epistylis lacustris* var. *rugosa* KAHL ist vielleicht ein jüngeres Synonym, das in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommt (SRAMEK-HUSEK 1946). Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 60-120 μm lang.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank trichterförmig (Abb. 3, 4, 6) oder annähernd zylindrisch (Abb. 1, 5, 8, 14-16).

3) Kontrahierte Zooide schlank birnenförmig, Vorderende leicht schnauzenartig (Abb. 2). System der kontraktilen Fasern (= Myonemsystem) gut entwickelt (Abb. 12, 21, 22).

4) Makronucleus etwa 1/2- bis 2/3körperlang in der Längsachse der Zelle (wie bei → *E. nympharum*; Abb. 3, 4, 8).

5) Kontraktile Vakuole etwas unterhalb des Peristomkragens, mündet nach D'UDEKEM (1864) und KENT an der dorsalen (Abb. 4, 5), nach KAHL, JIROVEC et al. und eigenen Beobachtungen so wie bei → *E. nympharum* an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 8, 15; bedarf der Überprüfung).

6) Pellicula vom Konvex-Typ (→ Einleitung zur Gruppe), derb quer gestreift (Abb. 2-4, 6-8, 14, 17, 26).

7) Der Peristomkragen ragt kaum über den Körperrand. Peristomdiskus leicht konvex und etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter sehr kurz, nur etwa 1/4körperlang (Abb. 1, 3-6, 8, 14). Membranellen 1 und 3 deutlich länger als Membranelle 2 (nur nach Silberimprägnation genau erkennbar; Abb. 10, 23, 24).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, etwa 10 μm breit, sehr auffallend geringelt. Endstiele kürzer als die gestreckten Zooide. Verzweigung dichotom (Abb. 1-6, 8, 14, 18-20, 25).

9) Gut entwickelte Kolonien bis 1.6 mm hoch, büschelförmig, d. h. die Zooide sitzen annähernd in einer Ebene (Abb. 1, 5, 6, 8, 15-17). Epizoisch, überwiegend auf Cyclopiden (Abb. 9, 11, 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

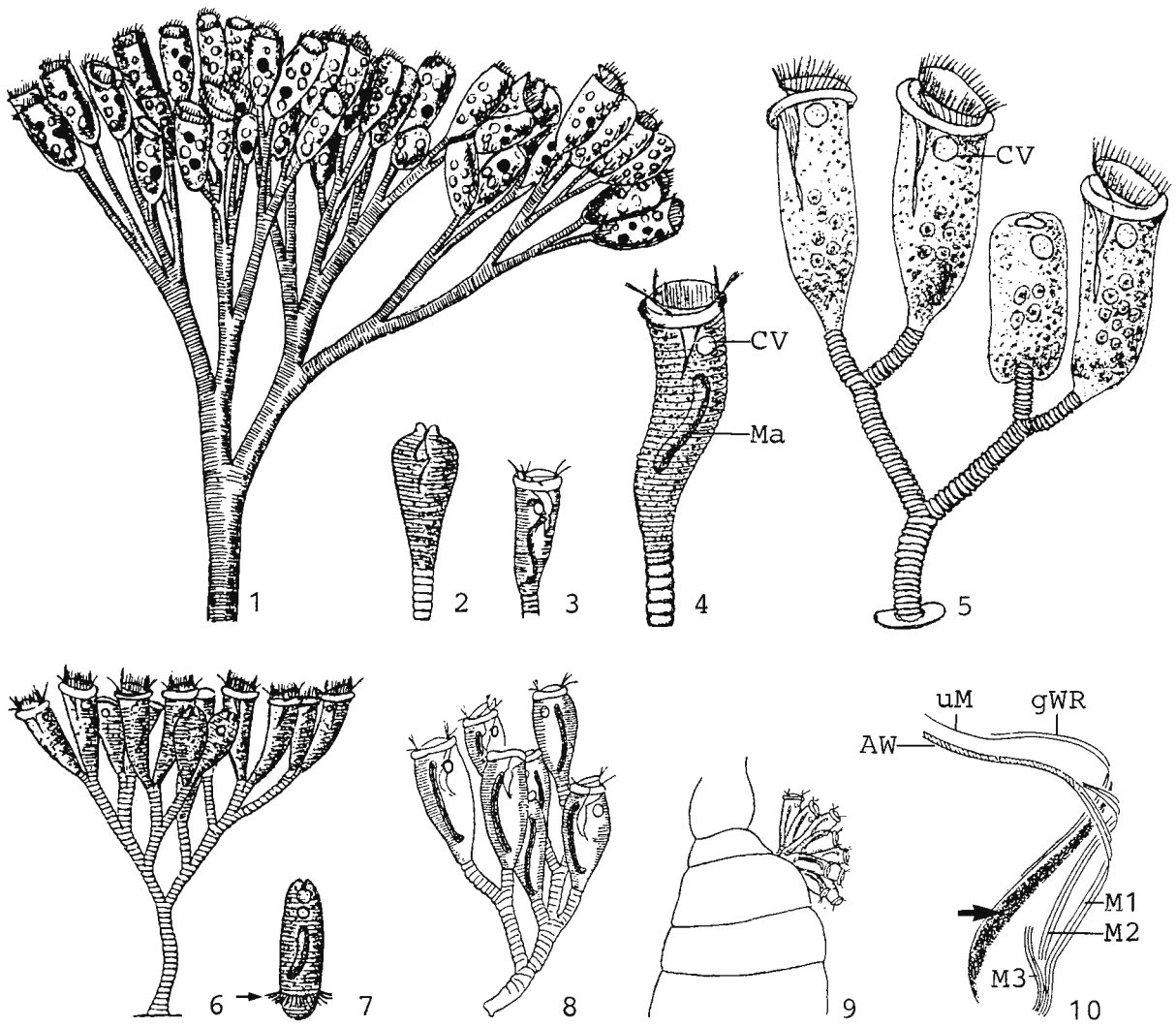
Wegen der Ringelung des Stiels und der kolonialen Wuchsform leicht mit → *Opercularia nutans* zu verwechseln (gestreckte Zooide ausgeprägt spindelförmig, Makronucleus halbkreisförmig, kontraktile Vakuole etwa in Körpermitte, Oralapparat opercullariform, d. h. mit großem Mundtrichter und schmalem, weit herausragendem Peristomdiskus). Die ebenfalls auf Copepoden sitzende → *E. nympharum* hat keinen geringelten Stiel. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 7, 8, 9 wichtig.

Ökologie

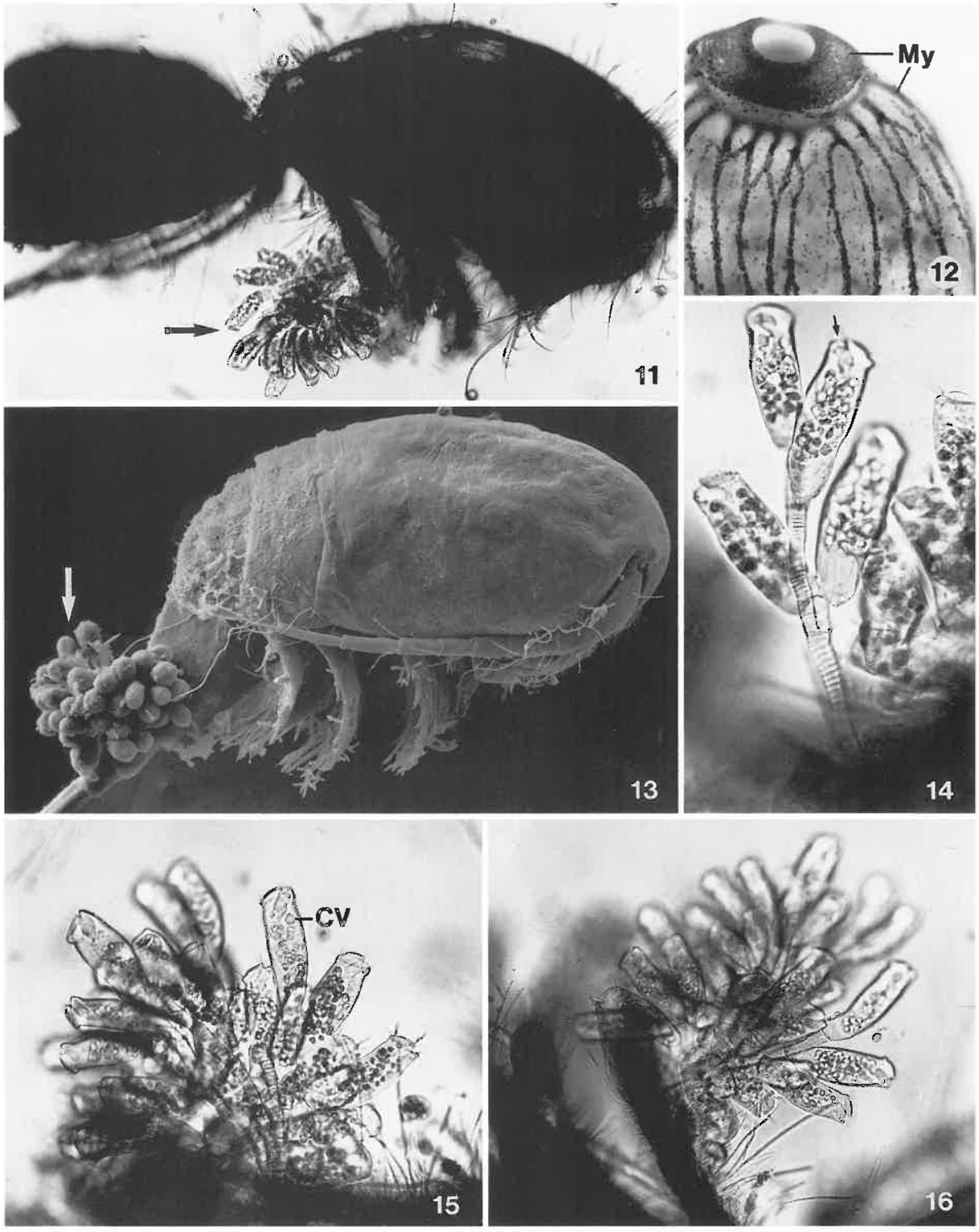
Vorkommen und Verbreitung: Wahrscheinlich ein spezifischer Symphoriont auf Cyclopiden, die nach EHRENBERG (1838) manchmal fast vollständig damit bedeckt sind (Zusammenstellung der älteren Literatur bei KEISER 1921). Bevorzugt wird bei *Eucyclops serrulatus* der 4. Thoracalfuß; es werden aber auch das Abdomen, die Furka, das Rostrum und die Antennnen besiedelt. SOMMER (1951; ohne Abbildung) beobachtete sie im Litoral des eutrophen Großen Plöner Sees auf Wassermilben. Wir fanden *E. digitalis* einmal mit häufiger Abundanz in einem stark verunreinigten Abschnitt (SI = 2.87) der Vils in Bayern (Abb. 11-26). Epiphytische Funde sind eher unglaubwürdig und beruhen vielleicht auf Verwechslungen mit → *Opercularia nutans*. Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: auf *Canthocampus* in Weihern und Altarmen und in einem Erzbergwerk in Deutschland (SCHMIDT 1916, WETZEL 1929); Oxidationsgräben (BUCK 1968); betamesosaprobes Gewässer in der Tschechoslowakei (SRAMEK-HUSEK 1957); auf *Eucyclops serrulatus* im Potamoplankton des (oligotrophen?) Kuban Flusses, UdSSR (KORNIYENKO 1972); auf *Cyclops* in einer Infusion aus einem Waldtümpel nahe Buffalo, USA (KELLICOTT 1884). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen, unsichere Meldungen aus Asien und Amerika.

Spezielle autökologische Daten: Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen bei einer Länge von 80 μm etwa 30 mg. Das oligosaprobe Rädertier *Pleurotrocha petromycon* heftet gelegentlich seine Eier, die größer sind als die gestreckten Zooide, an die Stiele der Kolonien (EHRENBERG 1838). Manchmal findet man endoparasitische Suktorien (Abb. 22).

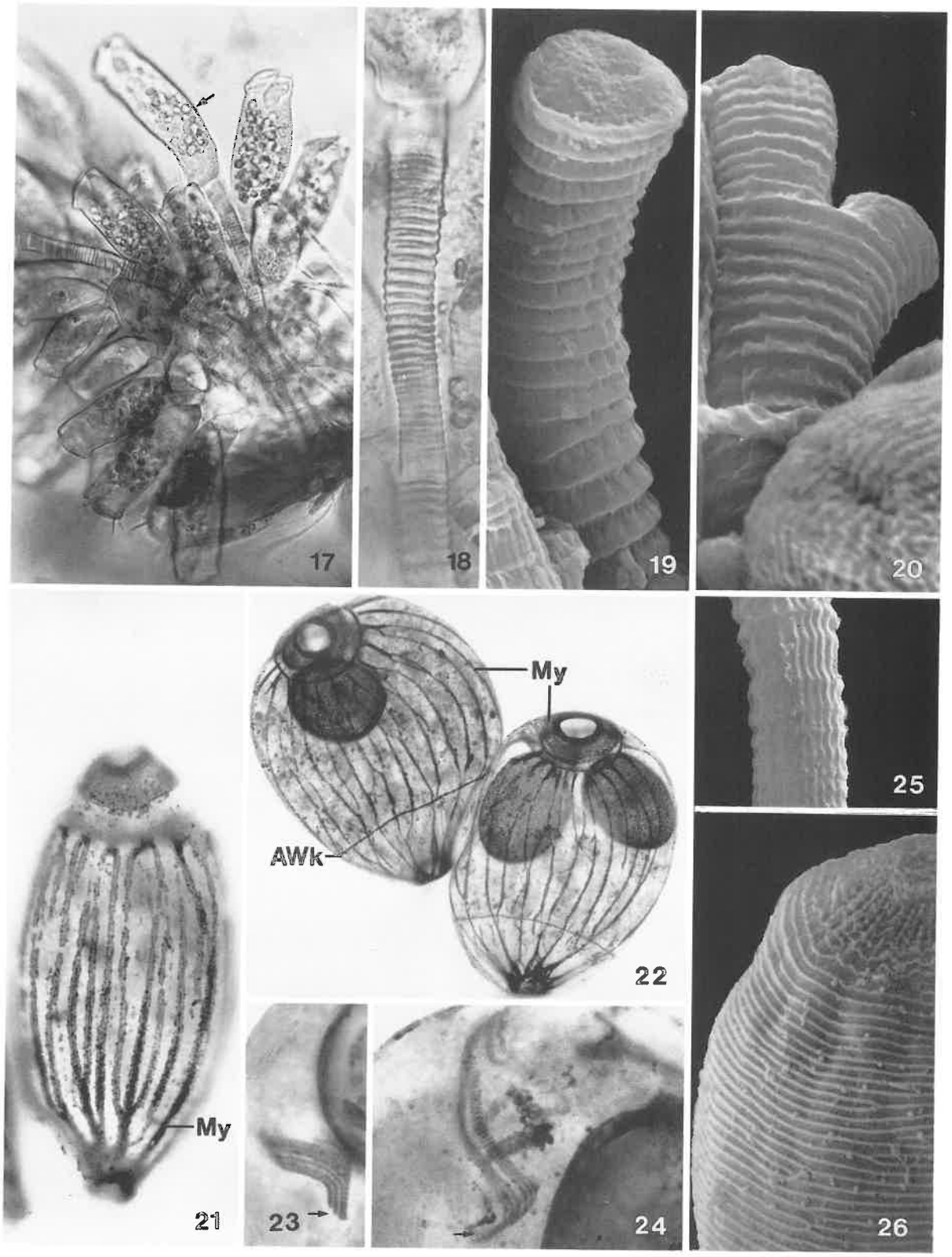
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5. Paßt gut auf die insgesamt spärlichen Fundortangaben und die saprobielle Einstufung der Krebse, auf die *E. digitalis* als Substrat angewiesen ist.



Epistylis digitalis (1, aus EHRENBERG 1838; 2, 4, 6, 7, aus KENT 1881; 3, aus KAHL 1935; 5, aus D'UDEKEM 1864; 8, 9, aus JIROVEC et al. 1953; 10, aus LOM 1964. 1-9, in vivo; 10, Protargolimprägnation). **1, 5, 6, 8:** Unterschiedlich große Kolonien, bis 1.6 mm, ? μm, 300 μm, Länge der Zooide in Abb. 8 etwa 70 μm. **2:** Kontrahiertes Zooid. **3, 4:** Gestreckte Zooide, 80 μm, 120 μm. Abb. 4 zeigt ein sehr schlankes Individuum. **7:** Schwärmer mit dem aboralen Wimpernkranz (Pfeil). **9:** Kleine Kolonie auf *Eucyclops*. **10:** Bewimperung des Mundtrichters. Der Pfeil weist auf eine imprägnierbare Struktur, die die undulierende Membran begleitet. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, M1-M3 = Membranellen 1-3, uM = undulierende Membran.



Epistylis digitalis (Originale einer Population aus der Vils in Bayern. 11, 14-16, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 12, Protargolimprägnation; 13, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **11, 13:** Kolonien am hinteren Thoracalfuß und an der Furka von Cyclopiden (Pfeile). **12:** Myonemsystem (= System der kontraktilen Fasern) des vorderen Körperabschnittes. **14-16:** Kolonien stärker vergrößert. Der Pfeil in Abb. 14 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. Die Ringelung des Stiels ist leicht erkennbar. CV = kontraktile Vakuole, My = Myonemsystem (= System der kontraktilen Fasern).



Epistylis digitalis (Originale einer Population aus der Vils in Bayern. 17, 18, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 19, 20, 25, 26, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 21-24, Protargolimprägnation). **17:** Gestreckte Zooide. Am Rand erkennt man gut die derbe Querstreifung der Pellicula (Pfeil). **18, 19:** Stiele stark vergrößert. **20:** Verzweigung des Stiels. **21, 22:** Myonemsystem und Bewimperung. Die großen, dunklen Kugeln sind endoparasitische Suktorien. **23, 24:** Proximales Ende der Mundbewimperung (Pfeile). **25:** Schwach geringelter Stiel. **26:** Derbe Querstreifung der Pellicula. AWk = aboraler Wimpernkranz, My = Myonemsystem (= System der kontraktilen Fasern).

Epistylis nympharum ENGELMANN, 1862

1862 *Epistylis nympharum* ENGELMANN, Z. wiss. Zool., 11: 390.
1899 *Epistylis nympharum* ENGLM. - ROUX, Revue suisse Zool., 6: 625 (durch Abbildung belegter Nachweis aus der Umgebung von Genf).
1933 *Epistylis nympharum* ENGELMANN - GAJEWSKAJA, Zoologica, 32: 170 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Baikalsee).
1935 *Epistylis nympharum* ENGELMANN, 1862 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 682 (Revision).
1942 *Epistylis nympharum* ROUX - STILLER, Arch. Hydrobiol., 38: 354 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus einem stark natronhaltigen, eutrophen See in Ungarn).
1951 *Epistylis nympharum* ENGELMANN - SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 370 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1975 *Epistylis nympharum* (ENGELMANN, 1862) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 11: 419 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus Österreich; morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).

Taxonomie

SOMMER (1951) vermutet Synonymie mit *E. lacustris* var. *elongata* KAHL. Viel besser paßt aber *E. lacustris* f. *dichotoma* KAHL, 1935 auf *E. nympharum* (Abb. 8). ROUX (1899) hat wahrscheinlich die schwierig erkennbare Einkerbung im Stiel übersehen und daher angenommen, die Endstiele seien so breit wie die Zooide (Abb. 2, 10). *Epistylis nympharum* var. *major* NENNINGER ist wohl eine eigene Art, da sie die kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters hat und größer ist (180-206 μm).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 60-150 μm lang, also sehr variabel. 2 bis 2.5mal so lang wie breit.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank faß- bis leicht glockenförmig (Abb. 1, 2, 4-6, 8-10, 12).

3) Kontrahierte Zooide eiförmig (Abb. 10, 11), oft zur Seite oder nach hinten geneigt (Abb. 9).

4) Makronucleus annähernd C-förmig, liegt in der Längsachse der Zelle, d. h. umgreift nicht den Mundtrichter wie bei vielen anderen Arten der Gattung (Abb. 4-6, 8-12).

5) Kontraktile Vakuole etwas unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 5, 6).

6) Pellicula ziemlich derb quer gestreift (Abb. 6, 10, 12). Silberliniensystem engstreifig, 44-61 (meist 49-58; n = 140, 5 Populationen) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 17-26 (meist 19-23) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 3).

7) Peristomkragen meist etwas schmäler als die breiteste Körperstelle. Peristomdiskus leicht konvex und schräg herausgehoben. Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 1, 2, 4-6, 9, 12).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel. Endstiele sehr kurz und etwa 12 μm breit (nach KAHL 1935 1/2körperbreit, was wohl übertrieben ist). Hauptstiel ebenfalls meist kurz. Verzweigung dichotom (Abb. 2, 4-9, 12).

9) Bildet kleine Kolonien mit meist 4-8, selten mit bis zu 12 Zooiden, die etwa auf gleicher Höhe sitzen (Abb. 6, 7, 9-12). Epizoisch auf verschiedenen Trägern.

Verwechslungsmöglichkeiten

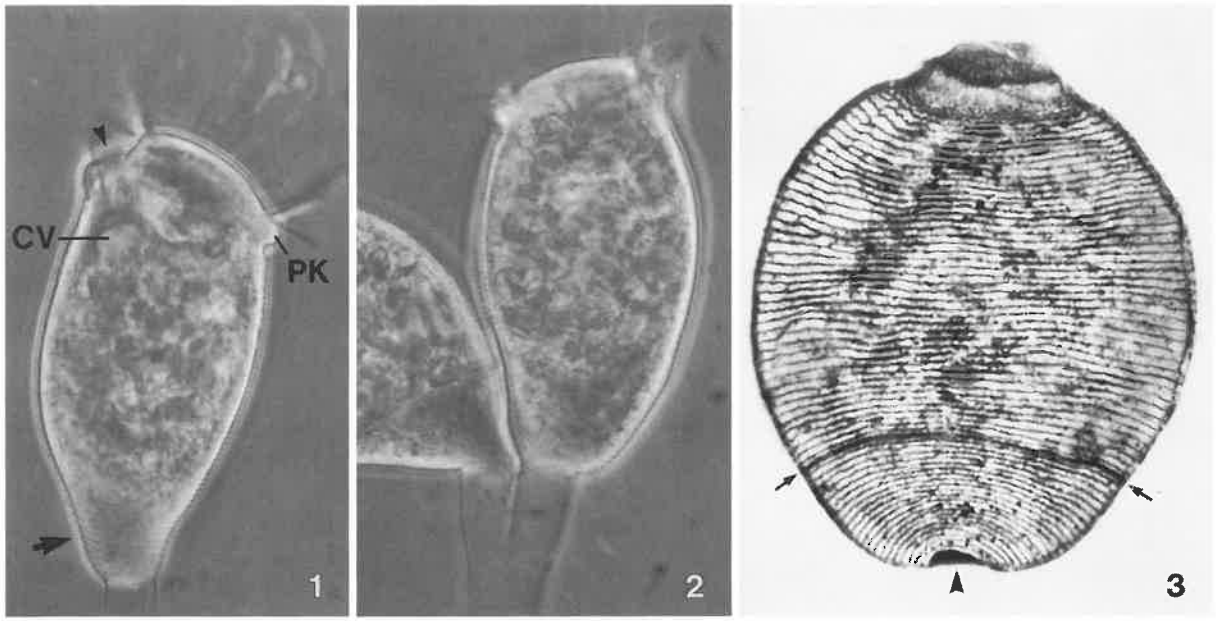
Bei der ebenfalls epizoischen → *Epistylis digitalis* ist der Stiel auffallend geringelt. Weitere ähnliche epizoische Arten: *E. puerneri* NENNINGER (etwa 180 µm lang, Peristomdiskus durch mehrere Umläufe der Wimpernspirale deutlich gekerbt), *E. lacustris* var. *magna* NENNINGER (kontraktile Vakuole dorsal; sh. FOISSNER 1979a), *E. variabilis* STILLER (kontraktile Vakuole dorsal, Makronucleus fast 3/4kreisförmig; sh. FOISSNER 1979a), → *E. entzii* (kontraktile Vakuole dorsal, Makronucleus vorne querliegend und hufeisenförmig, meist nicht epizoisch). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 8, 9 wichtig.

Ökologie

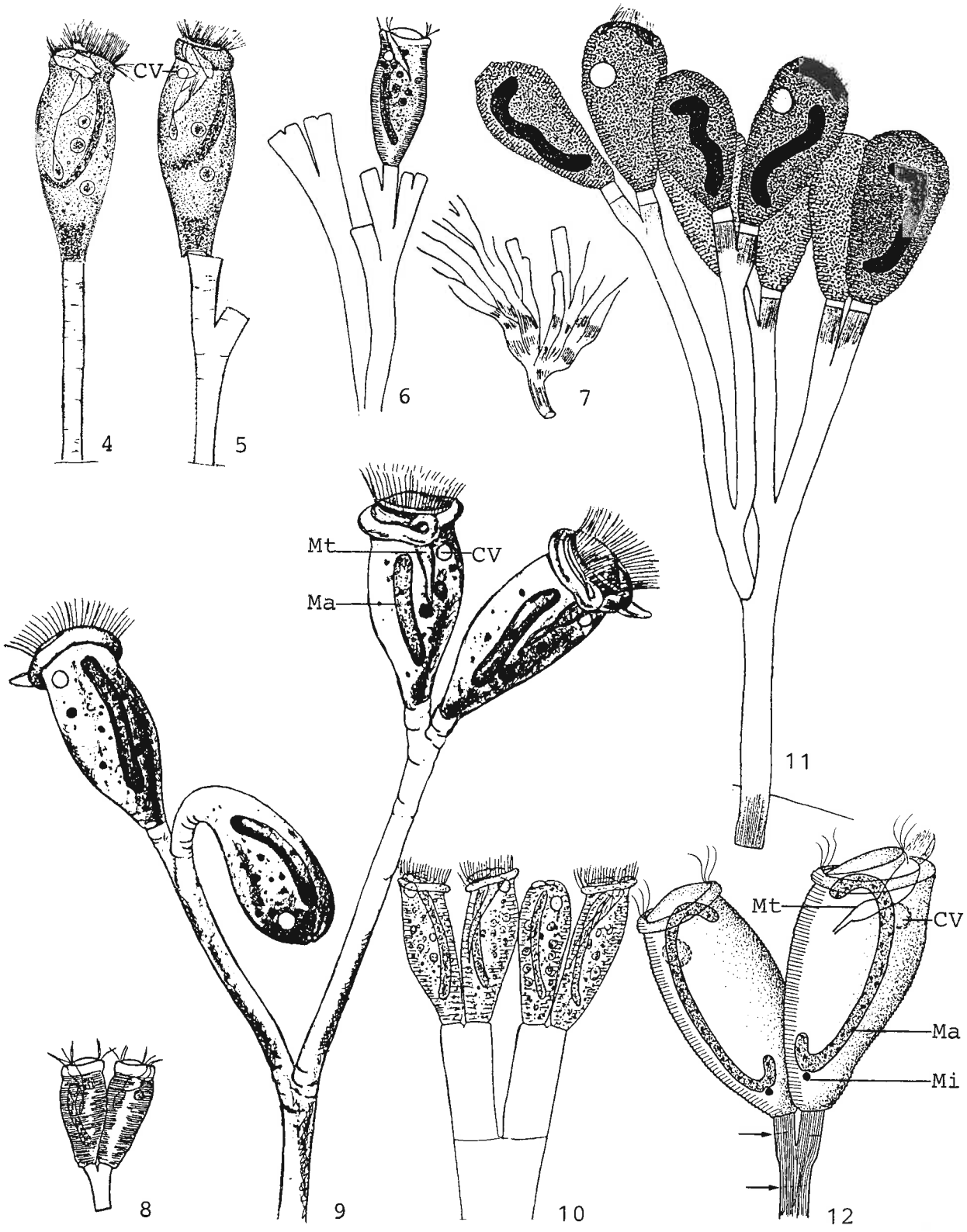
Vorkommen und Verbreitung: Recht häufig in stehenden, selten in fließenden Gewässern und immer epizoisch. ENGELMANN (1862) entdeckte *E. nympharum* Ende Juli in kleinen Kolonien auf Fliegenlarven in einem mit Wasserlinsen bedeckten Teich nahe Leipzig, Deutschland. KEISER (1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur) und andere fanden sie später auf verschiedenen Arthropoden (z. B. Larven von Ephemeriden, Chironomiden und Trichopteren, auf *Cyclops* und Milben). STILLER (1942b) meldet "ziemlich große" Kolonien auf Schwimmkäfern (*Agabus nitidus*) in einer Quellfassung und schließt aus anderen Nachweisen während der kalten Jahreszeit auf eine Bevorzugung kalter Gewässer. FOISSNER & SCHIFFMANN (1975) fanden ihre 5 Populationen unter anderem in einem kleinen Überschwemmungstümpel nur auf *Cyclops* sp., und zwar auf allen Körperteilen. Häufig waren die Kolonien so groß, daß sie einen mit freiem Auge sichtbaren Überzug bildeten. Einige nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: gering belasteter Bach beim Plattensee (STILLER 1953b, 1957); hypertropher Teich in Salzburg (BLATTERER 1989); zu allen Jahreszeiten massenhaft im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (HAMMANN 1952); auf Gehäusen von *Limnea stagnalis* und auf *Diaptomus gracilis* im Plattensee (ENTZ & SEBESTYEN 1946, STILLER 1931, 1941); sehr selten im Baikalsee auf den Extremitäten und Maxilipeden der Ufergammariden bei Wassertemperaturen von 9-14 °C (GAJEWSKAJA 1933); auf *Macrocyclops fuscus* in Gewässern um Kiev, UdSSR (KOSTENKO et al. 1984). Bisher nur in Eurasien sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 80 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-a; o = 3, b = 4, a = 3, I = 2, SI = 2.0. Die bisher vorliegenden, recht spärlichen ökologischen Daten passen auf dieses breite Spektrum. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Epistylis nympharum (1-3, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975. 1, 2, Lebendaufnahmen im positiven Phasenkontrast; 3, trockene Silbernitratimprägnation). **1, 2:** Gestreckte Zooide. Der Pfeil in Abb. 1 weist auf die deutlich erkennbare Streifung der Pellicula, die Pfeilspitze auf den Eingang zum Mundtrichter. **3:** Silberliniensystem mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeile) und dem Stielbildungs-Organell (= Scopula; Pfeilspitze). CV = kontraktile Vakuole, PK = Peristomkragen.



Epistylis nympharum in vivo (4, 5, aus ENGELMANN 1862; 6, 7, aus STILLER 1942a; 9, aus GAJEWSKAJA 1933; 10, aus ROUX 1899; 11, aus SOMMER 1951; 12, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1975). **4-6, 12:** Gestreckte Zooide, 120 μm, 120 μm, 60 μm, 60-90 μm. Beachte die feine Längsstreifung und die schwierig erkennbaren Querstriche der Stiele (Abb. 12, Pfeile). **7:** Stiele einer Kolonie. **9-11:** Kleine und mittelgroße Kolonien, 90 μm, 80-100 μm, 100-120 μm. Beachte, daß ROUX (1899; Abb. 10) die Endstiele falsch gezeichnet hat. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter.

Epistylis lacustris f. ***dichotoma*** in vivo, ein mutmaßliches Synonym von *E. nympharum* (8, aus KAHL 1935). **8:** Zwei gestreckte Zooide, ? μm.

Epistylis procumbens ZACHARIAS, 1897

1897 *Epistylis procumbens* ZACHARIAS, ForschBer. biol. Stn Plön, 5: 7.
1897 *Epistylis rotans* SVEC, Bull. int. Acad. tchéque Sci., 4: 44 (neues Synonym; → Nomenklatur).
1933 *Epistylis rotans* SVEC - GAJEWSKAJA, Zoologica, 32: 170 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Baikalsee).
1935 *Epistylis rotans* SVEC, 1897 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 689 (Revision).
1940 *Epistylis rotans* SVEC - STILLER, Arch. Hydrobiol., 36: 269 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1956 *Epistylis rotans* SVEC - NIPKOW, Schweiz. Z. Hydrol., 18: 161 (Biologie und Ökologie einer Population aus dem Zürichsee).

N m e n k l a t u r

SVEC (1897, p. 44) erwähnt, daß die Arbeit von ZACHARIAS (1897) vor seiner erschienen ist. Die Art muß daher, ebenso wie → *Carchesium pectinatum*, ZACHARIAS zuerkannt werden.

D i f f e r e n t i a l d i a g n o s e

1) Zooide im gestreckten Zustand 60-140 μm lang und etwa 2mal bis 2 1/2mal so lang wie breit, also auffallend schlank.

2) Zooide im gestreckten Zustand von unregelmäßiger, oft sigmoider Gestalt, hintere Hälfte kaum breiter als der Stiel, vordere bei manchen Populationen rechtwinkelig abgeknickt und manchmal sogar leicht nach hinten geneigt (Abb. 1, 4, 6-12, 14).

3) Kontrahierte Zooide birnenförmig (Abb. 12, 13).

4) Makronucleus bohnen- bis halbkreisförmig in der vorderen Körperhälfte (Abb. 1, 6, 13).

5) Kontraktile Vakuole knapp unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 12, 13).

6) Pellicula quer gestreift (Abb. 4, 13).

7) Peristomkragen dünn, ragt bei gestreckten Zooiden meist deutlich über den Körperrand (Abb. 4, 14, kleine Pfeile). Peristomdiskus eben oder leicht konvex und etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter etwa 1/4körperlang (Abb. 1, 4, 13, 14).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, nicht hohl (Abb. 3, 4). Verzweigung dichotom, die zentralen Individuen teilen sich häufiger als die randständigen, weshalb die Zooide in verschiedener Höhe angeordnet sind (Abb. 12).

9) Kolonien kegelförmig, bis 1 mm groß, durchschnittlich mit etwa 25 Zooiden. Größe von der Jahreszeit abhängig: im Frühsommer meist nur kleine, im Hochsommer große mit bis zu 80 Zooiden. Nach Erreichen einer gewissen Größe, lösen sich die ältesten Zweige an präformierten "Trennungszonen" (Abb. 3, 14, große Pfeile) und entwickeln sich zu neuen Kolonien (ähnlich wie bei → *Carchesium pectinatum*). Die Kolonien schwimmen meist mit dem Stiel, selten mit den Zooiden voran, stets unter langsamer Drehung um die Längsachse (Abb. 5, 12, 14). Planktisch.

Verwechslungsmöglichkeiten

Eine sehr leicht erkennbare Art. Das planktische → *Carchesium pectinatum* hat einen stark kontraktilen Stiel und fächerförmige Kolonien. Die solitären pelagischen Vorticellen (→ *Vorticella mayeri* und → *V. natans*) haben ebenfalls einen kontraktilen Stiel. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Euplanktisch; weit verbreitet und vorwiegend im Sommer in stehenden, selten in fließenden Gewässern. Manchmal finden sich angedriftete Kolonien in großer Anzahl im Aufwuchs (BICK 1972). Originalfundorte sind der Große Plöner See und ein Teich in der Tschechoslowakei, wo ZACHARIAS (1897) und SVEC (1897) die Kolonien vorwiegend im Sommerplankton beobachteten. DAVIS (1973; durch Mikrofotografien belegt) zählte Mitte September in einem See in Neufundland bis zu 34 Kolonien bzw. 243 Zooide/l in 0-2 m Tiefe; Ende Oktober sah er die letzten Kolonien. In einem See in Labrador fand er im August ein Maximum von 102 Kolonien/l (DAVIS 1978).

Zahlreiche nicht durch Abbildungen belegte Nachweise, die wegen der leichten Bestimmbarkeit glaubwürdig sind. Oligotrophe Gewässer: Seen in Bayern und Lettland (GUHL 1987, LIEPA 1984); während der Sommerstagnation bis zu 68 Ind./l im Onega-See, UdSSR (MAZHEIKAITE 1969). Mesotrophe Gewässer: oligo- bis betamesosaprobes Vorbecken einer Talsperre, Deutschland (NUSCH 1970); im Juli etwa 22 Zellen/ml in 4 m Tiefe im Lauerzersee, Schweiz (ODERMATT 1970). Eutrophe Gewässer: Talsperre, Moorgewässer (pH 5.0), kleiner See (von Ende April bis Anfang August mit einem Maximum im Juni; bis 2360 Zooide/l) und betamesosaprober Teich in Deutschland (BEUSCHOLD 1961, MIEGEL 1982, RECK 1987, VÖLKER 1964); Pfäffikersee, Schweiz (MESSIKOMMER 1952); im August bis 25 Ind./l in einem See in Polen (STRZELECKI & POLTORAK 1971); sehr stark eutropher See in Skandinavien (THUNMARK 1945); im Juni 113 Ind./l in einem betamesosaproben Reservoir (MAMAEVA 1976); von Juni bis September mit einem deutlichen Abundanzmaximum im Juli (etwa 8000 Ind./m^2) in einem Teich in der UdSSR (RYLOV 1924); im Winter häufig (maximales Volumen 180 mm^3/m^2) in einem See in Georgia, USA (PACE 1982). Einige Nachweise aus dem Plankton von Fließgewässern: Wolga und ungarische und bulgarische Donau (BERECZKY et al. 1983, KURASCHOVA 1967, NAIDENOW 1962, NOSEK & BERECZKY 1981); oligo- bis betamesosaprobe Gewässer in Jugoslawien (PETKOVIC & PETKOVIC 1978). Weitere Nachweise: Hamburger Hafen (BARTSCH & HARTWIG 1984); brackiger See in Jugoslawien (PETKOVIC & PETKOVIC 1984); Süßwasserbucht des Kaspischen Meeres (AGAMALIEV 1986).

Alle Nachweise aus Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern sind nicht durch Abbildungen belegt (ANTONIETTI et al. 1982, KLIMOWICZ 1973), bei manchen (CURDS 1969) handelt es sich offensichtlich um Fehlbestimmungen. MADONI et al. (1985) zählten in einer Versuchsanlage fast 200 Ind./ml und sehen sie als typisch für eingearbeitete Anlagen an (sh. auch MADONI 1982). Wir haben *E. procumbens* in vielen Hundert Belebtschlammproben bisher nicht gefunden.

Epistylis procumbens tritt bevorzugt in den Sommermonaten auf, jedoch liegen auch einige Nachweise vom Winterhalbjahr vor (z. B. PACE 1982, ZACHARIAS 1900). Die Überwinterung erfolgt in Ruhezysten, die nach NIPKOW (1956) am Seegrund liegen und während der Frühjahrszirkulation wieder ins Epilimnion verfrachtet werden. Zysten kugelig, 40-44 μm im Durchmesser, Hülle ziemlich dick, farblos, an der Außenseite mit zahlreichen, rundlichen Vertiefungen und einem kleinen, kegelförmigen Höcker, an dem die Zyste vom Stiel abgeschnürt wurde.

Bisher in Europa, Asien und Nordamerika sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien und kleine Flagellaten, gelegentlich auch Detritus (BICK 1972, BÜRGI et al. 1985). Biomasse von 10^6 Zooiden nach MÜLLER (1989) 24 mg, nach eigenen Berechnungen etwa 40 mg; Volumen eines formolfixierten Zooids nach BORSHEIM (1984) und BÜRGI et al. (1985) 8000 μm^3 (entspricht nur 8 mg/10^6 Zooiden). MÜLLER (1989) gibt für Populationen aus dem Bodensee folgende produktionsbiologische Daten: Generationszeit unter natürlichen Bedingungen (8.5 °C) etwa 65 h; mittlere Abundanz in den Jahren 1987 und 1988 (0-20 m) 157 bzw. 127 Ind./l; mittleres Biovolumen 3.77 bzw. 3.05 mm^3/m^3; potentielle Produktion 0.9 bzw. 0.8 mm^3/m^3.d. Die Filterleistung für 0.57 μm und 1.04 μm große, monodisperse, floureszierende Latex-Teilchen beträgt 0.23-1.26 μl/Ind.h (BORSHEIM 1984). Spezifische Filterleistung etwa 7 x 10^4 Körpervolumen/h, d. h. etwa 3 mm^3/h (SHERR & SHERR 1987). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Epistylis procumbens*** (Anzahl der Analysen unbekannt). GAJEWSKAJA (1933) fand sie in seichten, gut durchwärmten Buchten des Baikalsees. BICK (1972) gibt die Daten von NUSCH (1969), die auf Analysen aus einem oligo- bis betamesosaproben Speichersee basieren. Die Angaben von RECK (1987) stammen aus dem kleinen, eutrophen Plußsee in Ostholstein.

Faktor	GAJEWSKAJA	BICK	RECK	
			gesamt	> 1000 Ind./l
°C	9.5-22	15-23	6-21	14-17
pH	7.2-7.6	7.2-7.8	-	-
O_2 (mg/l)	7.1-11.7	8-11	0.6-17	3.5-9.0
O_2 (% Sättigung)	-	-	5-180	34-93
CO_2 (frei; mg/l)	0.6-2.5	0-6	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0-0.15	0.03-0.18	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6; Direktzählung)	-	1-3	-	-

Weitere autökologische Daten: BORSHEIM (1984) fand seine Population in 0-12 m Tiefe stets bei mehr als 80 % Sauerstoffsättigung. RYLOV (1924) beobachtete *E. procumbens* überwiegend bei Wassertemperaturen von >14 °C. Verhältnis von Phosphor : Stickstoff in den Exkretionsprodukten etwa 1 : 3 (BOWNIK-DYLINSKA 1981). LD_{50} für Kupfer 1 mg/l (GONZALEZ-PALACIOS et al. 1991). Wachstumsgeschwindigkeit des Stiels etwa 2-4 μm/h. Planktische Rädertiere kleben gelegentlich ihre Simultaneier an die Stiele der Kolonien, vermutlich um sie dadurch in den obersten, warmen und sauerstoffreichen Wasserschichten zu halten (NIPKOW 1956).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5 (für das Synonym *Epistylis rotans*). Paßt gut auf die meisten Fundortangaben und die autökologischen Daten. Von MORAVCOVA (1977) nach Untersuchungen von tschechoslowakischen Gewässern mit b = +, a = 10 und SI = 2.6 offensichtlich zu schlecht eingestuft. *Epistylis procumbens* ist ein euplanktisches Ciliat sommerwarmer, nährstoffreicher Gewässer.



Epistylis procumbens in vivo (1, 2, aus ZACHARIAS 1897; 3-5, aus KAHL 1935; 6-10, aus STILLER 1940: 11, 13, aus bzw. nach SVEC 1897; 12, aus GAJEWSKAJA 1933; 14, Original, Hellfeld). **1:** Gestrecktes Zooid, ? μm. **2:** Leicht kontrahiertes Zooid, ? μm. **3:** Stiel mit Trennungszone (Pfeil) und feinen Längsstreifen. **4, 13:** Teile von Kolonien. **5, 11, 12, 14:** Kolonien. Die kleinen Pfeile in Abb. 14 weisen auf den überstehenden Peristomkragen, die großen auf die Trennungszonen in den Stielen. **6-10:** Variabilität der Größe und Körperform, 60-140 μm. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahiertes Zooid, Ma = Makronucleus, PK = Peristomkragen.

Campanella umbellaria (LINNAEUS, 1758) GOLDFUSS, 1820

1758 *Hydra umbellaria* LINNAEUS, Systema Naturae, p. 818 (ohne Abbildung).
1820 *Campanella umbellaria* - GOLDFUSS, Handbuch der Zoologie, p. 71 (kombinierender Autor).
1906 *Campanella umbellaria* L. sp. - SCHRÖDER, Arch. Protistenk., 7: 75 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Campanella umbellaria* LINNE, 1767 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 693 (Revision).
1942 *Campanella umbellaria* L. - STILLER, Arch. Hydrobiol., 38: 407 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Ungarn).
1964 *Campanella umbellaria* L. - LOM, Arch. Protistenk., 107: 141 (Darstellung der Mundbewimperung nach Silberimprägnation).
1974 *Campanella umbellaria* (EHRENBERG, 1838) - FOISSNER & SCHIFFMANN, Protistologica, 10: 504 (verbesserte Gattungsdiagnose; morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1983 *Campanella umbellaria* (LINNAEUS, 1767) GOLDFUSS, 1820 - CAREY & WARREN, Protistologica, 19: 76 (rasterelektronenmikroskopische Untersuchung).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1935) führt *Campanella* lediglich als Untergattung von *Epistylis*. Der Name in seiner Revision lautet daher richtig *Epistylis (Campanella) umbellaria*. *Campanella umbellaria* hat nach ENTZ (1892), KAHL (1935), SRAMEK-HUSEK (1948) und BIEGEL (1954) mehrere Synonyme (z. B. *Epistylis grandis* EHRENBERG, → Abb. 1; *E. flavicans* EHRENBERG; *E. tincta* STOKES; *E. liebmanni* NENNINGER, → Abb. 7; *Opisthostyla tritora* NENNINGER), die in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommen. Objekt mehrerer cytochemischer und ultrastruktureller Studien (z. B. CARASSO et al. 1964, FAURE-FREMIET 1941). Besonders hinzuweisen ist auf die gefärbten "Arten" *E. flavicans* und *E. tincta*. Nach unseren Beobachtungen ist die Farbe als Artmerkmal nicht brauchbar, da man gelegentlich in derselben Kolonie farblose und deutlich gelb gefärbte Individuen findet (vgl. auch → *Vorticella convallaria*-Komplex).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 200-305 x 108-135 μm, nach BIEGEL (1954) 105-180 x 86-125 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand glockenförmig oder zylindrisch (Abb. 1, 3, 5, 7, 8, 11, 14). Cytoplasma farblos bis deutlich gelb.

3) Kontrahierte Zooide kugelig (Abb. 1, 3, 8, 19).

4) Makronucleus meist hufeisenförmig, umgreift den Mundtrichter (Abb. 3, 5, 7).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 5).

6) Pellicula vom Bläschentyp (→ Einleitung zur Gruppe), d. h. in viele kleine, rechteckige, halbkugelig vorgewölbte Felder geteilt (Abb. 3, 5, 13, 17-21). Silberliniensystem grob gitterförmig, 32-40 ($\bar{x}$ = 37) Querlinien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 33-40 ($\bar{x}$ = 35) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2, 15).

7) Peristom sehr groß. Peristomkragen 150-170 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden weit über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am nur leicht gewölbten Peristomdiskus meist 3 1/2 bis 4 1/2, nach PÄTSCH (1974; "*C. tincta*") sogar 6-7 Umgänge, wodurch

dieser in mehrere unscheinbare Wülste geteilt wird (Abb. 1, 3-5, 7, 9, 11, 14, 17). Im Mundtrichter beschreibt die Wimpernspirale 2 1/2 weitere Umgänge. Membranelle 3 auffallend lang und spazierstockförmig um den Mund gekrümmt (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 6).

8) Stiel nicht kontraktil, d. h. ohne Stielmuskel, eher weich als starr, dichotom verzweigt, etwa 9-13 μm breit, bis 3300 μm lang, dickwandig, hohl (Abb. 1, 3, 8, 11, 12). Bei größeren Kolonien bilden die Stiele ein filzartiges Geflecht.

9) Kolonien bis 10 cm groß, bilden ähnlich wie *Sphaerotilus* fellartige oder kugelige Überzüge auf verschiedenen Substraten. Häufig auch solitäre Exemplare auf kurzen Stielen (Abb. 7, 16) oder freischwimmende Individuen, da sich die Zooide recht leicht vom Stiel lösen (Abb. 1, 8, 11, 14).

Verwechslungsmöglichkeiten

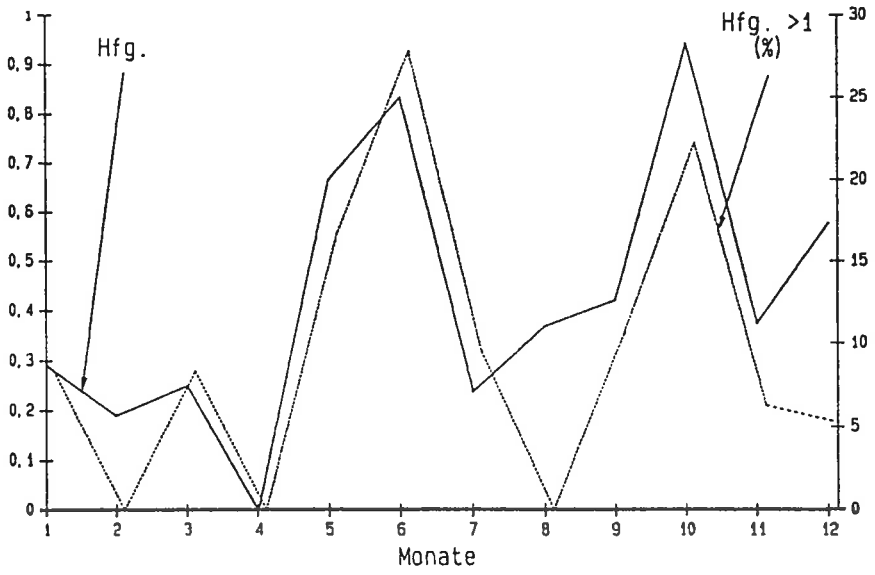
Wegen der Größe der Zooide und der vermehrten Anzahl von Umgängen der adoralen Wimpernspirale sehr leicht zu erkennen. Der Unerfahrene trennt sie von → *Epistylis* spp. (Pellicula fein quer gestreift) am besten durch die auffallende adorale Wimpernspirale (Abb. 9). → *Carchesium polypinum* hat einen 12-20 μm breiten, kontraktilen Stiel und meist leicht hängende Zooide. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 6, 7, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig weit verbreitet in eutrophen stehenden (Weiher, Sumpfwasser, Fischteiche, Speicherseen) und mäßig stark bis stark verschmutzten, langsam fließenden (bis 0.3 m/s; SCHMITZ 1985), seltener auch in schnell fließenden Gewässern. Abundanzmaxima in der wärmeren Jahreszeit (HAMMANN 1952, HENTSCHEL 1916; Ökogramm). Die Kolonien sitzen auf Detritus, Steinen, eingehängten Objektträgern, submersen Makrophyten, Gehäusen von Mollusken (*Limnaea* spp., *Dreissenia polymorpha*) und auch auf Arthropoden (z. B. *Assellus aquaticus*). Bei Massenvorkommen in Teichen und Seen kann man *C. umbellaria* auch in großer Zahl freischwimmend im Pelagial finden, wobei sie dann leicht mit Arten aus anderen Gattungen verwechselt werden kann (z. B. die *Rhabdostyla* sp. von GILBERT 1989; Abb. 9, 13). BERNERTH (1982) beobachtete *C. umbellaria* bei Untersuchungen des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain häufiger in der Freiwelle (20mal) als im Aufwuchs (15mal). BUCK (1961), der die Art als dominierenden Vertreter der Gattung *Epistylis* in alphamesosaproben nordwürttembergischen Fließgewässern bezeichnet, fand gelegentlich freischwimmende, faustgroße Kolonien. FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) beschreiben bis zu 10 cm große Kolonien auf Characeen in einem durch Abwässer einer Papierfabrik verunreinigten, sehr langsam fließenden alphamesosaproben Augewässer. Wir finden *C. umbellaria* regelmäßig in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern (Ökogramm, Abb. 8, 11, 12, 14, 16, 21, 22). CAREY & WARREN (1983; Abb. 17-20) isolierten ihre Population dagegen aus einem sauberen Fluß in England. FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO (1979) zählten im Frühjahr und Sommer bis zu 20 Ind./10 ml in einem alpha-meso- bis polysaproben Bach; von LAUTERBORN (1916) auch auf Faulschlammbänken nachgewiesen. BUCHAR (1957) fand die Art ebenfalls unter meso- bis polysaproben Verhältnissen. SLADECKOVA & SLADECEK (1963) und SLADECKOVA (1964) finden hohe Abundanzen (454 Ind./cm^2) im Aufwuchs eines durch Abwässer der Zuckerindustrie verunreinigten eutrophen Speichersees. Im salzbelasteten Weser-Flußsystem tritt *C. umbellaria* nur mit einer Präsenz von 5 % und geringer Abundanz (10 Ind./cm^2) auf; ALBRECHT (1984) charakterisiert sie nach eigenen Befunden und den Literaturdaten daher als deutlich oligo- bis mesostenohalin (Salinität bis 0.04 %). Einzelne Nachweise aus dem Brackwasser (z. B. Elbe-Aestuar; RIEDEL-LORJE 1981) nicht durch Abbildungen belegt. TENT (1981) ermittelte in gewissen Bereichen des Hamburger Hafens, die durch Abwässer der Stadt und der Öhlmühlen-Industrie stark verschmutzt waren, bei hohem Nahrungsangebot Abundanzen bis 800 Ind./cm^2. Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen liegen nicht

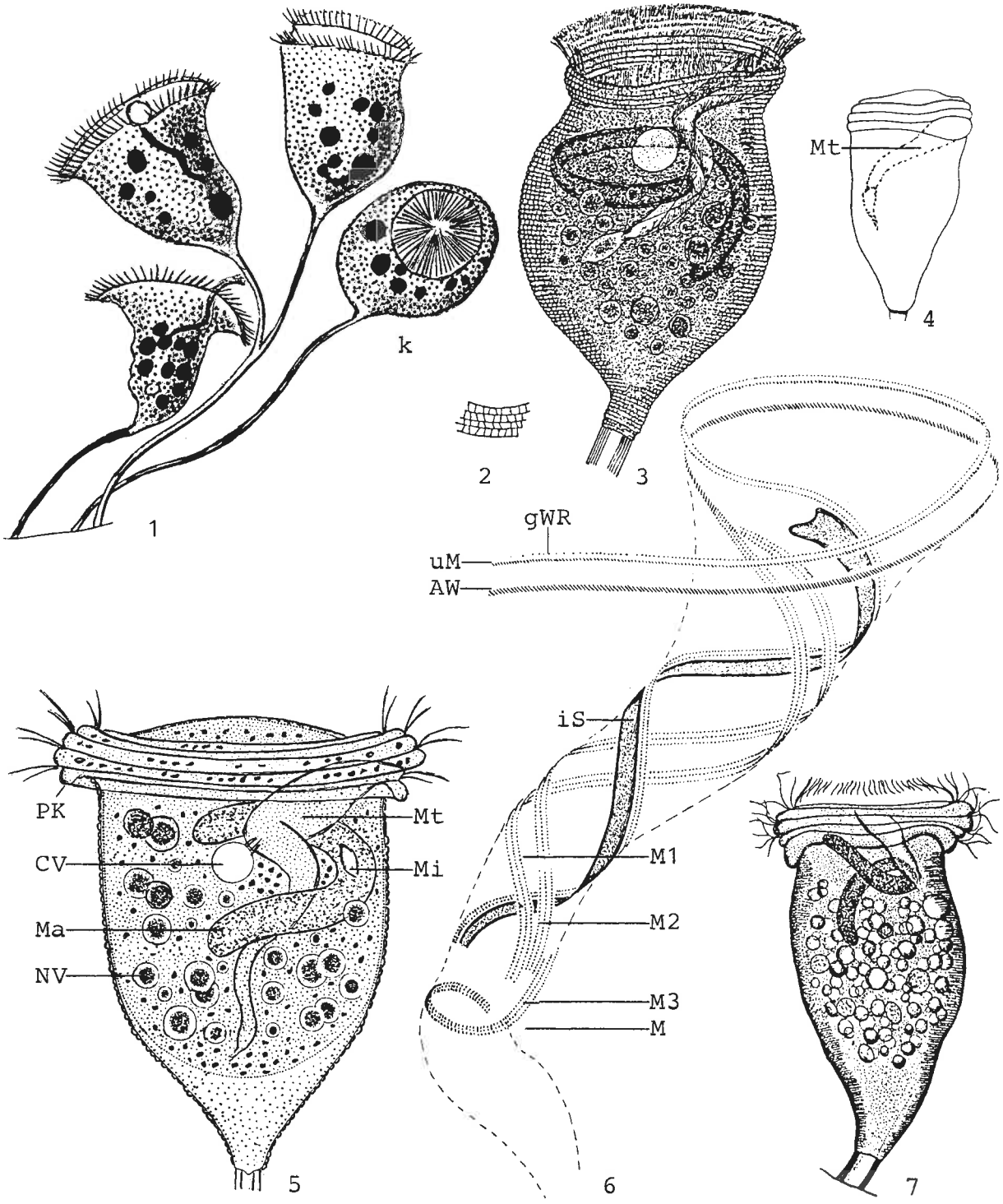
vor. Bisher in Europa, Asien (WANG CHIACHI 1925), Nordamerika und Afrika (DADAY 1910) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. 1 Zooid nimmt pro Tag etwa 1 Million Bakterien mit einem Gesamtvolumen von 14 x 10^5 μm^3 auf, die von der Population im Jahr konsumierte Menge beträgt etwa 41000 mg/m^2 (HAMMANN 1952, SCHÖNBORN 1982b). Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem Fließgewässer (3-18 °C) etwa 72 h (SCHÖNBORN 1982b), unter experimentellen Bedingungen bei Raumtemperatur etwa 54 h (GILBERT 1989). Biomasse von 10^6 Zooiden nach SCHÖNBORN (1982b) 1047 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe ungefähr 850 mg. SCHÖNBORN (1982b) gibt für Populationen aus der alphamesosaproben mittleren Saale (8-10 mg/l O_2, BSB_5 ≤6 mg/l, Saprobienindex = 2.5) noch folgende produktionsbiologische Daten: mittlere Abundanz = 3.4 Ind./cm^2, Jahresproduktion = 986 Ind./cm^2 bzw. 10200 mg/m^2, P/B = 286. PATRICK et al. (1967) fanden *C. umbellaria* selten in einem gering bis mäßig stark belasteten Fluß in den USA bei folgenden Verhältnissen: 23-28 °C, >5.0-7.0 mg/l O_2, 0.5-1.0 mg/l BSB_5, 0.003-0.016 mg/l PO_4^{3-}-P, >6-12 mg/l SiO_2, 0.01-0.03 mg/l NH_3-N, 0.07-0.2 mg/l NO_3^--N, 0.001-<0.007 mg/l NO_2^--N, 10-<30 mg/l SO_4^{2-}, 0.1-0.4 mg/l Fe^{2+}. BERNERTH (1982) gibt für Populationen aus dem beta- bis alphamesosaproben Untermain folgende autökologische Daten: 5-24 °C (die meisten Funde bei 10-15 °C), 320-740 μS/cm spez. Leitfähigkeit, pH 7.3-8.5, 2-12 mg/l O_2 (die meisten Funde bei 8-12 mg/l, überwiegend jedoch nur kleine Kolonien mit 2 oder 3 Zooiden), 5.5-14 mg/l DOC, 52000-130000 Bakterien/ml (Plattenmethode). Verträgt nach HAMMANN (1952) keine hohen Sauerstoffgehalte, was gut mit den Angaben von KRALIK (1958) übereinstimmt. Auch BERNERTH (1982) gibt an, daß sie große Kolonien nur bei geringer Sauerstoffsättigung (20 %) bzw. bei niedrigen Sauerstoffkonzentrationen (2-3 mg/l) und Temperaturen um 18 °C fand. *Campanella umbellaria* wird gelegentlich von Microsporidien (*Glugea campanella*) parasitiert (KRÜGER 1956, VIVIER 1975) und von Oligochaeten gefressen (SRAMEK-HUSEK 1948).

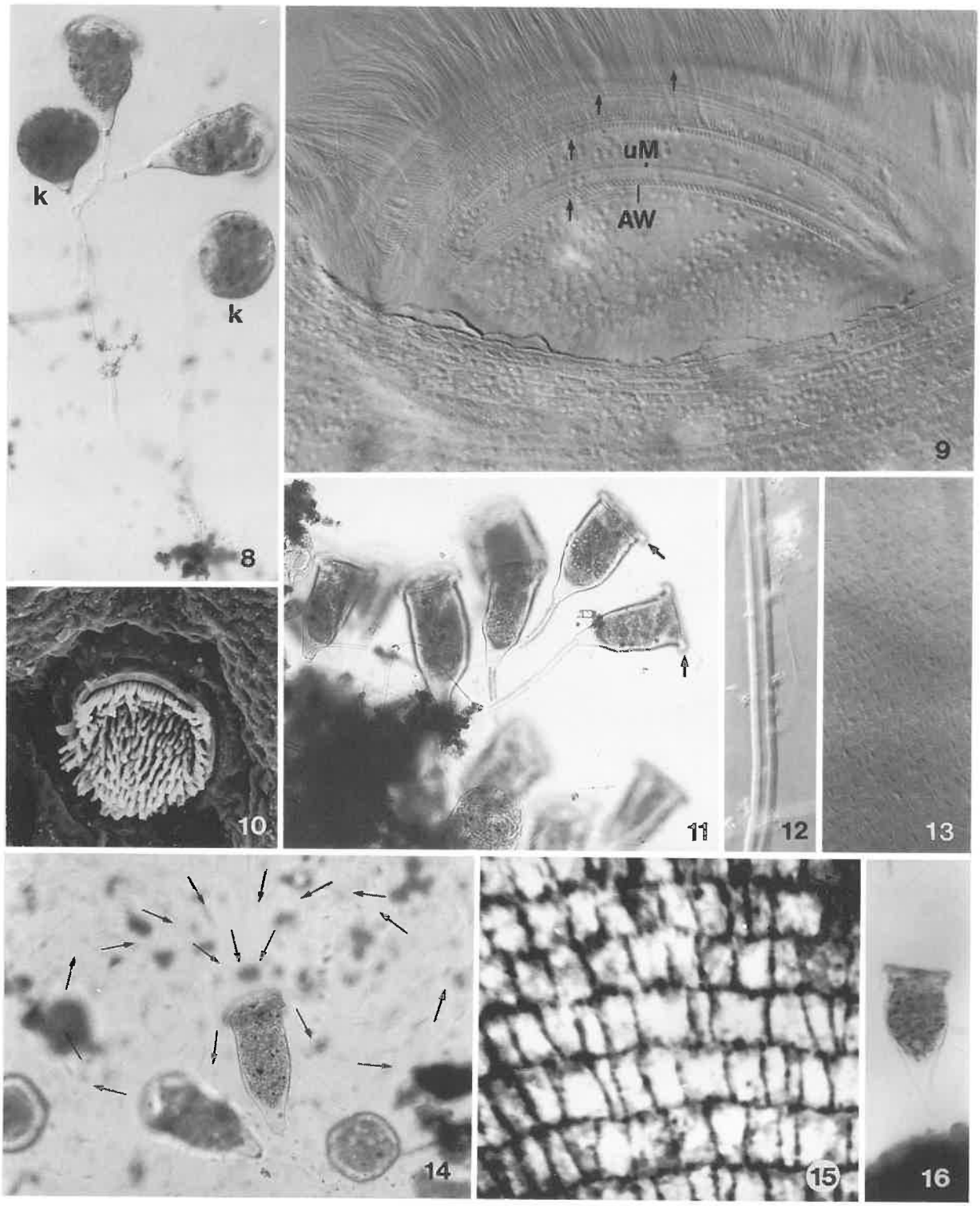


Ökogramm von *Campanella umbellaria* (Original): Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN: 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala), errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.

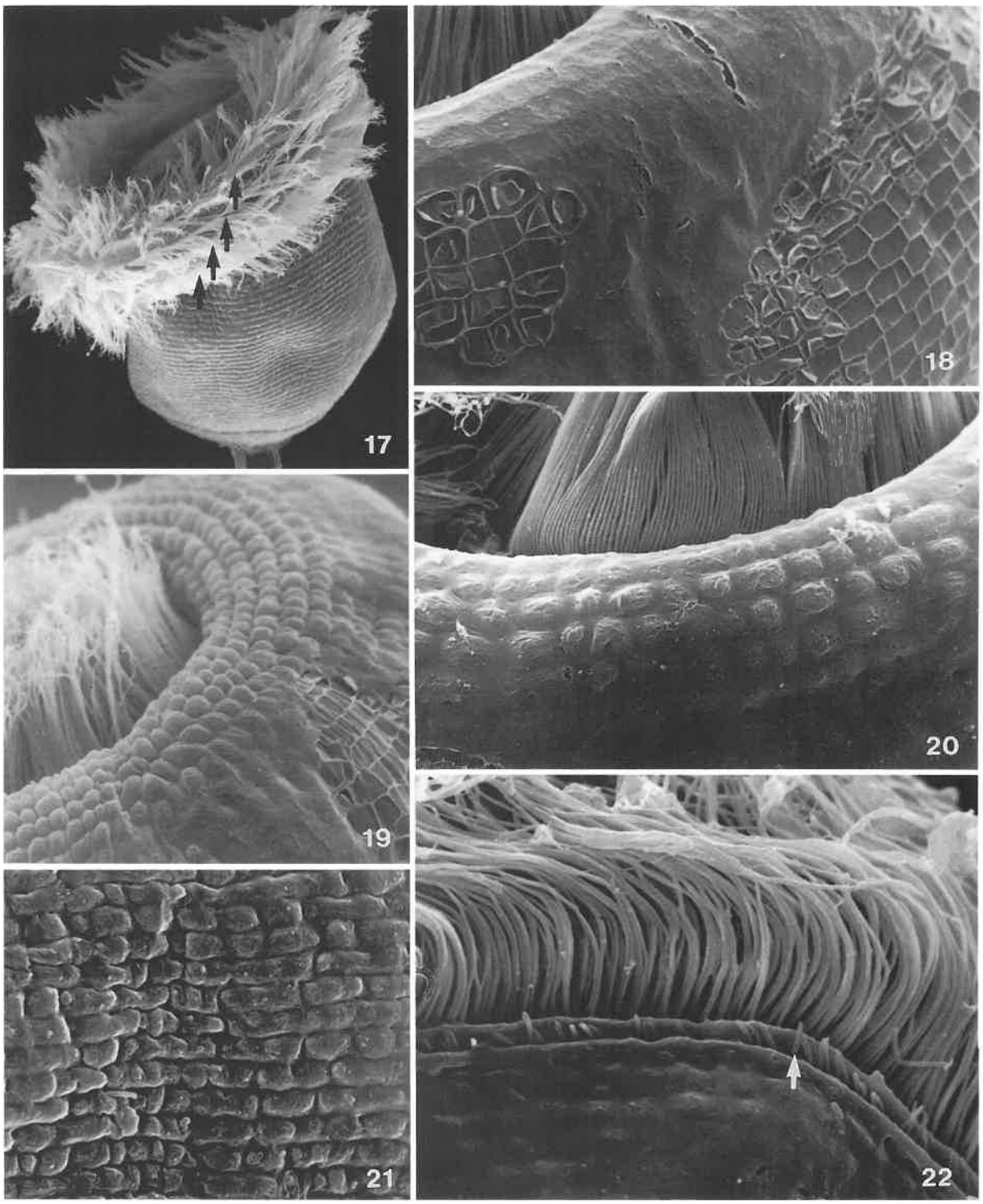
Saprobielle Einstufung: *Campanella umbellaria* wird ziemlich unterschiedlich eingestuft. SRAMEK-HUSEK (1956b, 1958) findet sie massenhaft, manchmal sogar flächendeckend bei alpha- und nur vereinzelt bis selten bei betamesosaproben Verhältnissen, was sich mit unseren Erfahrungen deckt. Er führt sie daher als charakteristisches Mitglied des alphamesosaproben *Trithigmostometum cucullulae*. BUCK (1971) versieht sie mit einem korrigierten Indexschwerpunkt von 2.18 und empfiehlt, sie als betamesosaproben Indikator einzustufen. Dies stimmt aber nicht mit seinen früheren Angaben überein (BUCK 1961). Von FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO (1979) wird sie dagegen als alphameso- bis polysaprob (a = 4, p = 6, I = 3) klassifiziert. FOISSNER (1988) stuft sie in Anlehnung an SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) als b-a (b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5) ein. Die Bevorzugung niedriger Sauerstoffkonzentrationen und mehrere, auch eigene Nachweise in alphameso- bis polysaproben Gewässern erfordern eine leichte Modifikation dieser Einstufung: a-b; b = 3, a = 6, p = 1, I = 3, SI = 2.8. Da es sich bei *C. umbellaria* um ein sehr großes, bakterienfressendes Ciliat handelt, ist es nicht überraschend, daß es in Bereichen mit hohen Keimzahlen, z. B. unterhalb von schlecht funktionierenden Kläranlagen, manchmal besonders abundant ist. Reichliches Vorkommen wohl nur bei Strömungsgeschwindigkeiten von <0.5 m/s.



Campanella umbellaria (1, aus EHRENBERG 1838; 2, 3, aus STILLER 1942a; 4, 6, aus LOM 1964; 5, aus SCHRÖDER 1906a; 7, aus NENNINGER 1948. 1, 3, 4, 7, in vivo; 2, trockene Silbernitratimprägnation; 5, Intravital-Färbung mit Neutralrot; 6, Protargolimprägnation). **1:** Drei gestreckte und ein kontrahiertes (k) Zooid, 175-210 μm. **2:** Teil des gitterförmigen Silberliniensystems (vgl. Abb. 15). **3:** Zooid mit nur halb entfalteter adoraler Wimpernspirale, ? μm. **4, 6:** Bewimperung des Mundtrichters. Die Umgänge am Peristomdiskus sind in Abb. 4 dargestellt. **5:** Gestrecktes Zooid, 140 μm. **7:** Solitäres, gestrecktes Zooid auf kurzem Stiel, 200 μm. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, iS = imprägnierbare Struktur, k = kontrahiertes Zooid, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PK = Peristomkragen, uM = undulierende Membran.



Campanella umbellaria (8-14, 16, Originale; 15, aus FOISSNER & SCHIFFMANN 1974. 8, 11, 14, 16, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 9, 12, 13, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast; 10, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 15, trockene Silbernitratimprägnation). **8, 11:** Teile großer Kolonien mit gestreckten und kontrahierten (k) Zooiden. Die Pfeile in Abb. 11 markieren den abgesetzten Peristomkragen. **9:** Adorale Wimpernspirale. Die Pfeile weisen auf die 4 Umgänge. Diese Abbildung und Abb. 13 entstammen der planktischen Population von GILBERT (1989). **10:** Ansatzstelle des Stiels (Scopula) mit den stielbildenden Organellen. **12:** Dickwandiger Stiel. **13:** Gitterförmige Pelliculastruktur. **14:** Gestreckte Zooide. Die Pfeile markieren den mächtigen Wasserwirbel, der von der adoralen Wimpernspirale hervorgerufen wird. **15:** Teil des gitterförmigen Silberliniensystems (vgl. Abb. 13). **16:** Solitäres, kurzgestieltes Zooid. AW = adorale Wimpernspirale, k = kontrahiertes Zooid, uM = undulierende Membran.



Campanella umbellaria im Rasterelektronenmikroskop (17-20, aus CAREY & WARREN 1983; 21, 22, Originale). **17:** Gestrecktes Zooid von schräg vorne. Die 4 Pfeile weisen auf die Umgänge der adoralen Wimpernspirale. **18-20:** Pellicula im Bereich des kontrahierten Peristomkragens. In manchen Bereichen hat sich die Zellmembran abgelöst. **21:** Stark vergrößerter Ausschnitt der Pellicula mit den vielen, kleinen, rechteckigen, halbkugelig vorgewölbten Feldern ("Pellicula-Bläschen"). **22:** Teil des aboralen Wimpernkranzes eines Schwärmers stark vergrößert. Man beachte auch die kurzen Fortsätze (Wimpern?, Pfeil) in der Falte unterhalb des Kranzes.

Ophrydium versatile (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1830

1786 *Vorticella versatilis* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 281.
1830 *Ophrydium versatile* - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (kombinierender Autor; → Nomenklatur).
1838 *Ophrydium versatile* (MÜLLER, 1786) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 293 (Revision).
1935 *Ophrydium versatile* MÜLLER, 1786 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 755 (Revision).
1962 *Ophrydium versatile* O. F. MÜLLER - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 480 (saprobiologische Charakteristik).
1965 *Ophrydium versatile* (O. F. MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1838 - WINKLER & CORLISS, Trans. Am. microsc. Soc., 84: 127 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Vergleich mit den anderen *Ophrydium*-Arten).
1977 *Ophrydium versatile* O. F. MÜLLER 1786 - WILBERT, Arch. Protistenk., 119: 54 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1984 *Ophrydium versatile* (O. F. MÜLLER, 1786) - FOISSNER, ADAM & FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 7: 46 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation sowie Vergleich mit → *O. eutrophicum*).

Nomenklatur und Taxonomie

BORY DE ST. VINCENT (1824) errichtet die Gattung *Ophrydia*; durchgesetzt hat sich aber die Schreibweise "*Ophrydium*" von EHRENBERG (1830). Kolonien von *Ophrydium versatile* wurden bis zum Ende des 19. Jahrhunderts von mehreren Botanikern wegen ihrer grünen Färbung als Algen beschrieben. *Ophrydium versatile* sensu HAUSMANN & OSTWALD (1987) ist mit *O. hyalinum* WRZESNIOWSKI identisch (FOISSNER 1989). Auch KAHL (1935) hat *O. hyalinum* nicht von *O. versatile* getrennt, weshalb wir seine von WRZESNIOWSKI (1877) übernommene Abbildung nicht aufnehmen. Objekt mehrerer ultrastruktureller Untersuchungen (z. B. GOFF & STEIN 1981, WILLEY & WALKOSZ 1975).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 300-600 x 20-40 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank vasenförmig (Abb. 2, 3, 10, 11, 26). Zooide in den vorderen zwei Dritteln, manchmal auch ganz mit symbiontischen Algen ("Zoochlorellen") gefüllt (Abb. 2, 3, 5, 10, 11, 14, 16, 20).

3) Kontrahierte Zooide kugelig bis ellipsoid, kleiner als 100 μm. Kontraktiles Fasersystem (Myoneme; nur nach Protargolimprägnation gut erkennbar; Abb. 6) stark entwickelt.

4) Makronucleus fadenförmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 2, 3, 7, 15).

5) Kontraktile Vakuole etwas oberhalb der Körpermitte, mündet über einen langen Kanal an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 3).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift (Abb. 2-4, 16). Silberliniensystem weitstreifig (→ Einleitung zur Gruppe), 160-200 ($\bar{x}$ = 180) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 60-70 ($\bar{x}$ = 63) von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar).

7) Peristom nicht auffallend kopfartig abgesetzt, der Peristomkragen ragt nur wenig über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am fast ebenen, schräg herausgehobenen Peristomdiskus 1 1/2 Umgänge, bevor sie in den geräumigen, etwa 1/6-1/5körperlangen Mundtrichter

zieht (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 2, 3, 6, 7, 10, 17, 18 und Abb. 10 bei → *O. eutrophicum*).

8) Stiel sehr fein, im Inneren der Gallerte dichotom verzweigt, nicht kontraktil, aber flexibel (Abb. 2, 3, 5, 10-12, 14, 16).

9) Junge Kolonien fest und kugelig, ältere schwabelig und fladenförmig, bis 15 cm groß, erscheinen durch die symbiontischen Algen der Zooide grün (Abb. 1, 8, 9). Gehäuse (= Wohnröhren) nur an der Peripherie der Kolonie erkennbar, im Querschnitt rundlich bis hexagonal (Abb. 2, 3, 13). Die gestreckten Zooide ragen etwa bis zur Hälfte aus der Gallerte (Abb. 2). Kolonien festsitzend auf verschiedenen Substraten, manchmal planktisch.

Verwechslungsmöglichkeiten

Makroskopisch nicht von → *O. eutrophicum* zu unterscheiden und daher früher sicher manchmal damit verwechselt. Mikroskopisch wegen des nicht kopfartig abgesetzten Peristoms aber eindeutig trennbar (→ Abb. 9 und 10 bei *O. eutrophicum*). Die Kolonien der übrigen *Ophrydium*-Arten werden nur wenige Millimeter groß und die Zooide enthalten mit Ausnahme von *O. naumanni* PEJLER (gestreckte Zooide nur 40-50 μm lang, euplanktisch, Kolonien mit nur 2-5 Zooiden) und dem wahrscheinlich mit *O. versatile* synonymen *O. adae* EVARTS keine symbiontischen Algen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 7, 9 wichtig.

Ökologie

KAHL (1935) hat das zoochlorellenfreie *O. hyalinum* nicht von *O. versatile* getrennt und dadurch wahrscheinlich einige Fehlbestimmungen verursacht! Dies ist besonders bei den Nachweisen aus Fließgewässern zu bedenken; bei keinem wird dezitiert erwähnt, daß Zoochlorellen vorhanden waren.

Vorkommen und Verbreitung: Eine sehr weit verbreitete, auffallende Form, die bevorzugt stehende Gewässer (Seen, Teiche, Tümpel, Moore) bewohnt, angeblich aber auch in Fließgewässern mit geringer Strömung nicht fehlt (NAUMANN 1925). Die bis kopfgroßen, meist aber nur 5-10 cm durchmessenden Kolonien sind oft im oberen Litoral an submerse Makrophyten (→ Abb. 8, 19; *Myriophyllum*, *Chara*, *Potamogeton*; HOLLOWDAY 1975, PESTA 1928, SCHNEIDER 1972), Wurzeln, Schilfstengel, Muscheln (WINKLER & CORLISS 1965), Pfähle, Steine etc. festgeheftet. Durch den Wellenschlag werden sie häufig vom Substrat losgelöst und liegen dann am Gewässergrund oder treiben als "Plankton" frei im Wasser. Nach WINKLER & CORLISS (1965) enthält die Gallerte oft eine ziemlich große Gasblase, die wahrscheinlich das Schweben der Kolonie bewirkt. Massenhaftes Auftreten führt zur Grünfärbung des Wassers und zu einer schleimigen Verschmutzung des Litorals (NAUMANN 1925, eigene Beobachtungen). Viele Nachweise aus oligo-, meso- und eutrophen stehenden Gewässern, doch kann nicht ausgeschlossen werden, daß Verwechslungen mit dem sehr ähnlichen → *O. eutrophicum*, welches vermutlich eutrophe Gewässer bevorzugt, eine zu weite ökologische Potenz vortäuschen. BERNERTH (1982) fand *O. versatile* im Aufwuchs des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Das vereinzelte Vorkommen im Oktober in der oligo- bis betamesosaproben Mettma, einem Gebirgsbach im Südschwarzwald, ist nicht durch Abbildungen belegt (BAUER 1987). Ganzjährig verbreitet mit Abundanzmaxima im Frühjahr und Herbst (SCHNEIDER 1972, WILBERT 1977). HOLLOWDAY (1975) berichtet von 0.5-1 cm großen "Überwinterungs-Kolonien", die häufig zwischen Moosen zu finden waren. Nach BICK & KUNZE (1971), LEVANDER (1894a, 1901), VERSCHAFFELT (1929) und anderen auch im thalassogenen Brackwasser und im Meer. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich Algen und Detritus (NOLAND 1925, SCHNEIDER 1972). Generationszeit unter natürlichen Bedingungen in einem See 38-118 h (MÜCKE 1979). Biomasse von 10^6 Zooiden (400 μm) nach eigenen Berechnungen etwa 280 mg; genauer ist es jedoch, die Kolonien zu wiegen. Aschegehalt der Kolonie etwa 0.07 % (VINOGRADOV 1953). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Ophrydium versatile is positiv phototaktisch (WINKLER & CORLISS 1965). RECK (1987) fand es im Plußsee, einem kleinen, nährstoffreichen Waldsee in Ostholstein. Im Mai zeigte sich ein ausgedehntes Vorkommen, das ab 6 m Tiefe die gesamte Wassersäule bis 25 m Tiefe umfaßte; zwischen 6 m und 8 m und bei etwa 19 m und 25 m waren die Abundanzen erhöht (134-273 Ind./l). Das Abundanzmaximum wurde im Juli in 4 m Tiefe mit 347 Ind./l ermittelt.

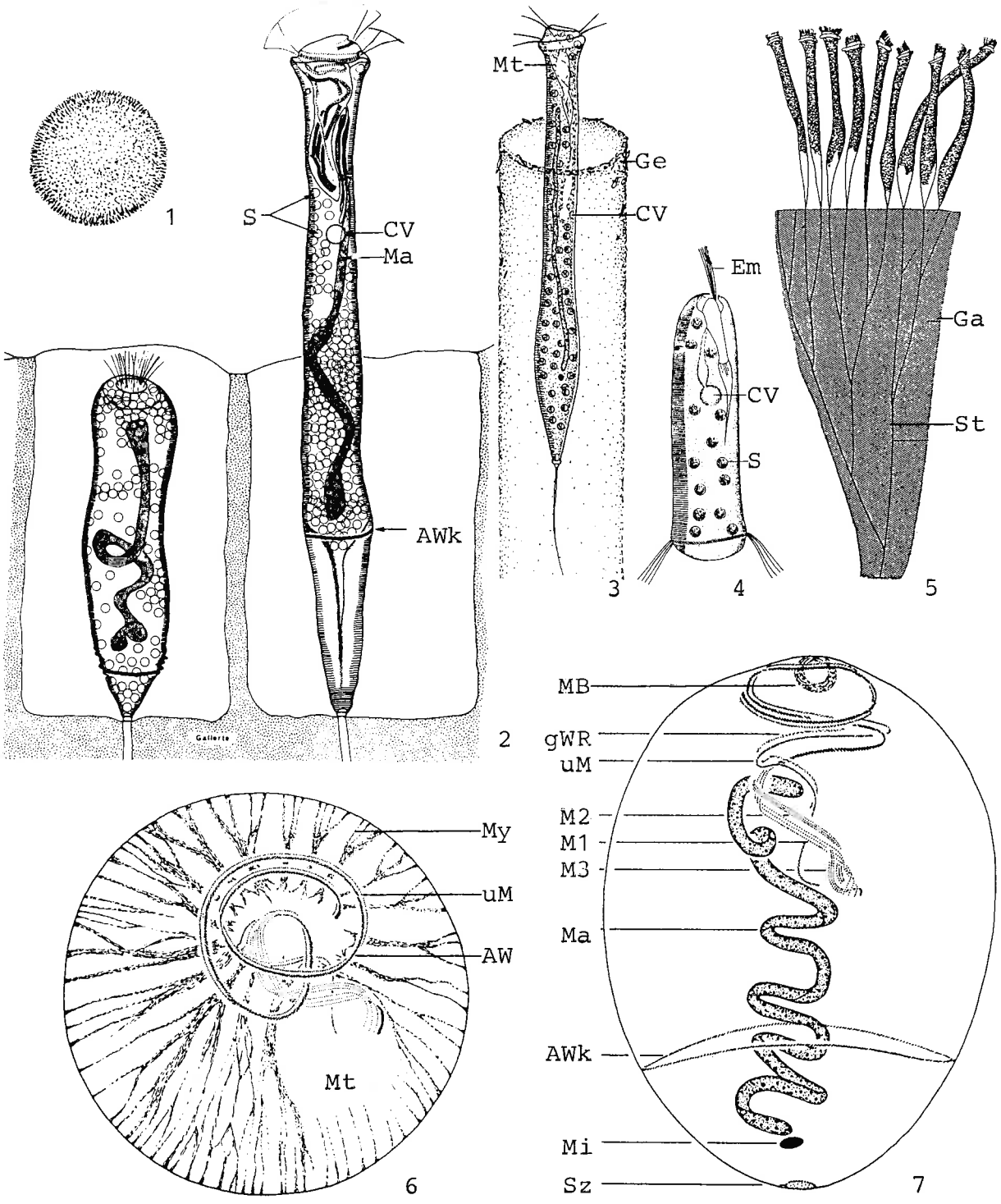
Die Anzahl der Symbionten (*Chlorella vulgaris*-Gruppe; sh. REISSER 1984) variert zwischen 500 und 2500 je Zooid (EATON & CARR 1980, WINKLER & CORLISS 1965). Während der Zystenbildung wird ein Teil verdaut (GEITLER 1937; Abb. 27).

In den Gallerten der Kolonien findet sich eine spezifische Algenflora (besonders Diatomeen; EICHWALD 1849, GEITLER 1968, 1975). KEISSLER (1909) betont eine hohe Dominanz von *Navicula*. BREHM (1907) erwähnt eine massenhafte Vermehrung des "parasitischen" Rädertiers *Proales parasita* EHRENBERG in der Gallerte. Auch *Paradileptus elephantinus* dringt in die Kolonie ein und frißt die Zooide (MÜCKE 1979).

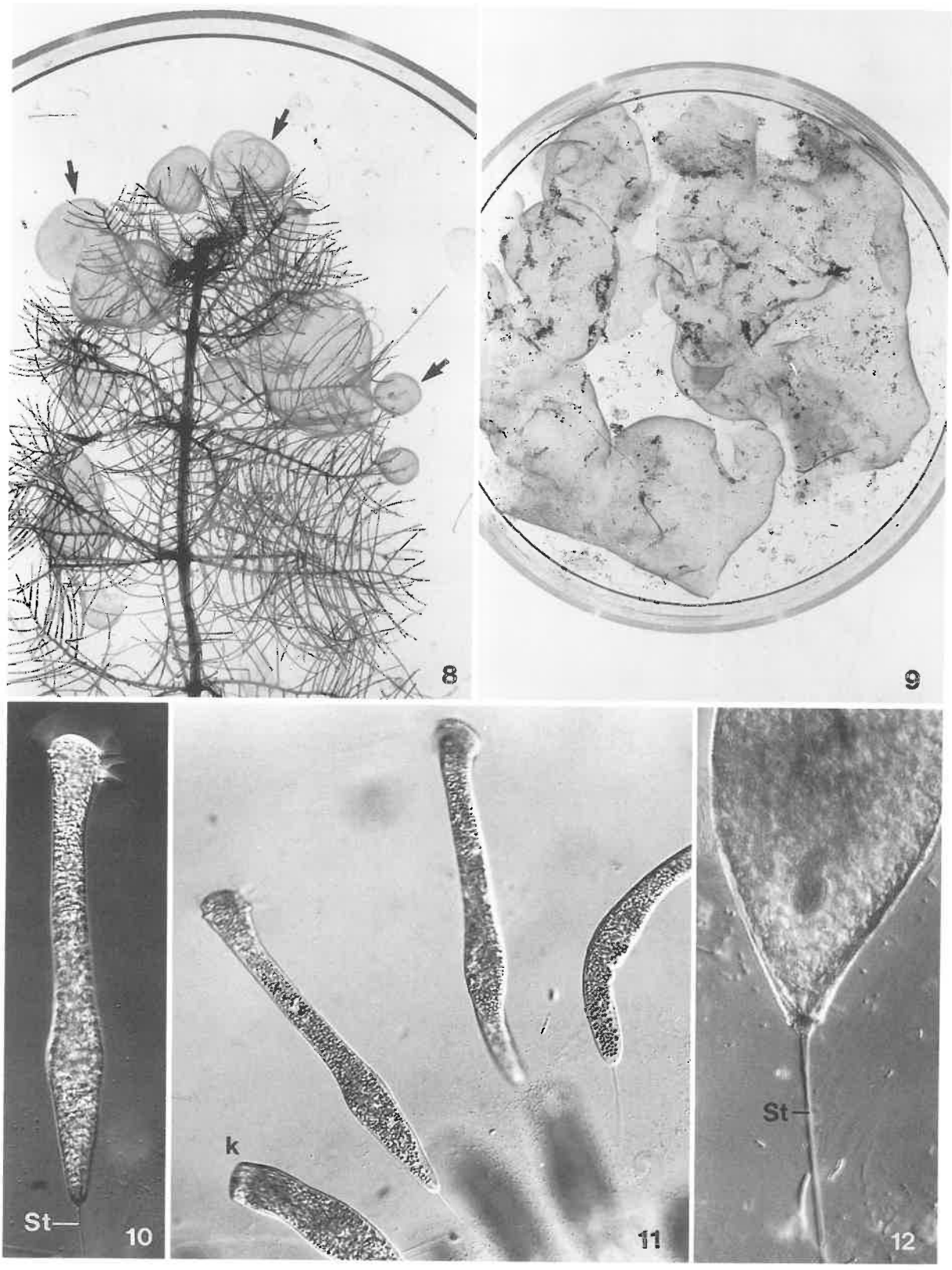
Tabelle: Milieuspektra von ***Ophrydium versatile***. Spalte 1, aus NOLAND (1925; 2 Analysen aus Süßwasserhabitaten in den USA); 2, 3 aus FOISSNER et al. (1982; 2: 7 Analysen aus zum Teil dystrophen alpinen Kleingewässern; 3: Ein Massenvorkommen in einem anmoorigen Tümpel); 4, 5, aus RECK (1987; kleiner, nährstoffreicher Waldsee in Ostholstein; 4: Gesamtvorkommen; 5: >200 Ind./l; n = ?).

Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	-	o-b	o-b	-	-
°C	8.7-10.5	9.0-16.5	16.5	4.2-18.9	4.2-16.9
pH	8.0-8.4	4.9-5.2	5.1	7.2-9.3	7.2-8.9
O_2 (mg/l)	6.8-9.7	5.9-8.6	8.6	0.2-16.9	1.1-7.6
O_2 (% Sättigung)	86-117	73-121	121	2-180	8-77
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	36-54	36	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0.07-0.1	0.2	0.03-0.15	0.08-0.12
Bakterienzahl/ml (x 10^6; Direktzählung)	-	0.03-2.5	2.5	-	-

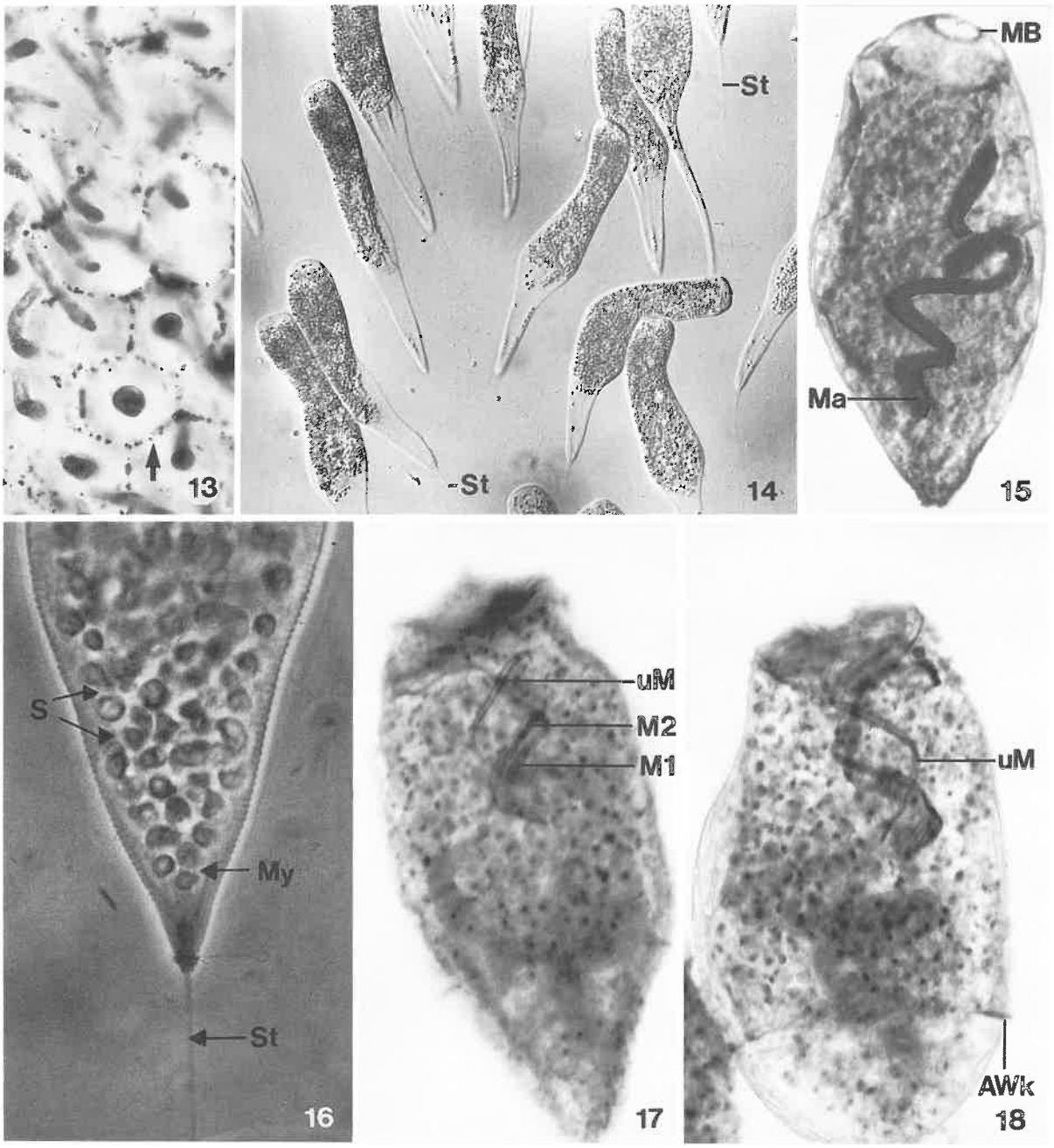
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o; o = 8, b = 2, I = 4, SI = 1.2. Die meisten Nachweise liegen aus Seen und kleinen stehenden Gewässern mit ziemlich unterschiedlichen Nährstoffgehalten vor. Aus Fließgewässern wurde *O. versatile* sowohl bei oligo- bis betamesosaproben (BAUER 1987) als auch bei alphamesosaproben Verhältnissen (Littardsche Kendel; HEUSS 1976) gemeldet; die faunistischen Daten zeigen also ein etwas breiteres Vorkommen als es die Einstufung erwarten ließe. Da jedoch Verwechslungen mit dem betamesosaproben → *O. eutrophicum* oder in Fließgewässern mit symbiontenfreien Arten wahrscheinlich sind, erscheint es uns derzeit nicht sinnvoll, die oben angeführte Verteilung der Valenzen zu ändern. Sie bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



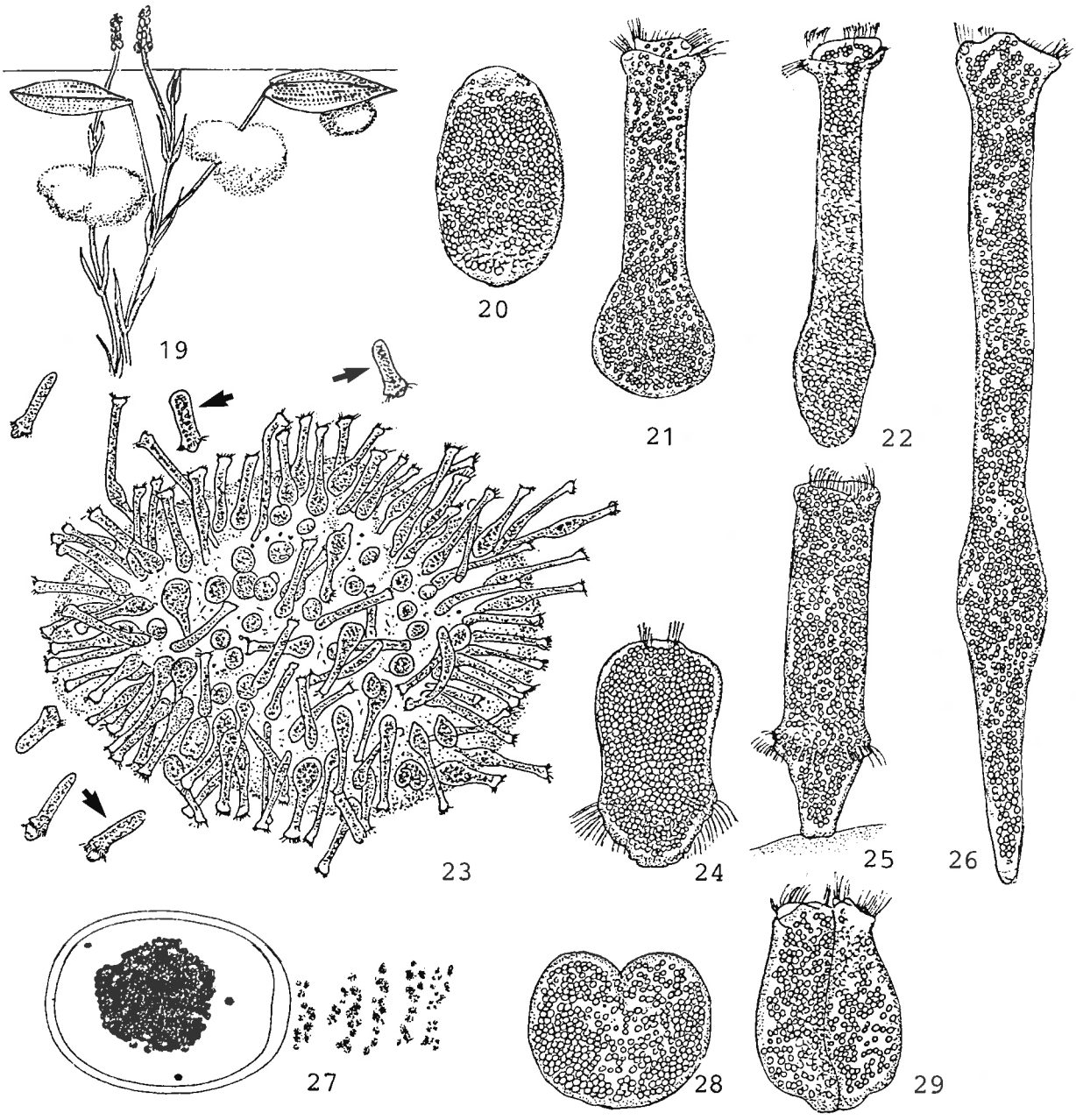
Ophrydium versatile (1, aus MÜLLER 1786; 2, aus WILBERT 1977; 3, 6, 7, aus FOISSNER et al. 1984; 4, aus FOISSNER 1979a; 5, nach WRZESNIOWSKI 1877 aus KENT 1882. 1-5, in vivo; 6, 7, Protargolimprägnation). **1:** Kolonie. **2:** Ausschnitt aus einer Kolonie mit einem kontrahierten und einem gestreckten Zooid (355 μm). Mundbewimperung nach Protargolpräparaten eingezeichnet. **3:** Gestrecktes Zooid im Gehäuse, 280 μm. **4:** Schwärmer, 135 μm. **5:** Dichotome Verzweigung der Stiele in der Gallerte (schematisch; die Gehäuse sind nicht eingezeichnet). **6:** Mundbewimperung und kontraktile Fasern eines Schwärmers, 57 μm. **7:** Bewimperung und Kernapparat eines Zooids, 90 μm. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, Ga = Gallerte, Ge = Gallert-Gehäuse (= Wohnröhre), gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, MB = kontraktiles Band zur Schließung des Peristoms, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), M1-M3 = Membranellen 1-3, S = symbiontische Algen, St = Stiel, Sz = Scopula (= Stielbildungs-Organell), uM = undulierende Membran.



Ophrydium versatile in vivo (8-12, aus WILBERT 1977 und unveröffentlichte Aufnahmen derselben Population. 8, 9, Makroaufnahmen; 10-12, Interferenzkontrast). **8:** Unterschiedlich große Kolonien (Pfeile) auf *Myriophyllum*. **9:** Vom Substrat abgelöste, zerfallende Kolonien. **10, 11:** Gestreckte und kontrahierte Zooide. **12:** Hinterende mit dem dünnen, akontraktilen, aber flexiblen Stiel. k = kontrahiertes Zooid, St = Stiel.



Ophrydium versatile (13, Original; 14, 15, 17, 18, unveröffentlichte Aufnahmen von Dr. N. Wilbert und aus WILBERT 1977; 16, aus FOISSNER 1979b. 13, 14, Lebendaufnahmen im Hellfeld und Interferenzkontrast; 15, 17, 18, Protargolimprägnation; 16, Lebendaufnahme im positiven Phasenkontrast). **13:** Teil einer Kolonie mit bienenwabenförmigen Gehäusen, die durch angelagerten Detritus sichtbar werden (Pfeil). **14:** Kontrahierte Zooide mit deutlichen Längsfalten im symbiontenfreien hinteren Teil. **15:** Makronucleus. **16:** Hinterende mit dem dünnen, akontraktilen, aber flexiblen Stiel. Am Rand des Zooids erkennt man die sehr feine Querstreifung der Pellicula. **17, 18:** Mundbewimperung. Die vielen dunklen Punkte im Plasma sind die Zellkerne der symbiontischen Algen. AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, Ma = Makronucleus, MB = kontraktiles Band zur Schließung des Peristoms, My = Myoneme (kontraktile Fasern), M1, M3 = Membranellen 1, 2, S = symbiontische Algen, St = Stiel, uM = undulierende Membran.



Ophrydium versatile in vivo (19-26, 28, 29, aus HOLLOWDAY 1975; 27, aus GEITLER 1937). **19:** Drei Sommerkolonien an *Potamogeton natans* festgeheftet. **20, 26:** Stark kontrahiertes und vollständig gestrecktes Exemplar, 80 μm, 350 μm. **21, 22:** Zwei Zooide bei der Nahrungsaufnahme, etwa 160 μm. **23:** Kleine Kolonie (etwa 1.5 mm) an der Unterseite des Oberflächenhäutchens. Die Pfeile weisen auf Schwärmer. **24:** Freischwimmender Schwärmer, 87 μm. **25:** Schwärmer, der sich gerade am Substrat festgeheftet hat, 150 μm. **27:** Fertige Zyste; rechts davon die ausgestoßenen Reste der verdauten Zoochlorellen. **28, 29:** Frühes und sehr spätes Teilungsstadium, ? μm, 175 μm.

Ophrydium eutrophicum FOISSNER, 1979

1979 *Ophrydium eutrophicum* FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 3/4: 95.
1984 *Ophrydium eutrophicum* FOISSNER, 1979 - FOISSNER, ADAM & FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 7: 44 (ausführliche Beschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation und Vergleich mit → *O. versatile*).

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 250-350 x 25-40 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank vasenförmig, Vorderende auffallend kopfartig abgesetzt (Abb. 1, 7, 9). Zooide stets dicht gefüllt mit 4-6 μm großen, symbiontischen Algen ("Zoochlorellen"; Abb. 1, 11).

3) Kontrahierte Zooide ellipsoid bis fast kugelig. Kontraktiles Fasersystem (Myoneme, Abb. 13; nur nach Protargolimprägnation gut erkennbar) stark entwickelt.

4) Makronucleus fadenförmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 1, 2).

5) Kontraktile Vakuole etwa in Körpermitte, mündet über einen langen Kanal an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift (Abb. 1, 11). Silberliniensystem vom Weitstreifen-Typ (→ Einleitung zur Gruppe).

7) Peristomkragen etwa 40-45 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden wulstartig über den Körperrand (Abb. 1, 7, 9). Peristom auffallend hoch, da die adorale Wimpernspirale am ebenen Peristomdiskus ungefähr 2 1/2 Umgänge beschreibt, bevor sie in den geräumigen, etwa 1/6-1/5körperlangen Mundtrichter zieht (genauer Aufbau und Verlauf der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 1-5, 7-9).

8) Stiel sehr fein, im Innern der Gallertkugel dichotom verzweigt, nicht kontraktil, aber flexibel (Abb. 1, 11).

9) Kolonien kugelig, bis 5 cm groß, bestehen aus sehr fester Gallerte und erscheinen durch die Zoochlorellen der Zooide lebhaft grün. Gehäuse (= Wohnröhren) nur in der Peripherie der Kolonie erkennbar, meist bienenwabenartig und von 1 oder 2 Zooiden besetzt (Abb. 1, 6, 12). Gestreckte Zooide ragen etwa bis zur Hälfte aus der Gallerte (Abb. 7). Kolonien festsitzend auf verschiedenen Substraten, manchmal planktisch.

Verwechslungsmöglichkeiten

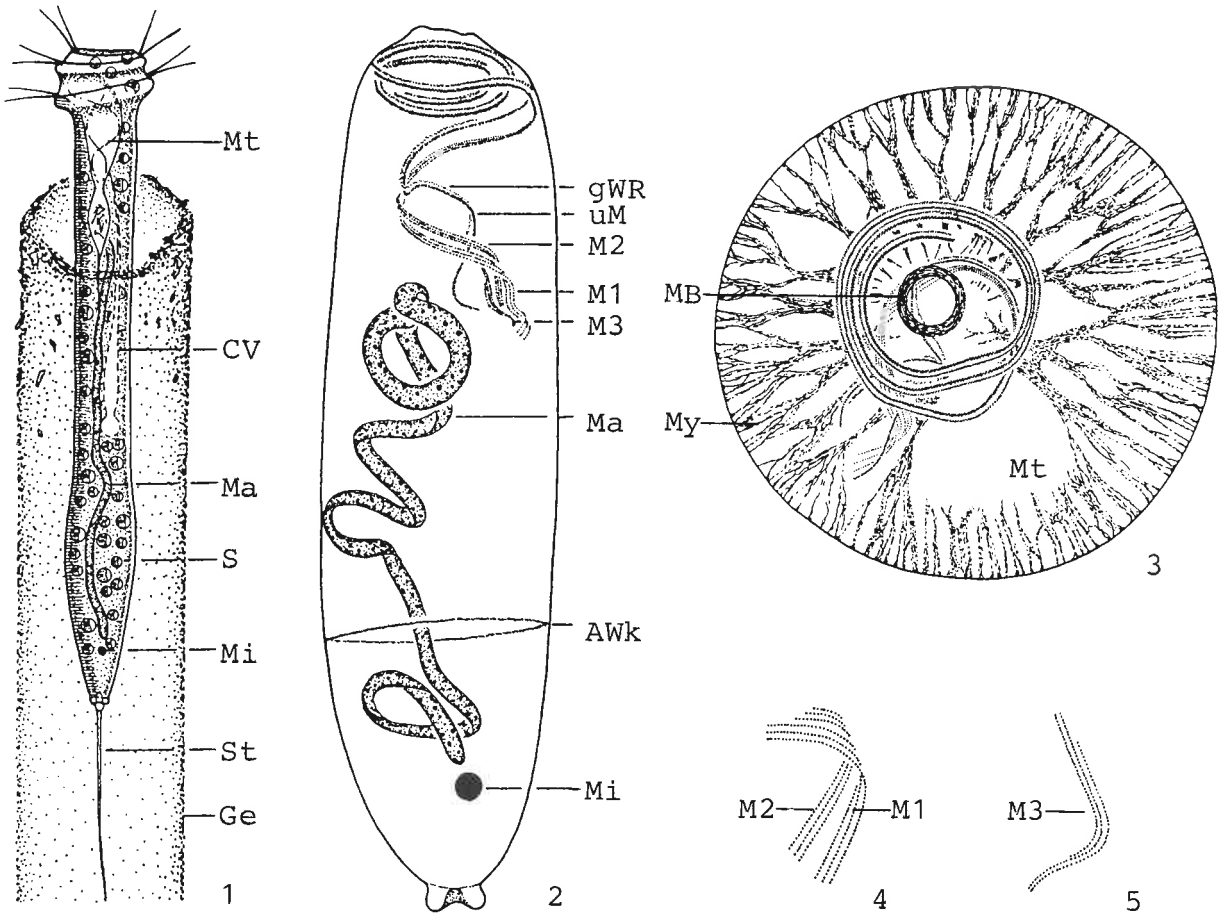
Makroskopisch nicht von → *O. versatile* zu unterscheiden und daher früher sicher manchmal damit verwechselt. Mikroskopisch wegen des kopfartig abgesetzten Peristoms, das durch einen zusätzlichen Umgang der adoralen Wimpernspirale entsteht, aber eindeutig von *O. versatile* zu trennen (vgl. Abb. 9, 10). Die Kolonien der übrigen *Ophrydium*-Arten werden nur wenige Millimeter groß und haben mit Ausnahme von *O. naumanni* PEJLER und *O. adae* EVARTS keine symbiontischen Algen (→ *O. versatile*). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 7, 9 wichtig.

Ökologie

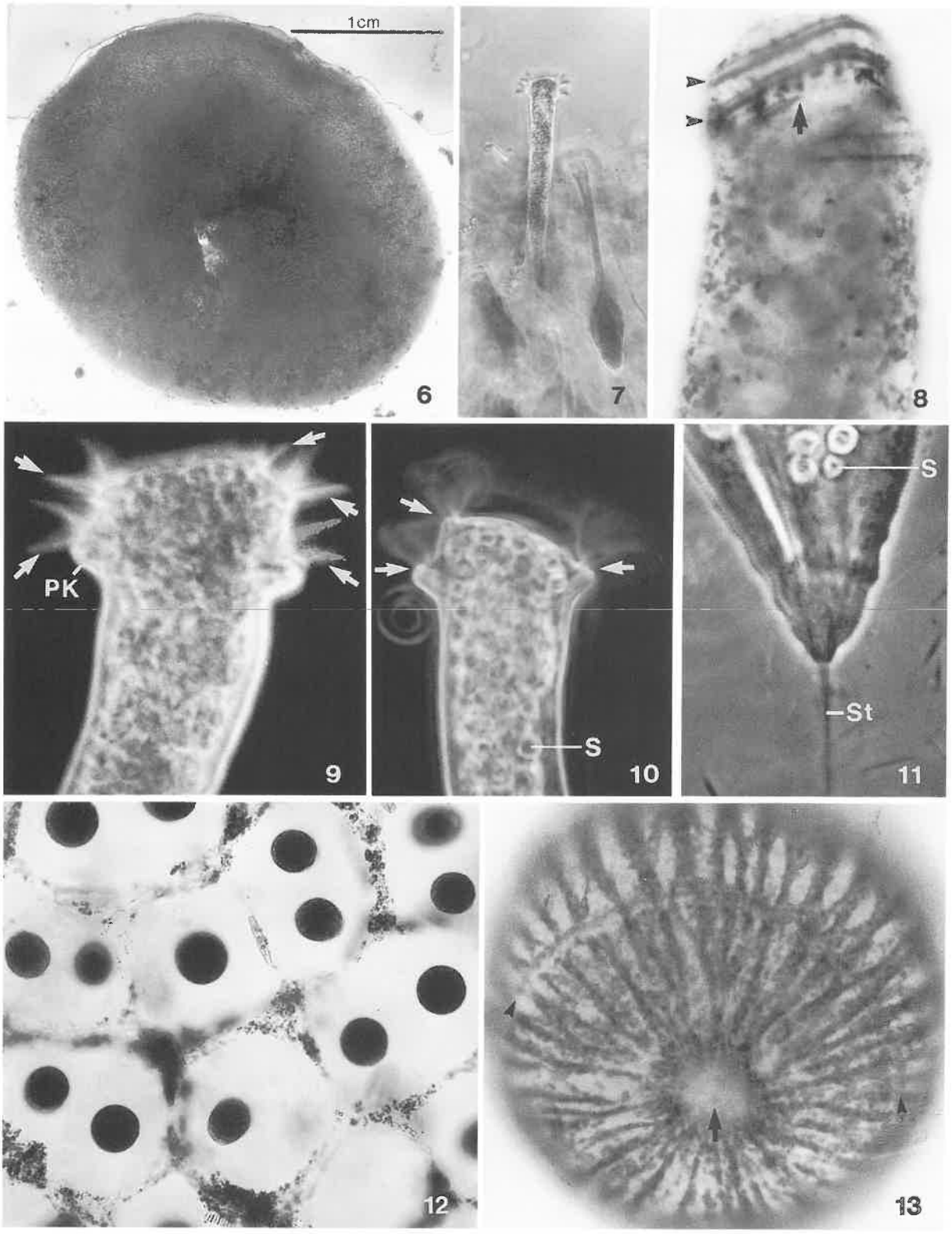
Vorkommen und Verbreitung: FOISSNER (1979b) entdeckte *O. eutrophicum* im eutrophen Litoral des Wallersees und Fuschlsees (Österreich). Die grünen, schwammigen Kugeln sind an Schilfstengeln, an Blättern von Characeen oder an verschlammten Steinen festgeheftet. Durch den Wellenschlag werden besonders größere Kolonien leicht abgelöst und treiben dann als "Plankton" im See. Viele der losgelösten Kolonien besitzen daher an der ehemaligen Anheftungsstelle ein kleines Loch (Abb. 6). Bisher nur in meso- und eutrophen österreichischen Seen (Wallersee, Fuschlsee, Mattsee) nachgewiesen; seltener als → *O. versatile*.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 215 mg; genauer ist es jedoch, die Kolonien zu wiegen.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Die Art wurde vor allem deswegen aufgenommen, um das häufigere und sehr auffallende → *O. versatile* genauer bestimmbar zu machen. Die Fundorte sind deutlich eutrophierte Litoralzonen mit einer beta- oder beta- bis alphamesosaproben Biozönose. Wir stufen *O. eutrophicum* daher als Betamesosaprobier ein: b-a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Ophrydium eutrophicum (1-5, aus FOISSNER et al. 1984. 1, in vivo; 2-5, Protargolimprägnation). **1:** Gestrecktes Zooid im Gehäuse, 280 μm. **2:** Bewimperung und Kernapparat, 125 μm. **3:** Bewimperung und kontraktiles Fasersystem eines Schwärmers von vorne, 50 μm. **4, 5:** Proximaler Teil der Mundbewimperung im Mundtrichter. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gallert-Gehäuse (= Wohnröhre), gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, MB = kontraktiles Band zur Schließung des Peristoms, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, My = kontraktile Fasern (Myoneme), M1-M3 = Membranellen 1-3, S = symbiontische Algen, St = Stiel, uM = undulierende Membran.



Ophrydium eutrophicum (6, 12, aus FOISSNER 1979b; 7, Original aus derselben Population; 8, 9-11, 13, aus FOISSNER et al. 1984. 6, Makroaufnahme; 7, 9-12, Lebendaufnahmen im Hellfeld und Phasenkontrast; 8, 13, Protargolimprägnation). **6:** Etwa 2.5 cm große Kolonie mit zentralem Loch, da sie einen Schilfstengel umwachsen hatte. **7:** Fast ganz gestreckte Zooide. **8:** Mundbewimperung mit dem Beginn (Pfeil) und den beiden Umgängen (Pfeilspitzen) der adoralen Wimpernspirale. **9:** Vorderende eines gestreckten Zooids mit den 2 1/2 Umgängen der adoralen Wimpernspirale am Peristomdiskus (Pfeile; vgl. die nur 1 1/2 Umgänge bei *O. versatile*, Abb. 10). **11:** Hinterende. Beachte die sehr feine Streifung der Pellicula. **12:** Kolonie mit hexagonalen Gehäusen. **13:** System der kontraktilen Fasern. Der Pfeil weist auf den "Stielansatz" (Scopula), die Pfeilspitzen markieren den aboralen Wimpernkranz. PK = Peristomkragen, S = symbiontische Algen, St = Stiel.

Ophrydium crassicaule PENARD, 1922

1922 *Ophrydium crassicaule* PENARD, Études Infusoires, p. 284.
1935 *Ophrydium crassicaule* PENARD, 1922 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 756 (Revision).
1970 *Ophrydium crassicaule* PENARD 1922 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 310 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Stauweiher in Deutschland; → Taxonomie).
1985 *Ophrydium crassicaule* PENARD, 1922 - GUHL, Arch. Protistenk., 129: 140 (Revision).

Taxonomie

Schwierig bestimmbare Art (→ Verwechslungsmöglichkeiten). Die Determination von NUSCH (1970) ist etwas unsicher, da er die Mündung des Kanals der kontraktilen Vakuole an die ventrale statt an die dorsale Wand des Mundtrichters zeichnet (Fehlbeobachtung? Abb. 2); die übrigen Merkmale passen jedoch gut. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand 180-200 x 35-40 μm (PENARD 1922), nach NUSCH (1970) 115-250 x 18-36 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand schlank vasenförmig (Abb. 1-3, 8).

3) Zooide kontraktil.

4) Makronucleus fadenförmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 1, 4).

5) Kontraktile Vakuole etwa in Körpermitte, mündet über einen langen, hinten spindelförmig erweiterten Zuführungskanal an der dorsalen Wand des Mundtrichters (→ Taxonomie; Abb. 1, 2, 5, 6).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift (Abb. 1, 2).

7) Peristomkragen etwa 30-45 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zooiden leicht wulstartig über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am schwach konvexen, leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/4 Umgänge, bevor sie in den etwa 1/5- bis 1/7körperlangen Mundtrichter zieht (Abb. 1, 2, 8).

8) Stiel zart, etwa 25 μm lang (selten körperlang), dichotom verzweigt, nicht kontraktil, aber flexibel (Abb. 1-3).

9) Bildet nur kleine Kolonien mit bis zu 5 Zooiden, die in einem gemeinsamen, oben offenen, lokkeren Gallertgehäuse sitzen (Abb. 3, 8). Häufig auch solitäre Exemplare ohne Gehäuse. Kolonien festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

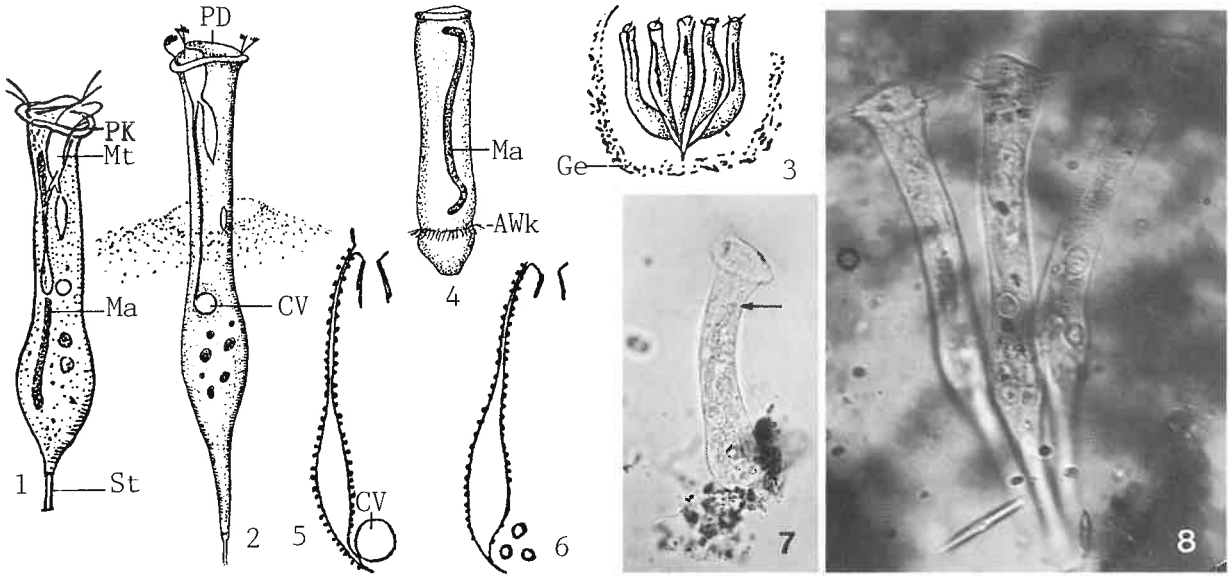
Nur bestimmbar, wenn die Probe gut ausgebildete Kolonien (→ Merkmal 9) enthält, z. B. auf eingehängten Objektträgern. Einzelexemplare farbloser (= symbiontenfreier) Ophrydien sind nicht bestimmbar, da sie sich kaum vollständig ausstrecken und auch nicht von den solitär lebenden *Gerda* spp. getrennt werden können (Abb. 7).

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene Aufwuchsform, die bisher fast nur in stehenden Gewässern gefunden wurde. PENARD (1922) macht keine genauen Fundortangaben. Die Kolonien sitzen auf eingehängten Objektträgern, Fadenalgen und Makrophyten. NUSCH (1970) fand *O. crassicaule* in einem alphamesosaproben Stauweiher mit maximalen Abundanzen (bis 50 Ind./ml) im zeitigen Frühjahr und im Herbst. Nach Verfrachtung in ein betameso- bis oligosaprobes Vorbecken, hielt sich *O. crassicaule* bei Bakterienzahlen unter 2 x 10^6/ml noch über zweieinhalb Monate; in der oligosaproben Talsperre starb die Population ab. HAMMANN (1952) beobachtete *O. crassicaule* von Ende November bis Februar im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn bei mittlerem Sauerstoffgehalt und NENNINGER (1948) im Jänner in einem Weiher unter Eis. MAZHEIKAITE (1969) zählte im Pelagial des Onega-Sees (UdSSR) nur 13 Ind./l. ALBRECHT (1983, 1984, 1986) fand es selten (Präsenz = 1 %, max. 16 Ind./cm^2) im mesosaproben Weser-Flußsystem bei maximal 650 mg/l Cl^- und klassifiziert es daher als oligo- bis mesostenohalin. Bisher in Europa und Asien (SHEN YUNFEN 1980) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, kleine Grünalgen und Detritus (NUSCH 1970). Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 180 mg. NUSCH (1970) gibt folgende autökologische Daten (n = ?): 5-17 °C, pH 7.1-7.8, 7-13 mg/l O_2, 2-12 mg/l CO_2 (frei), 0-1.54 mg/l NH_4^+-N, 1-9 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). MIHAILOWITSCH (1989) fand *O. crassicaule* in solebelasteten Fließgewässern in Deutschland bei folgender Wasserbeschaffenheit (n = 5): 7.4-20 °C, pH 7.6-7.9, 8.0-11.2 mg/l O_2, 14-30 mg/l CO_2 (frei), 0.12-0.41 mg/l NH_4^+-N, 0.05-0.09 mg/l NO_2^--N, 2.7-10.4 mg/l NO_3^--N, 35-92 mg/l Cl^-, 600-830 μS/cm spez. Leitfähigkeit.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Diese Verteilung der Valenzen paßt gut auf die insgesamt recht spärlichen Daten. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Ophrydium crassicaule in vivo (1, 3, 5, 6, aus PENARD 1922; 2, 4, 8, aus NUSCH 1970 und unveröffentlichtes Foto derselben Population). **1, 2:** Gestreckte Zooide, 200 μm, 230 μm. **3:** Kolonie mit 5 Zooiden im gemeinsamen Gehäuse. **4:** Schwärmer, 120 μm. **5:** Kontraktile Vakuole mit Kanal, der in den Mundtrichter mündet (Pfeil). Entlang des Kanals zahlreiche stark lichtbrechende Granula. **6:** Bildung der kontraktilen Vakuole aus kleinen Bläschen. **8:** Kolonie mit 3 gestreckten Zellen. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen, St = Stiel.
Farblose Ophrydie in vivo (7, Original eines Exemplars aus einem Fließgewässer in Bayern). **7:** Die Bestimmung einzelner farbloser (= symbiontenfreier) Ophrydien ist nicht möglich (→ Verwechslungsmöglichkeiten). Der Pfeil weist auf das Vorderende des fadenförmigen Makronucleus.

Ophrydium sessile KENT, 1882

1882 *Ophrydium sessile* KENT, Manual infusoria II, p. 738.
1935 *Ophrydium sessile* KENT, 1881 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 755 (Revision).
1963 *Ophrydium sessile* KENT - SLADECKOVA & SLADECEK, Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze, 7: 525 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Speichersee in der Tschechoslowakei).
1985 *Ophrydium sessile* KENT, 1881/82 - GUHL, Arch. Protistenk., 129: 138 (Revision).

Taxonomie

Schwierig bestimmbare Art (→ Verwechslungsmöglichkeiten). *Ophrydium sessile* sensu MILNE (1886) ist gestielt und vermutlich mit *O. hyalinum* identisch (→ Abb. 4, 8). Die Populationen von WAILES (1928) und LUNDIN & WEST (1963) sind ziemlich oberflächlich beschrieben und daher unbestimmbar. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zooide im gestreckten Zustand etwa 280-320 x 55-80 μm.

2) Zooide im gestreckten Zustand vasenförmig (Abb. 3, 5-7).

3) Kontrahierte Zooide eiförmig, ziehen sich vollständig in die Gallerte zurück (Abb. 2, 3, 5, 6).

4) Makronucleus fadenförmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 7).

5) Kontraktile Vakuole etwas oberhalb der Körpermitte, mündet über einen relativ kurzen Kanal an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 5-7).

6) Pellicula sehr fein quer gestreift.

7) Der Peristomkragen ragt bei gestreckten Zooiden deutlich wulstartig über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht konvexen, deutlich schräg herausgehobenen Peristomdiskus etwa 1 1/3 Umgänge, bevor sie in den etwa 1/6körperlangen Mundtrichter zieht (Abb. 5-7).

8) Angeblich stiellos, d. h. sitzt mit dem Hinterende direkt am Substrat auf (Abb. 2, 3, 5-7).

9) Kolonien bis 3 mm groß, bestehen nach GUHL (1985b) aus bis zu 25 Zooiden (überprüfen! Eine 3 mm große Kolonie hat sicher mehr Individuen) und einer gemeinsam gebildeten, halbkugeligen Gallerthülle, in die sich die Zooide bei Störung zurückziehen (Abb. 1-3, 5, 6). Gallerte ohne einzelne Wohnröhren (überprüfen! Wahrscheinlich nur schwierig erkennbar), durch Einlagerung von Detritus häufig bräunlich erscheinend. Kolonien festsitzend auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Nur bestimmbar, wenn die Probe gut ausgebildete Kolonien (→ Merkmal 9) enthält, z. B. auf eingehängten Objektträgern. Einzelexemplare farbloser (= symbiontenfreier) Ophrydien sind nicht bestimmbar, da sie sich kaum vollständig ausstrecken und auch nicht von den solitär lebenden *Gerda* spp. getrennt werden können (→ Abb. 7 bei *O. crassicaule*). Vielleicht identisch mit *O. hyalinum* (maßgebliche Wiederbeschreibung bei FOISSNER 1989; Zooide gestielt, Gallerte mit einzelnen Wohnröhren; → Abb. 4, 8) und → *O. crassicaule* (Zooide kurz gestielt, Kolonien mit etwa 5 Zooiden und einer gemeinsamen, becherförmigen Gallerte). Die viel häufigeren Arten → *O. versatile* und →

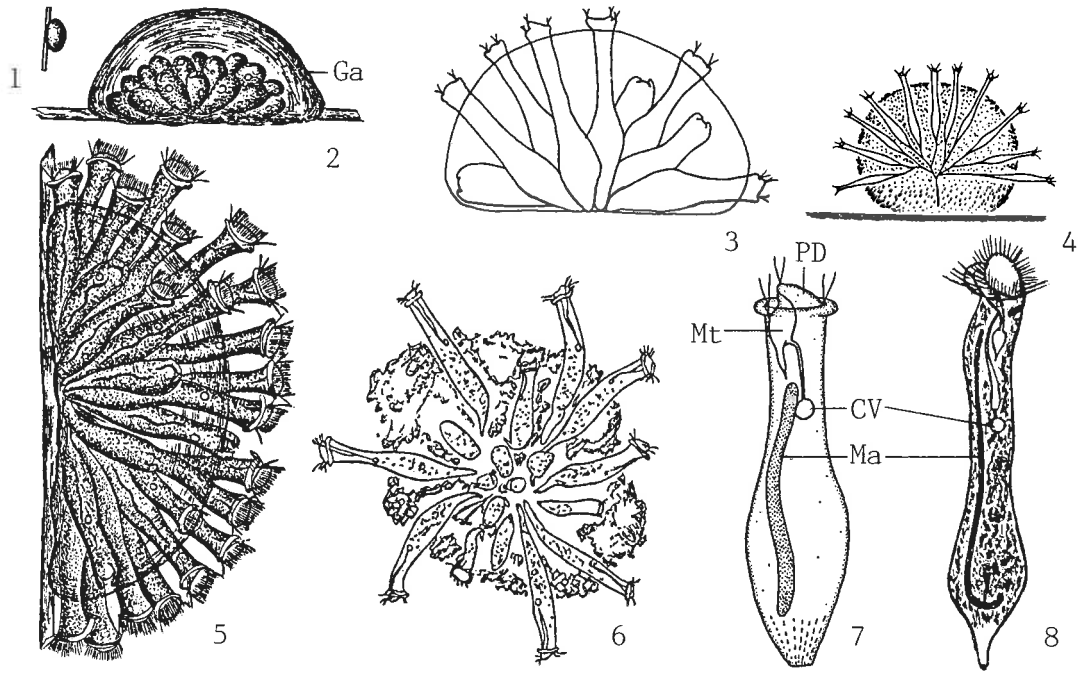
O. eutrophicum haben symbiontische Algen und bilden 5-15 cm große Kolonien. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene Aufwuchsform, besonders in stehenden Gewässern (Tümpel, Seen, Speicherseen). Die halbkugeligen Kolonien sitzen auf submersen Makrophyten (z. B. *Elodea*, *Myriophyllum*) und eingehängten Objektträgern. SLADECKOVA & SLADECEK (1963) und SLADECKOVA (1964) fanden bis zu 70 Ind./cm^2 im Aufwuchs eines durch Abwässer der Zuckerindustrie verunreinigten eutrophen Speichersees in der Tschechoslowakei. RIEDEL-LORJE (1981) beobachtete *O. sessile* in der Elbe, allerdings nur mit geringer Abundanz und bezeichnet es als typische Frühjahrsform bei Temperaturen zwischen 15 °C und 20 °C. Nach BICK & KUNZE (1971) jedoch gehäuftes Vorkommen im Sommer und Herbst. Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen, nicht durch Abbildungen belegte Funde aus Nord- und Südamerika (THOMASSON 1963).

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Zooiden nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 350 mg. CAIRNS & YONGUE (1966) fanden *O. sessile* im Douglas Lake, USA, bei 24 °C und pH 7.0.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a-b; o = 2, b = 3, a = 5, I = 2, SI = 2.3. Diese Bewertung basiert auf den Untersuchungen von SLADECKOVA & SLADECEK (1963), die *O. sessile* bei alphamesosaproben Verhältnissen beobachteten, und den Angaben von JIROVEC et al. (1953), die es in reinem Wasser fanden. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Ophrydium sessile in vivo (1, 2, 5, aus KENT 1882; 3, 7, aus GUHL 1985b; 6, nach SLADECKOVA & SLADECEK 1963). **1:** Große Kolonie etwa in natürlicher Größe. **2:** Kolonie mit kontrahierten Zooiden. **3, 5:** Kolonien mit gestreckten und kontrahierten Zooiden, Größe der Gallerte in Abb. 5 etwa 600 µm. **6:** Gequetschte Kolonie. **7:** Gestrecktes Zooid, ? µm. CV = kontraktile Vakuole, Ga = Gallerte, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

Ophrydium hyalinum in vivo (4, aus FOISSNER 1989; 8, aus MILNE 1886). **4:** Kolonie mit gestreckten Zooiden an der Glaswand des Aufbewahrungsgefäßes. **8:** Vermutlich nicht ganz gestrecktes Zooid, 280 µm. Stiel nicht gezeichnet. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

Rhabdostyla inclinans (MUELLER, 1773) ROUX, 1901

1773 *Vorticella inclinans* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 116 (ohne Abbildung).
1786 *Vorticella inclinans* MÜLLER, 1773 - MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 309 (Abbildung).
1887 *Rhabdostyla chaeticola* STOKES, Am. mon. microsc. J., 8: 144 (Synonym).
1901 *Rhabdostyla inclinans* D'UDEK. - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 126 (kombinierender Autor; durch Abbildung belegter Nachweis aus der Schweiz).
1922 *Rhabdostyla inclinans* (D'UDEKEM) ROUX 1901 - PENARD, Études Infusoires, p. 265 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus der Schweiz).
1922 *Rhabdostyla lumbriculi* PENARD, Études Infusoires, p. 266 (Synonym).
1935 *Rhabdostyla (Gerda) inclinans* (O. F. MÜLLER, 1786) D'UDEKEM, 1864 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 675 (Revision).
1972 *Opercularia inclinans* (O. F. MÜLLER 1786) - GUHL, Zool. Anz., 189: 351 (durch Abbildungen belegter Nachweis aus Deutschland).

Taxonomie

KAHL (1935) vermutet Synonymie mit der ebenfalls auf Oligochaeten lebenden *Rhabdostyla discostyla* SVEC, die aber nach der Originalbeschreibung keinen Stiel hat und daher zur Zeit in der Gattung → *Scyphidia* steht. Da jedoch nach PENARD (1922) und WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933) auch *R. inclinans* manchmal keinen oder nur einen sehr kurzen Stiel hat, ist KAHL's Vermutung nicht ganz unbegründet. GUHL (1972) synonymisiert damit auch die auf *Lumbriculus* lebende *R. lumbriculi* PENARD, deren Peristomdiskus deutlich genabelt ist (Abb. 1-3, 10, 14). Ob diese Formen tatsächlich synonym sind, bedarf noch gründlicher Untersuchungen; KAHL (1935) stellt die PENARD'sche Art sogar zu *Scyphidia*. D'UDEKEM (1864) und ROUX (1901) zeichnen die kontraktile Vakuole dorsal (Fehlbeobachtung?). *Scyphidia inclinans* sensu SMITH (1914) hat einen halbkreisförmigen Makronucleus und ist daher wahrscheinlich nicht mit *R. inclinans* identisch. Nach GUHL (1972) gibt es noch ein weiteres Synonym, *Scyphidia constricta* STOKES, das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt. Die Umstellung in die koloniale Gattung *Opercularia* ist nicht ausreichend begründet. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 45-77 x 35-42 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand zylindrisch, trichter- (Abb. 4, 7-12) oder birnenförmig (Abb. 1-3, 14).

3) Zellen kontraktil.

4) Makronucleus fast körperlang (Abb. 9-12).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 2, 7-12, 14).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 1, 8).

7) Peristomkragen nach STOKES (1887b), PENARD (1922) und KAHL (1935) etwa körperbreit und wenig abgesetzt (Abb. 7-12), nach GUHL (1972) und eigenen Beobachtungen deutlich schmäler und wulstartig (Abb. 1-3, 14). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am meist konvexen und manchmal genabelten ("*lumbriculi*"-Form) Peristomdiskus 1 1/4 bis 1 1/2 Umgänge, bevor sie in den etwa 1/3körperlangen Mundtrichter zieht.

8) Stiel sehr kurz (Abb. 1-5, 7-9, 12, 14), selten anscheinend fehlend (Abb. 11), was die Gattungszuordnung erschwert (→ Taxonomie).

9) Bildet keine Kolonien. Epizoisch auf Oligochaeten (Abb. 3-5, 7, 12).

Verwechslungsmöglichkeiten

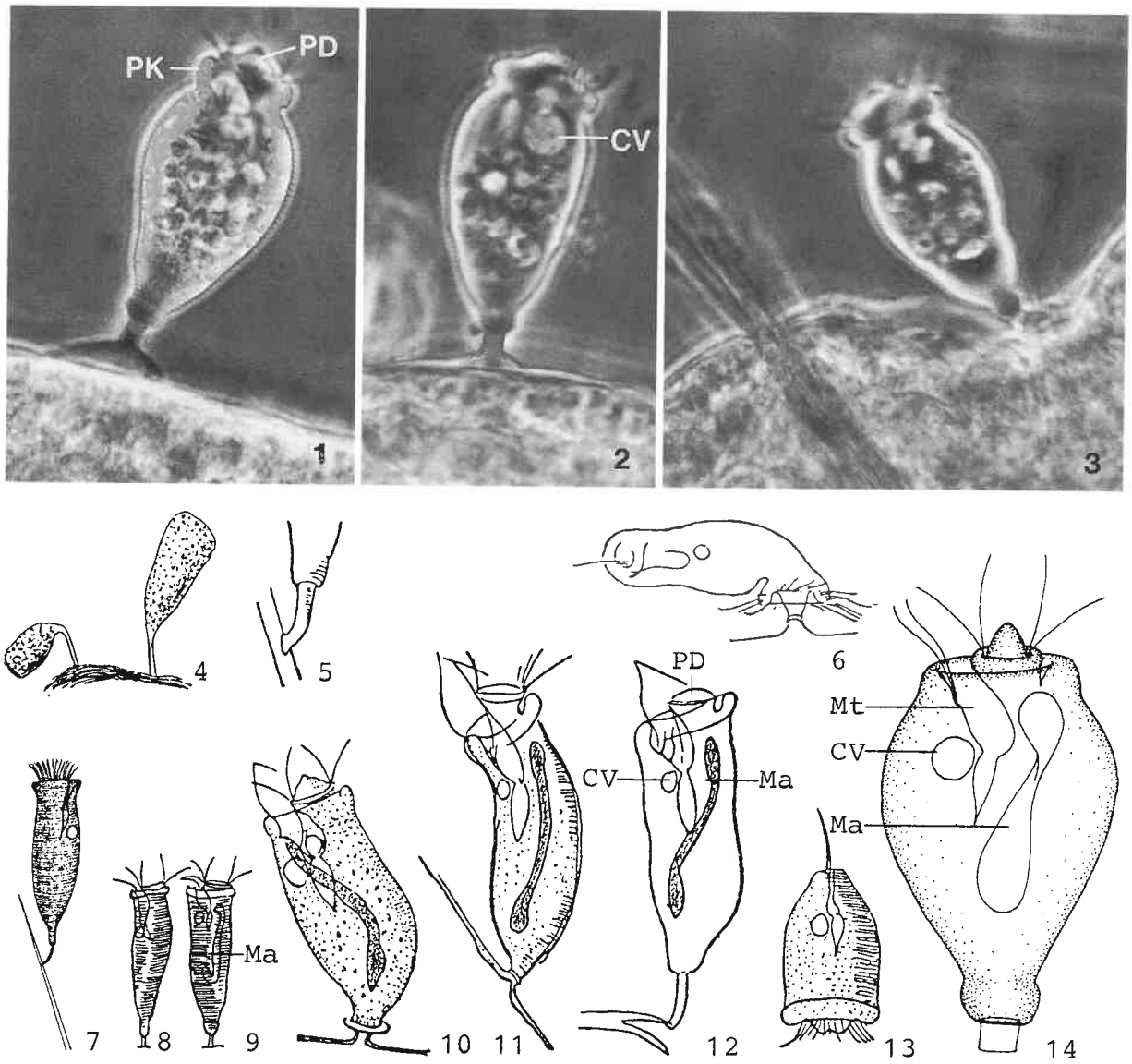
Ähnelt hinsichtlich des Makronucleus *R. crassicaulis* WANG CHIACHI & NIE DASHU (epizoisch auf Cyclopiden, Gestalt ellipsoid, Stiel sehr dick). *Rhabdostyla pristinis* RIGHI (Zellen im gestreckten Zustand spindelförmig, Stiel mit 2-5 kleinen Fortsätzen, Brasilien) lebt epizoisch auf dem terrestrischen Oligochaeten *Pristina minuta*. *Rhabdostyla libera* LOM (nicht epizoisch), *R. pyriformis* MÜLLER (epizoisch auf Rädertieren und Kleinkrebsen) und *R. dubia* FOISSNER (epizoisch auf Ostracoden) haben einen halbkreisförmigen Makronucleus. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufig in stehenden und langsam fließenden Gewässern, und zwar nur auf den Borsten und der Epidermis von Oligochaeten (*Lumbriculus*, *Stylaria*, *Tubifex*, *Pristina*), besonders auf *Nais* spp. Nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: Schöhsee und stark eutropher Großer Plöner See, Deutschland (MEUCHE 1939, STILLER 1940); mit mäßiger Abundanz an einer von 178 Probenstellen mit starkem *Sphaerotilus*-Bewuchs (CURTIS & CURDS 1971); Plattensee und durch Abwasser verunreinigter Uferbelag eines Teiches in Ungarn (STILLER 1931, 1942a); Salzgewässer in Asien (GURWITSCH 1934). Von CURDS & COCKBURN (1970a) aus Tropfkörpern in England gemeldet. Bisher in Europa, Asien (WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935) und Nordamerika (STOKES 1887b) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien (CURTIS & CURDS 1971). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 35 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Die Oligochaeten-Genera, auf denen *R. inclinans* nachgewiesen wurde, sind recht unterschiedlich eingestuft (WEGL 1983). Aus den vorliegenden Daten läßt sich für *R. inclinans* jedoch eine Bevorzugung mäßig stark bis stark belasteter Gewässer ablesen. Unsere Population stammt von einem alphamesosaproben Gewässer in Oberösterreich (Abb. 1-3). Die Beschränkung der Valenzen auf den alphamesosaproben Bereich bedarf aber noch der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Rhabdostyla inclinans in vivo (1-3, Originale; 4, aus MÜLLER 1786; 5, 6, 10-13, aus PENARD 1922; 7, aus STOKES 1887b; 8, 9, aus KAHL 1935; 14, aus GUHL 1972). **1-3:** Gestreckte Individuen, die mit kurzem Stiel auf der Epidermis eines Oligochaeten sitzen, Phasenkontrast. In Abb. 1 erkennt man deutlich die Streifung der Pellicula. **4:** Zwei Individuen auf der Epidermis von *Nais*, ? μm. **5:** Hinterende und Stiel eines Individuums, das auf einer Oligochaeten-Borste sitzt. **6, 13:** Schwärmer, jener in Abb. 6 hat sich gerade festgesetzt. **7-12, 14:** Gestreckte Individuen, 45 μm, 40 μm, 50 μm, ? μm, ? μm, ? μm, 62-70 μm. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen.

Scyphidia rugosa DUJARDIN, 1841

1841 *Scyphidia rugosa* DUJARDIN, Zoophytes, p. 538.
1935 *Scyphidia rugosa* DUJ., 1841 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 670 (Revision).
1983 *Scyphidia rugosa* DUJARDIN, 1841 - SHEN YUNFEN, Protozoa of the Tibetan Plateau, p. 188 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Tibet).

Taxonomie

Für *Scyphidia rugosa* sensu FROMENTEL (1876) wurde von KENT (1881) die Art *S. fromentellii* errichtet. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Die Liste von SLADECEK et al. (1981) enthält noch eine zweite Art dieser Gattung, nämlich *S. hyalina* BIEGEL (Abb. 6; o-a; o = 3, b = 4, a = 3, I = 2, SI = 2.0). Da für sie nur sehr wenige Nachweise und ökologische Daten vorliegen, streichen wir sie vorerst aus der Liste der Indikatororganismen.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand etwa 90 x 45 μm (DUJARDIN erwähnt im Text eine Länge von 46 μm, nach dem Abbildungsmaßstab ergibt sich jedoch eine Größe von 90-100 μm; KAHL 1935).

2) Zellen im gestreckten Zustand vasenförmig, Hinterende kurz stielartig verschmälert (Abb. 1, 2).

3) Kontrahierte Zellen annähernd spindelförmig (Abb. 2).

4) Makronucleus ellipsoid, etwa in Körpermitte (Abb. 1).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1).

6) Pellicula auffallend grob geringelt (Abb. 1, 2).

7) Peristomkragen schmäler als die breiteste Körperstelle, ragt kaum über den Körperrand. Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 1).

8) Stiellos; die Zellen sitzen mit dem verschmälerten Hinterende und einer Haftscheibe direkt am Substrat (Abb. 1, 2).

9) Bildet keine Kolonien. Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

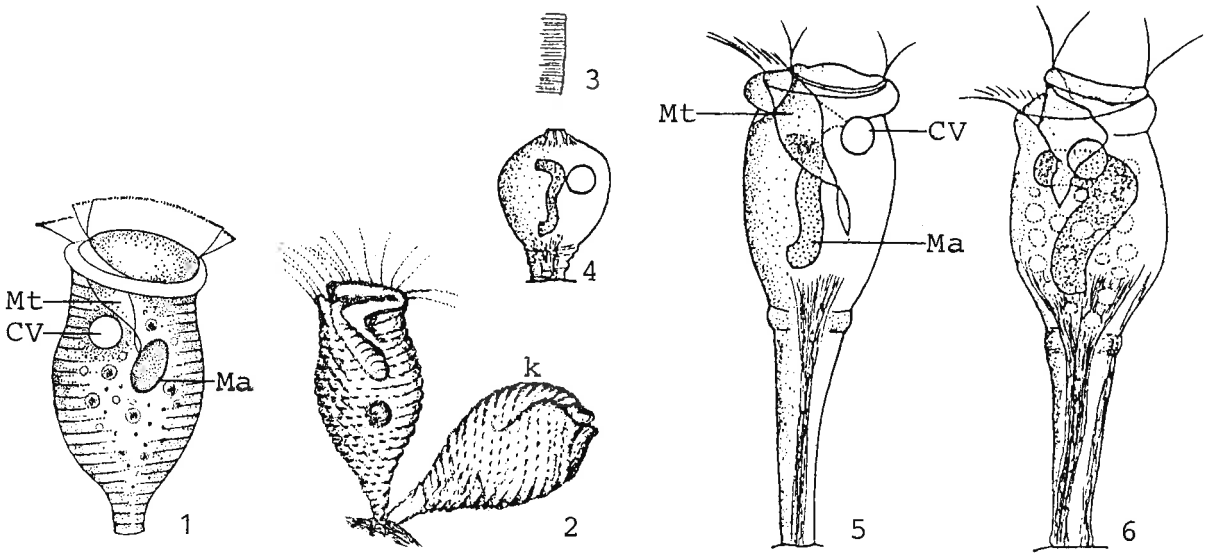
Die meisten *Scyphidia*-Arten haben eine zylindrische Gestalt und leben epizoisch; viele sind Fischparasiten. Die Pellicula der ebenfalls freilebenden, keulenförmigen *Scyphidia hyalina* BIEGEL (wahrscheinlich synonym mit *S. pseudohyalina* BIEGEL; Peristomdiskus konvex, Makronucleus nur halb so breit, Mundtrichter weniger geräumig), ist im Gegensatz zu jener von *S. rugosa* sehr fein geringelt (Abb. 3-6). → *Rhabdostyla inclinans* (epizoisch auf Oligochaeten, Makronucleus lang gestreckt) fehlt manchmal der kurze Stiel, so daß die Trennung von *S. rugosa* Schwierigkeiten bereiten kann (beachte Kernform und Streifung der Pellicula). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene Art, die wir nicht aus eigener Anschauung kennen. Sie sitzt auf verschiedenen Substraten wie eingehängten Objektträgern und auf *Sphagnum* (MÜCKE 1979). DUJARDIN (1841) entdeckte *S. rugosa* im Detritus eines Teiches. Außer der Originalbeschreibung und dem Fund in Tibet (SHEN YUNFEN 1983) ist keiner der folgenden Nachweise durch eine Abbildung belegt: bis zu 3500 Ind./cm^2 in einem durch Peptonzugabe organisch belasteten Aquarium und in Modellfließgewässern, die mit Material aus dem Poppelsdorfer Weiher und Fließgewässern aus dem Raum Bonn beimpft worden waren (BICK & SCHMERENBECK 1971, GREISER 1974, SCHMERENBECK 1975); Weiher und Moorkolke im Naturschutzgebiet Heiliges Meer (MÜCKE 1979); Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain, Deutschland (BERNERTH 1982); kleiner, hoch eutropher Fischteich (pH 9.8) beim Plattensee, Ungarn (JACZO 1939b); Fließgewässer und Böden in Bulgarien (DETCHEVA 1972a, 1983b,c); verunreinigte Fließgewässer in Lettland (LIEPA 1983); Tibet (WANG JIAJI 1977); See in China (SHEN YUNFEN 1980). Bisher nur in Europa und Asien sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 90 mg. DETCHEVA (1983b,c) gibt für Populationen aus bulgarischen Fließgewässern folgende autökologische Daten (n = ?): b, a, 0.9-1.2 % Frequenz, 10-22 °C, pH 6.8-7.6, 5.4-10.1 mg/l O_2 (51-89 % Sättigung), 4.3-15.8 mg/l BSB_5, 0.02-3.3 mg/l NH_4^+-N, 0.006 mg/l NO_2^--N, 1-4.7 mg/l NO_3^--N, 0.05-0.4 mg/l Fe^{2+}, 50-80 mg/l Ca^{2+}, 0-37 mg/l Mg^{2+}, 92 mg/l HCO_3^-, 14-87 mg/l SO_4^{2-}, 8.5-43 mg/l Cl^-. Obere Temperaturgrenze 30 °C (BICK & BERTRAM 1973), untere pH-Toleranzgrenze 4.8 (BICK & DREWS 1973).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; a = 8, p = 2, I = 4, SI = 3.2. Nach den vorliegenden Daten vielleicht etwas zu schlecht eingestuft. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Scyphidia rugosa in vivo (1, aus SHEN YUNFEN 1983; 2, aus DUJARDIN 1841). **1:** Gestreckte Zelle, 104 µm. **2:** Eine gestreckte (etwa 90 µm) und eine kontrahierte (k) Zelle. Beachte die derbe Streifung der Pellicula. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahierte Zelle, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

Scyphidia pseudohyalina in vivo (3-5, aus BIEGEL 1954). **3:** Feine Streifung der Pellicula. **4, 5:** Kontrahiertes und gestrecktes (85-90 µm) Individuum.

Scyphidia hyalina in vivo (6, aus BIEGEL 1954). **6:** Gestrecktes Individuum, 85 µm.

Cothurnia annulata STOKES, 1885

1885 *Cothurnia annulata* STOKES, Am. J. Sci., 29: 322.
1922 *Cothurniopsis annulata* STOKES 1885 - PENARD, Études Infusoires, p. 299 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; Gehäusebau; → Nomenklatur und Taxonomie).
1935 *Cothurnia annulata* STOKES, 1885 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 779 (Revision).
1951 *Cothurnia annulata* STOKES 1885 - SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 407 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1970 *Cothurnia annulata* STOKES 1885 - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 303 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einer Talsperre in Deutschland).
1991 *Cothurnia annulata* STOKES, 1885 - WARREN & PAYNTER, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 57: 26 (Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

Cothurnia anulata in STOKES (1885b, p. 328) ist eine inkorrekte primäre Schreibweise. *Cothurnia annulata* sensu STILLER (1971) hat eine schräge Gehäusemündung und dürfte daher mit *C. obliqua* BOCK identisch sein. NUSCH (1970) vermutet, daß *C. brevistyla* NENNINGER (Abb. 14) und *C. cylindrica* SOMMER (Abb. 15) ebenfalls mit *C. annulata* synonym sind. *Cothurnia annulata* bedarf einer ausführlichen Wiederbeschreibung.

PENARD (1922) stellt die Art offensichtlich irrtümlich in die Gattung *Cothurniopsis* STOKES, 1893, die so wie → *Thuricola* eine Klappe im Gehäuse hat, jedoch zusätzlich gestielt ist. *Cothurniopsis* ist somit das ältere Synonym von *Pseudothuricola* KAHL, 1935. Die sehr ähnlich geschriebene Gattung *Cothurnopsis* ENTZ, 1884 (von BLOCHMANN 1886, p. 84, BÜTSCHLI 1889, p. 1770 und KAHL 1935, p. 769 als *Cothurniopsis* geschrieben!) umfaßt dagegen Cothurnien mit nieren- oder hufeisenförmigem Makronucleus und geringeltem Stiel.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 65-85 x 11-16 μm. Stiel 3-13 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand tütenförmig bis fast zylindrisch, ragen nur wenig über den Gehäuserand. Etwa in der Mitte meist eine ringförmige Erhebung (= Annulus), wahrscheinlich die Bildungszone des aboralen Wimpernkranzes (Abb. 1, 3, 8, 10-12, 17, Pfeile). Zellen gestielt, der größte Teil des manchmal gebogenen Stiels ist außerhalb des Gehäuses, das meist von 1, selten von 2 Zellen bewohnt ist (Abb. 1, 3, 4, 8-12, 19).

3) Zellen können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen (Abb. 16, 19, 20).

4) Makronucleus etwa 1/3körperlang, gestreckt in der Mitte der Zelle (Abb. 3).

5) Kontraktile Vakuole etwas unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 10, 17; NUSCH zeichnet sie vermutlich irrtümlich dorsal, Abb. 11, 12).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 1, 2, 9, 10).

7) Peristomkragen etwa 15-22 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen wulstartig über den Körperrand. Peristomdiskus fast eben oder gering konvex, leicht bis deutlich schräg herausgehoben. Mundtrichter etwa 1/4körperlang (Abb. 1-3, 9, 10, 17).

8) Gehäuse 40-70 x 20-30 μm, nach SOMMER selten bis 50 μm breit; an der Öffnung 12-18 x 18-30 μm.

9) Gehäuse im Querschnitt elliptisch, von der Schmalseite gesehen in der unteren Hälfte leicht bis deutlich erweitert und beim Stielansatz manchmal etwas eingezogen, d. h. zierlich vasenförmig (Abb. 9, Pfeilspitzen); von der Breitseite gesehen nach oben kaum verschmälert, d. h. zylindrisch erscheinend. Gehäuseöffnung manchmal leicht gekerbt. Hinterende gerundet, sitzt mittels einer Manschette am oberen Teil des Stiels (Abb. 1, 2, 4, 10-13, 17-20). Ältere Gehäuse häufig gelb oder braun. Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich *C. imberbis* EHRENBERG und mehreren anderen Arten, die jedoch epizoisch leben (PRECHT 1935). *Cothurnia elegans* STILLER ragt nicht aus dem Gehäuse und hat einen spazierstockförmigen Makronucleus. *Cothurnia asymmetrica* SOMMER hat keinen "Annulus" und ein deutlich gebogenes, vorne abgeschrägtes Gehäuse. Bei *Cothurnia solida* VUXANOVICI ragt die gestreckte Zelle nicht aus dem Gehäuse. → *Pyxicola* und *Cothurniopsis* sind ebenfalls gestielt, verschließen ihr Gehäuse bei der Kontraktion aber mit einem Deckel, der auf der Zelle oder an der Innenwand des Gehäuses befestigt ist. Da der kurze Stiel von *C. annulata* manchmal im Detritus steckt, ist sie leicht mit → *Vaginicola* spp., die keinen Stiel haben, zu verwechseln. Für die Identifikation sind die Merkmale 2, 8, 9 und die überwiegend epiphytische Lebensweise wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig meist nicht sehr häufig in stehenden und fließenden Gewässern. Sitzt bevorzugt auf verschiedenen Pflanzen wie *Lemna*, *Myriophyllum*, *Hydrodictyon*, *Enteromorpha*, *Mougeoutia* (Abb. 16, 17), *Spirogyra*, *Bulbochaeta* und *Melosira*. Wächst nach NUSCH (1970), der sie im Mai/Juni und September/Oktober häufig in einem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken einer Talsperre fand, nicht unmittelbar am Objektträger sondern auf den Aufwuchsalgen auf. SOMMER (1951) beobachtete sie im Litoral des eutrophen Großen Plöner Sees, wir fanden sie in einem eutrophen Tümpel in Salzburg (Abb. 16, 17) und ganz selten in einem bayerischen Fließgewässer (Abb. 18-20). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: Moldau bei Prag (SRAMEK-HUSEK 1953); Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am beta- bis alphamesosaproben Untermain (BERNERTH 1982); zahlreich im Winter und Frühjahr in kleinen stehenden Gewässern auf Fadenalgen in Griechenland (STEPHANIDES 1948); vereinzelt in Brackwasserbiotopen in England (WEBB 1956). KNÜPLING (1979) erwähnt *C. annulata* als dominante Form im Aufwuchs des Elbe-Aestuars mit Bestandsdichten bis zu 25 Ind./cm^2. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

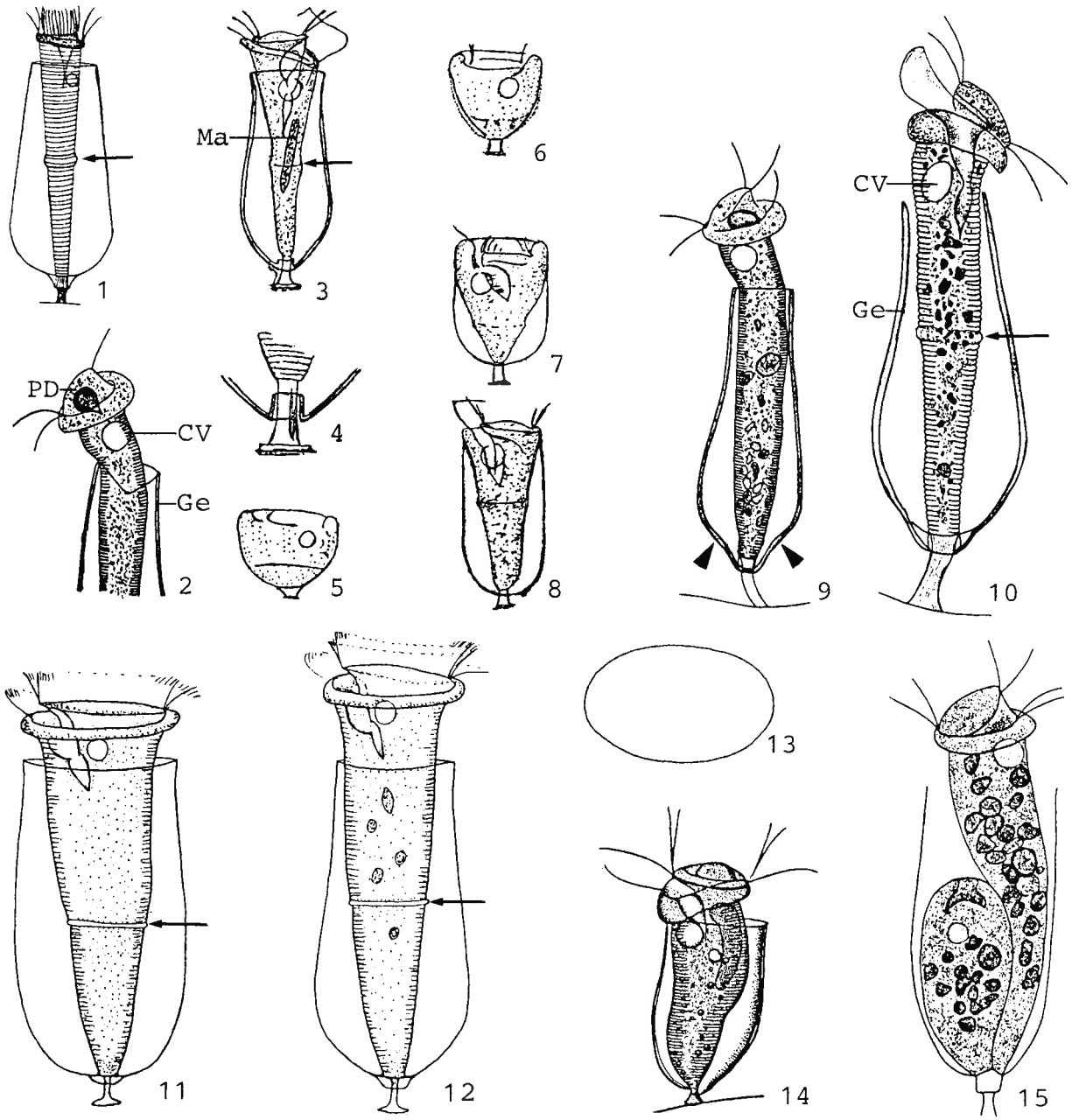
Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 14 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Cothurnia annulata***. PATRICK et al. (1967) fanden sie selten in einem Fluß in den USA. Die Angaben von NUSCH (1970) basieren auf Analysen aus einem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken einer Talsperre, jene von RECK (1987) stammen aus dem Plußsee, einem kleinen, eutrophen Gewässer in Ostholstein und jene von GUHL (1987) aus einem sauberen, nährstoffarmen Baggersee nahe Düsseldorf (Anzahl der Analysen überall fehlend). Wir fanden sie zweimal mit geringer Abundanz in der betamesosaproben Traun, Österreich.

Faktor	PATRICK et al.	NUSCH	RECK	GUHL	eigene
°C	23-28	7-21	4.4-18.9	18	3-4
pH	-	7.2-7.8	7.5-9.3	7.7	8.4
O_2 (mg/l)	6.0-8.0	9.0-13.0	4.4-17.4	8.6-9.1	13-14
O_2 (% Sättigung)	-	-	44-186	-	100-111
BSB_5 (mg/l)	0.8-<3.0	-	-	-	2.3-3.8
CSB (mg/l)	-	-	-	11.0	10-12
DOC (mg/l)	-	-	-	4.2	2.2
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	16.3	12
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.025-0.1	-	-	-	0.02
NH_4^+-N (mg/l)	<0.001-0.02	0-0.38	0.05-0.29	0.63	0.03-0.07
NO_3^--N (mg/l)	0.14-<0.4	-	-	0.11	1.1
NO_2^--N (mg/l)	0.001-<0.007	-	-	0.04	0.003
Cl^- (mg/l)	5-10	-	-	-	90
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	1-3[1]	-	-	≤0.03[2]

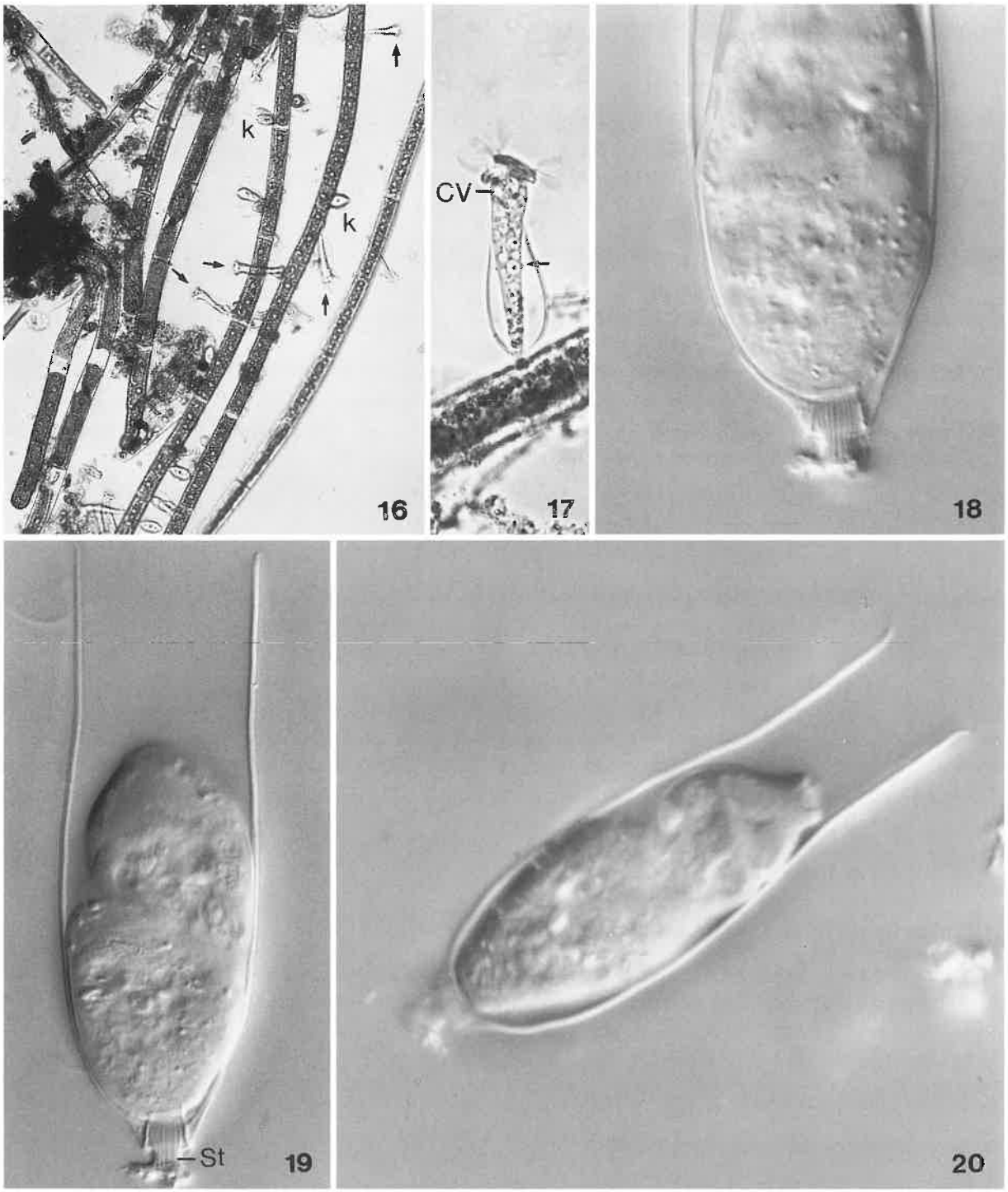
[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Die vorliegenden Daten und die meisten Nachweise passen gut auf diese Einstufung; einzelne Funde weisen aber darauf hin, daß auch eine etwas ungünstigere Wasserbeschaffenheit toleriert wird. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Cothurnia annulata in vivo (1, aus STOKES 1885b; 2, 9, 10, aus SOMMER 1951; 3-8, aus PENARD 1922; 11-13, aus NUSCH 1970). **1, 3, 9, 10:** Gehäuse (40-67 μm) mit gestreckten Zellen. Die Pfeile weisen auf die ringförmige Erhebung (Annulus) in der Körpermitte, die Pfeilspitzen in Abb. 9 auf die leichte Einziehung am Hinterende des Gehäuses. **2:** Vorderer Teil einer gestreckten Zelle. Die Mündung des Gehäuses ist leicht gekerbt. **4:** Befestigung des Gehäuses am Stiel. **5-8:** Gehäusebildung. **11, 12:** Gehäuse (46 μm) mit gestreckter Zelle von der Breit- und Schmalseite gesehen. Die Pfeile weisen auf den Annulus. **13:** Gehäuseöffnung von oben. CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

Cothurnia brevistyla in vivo (Abb. 14, aus NENNINGER 1948; Gehäuse = 45 μm) und *Cothurnia cylindrica* in vivo (Abb. 15, aus SOMMER 1951; Gehäuse = 60 μm), zwei mutmaßliche Synonyme von *Cothurnia annulata*.



Cothurnia annulata (16-20, Originale. 16, 17, Lebendaufnahmen einer Population aus einem eutrophen Tümpel in Salzburg, Hellfeld; 18-20, Lebendaufnahmen einer Population aus einem Fluß in Bayern, Interferenzkontrast). **16:** Mehrere gestreckte (Pfeile) und kontrahierte (k) Individuen auf *Mougeotia*. **17:** Gestrecktes Individuum. Der Pfeil weist auf den typischen Annulus. **18-20:** Kontrahiertes Individuum. In den Abb. 18, 19 erkennt man gut den durch das Gehäuse ragenden, deutlich längsgestreiften Stiel. CV = kontraktile Vakuole, k = kontrahierte Zelle, St = Stiel.

Lagenophrys vaginicola STEIN, 1852

1852 *Lagenophrys vaginicola* STEIN, Z. wiss. Zool., 3: 500.
1854 *Lagenophrys vaginicola* - STEIN, Infusionsthiere auf ihre Entwickelungsgeschichte untersucht, p. 88 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1887 *Lagenophrys obovata* STOKES, Am. mon. microsc. J., 8: 147 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus den USA).
1904 *Lagenophrys vaginicola* STEIN - ENTZ, Math. naturw. Ber. Ung., 19: 139 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Ungarn?).
1922 *Lagenophrys vaginicola* STEIN 1851 - PENARD, Études Infusoires, p. 312 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1933 *Lagenophrys vaginicola* STEIN 1851 - WANG CHIACHI & NIE DASHU, Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, 10: 87 (durch Abbildung belegter Nachweis aus China).
1935 *Lagenophrys vaginicola* STEIN - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 796 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

Manchmal irrtümlich *L. vagenicola* geschrieben (z. B. UBISCH 1913). Die Population von LOPEZ-OCHOTERENA & OCHOA-GASCA (1971) ist sehr oberflächlich dargestellt und daher unbestimmbar. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Die zweite *Lagenophrys*-Art des Saprobiensystems, *L. labiata* STOKES, 1887, die nur auf Gammariden aufsitzt, ist bisher noch nicht glaubwürdig aus Europa nachgewiesen, wo anscheinend vorwiegend *L. ampulla* und *L. discoidea* vorkommen (CLAMP 1990, eigene Befunde). Wir streichen sie daher aus der Liste der Indikatorarten.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand etwa 70 x 42 μm.

2) Zellen im nicht kontrahierten Zustand ± U-förmig, sitzen mit dem Peristomkragen am Rand der Gehäusemündung, so daß nur der lang gestielte Peristomdiskus daraus hervorragt (Abb. 1, 4, 7, 11, 13, 15, 16). Das Hinterende ist zur Gehäuseöffnung gebogen und dort mit einem kleinen Sokkel befestigt (Abb. 2, 6; Pfeile).

3) Zellen kontraktil (Abb. 1, 14).

4) Makronucleus hufeisenförmig (Abb. 1, 2, 11).

5) Kontraktile Vakuole am Grund des Mundtrichters, d. h. etwa im Zentrum der Zelle (Abb. 2, 6, 9).

6) Pellicula glatt.

7) Peristomdiskus lang gestielt (ähnlich wie bei → *Opercularia*). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am Diskus etwa 1 Umgang, bevor sie in einer steilen Windung in den Mundtrichter zieht (Abb. 1, 2, 6, 11, 16).

8) Gehäuse 45-80 μm x 35-40 μm.

9) Gehäuse in Draufsicht birnen-, in Seitenansicht tragflügelförmig, mit der ebenen Unterseite an der Furka des Krebses festgeheftet. Vorderende annähernd gerade abgestutzt und mit kompli-

ziertem Verschlußapparat (Abb. 1-3, 9-12). Junge Gehäuse farblos, alte braun. Solitär und epizoisch auf der Schwanzgabel von Copepoden (Abb. 1, 9, 15, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

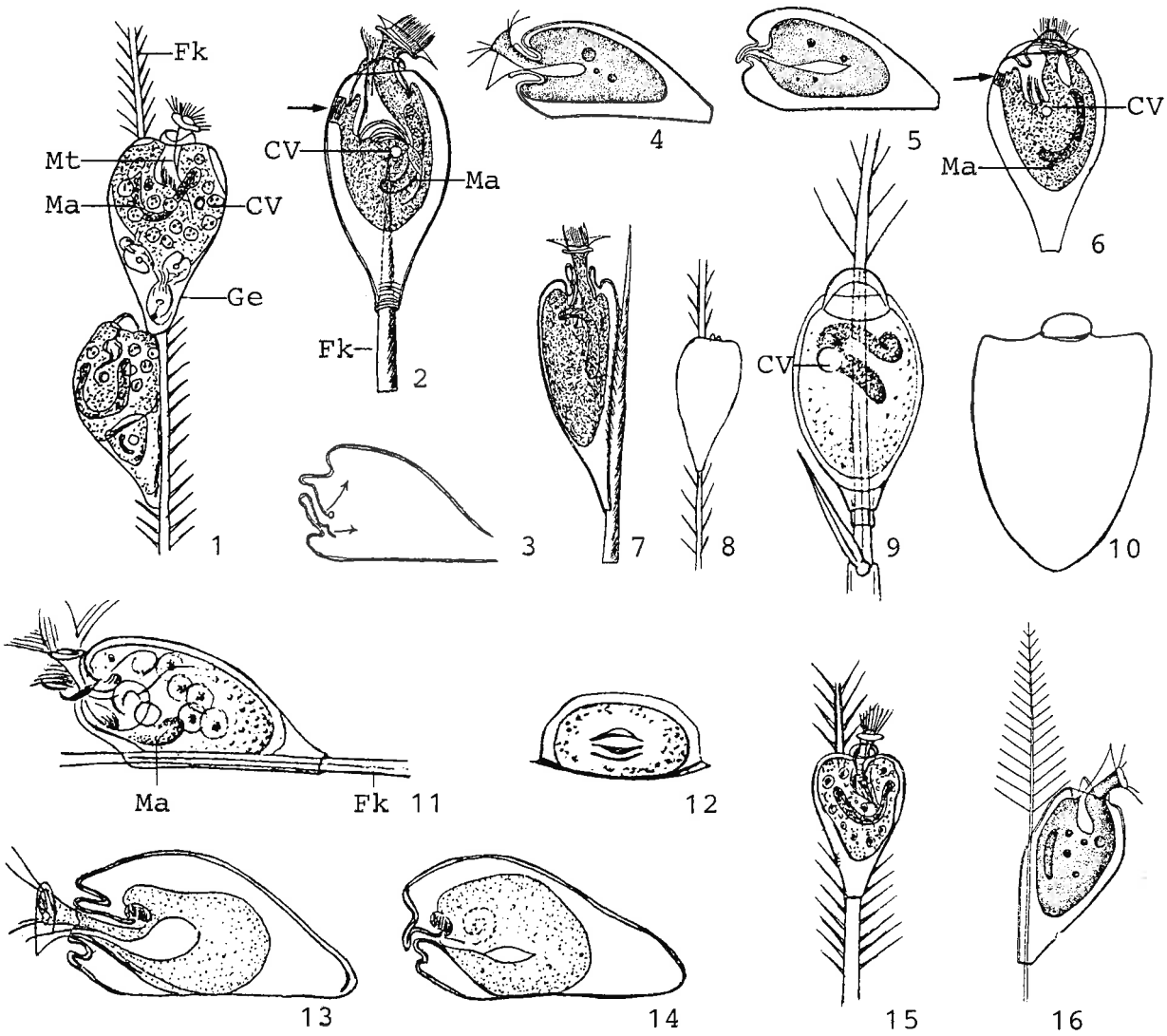
Wegen der charakteristischen Gehäuseform und der körperteil-spezifischen Lokalisation auf der Schwanzgabel von Copepoden kaum mit einer anderen *Lagenophrys*-Art zu verwechseln. Am ähnlichsten ist die bisher nur von Australien bekannte *L. seticola* KANE (zwei durch einen Faden verbundene Makronucleus-Teile, Gehäuse etwa 105 μm lang, Gehäuseoberseite gewellt, epizoisch auf terrestrischen Decapoden). Für die Identifikation sind die Merkmale 4, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Die Gehäuse sitzen fast nur auf der Schwanzgabel, selten auf den Extremitäten von *Cyclops* spp. und *Canthocamptus* spp., und zwar immer mit der Öffnung nach hinten (Abb. 1; HENDERSON 1905, KAHL 1935). Die von KEISER (1921, dort auch Zusammenstellung der älteren Literatur) und MATTHES (1950) betonte starke Bevorzugung von *Canthocamptus* wird durch die neuere Literatur nicht bestätigt. Findet sich so wie die Wirte ganzjährig in stehenden oder sehr langsam fließenden, kaum verunreinigten Gewässern (z. B. Wald- und Wiesentümpel, Seen). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: bis zu 30 Individuen je *Cyclops* in Gräben, Weihern und Tümpeln bei Bonn und im Niederrhein Gebiet (SCHMIDT 1913, 1916); im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain (BERNERTH 1982; Krebsart nicht angegeben); auf *Cyclops* in reinen Seen der Hohen Tatra (DADAY 1897); im Periphyton (Krebsart nicht angegeben) eines Sees in China (SHEN YUNFEN 1980; als "*Legenophrys vaginicola*"). Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 40 mg.

Saprobielle Einstufung: SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) stufen die Art unterschiedlich ein (o = 9, b = 1 bzw. o = 6, b = 4). Die am häufigsten besiedelten Krebse werden von SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) mit o = 8, b = 2 bzw. o = 2, b = 6, a = 2 (*Canthocamptus staphylinus*) und mit o = 8, b = 2 (*Metacyclops minutus*) bewertet. Aus den vorliegenden Daten, die nur wenige konkrete Angaben zur Gewässergüte enthalten, ergeben sich keine neuen Erkenntnisse. Wir behalten daher vorerst die von SLADECEK et al. (1981) vorgeschlagene und von FOISSNER (1988) übernommene Einstufung bei: o; o = 9, b = 1, I = 5, SI = 1.1. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Lagenophrys vaginicola in vivo (1, nach STEIN 1852; 2, 3, 6, 7, aus KAHL 1935; 4, 5, 16, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; 8, aus STOKES 1887b; 9, 11, 12, aus ENTZ 1904a; 10, aus ABONYI 1928; 13, 14, aus PENARD 1922; 15, aus ROUX 1901). **1:** Zwei Gehäuse (etwa 80 μm) auf einer Furka, untere Zelle kontrahiert. **2, 6, 8, 9, 15:** Gehäuse (50-80 μm) in Draufsicht. Die Pfeile in den Abb. 2 und 6 weisen auf den kleinen Sockel, mit dem die Zelle im Gehäuse befestigt ist. Das Individuum in Abb. 6 öffnet gerade das Gehäuse. **3:** Leeres Gehäuse in Seitenansicht, ? μm. Die beiden Pfeile deuten an, in welcher Richtung die Zelle einen Zug ausübt, wenn sie den Verschlußapparat öffnet. **4, 7, 11, 13, 16:** Seitenansichten, Länge der Gehäuse 50-80 μm. **5, 14:** Kontrahierte Zellen in geschlossenen Gehäusen. **10:** Etwas abweichende Gehäuseform in Draufsicht. **12:** Ansicht von vorne, d. h. auf die Gehäuseöffnung. CV = kontraktile Vakuole, Fk = Furka des Krebses, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter.

Platycola decumbens (EHRENBERG, 1830) KENT, 1882

1830 *Vaginicola decumbens* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (ohne Abbildung).
1838 *Vaginicola decumbens* EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 296 (Abbildung; Revision).
1876 *Vaginicola truncata* FROMENTEL, Études Microzoaires, p. 251 (Synonym).
1882 *Platycola decumbens*, EHR. sp. - KENT, Manual infusoria II, p. 731 (kombinierender Autor).
1935 *Platycola (Vaginicola) decumbens* EHRENBERG, 1830 und *Platycola (Vaginicola) truncata* FROMENTEL, 1874 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 791 (Revision).
1961 *Platycola truncata* FROMENTEL 1874 - KRALIK, Arch. Protistenk., 105: 201 (ausführliche Darstellung der Biologie).
1974 *Platycola truncata* FROMENTEL - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 43 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Fließgewässern Deutschlands).
1982 *Platycola decumbens* EHRENBERG, 1830 - WARREN, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 43: 101 (Revision).
1983 *Platycola decumbens* EHRENBERG, 1830 - WARREN & CAREY, Protistologica, 19: 5 (rasterelektronenmikroskopische Untersuchung des Gehäuses).

Nomenklatur und Taxonomie

Die umfangreichen Untersuchungen von KRALIK (1961a,b) und WARREN & CAREY (1983) zeigen, daß viele der früher für die Artabgrenzung herangezogenen Merkmale, besonders jene des Gehäuses (z. B. Streifung), sehr variabel und daher nur mit Vorsicht anzuwenden sind. Unter den 9 Synonymen, die KRALIK (1961a) anführt, ist auch *P. decumbens* EHRENBERG. In Übereinstimmung mit den Regeln der zoologischen Nomenklatur (ICZN 1985) führt WARREN (1982) diesen älteren Namen wieder ein. Neben den bei KRALIK (1961a) und WARREN (1982) angeführten Synonymen gibt es noch weitere (z. B. *P. multistriata* SHEN YUNFEN; → Abb. 9, 10), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. KAHL (1935) beschreibt eine "*Platycola* spec." und eine "*P. truncata* ?", die ebenfalls mit *P. decumbens* identisch sind (KRALIK 1961a). Es gibt noch weitere gute Beschreibungen von dieser Art (z. B. GAJEWSKAJA 1933, HAMMANN 1952, LOM 1964, PENARD 1922).

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 80-170 x 12-26 μm ($\bar{x}$ = 142 x 19 μm; n = 50 und 30).

2) Zellen im gestreckten Zustand meist lang kegel- oder trompetenförmig, selten fast zylindrisch oder unterhalb der Körpermitte etwas verdickt (Abb. 1-5, 8, 10-12, 21, 36, 37, 42, 47-49, 51, 52); ragen fast rechtwinkelig aus dem Gehäuse, das meist mit zwei, selten mit einem Individuum besetzt ist (Abb. 1, 44).

3) Zellen stark kontraktil, können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen (Abb. 13, 14, 43, 46, 50, 55).

4) Makronucleus lang gestreckt (Abb. 3-5, 16, 34-37).

5) Kontraktile Vakuole am ventralen Ende des Mundtrichters (Abb. 3, 6, 12, 47).

6) Pellicula fein quer gestreift (Abb. 12).

7) Peristom kopfartig abgesetzt (Abb. 6, 12, 47, 49). Peristomkragen 20-35 μm im Durchmesser, ragt weit über den Körperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am konvexen und deutlich schräg herausgehobenen Peristomdiskus ungefähr 1 1/2 Umgänge, in dem im Vergleich zur Länge der Zelle auffallend kurzen Mundtrichter etwa 1 Umgang (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 1-6, 44, 47, 49, 51).

8) Größe des Gehäuses sehr variabel; 65-145 x 44-110 μm ($\bar{x}$ = 96 x 75 μm; n = 500) groß und 25-30 μm, einschließlich Kragen etwa 37 μm hoch. Gehäuseöffnung 21-50 x 16-27 μm. Gehäuse bei niedrigen Wassertemperaturen signifikant größer als bei hohen.

9) Gehäuse längsseits mittels Haftsaum an verschiedenen Substraten festgeheftet. Umriß breit elliptisch oder fast rechteckig. Unterseite eben, Oberseite an den Rändern stark, im zentralen Teil schwach gerundet. Kragen etwa 45 ° aufgerichtet, Öffnung ± elliptisch (Abb. 1-5, 7-14, 42-56, 58, 59). Gehäuseoberfläche entweder glatt oder teilweise oder vollständig quer gestreift (Abb. 1, 2, 7-15, 27-33, 44, 54, 58). Junge Gehäuse fast farblos oder gelblich, ältere durch Anlagerung von Eisen dunkelgelb, rötlich- oder dunkelbraun. Kragen auch bei älteren Gehäusen weniger gefärbt und daher in vivo oft schwierig erkennbar. Gelegentlich sind abnorme Gehäuse- und Kragenformen und ineinander oder übereinander gebaute Gehäuse zu finden (Abb. 20-25, 34).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die übrigen *Platycola*-Arten sind wenig bekannt. *Platycola dilatata* FROMENTEL soll eine zweite kontraktile Vakuole haben, ein Merkmal, das nach KRALIK (1961a) nicht, nach WARREN (1982) schon zur Artabgrenzung geeignet ist. Das Gehäuse von *Platycola coelochila* STOKES hat einen deutlich gekerbten Kragen. Arten der Gattung → *Lagenophrys* sind ebenfalls mit der Längsseite am Substrat festgeheftet, ihre Gehäuseöffnung ist jedoch mit einem kunstvollen Verschlußapparat versehen und alle leben epizoisch. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 5, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig verbreitet in langsam fließenden (etwa bis 0.3 m/s; SCHMITZ 1985) und stehenden Gewässern (Tümpel, Teiche, Speicherseen). Die Gehäuse sitzen auf eingehängten Objektträgern (Abb. 49-53), Steinen, abgestorbenen Pflanzenteilen, Algen, Characeen (*Nitella*; Abb. 42-48), *Lemna*, submersen Makrophyten, Schalen von Mollusken (*Ancylus fusca*, *Lymnaea stagnalis*, *Planorbis*) und auf Insektenlarven (z. B. *Cloeon dipterum*). Nach KRALIK (1958, 1961a) die häufigste gehäusebildende Peritrichen-Art in alpha- und betamesosaproben Gewässern Norddeutschlands. Die höchsten Abundanzen sind im Sommer und Herbst zu verzeichnen, was wahrscheinlich mit der Bevorzugung mittlerer und hoher Wassertemperaturen zusammenhängt (→ Ökogramme a-d, Tabelle 2; z. B. ALBRECHT 1984, BERNERTH 1982, HEUSS 1976, PÄTSCH 1974, SCHARF 1961, WARREN & CAREY 1983, WILBERT 1969). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika, Neuseeland und der Antarktis nachgewiesen; Verbreitung also ziemlich sicher kosmopolitisch.

EHRENBERG (1830, 1838) entdeckte *P. decumbens* bei Berlin auf *Lemna*-Wurzeln und auf Algen. PÄTSCH (1974) fand bis zu 30 Ind./cm^2 in einem gering belasteten Bach (Sauerstoffzehrung nach 2 Tagen <3 mg/l; NH_4^+-N <0.05 mg/l). BAUER (1987) beobachtete wenige Exemplare in gering bis mäßig stark belasteten Gebirgsbächen im Südschwarzwald. JUTRCZENKI (1982) zählte mehr als 11 Ind./cm^2 in beta- bis alphamesosaproben Bereichen des Melbbaches bei Bonn. ALBRECHT (1984) fand sie mit 35 % Präsenz und Abundanzen bis zu 24 Ind./cm^2 im mesosaproben, salzbelasteten Flußsystem der Weser. HAMMANN (1952), der *P. decumbens* ebenso wie WILBERT (1969) und SONG WEIBO & WILBERT (1989) im eutrophen Poppelsdorfer Weiher (Bonn) gefunden hat,

Tabelle 1: Produktionsdaten von ***Platycola decumbens*** in der alphamesosaproben mittleren Saale bei Rothenstein (Spalte 1: Jahre 1974/75, SCHÖNBORN 1977; 2: Jahre 1977/78, SCHÖNBORN 1982b), der oligo- bis betamesosaproben Ilm bei Ilmenau (Spalte 3) und der betamesosaproben Ilm bei Buchfahrt (Spalte 4; SCHÖNBORN 1982a). SCHÖNBORN (1982a) unterschied zwischen "*P. truncata*" und "*P. striata*". Wir haben hier nur die deutlich höheren Werte für "*P. truncata*" aufgelistet.

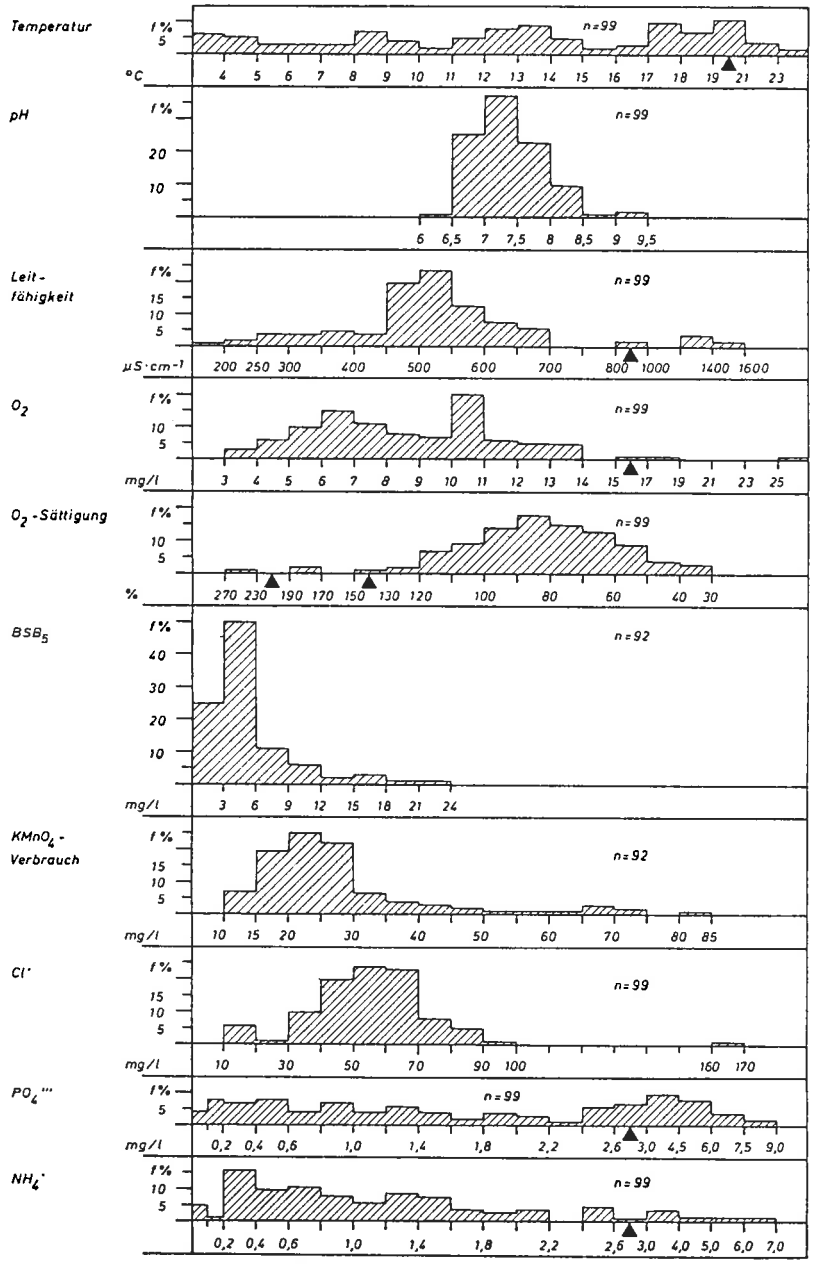
Faktor	1	2	3	4
Biomasse (mg/10^6 Ind.)	8.2	67.4	34	77
Mittlere Jahresproduktion (Ind./m^2)	552380	3043000	438000	2100000
Mittlere Jahresproduktion (mg/m^2)	4.5	205	14	160

Tabelle 2: Milieuspektra von ***Platycola decumbens***. Die Angaben von KRALIK (1961a) beruhen auf zahlreichen Analysen norddeutscher Gewässer. NUSCH (1970) fand sie häufig bis massenhaft im Aufwuchs von Talsperren in Nordrhein-Westfalen, die Angaben von BERNERTH (1982) basieren auf 58 Analysen des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain und jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 89-94 Analysen solebelasteter Fließgewässer in Deutschland.

Faktor	KRALIK	NUSCH	BERNERTH	MIHAILOWITSCH
Saprobität	a-b	o-a	b-a	-
°C	>5	4-23	12-30	3-21
Leitfähigkeit (μS/cm)	-	-	445-2300	418-45400
pH	6.3-7.4	7.0-8.0	7.0-8.6	7.1-8.0
O_2 (mg/l)	-	6-12	-	1.2-11.2
O_2 (% Sättigung)	40-100	-	-	-
BSB_5 (mg/l)	4-12	-	-	-
DOC (mg/l)	-	-	6.5-27	-
CO_2 (frei) (mg/l)	-	2-12	-	9-87
NH_4^+-N (mg/l)	0-11	0-1.9	-	0.03-8.3
NO_2^--N (mg/l)	-	-	-	0.01-0.4
NO_3^--N (mg/l)	-	-	-	0.3-11.7
Gesamtkeimzahl/ml (Plattenmethode)	-	-	2300-290000	-

vermutet eine Bindung an erhöhten Eisengehalt. Dies wird jedoch von KRALIK (1961a) nicht bestätigt. SLADECKOVA (1964) zählte bis zu 88 Ind./cm^2 in Speicherseen, die mit Abwässern der Zuckerindustrie und anderer Industrien belastet waren. Wir fanden sie vereinzelt in einem stark gedüngten Quell-Fischteich; zahlreich wurde diese Population erst, nachdem sie in reineres Wasser überführt worden war (Abb. 42-48); eine zweite Population beobachteten wir im hypertrophen Teich bei der Universität Salzburg (Abb. 49-53). HAWTHORN & ELLIS-EVANS (1984) fanden sie sogar auf den Signy Inseln (Antarktis) in einem oligotrophen See mit dichtem Pflanzenbewuchs (1.8-3.0 μg/l Clorophyll a, $\leq$3.4 μg/l PO_4^{3-}, 0.18-0.94 mg/l NO_2^- und NO_3^-, 0.013-0.064 mg/l NH_4^+).

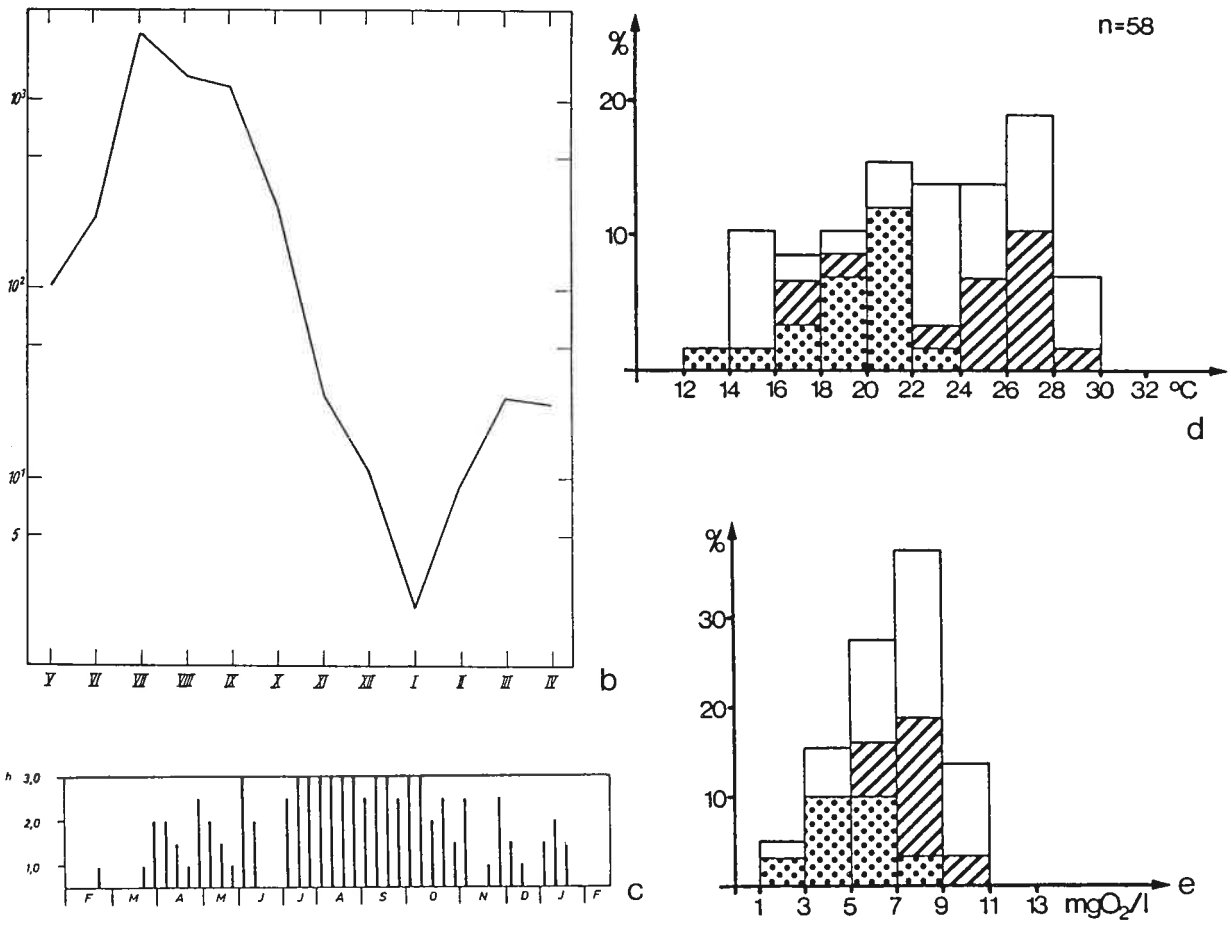
Von TENT (1981) und RIEDEL-LJORE (1981) im Elbe-Aestuar nachgewiesen. Letztere charakterisiert sie als typische Sommerform ($\geq$15 °C) und als schwach euryhalinen Limnobiont (Ober-



Ökogramm von *Platycola decumbens* (a, aus HEUSS 1976). Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Parameter aus gering bis mäßig stark verschmutzten Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland.

grenze für Cl^- 1 g/l), MIHAILOWITSCH (1989) fand sie in solebelasteten Fließgewässern Deutschlands bei 17726 mg/l Cl^-. Von DETCHEVA (1982) angeblich (ohne morphologischen Beleg) aber noch bei einer Salinität von 18 % in Fluttümpeln am Schwarzen Meer gefunden.

Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen ("bacteria beds", Tropfkörper) nicht durch Abbildungen belegt (z. B. BARKER 1943, 1946, 1949, CURDS 1975), doch erscheinen sie wegen der weiten ökologischen Potenz dieser Art nicht unmöglich. NUSCH (1970) fand sie zusammen mit → *Vorticella microstoma* sogar in polysaprobem Brauereiabwasser.



Ökogramme von *Platycola decumbens* (b, aus KRALIK 1961a; c, aus HEUSS 1976; d, e, aus BERNERTH 1982). **b:** Jahresgang der Individuen pro Objektträger (im logaritmischen Maßstab) in der alphamesosaproben Elster oberhalb von Leipzig. **c:** Jahreszeitliche Verteilung im Aufwuchs der gering belasteten Kendel. **d, e:** Prozentuale Verteilung der Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf zum Kraftwerk = Punktraster, Auslauf vom Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

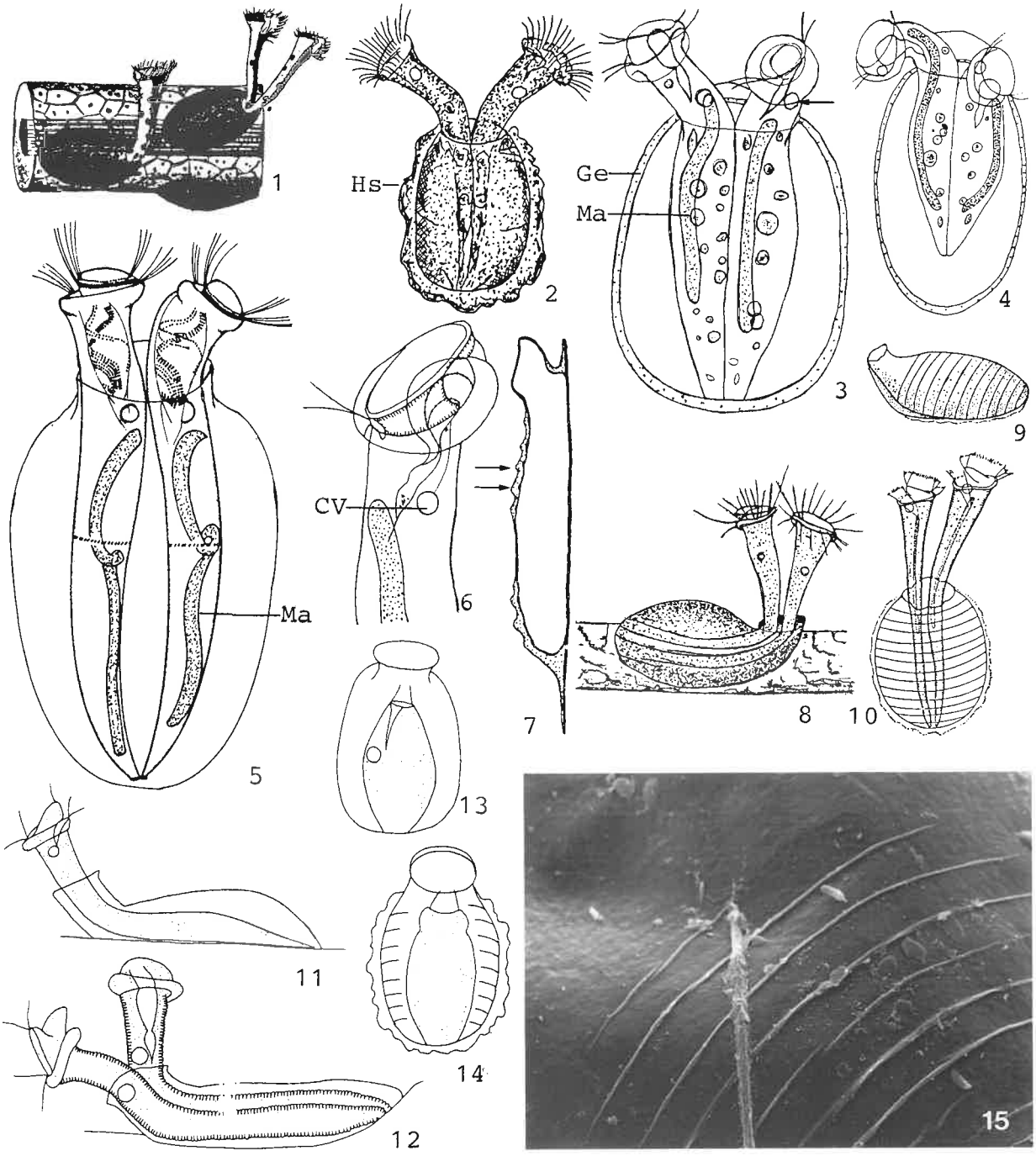
Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich kleine Algen, Flagellaten und feinen Detritus (HAMMANN 1952, KRALIK 1961a). SCHÖNBORN (1982b) ermittelte für die Saale 33 Generationen pro Jahr, was einer durchschnittlichen Generationszeit von etwa 11 d entspricht; das kürzeste Teilungsintervall lag jedoch bei 2 d. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 35 mg, die recht unterschiedlichen Werte von SCHÖNBORN (1977, 1982a,b) sind bei den produktionsbiologischen Daten in → Tabelle 1 aufgelistet. SCHÖNBORN (1982b) gibt noch folgende interessante Angaben zur Produktion für Populationen aus der alphamesosaproben mittleren Saale: mittlere Abundanz = 19700 Ind./m^2, mittlere Biomasse = 1.3 mg/m^2, P/B = 157, Mortalität in 14 d = 78-100 %, mittlere Mortalität/d = 6.5 %, maximale Produktion/d = 45000 Individuen/m^2 mit einer Biomasse von 3 mg/m^2. Autökologische Datensammlung → Tabelle 2 und Ökogramme a, d, e. Die Daten von WARREN & CAREY (1983) werden hier nicht aufgenommen, da sie zu einem Zeitpunkt bestimmt wurden, an dem die Abundanzen sehr niedrig waren (0-5 Ind./10 cm^2). Untersuchungen am salzbelasteten Weser-Flußsystem ergaben Häufungen des Vorkommens bei geringer bis mittlerer Salzbelastung, erhöhter Temperatur, geringer Strömung und niedriger Abwasserbelastung (ALBRECHT 1983, 1984). Bei Temperaturen ≤5 °C sehr selten (KRALIK 1961a), obere Temperaturgrenze nach SCHARF (1961) 36 °C, optimaler Bereich 16-26 °C (BERNERTH 1982). *Platycola decumbens* überlebt noch bei etwa 1 mg/l O_2, doch sind die Abundanzen bei höheren Sauerstoffkonzentrationen (ab etwa 4 mg/l) und bei gleicher Tem-

peratur um ein Vielfaches höher (→ Ökogramm e). BERNERTH (1982) zählte bei solchen Verhältnissen (25 °C, 4-5 mg/l O_2) bis zu 1280 Ind./cm^2!

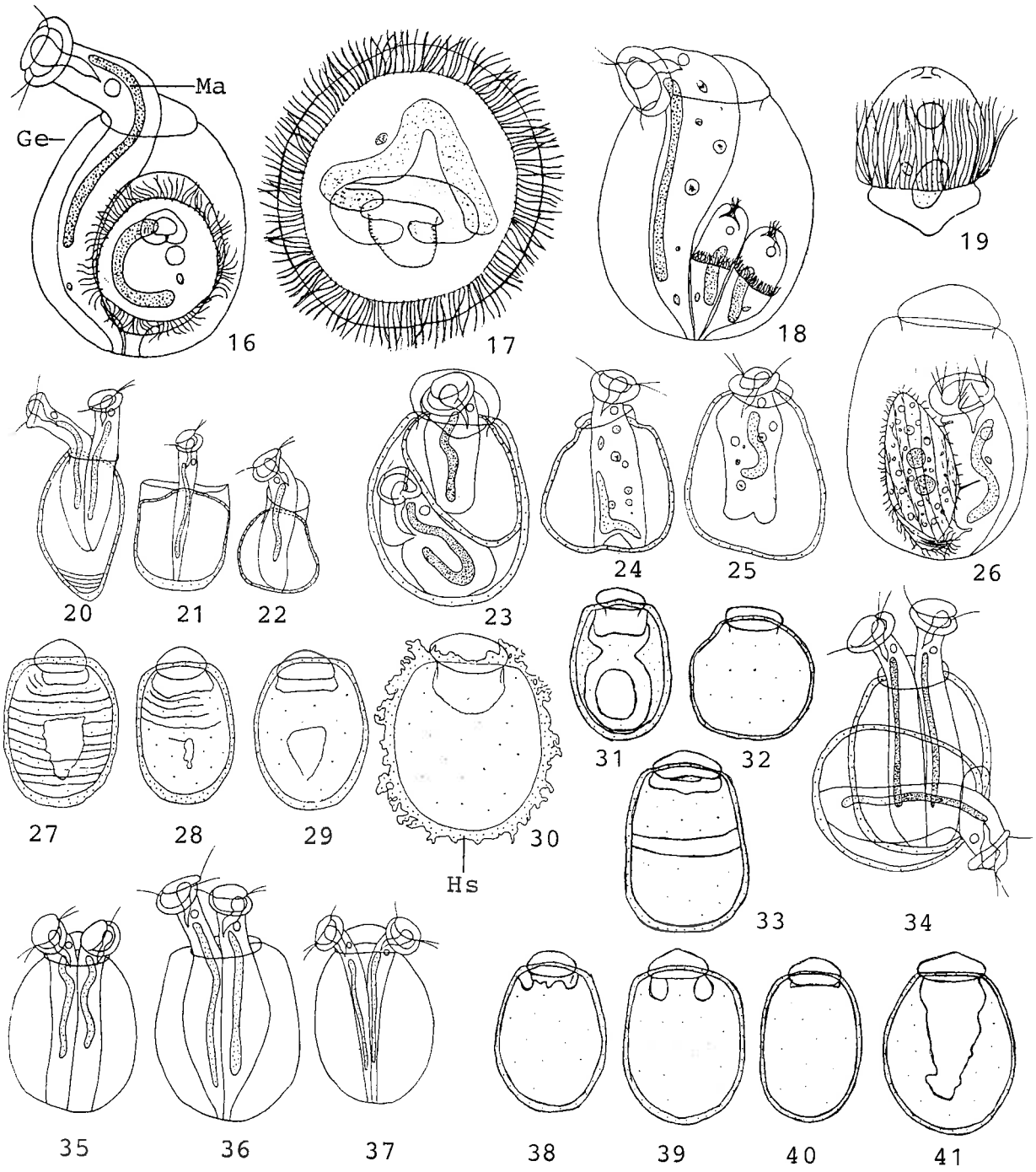
Platycola decumbens wird gelegentlich vom Ciliat *Trachelophyllum chilense* BÜRGER gefressen, das dann das Gehäuse des Opfers als "Vermehrungszyste" verwendet (Abb. 26).

Die chemische Zusammensetzung des Gehäuses wurde von WARREN & CAREY (1983) untersucht. Fast 80 % bestehen aus organischem Material, der Rest setzt sich im Mittel wie folgt zusammen: 15.2 % MnO, 1.04 % CaO, 2.28 % FeO, 0.43 % SiO_2, 0.88 % Al_2O_3, 0.1 % MgO, 1.2 % P_2O_5, 0.48 % SO_2, 0.9 % ZnO, 0.7 % BaO. Die winzigen Kügelchen an der Oberfläche des Gehäuses haben einen erhöhten Silizium- und Phosphor-Anteil (Abb. 57).

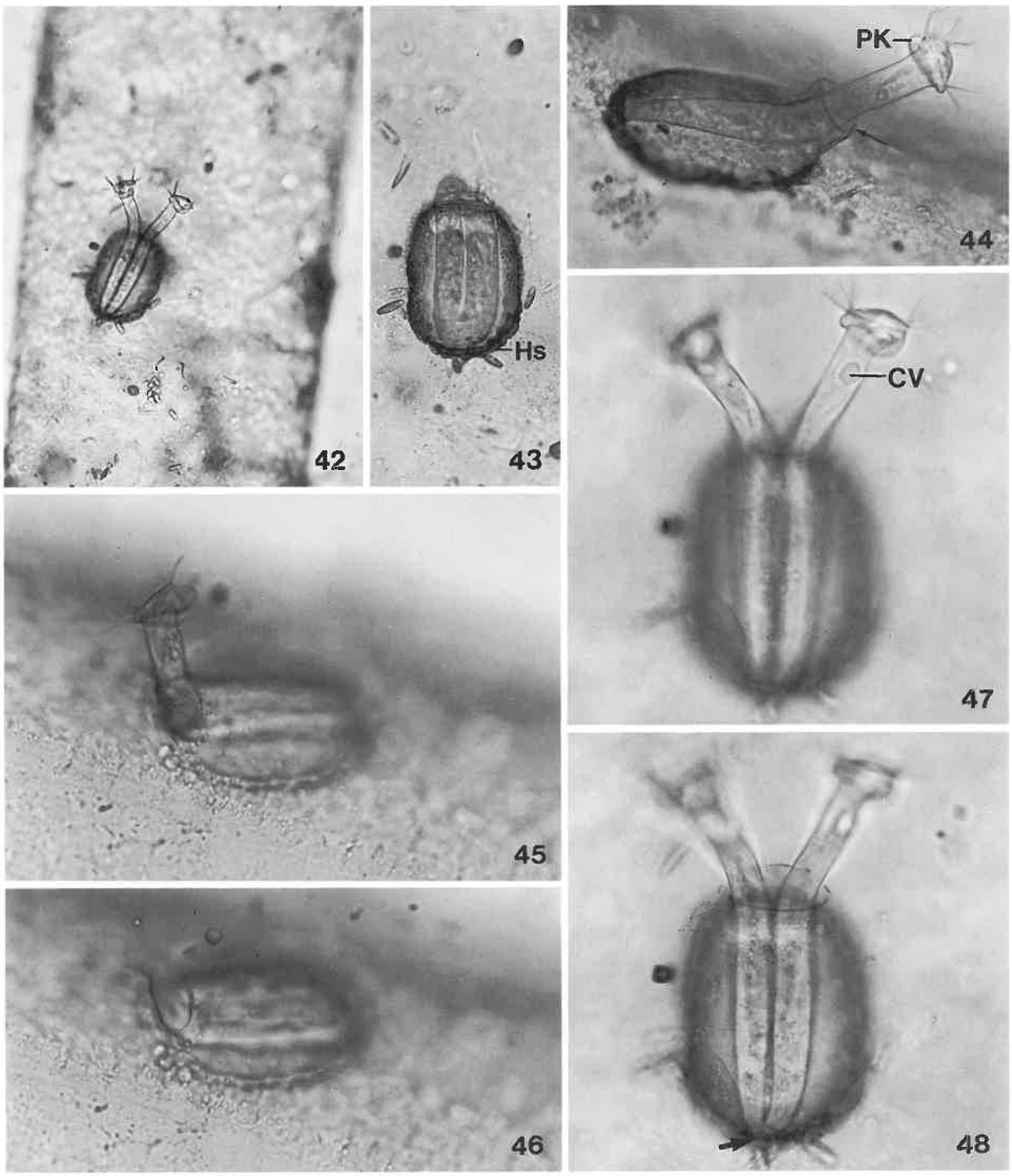
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; o = 2, b = 4, a = 4, I = 2, SI = 2.2 (für das Synonym *P. truncata*). Diese häufige und weit verbreitete Art wurde erst relativ spät ins Saprobiensystem aufgenommen (SLADECKOVA & SLADECEK 1963). Die relativ breite Verteilung der Valenzen paßt recht gut auf die autökologischen Daten und die Fundortangaben, die insgesamt eine geringe Bindung an bestimmte Umweltbedingungen ausweisen. Vereinzeltes Vorkommen auch bei polysaproben Verhältnissen. Euryhalin.



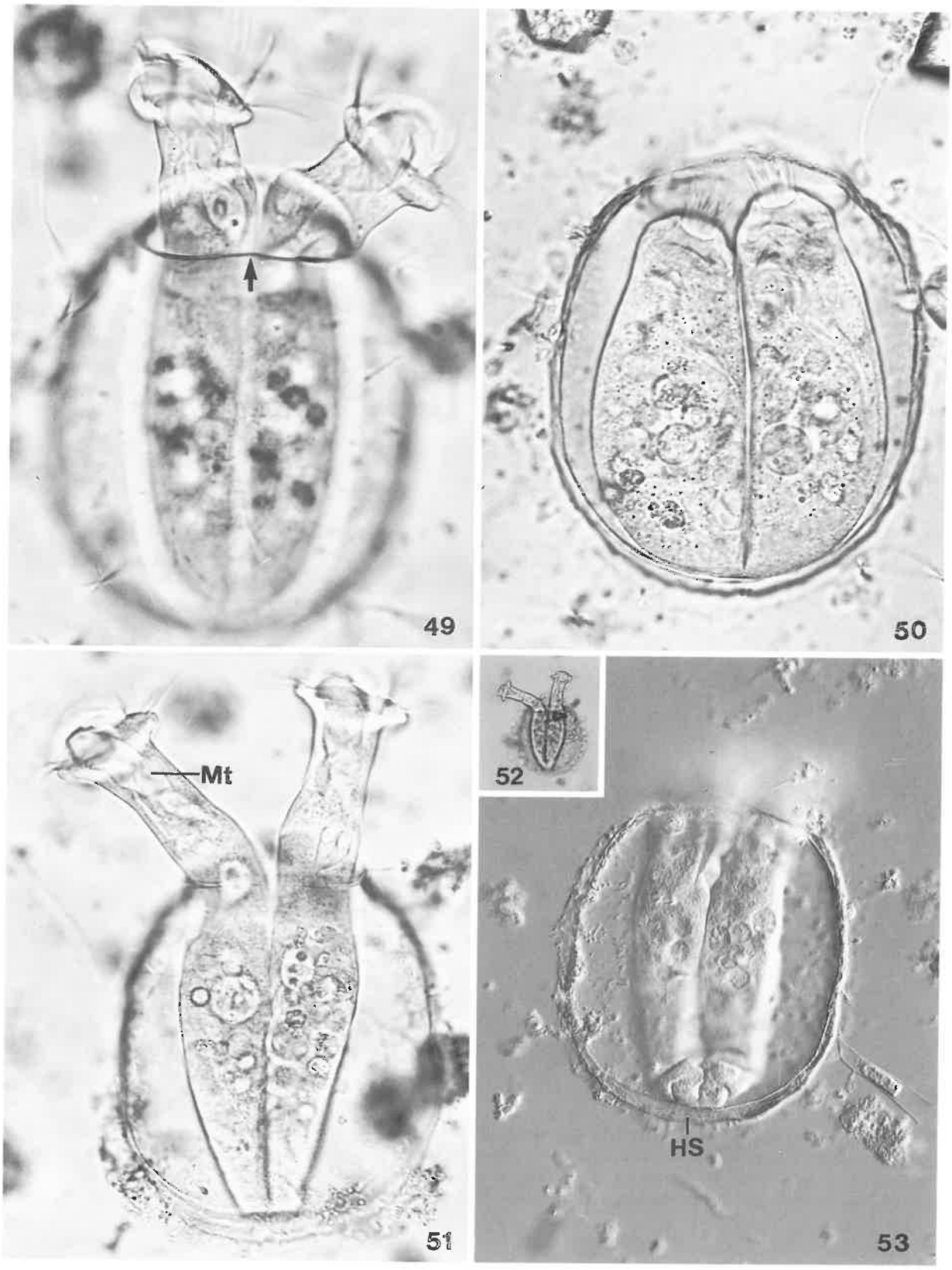
Platycola decumbens (1, aus EHRENBERG 1838; 2, nach FROMENTEL 1876; 3, 4, 6, 7, aus KRALIK 1961a; 5, aus PÄTSCH 1974; 8, aus MASKELL 1887; 9, 10, aus SHEN YUNFEN 1980; 11, 13, 14, nach FROMENTEL 1876 aus WARREN 1982; 12, aus SOMMER 1951; 15, aus WARREN & CAREY 1983. 1-4, 6-14, in vivo; 5, Protargolimprägnation; 15, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **1-4:** Ansichten von oben, ? μm, 100 μm, 141 μm, 125 μm. Der Pfeil in Abb. 3 weist auf die kontraktile Vakuole. **5:** Bewimperung und Makronucleus, 117 μm. **6:** Oralapparat, 74 μm. **7:** Längsschnitt durch ein gestreiftes Gehäuse, 160 μm. Eisenanlagerung punktiert, die Pfeile weisen auf die Streifen. **8, 11, 12:** Lateralansichten, Länge des Gehäuses = 125 μm, 150 μm, 80-116 μm. **9, 10:** Lateralansicht und Draufsicht, Länge des Gehäuses 85-90 μm. **13, 14:** Ungestreiftes und gestreiftes Gehäuse, 78 μm, 85 μm. Zellen ins Gehäuse zurückgezogen. **15:** Ausschnitt eines nur teilweise gestreiften Gehäuses. CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Hs = Haftsaum, Ma = Makronucleus.



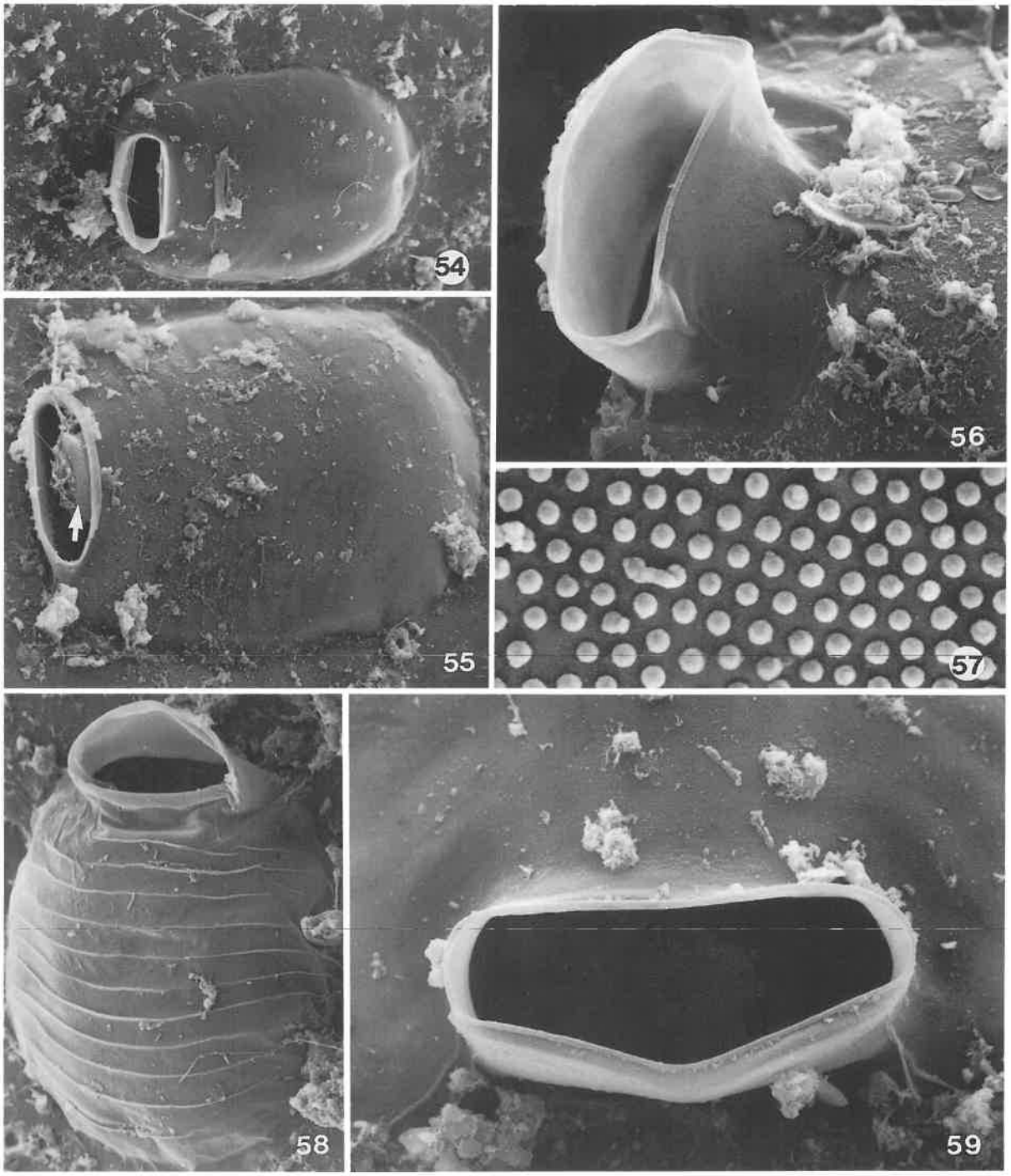
Platycola decumbens in vivo (16-41, aus KRALIK 1961a). **16:** Schwärmerbildung, 153 μm. **17:** Schwärmer während seiner freien Phase, 93 μm. **18:** Konjugation; 2 Mikrokonjuganten vor dem Freiwerden, 153 μm. **19:** Schwärmender Mikrokonjugant nach Osmiumfixierung, 31 μm. **20-22, 24, 25:** Abnorme Gehäuse- und Zellformen. **23:** Ineinander gebaute Gehäuse. **26:** *Trachelophyllum chilense* im Gehäuse von *P. decumbens* vor dem Angriff auf die zweite Zelle. **27-30:** Variabilität der Streifung und Haftsaumbildung. **31-33:** Verschiedene Ausbildung der Eisenauflage. Stärkere Punktierung entspricht dunklerer Farbe. **34:** Zwei übereinander gebaute Gehäuse. **35-37:** Verschiedene Körperformen. Die Zellen in Abb. 35 sind sehr breit festgeheftet. **38-41:** Verschiedene Ausbildung der nicht gefärbten "hellen" Stellen (nicht punktiert) unterhalb der Gehäusemündung. Ge = Gehäuse, Hs = Haftsaum, Ma = Makronucleus.



Platycola decumbens in vivo (42-48, Originale; Hellfeldaufnahmen einer auf *Nitella* sitzenden Population aus einem stark gedüngten Fischteich). **42, 43, 47, 48:** Ansichten von oben. Der Pfeil in Abb. 48 weist auf die Anheftungsstelle der Zellen im Gehäuse. **44-46:** Ansichten von schräg oben, Zelle in Abb. 46 ins Gehäuse zurückgezogen. Der Pfeil in Abb. 44 weist auf den Gehäusekragen. CV = kontraktile Vakuole, Hs = Haftsaum, PK = Peristomkragen.



Platycola decumbens in vivo (49-53, Originale; Hellfeld- und Interferenzkontrastaufnahmen einer Population aus dem hypertrophen Teich bei der Universität Salzburg). **49-53:** Ansichten von oben. In Abb. 50 sind die Zellen ins Gehäuse zurückgezogen. Der Pfeil in Abb. 49 weist auf den oberen Rand der Gehäuseöffnung. Hs = Haftsaum, Mt = Mundtrichter.



Platycola decumbens im Rasterelektronenmikroskop (54-59, aus WARREN & CAREY 1983). **54, 55, 58:** Gesamtansichten von 2 glatten und 1 gestreiften Gehäuse. Der Pfeil in Abb. 55 weist auf eine zurückgezogene Zelle. Die Gehäuse sind teilweise dicht mit Bakterien, Algen und Pilzen bewachsen. **56, 59:** Gehäuseöffnungen, etwa 38 μm breit. **57:** Oberfläche des Gehäuses mit winzigen (30-60 nm), wahrscheinlich anorganischen Kügelchen (nur mit dem Elektronenmikroskop erkennbar).

Pyxicola carteri KENT, 1882

1882 *Pyxicola carteri* KENT, Manual infusoria II, p. 729.
1884 *Pyxicola constricta* STOKES, Am. mon. microsc. J., 5: 24 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus Fließgewässern der USA).
1935 *Pyxicola constricta* STOKES, 1884 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 787 (Revision).
1951 *Pyxicola carteri* f. *constricta* - SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 417 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1965 *Pyxicola nolandi* FINLEY & BACON, J. Protozool., 12: 123 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel in Washington, USA).
1978 *Pyxicola carteri* KENT, 1881 - TRUEBA, Beaufortia, 27: 231 (Revision).

Taxonomie

Pyxicola carteri hat nach TRUEBA (1978) noch weitere Synonyme (z. B. *Pyxicola limbata* KAHL, *P. nodosa* VUXANOVICI), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. *Pyxicola carteri* sensu SOMMER (1951) ist mit *P. pusilla* (WRZESNIOWSKI) identisch (TRUEBA 1978). FINLEY & BACON (1965) beschreiben unter anderem die Teilung und die Gehäusebildung. Sämtliche *Pyxicola*-Arten sind ausführlich wiederzubeschreiben.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 80-90 x 12-20 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand tütenförmig bis zylindrisch (Abb. 1, 3). Unmittelbar unterhalb des Peristomkragens an der ventralen Seite ein auffallender Fortsatz mit dem sogenannten Operculum (nach KENT ein "horniger" Deckel; Abb. 1-5). Stiel nicht kontraktil, 1-15 μm (meist um 5 μm) lang und 3-10 μm (meist um 6 μm) breit (Abb. 1-5).

3) Die Zellen können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen, wobei der Deckel die Öffnung verschließt (Abb. 2, 6).

4) Makronucleus länglich und stark gebogen in der hinteren Körperhälfte (Abb. 3).

5) Kontraktile Vakuole deutlich unterhalb des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 3; SOMMER zeichnet sie vielleicht irrtümlich ventral, Abb. 4, 5).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 3-5).

7) Peristomkragen etwa 23-28 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen wulstartig über den Körperrand. Peristomdiskus leicht konvex und etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter ungefähr 1/4körperlang (Abb. 1, 3-5).

8) Gehäuse 60-95 x 20-35 μm.

9) Gehäuse immer etwas unregelmäßig gewellt, im vorderen Teil auf einer Seite meist mit einem deutlichen Knick, Gehäuseöffnung daher schräg (Abb. 3, Pfeil). Hinterende gerundet, sitzt mittels einer Manschette am oberen Teil des Stiels (Abb. 3-5). Junge Gehäuse farblos, alte gelbbraun. Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

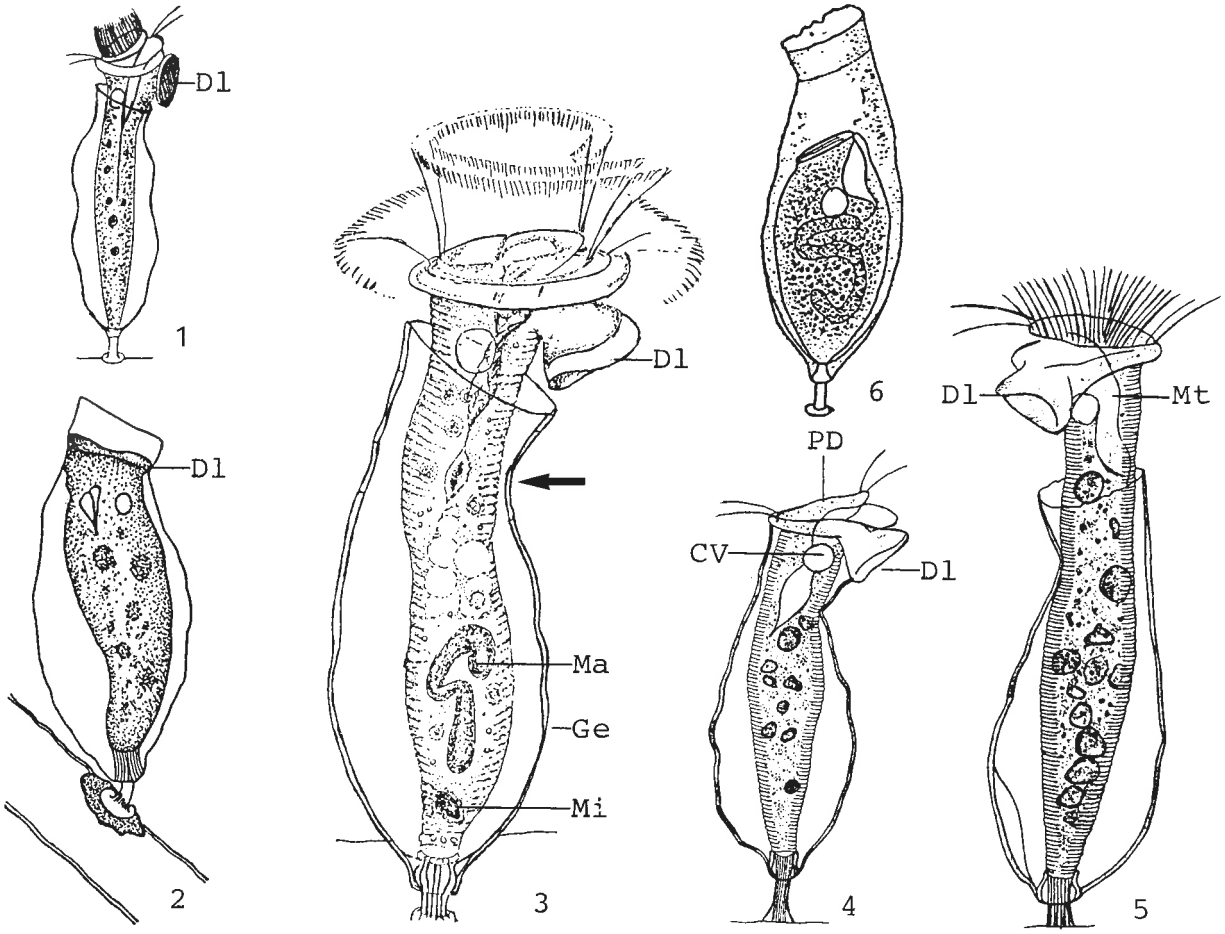
Wegen der beträchtlichen Variabilität und der geringen Unterschiede sind die *Pyxicola*-Arten schwierig zu trennen (TRUEBA 1978). Die ähnlichsten Formen sind *P. entzii* (STILLER; Deckel viel kleiner als die Öffnung des Gehäuses, Makronucleus U-förmig und etwa in der Mitte der Zelle) und *P. pusilla* (WRZESNIOWSKI; Stiel 4-60 μm lang, Deckel direkt an der Zelle unmittelbar unterhalb des Peristomkragens befestigt). *Cothurnia* (→ *C. annulata)* und *Cothurniopsis* sind ebenfalls gestielte, gehäusebauende Peritrichen, besitzen jedoch keinen Deckel bzw. ist dieser an der Innenwand des Gehäuses befestigt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine sehr seltene, weitgehend auf stehende Gewässer (Tümpel, Seen) beschränkte Art mit Abundanzmaxima in den Sommermonaten. Nachweise aus Fließgewässern liegen nicht vor; STOKES (1884a) fand sie im "Delaware und Raritan Kanal", macht aber keine Angaben zu deren Fließgeschwindigkeit. Die Gehäuse sitzen meist auf fädigen Algen, selten auf Makrophyten (*Pontederia*; VUCETICH & ESCALANTE 1979). STILLER (1940; Abb. 6) fand das Synonym, *P. constricta,* nicht selten auf Grünalgen in der Uferzone des eutrophen Großen Plöner Sees. NUSCH (1970; ohne Abbildung) meldet eine etwas kleinere Population (Gehäuse 54-58 μm) aus dem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken einer Talsperre in Deutschland. Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 20 mg. FINLEY & BACON (1965) fanden *P. carteri* in einem hoch eutrophen Weiher in Washington D. C. bei 23-27 °C, pH 7.1-8.0 und 0.2-0.6 mg/l PO_4^{3-}-P.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5. Die Einstufung paßt gut auf die insgesamt recht spärlichen Angaben. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Pyxicola carteri in vivo (1, aus KENT 1882; 2, aus STOKES 1884a; 3, aus FINLEY & BACON 1965; 4, 5, aus SOMMER 1951; 6, aus STILLER 1940). **1, 3, 5:** Gehäuse (ohne Stiel 60-80 μm) mit vollständig gestreckten Zellen. Der Pfeil in Abb. 3 weist auf den Knick in der Gehäusewand. **2, 6:** Gehäuse (ohne Stiel etwa 70 μm) mit kontrahierten, von den Deckeln geschützten Zellen. **4:** Gehäuse (? μm) mit leicht kontrahierter Zelle. CV = kontraktile Vakuole, Dl = Deckel (= Operculum), Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

Thuricola folliculata KENT, 1881

1881 *Thuricola folliculata* MÜLL. sp. - KENT, Manual infusoria II, p. 718 (Originalbeschreibung; → Nomenklatur und Taxonomie).
1922 *Cothurnia crystallina* EHRENBERG 1838 - PENARD, Études Infusoires, p. 285 (Fehlbestimmung; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1935 *Thuricola folliculata* (O. F. MÜLLER, 1786), FROMENTEL-KENT - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 785 (Revision; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1951 *Thuricola folliculata* (O. F. MÜLLER 1786) FROMENTEL-KENT - SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 411 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See; → Taxonomie).
1962 *Thuricola folliculata* (O. F. MÜLLER), KENT - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 479 (saprobiologische Charakteristik).
1980 *Thuricola folliculata* KENT, 1881 - TRUEBA, Beaufortia, 30: 132 (Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

KENT (1881) identifiziert seine Population mit der vermutlich unbestimmbaren *Vorticella folliculata*, die MÜLLER (1786) auf *Cyclops* fand. Da *Thuricola*-Arten aber bisher nie epizoisch nachgewiesen wurden, folgen wir dem Vorschlag TRUEBA's (1980), KENT (1881) als Autor von *T. folliculata* anzuerkennen. SLADECEK et al. (1981) synonymisieren sie zu Unrecht mit *Vaginicola crystallina*. SOMMER (1951; Abb. 13), NUSCH (1970; Abb. 11) und auch wir (Abb. 17, 18) fanden symbiontenfreie Populationen. Möglicherweise handelt es sich um eine eigene Art, bei der die kontraktile Vakuole dorsal liegt (Abb. 11, 17; bedarf der Überprüfung). *Thuricola folliculata* hat nach TRUEBA (1980) noch ein weiteres Synonym (*T. obliqua* SOMMER), das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt. *Thuricola gracilis* SOMMER, *T. pediculata* SOMMER und *T. viridis* SOMMER, die TRUEBA (1980) zu *T. gracilis* vereinigt, sind *T. folliculata* ebenfalls sehr ähnlich. Ihr taxonomischer Status kann nur durch umfangreiche Untersuchungen, ähnlich wie sie KRALIK (1961a) bei → *Platycola decumbens* durchgeführt hat, geklärt werden. Zur Teilung, Gehäusebildung und Ultrastruktur sh. GONZALEZ (1979; → Einleitung zur Gruppe, Abb. 7a-h), EPERON (1980, 1985) und EPERON & GRAIN (1983).

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand nach eigenen Messungen 240-420 μm (n = 8) lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand sehr schlank trompetenförmig, ragen fast zur Hälfte aus dem Gehäuse, das oft von 2 Individuen bewohnt ist; mit einem sehr kurzen (< 10 μm), stark granulierten Sockel im Gehäuse festgeheftet (Abb. 3-6, 8, 10-13, 15, 24, 25). Fast immer mit symbiontischen Algen ("Zoochlorellen"; Abb. 15; → Taxonomie).

3) Zellen können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen (Abb. 16, 19-21).

4) Makronucleus fadenförmig, durchzieht die ganze Zelle (Abb. 4, 8-13, 17).

5) Kontraktile Vakuole an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 3-5, 9, 13; → Taxonomie).

6) Pellicula fein quer gestreift (Abb. 4, 13, 25).

7) Peristomkragen 35-55 μm im Durchmesser, ragt weit über den Körperrand, oft leicht krempenförmig umgebogen. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am fast ebenen, deutlich schräg herausgehobenen Peristomdiskus 2-3 Umgänge, bevor sie in den Mundtrichter zieht, der im Vergleich zur Länge der Zelle auffallend kurz ist (Abb. 4, 9, 12, 15).

8) Gehäuse 135-235 x 50-75 μm, nach eigenen Messungen 175-240 μm ($\bar{x}$ = 204 μm; n = 64) lang.

9) Gehäuse ohne Stiel und farblos (Abb. 3-6, 15, 25). Gestalt von der Form eines abgeflachten Zylinders, Vorderende achterförmig gewellt und meist leicht konisch erweitert, Hinterende stufenförmig verschmälert (Abb. 4, 5, 8, 10-16, 25). Im vorderen Drittel inseriert am halben Umfang des Gehäuses eine Klappe, die aus feinen, durch eine Membran verbundenen Fibrillen besteht. Ein halbzylindrisches Häutchen verbindet die Klappe mit dem Hinterende der Zelle, die sich bei der Kontraktion verdickt und auf das Häutchen drückt, wodurch die Klappe nach unten gezogen und das Gehäuse verschlossen wird (Abb. 1, 2, 4-7, 11-23, 25). Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der symbiontischen Algen (→ Taxonomie) und der stufenförmigen Verschmälerung des Gehäuses gut von → *T. kellicottiana* (keine symbiontischen Algen; Gehäuse hinten konisch oder fast stielartig verschmälert, manchmal gibt es jedoch auch leicht abgestufte Gehäuse; Zellen mit deutlichem "Innenstiel") und → *T. vasiformis* (keine symbiontischen Algen; Gehäuse kegelstumpfförmig und mit Detritus belegt) zu unterscheiden. Die sehr ähnliche *T. valvata* WRIGHT ist nach TRUEBA (1980) nur marin verbreitet. → *Vaginicola*-Arten haben keinen Verschlußapparat (bei leeren Gehäusen von *T. folliculata* fehlt die Klappe häufig!). Bei *Cothurnia* (→ *C. annulata*) sitzt das Gehäuse auf einem Stiel. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 9 wichtig.

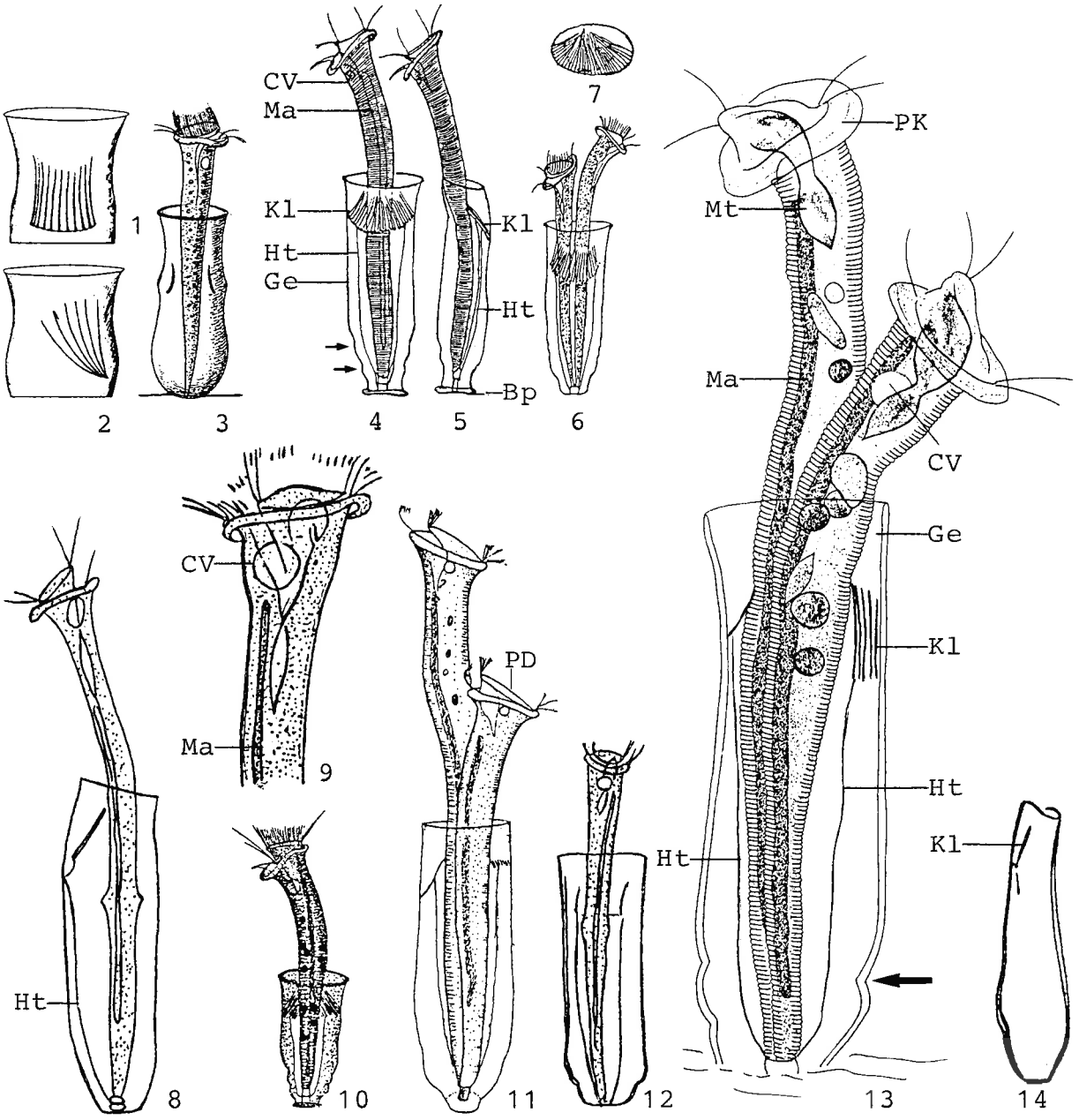
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in nicht bis mäßig stark verschmutzten stehenden und fließenden, limnischen und marinen Gewässern; nach PENARD (1914) und LIEBMANN (1962) auch in Moosrasen und Mooren. Während des ganzen Jahres nachzuweisen, jedoch mit deutlichem Maximum in den Sommermonaten (LIEBMANN 1962, NUSCH 1970). Die Gehäuse sitzen auf verschiedenen Substraten (z. B. eingehängten Objektträgern), meist auf Fadenalgen (*Cladophora fracta*, *Enteromorpha intestinalis*; Abb. 15-26), selten auf submersen Makrophyten, nie auf Tieren. Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: zahlreich in der Enz, einem Fluß in Nordwürtemberg (BUCK 1961); sehr selten im beta- bis alphamesosaproben Melbbach bei Bonn (JUTRCZENKI 1982); Gebirgsbach im Südschwarzwald (BAUER 1987); beta- bis alphamesosaprobe Speicherseen in Aserbeidschan (ALEKPEROV 1982); südlicher Teil des Golfes von Riga, Baltisches Meer (KUMSARE et al. 1974); Krautschicht eines Fluttümpels an der Ostküste Australiens (FOWELL 1944). Bisher in Europa, Asien und Australien nachgewiesen; Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

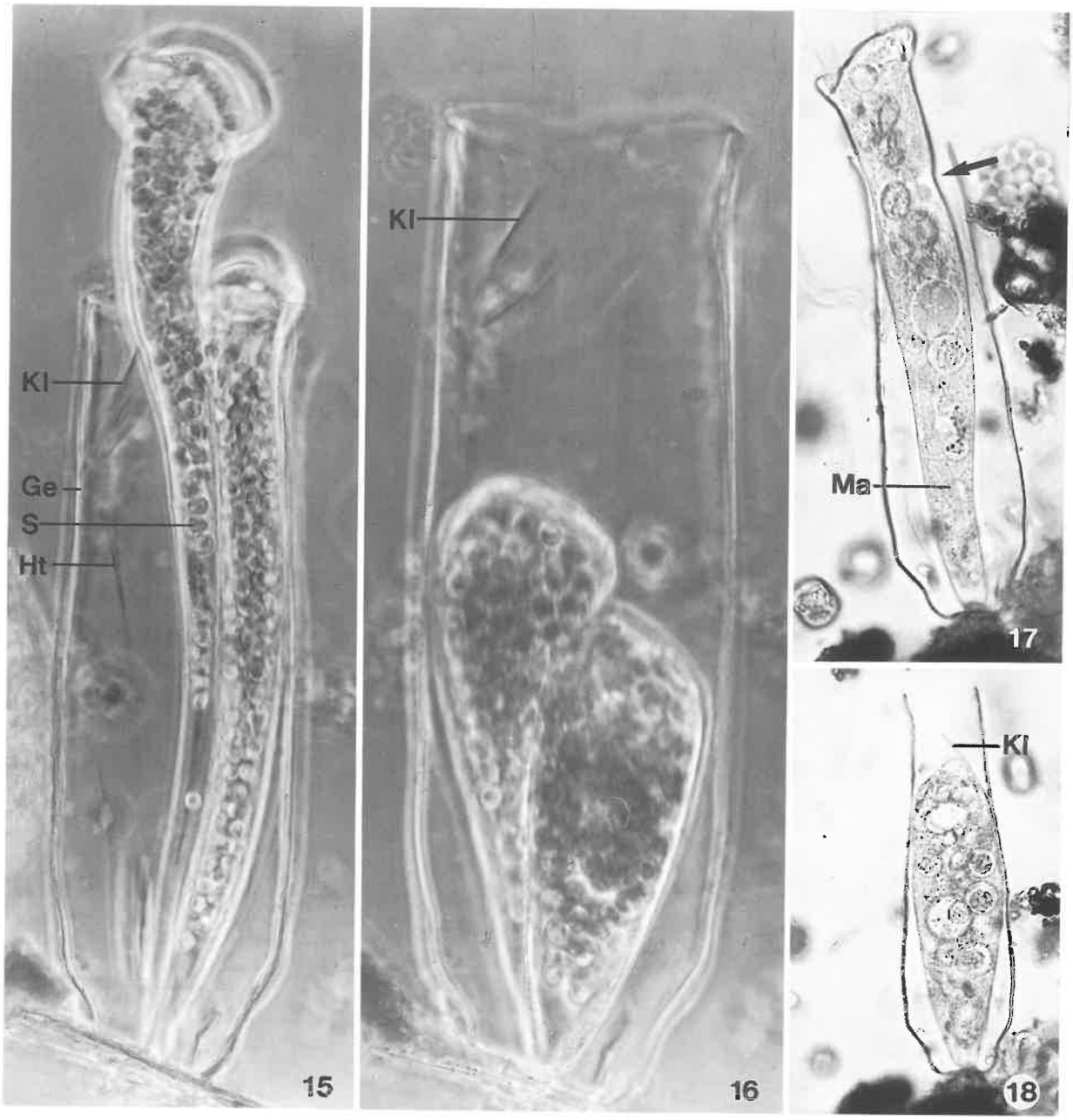
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Algen (LIEBMANN 1962). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen bei einer Länge von 350 μm etwa 120 mg. NUSCH (1970) fand im Aufwuchs eines alphamesosaproben Speichersees bis zu 50 Ind./cm^2 einer symbiontenfreien Population (→ Taxonomie) unter folgenden Bedingungen: 4-22 °C, pH 7.1-7.9, 6-12 mg/l O_2, 1-6 mg/l BSB_2, 2-12 mg/l CO_2 (frei), 0-1.9 mg/l NH_4^+-N, 1-9 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). In einem oligo- bis betamesosaproben Vorbecken beobachtete er eine Population mit Zoochlorellen. MIHAILOWITSCH (1989) meldet *T. folliculata* aus einem solebelasteten Fließgewässer des Münsterländer Beckens und gibt folgende autökologische Daten (n = 120-127): 5-21 °C, pH 6.8-8.0, 60-7500 mS/m spez. Leitfähigkeit, 37-30802 mg/l Cl^- (Optimum 1000-6000 mg/l), 1.2-9.7 mg/l O_2, 0.07-17 mg/l NH_4^+-N, 0.3-22 mg/l NO_3^--N, 0.01-0.6 mg/l NO_2^--N, 7-200 mg/l CO_2 (frei). JACZO (1939b) beobachtete sie in einem Fischteich in Ungarn noch bei einem pH von 9.8. Nach LIEBMANN (1962) empfindlich gegenüber Schwankungen des Sauerstoffgehaltes.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0. Von KAHL (1935) und LIEBMANN (1962) dagegen als typische

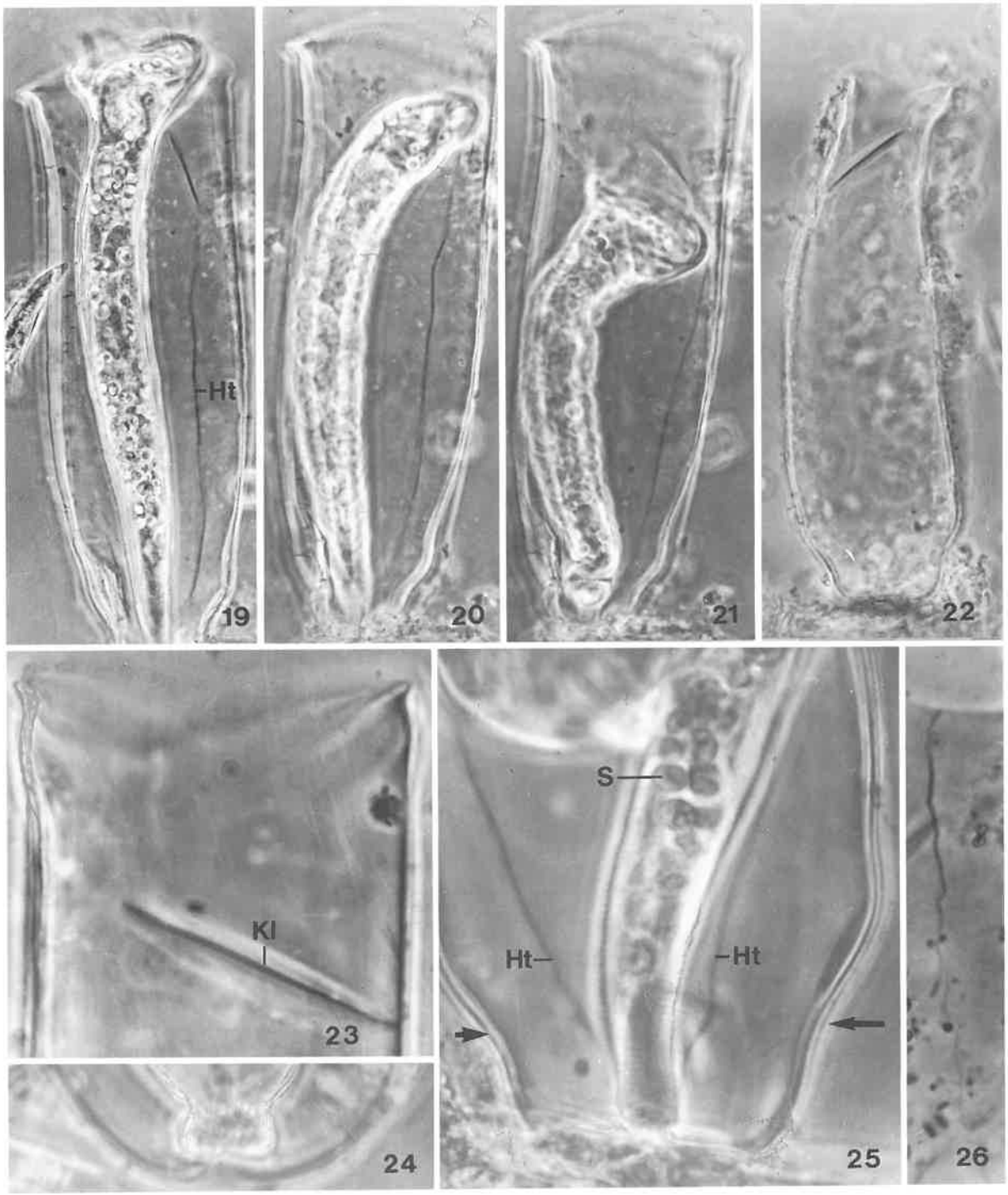
Reinwasserform eingestuft. Die vorliegenden Daten bestätigen aber die oben angeführte relativ breite Verteilung der saprobiellen Valenzen (→ hohe Ammoniumwerte bei NUSCH und MIHAILOWITSCH) mit einem Schwerpunkt im betamesosaproben Bereich. Unsere Abbildungen 15, 16, 19-26 stammen von einer Population aus einem eutrophen, verkrauteten Teich in Oberösterreich. Die symbiontenfreie Population (Abb. 17, 18; → Taxonomie) fanden wir in einem alphamesosaproben Abschnitt der Vils in Bayern.



Thuricola folliculata in vivo (1-3, aus KENT 1881; 4-7, aus KAHL 1935; 8, aus PENARD 1914; 9, 12, 14, aus PENARD 1922; 10, aus LIEBMANN 1962; 11, aus NUSCH 1970; 13, aus SOMMER 1951). **1, 2:** Vorderende des Gehäuses (Durchmesser 42 µm) mit Klappe in Frontal- und Seitenansicht. **3-6, 8, 10-13:** Gehäuse mit gestreckten Zellen, Länge der Gehäuse = 140 µm, 200 µm, 200 µm, 200 µm, ? µm, 160-200 µm, 212 µm, ? µm, 255 µm. Die Pfeile in Abb. 4 und 13 weisen auf die charakteristische, stufenförmige Verschmälerung des Gehäuses. **7:** Ansicht der fast geschlossenen Klappe von oben. **9:** Oralapparat eines strudelnden Exemplars. **14:** Gehäuse in Seitenansicht (vgl. Abb. 5, 8). Bp = Basalplatte, CV = kontraktile Vakuole, Ht = Häutchen zum Schließen der Klappe, Ge = Gehäuse, Kl = Klappe, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen.



Thuricola folliculata (15-18, Originale. 15, 16, Lebendaufnahmen einer Population aus einem eutrophen Teich in Oberösterreich, Phasenkontrast; 17, 18, Lebendaufnahmen einer Population aus der Vils in Bayern, Hellfeld). **15, 16:** Gehäuse mit 2 fast vollständig gestreckten bzw. kontrahierten Individuen. **17, 18:** Gehäuse mit einer fast vollständig gestreckten bzw. kontrahierten, symbiontenfreien Zelle (→ Taxonomie). Der Pfeil weist auf die durch die Klappe an der Zelle hervorgerufene Kerbe. Ge = Gehäuse, Ht = Häutchen zum Schließen der Klappe, Kl = Klappe, Ma = Makronucleus, S = symbiontische Algen.



Thuricola folliculata (19-26, Originale. Lebendaufnahmen im Phasenkontrast). **19-21:** Sich in das Gehäuse zurückziehendes Exemplar. **22:** Leeres Gehäuse mit halb geöffneter Klappe. **23:** Vorderes Drittel des Gehäuses mit Klappe. **24:** Granulierter Sockel, mit dem die Zelle am Gehäuseboden festgeheftet ist. **25:** Hinterende des Gehäuses mit der typischen stufenförmigen Verschmälerung (Pfeile). Das halbkreisförmige Häutchen ist in dieser Frontalansicht auf beiden Seiten der Zelle erkennbar (vgl. z. B. Abb. 13). **26:** Vorderteil eines Gehäuses mit Riß. Ht = Häutchen zum Schließen der Klappe, Kl = Klappe, S = symbiontische Algen.

Thuricola kellicottiana (STOKES, 1887) KAHL, 1935

1887 *Thuricolopsis kellicottiana* STOKES, Proc. Am. phil. Soc., 24: 251.
1914 *Cothurnia castellensis* PENARD, Mém. Soc. Phys. Hist. nat. Genève, 38: 59 (Synonym).
1935 *Thuricola (Thuricolopsis) kellicottiana* (STOKES, 1887) - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 785 (kombinierender Autor; Revision).
1951 *Thuricola amphora* SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 410 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1970 *Thuricola kellicottiana* (STOKES 1887) - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 315 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Talsperren in Deutschland).
1980 *Thuricola kellicottiana* (STOKES, 1887) KAHL, 1935 - TRUEBA, Beaufortia, 30: 131 (Revision).
1982 *Thuricola kellicottiana* (STOKES 1887) KAHL 1935 - BERNERTH, Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, 57: 170 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain).

Taxonomie

Die Variabilität des Gehäuses, besonders des Basalteiles ist ziemlich groß. PENARD (1922) synonymisiert seine früher beschriebene *Cothurnia castellensis* (Abb. 4, 5) mit *T. kellicottiana*. Nach STOKES (1887a) hat der Deckel ein Widerlager (Merkmal seiner Gattung *Thuricolopsis*; Abb. 1), was aber bisher nicht bestätigt worden ist. JACZO (1939a) beschreibt aus dem Turkanasee (Kenia) eine Varietät (*T. kellicottiana* var. *planctonica*), die planktisch leben soll. Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 240-435 x 20-35 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand sehr schlank trompetenförmig, ragen fast zur Hälfte aus dem Gehäuse, das oft von 2 Individuen bewohnt ist; sitzen mit einem 7-50 μm langen, akontraktilen "Innenstiel" am Boden des Gehäuses (Abb. 1-9).

3) Zellen können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen (Abb. 1, 2, 8).

4) Makronucleus fadenförmig, durchzieht fast die ganze Zelle (Abb. 3-5).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 5, 7).

6) Pellicula quer gestreift (Abb. 5, 7).

7) Peristomkragen 35-50 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen wulstartig vor, manchmal leicht krempenförmig umgebogen. Peristomdiskus leicht bis stark konvex, meist deutlich schräg herausgehoben. Mundtrichter im Vergleich zur Länge der Zelle auffallend kurz (Abb. 3-7, 9).

8) Gehäuse 200-290 x 50-75 μm.

9) Gehäuse im oberen und mittleren Teil annähernd parallelseitig, im unteren Drittel konisch (Abb. 1, 3) oder fast stielartig verschmälert (Abb. 2, 5-7) und mit schmaler Basis an verschiedenen Substraten festgeheftet; stark abgeflacht; farblos (Abb. 3, 4). Im Bereich der Mündung leicht konisch erweitert oder verschmälert (Abb. 1, 3, 5, 7). Am Ende des oberen Drittels inseriert am halben Umfang des Gehäuses eine Klappe, die aus feinen, durch eine Membran verbundenen Fibrillen

besteht. Ein halbzylindrisches Häutchen verbindet die Klappe mit dem Hinterende der Zelle, die sich bei der Kontraktion verdickt und auf das Häutchen drückt, wodurch die Klappe nach unten gezogen und das Gehäuse verschlossen wird (Abb. 1-7).

Verwechslungsmöglichkeiten

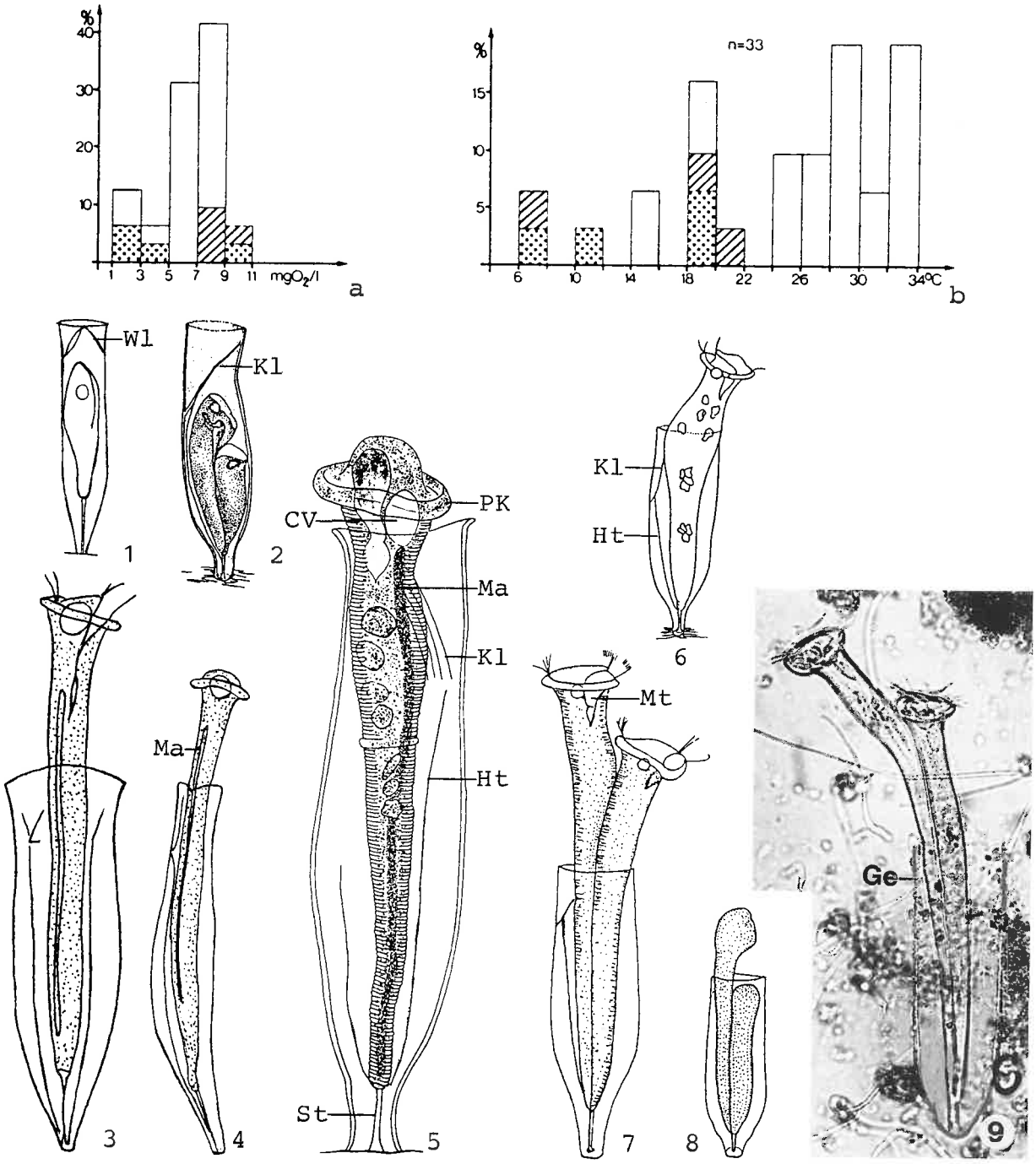
Die Gehäuse mancher Individuen sind hinten stumpf konisch oder fast stufenförmig verschmälert (Abb. 8, 9) und können daher leicht mit jenen von → *T. folliculata* (symbiontische Algen, kein Innenstiel) verwechselt werden. Sehr ähnlich auch gewissen → *Vaginicola*-Arten, die jedoch keinen Verschlußmechanismus (Klappe) besitzen (bei leeren *Thuricola*-Gehäusen fehlt die Klappe häufig!). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2 ("Innenstiel"), 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine nicht sehr häufige Aufwuchsform in stehenden und fließenden Gewässern, die wir bisher nicht gefunden haben. Die Gehäuse sitzen auf submersen Makrophyten, besiedeln aber auch eingehängte Objektträger. STOKES (1887a) entdeckte sie in einem Teich. PENARD (1914, 1922) fand sie im Moos. Fehlt ziemlich sicher in rasch fließenden Gewässern. Bisher in Europa, Asien und Nord- und Südamerika (VUCETICH & ESCALANTE 1979) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Algen (BERNERTH 1982). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 200 mg. NUSCH (1970) gibt für seine Population, die im November und Dezember in einem alphamesosaproben Stauweiher in Nordrhein-Westfalen auftrat, folgende autökologische Daten: 3-10 °C, pH 7.1-7.2, 10-12 mg/l O_2, 2-8 mg/l CO_2 (frei), 0-0.07 mg/l NH_4^+-N, 0.7-1 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). BERNERTH (1982) fand ihre Population im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain bei folgender Wasserbeschaffenheit (→ Ökogramme): 6.5-35 °C, pH 7.0-8.9, 1.5-11.5 mg/l O_2 (Optimum bei 5-9 mg/l, → Ökogramm a), 510-2100 μS/cm spez. Leitfähigkeit, 5-20 mg/l DOC, 4.4-10.2 mg/l BSB_5. In Rinnenversuchen zählte sie nach 2 Tagen Expositionsdauer 15 Ind./cm^2.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 7, a = 1, I = 3, SI = 1.9. Diese Einstufung stimmt mit den vorliegenden Daten weitgehend überein bzw. reichen nicht für eine Änderung (Erhöhung des alphamesosaproben Anteils?). BERNERTH (1982) stellt die Art ohne ausreichende Begründung als Indikator in Frage. Vielleicht eurytherm (→ Ökogramm b). Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Ökogramme von *Thuricola kellicottiana* (aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung der Funde im Sauerstoff- und Temperaturspektrum im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Auslauf aus dem Kraftwerk = Diagonalstreifen, andere Probenahmestellen im Kraftwerk = weiß.

Thuricola kellicottiana in vivo (1, aus STOKES 1887a; 2, 6, 9, aus BERNERTH 1982; 3, 4, aus PENARD 1914; 5, aus SOMMER 1951; 7, 8, aus NUSCH 1970). **1, 2, 8:** Gehäuse (215 μm, 195 μm, 200 μm) mit kontrahierten Zellen. **3, 4:** Gehäuse (190-200 μm) mit gestrecktem Individuum von der Breit- und Schmalseite gesehen. **5, 6:** Gehäuse (180-220 μm, 195 μm) mit stielartigem Hinterende. **7, 9:** Gehäuse (225 μm, 185 μm) mit 2 Individuen. CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ht = Häutchen zum Schließen der Klappe, Kl = Klappe, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PK = Peristomkragen, St = Innenstiel, Wl = Widerlager? (→ Taxonomie).

Thuricola vasiformis HAMMANN, 1952

1952 *Thuricola vasiformis* HAMMANN, Arch. Hydrobiol., 47: 219.
1971 *Thuricola vasiformis* HAMMANN - STILLER, Fauna Hung., 105: 215 (Revision).
1980 *Thuricola vasiformis* HAMMANN, 1952 - TRUEBA, Beaufortia, 30: 130 (Revision).

Taxonomie

Wenig bekannte Art. Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 300 x 30 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand lang trompetenförmig, ragen etwa zur Hälfte aus dem Gehäuse, das oft von 2 Individuen bewohnt ist (Abb. 1). Kein "Innenstiel" (vgl. → *T. kellicottiana*).

3) Zellen stark kontraktil, können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen.

4) Makronucleus unbekannt, vermutlich fadenförmig wie bei den anderen Arten.

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1).

6) Pellicula vermutlich sehr fein quer gestreift (Abb. 1).

7) Peristomkragen etwa 50 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen wulstartig vor. Peristomdiskus leicht schräg herausgehoben. Mundtrichter im Verhältnis zur Länge der Zelle auffallend kurz (Abb. 1).

8) Gehäuse etwa 160 μm lang, unten etwa 60 μm, bei der Gehäusemündung etwa 40 μm breit.

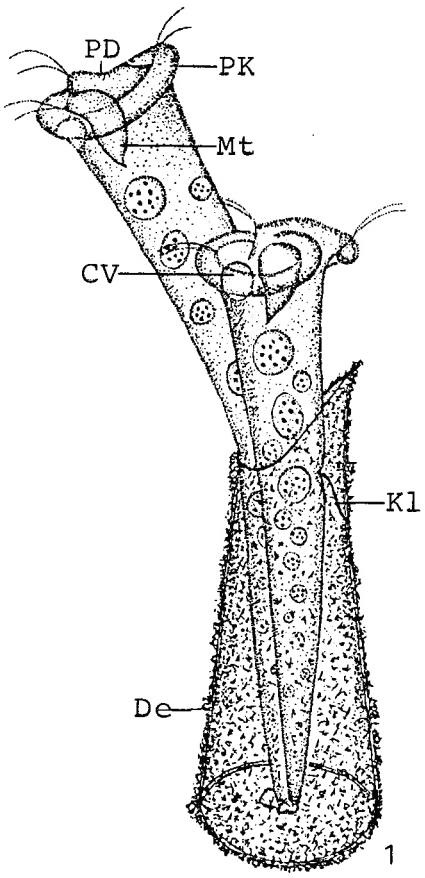
9) Gehäuse von der Form eines vorne abgeschrägten Kegelstumpfes, mit dem breiten Hinterende und ohne Stiel am Substrat festgeheftet. Querschnitt kreisförmig. Dicht mit Detritus belegt. Die für die Gattung charakteristische Klappe inseriert im oberen Drittel (Abb. 1; genaue Beschreibung dieses Merkmals → *T. folliculata*). Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Durch das mit Detritus belegte, kegelförmige Gehäuse gut von → *T. folliculata* (symbiontische Algen, Gehäuse im Mittelteil ± zylindrisch und unten stufenförmig verschmälert) und → *T. kellicottiana* (unteres Drittel des Gehäuses stielartig) zu unterscheiden. → *Vaginicola*-Arten haben keine Klappe im Gehäuse. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr seltene Art. HAMMANN (1952) entdeckte sie vereinzelt im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn auf eingehängten Objektträgern und am Detritus der sauerstoffarmen und bakterienreichen Zone. Von NUSCH (1970) vereinzelt im Sommer und Herbst in einem alphamesosaproben Stauweiher in Nordrhein-Westfalen bei einer Sauerstoffkonzentration von 7 mg/l und Keimzahlen von 2-7 x 10^6/ml (Direktzählung) beobachtet. Bisher nur in Europa nachgewiesen.



Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 130 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Diese Einstufung basiert wahrscheinlich nur auf den knappen Ausführungen von HAMMANN (1952) und NUSCH (1970). Da man also die Verbreitung und Ökologie sehr wenig kennt, ist ihr Wert als Bioindikator noch nicht abzuschätzen. Vielleicht auf stehende Gewässer beschränkt.

Thuricola vasiformis in vivo (1, aus HAMMANN 1952). **1:** Gehäuse (160 μm) mit 2 gestreckten Zellen. CV = kontraktile Vakuole, De = Detritus am Gehäuse, Kl = Klappe, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen.

Vaginicola ingenita (MUELLER, 1786) KENT, 1881

1786 *Trichoda ingenita* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 219 (Originalbeschreibung nach einer marinen Population).
1876 *Planicola ingenita* - FROMENTEL, Études Microzoaires, p. 249 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Süßwasser in Frankreich).
1881 *Vaginicola ingenita* FROM. sp. - KENT, Manual infusoria II, p. 717 (kombinierender Autor).
1935 *Vaginicola (Trichoda) ingenita* O. F. MÜLLER, 1786 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 762 (Revision).
1951 *Vaginicola ingenita* O. F. MÜLLER 1786 - SOMMER, Arch. Hydrobiol., 44: 402 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Großen Plöner See).
1963 *Vaginicola ingenita* O. F. MÜLLER - SLADECKOVA & SLADECEK, Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze, 7: 528 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Speichersee in der Tschechoslowakei).
1970 *Vaginicola ingenita* (O. F. MÜLLER 1786) - NUSCH, Arch. Hydrobiol., 37: 315 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einer Talsperre in Deutschland).
1972 *Vaginicola ingenita* (O. F. MÜLLER) - BICK, Ciliated protozoa, p. 124 (Bestimmungsbuch über Ciliaten des Saprobiensystems).

Nomenklatur und Taxonomie

FROMENTEL (1876) führt *Planicola* lediglich als Untergattung von *Cothurnia*. Die nomenklatorisch richtige Schreibweise ist *Cothurnia (Planicola) ingenita*. MÜLLER (1786) fand seine Population im Meer und nicht, wie SOMMER (1951) irrtümlich annimmt, im Süßwasser. Ob die limnische Form mit der marinen identisch ist, wurde bisher nicht geklärt. Einige Autoren (z. B. KAHL 1935, SOMMER 1951) vermuten, daß es verschiedene Arten sind.

Diese Art ist nach EHRENBERG (1838) vielleicht mit *Vaginicola crystallina* identisch. Keine der zahlreichen Wiederbeschreibungen von *V. crystallina* paßt wirklich auf die Originalbeschreibung. Die meisten Formen sind etwa doppelt so groß und wahrscheinlich mit *V. gigantea* D'UDEKEM identisch. Andere sind unten konisch verschmälert und daher zu *V. fromenteli* STILLER (= *V. subcrystallina* SOMMER; objektives Synonym) zu stellen. Wegen dieser großen taxonomischen Unsicherheiten, auf die bereits KAHL (1935) hinweist, scheiden wir *V. crystallina* aus der Liste der Indikatorarten aus; die vorhandenen ökologischen Daten sind nicht mit ausreichender Sicherheit zuzuordnen. Sämtliche *Vaginicola*-Arten sind ausführlich wiederzubeschreiben.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand in vivo etwa 40-65 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand tütenförmig, ragen nur wenig oder gar nicht aus dem Gehäuse, das oft von 2 Individuen bewohnt ist (Abb. 1-7).

3) Zellen kontraktil.

4) Makronucleus lang gestreckt (Abb. 7).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Höhe des Peristomkragens an der ventralen Wand des Mundtrichters (SOMMER 1951, BICK 1972, Abb. 5, 7; NUSCH zeichnet sie vermutlich irrtümlich dorsal, Abb. 6).

6) Pellicula fein quer gestreift (Abb. 6).

7) Peristomkragen 17-21 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen deutlich über den Körperrand. Peristomdiskus eben bis leicht konvex, etwas schräg herausgehoben. Mundtrichter ungefähr 1/4körperlang (Abb. 1, 4, 6, 7).

8) Gehäuse etwa 35-60 x 20-30 μm, also etwa halb so breit wie lang. Mündung 12-25 μm im Durchmesser.

9) Gehäuse birnenförmig (Hinterende manchmal mit einer kleinen Erhebung und dann leicht zugespitzt; Abb. 5, 6), ohne Stiel am Substrat festgeheftet (Abb. 1-7). Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Leicht mit → *V. tincta* (Gehäuse etwa 85 μm lang, sitzt mit breiter Basis am Substrat, meist braun gefärbt, gestreckte Zellen länger und ragen etwa 1/3 über den Gehäuserand) und *V. crystallina* (Gehäuse etwa 120 μm lang, gestreckte Zellen länger und ragen etwa 1/3 über den Gehäuserand; → Taxonomie) zu verwechseln. Bei → *Cothurnia annulata* ist das genustypische Stielchen oft im Substrat verborgen und dann schwierig erkennbar. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 8, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nicht sehr häufige Aufwuchsform, die bevorzugt stehende (Seen, Tümpel, Speicherseen), aber auch fließende Gewässer besiedelt. MÜLLER (1786) fand sie allerdings im Meer (→ Taxonomie). Nach HAMMANN (1952), NUSCH (1970) und BERNERTH (1982) kommt sie überwiegend vom Frühjahr bis Herbst vor. HAMMANN (1952) fand sie im verunreinigten Wasser des eutrophen Poppelsdorfer Weihers in Bonn auf Objektträgern, auf *Lemna*, auf → *Epistylis*-, → *Campanella*- und → *Zoothamnium*-Stielen und sogar auf Gehäusen von → *Thuricola folliculata*. Im eutrophen Großen Plöner See besiedelt sie auch die pelagisch lebenden Diatomeen *Fragilaria crotonensis* und *Melosira granulata* (SOMMER 1951). NUSCH (1970) fand sie im Sommer häufig auf *Spirogyra* des Objektträgeraufwuchses in einer oligo- bis betamesosaproben Talsperre. KRALIK (1958) beobachtete sie selten in sauberen bis leicht verschmutzten Gewässern in der Umgebung von Leipzig. SLADECKOVA & SLADECEK (1963) und SLADECKOVA (1964) zählten bis zu 8 Ind./cm^2 im Aufwuchs eines durch Abwässer der Zuckerindustrie verunreinigten, eutrophen Speichersees in der Tschechoslowakei. Mehrere Nachweise aus dem Brackwasser: gering bis deutlich verschmutzte Bereiche auf Sylt (KÜSTERS 1974); Elbe-Aestuar (TENT 1981); in der Schlei auf *Zanichella*-Beständen (JAECKEL 1962); Schwarzmeerküste von Bulgarien (VALKANOV 1936); Fluttümpel in England (BRUCE 1948); Mobile Bay, Alabama (JONES 1974). Bisher in Europa, Asien (SHEN YUNFEN 1983; mit Abbildung) und Nordamerika nachgewiesen.

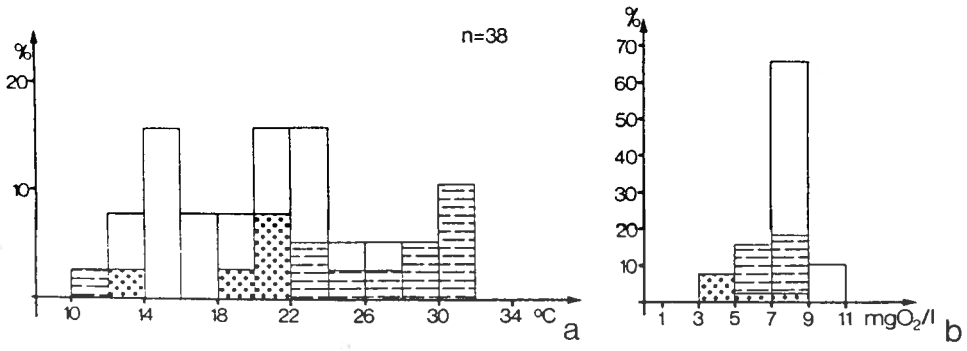
Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach SCHÖNBORN (1977) und eigenen Berechnungen nur 3-4 mg. SCHÖNBORN (1977) ermittelte für die alphamesosaprobe Saale in Rothenstein eine Jahresproduktion von nur 2000 Ind./m^2. BERNERTH (1982) folgert aus Untersuchungen am Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks, daß *V. ingenita* eine sauerstoffliebende, gegen hohe Temperaturen und einige Konditionierungsmittel (Biozide auf Chlorbasis, Kombinationsprodukte auf Basis modifizierter anorganischer Peroxide und Alkyloligoamiden) wenig empfindliche Art ist. Häufig mit → *Cothurnia annulata* vergesellschaftet (→ Verwechslungsmöglichkeiten). In Experimenten stellte BERNERTH (1982) fest, daß innerhalb von 4 h bei einer Kühlwassertemperatur von 33 °C 15-53 Exemplare auf den Objektträgerunterseiten angewachsen waren und sich Temperaturschwankungen nicht negativ auf die Individuendichten auswirkten. Nach 24 h und bei 22-34 °C stieg die Abundanz auf der Unterseite eines

Objektträgers auf 607 Exemplare an. Auf der Oberseite lebten zwischen zahlreichen Rädertieren nur 5 Individuen. Autökologische Datensammlung → Tabelle und Ökogramme.

Tabelle: Milieuspektra von ***Vaginicola ingenita***. PATRICK et al. (1967) fanden sie selten in einem Fluß in den USA. Die Angaben von NUSCH (1970) basieren auf mehreren Analysen aus einem Staugewässer und jene von BERNERTH (1982) auf 38 Analysen aus dem Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain.

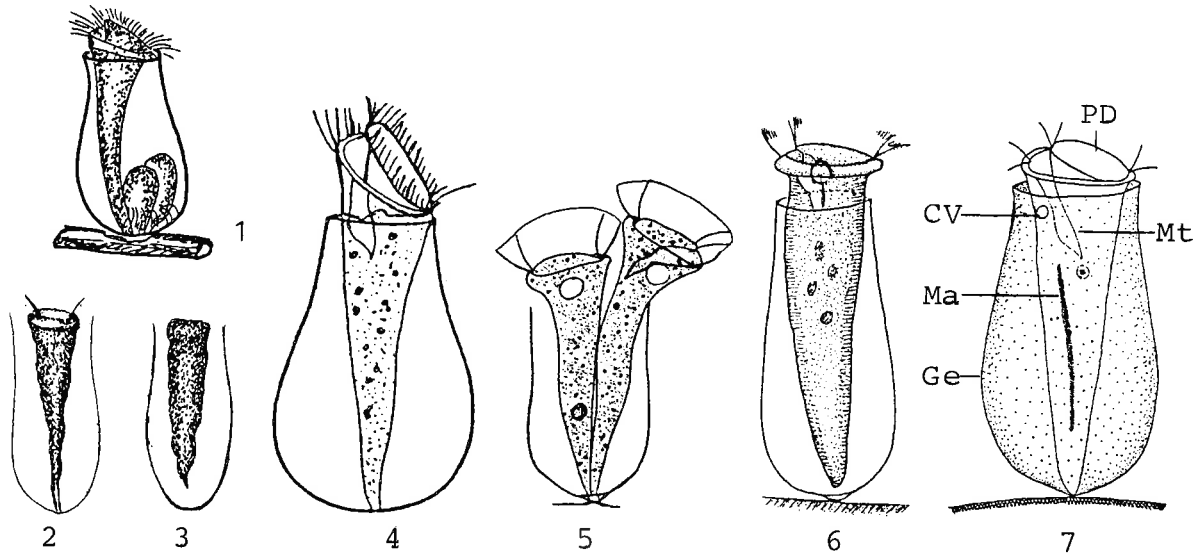
Faktor	PATRICK et al.	NUSCH	BERNERTH
Saprobität	-	o-b	b-a
°C	23-28	12-20	10-32
Leitfähigkeit μS/cm	-	-	630-2200
pH	6.5-6.8	um 7.5	7.1-8.5
O_2 (mg/l)	5.0-7.0	8.0-10.0	4.4-11.0
BSB_5 (mg/l)	0.5-1.0	-	-
DOC (mg(l)	-	-	6.6-30
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.016-0.033	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.01-0.3	0-0.16	-
NO_3^--N (mg/l)	0.07-0.2	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0.001-<0.007	-	-
Cl^- (mg/l)	5-<10	-	-
SO_4^{2-} (mg/l)	10-<30	-	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	1-2[1]	0.003-0.051[2]

[1] Direktzählung. [2] Plattenmethode.



Ökogramme von *Vaginicola ingenita* (a, b, aus BERNERTH 1982). **a, b:** Prozentuale Verteilung aller Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum im Bereich des Kühlwassersystems eines konventionellen Großkraftwerks am beta- bis alphamesosaproben Untermain. Kennzeichnung der Probenahmestellen: Einlauf ins Kraftwerk = Punktraster, Warmwasserleitung nach Kondensator und Kondensatoraustrittskammer = Querstreifen, Kühlturmtasse des Versuchskühlturmes = weiß.

Saprobielle Einstufung (nach BICK 1972, SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.4. Diese ursprünglich von SLADECKOVA & SLADECEK (1963) vorgenommene Einstufung paßt nur mäßig gut auf die Fundortangaben und autökologischen Daten (→ Ökogramme und Tabelle). Die Nachweise von KRALIK (1958), NUSCH (1970) und anderen zeigen, daß auch saubere Gewässer nicht gemieden werden. Wir schlagen daher folgende Änderung vor: b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen. *Vaginicola ingenita* scheint höhere Temperaturen und höhere Sauerstoffkonzentrationen zu bevorzugen, was das gehäufte Vorkommen in der wärmeren Jahreszeit und das weitgehende Fehlen in den meist kalten Gewässern Österreichs erklären könnte.



Vaginicola ingenita in vivo (1, nach FROMENTEL 1876; 2, 3, aus MÜLLER 1786; 4, aus SLADECKOVA & SLADECEK 1963; 5, aus SOMMER 1951; 6, aus NUSCH 1970; 7, aus BICK 1972). **1:** Gehäuse (62 μm) mit einer gestreckten Zelle und zwei Schwärmern. **2-4, 6, 7:** Gehäuse (35-50 μm) mit je einer gestreckten Zelle. **5:** Gehäuse (40 μm) mit 2 gestreckten Zellen. CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PD = Peristomdiskus.

Vaginicola tincta EHRENBERG, 1830

1830 *Vaginicola tincta* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (ohne Abbildung).
1838 *Vaginicola tincta* EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 296 (Abbildung; Revision).
1935 *Vaginicola tincta* EHRENBERG, 1830 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 764 (Revision).
1979 *Vaginicola tincta* EHRENBERG, 1830 - VUCETICH & ESCALANTE, Neotropica, 25: 190 (Abb. 2, 3; Nachweis aus Argentinien, → Taxonomie).
1979 *Vaginicola lagena* KAHL, 1935 - VUCETICH & ESCALANTE, Neotropica, 25: 190 (Abb. 4; Fehlbestimmung; → Taxonomie).

Taxonomie

EHRENBERG (1838) zeichnet ein drittes, hinten gerundetes Gehäuse, das sicher nicht mit *V. tincta* identisch ist. *Vaginicola tincta* sensu VUCETICH & ESCALANTE (1979) hat ein deutlich schlankeres Gehäuse als die Typuspopulation (vgl. Abb. 1-3), wogegen die von den selben Autoren als *V. lagena* KAHL bestimmte Form besser auf *V. tincta* als auf die KAHL'sche Art paßt (vgl. Abb. 1, 4, 6). Da nur wenig über die Variabilität der Vaginicoliden-Gehäuse bekannt ist, sollte die Determination hauptsächlich nach der Originalbeschreibung erfolgen. Eine Revision der sehr umfangreichen Gattung (etwa 70 Nominalspecies) und eine ausführliche Wiederbeschreibung von *V. tincta* sind dringend erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand in vivo etwa 130 μm lang.

2) Zellen im gestreckten Zustand trompetenförmig, ragen etwa 1/3 aus dem Gehäuse, das oft von 2 Individuen bewohnt ist (Abb. 1).

3) Zellen stark kontraktil, können sich vollständig ins Gehäuse zurückziehen (Abb. 1-4).

4) Makronucleus unbekannt, wahrscheinlich aber so wie bei den anderen Arten lang gestreckt (Abb. 6, 7).

5) Kontraktile Vakuole unbekannt.

6) Pellicula vermutlich sehr fein quer gestreift.

7) Peristomkragen ragt bei gestreckten Individuen deutlich über den Körperrand (Abb. 1).

8) Gehäuse etwa 85 x 40 μm, also etwa halb so breit wie lang; jenes von *V. tincta* sensu VUCETICH & ESCALANTE 87-105 x 30 μm.

9) Gehäuse zylindrisch oder nach vorne leicht verschmälert, ohne Stiel am Substrat festgeheftet, braun gefärbt (Abb. 1-4). Solitär auf verschiedenen Substraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

Es gibt mehrere sehr ähnliche und vielleicht damit identische Arten: *V. ceratophylli* (PENARD) (Gehäuse breit krugförmig und mit einer leicht überstehenden Platte am Substrat festgeheftet; Abb. 7), *V. plicata* SHEN YUNFEN (Gehäuse 120-150 x 35-42 μm, basaler Abschnitt konisch erweitert), *V. lagena* KAHL (Gehäuse flaschenförmig und etwa 120 μm lang; Abb. 6), *V. amphora* (KAHL) (Salz-

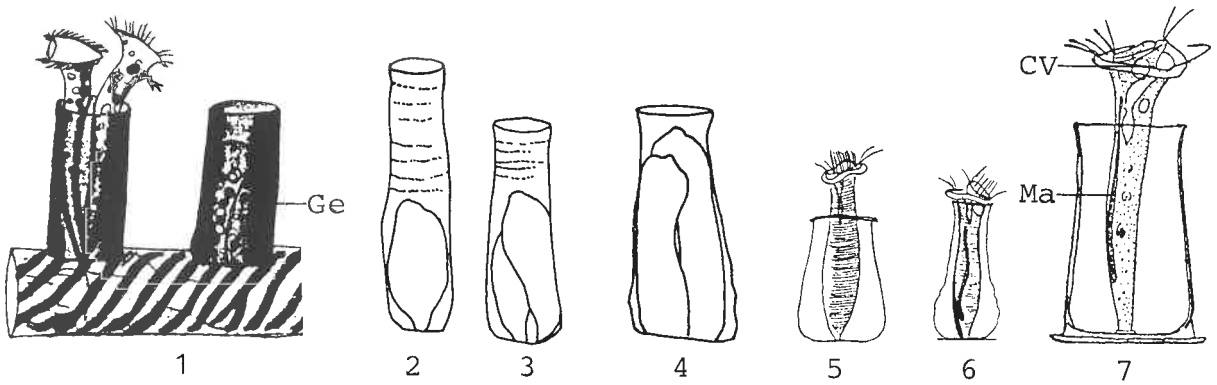
wasserform, Gehäuse nach vorne um etwa 1/3 verschmälert und mit leicht umgeschlagenem Rand, Zellen im gestreckten Zustand spindelförmig; Abb. 5). → *Cothurnia*-Arten haben ein gestieltes Gehäuse, → *Thuricola*-Arten haben eine Klappe im Gehäuse. Die Identifikation erfolgt hier ausschließlich nach dem Gehäuse (Merkmale 8, 9).

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine eher seltene Aufwuchsform, die nach den großteils nicht durch Abbildungen belegten Nachweisen sowohl stehende (Tümpel, Seen, Speicherseen) als auch fließende Gewässer (z. B. Amazonas in Peru; CAIRNS 1966a) besiedelt. Die Gehäuse sitzen auf Fadenalgen (*Spirogyra*) und submersen Makrophyten (*Myriophyllum*, *Lemna*, *Pontederia*, *Spirodela*, Seerosen). HAMMANN (1952) fand *V. tincta* im August vereinzelt auch auf Objektträgern in "wenig zersetztem Wasser" des eutrophen Poppelsdorfer Weihers in Bonn. KRALIK (1958) beobachtete sie selten und nur im Herbst vorwiegend unter betamesosaproben Verhältnissen. Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen ("bacteria beds") nicht durch Abbildungen belegt (z. B. BARKER 1946). Bisher in Europa, Asien und Nord- und Südamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach SCHÖNBORN (1982a) 115 mg, nach eigenen Berechnungen (Kreis-Kegel mit 130 μm Länge und 20 μm Durchmesser unmittelbar unterhalb des Peristomkragens) nur etwa 15 mg. SCHÖNBORN (1982a) hat also offensichtlich die Biomasse unrichtig berechnet oder die Art falsch bestimmt. Seine für eine Population aus der betamesosaproben Ilm bei Buchfart ermittelten Jahresproduktionsdaten von 12000 Ind./m^2 bzw. 1.4 mg/m^2 bedürfen daher der Überprüfung.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5. Stimmt mit den insgesamt recht spärlichen Daten überein. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Vaginicola tincta in vivo (1, aus EHRENBERG 1838; 2-4, nach VUCETICH & ESCALANTE 1979). **1:** Zwei Gehäuse auf *Spirogyra*. **2-4:** Abweichende Gehäuseformen, 107 μm, 87 μm, 95 μm; → Taxonomie. Ge = Gehäuse.

Vaginicola amphora in vivo (5, aus KAHL 1935). **5:** Gehäuse (100 μm) mit einer gestreckten Zelle.

Vaginicola lagena in vivo (6, aus KAHL 1935). **6:** Gehäuse (120 μm) mit einer gestreckten Zelle.

Vaginicola ceratophylli in vivo (7, aus PENARD 1922). **7:** Gehäuse (115-130 μm) mit einer gestreckten Zelle. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

Astylozoon fallax ENGELMANN, 1862

1862 *Astylozoon fallax* ENGELMANN, Z. wiss. Zool., 11: 389.
1935 *Astylozoon fallax* ENGELMANN, 1862 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 665 (Revision).
1962 *Astylozoon fallax* ENGELMANN 1862 - DINGFELDER, Arch. Protistenk., 105: 624 (pro parte: Abb. 71c, d; nec: Fig. 71a, b, e-h; durch Abbildungen belegte Nachweise aus ephemeren Kleingewässern Bayerns).
1971 *Astylozoon fallax* ENGELMANN - STILLER, Fauna Hung., 105: 7 (pro parte: Abb. 2A, E; nec: Abb. 2B-D, 2F-H; Revision; durch Abbildungen belegter Nachweis aus Ungarn).
1977 *Astylozoon fallax* (ENGELMANN, 1862) - FOISSNER, Protistologica, 13: 358 (Revision).

Taxonomie

Wegen des ziemlich ungewöhnlichen, nierenförmigen Makronucleus wurde die Art wiederholt in Frage gestellt. ENRIQUES (1912) und DINGFELDER (1962) sehen in ihr nur eine Variante der später beschriebenen *A. pyriforme* SCHEWIAKOFF. STILLER (1971) und JAROCKI & JAKUBOWSKA (1927; ohne Abbildung) bestätigen jedoch die Angaben von ENGELMANN (1862). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe sehr variabel, nach ENGELMANN (1862) bis 100 μm, nach DINGFELDER (1962) 41-67 μm, nach STILLER (1971) 36-100 μm.

2) Gestalt ellipsoid, Hinterende meist deutlich zugespitzt und nach dorsal gebogen (Abb. 1-3). Selten zylindrische Individuen (Abb. 4).

3) Zellen kontraktil.

4) Makronucleus nierenförmig etwa in Körpermitte (Abb. 1-5).

5) Kontraktile Vakuole an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-4).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 1-4).

7) Peristomkragen wulstartig verdickt, ragt bei gestreckten Zellen nur leicht vor. Peristomdiskus nur wenig herausgehoben, nach ENGELMANN (1862) fast eben, nach DINGFELDER (1962) und STILLER (1971) deutlich konvex. Mundtrichter etwa 1/3körperlang (Abb. 1-3).

8) Stiel fehlt, eine oder mehrere Borsten am Hinterende (Abb. 1-4).

9) Solitär; planktisch, schwimmt mit der Mundbewimperung voran.

Verwechslungsmöglichkeiten

Leicht mit → *A. faurei* (Gestalt kugelig, kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters), *A. pyriforme* (Makronucleus wurm- oder hufeisenförmig; → Abb. 6) und *A. enriquesi* (Makronucleus dreiviertelkreisförmig, kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters; → Abb. 4-17 bei *A. faurei*) zu verwechseln. *Astylozoon vagans* STILLER bildet eine Schleimhülle, ähnlich wie → *Zoothamnium kentii*. *Astylozoon oxypus* LEPSI hat ebenfalls einen rundlichen Makronucleus, ist aber ansonsten ganz ungenügend dargestellt. → *Hastatella radians* hat auffallende Dornen (pelliculäre Fortsätze), die aber auch sehr klein sein können. Die ebenfalls freischwimmende → *Opist-*

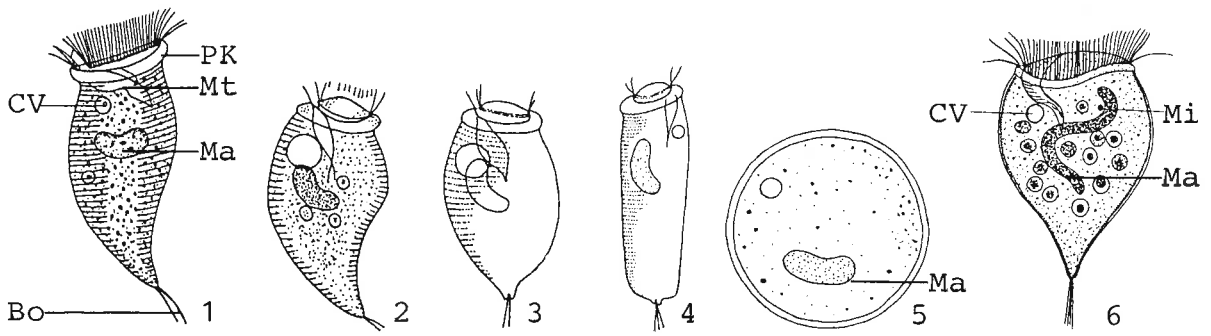
honecta henneguyi hat einen aboralen Wimpernkranz, 4 kontraktile Vakuolen und schwimmt mit dem Hinterende voran. Planktische Vorticellen (→ *V. mayeri*, → *V. natans*) sind gestielt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene planktische Art, die in stehenden Kleinstgewässern, Tümpeln und kleinen Seen, aber auch in ruhigen Stellen von Flüssen vorkommt. Vermehrtes Vorkommen von Frühjahr bis Herbst, selten im Winter. ENGELMANN (1862) fand sie im Elster-Fluß bei Leipzig. Er hob hervor, daß sie im Sammelgefäß 3 Monate überlebte und daß neben ihr keine andere Ciliaten-Art vorkam; ein Hinweis auf eine sehr gute Wasserbeschaffenheit. DINGFELDER (1962) und DETCHEVA (1972b) fanden sie dagegen in Wegpfützen, Rasenaufgüssen und Überschwemmungswiesen. *Astylozoon fallax* bewohnte vorwiegend die bakterienreichen, stark verschmutzten und getrübten Pfützen, die oft befahren wurden und viel Fallaub und Heureste enthielten. RECK (1987; ohne morphologische Daten) fand *A. fallax* im Plußsee, einem kleinen, nährstoffreichen Waldsee in Ostholstein. Anfang Mai zählte sie 6770 Ind./l in 3 m Tiefe, in der zweiten Maihälfte erreichte die Art noch in 23 m Tiefe sehr hohe Abundanzen. Von Juni bis Mitte Oktober dann nur noch von 0-6 m, also vorwiegend im sauerstoffreichen Epilimnion und im oberen Bereich des Metalimnions (1340-2546 Ind./l). Bisher in Europa und Asien (WANG JIAJI 1977; ohne Abbildung) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen bei einer Länge von 70 μm etwa 30 mg. RECK (1987) gibt für die Population aus dem Plußsee (siehe Vorkommen und Verbreitung) folgende autökologische Daten: 3.8-20.6 °C (über 1000 Ind./l bei: 3.8-20.6 °C), pH 7.3-9.3 (7.3-9.3), 0.3-16.9 mg/l O_2 (4.3-16.9 mg/l), 3-177 % O_2-Sättigung (59-177 %), 0.03-0.38 mg/l NH_4^+-N (0.04-0.21 mg/l). Nach DINGFELDER (1962) kann *A. fallax* in Wegpfützen noch bei 35 °C überleben.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Diese Einstufung paßt recht gut auf die Fundortangaben und ökologischen Daten. Da jedoch Verwechslungen mit anderen *Astylozoon*-Arten wahrscheinlich und die Daten recht spärlich sind, müssen weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen durchgeführt werden.



Astylozoon fallax in vivo (1, 5, nach ENGELMANN 1862 aus FOISSNER 1977; 2, nach STILLER 1971 aus FOISSNER 1977; 3, 4, nach DINGFELDER 1962 aus FOISSNER 1977). **1-3:** Gesamtansichten, 87 μm, ? μm, ? μm. **4:** Individuum mit zylindrischer Körperform, ? μm. **5:** Zyste, 38-50 μm im Durchmesser.

Astylozoon pyriforme in vivo (6, nach SCHEWIAKOFF 1893 aus FOISSNER 1977). **6:** Gesamtansicht, 46-54 μm.

Bo = Borsten am Hinterende, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, PK = Peristomkragen.

Astylozoon faurei KAHL, 1935

1935 *Astylozoon faurei* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 666 (Originalbeschreibung und Revision).
1968 *Astylozoon faurei* KAHL, 1935 - CHORIK, Planktonwimpertiere, p. 142 (durch Abbildung belegter Nachweis aus kleinen Gewässern Moldaviens).
1972 *Astylozoon faurei* KAHL - SLADECEK, Věst. čsl. Spol. zool., 36: 73 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Speichersee in der Tschechoslowakei).
1977 *Astylozoon faurei* (KAHL, 1930-35) - FOISSNER, Protistologica, 13: 360 (Revision).

Taxonomie

KAHL (1935) errichtete diese Art, die einer ausführlichen Neuuntersuchung (Versilberung) bedarf, für *A. pyriforme* SCHEWIAKOFF sensu FAURE-FREMIET (1924). Er hat jedoch übersehen, daß seine Population einen nierenförmigen Kern hat und die kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters liegt. Sie unterscheidet sich somit wesentlich von der Population FAURE-FREMIET's, dessen Bestimmung nach FOISSNER (1977) richtig ist. Auch bei *A. enriquesi* FOISSNER, 1977, liegt die kontraktile Vakuole an der dorsalen Wand des Mundtrichters. Da sie sehr ausführlich beschrieben und vielleicht schon mehrmals mit anderen Arten verwechselt worden ist, wird sie hier zur Darstellung der allgemeinen Organisation der stiellosen Peritrichen detailliert abgebildet (Abb. 4-17). *Astylozoon faurei* sensu GELEI & SZABADOS (1950) ist nach FOISSNER (1977) mit *A. pyriforme* identisch.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 40-60 μm.

2) Gestalt kugelig, beim Peristomkragen halsartig verjüngt (Abb. 1-3).

3) Zellen leicht kontraktil.

4) Makronucleus nierenförmig etwa in Körpermitte (Abb. 1-3).

5) Kontraktile Vakuole etwas unterhalb des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1-3).

6) Pellicula deutlich quer gestreift (Abb. 1, 3).

7) Peristomkragen wulstartig verdickt und leicht nach außen gebogen. Peristomdiskus schräg herausgehoben und stark gewölbt. Adorale Wimpernspirale kräftig ausgebildet. Mundtrichter nur etwa 1/4körperlang, auffallend klein (Abb. 1-3).

8) Stiel fehlt, eine Borste auf einem zapfenförmigen Vorsprung des Hinterendes (Abb. 1-3).

9) Solitär; planktisch, schwimmt mit der Mundbewimperung voran.

Verwechslungsmöglichkeiten

Leicht mit → *Astylozoon fallax* (Gestalt kelchförmig, kontraktile Vakuole ventral), *A. pyriforme* SCHEWIAKOFF (kontraktile Vakuole ventral, Makronucleus dreiviertelkreisförmig; → Abb. 6 bei *A. fallax*) und *A. enriquesi* (Makronucleus dreiviertelkreisförmig; Abb. 4-17) zu verwechseln. *Astylozoon vagans* STILLER bildet so wie → *Zoothamnium kentii* eine Tektinhülle. → *Hastatella radians* hat auffallende Dornen, die manchmal jedoch sehr klein sind. Die ebenfalls freischwimmende →

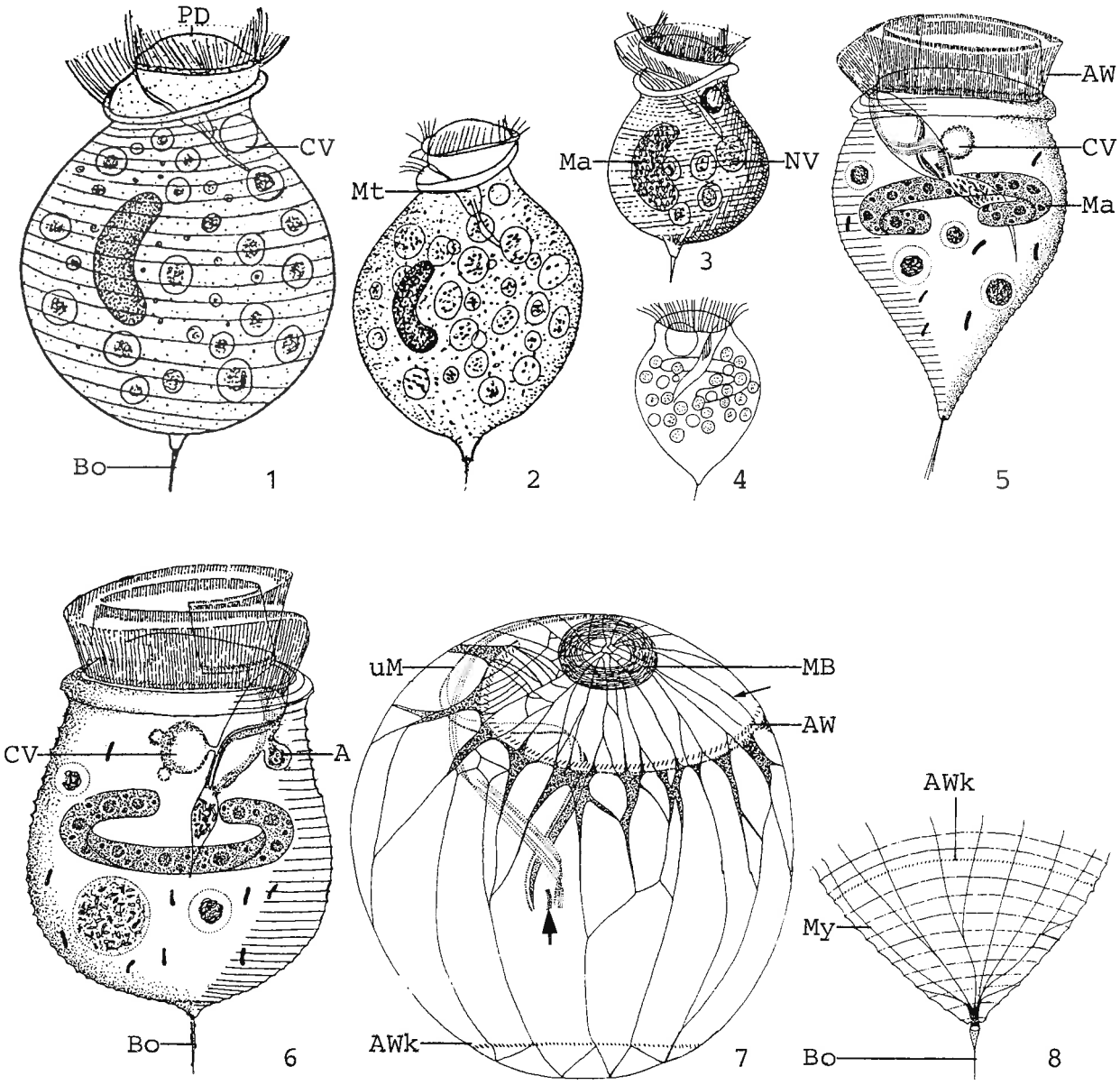
Opisthonecta henneguyi hat einen aboralen Wimpernkranz, 4 kontraktile Vakuolen und schwimmt mit dem Hinterende voran. Planktische Vorticellen (→ *V. mayeri*, → *V. natans*) sind gestielt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene planktische Art, die kleine stehende, meist eutrophe Gewässer bevorzugt; selten auch in Speicherseen (ALEKPEROV 1983a, SLADECEK 1972) und Fließgewässern. KAHL (1935) entdeckte sie in einem Teich des Hamburger Zoologischen Gartens. SLADECEK (1972) fand im Februar 5 Ind./l unter der Eisdecke eines alpha- bis betamesosaproben, eutrophen Speichersees. MADONI & GHETTI (1977) und MADONI (1980) zählten in stark verschmutzten Bereichen des Parma-Flußsystems bis zu 24 Ind./cm^2. BARTSCH & HARTWIG (1984) fanden *A. faurei* sporadisch in der benthischen Winterfauna des stark verschmutzten Hamburger Hafens. Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach CHORIK (1968) 10 mg (offensichtlich falsch berechnet), nach eigenen Berechnungen etwa 50 mg. SLADECEK (1972) fand seine Population bei folgender Wasserbeschaffenheit: 1-4 °C, 3.2 mg/l BSB_5, 1.6 mg/l NH_4^+-N, 3.5 mg/l NO_3^--N, 0.05 mg/l NO_2^--N, 0.05 mg/l PO_4^{3-}-P, 0.6 mg/l Gesamtphosphat. DETCHEVA (1983c) gibt für eine Population aus dem Flußsystem der Maritza (Bulgarien) folgende autökologische Daten: 0.3 % Frequenz, 20.5 °C, pH 7.6, 4.8 mg/l O_2 (54 % Sättigung), 7.2 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.008 mg/l NH_4^+-N, 9 mg/l NO_3^--N, 24.5 mg/l Cl^-, 117 mg/l SO_4^{2-}, 82 mg/l Ca^{2+}, 8.8 mg/l Mg^{2+}.

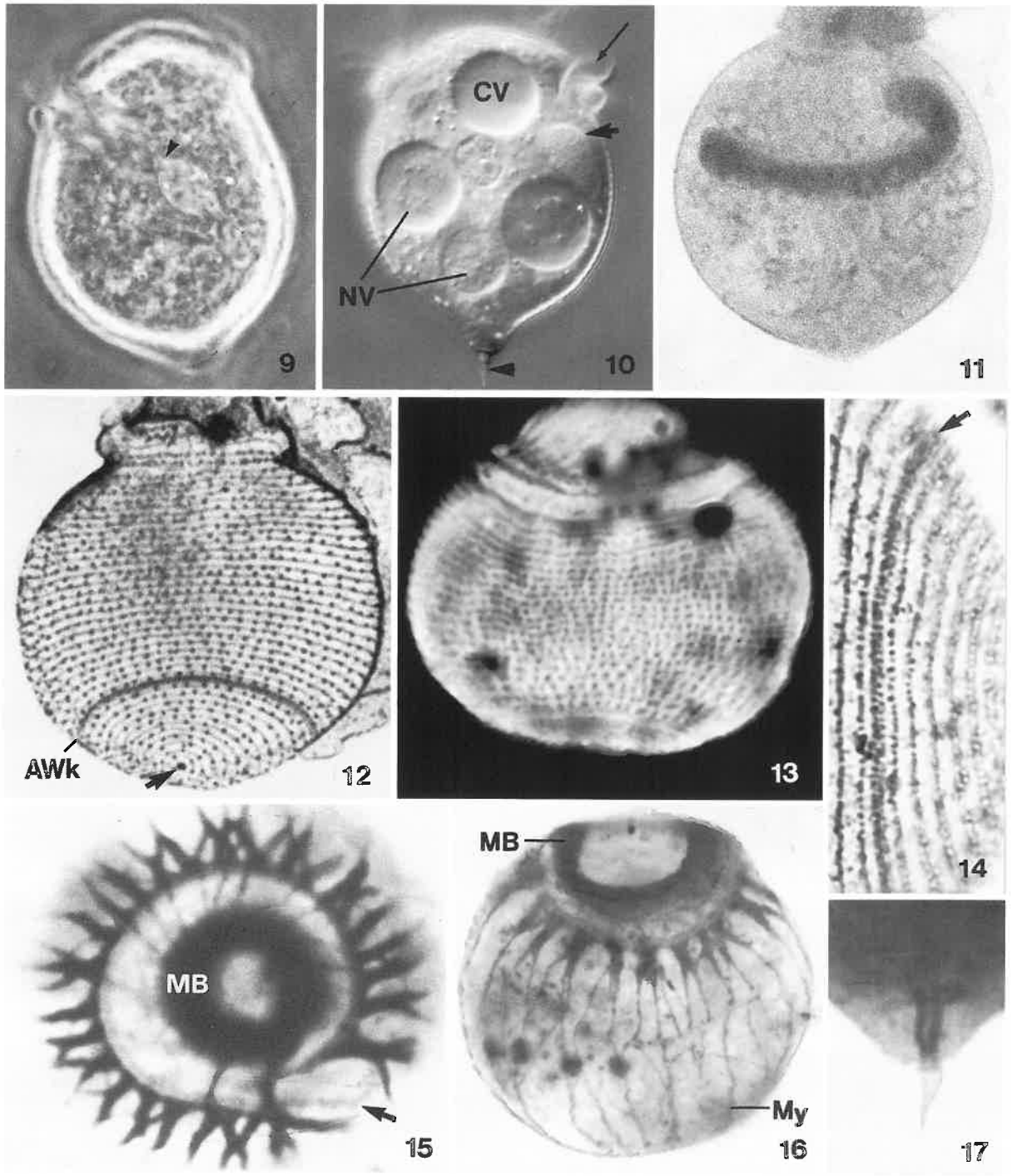
Saprobielle Einstufung: SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) übernehmen die von SLADECEK (1972) vorgenommene und unserer Meinung nach nicht ganz plausible Einstufung als alphamesosaproben Indikator (a; a = 9, p = 1, I = 5, SI = 3.1). Diese basiert vermutlich vorwiegend auf der Beurteilung der Biozönose (vereinzelt *Sphaerotilus natans*, *Bodo*, *Monas*, *Anthophysa vegetans*, *Aspidisca lynceus*, *Carchesium polypinum*, *Cinetochilum margaritaceum*, *Codonella cratera*, *Cyclidium glaucoma*, *Lembadion lucens*, *Stentor coeruleus*, *Trachelius ovum*, *Vorticella*) und weniger auf der chemischen Analyse (→ oben), die mit einem BSB_5 von 3.2 mg/l noch betamesosaprobe Verhältnisse indiziert. MORAVCOVA (1977) schlägt dagegen nach mehrjährigen Untersuchungen ebenfalls an tschechoslowakischen Gewässern einen betamesosaproben Verbreitungsschwerpunkt vor (b = 7, a = 3). Nach den vorliegenden Daten aus z. T. stark verschmutzten Gewässern und aus den Nachweisen bei niedrigen BSB_5-Werten ist jedoch ein Vorkommensmaximum ableitbar, das zwischen diesen beiden Extremen liegt. Wir schlagen daher folgende Einstufung vor: b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Zur Absicherung sind weitere Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen notwendig.



Astylozoon faurei in vivo (1, aus SLADECEK 1972; 2, aus CHORIK 1968; 3, nach KAHL 1935 aus FOISSNER 1977). **1-3:** Gestreckte Individuen, 45 μm, 55 μm, 55-60 μm.

Astylozoon enriquesi (4, nach ENRIQUES 1912 aus FOISSNER 1977; 5-8, aus FOISSNER 1977. 4-6, in vivo; 7, 8, Protargolimprägnation). **4, 6:** Gut ernährte Individuen, ? μm, 62 μm. Bewimperung des Mundes in Abb. 6 nach Protargolpräparaten eingezeichnet. **5:** Schlankes Individuum, 50 μm. Bewimperung des Mundes nach Protargolpräparaten eingezeichnet. **7:** System kontraktiler Fasern und Mundbewimperung. Der kleine Pfeil weist auf das im Peristomdiskus vorhandene Myonemsystem, der große auf die Membranelle 3. **8:** Hinteres Körperende mit Anlage des aboralen Wimpernkranzes und der aboralen Borste, zu der die kontraktilen Fasern ziehen.

A = Zellafter (Cytopyge), Bo = Borste am Hinterende, AW = adorale Wimpernspirale, AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, MB = Myonem-Band zur Schließung des Peristoms, Mt = Mundtrichter, My = kontraktile Fasern (Myoneme), NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, uM = undulierende Membran.



Astylozoon enriquesi (9, 11-17, aus FOISSNER 1977 und Original aus derselben Population; 10, Original einer planktischen Population aus einem eutrophen See in Salzburg. 9, Lebendaufnahme im positiven Phasenkontrast; 10, Lebendaufnahme im Interferenzkontrast; 11, Methylgrün-Pyronin Färbung; 12, 14, trockene Silbernitratimprägnation; 13, Opalblau-Färbung; 15-17, Protargolimprägnation). **9, 10:** Leicht gepreßte Individuen. Die Pfeilspitze in Abb. 9 weist auf den Zellmund. Der kleine Pfeil in Abb. 10 markiert den Eingang zum Mundtrichter, der große Pfeil weist auf das Ende des hufeisenförmigen Makronucleus (vgl. Abb. 11). Die Pfeilspitze markiert die Borste am Hinterende. **11:** Makronucleus. **12:** Gesamtansicht des streifenförmigen Silberlinensystems mit 24-32 Silberlinien vom Vorderende bis zum aboralen Wimpernkranz (stets unbewimpert) und 8-13 von diesem bis zum Hinterende (Pfeil). **13:** Gesamtansicht. Besonders im zentralen Teil zeigt sich eine deutliche Felderung. **14:** Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil). **15, 16:** System der kontraktilen Fasern in Frontal- und Lateralansicht. Der Pfeil weist auf den Mundtrichter. **17:** Borste am Hinterende stark vergrößert. AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, MB = Myonem-Band im Peristomkragen, My = Myoneme (kontraktile Fasern), NV = Nahrungsvakuole.

Hastatella radians ERLANGER, 1890

1890 *Hastatella radians* ERLANGER, Z. wiss. Zool., 49: 657.
1935 *Hastatella radians* ERLANGER, 1890 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 667 (Revision).
1962 *Hastatella radians* ERLANGER 1890 - DINGFELDER, Arch. Protistenk., 105: 630 (durch Abbildung belegter Nachweis aus ephemeren Kleingewässern Bayerns).
1977 *Hastatella radians* (ERLANGER, 1890) - FOISSNER, Protistologica, 13: 363 (Revision; maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die Variabilität der Körpergröße, der Körperform und der Länge und Anzahl der Dornen (Spinae) ist sehr groß. Die von GELEI (1954) beschriebene *Hastatella microradians* mit wenigen kurzen Dornen wird daher von DINGFELDER (1962) und FOISSNER (1977) mit *H. radians* synonymisiert.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 30-75 μm, meist jedoch unter 50 μm.

2) Gestalt meist schlank bis breit ellipsoid (Abb. 1, 8-12, 14, 17), seltener glockenförmig (Abb. 6) oder zylindrisch (Abb. 2, 13). Am Peristomkragen und etwa in der Körpermitte je ein Kranz aus abgeflachten pelliculären Fortsätzen (= Dornen oder Spinae; Abb. 1, 2, 5-14, 16, 17). Zumindest der äquatoriale Kranz besteht eigentlich aus zwei Kränzen, deren Dornen alternierend angeordnet sind (Abb. 15). Dornenform (breit bis schmal keilförmig), Dornenanzahl (wenige bis 40) und Dornenlänge (wenige bis 40 μm) sehr variabel. Kurze und lange Dornen wechseln innerhalb eines Kranzes regellos ab.

3) Zellen mäßig stark kontraktil. Kontraktiles Fasersystem (Myoneme; nur nach Protargolimprägnation erkennbar) gut entwickelt, unterhalb des oralen und im Bereich des äquatorialen Dornenkranzes deutlich verstärkt. Dornen nicht kontraktil, werden während des Schwimmens nach hinten parallel zur Körperlängsachse gelegt, beim Schweben aber durch das Myonemsystem in verschiedene Richtungen vom Körper abgespreizt. Im Peristomkragen ein kräftiges Ring-Myonem (Abb. 5, 11-14, 16, 17).

4) Makronucleus hufeisenförmig quer in Körpermitte (Abb. 1, 8).

5) Kontraktile Vakuole etwas unterhalb des Peristomkragens an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 2, 8-10).

6) Pellicula meist deutlich quer gestreift. Silberliniensystem weitstreifig, 13-22 ($\bar{x}$ = 17) Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 5-9 ($\bar{x}$ = 7) von diesem bis zum Hinterende (Silberliniensystem nur nach Silbernitratimprägnation erkennbar; Abb. 1, 2, 6-10, 15, 18, 19).

7) Peristomkragen etwas vorragend und wulstartig verdickt, aber nicht krempenförmig umgebogen (Abb. 1, 2, 6, 8-14, 17). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht bis stark konvexen Peristomdiskus und im recht geräumigen Mundtrichter jeweils etwa 1 Umgang (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 1-4).

8) Stiel fehlt. Hinterende fast immer mit einer feinen Borste (Abb. 1, 2, 5, 6, 8-10).

9) Solitär; planktisch, schwimmt mit der Mundbewimperung voran.

Verwechslungsmöglichkeiten

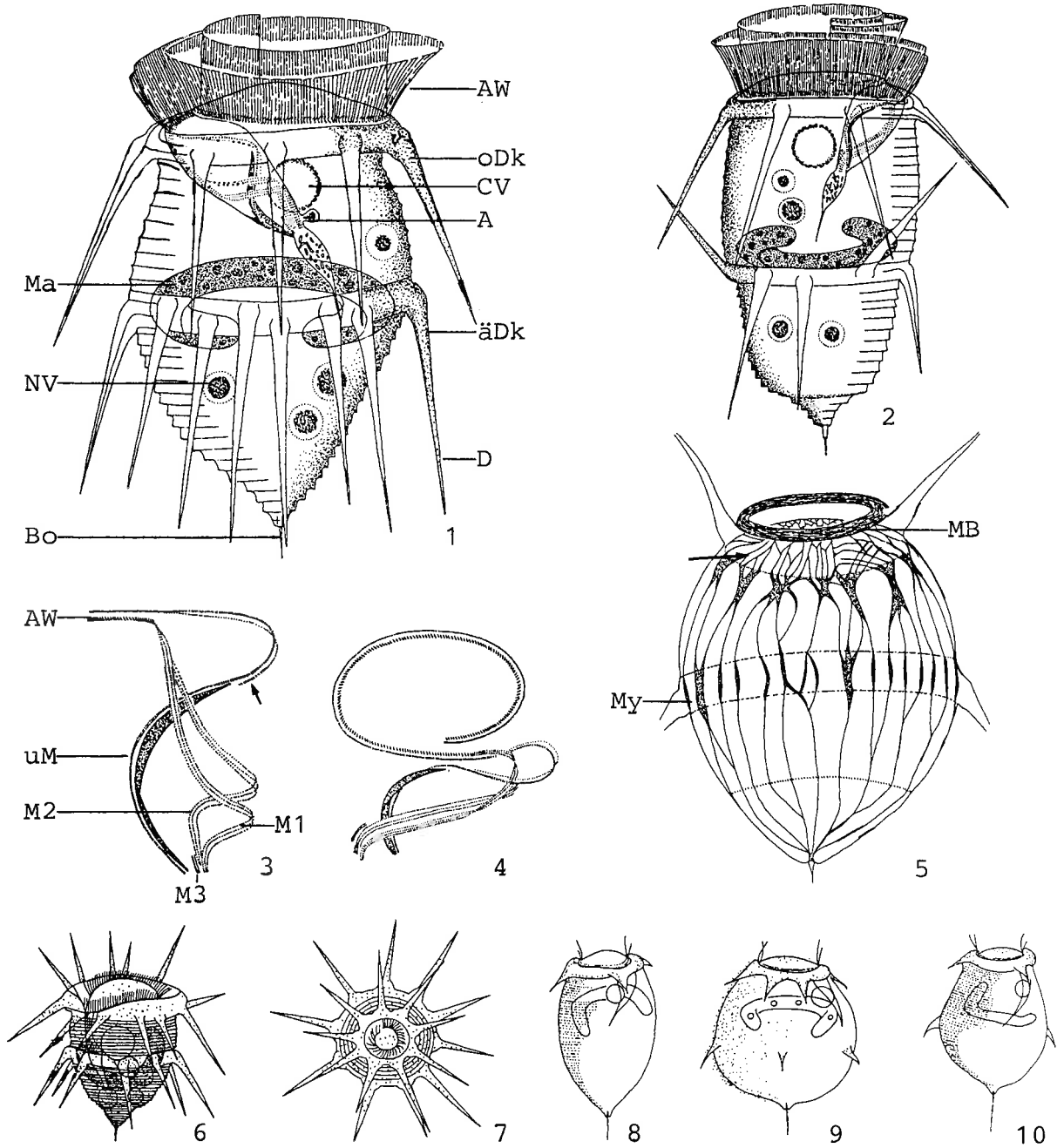
Eine sehr auffallende und daher leicht erkennbare Art. Die sehr seltene *H. aesculacantha* JAROKKI & JAKUBOWSKA hat etwa 36 Dornen, die alternierend in 4 Kränzen angeordnet sind. → *Astylozoon*-Arten besitzen keine Dornen (bei *Hastatella* sind die Dornen manchmal sehr kurz und daher schwierig erkennbar! Abb. 8). Wenig Geübte mögen *H. radians* mit oligotrichen Ciliaten (→ *Halteria*, → *Pelagohalteria*, → *Strobilidium*, → *Strombidium*; Mundbewimperung besteht aus adoralen Membranellen, Körperanhänge bestehen aus Wimpern, verklebten Wimperbüscheln oder fehlen) verwechseln. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 2, 7 wichtig.

Ökologie

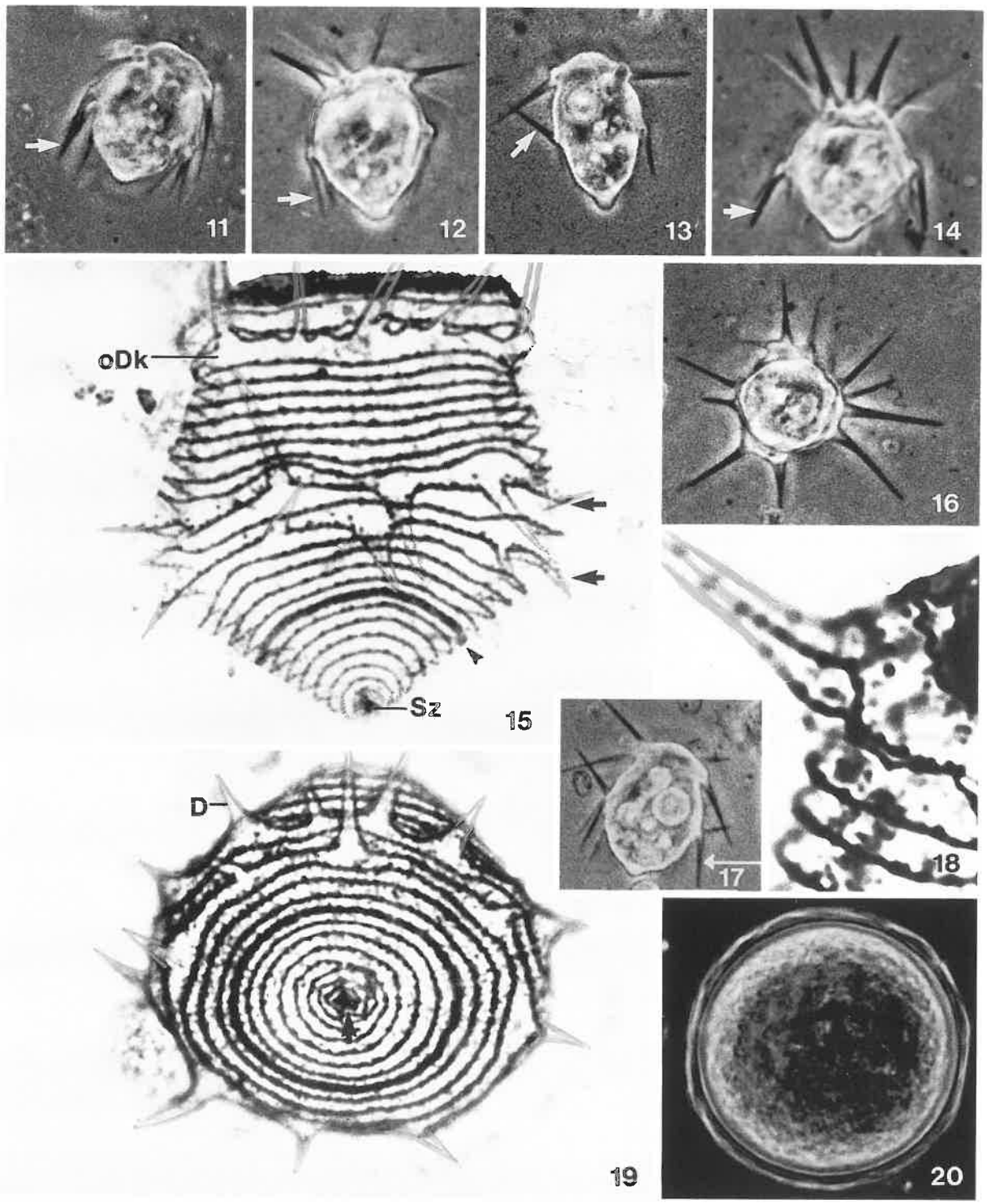
Vorkommen und Verbreitung: Ein sehr seltenes und ungewöhnliches planktisches Ciliat. Bewohnt vorwiegend kleine, eutrophe, stehende Gewässer (Wegpfützen, Tümpel, Weidetümpel, Weiher etc.), findet sich aber auch in größeren Seen und Fließgewässern mit geringer Strömung (z. B. in der betamesosaproben Elbe im Bereich der Staustufe Geesthacht; GRIMM 1968). VERSCHAFFELT (1929) und GILLARD (1947) beobachteten sie im Brackwasser bei starker Fäulnis (Absterben von *Gobio* sp. und reichlicher Bildung von *Zoogloea ramigera*) und in Kanälen in Belgien und Holland, die durch Industrie- und Stadtabwässer verschmutzt waren. Von STILLER (1942a) in eutrophen Natrongewässern in Ungarn, von HEUSS (1976) und HUL (1987a) in beta- bis alphamesosaproben Fließgewässern nachgewiesen. WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933) fanden hohe Abundanzen in Tümpeln bei Nanking (China) hauptsächlich während der Wintermonate. DINGFELDER (1962) konnte sie dagegen in ephemeren Kleingewässern Bayerns (in bakterienreichen Pfützen bis 175 Ind./ml) nur von März bis November beobachten. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien (CZAPIK & JORDAN 1976, GELEI et al. 1954). Biomasse von 10^6 Individuen nach CHORIK (1968) etwa 10 mg (offensichtlich falsch berechnet), nach eigenen Berechnungen bei einer Größe von 50 x 30 μm etwa 30 mg. GILLARD (1947), SCHARF (1961) und DINGFELDER (1962) geben folgende autökologische Daten (aus FOISSNER 1977): 10-43 °C, pH 6.4-7.8, 1.7-9.6 mval/l Säureverbrauch, 2.4-4.6 mg/l O_2, 34 % O_2-Sättigung, 32.5 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 2.88 mmol/l Gesamthärte, 1.1 mmol/l Karbonathärte, 18.0 mg/l CO_2 (frei), 2 mg/l NH_4^+-N, 7.5 mg/l NO_3^--N, 0.1 mg/l NO_2^--N, 64 mg/l Cl^-, 0.5 mg/l Fe^{2+}, 0.2 mg/l Phenole.

Saprobielle Einstufung (nach WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Von SLADECEK et al. (1981) mit o = 2, b = 7, a = 1 bewertet. *Hastatella radians* besitzt nach den vorliegenden Daten eine weite ökologische Potenz. DINGFELDER (1962) fand sie in klaren und bakterienreichen Wegpfützen; die Nachweise von GILLARD (1947; → oben) belegen eine beträchtliche Resistenz gegenüber starker organischer Verschmutzung. Weitere Untersuchungen müssen klären, ob die von FOISSNER (1988) angeführten Valenzen beibehalten werden können, oder ob der betamesosaprobe Anteil auf Kosten eines polysaproben oder größeren alphamesosaproben Anteils verkleinert werden muß.



Hastatella radians (1-5, aus FOISSNER 1977; 6, 7, nach ERLANGER 1890 aus FOISSNER 1977; 8-10, nach DINGFELDER 1962 aus FOISSNER 1977. 1, 2, 6-10, in vivo; 3-5, Protargolimprägnation). **1:** Freischwimmendes Individuum mit leicht abgespreizten Dornen, 75 μm. Mundbewimperung nach Protargolpräparaten eingezeichnet. **2:** Individuum unmittelbar vor der Kontraktion, 75 μm. Die Dornen weisen in verschiedene Richtungen. **3, 4:** Mundbewimperung bei verschiedenen Kontraktionszuständen des Peristoms. Der Pfeil in Abb. 3 weist auf die germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht. **5:** System kontraktiler Fasern (Myoneme), 56 μm. Der Pfeil weist auf die im Peristomdiskus befindlichen Myoneme. **6:** Lateralansicht, 40 μm. **7:** Ansicht von vorne. **8:** Individuum mit nur 4 Dornen; der äquatoriale Dornenkranz fehlt. **9:** Individuum mit kurzen Dornen. **10:** "*microradians*"-Form. A = Zellafter (Cytopyge), äDk = äquatorialer Dornenkranz, AW = adorale Wimpernspirale, Bo = Borste am Hinterende, CV = kontraktile Vakuole, D = Dornen, Ma = Makronucleus, MB = Myonem-Band zur Schließung des Peristoms, My = Myoneme (kontraktile Fasern), M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, oDk = oraler Dornenkranz, uM = undulierende Membran.



Hastatella radians (11-20, aus FOISSNER 1977. 11-14, 16, 17, 20, Lebendaufnahmen im positiven Phasenkontrast; 15, 18, 19, trockene Silbernitratimprägnation). **11-14, 17:** Lateralansichten. Beachte die starke Variabilität der Körperform und der Länge und Anzahl der Dornen. Die Pfeile weisen auf die Dornen des aboralen (äquatorialen) Kranzes. **15:** Silberliniensystem in Lateralansicht. Die Pfeile weisen auf die beiden gegeneinander versetzten Kränze des aboralen Dornenkranzes; die Pfeilspitze markiert die unbewimperte Anlage des aboralen Wimpernkranzes. **16:** Ansicht von vorne. **18:** Silberliniensystem an der Basis eines oralen Dorns. **19:** Ansicht des Silberliniensystems von hinten. Der Pfeil markiert die Scopula. **20:** Ruhezyste mit leicht gefältelter Ektozyste. D = Dornen, oDk = oraler Dornenkranz, Sz = Scopula.

Opisthonecta henneguyi FAURÉ-FREMIET, 1906

1906 *Opisthonecta henneguyi* FAURE-FREMIET, C. r. Séanc. Soc. Biol., 60: 922 (ohne Abbildung).
1924 *Opisthonecta henneguyi* FAURE-FREMIET - FAURE-FREMIET, Bull. biol. Fr. Belg., 6: 159 (Abbildung; ausführliche Beschreibung).
1935 *Opisthonecta henneguyi* FAURE-FR., 1924 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 663 (Revision).
1975 *Opisthonecta henneguyi* (FAURE-FREMIET, 1906, 1924) - FOISSNER, Protistologica, 11: 406 (Revision).
1975 *Opisthonecta patula* FOISSNER, Protistologica, 11: 406 (neues Synonym; morphometrische Charakterisierung und Silberliniensystem).
1992 *Opisthonecta patula* FOISSNER, 1975 - AUGUSTIN & FOISSNER, Arch. Protistenk., im Druck (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die von FOISSNER (1975a) angegebenen Unterschiede (quer liegender Makronucleus, wenig gewölbtes Hinterende; vgl. Abb. 1, 5) zwischen *O. patula* und *O. henneguyi* erscheinen uns nicht mehr ausreichend; sie beruhen auf kleinen Beobachtungsfehlern und der milieubedingten Variabilität. *Telotrochidium henneguyi* sensu FINLEY et al. (1972) ist nur 50-70 μm lang und ziemlich sicher nicht mit *O. henneguyi* identisch (FOISSNER 1975a). Die Arbeiten der amerikanischen Arbeitsgruppe werden daher hier nicht berücksichtigt (z. B. FINLEY & MCLAUGHLIN 1965). Auch die Bestimmung von GELEI (1954) gilt als unsicher (FOISSNER 1975a). *Opisthonecta henneguyi* sensu KOFOID & ROSENBERG (1940) hat nur 2 kontraktile Vakuolen und ist wahrscheinlich mit *O. bivacuolata* FOISSNER identisch. Die Teilung und Konjugation wurden von SOLA et al. (1985, 1989), die Ultrastruktur von BRADBURY (1965) und GUINEA et al. (1986, → Abb. 6 bei der Einleitung zur Gruppe) untersucht.

Differentialdiagnose

1) Zellen im gestreckten Zustand 90-170 x 80-130 μm.

2) Zellen im gestreckten Zustand kegelstumpfförmig, Hinterende leicht gewölbt (Abb. 4, 5, 18), bei morbiden Individuen und im sauerstoffarmen Milieu fast halbkugelig (Abb. 1, 2, 8, 13-16).

3) Kontrahierte Zellen kugelig, da das System der kontraktilen Fasern (Myonemsystem; nur nach Protargolimprägnation erkennbar) sehr stark entwickelt ist (Abb. 6, 7, 9).

4) Makronucleus fast ringförmig quer in Körpermitte (Abb. 4-7, 11).

5) Meist 4, selten vielleicht nur 3 kontraktile Vakuolen an der ventralen und dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 2, 4, 5, 8, 16).

6) Pellicula fein quer gestreift (Abb. 1, 5, 9, 17, 20). Silberliniensystem weitstreifig, 64-81 Linien vom Vorderende bis zum Wimpernkranz und 37-57 von diesem bis zum Hinterende (nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 12).

7) Peristomkragen wenig auffallend. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht konvexen Peristomdiskus etwa 1 1/4, im 1/2körperlangen Mundtrichter 2 1/2 bis 3 Umgänge (Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation genau erkennbar; Abb. 3-8, 14). Beim distalen Ende der adoralen Wimpernspirale ein in vivo leicht erkennbares Büschel aus 5-8 etwa 25 μm langen Wimpern (= Epistommembran; Abb. 1, 5, 7-9, 20).

8) Stiel fehlt (Abb. 1, 7, 9, 12, 18).

9) Solitär; schwimmt mit dem ständig vorhandenen hinteren Wimpernkranz rastlos und meist schnell umher, und zwar stets mit dem Hinterende voran.

Verwechslungsmöglichkeiten

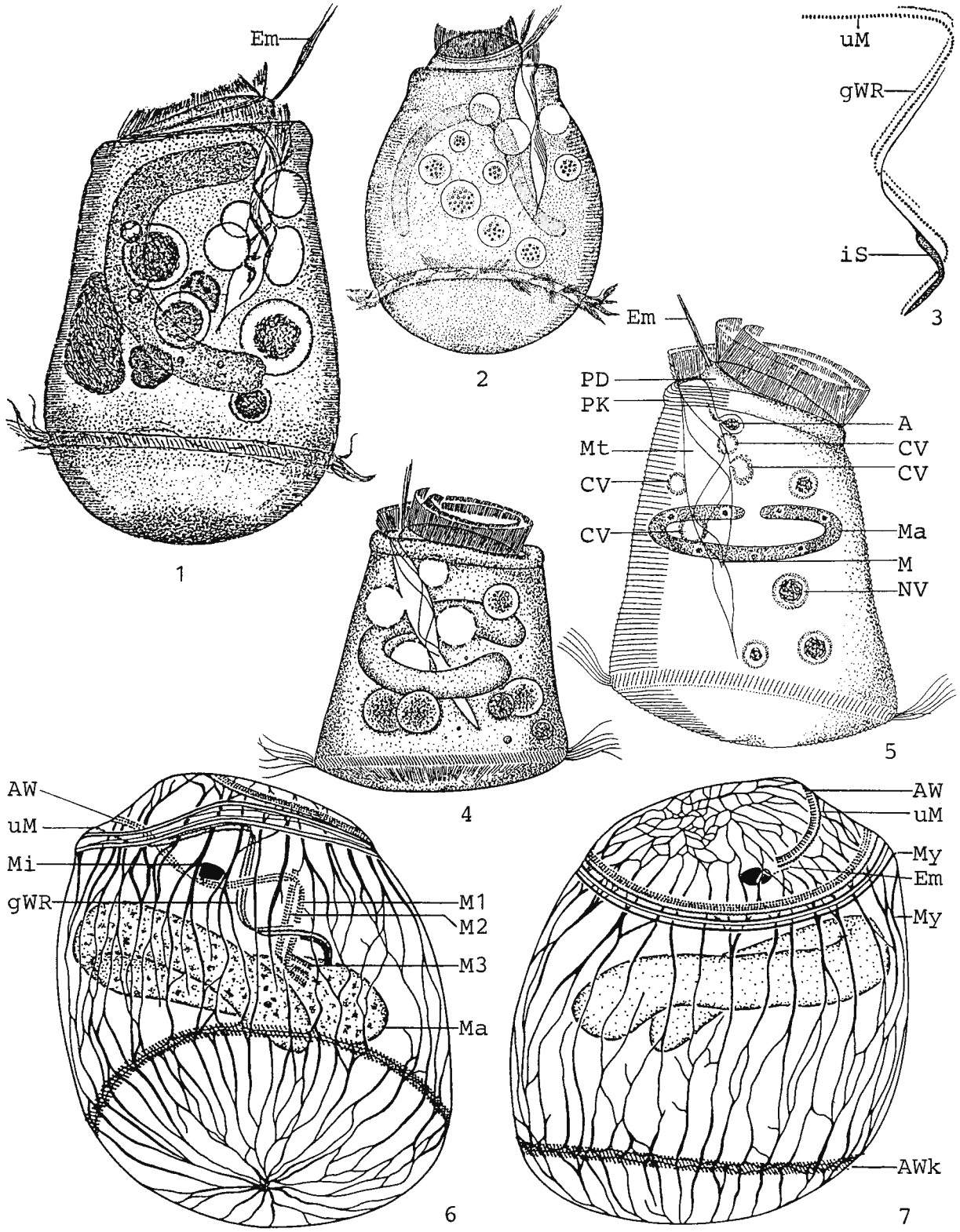
Ähnlich *Opisthonecta bivacuolata* FOISSNER (2 kontraktile Vakuolen, Vorderende meist schmäler) und *O. minima* FOISSNER (1 kontraktile Vakuole, zylindrisch). Die ebenfalls freischwimmenden *Telotrochidium*-Arten haben keine Epistommembran und sind schlank-zylindrisch (Revision bei FOISSNER 1975a). Auch → *Astylozoon*- und → *Hastatella*-Arten sind freischwimmend, haben aber keinen aboralen Wimpernkranz und bewegen sich mit dem oralen Ende voran. Für den Unerfahrenen schwierig von den milieu- und entwicklungsbedingten (→ Einleitung zur Gruppe) Schwärmern der sessilen Peritrichen zu unterscheiden! Man achte daher besonders auf das Merkmal 5 (4 kontraktile Vakuolen), das nur diese Art besitzt. Diese Schwierigkeiten müssen auch bei der Interpretation der faunistischen und ökologischen Daten bedacht werden, bei denen das Material nicht immer gründlich untersucht wurde. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 7, 8 wichtig.

Ökologie

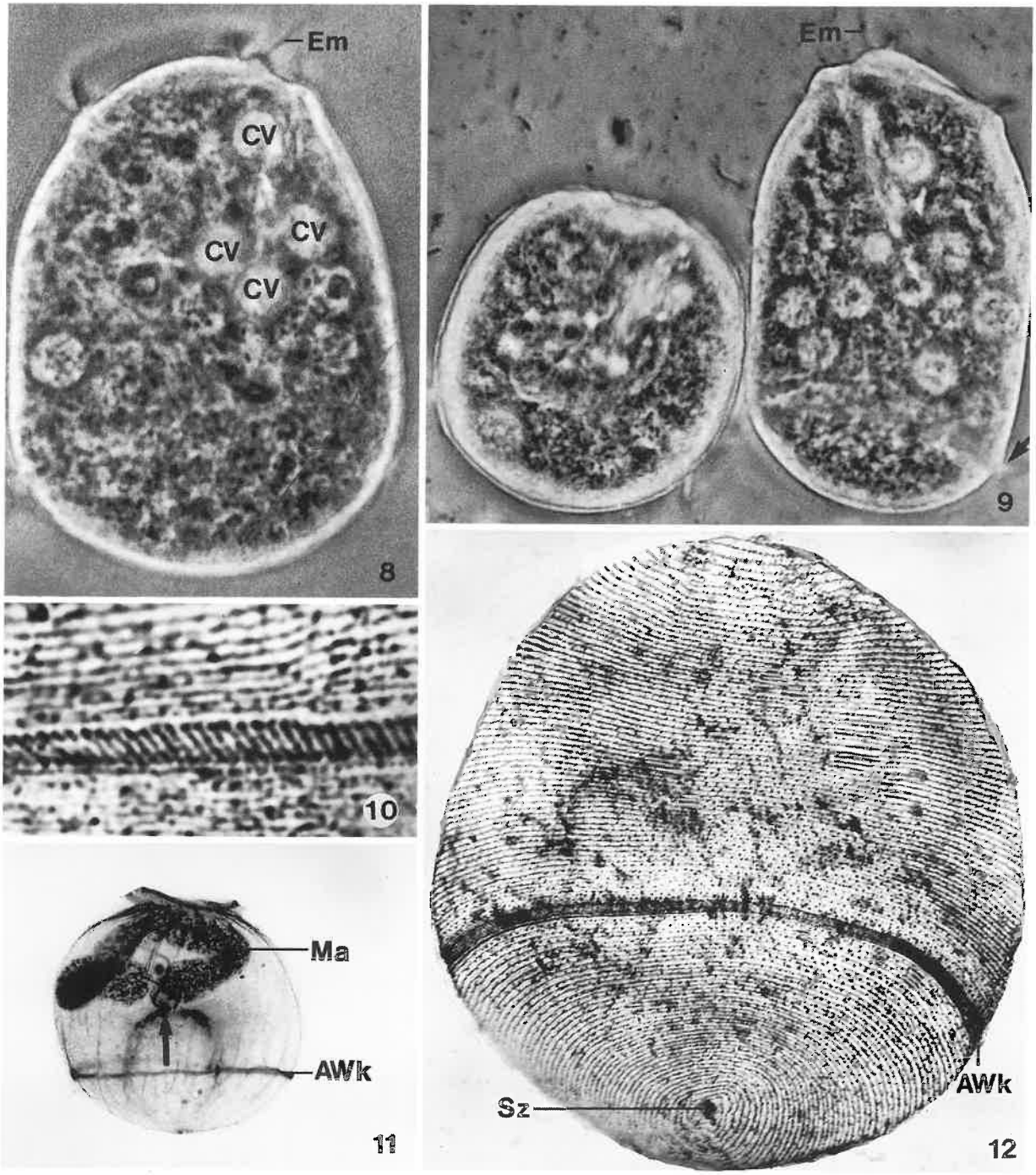
Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet und überwiegend in der wärmeren Jahreszeit in stehenden, eutrophen Gewässern; häufig auch in ephemeren Kleingewässern, da sie sehr rasch 50-90 μm große Zysten bilden kann (DINGFELDER 1962, FOISSNER 1979c, WALKER et al. 1989). FAURE-FREMIET (1906, 1924) entdeckte *O. henneguyi* in reinen und verschmutzten Gewässern. FOISSNER (1975a) fand sie in einem mit Hausabwässern verschmutzten Wasserbecken, in einer leicht verjauchten Wegpfütze und in einem Weidetümpel. In den Sammelgläsern wanderten die Zellen zur sauerstoffreichen Wasseroberfläche. DINGFELDER (1962) beobachtete in Bayern 73-140 μm große, sehr starke (max. 140 Ind./ml) Populationen in Wegpfützen (besonders in solchen mit faulenden Laub- und Heuresten), in einem Gänseteich und weniger häufig auf Überschwemmungswiesen und in Rasenaufgüssen. Weitere, meist nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: eutropher Baggersee in der Steiermark, Österreich (KRAINER 1988); häufig in sehr stark verunreinigten Fließgewässern in Norditalien (MADONI 1980, MADONI & GHETTI 1977); gering bis sehr stark verschmutzter Fluß in Polen (CZAPIK 1982); Flüsse in Uganda und im Tchad (DRAGESCO 1972a,b). Mehrere, auch eigene (Abb. 3, 4, 6, 7) Nachweise aus Belebtschlammanlagen (CURDS 1975). Bisher in Europa, Asien (WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; Abb. 2) und Nordamerika (LYNCH & NOBLE 1931) sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und kleine Flagellaten (FOISSNER 1975a). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen bei 140 x 120 μm etwa 1000 mg. DETCHEVA (1983c) fand *O. henneguyi* mit 0.6 % Frequenz im Flußsystem der Maritza (Bulgarien) bei folgender Wasserbeschaffenheit (n = ?): b, 14-18.5 °C, pH 7.4-7.6, 7.5-8.5 mg/l O_2 (etwa 80 % Sättigung), 33-38 mg/l Ca^{2+}, etwa 8 mg/l Mg^{2+}, 104-128 mg/l HCO_3^-, etwa 40 mg/l SO_4^{3-}, etwa 12 mg/l Cl^-, 0.01 mg/l NH_4^+-N, 0.4-0.9 mg/l NO_3^--N, ≤0.006 mg/l NO_2^--N. Obere Temperaturgrenze 50 °C, pH-Toleranzbereich 5.8-8.0 (DINGFELDER 1962). LD_{50} für Röntgen- und Gammastrahlung etwa 750 J/kg (SUTTON 1976; Bestimmung fraglich, Material vielleicht identisch mit jenem von FINLEY et al. 1972, → Taxonomie). Schwimmgeschwindigkeit etwa 1 mm/s (JAHN & HENDRIX 1969). *Opisthonecta henneguyi* wird gelegentlich von dem Suktor *Endosphaera engelmanni* ENTZ parasitiert (ESTEBAN et al. 1989, LYNCH & NOBLE 1931, MATTHES 1988).

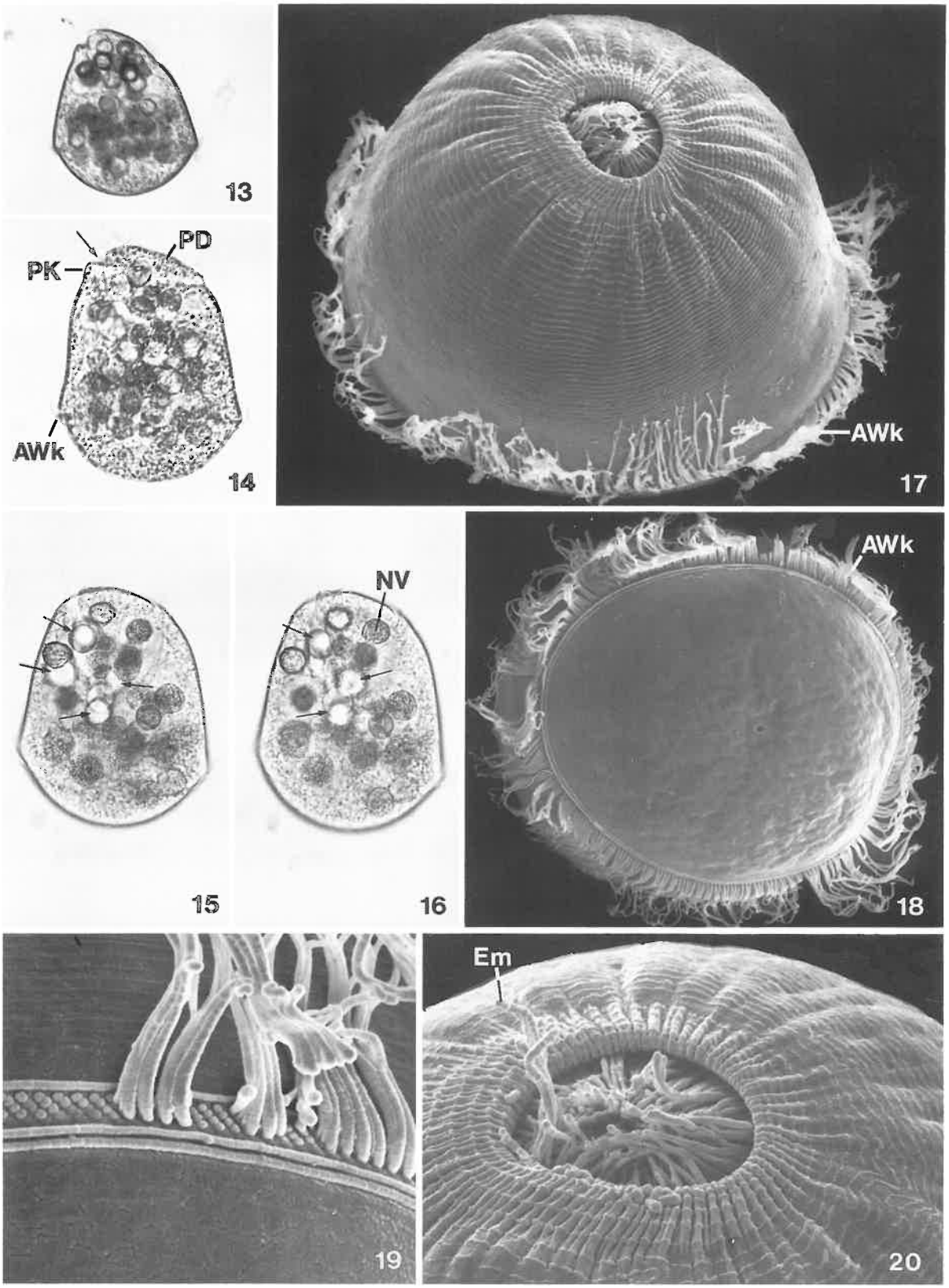
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-p; b = 3, a = 4, p = 3, I = 2, SI = 3.0. Paßt weitgehend auf die Fundortangaben; der betamesosaprobe Anteil sollte vielleicht vermindert oder gestrichen werden. Indiziert in Belebtschlammanlagen schlechte Ablaufbeschaffenheit (BSB_5 >30 mg/l; CURDS & COCKBURN 1970b).



Opisthonecta henneguyi (1, aus FAURE-FREMIET 1924; 2, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; 3, 4, 6, 7, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1992; 5, aus FOISSNER 1975a. 1, 2, 4, 5, in vivo; 3, 6, 7, Protargolimprägnation). **1, 2, 4, 5:** Rechts und links laterale Ansichten, 160 μm, 150 μm, 100 μm, 140 μm. **3:** Teil der Bewimperung im Mundtrichter. **6, 7:** Makronucleus, Bewimperung und System der kontraktilen Fasern (= Myoneme) der linken und rechten Seite des selben Individuums, 88 μm. A = Zellafter (= Cytopyge), AW = adorale Wimpernspirale, AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, iS = imprägnierbare Struktur, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (= kontraktile Fasern), M1-M3 = Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen, uM = undulierende Membran.



Opisthonecta henneguyi (8-12, aus FOISSNER 1975a. 8, 9, Lebendaufnahmen im Phasenkontrast; 10, 12, trockene Silbernitratimprägnation; 11, Protargolimprägnation). **8, 9:** Zwei gestreckte und ein kontrahiertes (Mitte) Individuum. Die Körperform ist durch den Deckglasdruck leicht verändert. Der Pfeil weist auf den aboralen Wimpernkranz. **10:** Silberliniensystem beim aboralen Wimpernkranz. **11:** Bewimperung und Makronucleus. Der Pfeil weist auf die 2 vollen Windungen der adoralen Wimpernspirale in der Mundhöhle. **12:** Gesamtansicht des Silberliniensystems. Die freischwimmenden Peritrichen stammen sehr wahrscheinlich von bestielten Formen ab, worauf die noch vorhandene Scopula (= Stielansatzstelle) hinweist. AWk = aboraler Wimpernkranz, CV = kontraktile Vakuole, Em = Epistommembran, Ma = Makronucleus, Sz = Scopula.



Opisthonecta henneguyi (13-20, Originale. 13-16, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 17-20, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **13:** Typisches freischwimmendes Exemplar. **14-16:** Durch leichten Deckglasdruck festgelegte Individuen. Der Pfeil in Abb. 14 weist auf den Eingang zum Mundtrichter, die Pfeile in Abb. 15, 16 markieren die 4 kontraktilen Vakuolen. **17, 20:** Gesamtansicht und Detail kontrahierter Exemplare von schräg vorne. **18:** Hinterende. **19:** Detail des ständig vorhandenen aboralen Wimpernkranzes (ein Teil der Wimpern ist durch die Präparation abgefallen). AWk = aboraler Wimpernkranz, Em = Epistommembran, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen.

Trichodina pediculus EHRENBERG, 1831

1831 *Trichodina pediculus* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 98 (ohne Abbildung).
1838 *Trichodina pediculus* (MÜLLER, 1773) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 266 (Abbildung; Revision).
1935 *Trichodina pediculus* EHRENBERG, 1830 - KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 658 (Revision).
1959 *Trichodina pediculus* (O. F. MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1838 - RAABE, Acta parasit. pol., 7: 192 (Beschreibung des Haftapparates nach Silberimprägnation und Vergleich mit *T. domerguei*).
1967 *Trichodina pediculus* EHRENBERG, 1838 - KAZUBSKI, Acta Protozool., 5: 37 (morphogenetische und morphometrische Untersuchungen).
1988 *Trichodina pediculus* (O. F. MÜLLER 1786) EHRENBERG 1838 - GUHL & HAIDER, Protozoenfauna, 7/1: 259 (Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

Nomenklatur nach FOISSNER (1987a). GUHL & HAIDER (1988) behaupten, daß *T. pediculus* nicht auf Fischen vorkommt. Morphometrische Untersuchungen an silberimprägnierten Populationen bestätigen dies nicht (z. B. ARTHUR & LOM 1984, KAZUBSKI 1967, LOM 1970). *Trichodina pediculus* hat nach LOM (1970) mehrere Synonyme (z. B. *Numulella conchyliospermatica* CARUS, *Trichodina hydrae* SUDZUKI), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. Die Ultrastruktur wurde von HAUSMANN & HAUSMANN (1981a,b) untersucht.

Differentialdiagnose

1) Zellen 60-100 μm, nach RAABE (1959) nur 35-60 μm im Durchmesser.

2) Zellen im gestreckten Zustand garnspulenförmig. Vorderende schräg eingesenkt, Hinterende stark konkav (Abb. 8, 9, 18-21, 33, 35).

3) Kontrahierte und/oder vom Träger losgelöste Zellen fast immer stark abgeflacht und manchmal schief. Solche pfennigförmigen Individuen trifft man nicht selten freischwimmend in Proben, die Hydren enthalten (Abb. 2, 5, 29).

4) Makronucleus fast ringförmig (Abb. 9, 21, 23, 35).

5) Kontraktile Vakuole etwa in der Mitte der Zelle (Abb. 20, 35).

6) Pellicula glatt und ohne streifen- oder gitterförmiges Silberliniensystem (Abb. 33).

7) Die adorale Wimpernspirale beschreibt am Peristomdiskus etwa 1 bis 1 1/4 Umgänge und im Mundtrichter 1 Umgang (Abb. 20, 29, 34). Membranelle 3 hufeisenförmig (bei PÄTSCH 1974 falsch dargestellt), unterhalb der Membranellen 1 und 2 (Abb. 4; nur nach Silberimprägnation erkennbar).

8) Hinterende vollständig vom komplizierten Haftapparat eingenommen, mit einem lateralen, einem äußeren und einem inneren Wimpernkranz. Haftscheibe konkav, besteht aus den zentralen Haken, den mittleren radialen und den äußeren peripheren Nadeln; Zentrum nach Silberimprägnation dunkel (Abb. 7, 9, 11, 24-30, 32, 33, 36). Hakenkranz 15-46 μm im Durchmesser; 24-36, meist etwa 30 Haken; 7-11 radiale Nadeln je Haken; Länge der Hakenschneide 3-6 μm und Länge des Radialdorns 6-11 μm (Abb. 11, 24-28).

9) Epizoisch, manchmal freischwimmend.

Verwechslungsmöglichkeiten

Trichodina pediculus ist neben *T. zambeziensis* VAN AS & BASSON (25-34 μm im Durchmesser, 16-20 Haken, bisher nur in Afrika gefunden) die einzige Art der Urceolariidea, die auf Süßwasserpolypen und -medusen und Bryozoen vorkommt (GUHL & HAIDER 1988). Auf Fischen schwierig von anderen Arten der Gattung zu unterscheiden: *T. nigra* LOM (19-25, meist etwa 21 Haken), *T. mutabilis* KAZUBSKI & MIGALA (Hakenschneide meist weniger stark gekrümmt und Radialdorn nach Silberimprägnation sehr zart), *T. domerguei* WALLENGREN (Zentrum der Haftscheibe nach Silberimprägnation hell; Abb. 17). *Urceolaria*-Arten haben keinen Radialdorn am Haken. Für die Identifikation sind besonders der Träger und das Merkmal 8 (Silberimprägnation) wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Besiedelt alle Süßwasserpolypen und -medusen, Bryozoen (*Plumatella repens*, *Cristatella mucedo*), Amphibien-Larven (z. B. *Triturus vulgaris*, *Bufo bufo*, *Rana* spp.) und juvenile und adulte Fische (z. B. *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Archistichthys nobilis*, *Carassius auratus*, *Carassius carassius*, *Coregonus albula*, *Ctenopharyngodon idella*, *Cyprinus carpio*, *Esox lucius*, *Hypophtalmichthys molithrix*, *Leucaspius delineatus*, *Leuciscus cephalus*, *Mylopharyngodon piceus*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Stizostedion lucioperca*; ARTHUR & LOM 1984, HAGARGI & AMOJI 1979, KAZUBSKI & MIGALA 1968, LOM 1970; sh. KEISER 1921 für eine ausführliche Zusammenstellung der älteren Literatur). Weit und ganzjährig verbreitet. Von den hinteren Wimpernkränzen getrieben, gleiten und rotieren die Zellen auf den Trägern, wobei sie der saugglockenartige Haftapparat festhält. Die Sogwirkung dieses einmaligen Organells ist so stark, daß die Epidermis kuppelartig gewölbt und bei Fischen eventuell zerstört wird (Abb. 22, 31; sh. auch IMAI et al. 1991); Hydren werden anscheinend nicht geschädigt (SCHLICK 1973).

Obwohl parasitisch, häufig einzelne freischwimmende Exemplare in Fließgewässerproben; dabei handelt es sich um von ihren Trägern (vorwiegend Hydren) abgefallene Individuen. Nachweise aus Fließgewässern mit Angaben zur Wasserbeschaffenheit: betamesosaprobe Elbe im Bereich der Staustufe Geesthacht (GRIMM 1968) und Hamburger Hafen (TENT 1981); vereinzelt in einem organisch belasteten Bach bei Bonn (JUTRCZENKI 1982); beta- bis beta-alphamesosaprober Bach im niederrheinischen Tiefland (HEUSS 1976); betamesosaprobe nordwürtembergische Flüsse (BUCK 1961); betamesosaprobe (?) Donau bei Göd, Ungarn (NOSEK & BERECZKY 1981).

Regelmäßig und manchmal mit hoher Abundanz freischwimmend im Plankton eutropher Teiche und Seen (z. B. FINLAY et al. 1988, GUHL & HAIDER 1988, MÜCKE 1979, NAEF & MARTIN 1985, PROKESOVA 1959, VÖLKER 1964, WILBERT 1969, ZACHARIAS 1900, 1903). Marine Nachweise nicht durch Abbildungen belegt (LACKEY 1961); von VERSCHAFFELT (1929) als alphamesohalin eingestuft. Bisher in Europa, Asien (TAI LISUN 1931, WANG CHIACHI 1925), Nord- (JAMES-CLARK 1866) und Südamerika nachgewiesen; Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

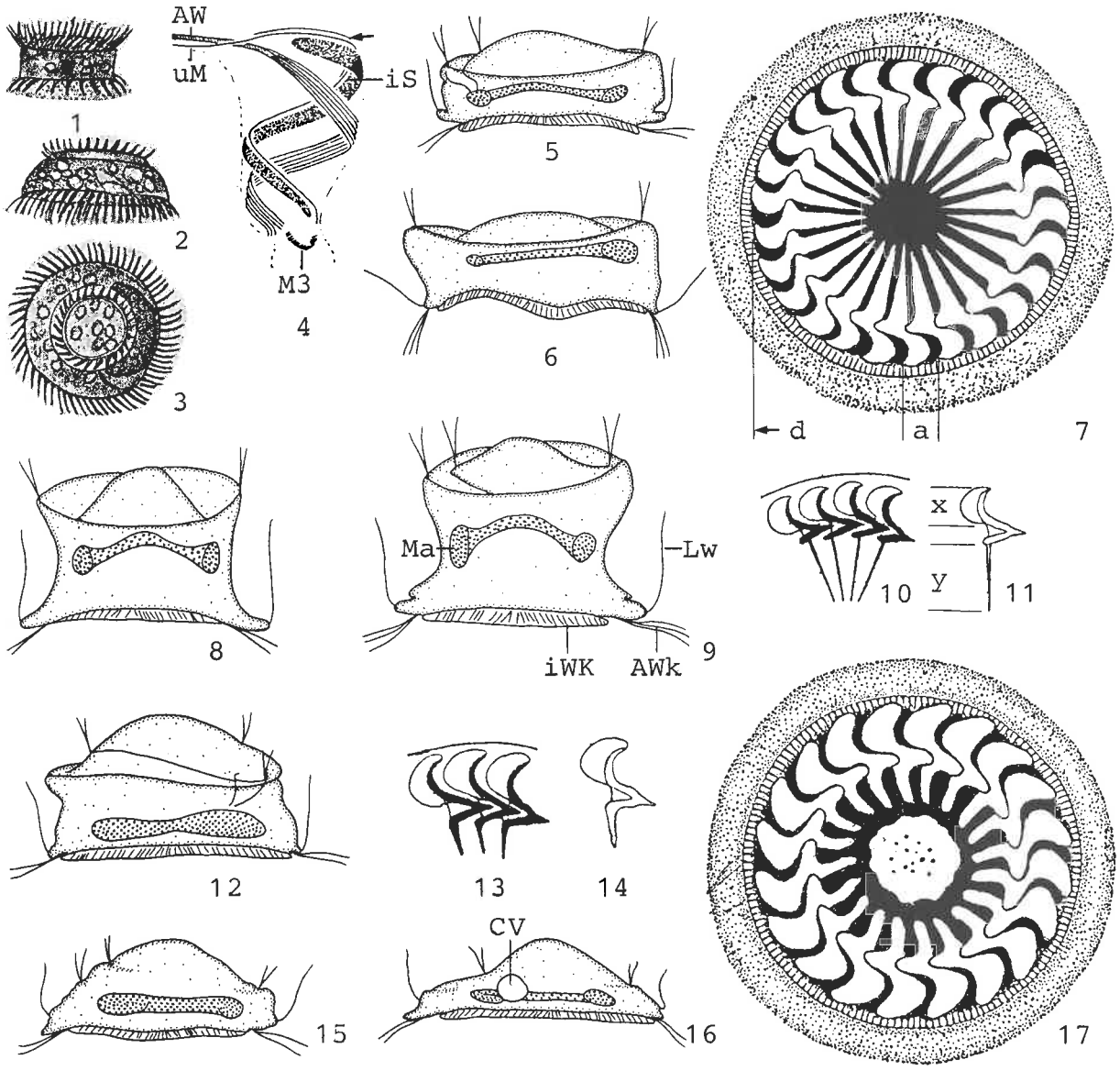
Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich Detritus (BICK 1972, SCHNEIDER 1985), bei Massenvermehrung auf Fischen auch deren Epithelzellen (→ unten). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen bei 60 μm Durchmesser etwa 80 mg. MIHAILOWITSCH (1989) fand *T. pediculus* zweimal in Fließgewässern bei folgender Wasserbeschaffenheit: 13-15 °C, pH 7.6-7.7, 15-19 mg/l CO_2 (frei), 6.6-8.8 mg/l O_2, 0.1 mg/l NH_4^+-N, 0.1 mg/l NO_2^--N, 3.9 mg/l NO_3^--N, 35-43 mg/l Cl^-, 640-660 μS/cm spez. Leitfähigkeit.

Auf Fischen sind Trichodinen sogenannte "Schwächeparasiten", d. h. auf gesunden Trägern findet man keine oder nur sehr wenige Zellen. Massenvermehrung (Trichodiniase) tritt nur bei Streßsituationen auf, z. B. Sauerstoff- oder Nahrungsmangel, schlechte Wasserqualität, zu hoher Besatz (LOM 1973). Die wirbelnden und sich festsaugenden Tiere zerstören und ernähren sich von Epi-

thelzellen. Charakteristisch an der Trichodiniase ist ein trüber, weißlicher Körperbelag, der aus Trichodinen, abgeschälten Epithelzellen und viel Schleim besteht. Fische, die an Trichodiniase leiden, sind unruhig und sterben nach einiger Zeit. Als Therapie empfiehlt AMLACHER (1986) bei Nutzfischen u. a. ein Formalin-Kurzbad (300 ml Formollösung auf 1 m^3 Wasser für 30 Minuten) oder Malachitgrün (0.15 mg/l). Vermutlich wirkt auch der unbedenklichere Chlorkalk (RYDLO & FOISSNER 1986).

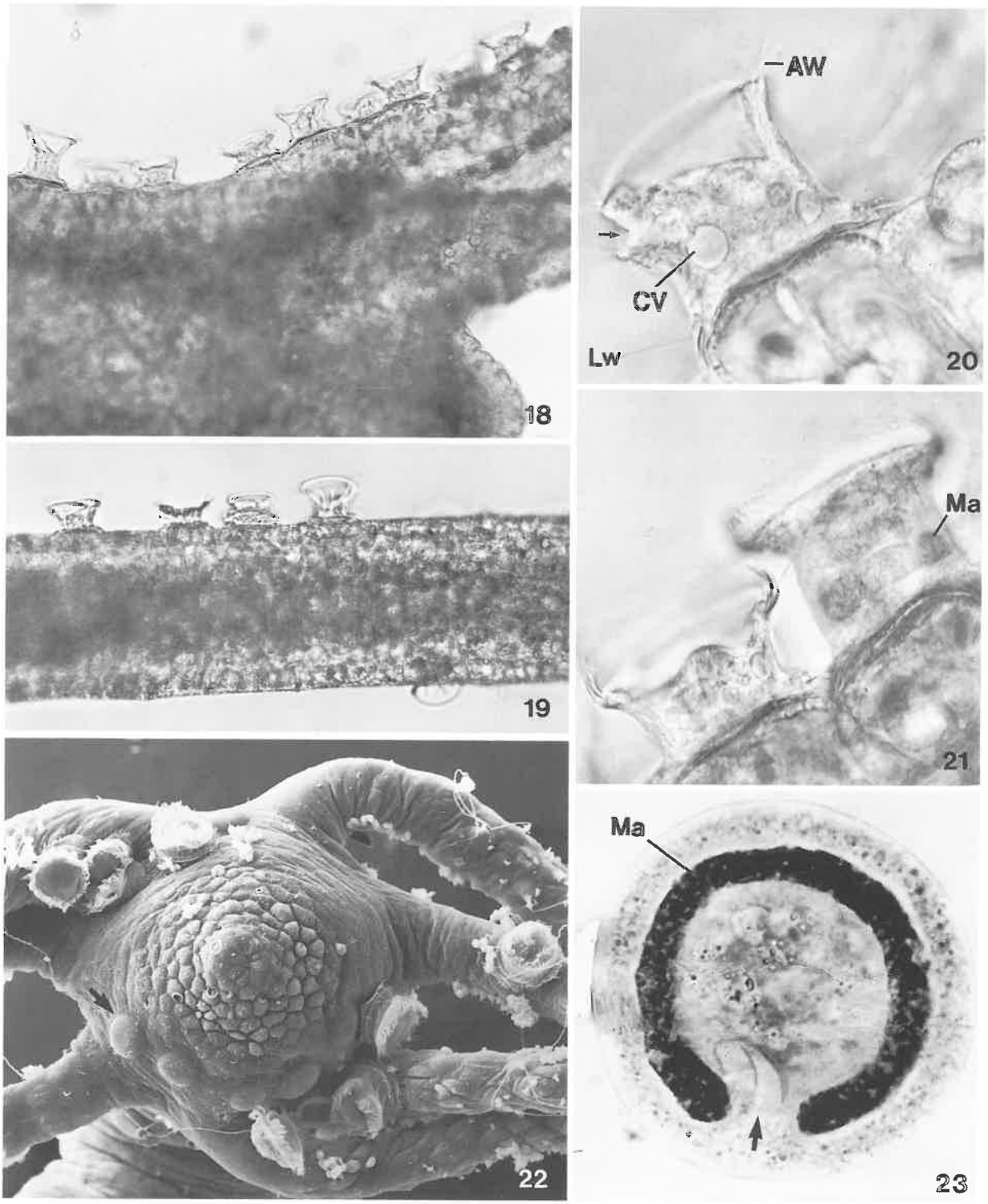
Auf Hydren und Bryozoen ist *Trichodina pediculus* oft mit der hypotrichen "Polypenlaus", → *Kerona pediculus* (MÜLLER, 1773) vergesellschaftet (Band I). Die Nesselkapseln der Hydren werden nicht zur Explosion gebracht.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 8, I = 4, SI = 1.8. Diese Verteilung paßt auf die meisten faunistischen und ökologischen Daten und stimmt mit den saprobiellen Valenzen und dem Vorkommen vieler Träger überein (HEITKAMP 1986, WEGL 1983). Wir finden größere Populationen aber immer wieder auch in etwas stärker belasteten Gewässern (z. B. beta- bis alphamesosaprobe Bereiche der Amper und Vils in Bayern, hypertrophe Teiche). Auch Schwächeparasitismus auf Fischen infolge schlechter Wasserqualität wäre bei einer solchen Verteilung der Valenzen kaum erklärbar. Wir schlagen daher folgende leicht geänderte Einstufung vor: b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0.

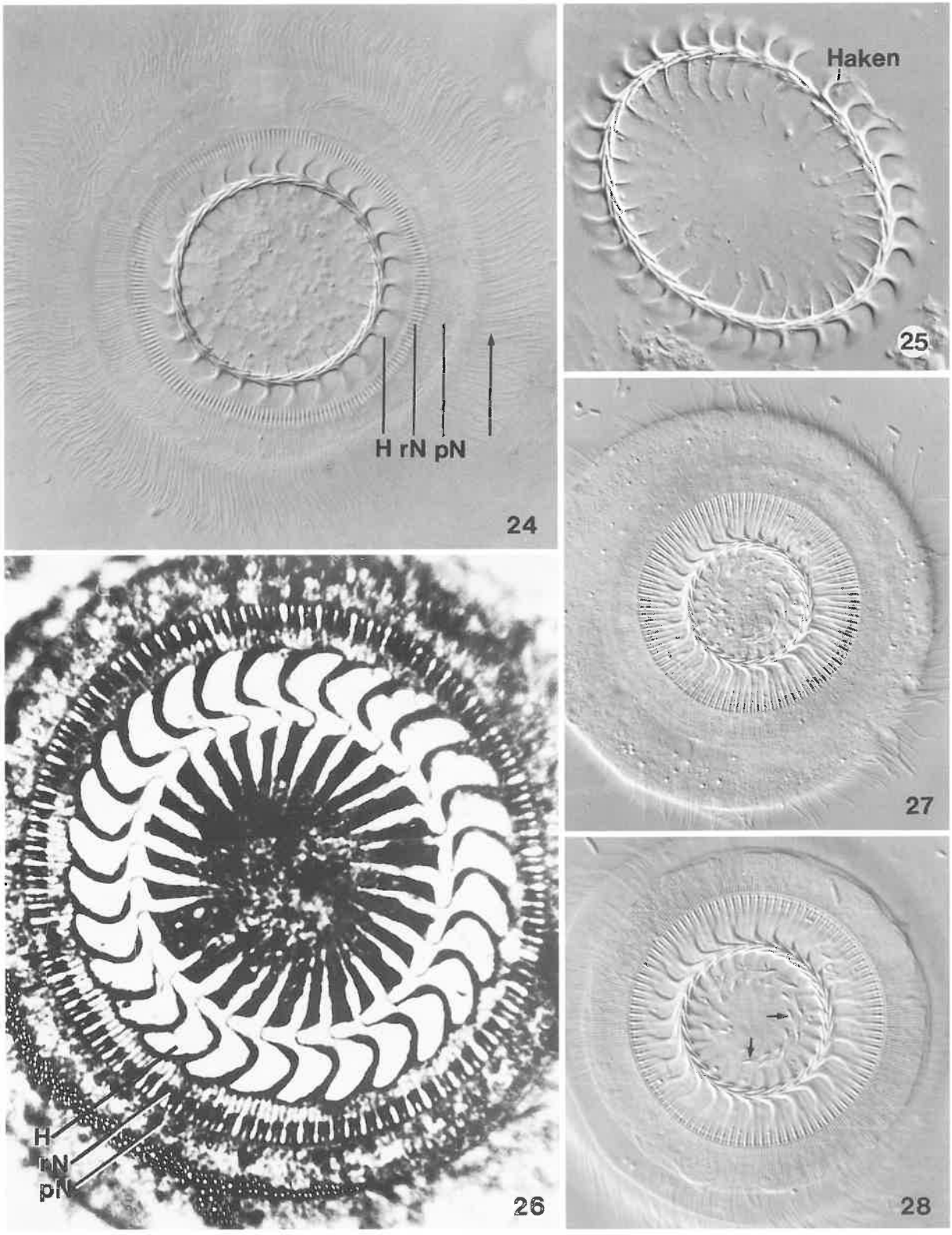


Trichodina pediculus (1-3, aus EHRENBERG 1838; 4, aus LOM 1964; 5, 6, 8, 9, nach HAIDER 1964 aus GUHL & HAIDER 1988; 7, 10, 11, aus RAABE 1959. 1-3, 5, 6, 8, 9, in vivo; 4, Protargolimprägnation; 7, trockene Silbernitratimprägnation einer Population von *Pelmatohydra oligactis*; 10, 11, Eisenhaematoxylin-Färbung). **1, 2, 5, 6, 8, 9:** Seitenansichten unterschiedlich gestreckter Individuen, Durchmesser = 60-100 μm. **3:** Ansicht von vorne, 70 μm. **4:** Bewimperung des Mundtrichters. Der Pfeil weist auf die germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht. **7:** Haftscheibe mit den radialsymmetrisch angeordneten Haken (weiß), 48 μm. **10, 11:** Teil des Hakenkranzes und einzelner Haken (etwa 15 μm). a = Anzahl der radialen Nadeln je Haken, AW = adorale Wimpernspirale, AWk = äußerer aboraler Wimpernkranz, d = Durchmesser des Hakenkranzes, iS = imprägnierbare Struktur, iWk = innerer aboraler Wimpernkranz, Lw = Lateralwimpern, Ma = Makronucleus, uM = undulierende Membran, x = Länge der Schneide, y = Länge des Radialdornes.

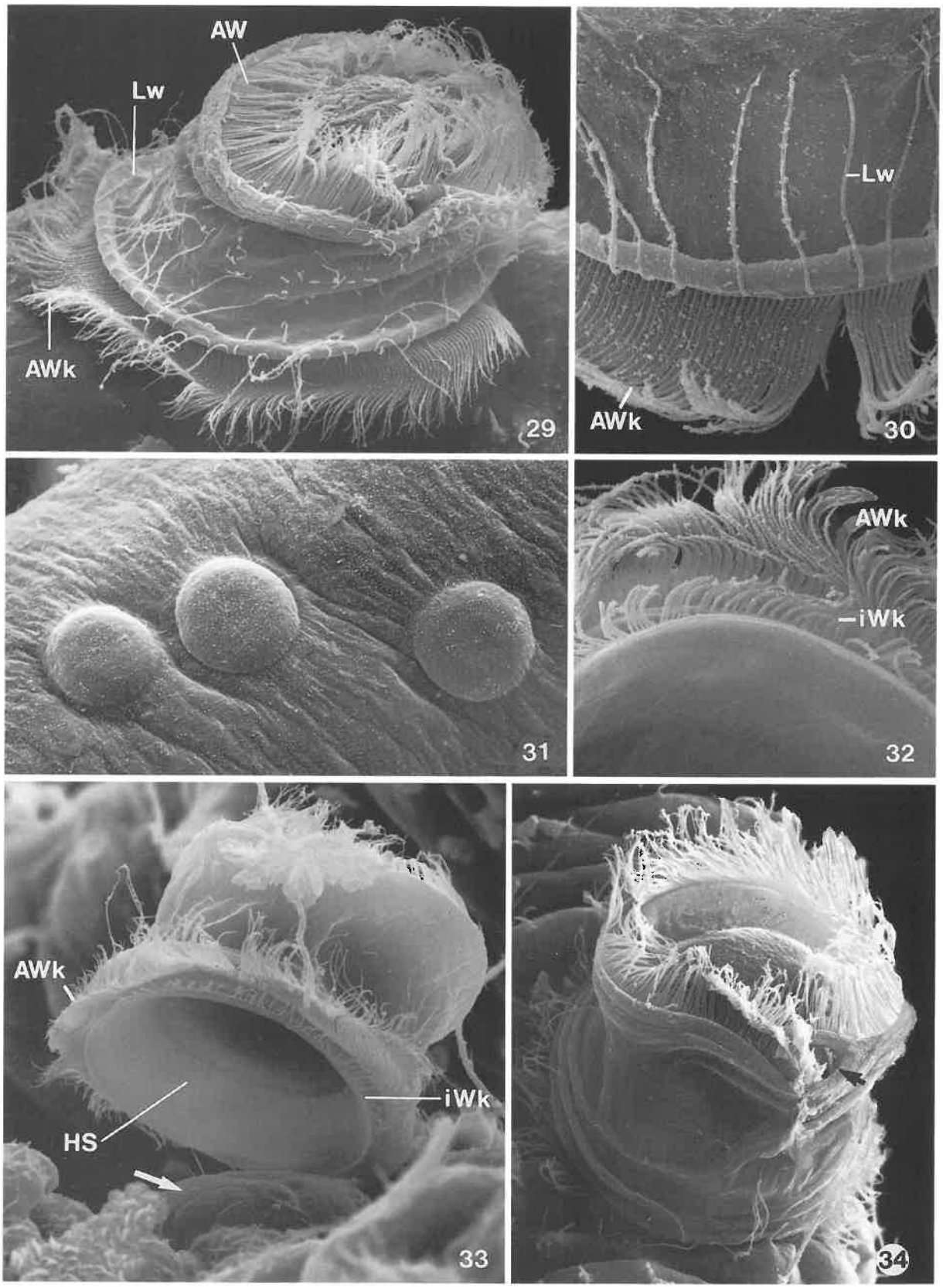
Trichodina domerguei domerguei (12, 15, 16, nach HAIDER 1964 aus GUHL & HAIDER 1988; 13, 14, 17, aus RAABE 1959. 12, 15, 16, in vivo; 13, 14, Eisenhaematoxylin-Färbung; 17, trockene Silbernitratimprägnation). **12, 15, 16:** Seitenansichten, Durchmesser = 50-75 μm. **13, 14:** Teil des Hakenkranzes und einzelner Haken (etwa 12 μm). **17:** Haftscheibe mit den radialsymmetrisch angeordneten Haken (weiß), 50 μm. Beachte das zum Unterschied von *T. pediculus* (Abb. 7) helle Zentrum, wo kein Silber angelagert wird. CV = kontraktile Vakuole.



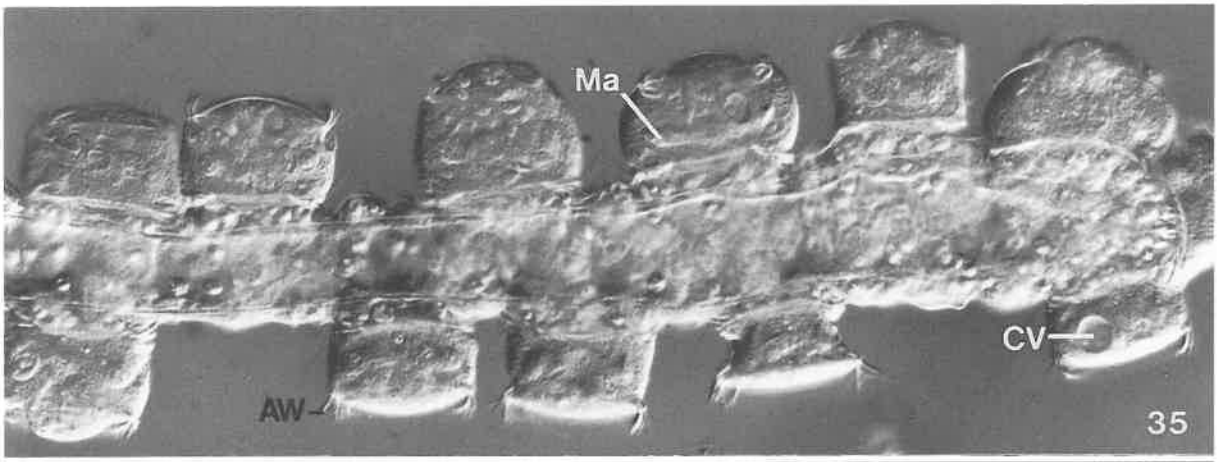
Trichodina pediculus (18-22, Originale einer Population auf *Hydra* von einem hypertrophen Teich; 23, Individuum von jungen Rotaugen, *Rutilus rutilus*. 18-21, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 22, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 23, Orcein-Färbung). **18, 19:** Unterschiedlich stark gestreckte Individuen auf dem Körper und den Tentakeln eines Polypen. **20, 21:** Gestreckte, typisch garnspulenförmige Individuen. Der Pfeil weist auf den Eingang zum Mundtrichter. **22:** Polyp mit 7 Trichodinen. Der Pfeil weist auf eine Pustel, von der eine festgesaugte *Trichodina* durch die Präparation abgefallen ist. **23:** Ansicht von vorne mit dem fast kreisförmigen Makronucleus. Der Pfeil weist auf den Eingang zum Mundtrichter. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, Lw = Lateralwimpern, Ma = Makronucleus.

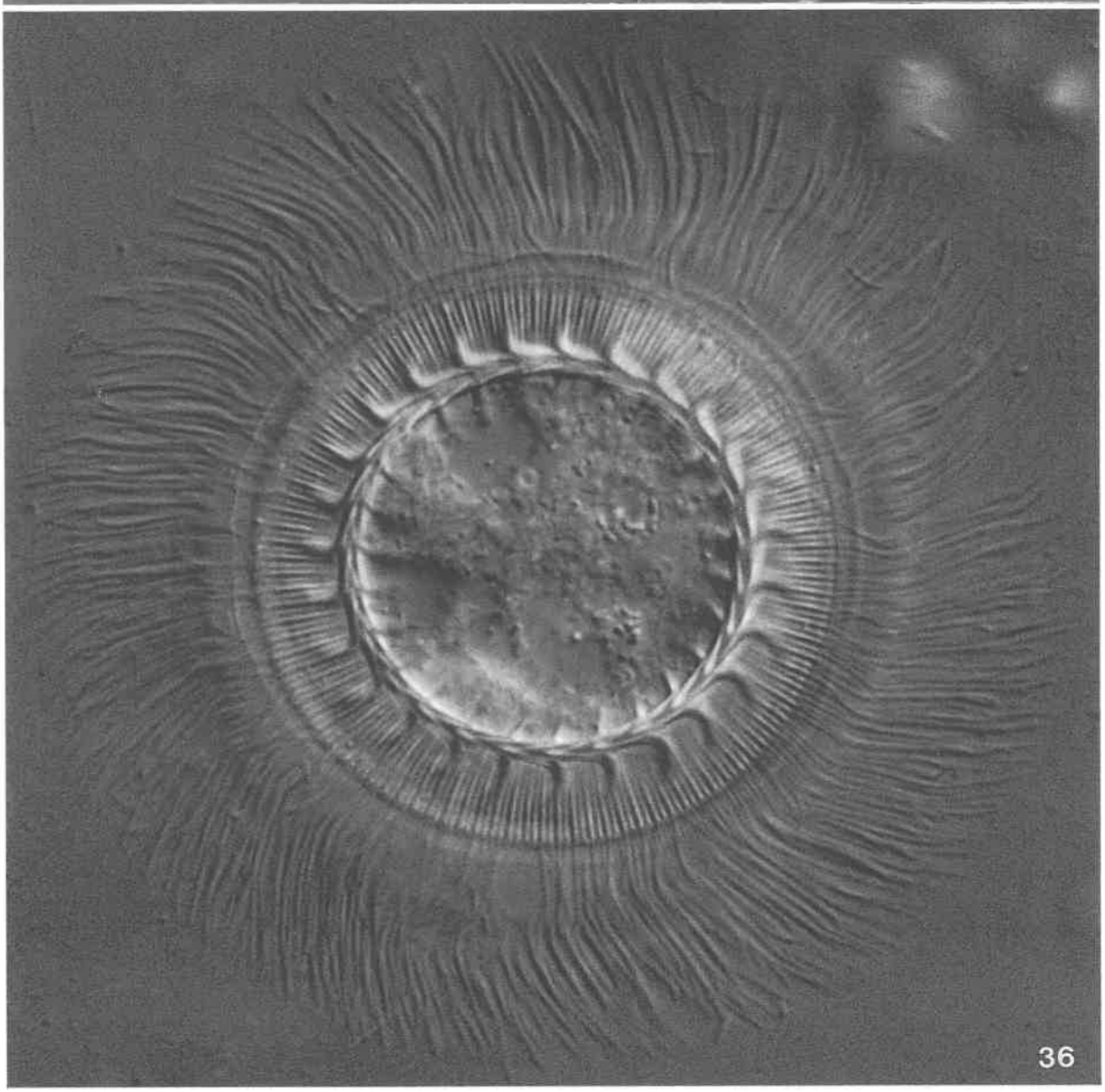


Trichodina pediculus (24, 25, 27, 28, Originale, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast von einer Population auf *Hydra*; 26, aus FOISSNER 1974, trockene Silbernitratimprägnation eines Individuums von jungen Rotaugen, *Rutilus rutilus*). **24-26:** Hinterende mit aboralem Wimpernkranz (Pfeil) und Haftapparat, der aus 28-30 Haken besteht (vgl. Abb. 36). **27, 28:** Teilendes Exemplar mit sich neubildenden Haken (Pfeile). H = Haken, pN = periphere Nadeln, rN = radiale Nadeln.



Trichodina pediculus im Rasterelektronenmikroskop (29-34, Originale einer Population auf *Hydra* von einem hypertrophen Fischteich). **29, 31, 33, 34:** Das Individuum in Abb. 29 ist kontrahiert und schief, jenes in Abb. 33 ist garnspulenförmig und schräg abgehoben, so daß die kuppenförmige, durch den Haftapparat verursachte Wölbung der Epidermis sichtbar wird (Pfeil und Abb. 31). Der Pfeil in Abb. 34 weist auf den Eingang zum Mundtrichter. **30, 32:** Aboraler Wimpernkranz von schräg vorne und von hinten. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = äußerer aboraler Wimpernkranz, HS = Haftscheibe, iWk = innerer aboraler Wimpernkranz, Lw = Lateralwimpern.





Trichodina pediculus in vivo (35, 36, aus SCHNEIDER 1990. 35, 36, Interferenzkontrast). **35:** Ein dicht besiedelter Hydra-Tentakel. Das zweite Individuum von rechts auf der Tentakelunterseite zeigt die charakteristische Garnspulenform. **36:** Haftapparat. Bezeichnung der Strukturen siehe Abb. 24. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

4.2 Ordnung Heterotrichida STEIN, 1859

Die zur Ordnung der Heterotrichen gehörenden "Trompetentierchen" (Gattung *Stentor*) haben nicht nur die Altmeister der Protozoologie (MÜLLER, EHRENBERG, STEIN) sondern auch die Zellbiologen fasziniert; erstere wohl wegen ihrer oft beträchtlichen Größe (bis 4 mm, weshalb man sie als weiße Punkte oder Fäden mit freiem Auge erkennt), letztere wegen ihres hoch entwickelten Regenerationsvermögens. Den Mikroskopiker erfreuen die Heterotrichen durch ihre zierlichen oder skurrilen Gestalten, die oft auffallenden Farben (blau, rot) und die starke Kontraktilität. Die meisten Arten dieser umfangreichen Ordnung leben im Süßwasser, im Meer und im Verdauungstrakt von Oligochaeten, Insekten, Mollusken, Amphibien und Reptilien; nur wenige kommen im Boden vor (CORLISS 1979, FOISSNER 1987b).

Die heterotrichen Ciliaten sind sehr vielgestaltig und durch 4 Merkmale charakterisiert: (i) Die somatische Bewimperung ist meist relativ dicht und besteht aus Dikinetiden, das sind Basalkörperpaare, von denen aber meist nur der vordere Basalkörper bewimpert ist (Abb. 1). Bei den → Caenomorphen ist die Bewimperung reduziert; (ii) Der Oralapparat besteht aus einer meist großen, wenig bis sehr stark (spiralig) rechtsgewundenen adoralen Membranellenzone und einer parallel dazu verlaufenden, in vivo oft schwierig erkennbaren undulierenden Membran; (iii) Vom hinteren Basalkörper jedes Paares zieht ein langes Bündel "postciliärer" Mikrotubuli nach hinten. Die Bündel mehrerer Basalkörperpaare überlappen und bilden in vivo ein glänzendes Band rechts neben der Wimpernreihe (Abb. 1, → Abb. 14 bei *Stentor igneus*); (iv) Die Stomatogenese ist parakinetal, d. h. an der Bildung des neuen Mundes beteiligen sich mehrere elterliche Wimpernreihen.

Die meisten Arten sind mit den beiden ersten Merkmalen lichtmikroskopisch eindeutig zuzuordnen. Einige (z. B. → *Linostoma vorticella*) sind jedoch den großen Colpodiden → *Bursaria* und → *Bursaridium* (→ Band I) recht ähnlich, die auch lange Zeit als typische Heterotrichen galten. Die Ahnen der Heterotrichen sind möglicherweise die Hymenostomata (z. B. *Tetrahymena* → Bd. III; CORLISS 1979).

Das Nahrungsspektrum der Heterotrichen ist sehr breit und reicht von Bakterien über Algen, Flagellaten, Amöben, Testaceen und Ciliaten bis zu Rotatorien und Oligochaeten (*Nais*). Kannibalismus ist besonders in Kulturen nicht ungewöhnlich. Zystenbildung ist verbreitet.

Die Ordnung umfaßt zur Zeit mehrere hundert Taxa, von denen hier 29 saprobiologisch klassifiziert sind. Die letzte zusammenfassende Darstellung der freilebenden Arten lieferte KAHL (1932a). Die meisten limnischen Arten leben im Detritus und Aufwuchs, wenige pelagisch. Mehrere Gattungen (z. B. → *Bothrostoma*, → *Brachonella*, → *Caenomorpha*, → *Metopus*, → *Tropidoatractus*) sind auf das Leben im Faulschlamm spezialisiert und bilden zusammen mit den → Odontostomatiden eine sehr charakteristische Ciliaten-Gemeinschaft, die wir "*Metopidietum*" nennen. Diese Gattungen sind untrügliche Indikatoren für Schwefelwasserstoff.

Ermöglicht wird das Leben im schwefelwasserstoff- und methanreichen Milieu durch Besonderheiten des Stoffwechsels. Bei den aeroben Protozoen wird das Pyruvat in den Mitochondrien über den Zitratzyklus und die Atmungskette unter Aufnahme von Sauerstoff zu Kohlendioxid und Wasser zerlegt. Die dabei freigesetzte Energie ist hoch (36 mol ATP/mol Glucose; PENZLIN 1977). Schwefelwasserstoff ist für die Aerobier ein schweres Atemgift; er bindet das Eisen in der Cytochromoxidase, dem terminalen Enzym der Atmungskette (RHEINHEIMER 1981). Die anaeroben Protozoen haben keine Mitochondrien und ertragen daher den Schwefelwasserstoff ohne Schädigung. Ihre Atmung verläuft in den sogenannten Hydrogenosomen (vielleicht modifizierte Mitochondrien; FINLAY & FENCHEL 1989), in denen das Pyruvat zu Wasserstoff, Kohlendioxid und Acetat umgewandelt wird (Abb. 2). Die Energieausbeute ist wegen der energiereichen Endprodukte aber wesentlich geringer (4 mol ATP/mol Glucose; FENCHEL & FINLAY 1991). Der freiwerdende Was-

serstoff und das Kohlendioxid werden von endosymbiontischen Bakterien (z. B. *Methanobacterium formicicum*; leicht erkennbar an ihrer roten Autofluoreszenz, VAN BRUGGEN et al. 1984; → Abb. 108 bei *Metopus* spp. und Abb. 50 bei *Caenomorpha* spp.) zu Methan umgewandelt. Nach STUMM & ZWART (1986) profitieren die Protozoen möglicherweise von der erniedrigten H_2-Konzentration, was bestimmte enzymatische Reaktionen positiv beeinflußt und die Energieausbeute etwas steigert. FENCHEL & FINLAY (1991) nehmen dagegen an, daß die Bakterien niedermolekulare organische Substanzen abgeben, die von den Protozoen verwertet werden.

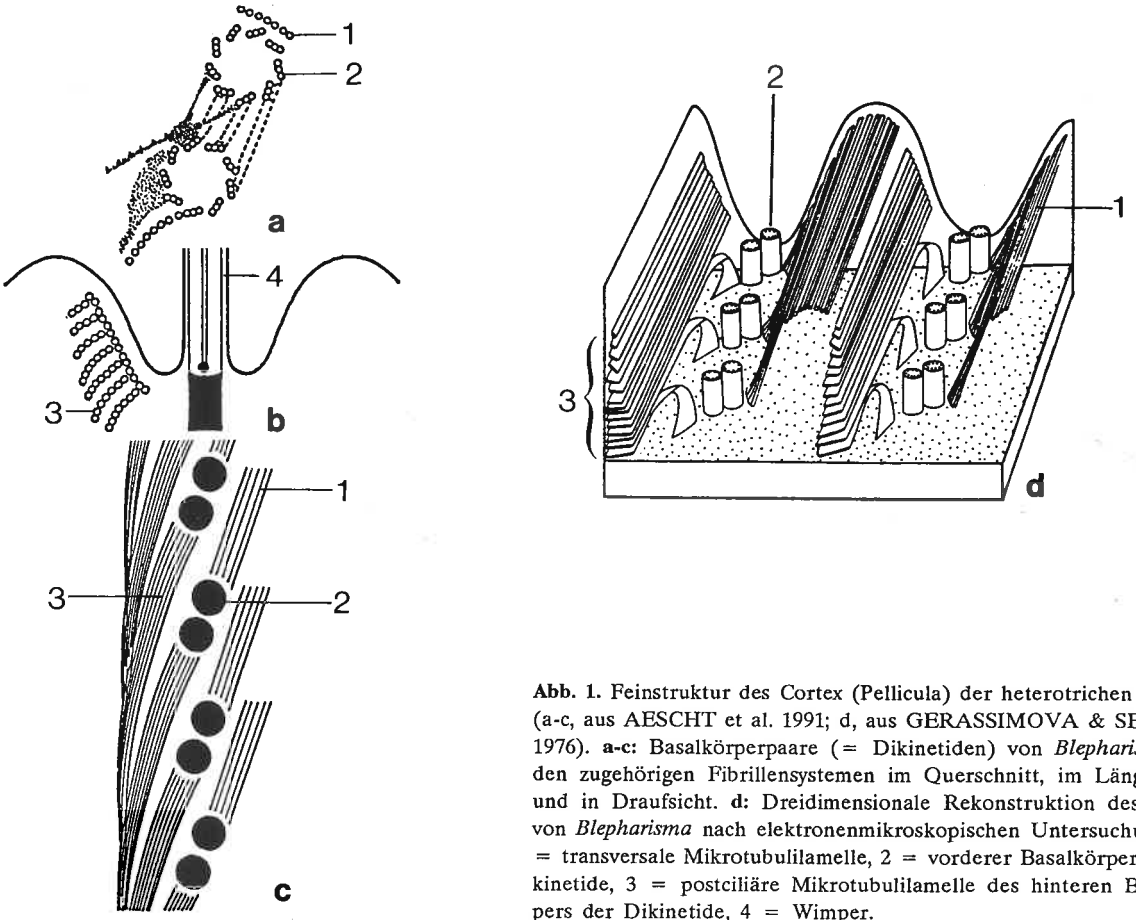


Abb. 1. Feinstruktur des Cortex (Pellicula) der heterotrichen Ciliaten (a-c, aus AESCHT et al. 1991; d, aus GERASSIMOVA & SERAVIN 1976). **a-c:** Basalkörperpaare (= Dikinetiden) von *Blepharisma* mit den zugehörigen Fibrillensystemen im Querschnitt, im Längsschnitt und in Draufsicht. **d:** Dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex von *Blepharisma* nach elektronenmikroskopischen Untersuchungen. 1 = transversale Mikrotubulilamelle, 2 = vorderer Basalkörper der Dikinetide, 3 = postciliäre Mikrotubulilamelle des hinteren Basalkörpers der Dikinetide, 4 = Wimper.

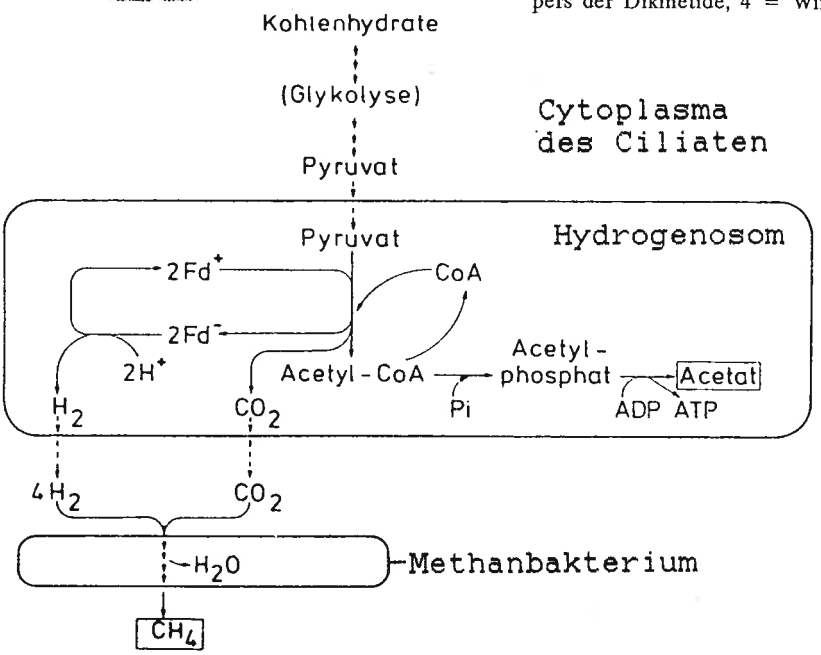


Abb. 2. Stoffwechselphysiologischer Zusammenhang zwischen Methanbakterien und Hydrogenosomen (vermutlich modifizierte Mitochondrien) bei freilebenden, anaeroben Ciliaten (aus WAGENER 1989).

Heterotrichida I

stark kontraktil

ja

nein

HETEROTRICHIDA II

Gestalt im kontrahierten bzw. gestreckten Zustand

zigarren- bzw. ± wurmförmig

Spirostomum

kugelig bis birnen- bzw. trompetenförmig

Stentor

Makronucleus

rosenkranzförmig

ellipsoid

strickförmig

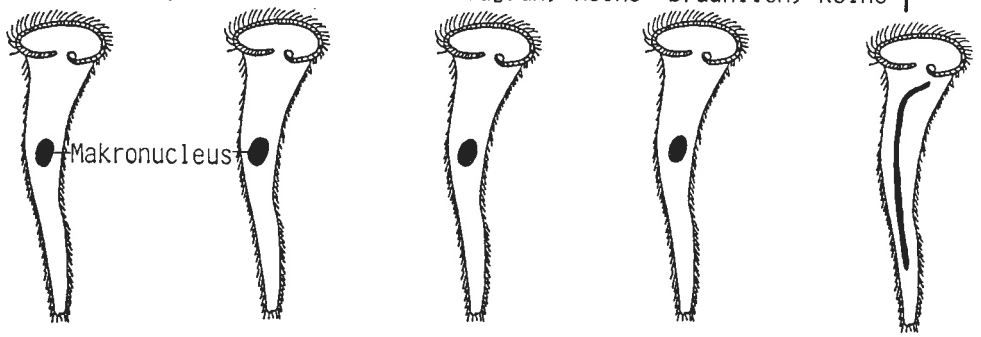
Farbe; symbiontische Algen

dunkelviolett; ja

rötlich; keine

blaugrün; keine

bräunlich; keine



S. amethystinus 250–500 µm

S. igneus um 250 µm

S. multiformis um 250 µm

S. niger 200–350 µm

S. roeselii 0.5–1.2 mm

Makronucleus

rosenkranzförmig

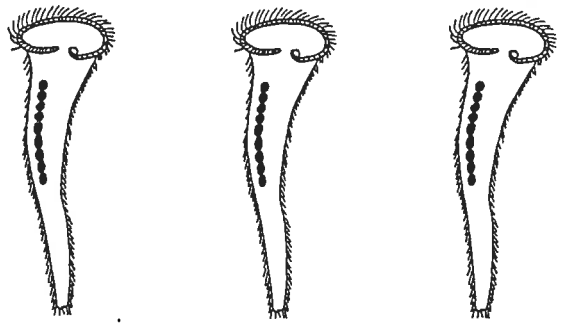
ellipsoid

Farbe; symbiontische Algen

blaugrün; keine

farblos; keine

farblos; ja



S. coeruleus 1–2 mm

S. muelleri 0.5–1 mm

S. polymorphus bis 2 mm

Grösse; Länge der adoralen Membranellenzone

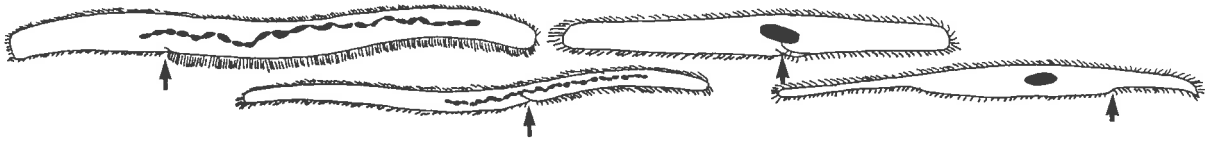
1200–2000 µm; 2/3körperlang

400–600 µm; etwa 1/2körperlang

Gestalt; Länge der adoralen Membranellenzone

wurmförmig; 1/2körperlang

rohrkolbenförmig; 1/4körperlang



S. ambiguum

S. minus

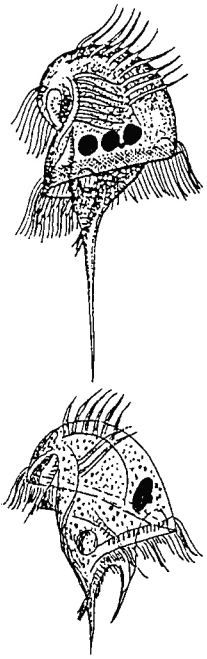
S. teres 200–400 µm

S. caudatum 200–300 µm

Heterotrichida II

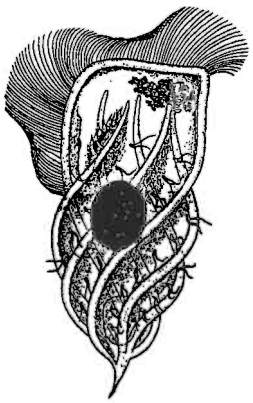
Gestalt

glockenförmig, Hinterende mit Dorn(en)



Caenomorpha spp.
60–200 µm

stark spiralig gefurcht, Hinterende mit Dorn

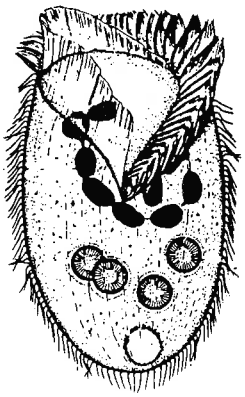


Tropidoatractus acuminatus
70–150 µm

anders

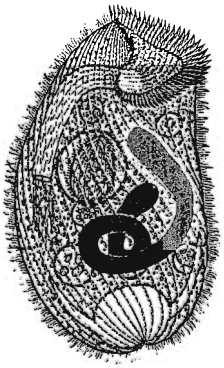
Makronucleus

rosenkranzförmig



Linostoma vorticella
um 170 µm

strickförmig

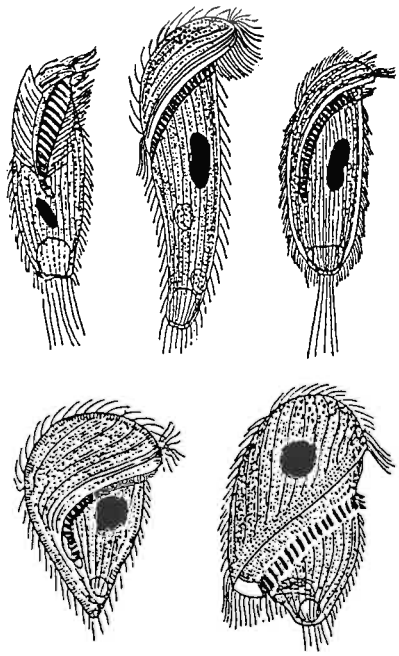


Climacostomum virens
160–250 µm

ellipsoid oder kugelig

adorale Membranellenzone

wenig bis sehr stark tordiert, quer über den Körper

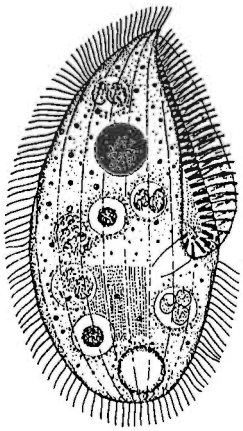


Metopus spp. s.l.
50–90 bis 180–300 µm

± gerade und am Rand

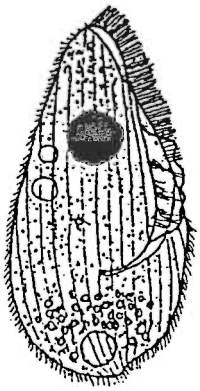
Gestalt; Farbe; Länge der adoralen Membranellenzone

tropfenförmig; rötlich; etwa 1/2körperlang



Blepharisma lateritium
110–190 µm

tropfenförmig; bläulich; etwa 1/2körperlang



Blepharisma coeruleum
120–145 µm

zylindrisch; rötlich; etwa 1/5körperlang



Pseudoblepharisma tenue
100–200 µm

Spirostomum ambiguum (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1835

1786 *Trichoda ambigua* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 200.
1835 *Spirostomum ambiguum* - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1835: 165 (kombinierender Autor).
1838 *Spirostomum ambiguum* MÜLLER, 1786 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 332 (erster revidierender Autor).
1867 *Spirostomum ambiguum* EHRENBERG - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 197 (ausführliche Wiederbeschreibung und gute Abbildungen).
1932 *Spirostomum (Trichoda) ambiguum* MÜLLER-EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 437 (Revision).
1965 *Spirostomum ambiguum* - BOGGS, J. Protozool., 12: 605 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1974 *Spirostomum ambiguum* EHRENBERG, 1838 - REPAK & ISQUITH, Acta Protozool., 12: 326 (Revision).
1986 *Spirostomum ambiguum* (EHRENBERG, 1838) - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 374 (Teilrevision).

Nomenklatur und Taxonomie

Spirostomum ambiguum hat mehrere nomenklatorische Synonyme (z. B. *Trachelius ambiguum*, *Bursaria ambigua*), die aber in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommen. Das manchmal angeführte Synonym, *S. semivirescens* PERTY, gilt als eigene Art (GSCHWIND & FOISSNER, unveröffentlicht; → Verwechslungsmöglichkeiten). STEIN (1867) hat offensichtlich mehrere Arten vermengt.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 1000-4000 x 48-100 μm, meist 1200-2000 μm. Mit freiem Auge als weißer Faden erkennbar. Sehr flexibel und kontraktil, verkürzt sich auf etwa 390-430 x 200-220 μm. Kontrahierte Zellen zigarrenförmig (bei → *S. teres* ausgeprägt spindelförmig; Abb. 15, 18, 19, 22, 23).

2) Gestalt schlank bis mäßig breit wurmförmig, mehr oder weniger parallelseitig, 10-17mal länger als breit. Vorderes Ende gerundet, hinteres abgestutzt. Lateral leicht abgeflacht. Ventralseite im Bereich des Mundeinganges etwas vorgewölbt (Abb. 1, 2, 5, 9-13).

3) Makronucleus rosenkranzförmig, besteht aus 10-50, meist 15-20 ellipsoiden, etwa 18-53 x 12-24 μm großen Nodien, die ein langes Band bilden, das der Dorsalseite genähert ist (Abb. 1-3, 5-8, 19). Die Anzahl der Nodien korreliert positiv mit dem Alter der Zelle (REPAK & ISQUITH 1974).

4) Kontraktile Vakuole am hinteren Ende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal, der manchmal ampullenförmige Erweiterungen zeigt (Abb. 1-3, 5, 6, 8-12).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, in länglichen Bändern zu je 4-5 Reihen angeordnete, kugelige, gelbliche Granula (Ölimmersion), die der Zelle eine gelbliche bis bräunliche Färbung geben (Abb. 16, 17).

6) Etwa 70-90 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere eine Wimper besitzt (Abb. 4, 18-22). Bei kontrahierten Zellen (Schreckreaktion) winden sich die Wimpernreihen spiralig um den Körper (Abb. 15, 18, 19, 22).

7) Die adorale Membranellenzone reicht vom Vorderende bis zum hinteren Drittel (etwa 65-70 % der Körperlänge) und biegt am unteren Ende nach rechts um. Parallel zur adoralen Membranellenzone eine unbewimperte Mundrinne, die rechts von einer undulierenden Membran begrenzt wird (Abb. 1-6, 8-14, 18-24).

8) Bewegung schlüpfend, wurmförmig kriechend und windend. Schwimmt mit Rotation um die Längsachse, wobei das Vorderende einen kegelförmigen Rotationskörper beschreibt. Im Plankton auffallend schwebend mit geneigter Längsachse.

Verwechslungsmöglichkeiten

Spirostomum ambiguum ist wegen seiner Größe und Gestalt zwar leicht zu erkennen, doch kann die Abgrenzung zu → *S. minus* erhebliche Schwierigkeiten bereiten. Da viele Formvariationen auftreten, sind Größe und Gestalt keine zuverlässigen Unterscheidungsmerkmale. Gewöhnlich ist *S. minus* deutlich schlanker und erreicht fast nie eine Länge von 1 mm, während *S. ambiguum* gedrungener und über 1 mm lang ist. Lediglich die Länge der adoralen Membranellenzone im Verhältnis zur Körperlänge (*S. ambiguum*: 65-70 %; *S. minus*: 35-50 %) verbleibt als einigermaßen zuverlässiges Unterscheidungsmerkmal, doch scheinen auch hier die Unterschiede nicht allzu scharf ausgeprägt zu sein (vgl. Abb. 7, 8). Ferner haben eine ähnliche Größe und Gestalt die Ciliaten *S. semivirescens* (bis 2 mm, sehr schlank, adorale Membranellenzone bis 50 % der Körperlänge, grün durch symbiontische Algen) und → *Homalozoon vermiculare* (bis 1.5 mm, 5-21 kontraktile Vakuolen entlang der Dorsalseite, Mund klein und nur am Vorderende) sowie Mikroturbellarien und Nematoden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 3, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone stehender Gewässer (Aquarien, Brunnen, Tümpel, Teiche, Abwasserfischteiche, im Litoral und Plankton von Seen, Altwässer, Gräben) und in alpha- bis betamesosaproben Fließgewässern (z. B. Enns, Gutach/Wutach, Saale, Donau nördlich Budapest, Moravice, Oka); dort meist im Sediment lenitischer Zonen. Selten in rasch fließenden Gewässern (NEISWESTNOWA-SHADINA 1935). Einige fragwürdige Nachweise aus dem Brackwasser (z. B. finnischer Meerbusen, Schwarzmeerküste, Brackwasserseen Aserbaidschans). AGAMALIEV (1986) fand *S. ambiguum* nur in stark ausgesüßten, nicht brackischen Lagunen des Kaspischen Meeres (bei 12.7 mg O_2/l). Marin nicht nachgewiesen. Experimente ergaben eine mäßige Salztoleranz bis 0.4 %, einmal bis 1 % (AX & AX 1960, HAMMER 1986). Ferner vereinzelt und untypisch im Kühlwassersystem eines Großkraftwerks am Untermain (BERNERTH 1982), in Tropfkörpern, im Aufwuchs 8-16 Tage exponierter Objektträger (BERECZKY et al. 1983) und in Höhlen. Kommt nicht im Boden vor, obwohl Dauerzysten gebildet werden können (FINLEY & WISE 1949, RAMMELMEYER 1931).

Sehr charakteristisch für sauerstoffarme, wenige cm tiefe Fallaubtümpel, in denen *S. ambiguum* zeitweise so häufig wird (150 Ind./ml bei 1 mg/l H_2S), daß die Zellen weiße Wölkchen bilden, die mit freiem Auge gut erkennbar sind (BICK 1958). Weitere Abundanzmaxima: 356 Ind./cm^2 im August im Benthos des Bonner Heinrichsweihers (zeitweise >4.5 mg/l NO_3^--N; REINNARTH 1979); im Oktober 132 Ind./ml in einem *Sphagnetum*-Hochmoor in Frankreich bei pH 5 (GROLIERE 1977b); im Mittel 4000 Ind./m^2 im Sediment der mesosaproben Saale (SI = 2.5, Fließgeschwindigkeit 0.7 m/s, durchschnittliche Wasserführung 29 m^3/s; SCHÖNBORN 1982b). Im betamesosaproben Oka-Fluß (Rußland; Fließgeschwindigkeit 1 m/s) entwickelte sich *S. ambiguum* im Herbst, zur Zeit des Absterbens der Grünalgen, oft in Massen (gemeinsam mit → *Paramecium caudatum*; NEISWESTNOWA-SHADINA 1935). Nach REINNARTH (1979) vermehrte sich *S. ambiguum* im Sommer stark (gemeinsam mit → *S. minus*), als → *S. teres* zurückging. Zahlreiche Nachweise aus der ganzen Welt.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Flagellaten, gelegentlich auch Algen. Für die Produktion von 1 mg Körpermasse werden 5.5 mg Bakterien benötigt (KIDAWA 1987). Speichert Kalk in Form von Hydroxiapatit und Phosphor (BIEN & PRESTON 1968, JONES 1967). BLÄTTNER (1926) erwähnt Knäuelbildung und Massenansammlung am Boden bei niedrigen Temperaturen, wobei sich die Zellen mit dem Hinterende festsetzen. HARRISON et al. (1976) fanden Parasiten (Mycoplasmen?) im Makronucleus. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 14.6 g (eigene Berechnung), nach FENCHEL & FINLAY (1983) etwa 12 g. Produktionsbiologische Daten aus der mittleren Saale (Jahresdurchschnittswerte; SCHÖNBORN 1982b): Generationszeit 48-72 h, im Mittel 64 h, 1.6 Mio. Ind./m^2, 23319 mg/m^2, P/B = 353. Respirationsrate von 10^6 Individuen 12700 μl O_2/h (FENCHEL & FINLAY 1983), 12000 μl O_2/h (KHLEBOVICH 1987), nach SAROJINI & NAGABHUSHANAM (1967) durchschnittlich nur 292 μl O_2/h (n = 12), was ein unwahrscheinlicher Wert ist. Obere Temperaturgrenze 40.2 °C, untere -2.7 °C (Extremwerte für den 28. Juli aus einer inneralpinen Moorschlenke). Untere pH-Toleranzgrenze 4.0, Optimum bei 6.7-7.6, pH-Werte über 7.6 werden von *S. ambiguum* gemieden (SAUNDERS 1924). Euryoxybiont (0.1-14.3 mg/l O_2), doch wird ein O_2-Gehalt um etwa 1 mg/l bevorzugt (BICK 1958). Im eutrophen Bonner Poppelsdorfer Weiher (Jahresmittel 2.7 mg/l NO_3^--N) bewirkte ein Rückgang des O_2-Gehaltes unter 1 mg/l jedoch einen Anstieg der *S. ambiguum*-Population (WILBERT 1969). Erträgt einen H_2S-Gehalt bis 1.3 mg/l bei O_2-Werten von etwa 0.2 mg/l. Höhere H_2S-Konzentrationen werden nicht ertragen, ebensowenig völliger O_2-Schwund; scheint bei Zunahme der H_2S-Konzentrationen in höhere Wasserschichten zu fliehen (BICK 1957, 1958). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

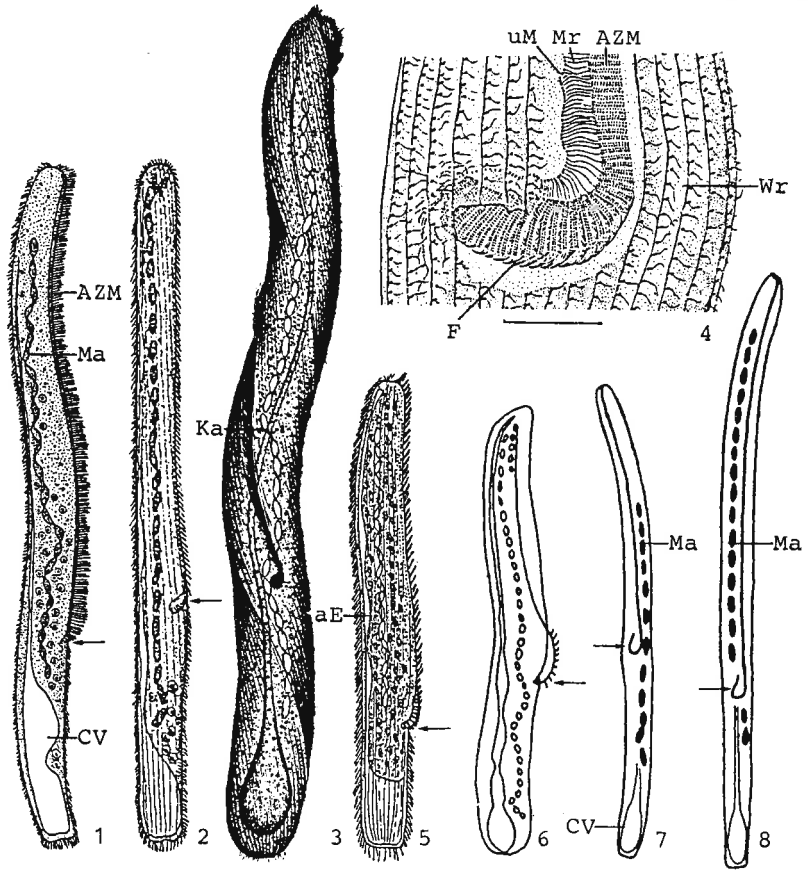
Tabelle: Milieuspektra von *Spirostomum ambiguum*. Spalte 1, aus NOWAK (1940; viele Analysen aus mährischen Fließgewässern); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus BERECZKY (1977b, viele Analysen aus der Donau bei Göd); 4, aus REINNARTH (1979; viele Analysen aus dem eutrophen Heinrichsweiher in Bonn); 5, aus DETCHEVA (1982, 1983c; viele Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 6, aus MIHAILOWITSCH (1989; 1 Analyse aus einem solebelasteten Fließgewässer bei Bonn).

Faktor	Referenz					
	1	2	3	4	5	6
Saprobität	-	a,p	-	-	o,b,a	-
Frequenz (%)	-	-	-	-	2.1	-
°C	19-20	0-32	13-15	-	11-27	9.5
pH	7.1-7.2	6.0-7.8	7.0-8.0	6.9-7.4	7.2-7.8	7.8
O_2 (mg/l)	5.3-6.1	0.1-7.4	7.5-14.3	-	2.8-10.4	9.1
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	-	30-103	-
BSB_5 (mg/l)	1.8	15-42	-	-	2.2-9.6	-
H_2S (mg/l)	-	0-1.3	-	-	-	-
Gesamthärte (°dH)	2.6-2.9	-	-	-	6.5-15.7	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	0-9.8	-	-	-	27
NH_4^+-N (mg/l)	0-0.2	0-13.2	<0.4-1.5	1.7-9.5	0-0.3	0.4
NO_3^--N (mg/l)	2.3-3.5	-	-	1.3-4.4	0-0.7	2.7
NO_2^--N (mg/l)	0.08-0.12	-	-	-	0-0.45	0.1
Bakterienzahl/ml (x 10^3)	0.9-6[1]	2-100[2]	-	-	-	-

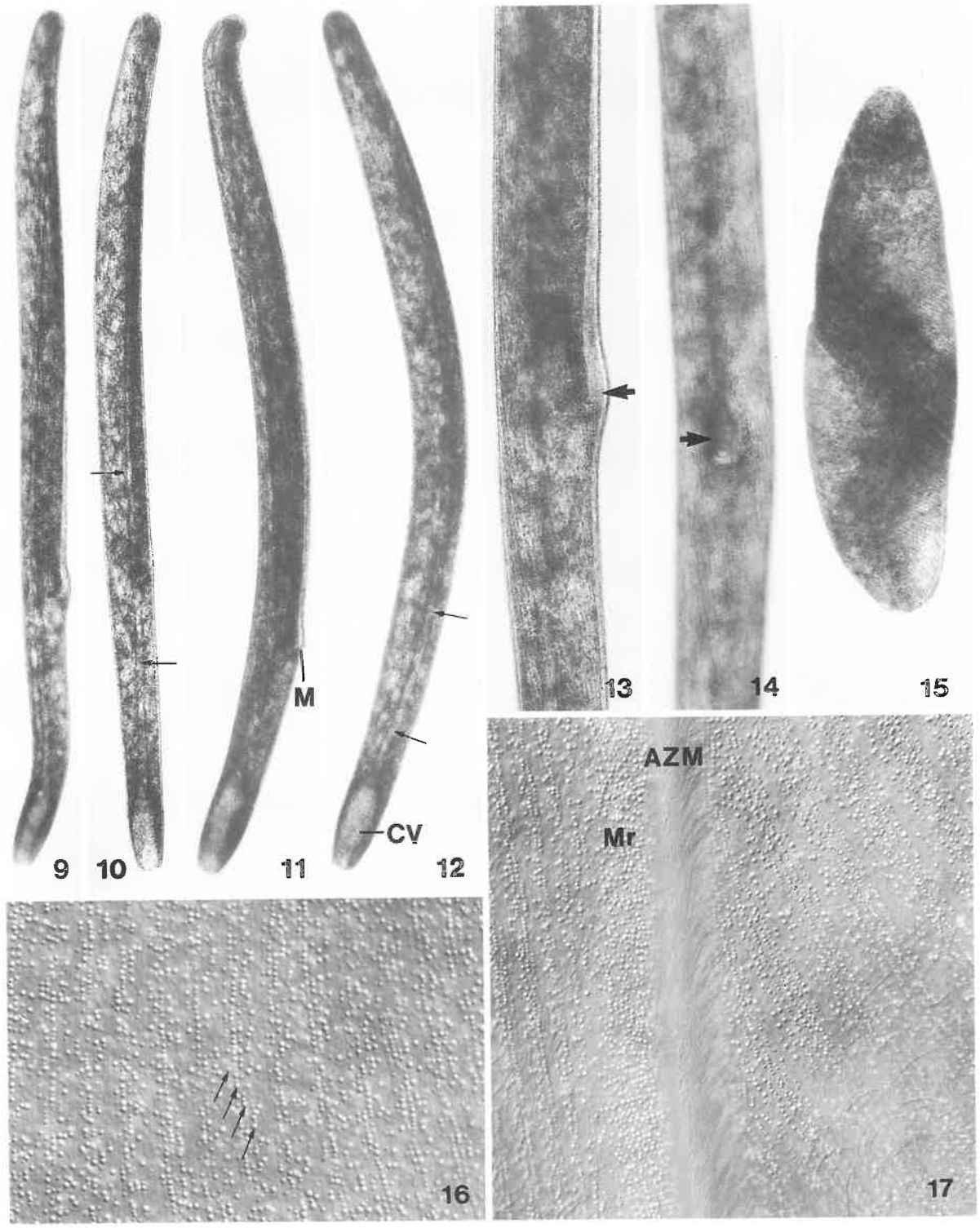
[1] Zählmethode nicht angegeben. [2] Plattenmethode.

Weitere autökologische Daten (aus AELTERMAN 1952, DETCHEVA 1983c, MIHAILOWITSCH 1989, REINNARTH 1979): 34-79 mg/l Ca^{2+}, 0-32 mg/l Mg^{2+}, 103-326 mg/l HCO^{3-}, 45-118 mg/l SO_4^{2-}, 8.2-100 mg/l Cl^-, 0-0.13 mg/l Fe^{2+}, 104.2 mS/m spez. Leitfähigkeit, -238 bis +173 mV Redoxpotential bei pH 6.9-7.4.

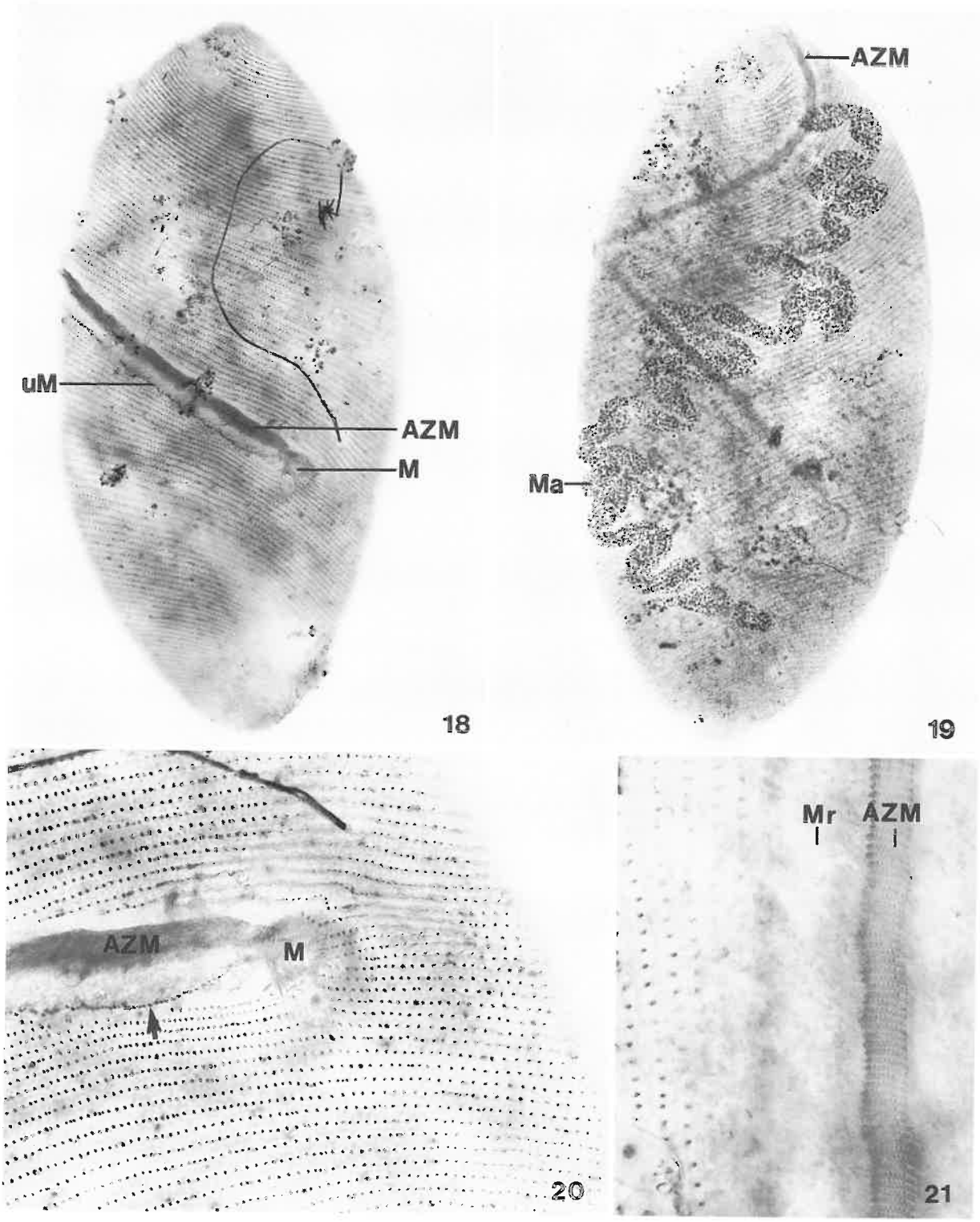
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = +, a = 10, I = 5, SI = 3.0. ZELINKA et al. (zitert aus MAUCH 1976): b = 2, a = 6, p = 2. DITTMAR (zitiert aus MAUCH 1976): b = 2, a = 7, p = 1. MORAVCOVA (1977): a = 8, p = 2, I = 4, SI = 2.7. FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO (1979): b = 3, a = 7. In der Literaturzusammenstellung von MAUCH (1976) wird *S. ambiguum* von 7 Autoren als alphamesosaprob, von 4 als alpha- bis betamesosaprob und von je einem als alphameso- bis polysaprob bzw. polysaprob eingestuft. Wir fanden die Art bei einem mittleren Sabrobienindex von 3.2 (1.8-4.0, n = 11), was den oben angeführten Schwerpunkt bestätigt. *Spirostomum ambiguum* gilt als Leitform der Fallaubtümpel (BICK 1958). Es tritt besonders häufig in Zusammenhang mit kohlehydratabbauenden Prozessen auf (z. B. Fallaubtümpel, absterbende Wasserpflanzen) und findet sich daher auch in Gewässern, die mit Abwässern aus Papierfabriken (Schwarzwälder Gebirgsbäche Gutach/Wutach; BAUER 1987), Gerbereien, Leder- und Leimfabriken belastet sind (reichlich z. B. in den mährischen alphamesosaproben Flüssen Balinka und Oslawa; NOWAK 1940). Die Freilandbefunde und die Milieuspektra stimmen am besten mit der von ZELINKA et al. (zitiert aus MAUCH 1976) vorgenommenen Klassifizierung überein, die wir daher übernehmen: a; b = 2, a = 6, p = 2, I = 3, SI = 3.0.



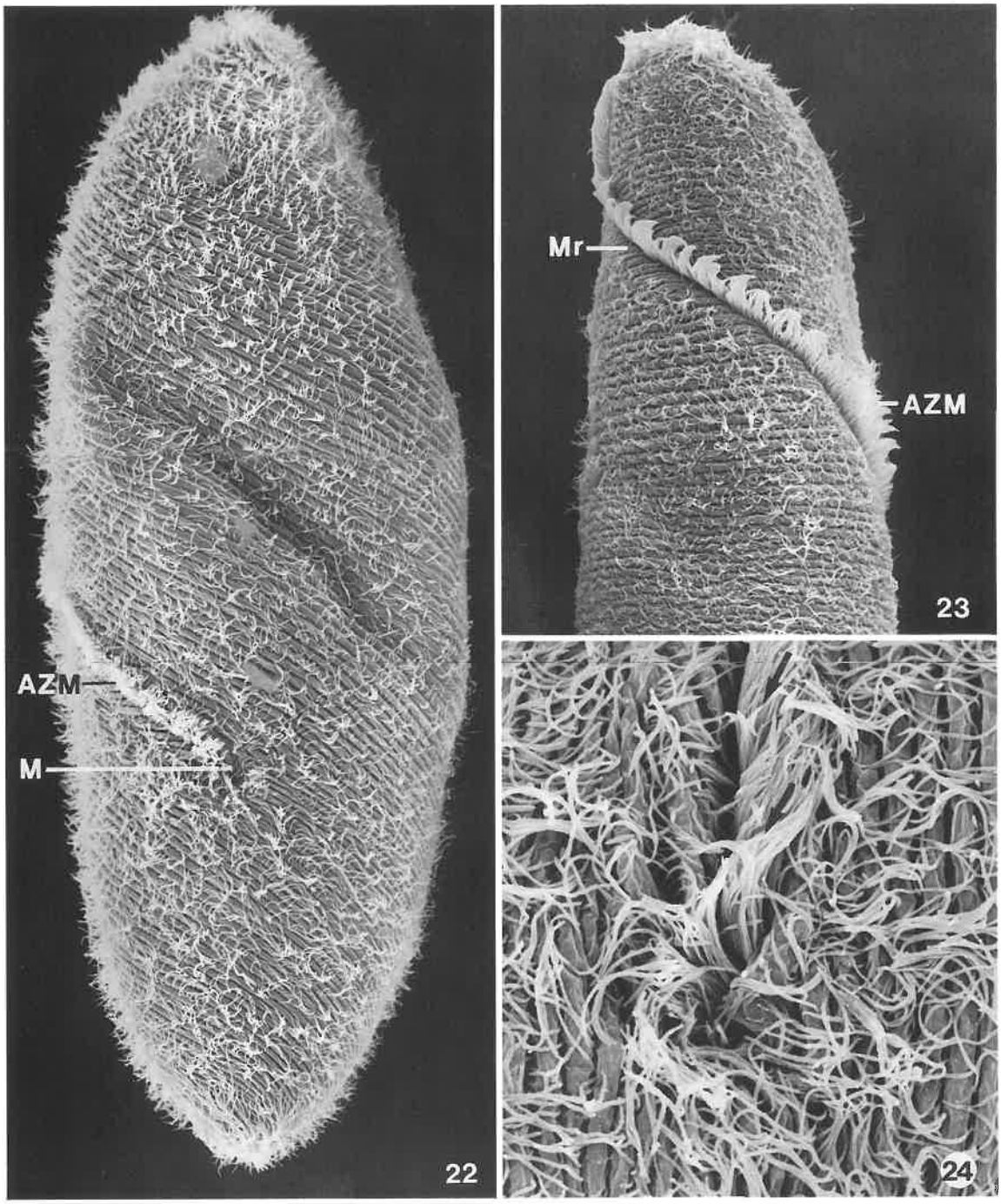
Spirostomum ambiguum (1, nach STEIN 1867 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 2, aus BARY 1950b; 3, aus STEIN 1867; 4, aus TUFFRAU 1968; 5, 6, aus KAHL 1932a, 1926; 7, 8, Originale. 1-3, 5-8, in vivo; 4, Protargolimprägnation). **1, 2, 5, 6:** Rechts laterale Ansichten verschiedener Formvarianten, ? µm, 1000 µm, ? µm, 1000-2000 µm (Pfeile: Mundeingang). **3:** Ventralansicht. **4:** Hinterer Teil der adoralen Membranellenzone stärker vergrößert, Maßstrich 25 µm. **7, 8:** Schematische Gegenüberstellung von → *S. minus* (Abb. 7) und *S. ambiguum* (Abb. 8), beide nach Mikrofotografien gezeichnet. Die Pfeile markieren den Mundeingang. aE = ampullenförmige Erweiterung des Sammelkanals, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, F = orale Fibrillen, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mr = Mundrinne, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Spirostomum ambiguum (9-17, Originale. 9-15, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 16, 17, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast). **9-12:** Gestreckte, frei bewegliche Exemplare. Die Pfeile weisen auf den Sammelkanal der kontraktilen Vakuole. **13, 14:** Mundabschnitt in Lateral- und Ventralansicht stärker vergrößert. Beachte die leichte Vorwölbung beim Mundeingang (Pfeile). **15:** Kontrahiertes Individuum. **16, 17:** Corticale Granula (Ölimmersion) lateral (Abb. 16; Anzahl der Reihen durch Pfeile markiert) und entlang der adoralen Membranellenzone (Abb. 17). AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, M = Mundeingang, Mr = Mundrinne.



Spirostomum ambiguum (18-21, Originale; Protargolimprägnation stark kontrahierter Zellen). **18, 19:** Anordnung der Wimpernreihen der Ventral- und Dorsalseite. Beachte den rosenkranzförmigen Makronucleus. **20:** Proximaler Teil der adoralen Membranellenzone stärker vergrößert. Der Pfeil weist auf die undulierende Membran. **21:** Stärker vergrößerter Ausschnitt der adoralen Membranellenzone. AZM = adorale Membranellenzone, M = Mundeingang, Ma = Makronucleus, Mr = Mundrinne, uM = undulierende Membran.



Spirostomum ambiguum (22-24, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen kontrahierter, zigarrenförmiger Individuen). **22:** Ventralansicht. **23:** Seitenansicht des Vorderendes mit spiralig gewundener adoraler Membranellenzone. **24:** Detail vom Mundeingang mit den dichter stehenden Wimpern der adoralen Membranellen (Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, M = Mundeingang, Mr = Mundrinne.

Spirostomum caudatum (MUELLER, 1786) DELPHY, 1939

1786 *Enchelis caudata* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 34.
1833 *Uroleptus filum* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1833: 277 (Synonym; ohne Abbildung).
1922 *Spirostomum filum* (EHRENBERG) - PENARD, Études Infusoires, p. 200 (Wiederbeschreibung).
1932 *Spirostomum (Uroleptus) filum* (EHRENBERG) PENARD, 1922 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 440 (Revison).
1939 *Spirostomum caudatum* (SCHRANK) - DELPHY, Archs. néerl. Zool., 3: 144 (kombinierender Autor; Teilrevision).
1974 *Spirostomum caudatum* (MÜLLER, 1786) DELPHY, 1939 - REPAK & ISQUITH, Acta Protozool., 12: 328 (Revision).
1986 *Spirostomum filum* (EHRENBERG, 1838) PENARD, 1922 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 375 (Teilrevision).

Taxonomie und Nomenklatur

Eine auf diese Art passende Beschreibung wurde bereits 1780 von SCHRANK veröffentlicht, ohne einen gültigen Namen dafür aufzustellen. DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986) betrachten *Enchelis caudata* als "nomen oblitum", was aber wegen der kontinuierlichen Wiederbeschreibung nicht gerechtfertigt ist. Saprobiologisch wichtiges Synonym ist *Spirostomum filum*. Das Synonym *Spirostomum teres* var. *caudatum* ZACHARIAS scheint dagegen in der saprobiologischen Literatur nicht auf. Eine detaillierte Wiederbeschreibung nach Protargolpräparaten ist erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 200-700 μm, meist 200-300 μm. Sehr kontraktil, kontrahierte Zellen deutlicher gerippt als bei anderen *Spirostomum*-Arten (Abb. 1, 8).

2) Gestalt rohrkolbenartig, 10-20mal länger als breit, vordere Hälfte zylindrisch, hintere schwanzartig verschmälert. Zwischen Mundeingang und Schwanz etwas bauchig erweitert. Vorderende leicht geschnäbelt, Hinterende gerundet bis abgestutzt (Abb. 1-3, 5-8).

3) Makronucleus ellipsoid, liegt im mittleren Drittel. 1-2 kleine, abgeplattete Mikronuclei (Abb. 1, 2, 4-8).

4) Kontraktile Vakuole am hinteren Ende, mit kurzem, entlang der Dorsalseite bis zur Höhe des Mundeinganges ziehendem Sammelkanal (Abb. 1, 2, 5-8).

5) Zwischen den Wimpernreihen corticale Granula (DRAGESCO 1960).

6) Etwa 28-32 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen (Abb. 1, 2, 5, 6, 8).

7) Die adorale Membranellenzone reicht über das vordere Drittel nicht hinaus (etwa 20-30 % der Körperlänge; Abb. 1, 2, 5-8). Undulierende Membran unscheinbar, am rechten Rand der Mundrinne.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ist wegen des schwanzartig verschmälerten Hinterendes nicht mit anderen *Spirostomum*-Arten zu verwechseln. Ein schwanzartig verlängertes Hinterende haben auch manche → *Blepharisma*-, *Gru-*

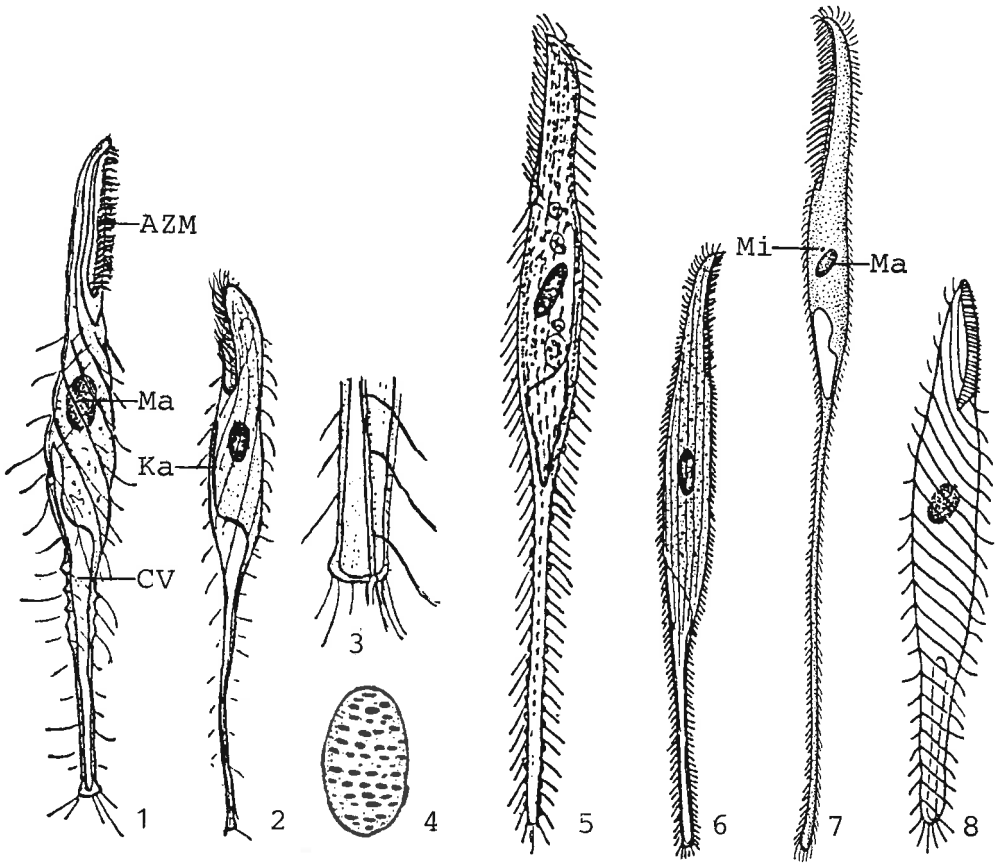
beria- und *Condylostoma*-Arten. → *Blepharisma* und *Condylostoma* haben jedoch eine auffallend segelartige undulierende Membran. *Gruberia* ist ausschließlich marin, hat am rechten Rand der Mundrinne cirrenartige Wimpern und kontrahiert ohne Torsion. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 3, 4, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Stellenweise zahlreich in limnischen Biotopen (Seen, Fischteiche, Tümpel, Pfützen), doch halten sich die Nachweise in Grenzen. Wir haben *S. caudatum* bisher nicht gefunden. Sehr häufig im Detritus von Tümpeln, besonders zwischen Rohrkolben und Schilf (KAHL 1932a) und häufig in mit Seerosen bewachsenen Moorpfützen (PENARD 1922). Im Juli und August massenhaft (bis 30 Ind./Wassertropfen) im sauren Bodenschlamm gedüngter Fischteiche (18-27 kg/ha P_2O_5, 42-80 kg/ha Ammoniumsulfat und 55 kg/ha "Ammoniumwasser"; GRABACKA 1971, 1977). Ferner im anoxischen Benthal oligo- und mesotropher litauischer Seen (LIEPA 1984) und im Benthal eines eutrophen schottischen Sees (BRYANT & LAYBOURN 1974). SRAMEK-HUSEK (1958) fand *S. caudatum* vereinzelt im *Oscillatorietum* einer lehmsandigen Stillwasserzone eines Mühlgrabens (betamesosaprob mit angedeuteter Alphamesosaprobie). In Fließgewässern bisher nicht nachgewiesen. Ein mariner, durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Mesopsammon der französischen Atlantikküste, wo die Art recht häufig ist (DRAGESCO 1960; Abb. 7). Nachgewiesen in Europa, USA, Zentralafrika.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen mittlerer Größe (300 x 40 μm) etwa 130 mg (eigene Berechnung). Autökologische Daten nach GRABACKA (1971, 1977), CAIRNS & YONGUE (1966): 12-23.5 °C, pH 4-5 (Bodenschlamm), pH 5.5-8.4 (Wasserkörper). Trat zusammen mit → *Coleps hirtus*, → *Loxodes striatus* und → *Spirostomum minus* auf.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Der oligosaprobe Anteil erscheint in Anbetracht der Daten von GRABACKA (1971, 1977) viel zu hoch. Sollte erst dann als Indikatorart verwendet werden, wenn gründlichere autökologische und faunistische Daten vorliegen.



Spirostomum caudatum in vivo (1-4, aus PENARD 1922; 5, aus KAHL 1932a; 6, aus SRAMEK-HUSEK 1949; 7, aus DRAGESCO 1960; 8, aus REPAK & ISQUITH 1974). **1, 2, 5-8:** Variabilität der Körperform, 600 μm, 600 μm, 400μm, ? μm, 480 μm, 200 μm. **3:** Schwanzspitze mit einer schräg verlaufenden, bewimperten Pellicula-Rippe. **4:** Makronucleus mit bandartig angeordneten Nucleolen. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus.

Spirostomum minus ROUX, 1901

1901 *Spirostomum ambiguum* var. *minor* ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 80 (ohne Abbildung).
1932 *Spirostomum minus* ROUX, 1901 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 440 (erster revidierender Autor; erste Abbildung).
1932 *Spirostomum intermedium* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 440 (Synonym; Abb. 4).
1965 *Spirostomum minus* - BOGGS, J. Protozool., 12: 603 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1974 *Spirostomum minus* ROUX, 1901 - REPAK & ISQUITH, Acta Protozool., 12: 329 (Revision).
1986 *Spirostomum minus* ROUX, 1901 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 377 (Teilrevision).
1989 *Spirostomum minus* ROUX, 1901 - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 145 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

Spirostomum intermedium ist nach unserer Auffassung ein jüngeres, subjektives Synonym von *S. minus*. Schon KAHL (1932a) war der Meinung, daß es sich bei *S. intermedium* bloß um eine Umweltmodifikation handeln könnte. Das von ihm angegebene Unterscheidungsmerkmal (adorale Membranellenzone etwas über die Zellmitte ragend) paßt ebenso gut auf diese Art (Abb. 10-12, Pfeile). Das Verhältnis Länge der adoralen Membranellenzone : Körperlänge ist bei *Spirostomum* sehr vom Alter der Zellen abhängig. Bei jungen (= kurz nach der Teilung) Exemplaren reicht die Zone bis nahe an das Körperende (EBERHARDT 1962).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 300-800 x 30-40 μm, meist 400-600 μm, nach BUCHAR (1957) sogar bis 1140 μm. Sehr biegsam und kontraktil (Abb. 15, 16). Kontrahierte Zellen zigarrenförmig (Abb. 5, 16).

2) Gestalt schlank bis mäßig breit wurmförmig, annähernd parallelseitig, 10-20mal länger als breit. Vorderes Ende gerundet, hinteres abgestutzt. Ventralseite im Bereich des Mundeinganges etwas vorgewölbt (Abb. 1-4, 10-12).

3) Makronucleus rosenkranzförmig, besteht aus 8-50, meist 15-20 ellipsoiden Nodien, die ein mehr oder weniger langes Band bilden, das in der Mediane liegt (Abb. 1-5, 13).

4) Kontraktile Vakuole am hinteren Ende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal (Abb. 1-4, 10-13, 16).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, in länglichen Bändern zu je 3-4 Reihen angeordnete, kugelige Granula (Ölimmersion! Abb. 6, 7, 14). Cytoplasma transparent, farblos.

6) Etwa 20-30 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 5-8).

7) Die adorale Membranellenzone reicht vom Vorderende bis zur Körpermitte (etwa 35-50 % der Körperlänge) und biegt am unteren Ende nach rechts um. Parallel dazu eine unbewimperte Mundrinne. Undulierende Membran vermutlich so wie bei den anderen Arten der Gattung → z. B. *S. ambiguum* (Abb. 1-5, 8).

8) Bewegung schlüpfend, wurmförmig kriechend und windend. Schwimmt mit Rotation um die Längsachse.

Verwechslungsmöglichkeiten

Von → *S. ambiguum* gewöhnlich durch geringere Größe (1 mm), schlankere Gestalt und kürzere adorale Membranellenzone (etwa 35-50 % der Körperlänge) zu unterscheiden. Sehr ähnlich sind die marinen Ciliaten *S. yagiui* SHIGENAKA (bandförmiger Makronucleus; Abb. 9) und *Anigsteinia clarissima* (ANIGSTEIN) (kontrahiert ohne Torsion, Gestalt gedrungener, Vorderende deutlich geschnäbelt). Es ist nicht auszuschließen, daß die Brackwassernachweise von *S. minus* auf Verwechslung mit einer dieser Arten beruhen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und häufig in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone stehender Gewässer (Seen, Fischteiche, Tümpel, lang stehende Aufgüsse) und im Potamal alpha- bis betamesosaprober Fließgewässer (z. B. BUCHAR 1957, CZAPIK 1975, GOULDER 1974, GRABACKA 1971, MADONI & GHETTI 1981a, PRIMC 1981b, VEYLANDE & LIEPA 1985). *Spirostomum minus* findet sich manchmal in alphamesosaproben Fließgewässern Baden-Württembergs in so ungeheuren Mengen, daß er deutliche Wassertrübungen verursacht (BUCK 1961). MADONI (1984) errechnete mit einer multivariaten Analyse der Ciliatenpopulationen nordappeninischer Fließgewässer (berücksichtigt wurden u. a. CSB, NH_4^+, pH und O_2) für *S. minus* ein Schwerpunktvorkommen im alpha- bis betamesosaproben Übergangsbereich. Im September massenhaft (>30 Ind./Wassertropfen) im sauren (pH 4-5) Bodenschlamm gedüngter Fischteiche (18-27 kg/ha P_2O_5, 42-80 kg/ha Ammoniumsulfat, 55 kg/ha "Ammoniumwasser"; GRABACKA 1971, 1977). Ferner zahlreich in französischen *Sphagnetum*-Hochmooren (im Oktober 267 Ind./ml; GROLIERE 1977b), im Herbst, Winter und Frühjahr in einem eutrophen Tümpel (1711 Ind./ml; GOULDER 1974) und im Mikrobenthos des Hamburger Hafens bis 100 Ind./cm^2 (BARTSCH & HARTWIG 1984). Ferner vereinzelt und untypisch in Papyrus-Sümpfen (BAMFORTH et al. 1987), in Tropfkörpern sowie in Regenpfützen, Wiesenmulden und astatischen Sickerwassertümpeln (DINGFELDER 1962). Die letzteren Fundorte lassen vermuten, daß *S. minus* Dauerzysten bilden kann, doch sind keine Nachweise aus dem Boden bekannt. Einige nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus dem Brackwasser (z. B. Hamburger Hafen, Danziger Bucht, Kaspisches Meer). Bisher nachgewiesen in Europa, Asien, Zentralafrika, USA, Kanada. Vermutlich kosmopolitisch.

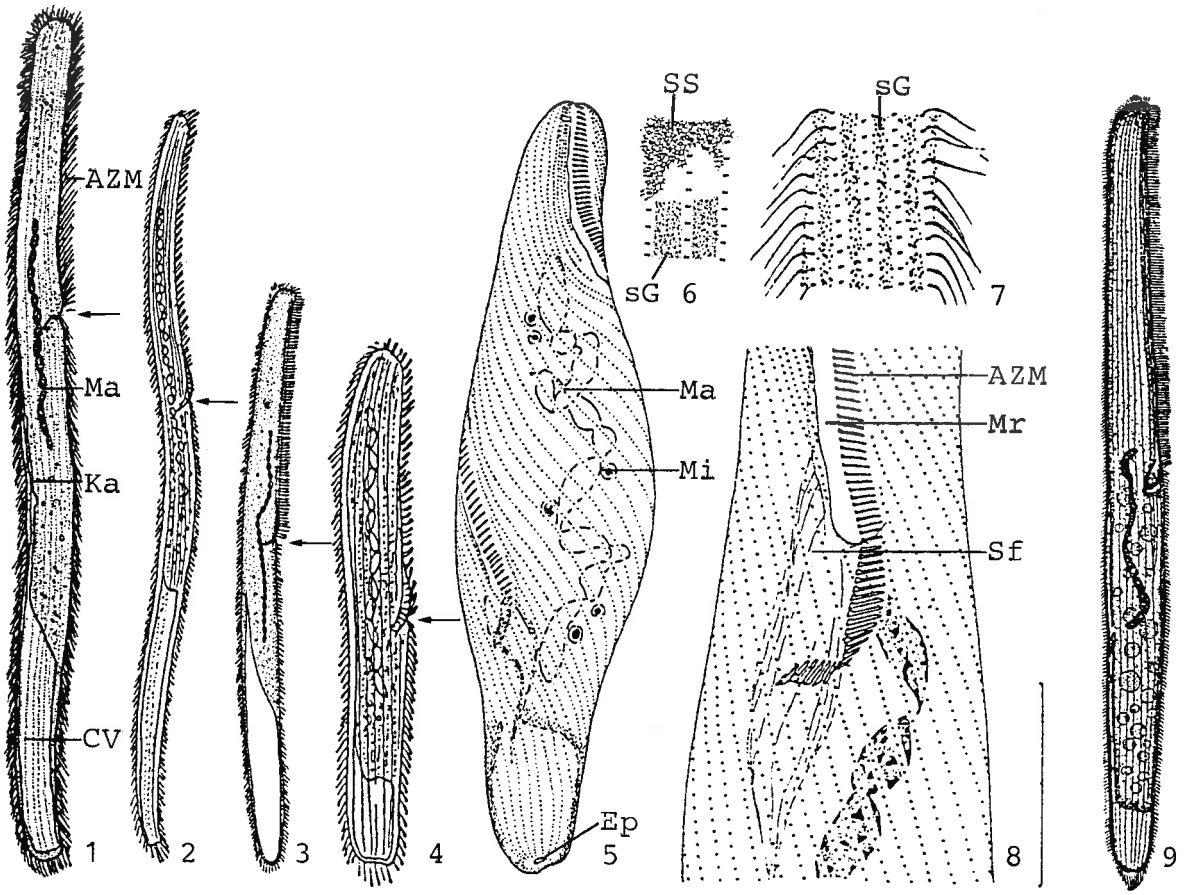
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen mittlerer Größe (600 x 30 μm) etwa 425 mg (eigene Berechnung). Respirationsrate 0.27-0.31 nl O_2/Ind.h bei einem Volumen von 500000 μm^3 (FENCHEL & FINLAY 1983). Euryion (untere pH-Toleranzgrenze 4.0, obere 8.4). Erträgt einen H_2S-Gehalt bis 2 mg/l. VEYLANDE & LIEPA (1985) fanden *S. minus* in litauischen Fließgewässern bei einer Gesamtkeimzahl von 155-407 x 10^6 Bakterien/g nasser Sedimentprobe (Ultra-Filtration). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von *Spirostomum minus*. Spalte 1, aus GROLIERE (1977b; viele Analysen aus französischen Mooren); 2, aus REINNARTH (1979; 11 Analysen aus dem eutrophen Bonner Heinrichsweiher); 3, aus MADONI & GHETTI (1981a; 4 Analysen aus nordappeninischen Fließgewässern); 4, aus DETCHEVA (1983c; viele Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 5, aus RECK (1987; 36 Analysen aus dem nährstoffreichen Plußsee, Deutschland).

Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	-	-	-	a, p	-
°C	0-19	-	20-25	20.8	7.7-9.4
Leitfähigkeit (μS/cm)	12-80	-	2250-3720	-	-
pH	4-6.7	6.9	7.4-7.8	7.3	7.6-7.7
O_2 (mg/l)	3.8	-	4.7-8.0	3.1-6.6	6.8-7.8
O_2 (Sättigung %)	10-42	-	-	31-74	59-65
H_2S (mg/l)	0.2-2.0	-	-	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	50	-	-	-	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.1	0.6-1.9	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.8-4.8	12.2	1.0-3.0	0.2-5.4	0.3
NO_3^--N (mg/l)	0.2-1.0	1.0	0.6-1.8	0.02-5.1	-
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0.6-1.2	0.02	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6; Plattenmethode)	0.005-0.14	-	-	-	-

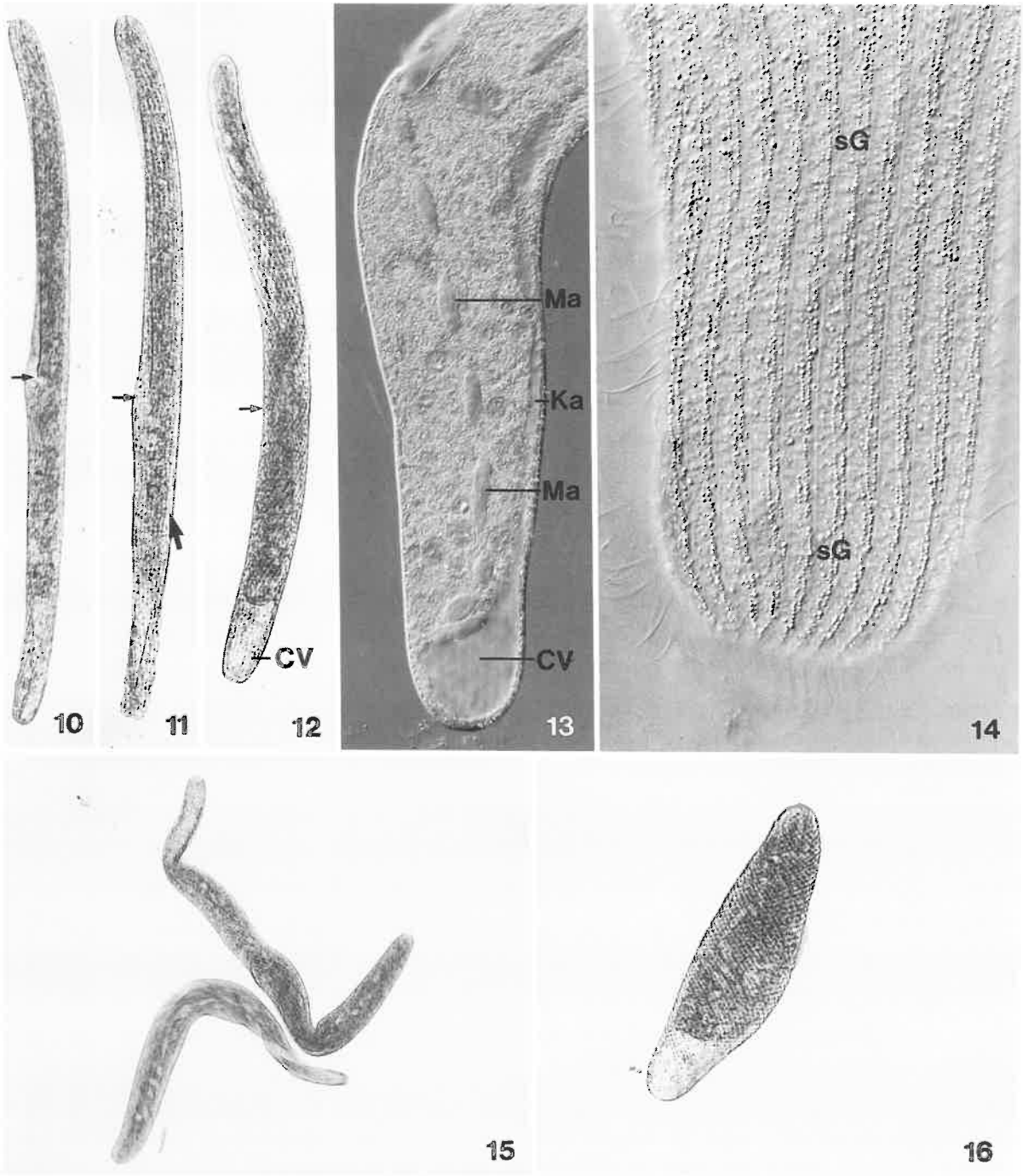
Weitere autökologische Daten (nach GROLIERE 1977b, REINNARTH 1979, MADONI & GHETTI 1981a, DETCHEVA 1983c, VEYLANDE & LIEPA 1985): 66-136 mg/l Ca^{2+}, 9.7-35 mg/l Mg^{2+}, 198-216 mg/l HCO^{3-}, 65-172 mg/l SO_4^{2-}, 14.5-1203 mg/l Cl^-, 0.5 mg/l Fe^{2+}, 55-90 mg/l CSB, 5-69 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 2-4.8 mg/l Tannine, -220 mV Redoxpotential.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a-b; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6 (für *S. minus*) und b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5 (für das Synonym *S. intermedium*). Die starke Betonung des betamesosaproben Anteils in dieser Einstufung entspricht nicht völlig den Freilandbeobachtungen und den autökologischen Daten (→ Tabelle). Wird in der Literatur fast ausnahmslos als alphamesosaprob bzw. alpha- bis betamesosaprob eingestuft (BUCK 1961, CHORIK 1968, HEUSS 1976, LOKOT 1987). BUCK (1971) gibt einen korrigierten Indexschwerpunkt von 2.96 an, was mit der Einstufung von SLADECEK et al. (1981) und den Daten von MADONI (1984; siehe Vorkommen und Verbreitung) nur mäßig gut übereinstimmt. Nach WIACKOWSKI (1981) trat *S. minus* in der Drwinka (mittlerer Saprobitätsindex 2.65) im Verlaufe einer Selbstreinigungsstrecke dann am häufigsten auf (gemeinsam mit → *Amphileptus pleurosigma*, → *Euplotes patella*, → *Frontonia leucas* und → *Loxodes striatus*), wenn der Abbau schon weitgehend beendet war. Die Freilandbefunde und die Milieuspektra legen folgende Einstufung nahe: a-b; b = 3, a = 6, p = 1, I = 3, SI = 2.8.



Spirostomum minus (1, aus CHARDEZ 1968; 2, 4, aus KAHL 1932a; 3, nach WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 5-8, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989. 1-4, 7, in vivo; 5, 8, Protargolimprägnation; 6, nasse und trockene Silbernitratimprägnation). **1-4:** Rechts laterale Ansichten (Pfeile: Mundeingang), 460 μm, 600 μm, ? μm, 400 μm. **5:** Bewimperung der ventro-lateralen Seite, 250 μm. **6:** Teil des Silberliniensystems und corticale Granula. **7:** Teil der Pellicula mit corticalen Granula. **8:** Bewimperung im Bereich des Mundeinganges, Maßstrich 20 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mr = Mundrinne, Sf = Schlundfasern, sG = corticale Granula, SS = Silberliniensystem.

Spirostomum yagiui in vivo (9, aus SHIGENAKA 1959). **9:** Lateralansicht, 400 μm.



Spirostomum minus in vivo (10-16, Originale. 10-12, 15, 16, Hellfeld; 13, 14, Interferenzkontrast). **10-12:** Gestreckte, frei bewegliche Individuen in links lateraler und rechts lateraler Ansicht (dünne Pfeile: Mundeingang; dicker Pfeil: Sammelkanal der kontraktilen Vakuole). **13:** Hintere Hälfte stärker vergrößert. Beachte den rosenkranzförmigen Makronucleus. **14:** Hinterende mit in Längsreihen angeordneten corticalen Granula stärker vergrößert. **15:** Schlängelnde Zellen. **16:** Kontrahiertes Individuum. CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Nodien des Makronucleus, sG = corticale Granula.

Spirostomum teres CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858

1858 *Spirostomum teres* CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 233.
1867 *Spirostomum teres* CLAPAREDE & LACHMANN - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 190 (ausführliche Wiederbeschreibung und gute Abbildungen).
1932 *Spirostomum teres* CLAPAREDE & LACHMANN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 440 (Revision).
1965 *Spirostomum teres* - BOGGS, J. Protozool., 12: 605 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1974 *Spirostomum teres* CLAPAREDE & LACHMANN, 1858-1859 - REPAK & ISQUITH, Acta Protozool., 12: 329 (Revision).
1986 *Spirostomum teres* CLAPAREDE & LACHMANN, 1858-1859 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 378 (Teilrevision).
1989 *Spirostomum teres* - NEIDL, Diplomarbeit Univ. Innsbruck (ausführliche ökologische Monographie).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 150-600 x 20-75 μm, meist 200-400 μm, nach DRAGESCO (1960) erreichen Brackwasserformen sogar 880 μm Länge. Sehr kontraktil; kontrahierte Zellen deutlicher spindelförmig als bei → *S. ambiguum* und → *S. minus* (Abb. 11, 15, 16).

2) Gestalt mäßig breit zylindrisch, im mittleren Drittel etwas erweitert, 10-15mal länger als breit. Vordere Hälfte deutlich, hintere wenig verschmälert. Vorderende leicht geschnäbelt, Hinterende breit abgestutzt (Abb. 1-4, 7-9).

3) Makronucleus ellipsoid, etwa 25-48 x 9-12 μm groß, liegt im mittleren Drittel. 1-2 linsenförmige, 2-4 μm große Mikronuclei (Abb. 1-4, 6, 7, 10, 13).

4) Kontraktile Vakuole am hinteren Ende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal (Abb. 1-4, 8, 9).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, in länglichen Bändern zu je 2-3 Reihen angeordnete, kugelige, zitronengelbe Granula (Ölimmersion), die der Zelle eine gelbliche Färbung geben (Abb. 12).

6) Etwa 25-30 Wimpernreihen, die bei gestreckten Zellen wenig, bei kontrahierten Individuen stark spiralig verlaufen (Abb. 1-9, 11, 15, 16).

7) Die adorale Membranellenzone reicht vom Vorderende bis etwa zur Körpermitte (etwa 40-50 % der Körperlänge) und biegt am unteren Ende nach rechts um. Parallel dazu eine unbewimperte Mundrinne, die rechts von einer undulierenden Membran begrenzt wird (Abb. 1-11, 15-18).

8) Bewegung schlüpfend, windend und kriechend. Schwimmt mit Rotation um die Längsachse.

Verwechslungsmöglichkeiten

Von dem ebenfalls einkernigen → *S. caudatum* leicht durch die viel plumpere Gestalt zu trennen. Unterscheidet sich von einkernigen Arten der Gattung → *Blepharisma* durch das Fehlen der segelartigen undulierenden Membran und von → *Pseudoblepharisma* durch die Kontraktilität. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet und häufig in den sauerstoffarmen, H_2S-haltigen Bereichen (Faulschlamm, oxisch-anoxische Übergangszone, hypolimnisches Pelagial) stehender Gewässer (Seen, Stauseen, Teiche, Tümpel) und zahlreich (wenn auch etwas weniger häufig als → *S. minus*) in alphamesosaproben bis polysaproben Fließgewässern (z. B. AELTERMAN 1952, BAUER 1987, BUCK 1961, NEIDL 1989, NEISWESTNOWA-SHADINA 1935, PRIMC 1984, STRUHAL 1954). Ein nicht durch Abbildung belegter Nachweis aus einem ölverschmutzten Fluß in China (SHEN YUNFEN et al. 1988).

Spirostomum teres dringt im Gegensatz zu den anderen *Spirostomum*-Arten tiefer in H_2S-haltiges Sediment ein (bis 7 cm; AGAMALIEV 1986, REINNARTH 1979). MADONI (1984) errechnete anhand einer multivariaten Analyse der Ciliatenpopulationen nordappeninischer Fließgewässer (insgesamt 42 Probenstellen; berücksichtigt wurden u. a. CSB, NH_4^+, O_2) für *S. teres* ein Schwerpunktvorkommen im alphamesosaproben Bereich, wozu er als Charakterart allerdings den betamesosaproben → *Euplotes patella* angibt. Abundanzmaxima: 24000 ± 3460 Ind./l in der oxisch-anoxischen Schicht während der Sommerstratifikation in einem eutrophen, monomiktischen See (BARK & WATTS 1984); 33 Ind./ml in einem eutrophen Teich bei einem O_2-Gehalt ≤1 mg/l (GOULDER 1973); 2419 Ind./l im Hypolimnion (0.4-3.2 mg/l O_2) des eutrophen Piburger Sees in Tirol (NEIDL 1989); im Jänner 3250 Ind./cm^2 im Sediment (Summe aller Bodenschichten von 0-15 cm Tiefe) des eutrophen Heinrichsweihers (>4.5 mg/l NO_3^--N; REINNARTH 1979); bis 100 Ind./ml im Elbwasser (3.9-5.8 mg/l BSB_5) des stark verschmutzten Hamburger Hafens (BARTSCH & HARTWIG 1984). Sehr zahlreich auch in einem französischen Hochmoor (360 Ind./ml; GROLIERE 1977b). Ferner vereinzelt und untypisch im Aufwuchs kurzzeitig exponierter Objektträger (WILBERT 1969), in arktischen Tundratümpeln und Regenwasserpfützen, was auf Zystenbildung hindeutet, doch sind keine Nachweise aus dem Boden bekannt. Ein durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus schwach salzigen Lagunen (0.2-0.34 %) des Kaspischen Meeres (AGAMALIEV 1974, 1986). Zahlreich auch in verschmutzten Strandtümpeln der Danziger Bucht bei einem Salzgehalt von 0.3-0.85 % (BIERNACKA 1962). Marine Nachweise zweifelhaft (z. B. holländische Nordseeküste, französische Mittelmeerküste, Golf von Mexiko). Mit Ausnahme von Australien und der Antarktis auf allen Kontinenten vielfach nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien (besonders rote und grüne Schwefelbakterien), aber auch Algen (z. B. *Chromulina minima*, kleine Kieselalgen, Desmidiaceen). Synökologische Daten aus dem Piburger See/Österreich (NEIDL 1989): Das Rädertier *Filinia hofmanni* ist vermutlich ein Nahrungskonkurrent, wahrscheinliche Feinde sind der Krebs *Cyclops vicinus*, das Ciliat *Paradileptus elephantinus* und die Amöbe *Chaos chaos*. Die corticalen Granula könnten das Pigment Flavin enthalten, dessen Wirkung darin bestehen soll, daß es die Bildung von toxischen O_2-Radikalen (Superoxid) auf photochemischem Weg verstärkt. Das wiederum könnte erklären, warum *S. teres* nie im O_2-reicheren Epilimnion erscheint. Biomasse von 10^6 Individuen mittlerer Größe (300 x 40 µm) etwa 380 mg (eigene Berechnung). Generationszeiten nach FINLAY (1977) deutlich von der Wassertemperatur beeinflußt: 81 h (20 °C; Volumen der Zellen 212504 μm^3), 94 h (15 °C; 217400 μm^3) und 1004 h (8.5 °C; 216150 μm^3). Diese Daten stimmen gut mit jenen von BARK & WATTS (1984) überein: 72.7 h (August), 78.5 h (Anfang September) und 247.2 h (April bis Mitte Juli). PETROVA & SMIRNOVA (1974) geben nur 14.3-34.5 h (bei einem Volumen von 209100 μm^3) an. Respirationsraten von 0.041 nl O_2/Ind.h (V = 349000 μm^3) bis 0.06 nl O_2/Ind.h (bei 15 °C; FENCHEL & FINLAY 1983, LAYBOURN & FINLAY 1976). Eurytherm → Tabelle. Bevorzugte O_2-Konzentration zwischen 0.4 und 0.8 mg/l, ab 3.2 mg/l wurden im Piburger See keine Individuen mehr gefunden. Untere pH-Toleranzgrenze 5.0, im alkalischen Bereich bis pH 8.7 (BOCK 1960). Verträgt H_2S-Werte bis 2.5 mg/l, die letale Dosis (LC_{50}) liegt bei 2.9 mg/l (→ aber saprobielle Einstufung), die für NH_4^+-N bei 37 mg/l (BARK & GOODFELLOW 1985). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

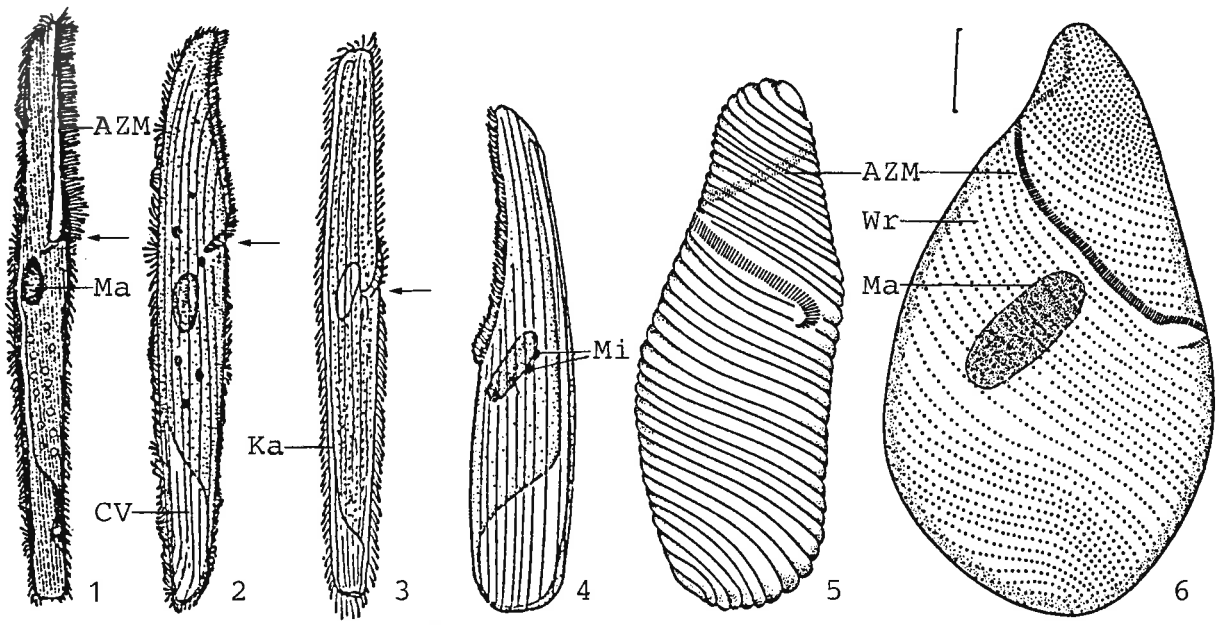
Tabelle: Milieuspektra von *Spirostomum teres*. Spalte 1, aus WILHELM (1964; viele Analysen aus der abwasserbelasteten Swist/Eifel); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus BERECZKY (1977a; viele Analysen aus der Donau bei Göd); 4; aus DETCHEVA (1979, 1983c; viele Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 5, aus REINNARTH (1979; 11 Analysen aus dem eutrophen Bonner Heinrichsweiher); 6, aus BAUER (1987; viele Analysen aus der alphamesosaproben bis polysaproben Gutach/Wutach, Schwarzwald); 7, aus MIHAILOWITSCH (1989; 5 Analysen aus einem solebelasteten Fließgewässer bei Bonn); 8, aus NEIDL (1989; viele Analysen aus dem eutrophen Piburger See/Tirol).

Faktor	Referenz							
	1	2	3	4	5	6	7	8
Saprobität	-	b, a	-	o, b, a	-	-	-	-
pH	-	6.7-8.1	7.7-7.9	7.1-8.2	6.7-7.7	6.5-7.3	7.2-7.4	6.5-6.7
°C	-	0-25	8-19	10.6-25	-	2-18	5-13	4.6-6.4
O_2 (mg/l)	0.6-11	0-11	8.9-22	2.9-10.4	-	-	2.3-3.9	0-7.2
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	30-103	-	90-100	-	-
BSB_5	-	-	5.1-12.6	2.2-13.4	-	≤1.7	-	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	30-76	-	-	-	-	-	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	0-50	1.5-28	≤50	-	-	19.2-39	-
H_2S	-	0-1	-	-	-	-	-	0-2.5
NH_4^+-N (mg/l)	0.4-5.8	0-5.8	0.2-1.7	0-0.5	0.2-14.2	≤0.4	0.2-0.9	1
NO_3^--N (mg/l)	0.7-4.8	-	0.7-1.7	0-2.8	1-11.3	0.1-0.3	3.4-7.2	-
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0.01-0.06	0-0.4	-	≤0.02	0.03-0.1	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	0.001-5[1]	0.013-16[2]	-	-	-	-	-	10^2[2]

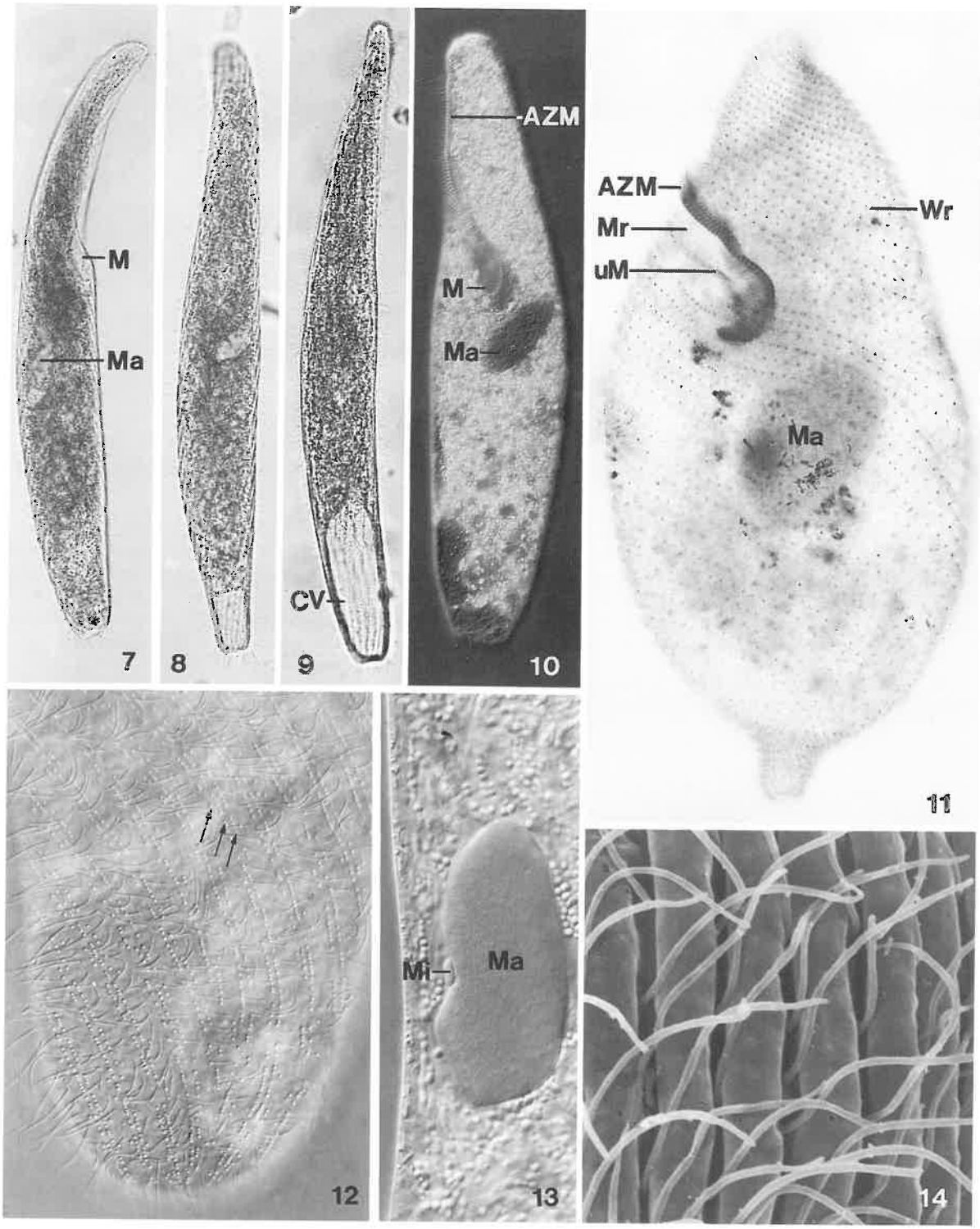
[1] Methode nicht angegeben. [2] Plattenmethode.

Weitere autökologische Daten (aus BAUER 1987, DETCHEVA 1983c, FENCHEL & JANSSON 1966): 26-92 mg/l Ca^{2+}, 0-20 mg/l Mg^{2+}, 49-326 mg/l HCO^{3-}, 30-118 mg/l SO_4^{2-}, 8.2-257 mg/l Cl^-, 4.2-13.5 °dH, 0-0.1 mg/l Fe^{2+}, bis 34 mg/l CSB, 56-95 μS/cm spez. Leitfähigkeit, -70 bis +150 mV Redoxpotential.

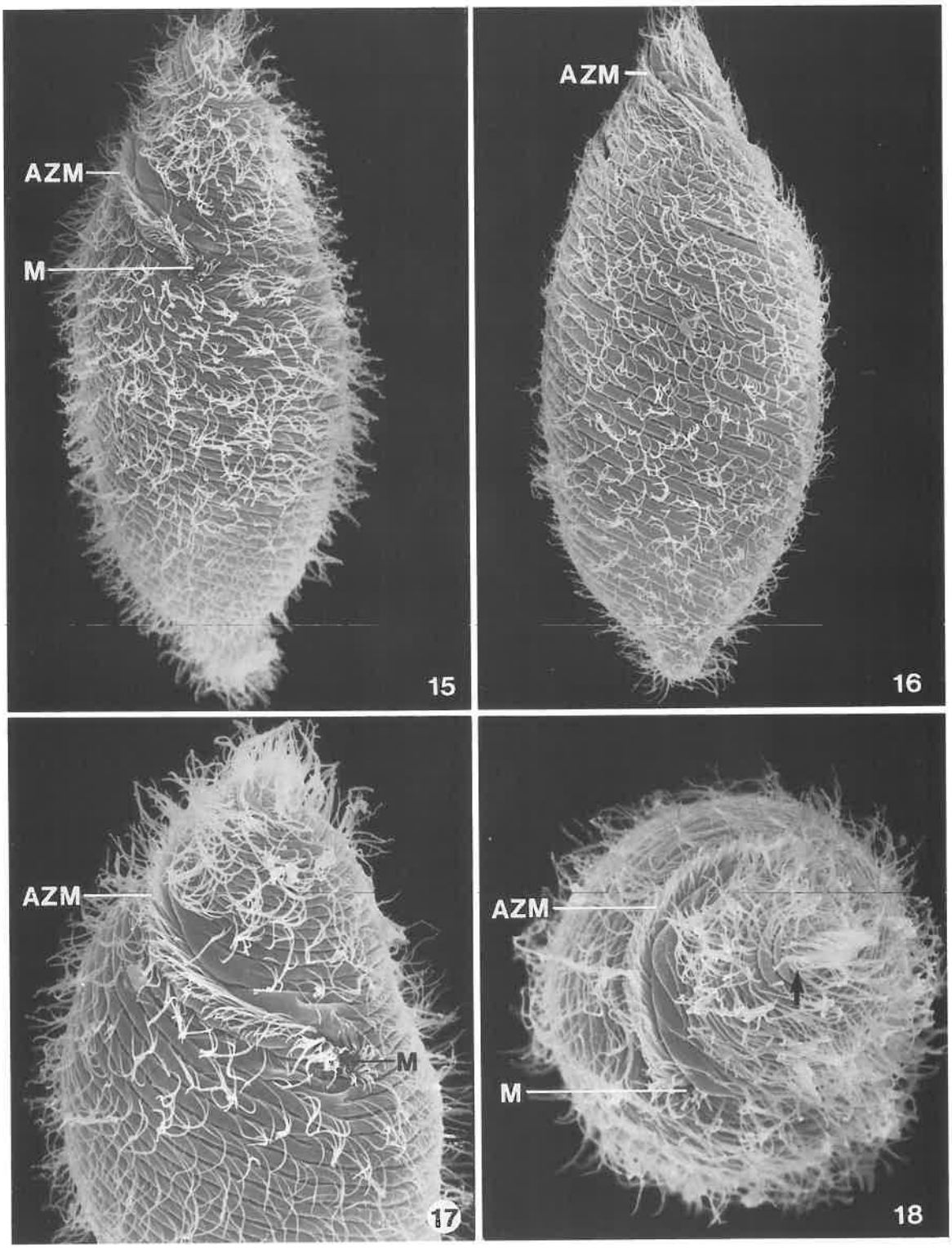
Saprobielle Einstufung: CYRUS & SLADECEK (zitiert aus Mauch 1976): a; b = 2, a = 6, p = 2. MORAVCOVA (1977): a = +, p = 10, I = 5, SI = 3.5 (falsch berechnet). FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO (1979): a = 6, p = 4. SLADECEK et al. (1981): b = 1, a = 8, p = 1, I = 4, SI = 3.0. WEGL (1983): b = 1, a = 2, p = 7, I = 4, SI = 3.6. FOISSNER (1988): p; b = 1, a = 2, p = 7, I = 2 (offensichtlich falsch berechnet), SI = 3.6. BUCK (1971) gibt einen korrigierten Indexschwerpunkt von 3.09 an und verweist darauf, daß diese Art bei geringer Abundanz nicht eingestuft werden sollte. Im Faulschlamm der übermäßig eutrophierten Schlei (schleswig-holsteinische Ostseeküste) wird *S. teres* bei abnehmendem Salzgehalt, zunehmender Keimzahl (bis 3 x 10^8/ml) und H_2S-Werten bis 3.2 mg/l massenhaft in sehr gutem Ernährungszustand angetroffen (BOCK 1960). In diesem Zusammenhang ist erwähnenswert, daß *S. teres* so wie → *Loxodes* vermutlich Nitrit veratmen kann (FINLAY et al. 1983, NEIDL 1989, PSENNER & SCHLOTT-IDL 1985). Die von WEGL (1983) und FOISSNER (1988) vorgeschlagene Bewertung (p; b = 1, a = 2, p = 7, I = 3, SI = 3.6) erscheint realistisch, da sie mit den vielen Nachweisen aus stark belasteten Fließgewässern und der hohen H_2S-Toleranz übereinstimmt (z. B. BARTSCH & HARTWIG 1984, BAUER 1987, BOCK 1960, BUCK 1971, PRIMC 1984).



Spirostomum teres (1, aus STEIN 1867; 2, nach WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 3, aus KAHL 1932a; 4, 5, aus VILLENEUVE-BRACHON 1940; 6, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986. 1-4, in vivo; 5, nasse Silbernitratimprägnation; 6, Protargolimprägnation). **1-3:** Rechts laterale Ansichten (Pfeile: Mundeingang), ? μm, 300 μm, 300 μm. **4:** Links laterale Ansicht, 250 μm. **5:** Kontrahiertes Individuum, ? μm. **6:** Bewimperung der ventro-lateralen Seite, Maßstrich 20 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Wr = Wimpernreihe.



Spirostomum teres (7-14, Originale. 7-10, 12, 13, Lebendaufnahmen im Hellfeld, Dunkelfeld und Interferenzkontrast; 11, Protargolimprägnation; 14, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **7-9:** Gestreckte Exemplare rechts lateral und dorsal. **10:** Ventro-laterale Ansicht. **11:** Kontrahiertes Individuum ventro-lateral; beachte die spindelförmige Gestalt. **12:** Corticale Granula im hinteren Zellabschnitt. Die Pfeile weisen auf die Reihenanzahl. **13:** Kernapparat stark vergrößert. **14:** Detail der Pellicula stark vergrößert. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, M = Mundeingang, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mr = Mundrinne, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Spirostomum teres (15-18, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen kontrahierter Individuen). **15, 16:** Übersichten von ventral und dorsal. Beachte die spindelförmige Gestalt und die relativ kurze adorale Membranellenzone. **17:** Vordere Hälfte stärker vergrößert. **18:** Apikalansicht. Der Pfeil weist auf das Vorderende der Zelle, wo die adorale Membranellenzone beginnt. AZM = adorale Membranellenzone, M = Mundeingang.

Vorbemerkung zur Gattung *Stentor* OKEN, 1815

Stentoren sind sehr auffallende, manchmal rasenbildende oder Wasserblüten verursachende Bewohner stehender und fließender Gewässer. Die bei uns vorkommenden Arten sind, in Anlehnung an KAHL (1932a), mit den im Bildbestimmungsschlüssel angeführten Merkmalen (Makronucleus, Granulafärbung, symbiontische Algen) sicher determinierbar.

Zwei Arten, die bisher nicht eingestuft waren, haben wir aufgenommen, da sie die Abgrenzung der anderen Arten erleichtern. Die eine, *S. amethystinus*, wurde vermutlich öfters mit *S. niger* verwechselt und führt in Badeteichen nicht selten zu Problemen. *Stentor multiformis* kommt recht regelmäßig vor und kann bei oberflächlicher Betrachtung mit *S. coeruleus* verwechselt werden.

Stentoren findet man meist mehr oder weniger stark kontrahiert und freischwimmend, weil sie bei der Probenahme vom Substrat losgelöst werden. Aber auch festsitzende Exemplare sind nicht immer ganz ausgestreckt. Die Körperform und das Längen : Breitenverhältnis sind daher unsichere Merkmale. Auch das Gehäuse und die Tastborsten (vorhanden oder nicht) sind kaum als Bestimmungsmerkmale zu gebrauchen.

Die älteren Autoren (z. B. STEIN 1867) haben durchweg mehrere Arten vermengt, z. B. wurde *S. muelleri* lange Zeit als zoochlorellenloser *S. polymorphus* angesehen. *Stentor niger* und *S. amethystinus* werden selbst heute noch miteinander verwechselt. Soweit wir anhand der Beschreibungen falsche Determination vermuten, werden diese entsprechend zugeordnet.

Eine neuere (nicht ganz vollständige) Liste bisher beschriebener *Stentor*-Arten gibt NILSSON (1986). Nach einem Beschluß der "International Commission on Zoological Nomenclature" ist *S. muelleri* EHRENBERG, 1832 Typusart der Gattung (HEMMING 1954, KIRBY 1954). Die Arbeit von EHRENBERG ist nach CORLISS (1979) mit dem Jahr 1831 zu datieren.

Vor allem an *S. coeruleus* und *S. polymorphus* sind viele physiologische und zellbiologische Studien (Transplantation, Regeneration ...) durchgeführt worden, deren Aufnahme den Rahmen dieses Werkes sprengen würde (z. B. FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO 1981, PAULIN & BUSSEY 1971, PAULIN et al. 1980, PELVAT 1985, PELVAT & DE HALLER 1979, TARTAR 1961, 1970, TUFFRAU 1968, UHLIG 1960).

Mehrere Arten sind durch Granula gefärbt. Das Pigment (bei *S. coeruleus*) wird als Stentorin bezeichnet. Beim Absterben tritt das Pigment aus und färbt das Wasser (z. B. kann sich bei Massenauftreten des *S. amethystinus* das Wasser in Badeteichen braunrosa verfärben).

Stentor amethystinus LEIDY, 1880

1880 *Stentor amethystinus* LEIDY, Proc. Acad. nat. Sci. Philad., Jahr 1880: 157 (ohne Abbildung).
1901 *Stentor niger* EHRBG. - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 87.
1922 *Stentor niger* EHRENBERG 1838 - PENARD, Études Infusoires, p. 210.
1932 *Stentor amethystinus* LEIDY, 1880 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 465 (Revision).
1970 *Stentor amethystinus* LEIDY, 1880 - DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, (Numéro hors-série): 77 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1980 *Stentor amethystinus* LEIDY, 1880 - FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 5: 91 (Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1986 *Stentor amethystinus* LEIDY - NILSSON, Biol. Skr., 27: 8 (elektronenmikroskopischer Vergleich mit *S. andreseni*).
1986 *Stentor amethystinus* LEIDY, 1880 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 403 (Silberimprägnation; Revision der afrikanischen Arten; eventuell ist ihr *S. niger* ebenfalls *S. amethystinus*).

Taxonomie

Die Art wurde von EHRENBERG, ROUX und PENARD nicht von → *S. niger* getrennt. Wir haben die von FOISSNER (1980b) untersuchte Population mit verbesserten Methoden bearbeitet (Abb. 17-20). Dabei zeigte sich, daß FOISSNER (1980b) die Anzahl der Wimpernreihen unterschätzt hat. Die neuen Werte passen sehr gut auf die maßgebliche Wiederbeschreibung von DRAGESCO (1970). Es gibt mehrere Beschreibungen von Stentoren mit braunen Granula und symbiontischen Algen (z. B. *Stentor niger* sensu KAWAKAMI 1984; S. *igneus* var. *nigricans* JOHNSON, 1893; *S. igneus* sensu LEVANDER 1894a). Wir trennen diese Populationen vorläufig nicht von der typischen Form mit violetten bis purpurroten Granula, da ähnliche Farben von verschiedenen Autoren wohl etwas unterschiedlich bezeichnet werden. Bedarf hinsichtlich der Granulafarbe weiterer vergleichender Untersuchungen.

Differentialdiagnose

1) Gestreckte Individuen in vivo 250-500 μm lang; wenig (etwa um ein Drittel) kontraktil (135-350 μm). Nach LEIDY (1880) bis 840 μm lang ($\bar{x}$ = 600 x 180 μm gestreckt und festsitzend; 270-420 μm schwimmend).

2) Festsitzende Zellen breit bis schlank trichterförmig. Mundboden beim Eingang zum Mundtrichter (Schlund) stark nach oben gewölbt (Abb. 1, 6, 8, 12). Diese Art trifft man fast nur freischwimmend; dann ist sie verkehrt birnenförmig bis kugelig (Abb. 2, 7, 9, 14, 15, 21).

3) In Körpermitte 1 kugeliger, in vivo 20-30 μm großer Makronucleus mit vielen (>20) anliegenden, von Pigmentgranula umhüllten Mikronuclei (Abb. 1, 6, 7, 11, 17, 18, 22, 23).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters (Abb. 1, 6, 7, 12, 22).

5) Zwischen den Wimpernreihen sehr dicht stehende, in mehreren Lagen angeordnete, dunkelviolette, 0.5-0.8 μm große Granula (bräunlich; → Taxonomie), die sich vereinzelt auch im Cytoplasma, besonders beim Kernapparat finden (Abb. 3, 4, 11, 14-16, 21-23). Dicht unter den Granula, an der Grenze von Ekto- und Endoplasma viele 4-7 μm große, kugelförmige bis leicht ellipsoide symbiontische Algen (von LEIDY als Nahrung gedeutet; Abb. 1, 4, 6, 13, 17-20, 22). Bei kleiner Vergrößerung erscheinen die Zellen dunkel bis schwarz (Abb. 12, 21). Manchmal trifft man In-

dividuen mit recht schütterem Granulabesatz; diese erscheinen olivgrün durch die symbiontischen Algen.

6) 90-110 longitudinal verlaufende Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert. PENARD (1922) beobachtete verlängerte Tastborsten (Abb. 1, 5, 10, 14, 15, 17-20).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund. Mundboden mit 20-25 (nach DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986 bis 50) Wimpernreihen. Etwa 200-300 adorale Membranellen. Parallel zur adoralen Membranellenzone eine undulierende Membran (Abb. 1, 5, 6, 10, 14-18, 20).

8) Gehäuse bisher nicht nachgewiesen.

Verwechslungsmöglichkeiten

Stentor andreseni NILSSON, 1986 hat meist 2 Makronucleus-Teile und purpurrote Granula. Der etwas kleinere (200-300 μm) → *S. niger* hat rostgelbe bis braune Granula und keine symbiontischen Algen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

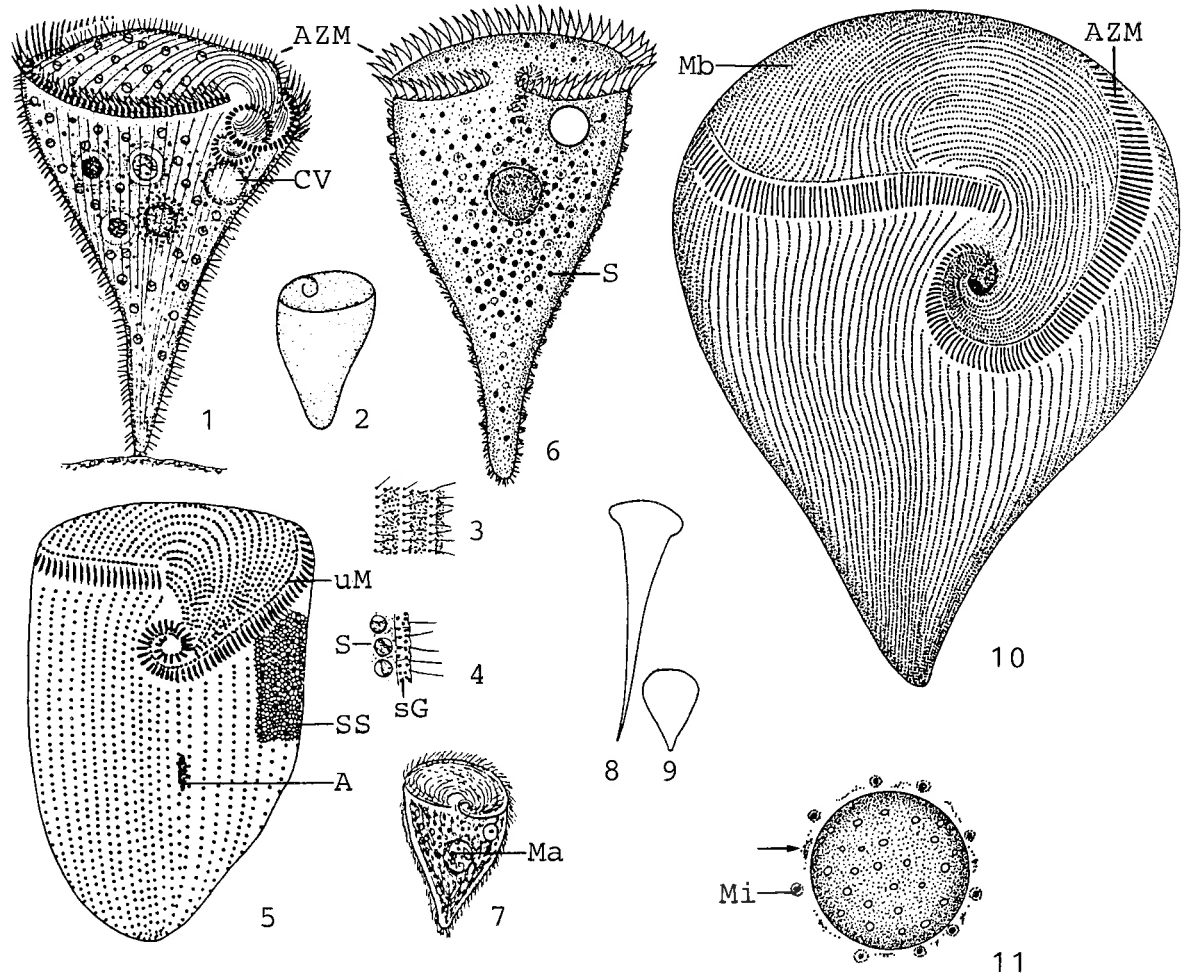
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig im Plankton des oligotrophen Stechlinsees (SCHÖNBORN 1985) und in oligotrophen, sauren Seen der USA, wo er fast 64 % der gesamten Ciliatenbiomasse stellte (BEAVER & CRISMAN 1989). Weitere Nachweise: oligosaprober Quellteich und betamesosaprobe Kiesgrube in der Pfalz, Deutschland (SCHNEIDER 1991; Abb. 21-23); Seen in Bulgarien (DETCHEVA 1972b); eutropher See in Quebec, Kanada (PUYTORAC et al. 1972); Reisfeld in Laos, Asien (HECKMAN 1974); selten in verfaulender Vegetation in Louisiana, USA (BAMFORTH 1963); häufig in Tundra-Tümpeln Alaskas (SULLIVAN 1957). Bei manchen Funden könnte es sich um *S. niger* gehandelt haben oder umgekehrt. In Fließgewässern bisher nicht gefunden. In Europa, Asien, Afrika und Nordamerika nachgewiesen.

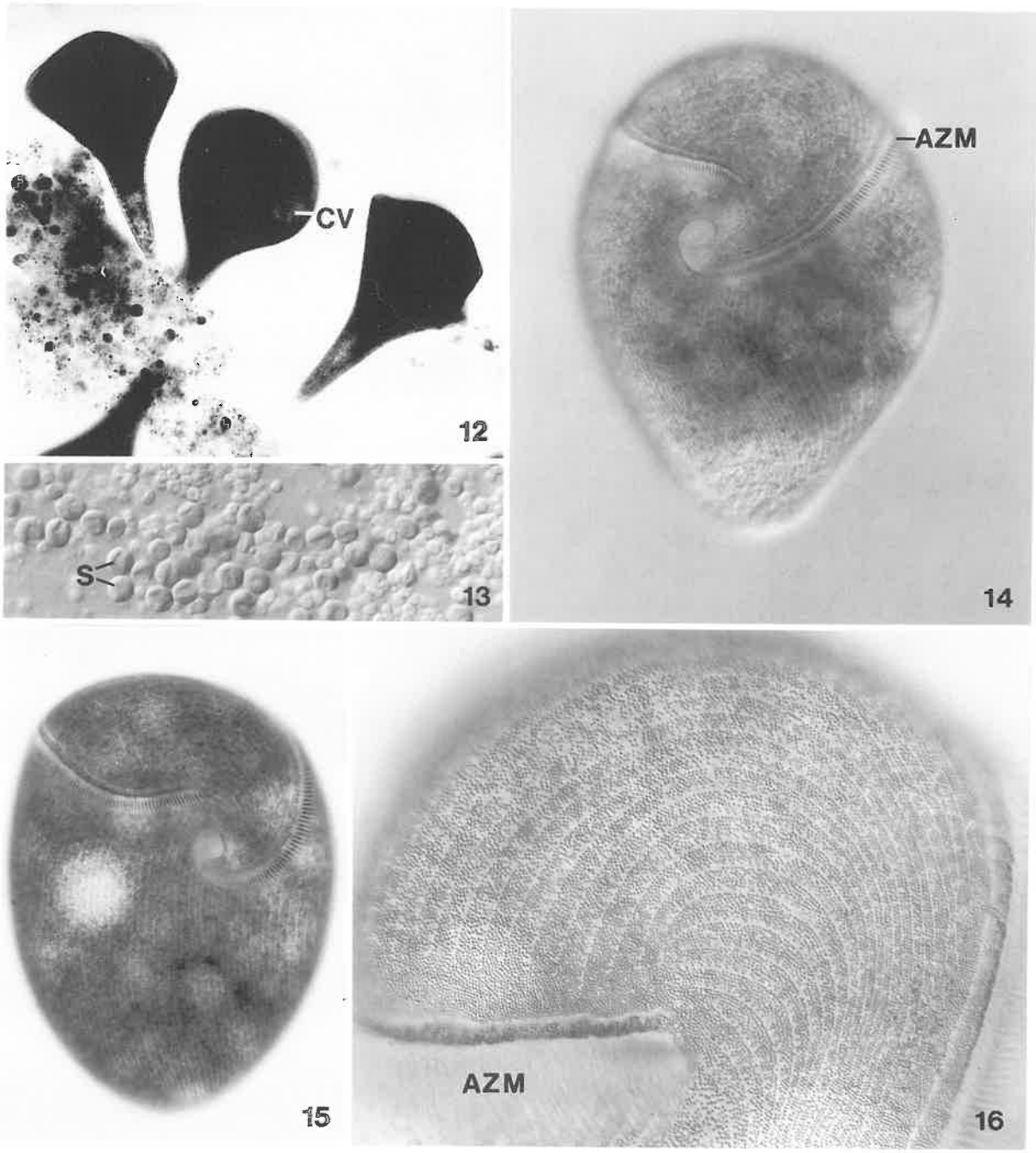
Wir haben die Art mehrmals massenhaft in kleinen Badeseen gefunden, wo sie unangenehm auffiel, da sie das Wasser schwärzlich verfärbte (→ auch Einleitung zur Gattung). Vermutlich indiziert er hier hypertrophe Verhältnisse.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, Phytoflagellaten und Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 4000 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). FOISSNER et al. (1982) geben für 2 Massenvorkommen in einem eutrophen, hochalpinen Moortümpel folgende Daten: 5.6-17 °C, pH 4.9-5.0, 8.3-9.0 mg/l O_2, 100-116 % O_2-Sättigung, 2.2 mg/l CO_2 (frei), 0.32-0.4 mmol/l Gesamthärte, 44-52 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.23-0.47 mg/l NH_4^+-N, 0 mg/l NO_3^--N, 0 mg/l NO_2^--N, 0.02-0.04 mg/l PO_4^{3-}-P, 0 mg/l H_2S. Positiv phototaktisch (SCHNEIDER 1991).

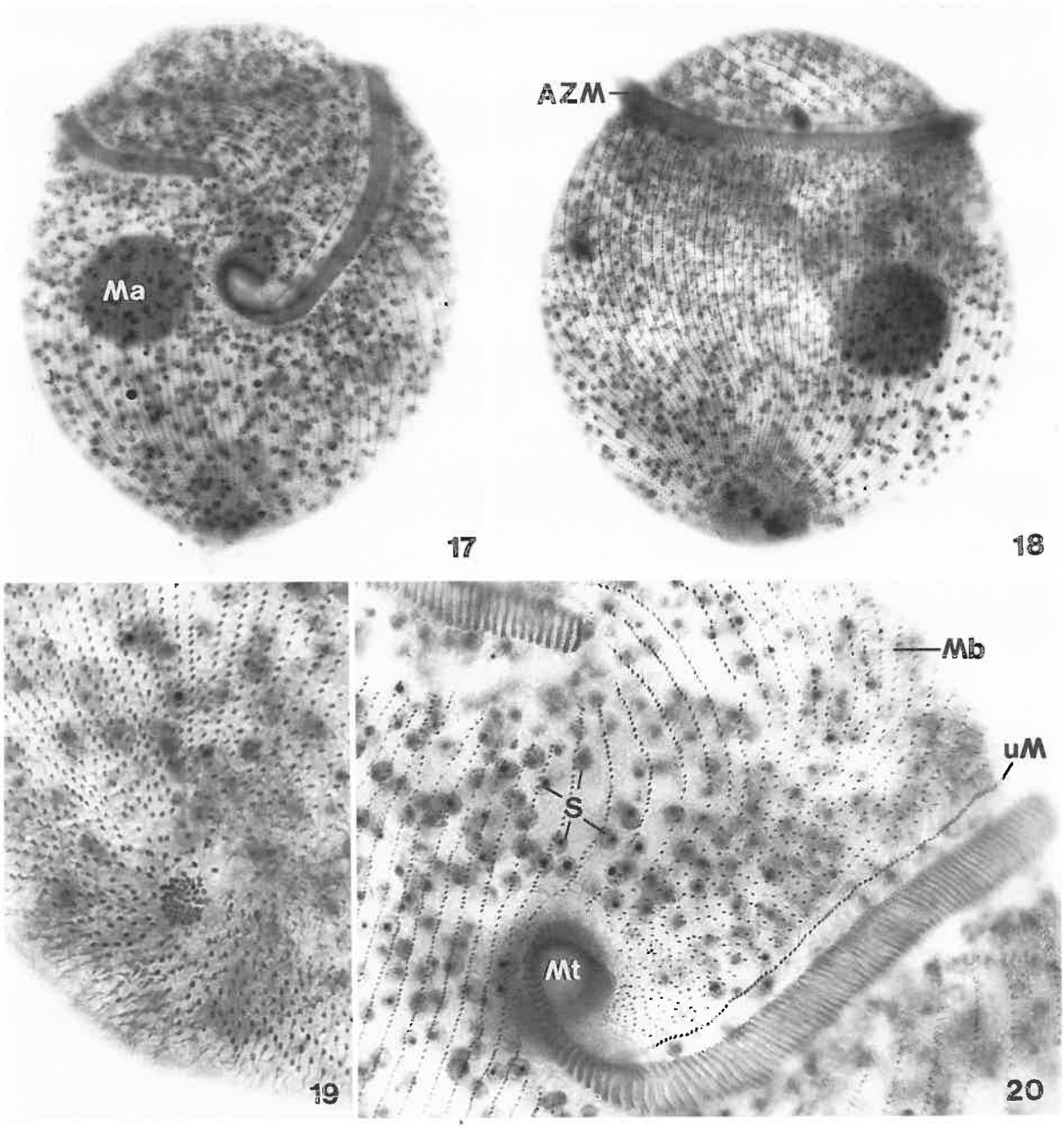
Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Die Massenvorkommen in eutrophen Moortümpeln und oligotrophen bis hypertrophen Seen und Badeteichen weisen auf einen Verbreitungsschwerpunkt in der Betamesosaprobie. Wir schlagen vor: b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0.



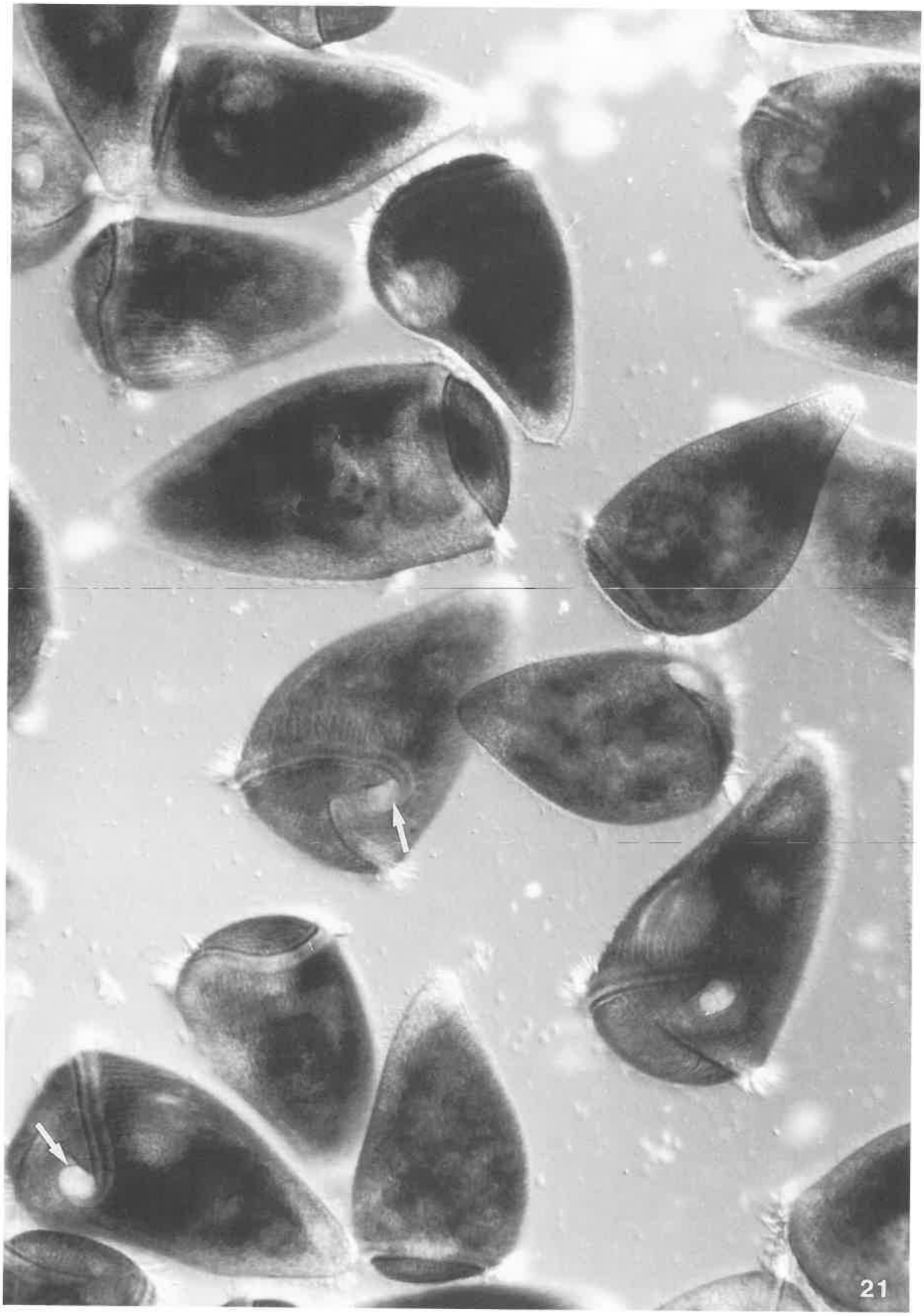
Stentor amethystinus (1-5, aus FOISSNER 1980b; 6, 8-11, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 7, aus KAHL 1932a. 1-4, 6-9, 11, in vivo; 5, 10, Protargolimprägnation). **1, 6, 8:** Mäßig bis stark ausgestreckte Exemplare, 370 μm, 330 μm, ? μm. **2, 7, 9:** Freischwimmende, leicht kontrahierte Individuen, 140 μm, 300 μm, ? μm. **3, 4:** Details der Pellicula mit corticalen Granula und symbiontischen Algen in Draufsicht und im Querschnitt. **5, 10:** Bewimperung der Ventralseite. Silberliniensystem nach nasser Silbernitratimprägnation. **11:** Makronucleus, der von vielen Mikronuclei und Pigmentgranula (Pfeil) umgeben ist, 23 μm. A = After (Cytopyge), AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mi = Mikronucleus, S = symbiontische Algen, sG = corticale Granula, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran.



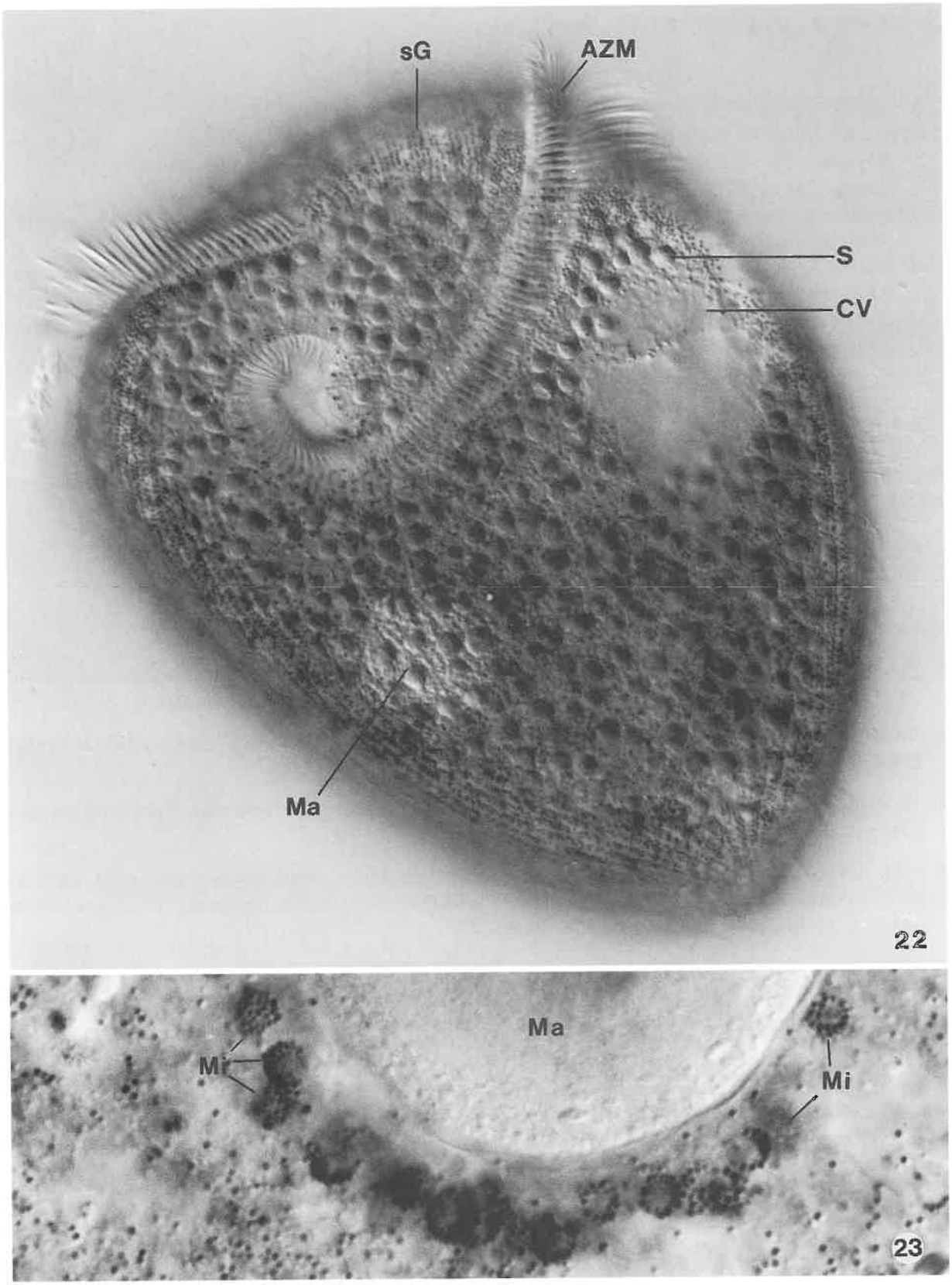
Stentor amethystinus (12, aus FOISSNER 1980b; 13-16, Originale. 12-16, Lebendaufnahmen im Hellfeld und im Interferenzkontrast). **12:** Mäßig gestreckte, festsitzende Exemplare. **13:** Symbiontische Algen. **14, 15:** Leicht gequetschte, freischwimmende Exemplare. **16:** Dieses Detail des Vorderendes zeigt die dichte Anordnung der corticalen Granula. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, S = symbiontische Algen.



Stentor amethystinus (17-20, Originale; Protargolimprägnation). **17, 18:** Ventral- und Dorsalansicht desselben Exemplars. **19:** Detail des Hinterendes. Dicht beisammenliegende Basalkörper markieren den "Fuß". **20:** Detail des Vorderendes. AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mt = Mundtrichter, S = symbiontische Algen, uM = undulierende Membran.



Stentor amethystinus (aus SCHNEIDER 1991). **21:** Freischwimmende Zellen im Interferenzkontrast. Die Pfeile weisen auf den Eingang zur Mundhöhle. Die dunkle Färbung wird durch violette, corticale Granula verursacht.



Stentor amethystinus in vivo (22, 23, aus SCHNEIDER 1991; Interferenzkontrast). **22:** Ventralansicht. **23:** Kernapparat. Die vielen Mikronuclei sind von violetten, corticalen Granula umhüllt. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, S = symbiontische Algen, sG = corticale Granula.

Stentor igneus EHRENBERG, 1838

1838 *Stentor igneus* EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 264 (partim).
1867 *Stentor igneus* EHRENBERG, 1838 - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 260 (partim; Revision).
1901 *Stentor igneus* EHRBG. - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 87 (Revision).
1932 *Stentor igneus* EHRBG., 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 464 (maßgebliche Wiederbeschreibung; Revision).
1980 *Stentor igneus* EHRENBERG, 1838 - FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 5: 93 (erste Abbildung eines festsitzenden Exemplares).
1989 *Stentor igneus* EHRENBERG, 1838 - SONG WEIBO & WILBERT, Lauterbornia, 3: 147 (Silberimprägnation).

Taxonomie

Die Art wurde von EHRENBERG, STEIN und anderen mit → *S. niger* und → *S. amethystinus* vermengt. *Stentor rubra* BARY, 1950a ist vermutlich nicht von *S. igneus* zu trennen.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 100-400 μm, meist um 250 μm; kontrahiert etwa 110 μm (Abb. 9).

2) Festsitzend kurz trompetenförmig (Abb. 1, 5, 10). Meist trifft man die Art aber freischwimmend (→ Vorbemerkung zur Gattung); dann ist sie tüten- bis keulenförmig (Abb. 2-4, 7, 11, 12).

3) In Körpermitte 1 leicht ellipsoider, in vivo etwa 22 x 18 μm großer Makronucleus mit mehreren (5-11) Mikronuclei (Abb. 1-5, 9-13).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 1-5, 11).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, breite Streifen locker stehender, zartrosa bis ziegelroter Granula. Manchmal sind sie sehr blaß, und die Zellen erscheinen dann fast farblos (Abb. 6, 8, 14). Keine symbiontischen Algen.

6) 23-29 ($\bar{x}$ = 26.3) longitudinal verlaufende Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert. In der vorderen Hälfte treten neben den kurzen Körperwimpern, die abgespreizt werden können, auch lange, steife, in Gruppen stehende Tastborsten auf (Abb. 1-3, 5, 8, 14-16).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund. Mundboden mit 6-10 ($\bar{x}$ = 7.9) Wimpernreihen. 79-96 ($\bar{x}$ = 88.6) adorale Membranellen. Parallel zur adoralen Membranellenzone eine undulierende Membran (Abb. 1-5, 8, 11, 12, 15, 16).

8) Nach PÄTSCH (1974) und unseren Beobachtungen sitzt die Art in einem kurzen, unscheinbaren Schleimgehäuse (Abb. 9, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die anderen Arten mit kugeligem bis ellipsoidem Makronucleus sind entweder größer und farblos (*S. pallidus* FOISSNER, 1980b, 450-550 μm; *S. multimicronucleatus* DRAGESCO, 1970, etwa 1000 μm; *S. conicum* VUXANOVICI, 1962, 1360 μm, gelbgrünes Plasma), haben rostgelbe bis brau-

ne bzw. blaugrüne Granula (→ *Stentor niger*, → *S. multiformis*) oder violette Granula und symbiontische Algen (→ *S. amethystinus*). Rote Granula, symbiontische Algen und 2 Makronucleus-Teile hat *S. tartari* MURTHY & BAI, 1974, der in Europa bisher nicht nachgewiesen ist. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: In pflanzenreichen, stehenden und fließenden Gewässern. Vielleicht auch euplanktisch, da viele Nachweise im Plankton leicht eutropher Seen, z. B. in Seen und Sümpfen im Hochgebirge Bulgariens und der Schweiz (VALKANOV 1938, ANDRE 1912). GAJEWSKAJA (1933) fand ihn im Plankton und in Ufernähe des Baikalsees bei 9-19 °C; WEBB (1961) in einem mesotrophen See Englands; BAMFORTH et al. (1987) melden ihn aus Papyrus-Sümpfen mit O_2-Mangel aus Kenya (Afrika); PUYTORAC et al. (1972) aus einem leicht eutrophen See in Quebec (Kanada). Selten in kleinen und großen Fließgewässern (z. B. PÄTSCH 1974 im eutrophen Duvebach-Oberlauf in Deutschland; JUTRCZENKI 1982 im Abfluß eines eutrophen Weihers und in einem beta- bis alphamesosaproben Waldbach Deutschlands; TENT 1981 im Aufwuchs des Hamburger Hafens bei SI = 2.5-3.4; PATRICK et al. 1967 im Savannah Fluß in den USA; CAIRNS 1966a in einem Fluß in Peru). Wir finden *S. igneus* recht regelmäßig, jedoch stets vereinzelt in mesosaproben Fließgewässern (z. B. Amper bei München, Ager in Oberösterreich). Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus Australien und der Antarktis fehlen.

Tabelle: Milieuspektra von *Stentor igneus*. Spalte 1, eigene Daten (8 Nachweise aus verschiedenen Fließgewässern Österreichs; n = 3-8); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus RECK (1987; viele Analysen aus dem Plußsee, Deutschland); 4, aus RECK (1987; bei 147 Ind./l); 5, aus PATRICK et al. (1967; aus dem Savannah Fluß, USA).

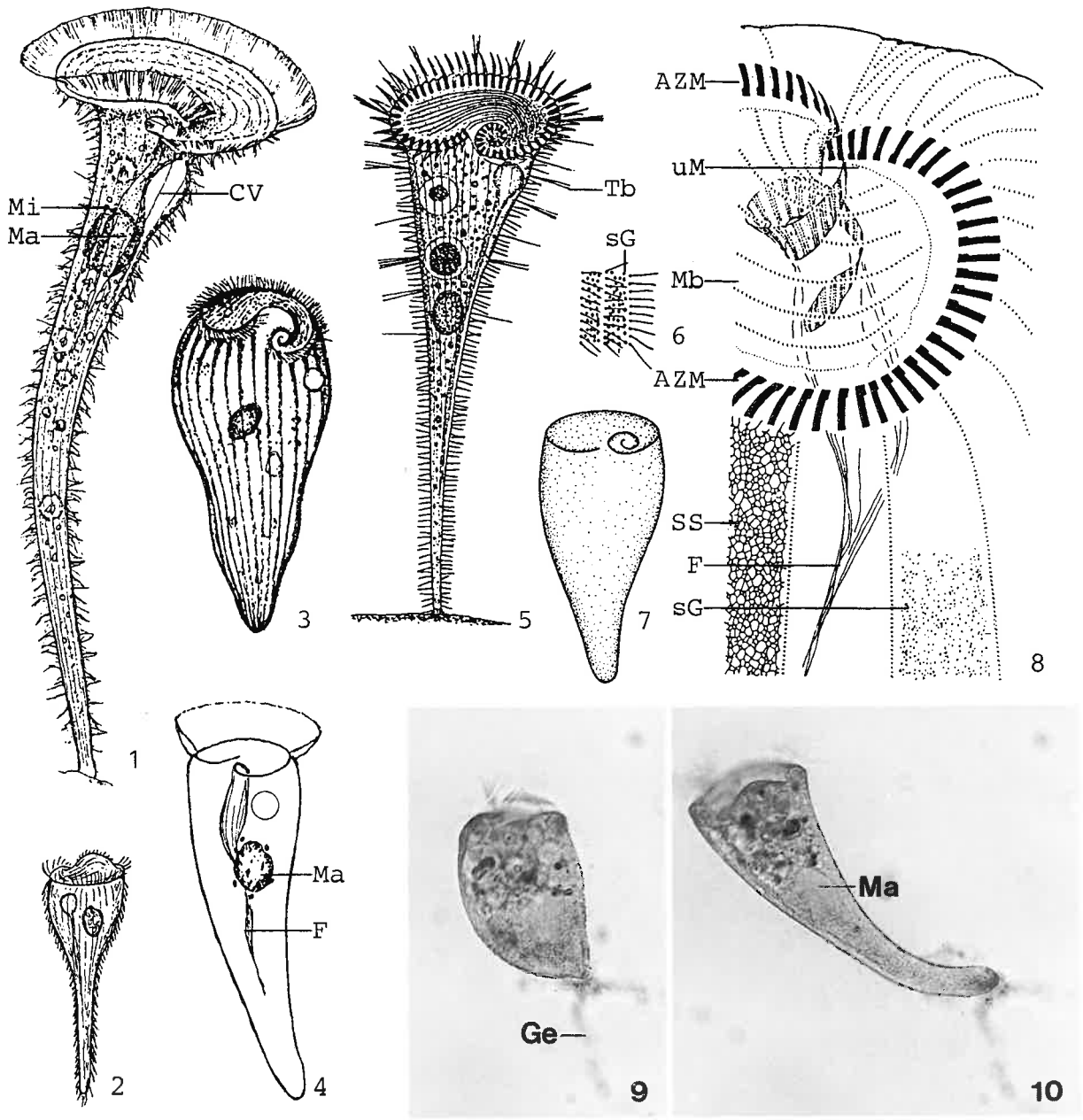
Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	2.1-2.9	b	-	-	-
pH	7.8-8.4	7.4-9.2	7.3-9.1	9.1	6.5-7.0
°C	3.2-12.1	1-20	3.6-18	8.5	23-28
O_2 (mg/l)	8.2-13.7	0.3-23	5.0-14.7	13.3	6.3-10.7
O_2 (Sättigung %)	67-107	1-234	39-129	113	-
BSB_5 (mg/l)	0.9-8.6	-	-	-	0.5-1.0
Gesamthärte (°dH)	8-12	-	-	-	0.6-<2.8
H_2S (mg/l)	-	0-0.1	-	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	0.6-25	-	-	5.0-10.0
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.05-0.44	-	-	-	0-0.16
NH_4^+-N (mg/l)	0.02-0.47	0-3.1	0.04-0.13	0.05	0.01-0.03[1]
NO_3^--N (mg/l)	0.65-15.0	-	-	-	0.07-0.2
NO_2^--N (mg/l)	0-0.02	-	-	-	0-<0.01
Cl^- (mg/l)	3.5-7	-	-	-	5-<10
Fe^{2+} (mg/l)	-	-	-	-	0.1-0.4

[1] Als NH_3-N angegeben

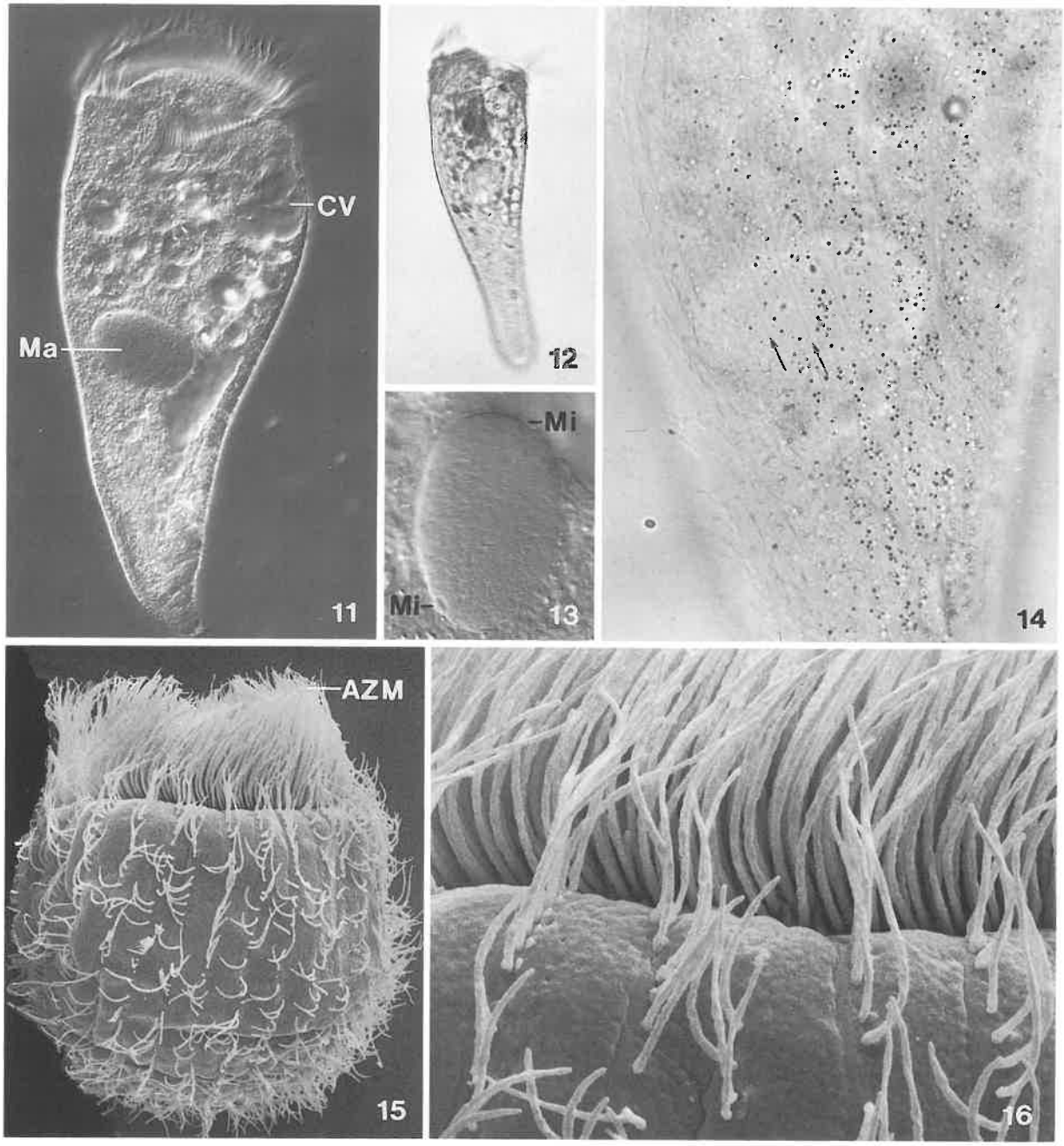
Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, Phytoflagellaten und Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 450 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). RECK (1987) fand *S. igneus* Mitte März bis Anfang Juni im Plankton des Plußsees (Schleswig-Holstein) mit einem Maximum von 147 Ind./l Ende April; WILBERT (1969) selten in einem oligotrophen Teich und im Aufwuchs (Objektträger) des eutrophen Poppelsdorfer Weihers in Bonn (etwa 240 Ind./cm^2); WANG CHIA-CHI (1928) bis 2.4 Ind./ml im August in einem kleinen Teich in Pennsylvania (USA). GROLIERE & NJINE (1973) melden bis 50 Ind./ml im Mai aus einem Moorteich; dazu paßt die Beobachtung von SCHMARDA (1846), daß *S. igneus* rote Überzüge in einem Torfstich bildete. CHARDEZ (1968) fand *S. igneus* auf der Haut des Stichlings (*Gasterosteus aculeatus*). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Weitere eigene autökologische Daten: Frequenz = 6 %; spezifische Leitfähigkeit (20 °C) = 257-955 μS/cm, n = 8; Säurekapazität = 2.53-3.89 mval/l, n = 4; $KMnO_4$-Verbrauch = 8-30 mg/l, n = 6; CSB = <5-17 mg/l, n = 6; Zahl endotypischer Coli (44 °C, Plattenmethode) = 250-9500/100 ml, n = 4; Zahl aerober Kolonien (22 °C, Plattenmethode) = 325-5700/ml, n = 5.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, MAUCH et al. 1985, FOISSNER 1988): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Dazu paßt der von BUCK (1971) errechnete Indexschwerpunkt von SI = 1.8 ± 0.17. Die autökologischen und faunistischen Daten zeigen aber klar eine weniger starke Beschränkung auf die Betamesosaprobie. Wir schlagen folgende Änderung der saprobiellen Valenzen vor: b; b = 7, a = 3, I = 4, SI = 2.3.



Stentor igneus (1, 4, 8, aus SONG WEIBO & WILBERT 1989; 2, aus KAHL 1932a; 3, aus GAJEWSKAJA 1933; 5-7, aus FOISSNER 1980b; 9, 10, Originale. 1-7, in vivo; 8, Protargolimprägnation; 9, 10, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **1, 2, 5:** Mäßig bis stark ausgestreckte Exemplare, 235 μm, 300 μm, 250 μm. **3, 4, 7:** Freischwimmende, leicht kontrahierte Individuen, ? μm, 130 μm, 125 μm. **6:** Detail der Pellicula mit corticalen Granula. **8:** Detail der Bewimperung des Vorderendes. Silberliniensystem nach nasser Silbernitratimprägnation. **9, 10:** Festsitzendes Individuum kontrahiert und mäßig stark ausgestreckt. Am Hinterende befindet sich ein Rest des Gehäuses. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, F = Schlundfasern, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mi = Mikronucleus, sG = corticale Granula, SS = Silberliniensystem, Tb = Tastborsten, uM = undulierende Membran.



Stentor igneus (11-16, Originale. 11, 13, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast; 12, 14, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 15, 16, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **11, 12:** Mäßig gestreckte, freischwimmende Individuen. **13:** Kernapparat. **14:** Detail der Pellicula mit den locker zwischen den Wimpernreihen liegenden corticalen Granula (dunkle Punkte). Die Pfeile weisen auf die posteiliären Mikrotubulilamellen rechts neben den Wimpernreihen (vgl. Abb. 1 bei der Einleitung zur Gruppe). **15, 16:** Kontrahiertes Individuum und Detail des Vorderendes. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus.

Stentor multiformis (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1838

1786 *Vorticella multiformis* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 262.
1838 *Stentor (Vorticella) multiformis* MÜLLER - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 265 (kombinierender Autor; Revision).
1867 *Stentor multiformis* EHBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 269 (Revision).
1922 ? *Stentor multiformis* (O.F.MÜLLER) EHRBG. - PENARD, Études Infusoires, p. 211 (maßgebliche Wiederbeschreibung einer Süßwasserpopulation; *S. gallinulus* als provisorischen Namen vorgeschlagen).
1932 *Stentor (Vorticella) multiformis* (MÜLLER, 1786) STEIN - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 465 (Revision).
1991 *Stentor multiformis* (O. F. MÜLLER, 1786) - PACKROFF & WILBERT, Arch. Protistenk., 140: 134 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die Art ist nicht in der Liste von SLADECEK et al. (1981). Wir nehmen sie deswegen auf, weil sie in unseren Fließgewässern nicht allzu selten und leicht bestimmbar ist. Alle Nachweise vor 1900 stammen aus marinen Biotopen. KAHL (1932a) fand *S. multiformis* sowohl in sehr schwachen Brackwässern als auch im Meer. Später wurde in fließenden und stehenden Gewässern, d. h. im Süßwasser wiederholt (auch von uns; Abb. 12-16) eine Art gefunden, die sich zumindest grob morphologisch nicht von dem marinen *S. multiformis* unterscheidet. Feinere vergleichende Analysen werden klären müssen, ob diese Formen tatsächlich konspezifisch sind. Bis dahin folgen wir KAHL (1932a), der sie nicht trennt.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 200-500 μm, meist um 250 μm. Bis auf etwa 90 μm kontraktil.

2) Trompeten- bis verkehrt birnen- oder flaschenförmig (Abb. 1-6, 9-11a, 12-15). Mundboden rechts kammartig vorgewölbt (Abb. 10).

3) In Körpermitte 1 (sehr selten 2-4) kugeliger bis leicht ellipsoider Makronucleus, dem viele kleine, abgeflachte Mikronuclei anliegen (Abb. 1-6, 9-11a, 12, 13).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 kurzen vorderen und einem langen hinteren Sammelkanal (Abb. 2-6, 10-11a, 12).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, sehr dicht stehende, azurblaue bis meergrüne Granula, die schmale Streifen bilden und der Zelle bei kleiner Vergrößerung eine hell- bis kräftigblaue Färbung geben (Abb. 4, 11, 11a, 14-16). Keine symbiontischen Algen.

6) 34-45 Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert. Zwischen den kurzen Körperwimpern, die abgespreizt werden können, auch lange, steife Tastborsten (Abb. 2-6, 10-11a, 12, 14-16).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund und besteht aus 100-150 adoralen Membranellen. 6-9 Wimpernreihen auf dem Mundboden. Parallel zur adoralen Membranellenzone eine undulierende Membran (Abb. 1-6, 10-11b, 14, 15).

8) Gehäuse bisher nur von PACKROFF & WILBERT nachgewiesen (Abb. 11a).

Verwechslungsmöglichkeiten

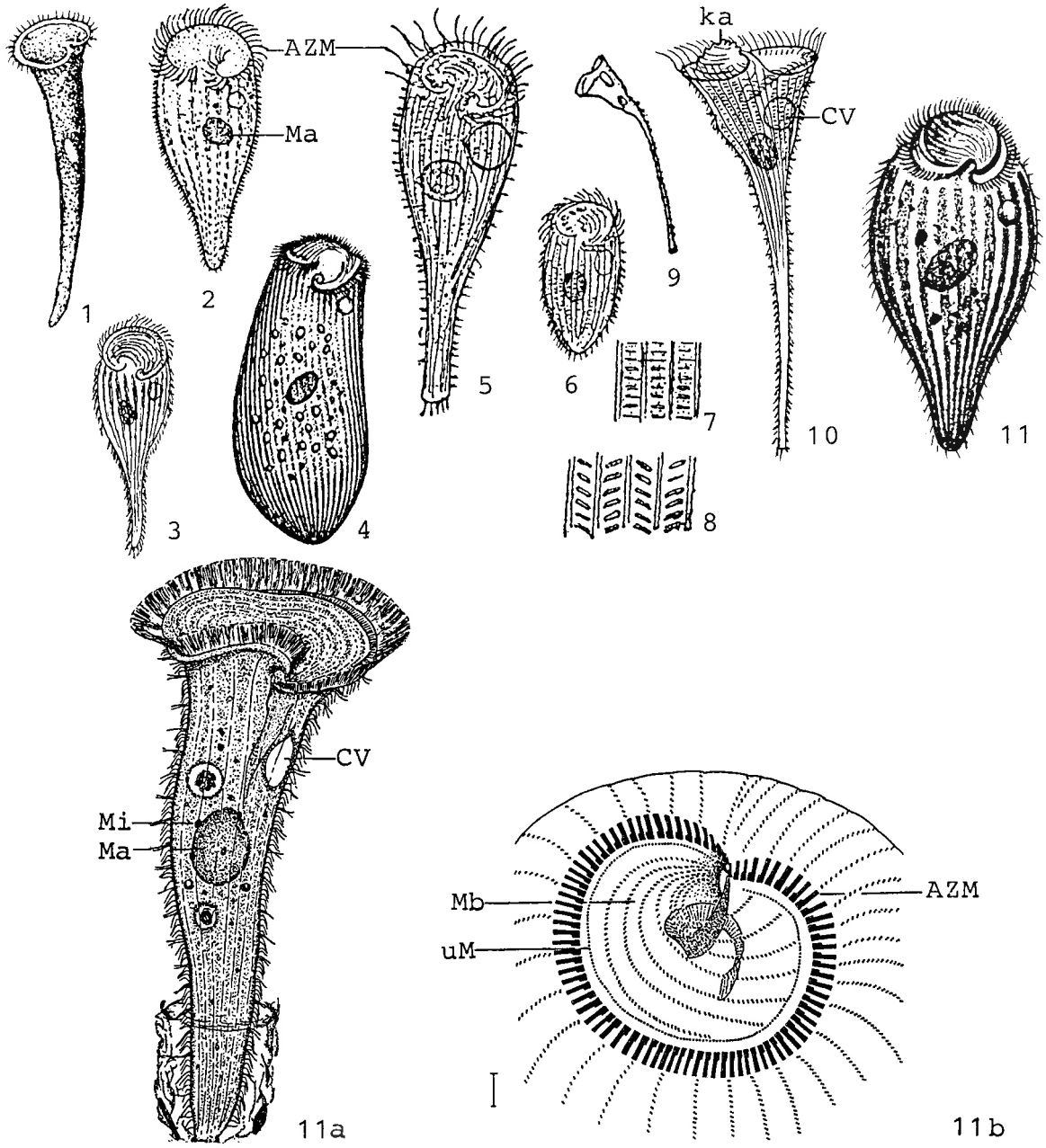
Der ebenfalls blaugrüne → *S. coeruleus* hat einen rosenkranzförmigen Makronucleus und ist wesentlich größer (1-2 mm). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig. Stets ist auf den Makronucleus zu achten.

Ökologie

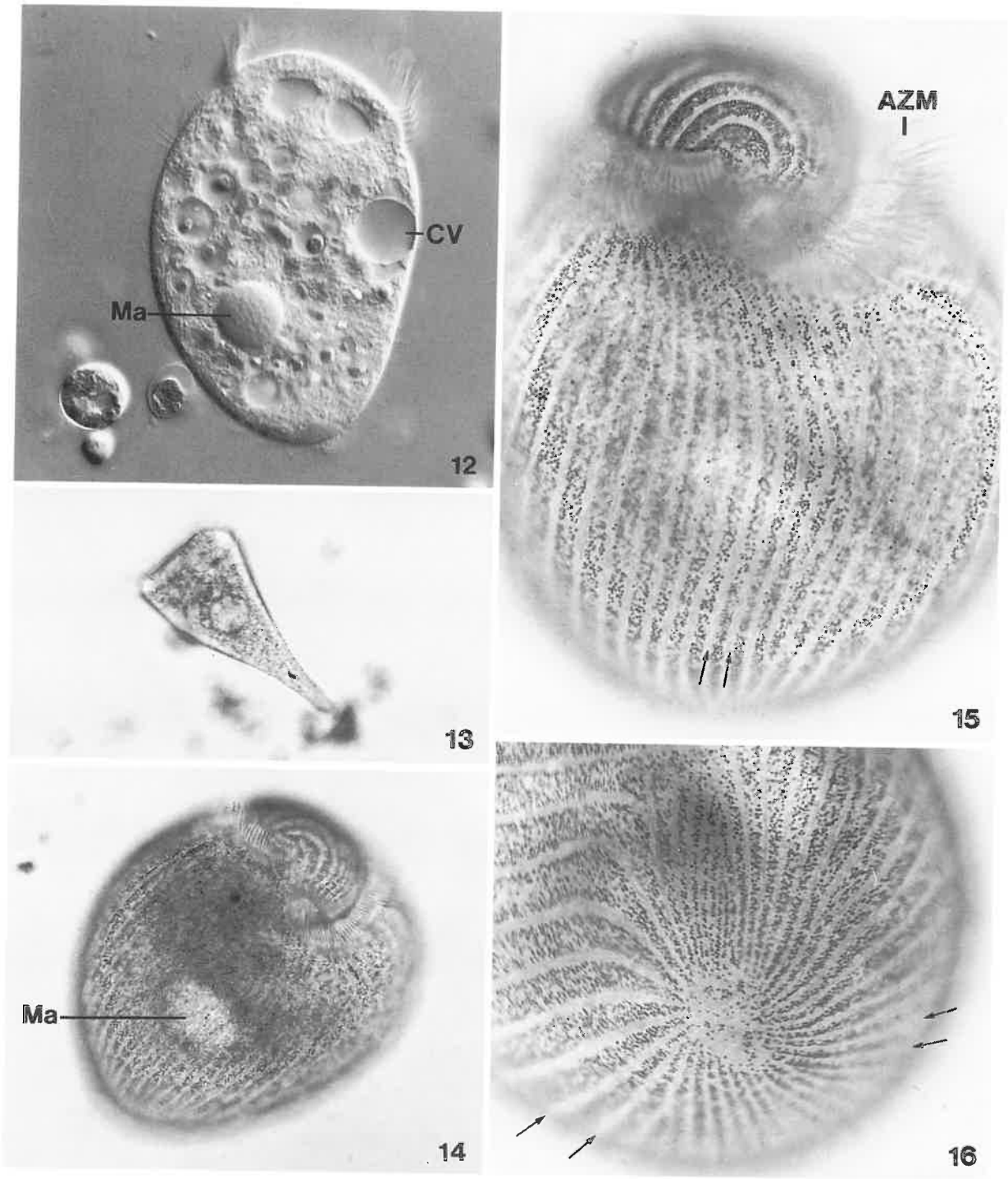
Vorkommen und Verbreitung: Im Benthos und Aufwuchs (auch Kahmhaut) von Brackwasserteichen und Fluttümpeln der Nord- und Ostsee, des Atlantiks und Pazifiks (z. B. BIERNAKA 1962, LEVANDER 1901, MÜLLER 1786, STEIN 1867, WAILES 1943). Nach KAHL (1933) eine typische Salzwasserform. Nach den späteren Literaturdaten und unseren eigenen Erfahrungen aber auch in Seen und Teichen (z. B. BOVEE 1960, GAJEWSKAJA 1933, GRABACKA 1973, PACKROFF & WILBERT 1991, SCHLOTT-IDL 1978, SCHUBERG 1896; eigene Beobachtungen aus dem stark eutrophen Salzburger Uni-Teich) und nicht allzu selten in fließenden Gewässern (ALBRECHT 1984, PATRICK et al. 1967, REUTER 1963; eigene Beobachtungen in der beta- bis alphamesosaproben Amper bei München). PUYTORAC et al. (1972) fanden ihn einmal sehr häufig in einem kleinen, eutrophen, mit *Sphagnum* bedeckten See bei Montreal (Kanada). Weitere Nachweise in mitteleuropäischen Moorgewässern: GROLIERE (1977b), PENARD (1922). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Mittelamerika und Neuseeland gefunden.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Phytoflagellaten (Monaden, Euglenen) und wohl auch Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 600 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). GROLIERE (1977b) beobachtete im November bis 28 Ind./ml in einem alpinen Moorgraben ohne *Sphagnum*. ALBRECHT (1984) fand *S. multiformis* auf eingehängten Objektträgern im beta- bis alphamesosaproben Flußsystem der Weser (Deutschland) mit einer Präsenz von 3 % (n = 13) und einer durchschnittlichen Dichte von 9 Ind./cm^2 bei folgenden Verhältnissen: 5->20 C°, 0.4->5 g/l Cl^- (poly-euryhalin), 0-0.7 m/s Strömung und einem SI von höchstens 2.8. Vorzugsbereiche sind erkennbar für erhöhten Salzgehalt, höhere Temperatur, geringe Strömung und Abwasserbelastung. PATRICK et al. (1967) geben aus dem Savannah Fluß (USA) folgende Datensammlung: pH 6.5-7.0, 23-28 °C, 7.0-9.0 mg/l O_2, 0.5-<3.0 mg/l BSB_5, 0-0.01 mg/l NH_3-N, 0.01-<0.4 mg/l NO_2^--N, 0-0.03 mg/l NO_3^--N, 0.004-0.16 mg/l PO_4^{3-}-P, 1-<10 mg/l Cl^-, 3-10 mg/l CO_2. DETCHEVA (1979) fand *S. multiformis* in einem ins Schwarze Meer (Bulgarien) mündenden Fluß bei folgenden Verhältnissen: Frequenz = 1.05 %, pH 7.5, 6.1 mg/l O_2, 56 % O_2-Sättigung, 4.9 mg/l BSB_5, 34.9 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.24 mg/l NO_2^--N, 0.34 mg/l NH_3-N. GAJEWSKAJA (1933) gibt für das Vorkommen im Baikalsee einen Temperaturbereich von 0-8 °C.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Die Mehrzahl der Nachweise stammt aus eutrophen stehenden und beta- bis alphamesosaproben fließenden Gewässern (DETCHEVA 1979, PATRICK et al. 1967, eigene Nachweise). Wir schlagen daher folgende Verteilung der Valenzen vor: b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5.



Stentor multiformis (1, nach MÜLLER 1786; 2, aus WAILES 1943; 3, 10, nach PENARD 1922 aus KAHL 1932a; 4, aus STEIN 1867; 5-9, aus PENARD 1922; 11, aus GAJEWSKAJA 1933; 11a, 11b, aus PACKROFF & WILBERT 1991. 1-11a, in vivo; 11b, Protargolimprägnation). **1, 3, 5, 9, 10, 11a:** Mäßig bis stark ausgestreckte Exemplare, jenes in Abb. 11a steht in einem kurzen Gallertgehäuse; ? µm, 150 µm, 200 µm, 300 µm, 300 µm, 210 µm. **2, 4, 6, 11:** Leicht bis stark kontrahierte Exemplare, 300 µm, ? µm, 90µm, ? µm. **7, 8:** Faltung der Pellicula im gestreckten und kontrahierten Zustand. **11b:** Bewimperung des Vorderendes, Maßstrich 10 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, ka = kammartige Vorwölbung, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mi = Mikronucleus, uM = undulierende Membran.



Stentor multiformis (12-16, Originale. 12, Lebendaufnahme im Interferenzkontrast; 13-16, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **12:** Kontrahiertes Exemplar. **13:** Gestrecktes, festsitzendes Individuum. **14-16:** Leicht gequetschtes Exemplar, das die Anordnung der corticalen Granula zeigt. Die Pfeile weisen auf die zwischen den Granula-Bändern verlaufenden Wimpernreihen. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

Stentor niger (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831

1773 *Vorticella nigra* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 96.
1786 *Vorticella nigra* - MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 263 (erste Abbildung).
1831 *Stentor niger* E. - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 100 (kombinierender Autor).
1838 *Stentor niger* EHBG. - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 264 (partim; Revision).
1867 *Stentor niger* EHBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 265 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen; Revision).
1932 *Stentor (Vorticella) niger* (MÜLLER, 1773) EHRB., 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 465 (Revision).

Taxonomie

Wurde von EHRENBERG, PENARD und anderen mit → *S. igneus* und → *S. amethystinus* vermengt. Die Bestimmung der Art ist bis heute unsicher, weil aus der Originalbeschreibung nicht ersichtlich ist, ob sie vielleicht doch symbiontische Algen hat. Wir schließen uns STEIN (1867) und KAHL (1932a) an, die keine symbiontischen Algen feststellten. KAHL trennte ihn besonders mit diesem Merkmal von *S. amethystinus*. Danach ist der *S. niger* von DRAGESCO (1966) und DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986), der symbiontische Algen hat, eine andere Art, vielleicht *S. amethystinus*. Wir haben *S. niger* bisher nicht gefunden. KAHL beobachtete, daß *S. niger* beim Anheften am Hinterende lange Fortsätze ausstreckt und synonymisiert ihn daher mit *S. pediculatus* FROMENTEL (Abb. 5).

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 200-350 μm, meist um 250 μm. Kontraktil.

2) Gestalt trichterförmig, manchmal leicht dreikantig (Abb. 1-5).

3) In Körpermitte 1 ellipsoider Makronucleus (Abb. 1-5).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 nicht sehr deutlich sichtbaren Sammelkanal (Abb. 1-5).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, breite Streifen sehr dicht stehender, rostgelber bis brauner Granula. Bei kleiner Vergrößerung erscheinen die Zellen schmutziggelb bis kräftigbraun und sogar schwarz (Abb. 1, 3). Keine symbiontischen Algen.

6) Zahlreiche longitudinal verlaufende Wimpernreihen (Abb. 2-5).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund. Anzahl der Wimpernreihen am Mundboden nicht bekannt (Abb. 2-5).

8) Gehäuse bisher nicht nachgewiesen.

Verwechslungsmöglichkeiten

Der bei kleiner Vergrößerung ebenfalls dunkel bis schwarz erscheinende, einkernige → S. *amethystinus* besitzt dunkelviolette Granula und symbiontische Algen. *Stentor andreseni* NILSSON, 1986 hat meist 2 Makronucleus-Teile, größere (etwa 1 μm) purpurrote Granula und symbiontische Algen (da-

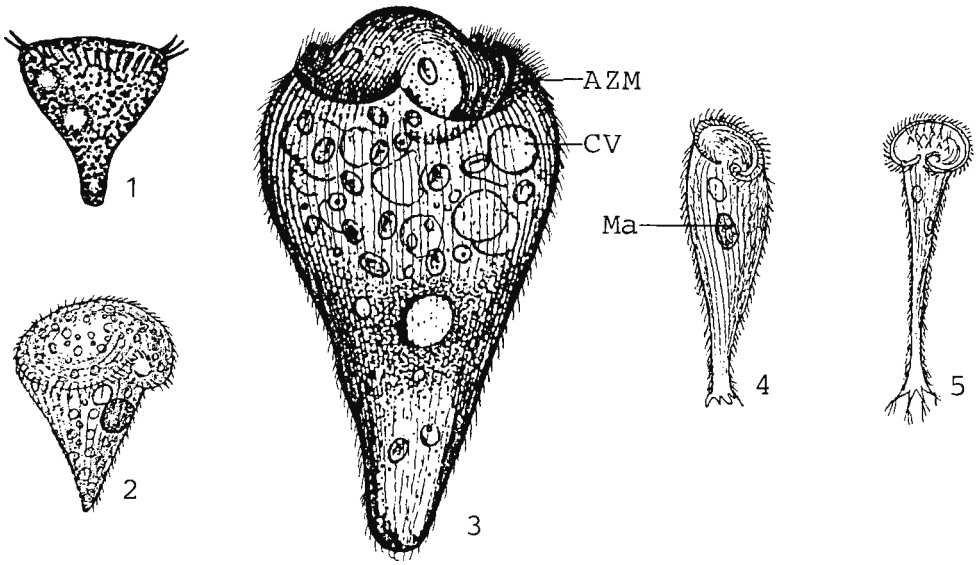
her vermutlich synonym mit *S. tartari* MURTHY & BAI, 1974!). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Die meisten Nachweise stammen aus Moorgewässern und Waldteichen. Dort kann die Art schwarzbraune Wasserblüten hervorrufen. Das Wasser erscheint kaffeebraun und verschiedene Substrate sind rußartig geschwärzt (EHRENBERG 1838, MESSIKOMMER 1954, SCHMARDA 1846, STEIN 1867). Selten und nicht sicher belegt in Fließgewässern. GAJEWSKAJA (1933) meldet *S. niger* aus dem Baikalsee, bezeichnet ihn als eurytroph und eurytherm (0-14 °C). Bei allen folgenden Funden gilt die Bestimmung als nicht ganz gesichert, weil die Abwesenheit von symbiontischen Algen nicht dezidiert angeführt ist: Flüsse in Nordamerika (BAMFORTH 1963, PATRICK et al. 1967, RUTHVEN 1972); Wolga in Rußland (CHORIK 1968); an der Oberfläche klarer, stehender Gewässer der Schweizer Alpen (bis 2144 m; ANDRE 1912, PERTY 1852, WOLFF 1948); Karstbrackwassersee (84-725 mg/l Cl^-) in Jugoslawien (PETKOVIC & PETKOVIC 1978). Bisher nur aus Europa und Nordamerika bekannt.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Phytoflagellaten (*Phacus*, *Trachelomonas*, Peridineen). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 1000 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). GROLIERE (1977b) und GROLIERE & NJINE (1973) fanden im Spätsommer bis 290 Ind./ml in einem Moorgraben ohne *Sphagnum* (1020 m) bzw. im Juni bis 365 Ind./ml in der Oberflächenschicht eines Moorteiches. Charakteristisch und im Frühjahr und Herbst dominant in einem Moorkolk (32 Ind./ml zwischen *Utricularia*; bis 100 Ind./cm^2 am Oberflächenhäutchen und bis 128 Ind./cm^2 auf der Unterseite von Seerosenblättern in einem Heideweiher; MÜCKE 1979). Nach SCHMARDA (1846) und STEIN (1867) ist *S. niger* positiv phototaktisch. Die positiv phototrophe Reaktion steigert sich mit der Lichtintensität und vom roten ins violette Spektrum (TUFFRAU 1957).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): o-b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Scheint auf reinere, nährstoffarme (Moor)Gewässer beschränkt zu sein. Bedarf weiterer Untersuchungen an sorgfältig bestimmtem Material.



Stentor niger in vivo (1, nach MÜLLER 1786; 2, nach EHRENBERG 1835; 3, aus STEIN 1867; 4, 5, aus KAHL 1932a). **1-4:** Mäßig bis stark ausgestreckte Exemplare, ? µm, 100 µm, ? µm, 300 µm. **5:** Das Synonym *S. pediculatus* mit ausgestreckten plasmatischen Füßchen am Hinterende, 200 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

Stentor coeruleus (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1831

1766 *Brachionus stentoreus* var. *coerulei* PALLAS, Elenchus Zoophytorum, p. 95 (ohne Abbildung).
1831 *Stentor caerulescens* E. - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 99 (kombinierender Autor).
1838 Stentor caeruleus (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 263 (Revision).
1867 *Stentor coeruleus* EHBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 239 (Revision).
1932 *Stentor coeruleus* EHRB., 1830 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 463 (Revision).
1962 *Stentor coeruleus* EHRENBERG - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie, p. 358 (Lebendbeobachtung und Ökologie).
1968 *Stentor coeruleus* - TUFFRAU, Protistologica, 3: 385 (Silberimprägnation).

Differentialdiagnose

1) Gestreckte Individuen in vivo bis 4 mm, meist 1-2 mm lang.

2) Festsitzend mäßig lang trichterförmig (Abb. 1, 8-10). Kontrahiert keulen- bis verkehrt birnenförmig (Abb. 2-4, 11, 13).

3) Makronucleus rosenkranzförmig (6-20 Teile), bei gestreckten Individuen etwa halbkörperlang (Abb. 1-4, 10, 11, 13).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters (Abb. 3, 4, 8).

5) Im Plasma und zwischen den Wimpernreihen sehr dicht stehende, 0.8-1 μm große, hell- bis kräftigblaugrüne Granula, die deutliche Streifen bilden (Abb. 1, 2, 5, 11-13) und der Zelle bei kleiner Vergrößerung eine kräftigblaue Färbung geben. Die Granula können bei Deckglasdruck verschwinden, dann erscheinen die Zellen fast farblos bzw. die Granula sind nur noch im Mundtrichter zu erkennen. Keine symbiontischen Algen.

6) 55-100 longitudinal verlaufende Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert (Abb. 2, 11, 13). Wenige steife, verlängerte Tastborsten zwischen den kurzen Körperwimpern.

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund und besteht aus >150 adoralen Membranellen. Mundboden mit 20-30 Wimpernreihen (Abb. 1-5, 11, 13).

8) ROUX (1901) und LIEBMANN (1962) fanden ein Gehäuse.

Verwechslungsmöglichkeiten

Der kleinere (200-300 μm) → *S. multiformis* hat ebenfalls azurblaue bis meergrüne Granula und keine symbiontischen Algen; er ist durch den einfachen, ellipsoiden Makronucleus aber leicht zu unterscheiden. Einen rosenkranzförmigen Makronucleus haben auch → *S. polymorphus* und → *S. muelleri*. Der eine ist grün durch symbiontische Algen, der andere farblos. Der bisher nur aus einem Teich in den USA beschriebene, in Granulation und Kernapparat identische *S. introversus* TARTAR, 1958 ist etwas kleiner (bis 450 μm), hat ein braungelbes Cytoplasma und stülpt bei der Kontraktion sein Vorderende charakteristisch um (Abb. 6, 7). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr verbreitet im Benthos, Periphyton und Plankton stehender und langsam fließender mesosaprober Gewässer, oft freischwimmend über faulschlammhältigem Grund. Nach BUCK (1961) einmal massenhaft in einem mit Zuckerfabriksabwässern belasteten Bach; eine etwa 20 m^2 große Fläche von *Sphaerotilus* war durch ihn tintenschwarz gefärbt. ANDRE (1912) fand ihn besonders in den Wintermonaten im Litoral verschiedener Seen der Schweizer Alpen (bis 2264 m), GAJEWSKAJA (1933) im Plankton und am Ufer verschmutzter Stellen des Baikalsees. Selten in Moorgewässern (z. B. JACOBSON 1928, MESSIKOMMER 1954, MÜCKE 1979). ALONSO et al. (1981) melden ihn aus dem Belebtschlamm von Kläranlagen, CZAPIK (1959) und GRABACKA (1971, 1973) aus Abwasser- und Fischteichen. Wenige Funde in Ästuaren bei geringem Salzgehalt (z. B. DETCHEVA 1982 und VALKANOV 1936 im Schwarzen Meer bis 0.4 % Salinität; BIERNACKA 1962 in der Danziger Bucht bis 0.7 % Salzgehalt). Im alpha- bis betamesosaproben Elbe-Ästuar bis <1000 mg/l Cl^- und wird dort daher als Leitform für Süßwasser geführt (CASPERS & SCHULZ 1964 im Plankton; RIEDEL-LORJE 1981 im Aufwuchs). Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus Australien und den Polarregionen fehlen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, auto- und heterotrophe Flagellaten (*Euglena*, *Phacus*, *Synura*, *Dinobryon*, *Chlamydomonas*, *Chilomonas*), Kieselalgen, Amöben (*Arcella*), Ciliaten (*Blepharisma*, *Coleps*, *Colpidium*, *Glaucoma*, *Loxocephalus*, *Urocentrum*), Rotatorien und sogar *Nais* spp. (Nahrung und Nahrungswahl sh. SCHAEFFER 1910). Von GELEI (1925) wurde auch Kannibalismus beobachtet. Pro Tag und Individuum werden etwa 320000 μm^3 Nahrung aufgenommen (SCHÖNBORN 1982b). Die mittlere Freßrate oberhalb der Grenzkonzentration (1300 *Tetrahymena*/ml) liegt während der ersten beiden Versuchsstunden bei etwa 50 *Tetrahymena*/Ind.h. Aus den angebotenen Partikelgrößen (4->77 μm) wurden bevorzugt Teilchen von 7-22 μm Durchmesser eingestrudelt (WENZEL & LIEBSCH 1975). Biomasse von 10^6 Individuen nach Freiland- und Laborbefunden 13083 mg (n = 10; SCHÖNBORN 1982b in einem Fluß Deutschlands bei SI = 2.5), 90000 mg (BERECZKY 1981; unwahrscheinlicher Wert), 1000-7300 mg (FENCHEL & FINLAY 1983) und etwa

Tabellen: Häufigkeit und Verteilung der Funde von *Stentor coeruleus* im Sauerstoffspektrum (Table I) und bei verschiedenen Faktoren (Table II) in einem Teich in Iowa, USA (aus SPRUGEL 1951). "Abundant" entspricht >60 Ind./l.

TABLE I. *Distribution of Stentor in relation to dissolved oxygen*

Ppm. dissolved oxygen	Number of times Stentor population observed		
	"None" per sample	"Few" per sample	"Abundant" per sample
0.0	9	2	0
0.1- 0.5	8	14	5
0.6- 1.0	0	5	6
1.1- 1.5	1	1	3
1.6- 2.0	0	3	2
2.1- 2.5	1	2	0
2.6- 3.0	2	2	1
3.1- 4.0	5	10	0
4.1- 5.0	4	8	0
5.1- 6.0	9	3	0
6.1- 7.0	9	10	0
7.1- 8.0	6	6	0
8.1- 9.0	3	0	0
9.1-10.0	4	5	0
10.1-11.0	1	5	0
11.1-12.0	1	2	0
12.1-12.5	1	0	0

TABLE II. *Distribution of* Stentor coeruleus *in relation to some water conditions in an Iowa pond*

Population density of Stentor	Range of factors				
	Water temperature (° C.)	Free CO_2 in ppm.	Total carbonates in ppm.	pH	Depth in meters
Abundant	3 -26	4-21	150-225	7.0-7.7	0.08-5.0
Few	2 -18	3-24	52-282	6.8-7.6	0.08-5.0
None	0.5-26	0-34	40-230	6.8-8.4	0.08-6.0

Tabelle: Milieuspektra von *Stentor coeruleus*. Die Daten von BICK & KUNZE (1971) basieren auf einer unbekannten Anzahl von Analysen (Literaturzusammenstellung), jene von DETCHEVA (1982, 1983c) auf einigen Analysen aus bulgarischen Fließgewässern und jene von PATRICK et al. (1967) auf vielen Analysen aus dem Savannah Fluß (USA).

Faktor	BICK & KUNZE	DETCHEVA	PATRICK et al.
Saprobität	-	b, a	-
Frequenz	-	0.9-1.2	-
pH	6.4-8.4	7.2-7.5	6.5-7.0
°C	0-26	14-27	12-28
O_2 (mg/l)	0-20.7	3.0-4.2	6.3-10.7
O_2 (Sättigung %)	0-206	30-40	-
BSB_5 (mg/l)	-	2.2-2.9	0.5-<5.0
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	-	8.8-12.4	-
H_2S (mg/l)	0-7.5	-	-
Ca^{2+} (mg/l)	-	54-69	2-5.8
Mg^{2+} (mg/l)	-	0-14	0.3-3.3
Gesamthärte (°dH)	-	7.6-12.9	0.5-1.2
CO_2 (frei; mg/l)	3-52	-	3.6-10.6
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	-	0-0.16
NH_4^+-N (mg/l)	0.08-5.7	0.01-0.45	0-0.04[1]
NO_3^--N (mg/l)	-	0.02-1.13	0-0.01
NO_2^--N (mg/l)	-	0-0.06	0.07-<0.6
Cl^- (mg/l)	-	11.3-18	1-<10
SO_4^{2-} (mg/l)	-	51-75	2.3-11
Fe^{2+} (mg/l)	-	0.02-0.13	<0.01-0.7

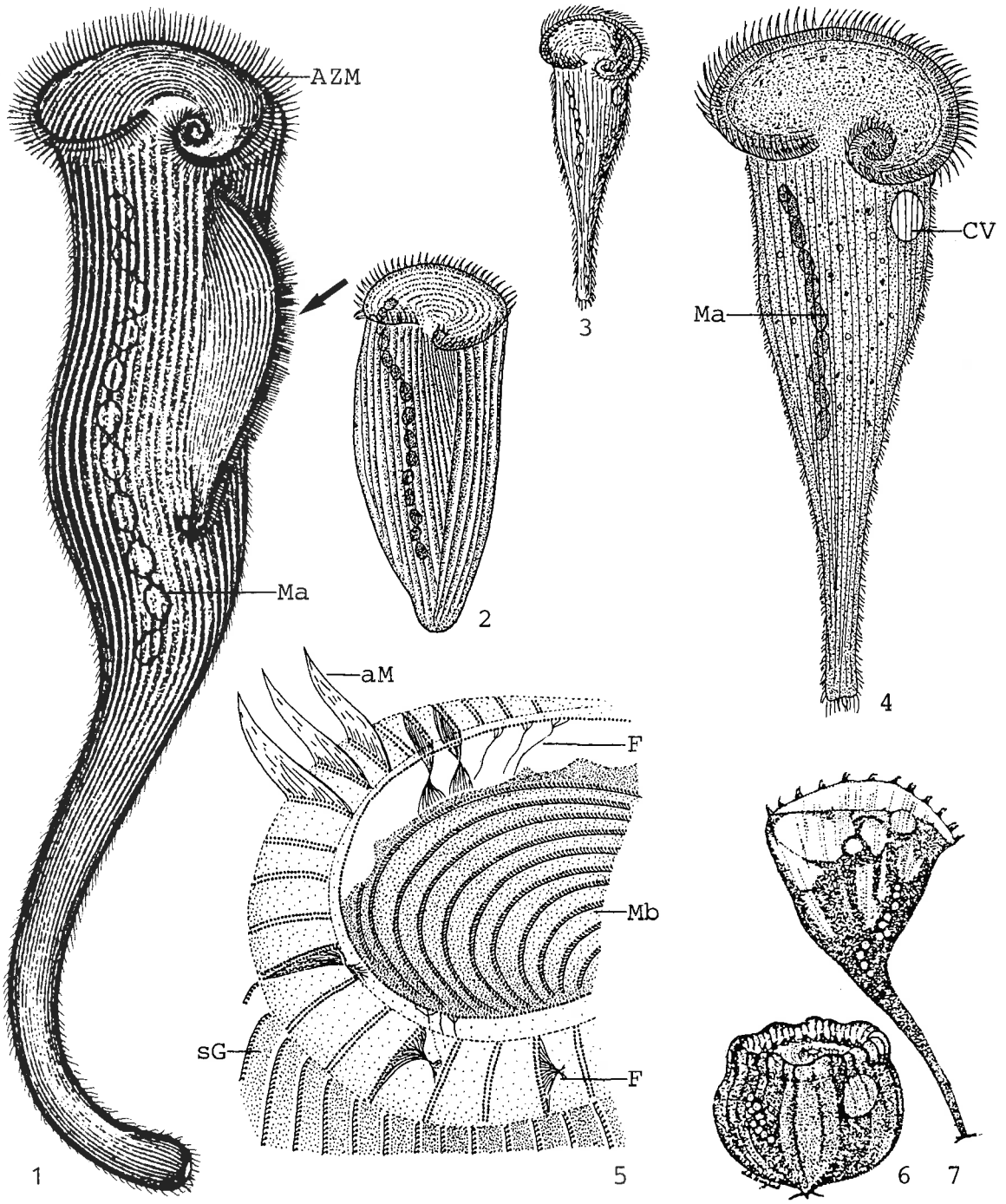
[1] Als NH_3-N angegeben.

12000 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Respiration 0.075-0.35 nl O_2/Zelle.h (FENCHEL & FINLAY 1983; sh. FENCHEL 1980a, JACKSON & BERGER 1985, LAYBOURN 1975, 1976 und RAPPORT 1980 für Ingestionsraten etc.). Generationszeit im Freiland etwa 72 h (P/B Quotient 275; SCHÖNBORN 1982b; sh. dort weitere produktionsbiologische Daten), im Labor 39-42 h (LAYBOURN 1976).

Bis 40 Ind./cm^2 im August auf eingehängten Objektträgern im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (schon bei geringsten O_2-Mengen; WILBERT 1969); bis 4 Ind./ml im August in einem kleinen Teich in Pennsylvania, USA (WANG CHIACHI 1928); bis 20 Ind./ml im Mai in einem Moorteich des französischen Mittelgebirges (GROLIERE & NJINE 1973); bis 51 Ind./cm^2 in einem See in England (GOULDER 1974); bis zu 15000 Ind./m^2 in der Wolga (MAMAEVA 1979); bis 13 Ind./cm^2 im litoralen Sand der Elbe (GRIMM 1968); das ganze Jahr über mit bis zu 20 Ind./l im Plankton der Donau, vor allem in alphamesosaproben Bereichen (BERECZKY 1977a,b). Obere Temperaturgrenze des Vorkommens = 30 °C (BICK & BERTRAM 1973). 0.3 mg/l freies Ammoniak werden mehrere Tage überlebt; 50, 10 und 3 mg/l Ammoniak nur 2-4.5, 3-6 bzw. 5-9 Stunden. Außerdem überlebt *S. coeruleus* 8-12 h in O_2-freiem Wasser (STAMMER 1953). Die tödliche Dosis von Cu^{2+}

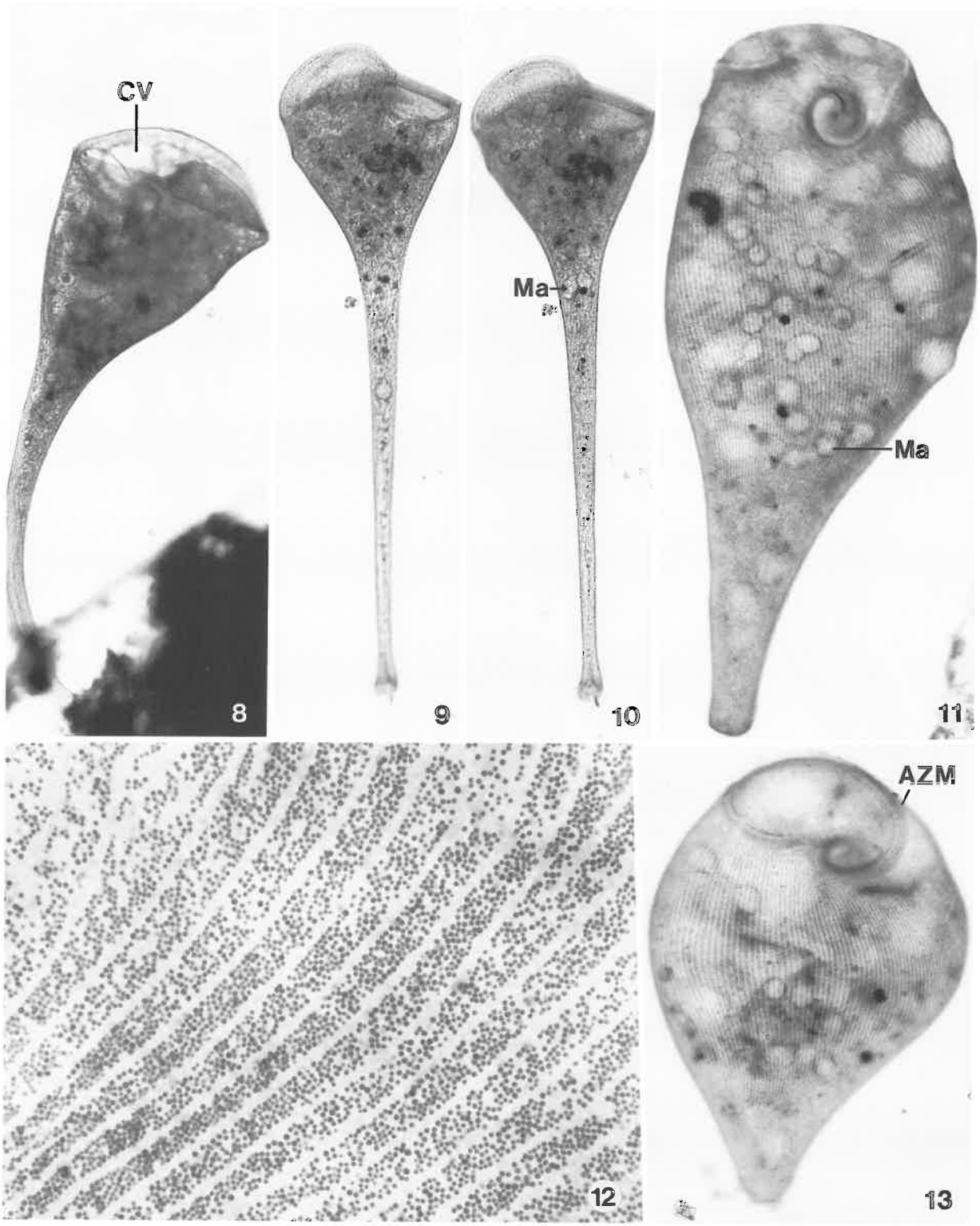
($CuSO_4.5H_2O$) ist 1 mg/l, von Zn^{2+} ($ZnSO_4.7H_2O$) 42 mg/l (CAIRNS 1974). Nach FERNANDEZ-LEBORANS et al. (1987) verträgt *S. coeruleus* bis 500 µg/l Pb und bis 10 µg/l Hg. Bei größeren Lichtintensitäten verhält sich *S. coeruleus* photonegativ (ALVERDES 1938, SONG PILLSOON 1981) und sammelt sich im Probenglas auf der lichtabgewandten Seite (JENNINGS 1962). Autökologische Datensammlung → Tabellen.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a; b = 2, a = 8, p = +, I = 4, SI = 2.8. Diese Klassifikation, die u. a. auch LIEBMANN (1962) verwendet, paßt auf eine Reihe von Nachweisen in alphameso- und alphameso- bis polysaproben Fließgewässern (z. B. TENT 1981 bei SI = 2.5-3.5 im Hamburger Hafen; BUCK 1961, CZAPIK 1982, SRAMEK-HUSEK 1956a, 1957), in stehenden Faulschlammgewässern (KUSANO & WATANABE 1985, LIEBMANN 1962) und in Kläranlagen (z. B. ALONSO et al. 1981, LIEBMANN 1962). Andererseits gibt es auch viele Meldungen aus beta- bis alphamesosaproben fließenden und stehenden Gewässern (z. B. MORAVCOVA 1962, PUYTORAC et al. 1972, SRAMEK-HUSEK 1956a, WEBB 1961, WIACKOWSKI 1981, WILBERT 1969, eigene Funde in der Amper), und BUCK (1971) errechnete einen korrigierten Indexschwerpunkt SI = 2.41 ± 0.34. LIEPA (1984) und SCHÖNBORN (1985) fanden *S. coeruleus* sogar in oligotrophen Seen. Daher schlagen wir vor, die ursprünglich von SLADECKOVA & SLADECEK (1963) gegebene Einstufung zu verwenden, die *S. coeruleus* in einem alpha-bis betamesosaproben Stausee der Tschechoslowakei fanden: a-b; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6. Wenig empfindlich gegen Sauerstoffschwund. Nach PAX (1948) eine Leitform für Schwefelquellen.



Stentor coeruleus (1, aus STEIN 1867; 2, 4, 5, nach TARTAR 1961, KAHL 1932a und TUFFRAU 1968 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 3, aus KAHL 1932a. 1-4, in vivo; 5, Protargolimprägnation). **1:** Gestrecktes, sich teilendes Exemplar, ? μm. Der Pfeil weist auf die Anlage der neuen adoralen Membranellenzone. **2-4:** Leicht kontrahierte Individuen, 280 μm, 500 μm, 530 μm. **5:** Detail der Bewimperung des Mundbodens. aM = adorale Membranelle, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, F = Fibrillen, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, sG = corticale Granula.

Stentor introversus in vivo (6, 7, nach TARTAR 1958 aus WELLS et al. 1983). **6, 7:** Kontrahiertes und gestrecktes Exemplar, 100 μm, 300 μm.



Stentor coeruleus in vivo (8-13, Originale; Hellfeld). **8-10:** Gestreckte Individuen. Beachte den rosenkranzförmigen Makronucleus. **11, 13:** Leicht gequetschte und kontrahierte Exemplare. **12:** Corticale Granula-Streifen. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus.

Stentor muelleri EHRENBERG, 1831

1831 *Stentor mülleri* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 99.
1838 *Stentor mülleri* EHRENBERG - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 262 (Revision).
1932 *Stentor mülleri* (BORY ST. VINCENT 1824) EHRENBERG 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 464 (Revision).

Taxonomie

Stentor muelleri ist die Typusart der Gattung (→ Vorbemerkung zur Gattung). STEIN (1867) und andere ältere Autoren führten ihn noch als Synonym von → *S. polymorphus*. DRAGESCO (1970) unterscheidet seinen *S. caudatus* von *S. muelleri* durch die Körperform (etwas kürzer und gedrungener), das Fehlen des Gehäuses und der Tastborsten sowie durch das vakuolisierte, faserige Plasma. Diese Merkmale rechtfertigen kaum die Errichtung einer neuen Art. Der Dualismus der Granula (0.8-1.5 μm und 0.25-0.5 μm große) bleibt jedoch eine Besonderheit. Wir haben bei dieser Art keinen derartigen Dualismus festgestellt, obgleich geringe Unterschiede in der Granulagröße vorhanden sind (Abb. 4a). Es wird daher auf eine voreilige Synonymisierung verzichtet. *Stentor katashimai* KUMAZAWA, 1973 (in Japanisch beschrieben; baut angeblich kein Gehäuse, sh. KUMAZAWA 1974) ist unserer Meinung nach zur Zeit nicht von *S. muelleri* zu trennen. Das gilt auch für *S. felici* VILLENEUVE-BRACHON, 1940, der sich nur durch die gelbliche Plasmafärbung von *S. muelleri* unterscheidet.

Differentialdiagnose

1) Gestreckte Individuen in vivo bis 3 mm, meist 500-1000 μm lang.

2) Festsitzend schlank trompetenförmig, meist leicht gebogen (Abb. 1, 3-8). Kontrahiert verkehrt birnenförmig (Abb. 2).

3) Etwa 10-20 kugelige Makronucleus-Teile, die bei gestreckten Individuen eine rosenkranzartige, etwa halbkörperlange Kette bilden. 10-17 Mikronuclei (Abb. 1-6).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 1, 4, 7).

5) Im Plasma und zwischen den Wimpernreihen sehr dicht stehende, farblose, etwa 0.5 μm große Granula. Erscheint bei kleiner Vergrößerung gelblich bis bräunlich (Abb. 4a, 12, 14). Keine symbiontischen Algen.

6) Anzahl der Wimpernreihen (etwa 70?) unbekannt (Abb. 9-11, 14).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund. Anzahl der adoralen Membranellen unbekannt. Mundboden mit etwa 20 Wimpernreihen (Abb. 1, 9, 11, 13).

8) Setzt sich mit verlängerten, thigmotaktischen Wimpern in einem 200-1000 μm (meist 300-500 μm) langen, sack- bis flaschenförmigen, schleimigen, manchmal sehr hyalinen Gehäuse fest (Gehäuse meist nur bei lange ungestört gewesenen Zellen erkennbar; dann oft dicht mit Detritus belegt; Abb. 1-3, 8).

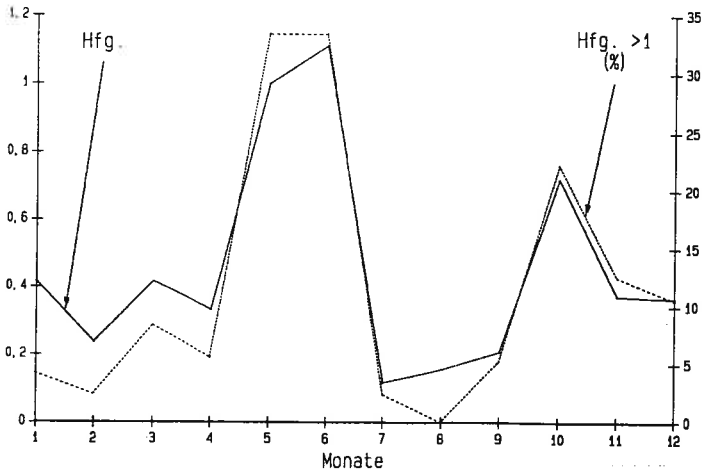
Verwechslungsmöglichkeiten

Einen rosenkranzförmigen Makronucleus haben auch → *S. polymorphus* und → *S. coeruleus*. Ersterer ist durch symbiontische Algen grün gefärbt, letzterer hat hell- bis kräftigblaue Granula zwischen den Wimpernreihen. Bei dem etwas kleineren (500-1200 μm) und so wie *S. muelleri* ungefärbten → *S. roeselii* ist der Makronucleus strickförmig. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

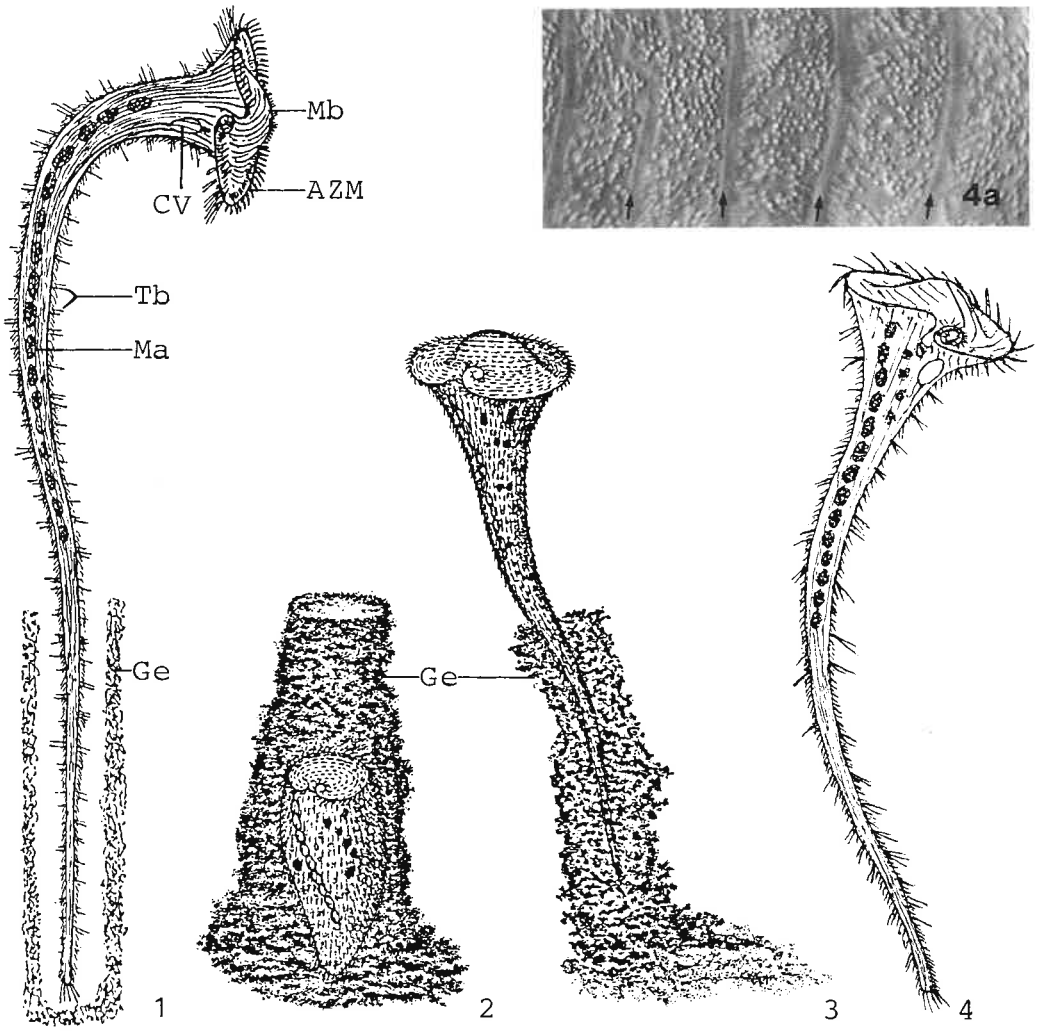
Vorkommen und Verbreitung: Etwa gleich häufig in stehenden und fließenden Gewässern, viel seltener als z. B. → *Stentor roeselii*. SCHMARDA (1846) fand ihn zu allen Jahreszeiten in stehenden und langsam fließenden Gewässern bei Wien. In der mesosaproben Amper bei München ebenfalls ziemlich regelmäßig und mit einem Schwerpunkt des Auftretens im Mai/Juni (→ Ökogramm). Wir fanden 1 Exemplar im Belebtschlamm. Nach ALBRECHT (1984) ist *S. muelleri* oligo- bis mesoeuryhalin (siehe auch die Nachweise von KAHL 1933 in der Wesermündung, von BIERNACKA 1962 in der Danziger Bucht, von RIEDEL-LORJE 1981 im alpha- bis betamesosaproben Elbe-Ästuar und von JONES 1974 aus einem Ästuar in den USA bei 0.2-3 % Salinität). Bisher nur in Europa, Asien (SHEN YUNFEN et al. 1988) und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, Phytoflagellaten und Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen 1269-2336 mg (n >20; FINLAY 1977) bzw. etwa 4500 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Generationszeit im Labor 143 h bei 8.5 °C, 63 h bei 15 °C, 43 h bei 20 °C (FINLAY 1977). ALBRECHT (1984) fand *S. muelleri* im Flußsystem der Weser (Deutschland) auf eingehängten Objektträgern mit einer Präsenz von 9 % und einer durchschnittlichen Dichte von 40 Ind./cm^2 (n = 40). Überdurchschnittliche Vorkommen registrierte er in Bereichen mit erhöhtem Salzgehalt (0.4->5 g/l Cl^-), hoher Temperatur (5->20 °C), geringer Strömung (0->0.7 m/s) und niedriger organischer Belastung (SI <2.5; Einzelfunde auch bei SI >3.0). BERECZKY (1977b) fand bis zu 10 Ind./l im Plankton der beta- bis alphamesosaproben Donau bei Göd (Ungarn). Einmal fand ihn MIHAILOWITSCH (1989) in einem kleinen Fluß in Deutschland bei folgenden Verhältnissen: 10 °C, pH 7.9, 31 mg/l CO_2, 9.3 mg/l O_2, 0.41 mg/l NH_4^+-N, 0.1 mg/l NO_2^--N, 2.8 mg/l NO_3^--N, 48 mg/l Cl^-, 63.9 mS/m spez. Leitfähigkeit.

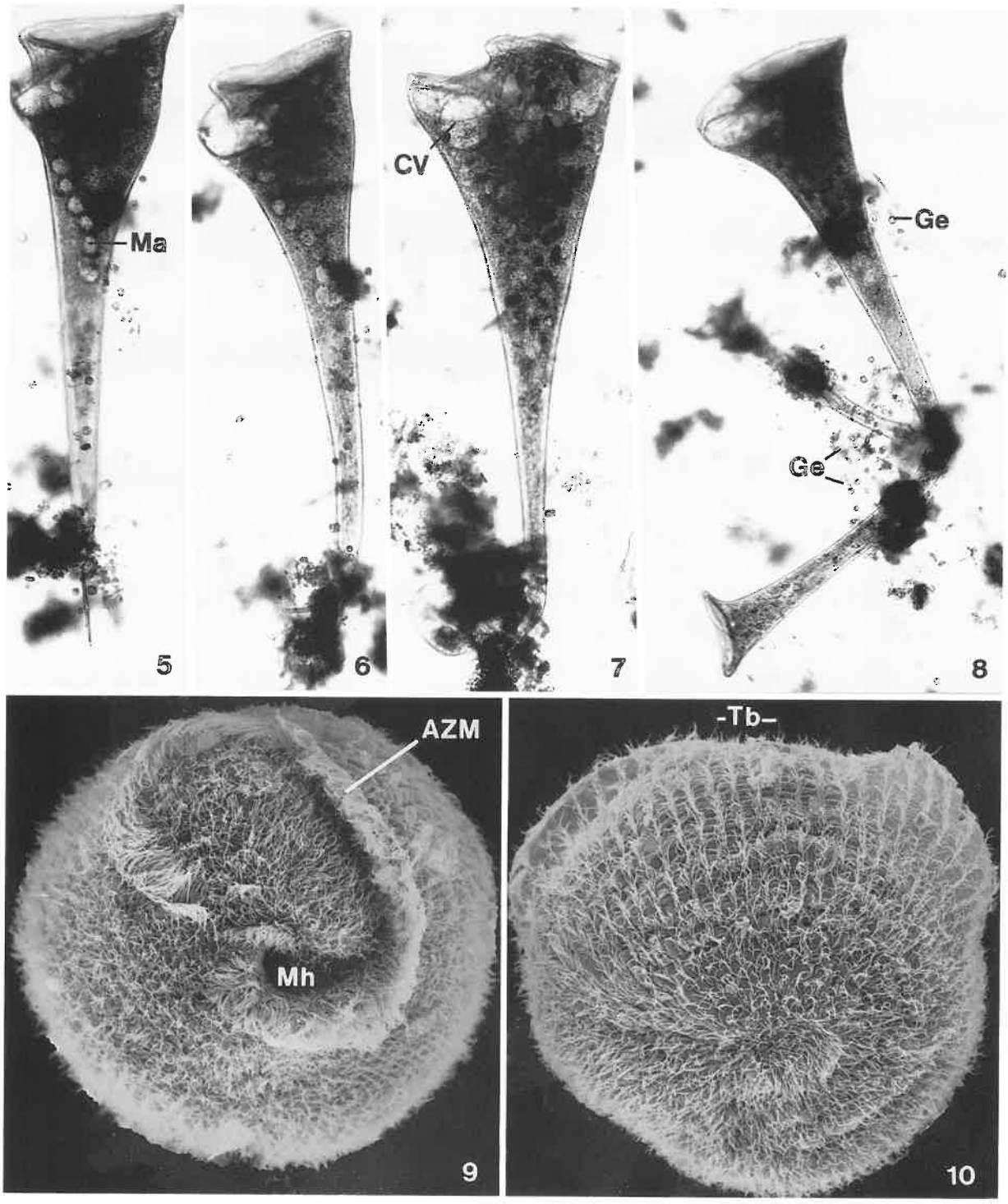


Ökogramm von *Stentor muelleri* (Original): Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN; 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala) errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.

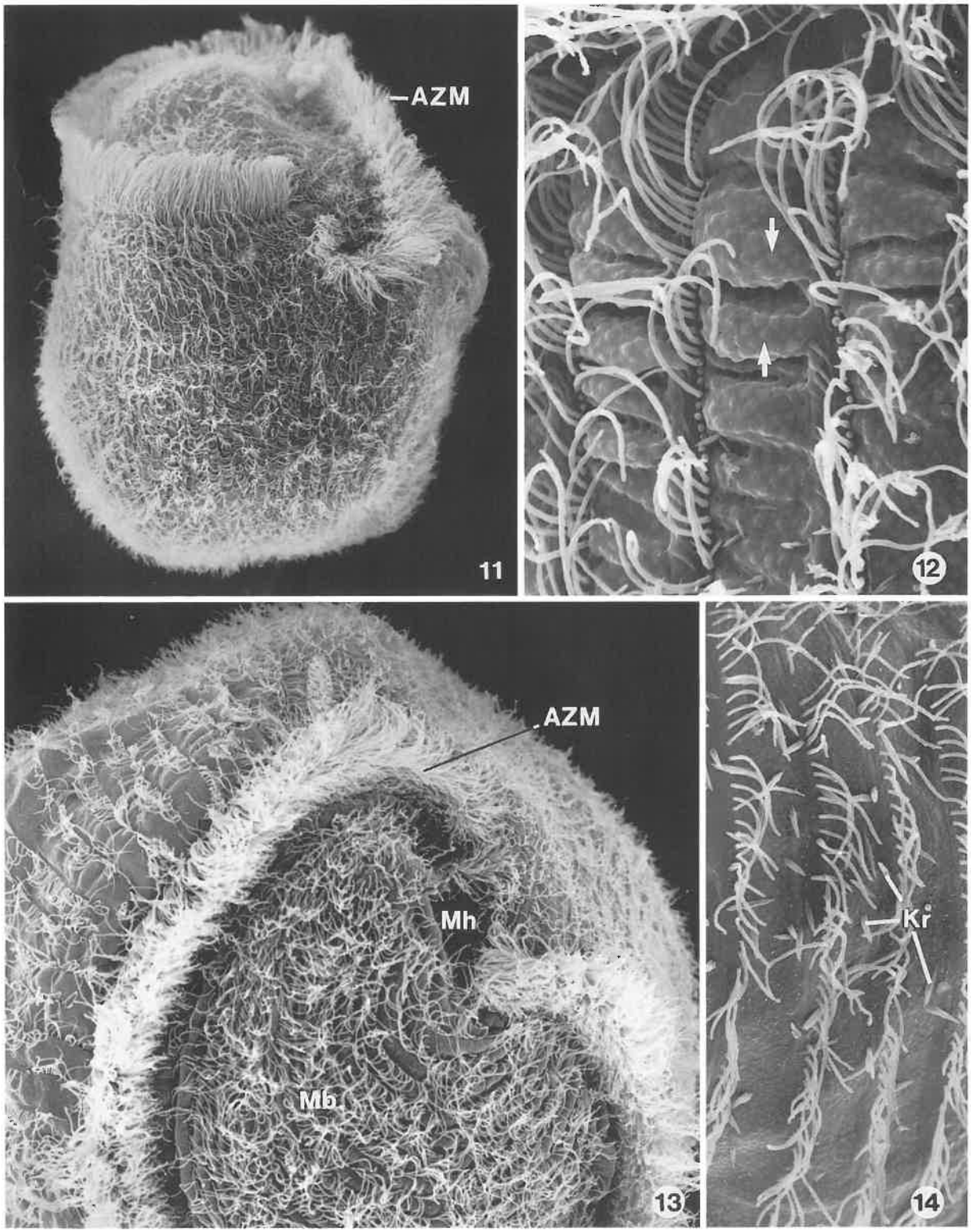
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Dazu passen der von BUCK (1971) errechnete korrigierte Indexschwerpunkt SI = 2.43 ± 0.42, unsere Daten aus der Amper und viele Funde in anderen fließenden und stehenden, beta- bis alphamesosaproben Gewässern (z. B. BERECZKY 1977a,b, KAHL 1932a, MAMAEVA 1979, SRAMEK-HUSEK 1957, WILBERT 1969).



Stentor muelleri in vivo (1, aus KAHL 1932a; 2, 3, aus SCHMARDA 1846; 4, aus BUCK 1961; 4a, Original). **1, 3:** Ausgestreckte Exemplare mit Gehäuse, 2000 µm, 1150 µm. **2:** Ins Gehäuse zurückgezogenes Exemplar. **4:** Gestrecktes Exemplar ohne Gehäuse, ? µm. **4a:** Farblose, etwa 0.5 µm große corticale Granula zwischen den Wimpernreihen (Pfeile); Interferenzkontrast. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Tb = Tastborsten.



Stentor muelleri (5-10, Originale. 5-8, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 9, 10, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **5-7:** Verschiedene Ansichten eines gestreckten Individuums. **8:** Vergesellschaftet mit 2 kleinen Exemplaren von → *S. roeselii*. **9, 10:** Vorder- und Hinteransicht. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Tb = Tastborsten.



Stentor muelleri (11-14, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **11, 13:** Bewimperung der Ventralseite und des Mundbodens. **12:** Detail der Pellicula eines kontrahierten Exemplars. Beachte die dicht darunter liegenden corticalen Granula (Pfeile) und die ziehharmonikaartig gefältelte Pellicula. **14:** Detail der Pellicula eines gestreckten Exemplars. AZM = adorale Membranellenzone, Mb = Mundboden, Mh = Mundhöhle, Kr = vermutlich durch die Präparation angelagerte Kristalle.

Stentor polymorphus (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1830

1773 *Vorticella polymorpha* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 98 (ohne Abbildung).
1786 *Vorticella polymorpha* MÜLLER - MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 260 (erste Abbildung).
1830 *Stentor polymorphus* OKEN - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 41 (kombinierender Autor).
1838 *Stentor polymorphus* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 263 (Revision).
1867 *Stentor polymorphus* EHBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 265 (partim; Revision).
1932 *Stentor (Vorticella) polymorphus* (MÜLLER, 1773) EHRB.-STEIN - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 463 (Revision).
1974 *Stentor polymorphus* (O.F.MÜLLER) - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 46 (Silberimprägnation; Fehlbestimmung, weil nur 40 Wimpernreihen?).

Taxonomie

Stentor oligonucleatus SOKOLOFF, 1930 hat 1-5 Makronucleus-Teile und ist vermutlich mit *S. polymorphus* identisch (KAHL 1932a). Der bis 2260 μm lange *S. striatus* MASKELL, 1886 dürfte ebenfalls *S. polymorphus* sein.

Differentialdiagnose

1) Gestreckte Individuen in vivo bis 2 mm lang.

2) Festsitzend lang trompetenförmig, meist leicht gebogen (Abb. 1-3, 7, 8, 15). Kontrahiert mehr oder weniger deutlich obovoid bis keulenförmig (Abb. 4, 9, 14).

3) Etwa 5-20 (bei manchen Populationen auch weniger) kugelige Makronucleus-Teile, die bei gestreckten Individuen eine etwa halbkörperlange, undeutlich rosenkranzartige Kette bilden (Abb. 1-5, 11, 14).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 2, 3, 5).

5) Zwischen den Wimpernreihen farblose Granula. Erscheint bei kleiner Vergrößerung durch die symbiontischen Algen (*Chlorella* sp.; REISSER 1981) grün (Abb. 7, 8, 10, 11, 15).

6) Etwa 100 longitudinal (40 bei PÄTSCH 1974, → Synonymie-Liste) verlaufende Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert (Abb. 5, 9, 12, 13). KAHL (1932a) erwähnt steife Tastborsten.

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund und besteht aus >200 adoralen Membranellen. Mundboden mit etwa 50 Wimpernreihen (Abb. 2-4, 9, 12, 13; bei PÄTSCH 1974 <20, Abb. 5).

8) Setzt sich mit verlängerten thigmotaktischen Wimpern (und/oder Scheinfüßchen?) fest (Abb. 16). Gehäuse bisher nicht nachgewiesen. Zysten wurden bisher nur von STEIN (1867) gemeldet (Abb. 6).

Verwechslungsmöglichkeiten

Der Makronucleus ist auch bei → *S. muelleri* und → *S. coeruleus* rosenkranzförmig; ihnen fehlen jedoch die symbiontischen Algen. *Stentor coeruleus* ist außerdem durch corticale Granula hell- bis kräftigblau gefärbt. Symbiontische Algen besitzt auch der etwas kleinere (250-500 μm) → *S. amethystinus*, der jedoch einen einfachen, ellipsoiden Makronucleus und violette Granula hat. *Stentor loricata* BARY, 1950a hat dunkelgrüne Granula und einen strickförmigen Makronucleus. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr viele Nachweise aus dem Benthos und Periphyton stehender und langsam fließender Gewässer. Bildet bei Massenvorkommen grüne Überzüge, besonders auf Wasserpflanzen (EHRENBERG 1838, KOLKWITZ 1910, LIEBMANN 1962, WOLF 1908). Nach HEUSS (1976) eine typische Frühjahrsform in einem alphamesosaproben Fluß Deutschlands; nach LIEBMANN (1962) und BERECZKY (1977a,b, 1979) zu allen Jahreszeiten. ANDRE (1912) fand ihn im Litoral verschiedener Seen der Schweizer Alpen (bis 2200 m); CASPERS & SCHULZ (1964) im Süßwasserplankton der Elbe bei Hamburg. JACOBSON (1928), MESSIKOMMER (1954) und MÜCKE (1979) melden ihn aus Moorgewässern; auch die in den Abb. 7, 8, 10, 11, 14-16 dargestellten Individuen entstammen einer rasenbildenden Population aus einem alten Torfstich (Ibmer Moor, Oberösterreich). Einige Funde in Belebtschlämmen von Kläranlagen (LACKEY 1938 in 14 % der von ihm untersuchten Tropfkörper; CURDS 1969, 1975, KUTIKOWA 1984, SUDZUKI 1981) und in Abwasser- und Fischteichen (BICK 1958, CZAPIK 1959, GRABACKA 1971, KAUFMANN 1958). Wenige Meldungen aus Ästuaren mit geringem Salzgehalt (z. B. LEVANDER 1901 im Finnischen Meerbusen; AGAMALIEV 1986, AGAMALIEV & ALIEV 1983 im Benthos einer Lagune des Kaspischen Meeres bis 0.34 % Salinität). Nach den Versuchen von AX & AX (1960) beträgt die Salztoleranz nur 0.2 %. Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus den Polarregionen fehlen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Phytoflagellaten (*Euglena*, *Gonium*) und Ciliaten (*Coleps*, *Colpidium*, *Paramecium*). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 4500 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). PETROVA & SMIRNOVA (1974) fanden sehr kleine Individuen in einem sekundär oligotrophen See Rußlands (105-144 x 67-74 μm; Biomasse $\bar{x}$ = 164.5 mg/10^6 Ind.). Generationszeit im Freiland 48 h (PETROVA & SMIRNOVA 1974), im Labor 32-42 h (KAUDEWITZ 1954; sh. PRELLE 1967 zu Wachstumskurven) bzw. 52-66 h (HÄMMERLING 1946). Bei Exemplaren, denen die symbiontischen Algen durch Kultur im Dunkeln weggeteilt wurden, verringerte sich die Generationszeit auf 49-63 h (HÄMMERLING 1946). Bis etwa 10 Ind./cm^2 auf eingehängten Objektträgern im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (WILBERT 1969); 1 Ind./ml im August in einem kleinen Teich in Pennsylvania, USA (WANG CHIACHI 1928); bis 30000 Ind./m^2 in der Wolga (MAMAEVA 1979); bis 27 Ind./l im Plankton der beta- bis alphamesosaproben Donau bei abnehmendem Hochwasserstand (BERECZKY 1977b).

Stentor polymorphus verhält sich nach ALVERDES (1938) schwach photopositiv, nach HÄMMERLING (1946) aber photonegativ. Beim Abfischen eines Teiches in Dänemark verursachte die Loslösung der festsitzenden Stentoren ein Fischsterben. Versuche zeigten, daß von gestörten Stentoren vermutlich eine Substanz abgegeben wird, die auf junge Rotaugen (Fingerlinge) giftig wirkt (OTTERSTROM & LARSEN 1946). CHARDEZ (1968) fand *S. polymorphus* auf der Haut des Stichlings (*Gasterosteus aculeatus*) und der Goldkarausche (*Carassius auratus*). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

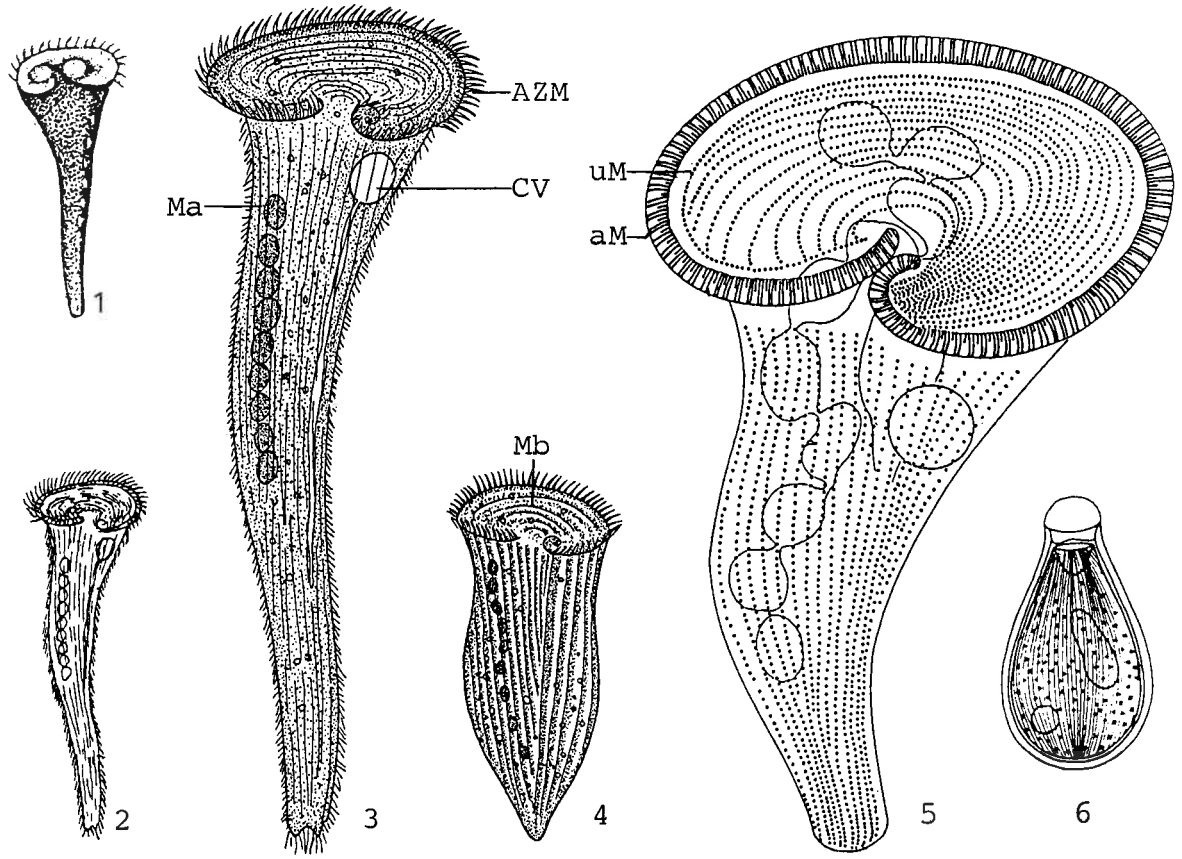
Tabelle: Milieuspektra von *Stentor polymorphus*. Unsere eigenen Daten basieren auf der Analyse von Fließgewässern Österreichs (n = 3), jene von BICK & KUNZE (1971) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen (Literaturzusammenstellung), jene von BERECZKY (1977a,b) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus der Donau und jene von PATRICK et al. (1967) auf vielen Analysen aus dem Savannah Fluß (USA).

Faktor	eigene Daten	BICK & KUNZE	BERECZKY	PATRICK et al.
Saprobität	2.0-2.4	-	b..o-b..a	-
pH	8.2-8.7	6.8-8.8	6.9-7.7	6.5-7.0
°C	5.6-23.5	3-25.5	3-17	14.5-28
O_2 (mg/l)	8.3-14.7	0-22.5	7.5-14.3	6.3-10.7
O_2 (Sättigung %)	102-185	0-200	-	-
BSB_5 (mg/l)	0.7-3.6	-	3.6-9.9	0.5-<3.0
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	4.1-10.1	-	-	-
H_2S (mg/l)	-	0-1.2	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	0-44	0-25	3-10
PO_4^{3-}-P (mg/l)	<0.01-0.15	-	-	0-0.16
NH_4^+-N (mg/l)	< 0.03-0.54	0.08-4.8	0-1.6	0-0.03[1]
NO_3^--N (mg/l)	0.5-0.54	-	2.6-7.4	0.07-<0.5
NO_2^--N (mg/l)	0-0.02	-	0-0.2	0.07-0.4
Bakterienzahl/ml (x 10^3; Plattenmethode)	-	4.7-97	-	-

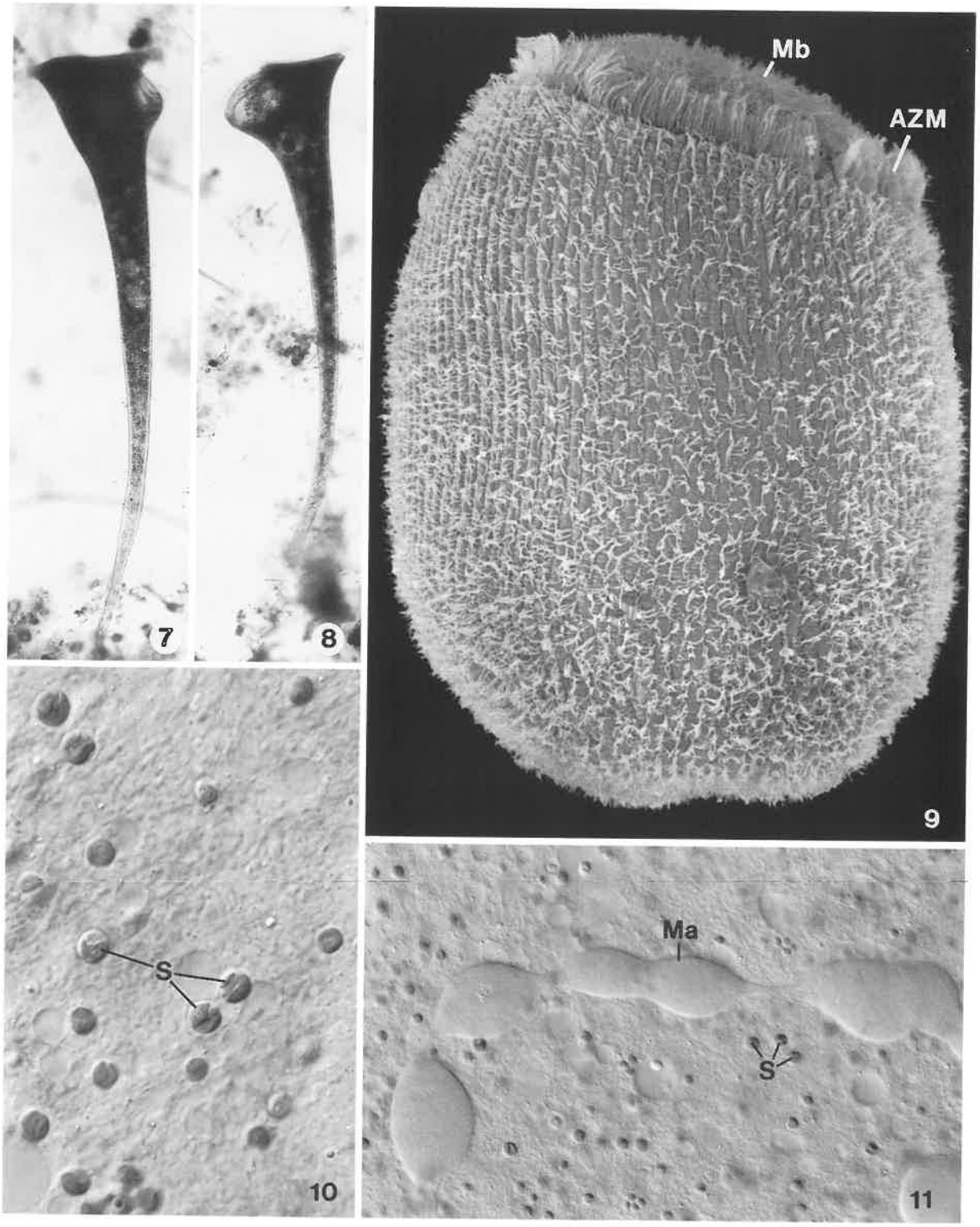
[1] Als NH_3-N angegeben.

Weitere autökologische Daten aus PATRICK et al. (1967): 2.0-5.8 mg/l Ca^{2+}, <3-3 mg/l Mg^{2+}, 0.6-<2.8 °dH, 1-<10 mg/l Cl^-, 2.3-11.0 mg/l SO_4^{2-}, 0.02-0.6 mg/l Fe^{2+}. Verträgt sehr niedrige O_2-Konzentrationen, fehlte jedoch in O_2-freien Proben eines Teiches in Rußland (ZHINKIN & OBRASZOW 1930). STÖSSEL (1979) fand *S. polymorphus* bei 0.5-7.2 mg/l DOC (Präferenz 2.6-5.1 mg/l). PAX & WULFERT (1942) melden ihn aus heißen (42.2 °C), schwefelarmen Quellen (pH 8.5-9.0). Verträgt Drücke bis zu etwa 540 Atmosphären (KITCHING 1957). LD_{50} von ^{60}Co-Gamma Strahlen = 285 Kilorad (PREECE 1969).

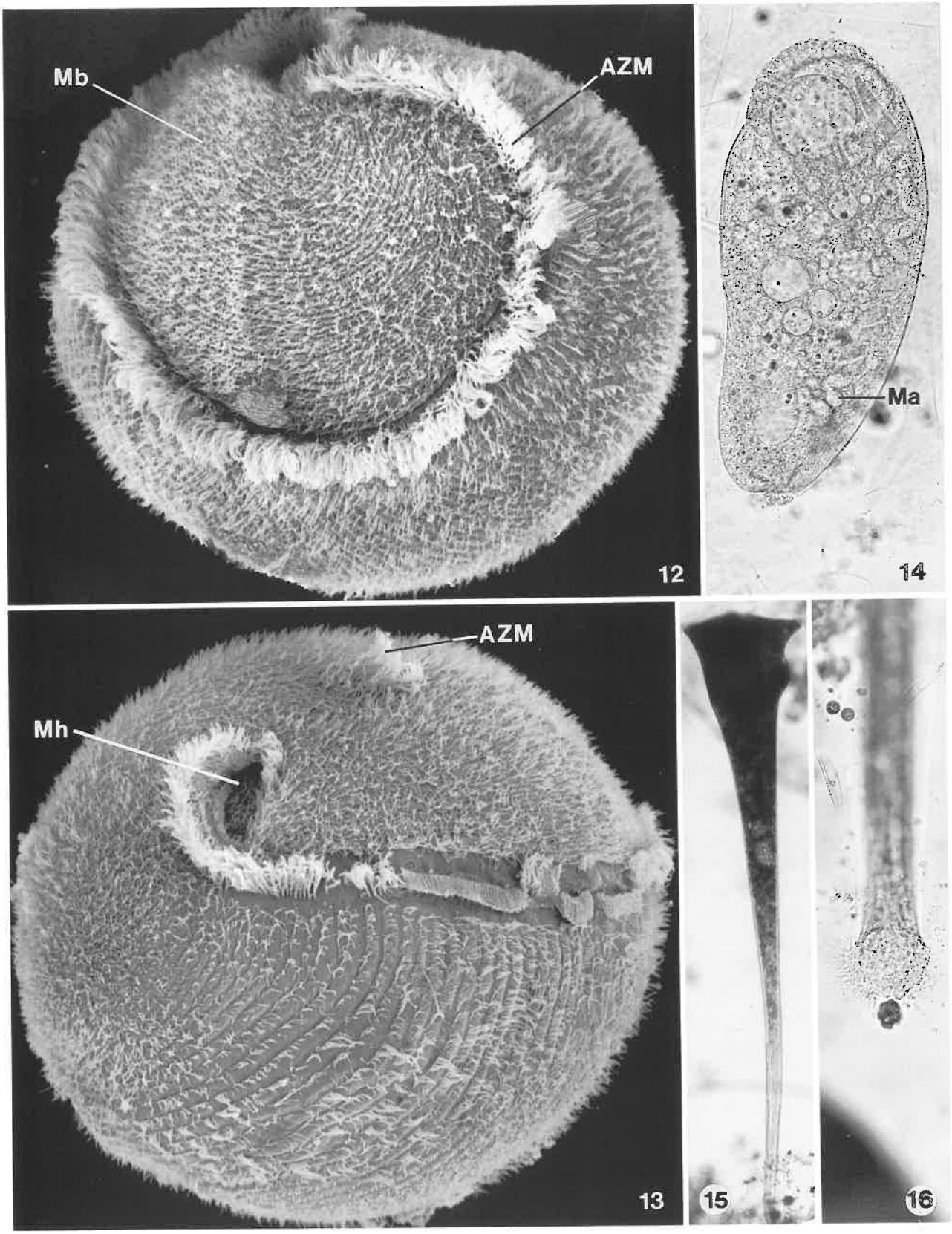
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. MORAVCOVA (1977): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. BICK & KUNZE (1971) und MAUCH et al. (1985): b-a; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6. Kommt bei sämtlichen Belastungszuständen vor, weist aber bei stärkeren organischen Verschmutzungen eine größere Häufigkeit auf und kann bei Mehrfachfunden als Indikator für erhöhte organische Frachten beigezogen werden (STÖSSEL 1979). Darauf paßt der von BUCK (1971) errechnete korrigierte Indexschwerpunkt (SI) = 2.62 ± 0.42. Viele Meldungen aus beta- bis alphamesosaproben Fließgewässern (z.B. ALEKPEROV 1984, JUTRCZENKI 1982, KLIMOWICZ 1979, ROY 1938, SRAMEK-HUSEK 1956a). HASLAUER & HAIDER (1976) und HASLAUER (1980) fanden ihn z. B. bei SI = 2.7-3.3 in kleinen Bächen Salzburgs. In mesotrophen (KORNIYENKO 1972, WEBB 1961) und eutrophen Seen und Teichen (KUSANO 1985, LIEPA 1984, PÄTSCH 1974, PUYTORAC et al. 1972, WILBERT 1969), aber auch häufig im oligotrophen Stechlinsee (SCHÖNBORN 1985). *Stentor polymorphus* hat in Fließgewässern offensichtlich einen Schwerpunkt in der Mesosaprobie, weshalb wir die Einstufung von MORAVCOVA (1977) übernehmen (b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5). In stehenden Gewässern wird vermutlich die Betamesosaprobie bevorzugt.



Stentor polymorphus (1, aus MÜLLER 1786; 2, aus KAHL 1932a; 3-5, nach KAHL 1933, TARTAR 1961 und PÄTSCH 1974 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 6, nach STEIN 1867 aus REID & JOHN 1983. 1-4, 6, in vivo; 5, Protargolimprägnation). **1-3:** Mäßig gestreckte Exemplare, ? μm, 600 μm, 600 μm. **4:** Kontrahiertes Individuum, 280 μm. **5:** Bewimperung der Ventralseite, 980 μm. **6:** Zyste, ? μm. aM = adorale Membranelle, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, uM = undulierende Membran.



Stentor polymorphus (7-11, Originale. 7, 8, 10, 11, Lebendaufnahmen im Hellfeld und Interferenzkontrast; 9, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **7, 8:** Verschiedene Ansichten gestreckter Individuen. **9:** Dorsalansicht. **10:** Symbiontische Algen im Cytoplasma. **11:** Teil des rosenkranzförmigen Makronucleus. AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, S = symbiontische Algen.



Stentor polymorphus (12-16, Originale. 12, 13, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 14-16, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **12, 13:** Frontal- und Frontolateralansicht. **14:** Kontrahiertes und gepreßtes Exemplar. **15:** Andere Ansicht des Exemplars von Abb. 7. **16:** Festgeheftetes Individuum mit vielen feinen Fortsätzen am Hinterende. AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mh = Mundhöhle.

Stentor roeselii EHRENBERG, 1835

1835 *Stentor roeselii* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1835: 179 (nur Abbildung).
1838 *Stentor roeselii* EHRENBERG, 1835 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 263 (Revision).
1867 *Stentor roeselii* EHRENBERG, 1835 - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 247 (maßgebliche Wiederbeschreibung; Revision).
1932 *Stentor roeseli* EHRB., 1835 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 464 (Revision).
1986 *Stentor roeseli*, EHRENBERG, 1835 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 411 (Silberimprägnation; Revision der afrikanischen Arten).

Nomenklatur und Taxonomie

Wird in Anlehnung an KAHL (1932a) oft falsch "*S. roeseli*" geschrieben (FOISSNER & FOISSNER 1988). Bildet viele Morphotypen und ist daher vielleicht ein Schwesterartenkomplex (DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986). *Stentor gracilis* MASKELL, 1886 und *S. magnus* KUMAZAWA, 1973 (in Japanisch beschrieben; baut angeblich kein Gehäuse, siehe KUMAZAWA 1974) sind unserer Meinung nach zur Zeit nicht von *S. roeselii* zu trennen. JIROVEC et al. (1953, p. 497) beschreiben einen "*S. roeseli-stagnalis* (neue Form)". Er baut angeblich kein Gehäuse, sondern steht mit einem besonders geformten Fuß im Schlamm (Abb. 13, 14). Ob es sich dabei tatsächlich um eine "gute" Art handelt, bedarf weiterer Untersuchungen, weshalb wir sie nicht als gesondertes Taxon im Atlas aufgenommen haben. SLADECEK et al. (1981) stufen sie so wie *S. roeselii* ein.

Differentialdiagnose

1) Gestreckte Individuen in vivo 500-1200 μm, selten bis 3 mm lang; kontrahierte Exemplare bis <200 μm. Mundtrichter etwa 200 μm breit.

2) Festsitzend lang trompetenförmig, meist leicht gebogen (Abb. 2-5, 7, 16-18, 22, 23). Kontrahiert ellipsoid (Abb. 1, 6, 8).

3) Ein strickförmiger Makronucleus, der vom Mund bis zum Hinterende reicht; bei kontrahierten Individuen mehrfach gewunden und an den Knickstellen mehr oder weniger deutlich eingeschnürt (Vorsicht: Makronucleus erscheint dann leicht rosenkranzförmig wie bei → *S. muelleri*). Entlang des Makronucleus viele (7-20), in vivo schwierig erkennbare Mikronuclei (Abb. 1-5, 11, 12, 19).

4) Kontraktile Vakuole an der linken Wand des Mundtrichters, mit 1 weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 2-5, 11, 12, 23).

5) Zwischen den Wimpernreihen sehr dicht stehende, farblose Granula. Bei kleiner Vergrößerung gelblich oder bräunlich. Keine symbiontischen Algen.

6) Etwa 80 longitudinal verlaufende Wimpernreihen, deren Zwischenraum sich im Uhrzeigersinn vergrößert (Abb. 9, 10, 19, 20, 26). Zwischen den kurzen Körperwimpern steife, verlängerte (bis 30 μm) Tastborsten (Abb. 2, 5, 11, 12, 16).

7) Die adorale Membranellenzone zieht in einer rechts gewundenen Spirale in den Mund und besteht aus >150 adoralen Membranellen. Mundboden mit 14-42 Wimpernreihen (Abb. 9-11, 19-21, 24, 25, 27).

8) Setzt sich mit verlängerten thigmotaktischen Wimpern in einem meist 200-300 μm langen, sack- bis flaschenförmigen, schleimigen, manchmal sehr hyalinen Gehäuse fest (Gehäuse meist nur bei lange ungestört gewesenen Zellen erkennbar; dann oft dicht mit Detritus belegt; Abb. 2, 5, 7,

11, 12, 17, 18, 23). RIEDEL-LORJE (1981) beobachtete bei sehr großen (3 mm) Individuen bis zu 2.5 mm lange Gehäuse.

Verwechslungsmöglichkeiten

Diese nicht pigmentierte Art ist leicht an dem strickförmigen Makronucleus erkennbar. Bei dem meist etwas größeren (bis 3 mm), ebenfalls farblosen → *S. muelleri* sind die großen, kugeligen Makronucleus-Teile rosenkranzförmig angeordnet. Einen strickförmigen Makronucleus und farblose Granula besitzt auch der schlanke *S. barretti* BARRETT, 1870. Er sitzt jedoch mit einem sehr dünnen Stiel in seinem bis zu 1000 μm langen Gehäuse (WARREN 1985; Abb. 15). Der sonst identische *S. loricata* BARY, 1950a besitzt angeblich grüne Pigmentgranula. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig im Benthos und Periphyton stehender und langsam fliessender, mesosaprober Gewässer. BICK & KUNZE (1971) erwähnen gehäuftes Vorkommen im Herbst, was mit unseren mehrjährigen Daten aus der Amper (gehäuftes Vorkommen von März bis Juli) nicht übereinstimmt (→ Ökogramm). Kommt auch im Belebtschlamm von Kläranlagen vor (BARKER 1943, 1949, BIERNACKA 1959, CURDS 1969, KLIMOWICZ 1972 bis 5 Ind./ml im schwach belasteten Schlamm, SUDZUKI 1981). ALONSO et al. (1981) und CURDS & COCKBURN (1970a) beobacheten ihn in 29 % bzw. 10 % der von ihnen untersuchten Tropfkörper, letztere auch in 2 % der Belebungsbecken. GRABACKA (1971, 1973) fand ihn in Klär- und Fischteichen. Einige Meldungen aus Ästuaren mit geringem Salzgehalt (z. B. AGAMALIEV & ALIEV 1983 im Kaspischen Meer bis 0.34 % Salinität; BIERNACKA 1962 in der Danziger Bucht; GAST 1985 in der Schlei bei 0.2-0.5 % Salinität; GURWITSCH 1934; VALKANOV 1936 im Schwarzen Meer). Im alpha- bis betamesosaproben Elbe-Ästuar bis <1000 mg/l Cl^- und wird dort daher als Leitform für Süßwasser geführt (CASPERS & SCHULZ 1964 im Plankton; RIEDEL-LORJE 1981 im Aufwuchs). Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus Australien und der Antarktis fehlen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt 1.4 x 10^6 Bakterien pro Tag (SCHÖNBORN 1981), weiters Blaualgen (*Anabaena*), Phytoflagellaten (*Eudorina*, *Pandorina*, *Uroglena*, *Synura*, *Dinobryon*), Desmidiaceen, Kieselalgen (*Melosira*) und Ciliaten (*Cyclotrichium*, *Glaucoma*). Von GELEI (1925) wurde sogar Kannibalismus beobachtet. Biomasse von 10^6 Individuen nach Freiland- und Laborbefunden 3660 mg (n = 2; MICHIELS 1974), 11110 mg (n = 10; SCHÖNBORN 1981) bzw. etwa 5000 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Generationszeit im Freiland 24-120 ($\bar{x}$ = 72) Stunden, P/B Quotient 274 im Ammerbach (Deutschland) bei SI = 2.6 (SCHÖNBORN 1981; sh. dort weitere produktionsbiologische Daten). Bis 13 Ind./cm^2 im August in einem oligotrophen Teich und bis 105 Ind./cm^2 im September auf eingehängten Objektträgern im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (WILBERT 1969). Etwa 18 Ind./cm^2 in der Laubstreu eines Teiches in Japan (KUSANO & WATANABE 1986). MAMAEVA (1979) fand bis zu 100 Ind./l im Plankton der Wolga; BERECZKY (1977a) registrierte die Art nur bei steigendem Abfluß im Plankton der beta- bis alphamesosaproben Donau mit 800-1000 Ind./m^3 und vermutet in ihr eine charakteristische Art der stehenden Gewässer entlang des Flusses. ALBRECHT (1984) fand *S. roeselii* im Flußsystem der Weser (Deutschland) auf eingehängten Objektträgern mit einer Präsenz von 3 % und einer durchschnittlichen Abundanz von 5 Ind./cm^2 (n = 14); nur ausnahmsweise trat er bei höheren Chloridklassen (2000-5000 mg/l) auf. Obere Temperaturgrenze des Vorkommens = 30 °C (BICK & BERTRAM 1973). Untere Toleranzgrenze für pH = 5.3 (BICK & DREWS 1973). Präferenzbereich für DOC 2.6-7.2 mg/l (STÖSSEL 1979). Autökologische Datensammlung → Tabelle und → Ökogramm.

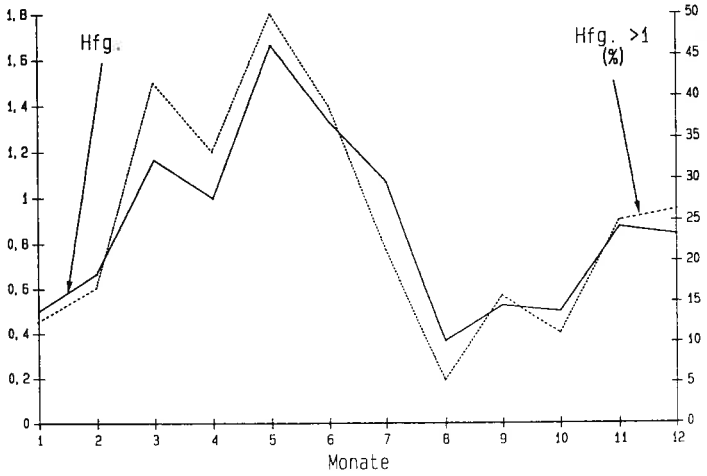
Tabelle: Milieuspektra von *Stentor roeselii*. Spalte 1, eigene Daten (Nachweise aus verschiedenen Fließgewässern Österreichs; n = 3-12); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus MIHAILOWITSCH (1989; 13-15 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern Deutschlands); 4, aus DETCHEVA (1972c, 1979, 1983a,b,c; viele Analysen bulgarischer Fließgewässer); 5, aus PATRICK et al. (1967; aus dem Savannah Fluß, USA).

Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	1.8-3.2	-	-	o, b, a	-
Frequenz (%)	9	-	-	0.7-2.7	-
pH	7.0-8.6	5.9-9.4	7.6-7.9	7.2-7.8	6.5-7.0
°C	2.5-12.4	0-25	4.2-20.5	7-23.8	12-17
Leitfähigkeit (μS/cm)	91-480	-	57-104[2]	-	-
O_2 (mg/l)	6.1-12.9	0-22.4	4.6-11.2	3-12.9	6.3-10.7
O_2 (Sättigung %)	55-106	0-207	-	30-103	-
BSB_5 (mg/l)	1.2->6.1	-	-	1.1-28.1	0.5-1.0
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	5.4-24.2	-	-	4.2-56.8	-
H_2S (mg/l)	-	0-1.2	-	-	-
Ca^{2+} (mg/l)	-	-	-	34.1-730	2.0-5.8
Mg^{2+} (mg/l)	-	-	-	0-91.2	<3-3
Gesamthärte (°dH)	3-10.3	-	-	8.5-82	0.6-<2.8
CO_2 (frei; mg/l)	-	0-52	12-89	-	>3.0-7.5
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.03-0.4	-	-	-	0.02-0.03
NH_4^+-N (mg/l)	0.01-1.3	0-3.9	0.07-0.5	0-23.3	0.01-0.03[1]
NO_3^--N (mg/l)	0.4-4.5	-	2.3-3.4	0-7.6	>0.05-0.14
NO_2^--N (mg/l)	0-0.03	-	0.03-0.1	0-0.3	0-<0.01
Cl^- (mg/l)	2.6-17	-	40-174	11.3-106	4-<8
SO_4^{2-} (mg/l)	22-52	-	-	51-669	2-11
Fe^{2+} (mg/l)	-	-	-	0.02-0.5	0.1-0.4
Bakterienzahl/ml (x 10^3; Plattenmethode)	0.9-6.35	1-5400	-	-	-

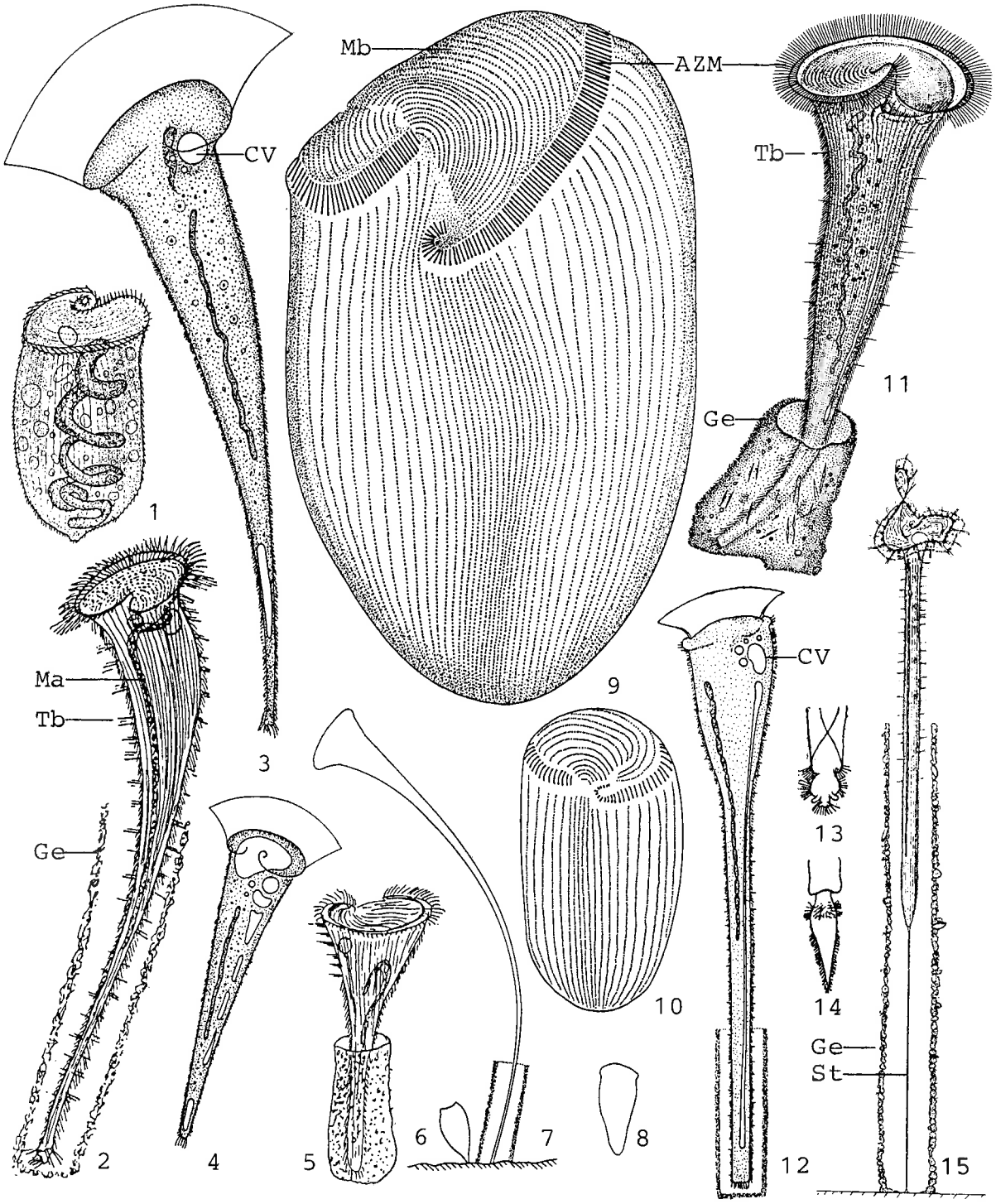
[1] Als NH_3-N angegeben. [2] Als mS/m angegeben.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): a-b; o = 1, b = 4, a = 5, I = 2, SI = 2.4. MORAVCOVA (1977): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2. SLADECKOVA & SLADECEK (1963): b-a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Kommt bei sämtlichen Belastungszuständen vor, weist aber bei stärkeren organischen Verschmutzungen eine größere Häufigkeit auf und kann bei Mehrfachfunden als Indikator für erhöhte organische Frachten beigezogen werden (STÖSSEL 1979). Dazu passen der von BUCK (1971) errechnete korrigierte Indexschwerpunkt SI = 2.56 ± 0.38 und die recht häufigen Funde (Frequenz = 20-96 %) von TENT (1981) bei SI = 2.5-3.5 im Aufwuchs des Hamburger Hafens. Nach ROY (1938) zeigt er dort eine Vorliebe für stärker verunreinigtes Wasser, fehlt aber bei O_2-Mangel. PRIMC (1981a, 1988) findet ihn von

28-502 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch (Optimum der Entwicklung bei 40-85 mg/l) und stellt zeitweise Dominanz bei alphamesosaproben Bedingungen fest. Die häufigen Vorkommen in beta- bis alphamesosaproben Fließgewässern (z. B. BERECZKY 1981, MORAVCOVA 1962, SRAMEK-HUSEK 1957), in oligotrophen und mesotrophen Stauseen (ALEKPEROV 1983a, SLADECKOVA & SLADECEK 1963) und eutrophen Teichen (z. B. KRAINER 1988, PÄTSCH 1974, PUYTORAC et al. 1972, WILBERT 1969) stützen die von SLADECEK et al. (1981) vorgeschlagene Einstufung.



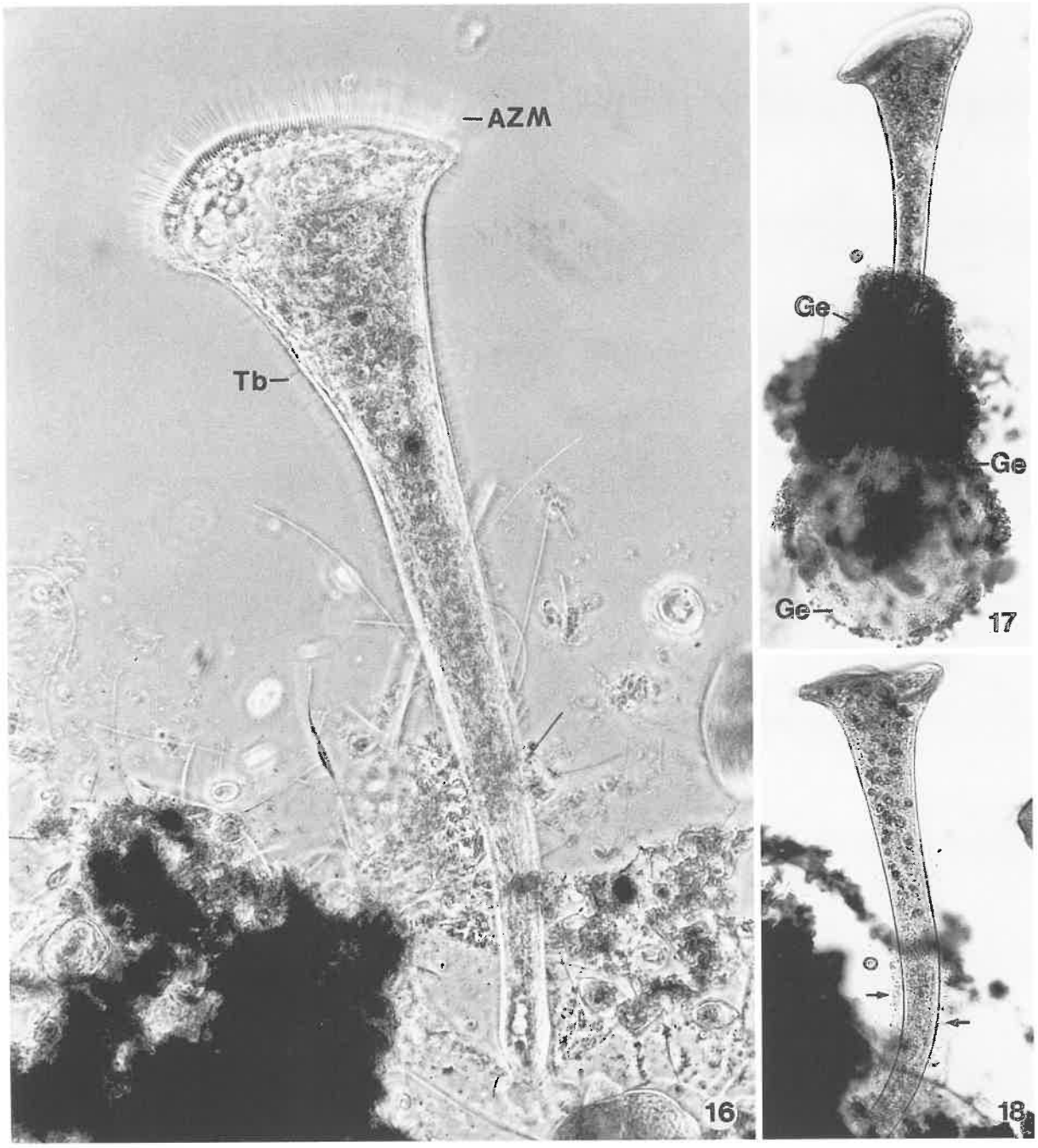
Ökogramm von *Stentor roeselii* (Original): Jahreszeitliches Vorkommen und geschätzte Häufigkeit in der beta- bis alphamesosaproben Amper in Bayern in den Jahren 1987-1990. Die Anzahl der Proben pro Monat liegt zwischen 6 und 42 (Gesamtanzahl = 259). Aus der geschätzten Häufigkeit (Skala nach ZELINKA & MARVAN; 0, 1, 2, 3, 5, 7, 9) wird die durchschnittliche geschätzte Häufigkeit (ausgezogene Linie; linke Skala) errechnet (Summe Häufigkeit/Gesamtanzahl der Proben). Gepunktete Linie: Anzahl der Proben in % (= Frequenz; rechte Skala), bei der die Art mit einer geschätzten Häufigkeit von >1 auftrat.



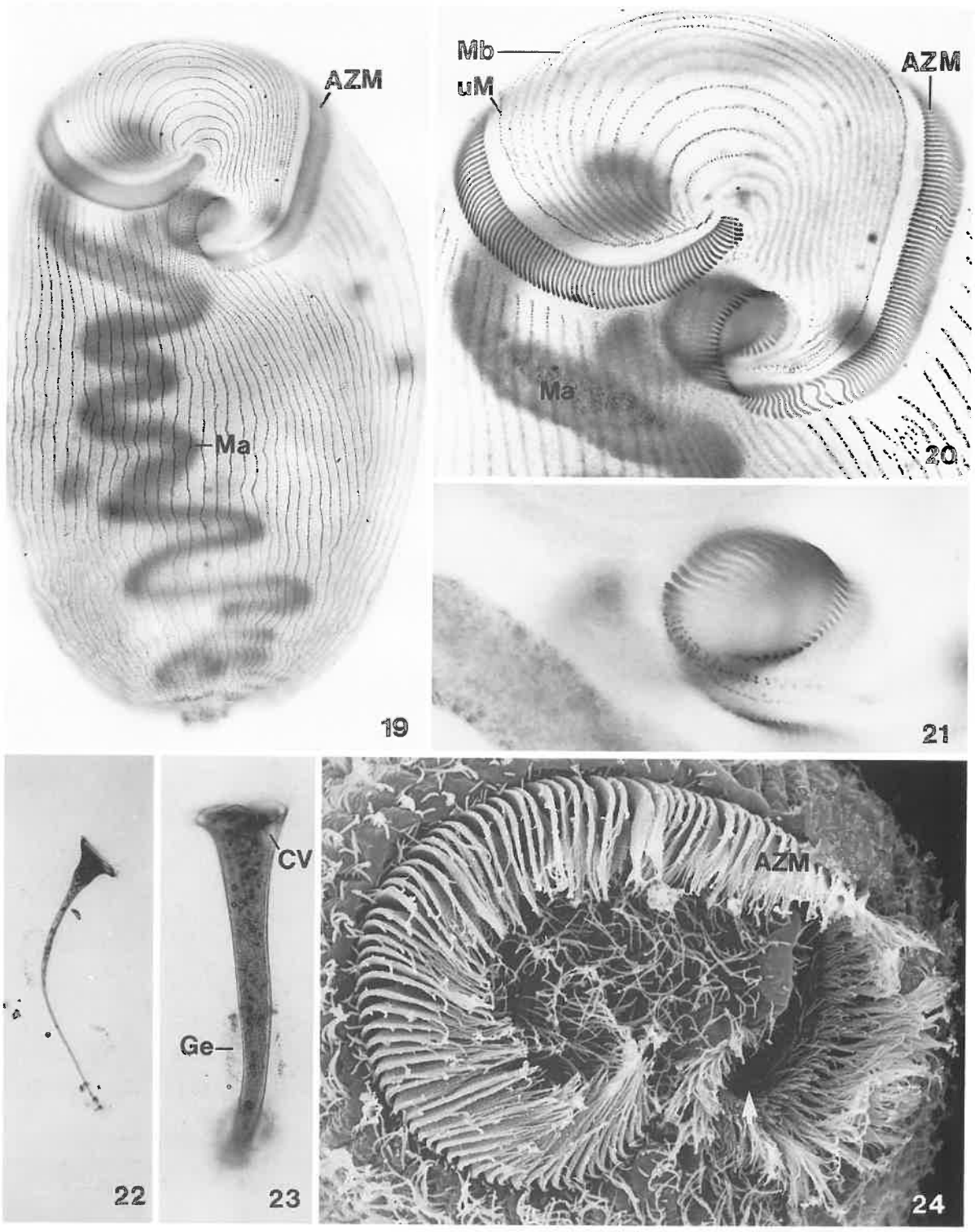
Stentor roeselii (1, aus EHRENBERG 1835; 2, 5, aus KAHL 1932a; 3, 4, 6-10, 12, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 11, nach STEIN 1867 aus GRELL 1968. 1-8, 11, 12, in vivo; 9, 10, Protargolimprägnation). **1, 6, 8:** Kontrahierte Individuen ohne Gehäuse, 250 μm, ? μm, ? μm. **2-5, 7, 11, 12:** Mäßig bis stark ausgestreckte Exemplare mit und ohne Gehäuse, 1200 μm, 930 μm, 590 μm, 400 μm, ? μm, ? μm, 1660 μm. **9, 10:** Bewimperung der Ventralseite zweier verschieden großer Exemplare, 220 μm, 160 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Tb = Tastborsten.

Stentor roeseli f. ***stagnalis*** in vivo (13, 14, aus JIROVEC et al. 1953). **13, 14:** Spezieller "Fuß" mit dem er sich im Schlamm festhält.

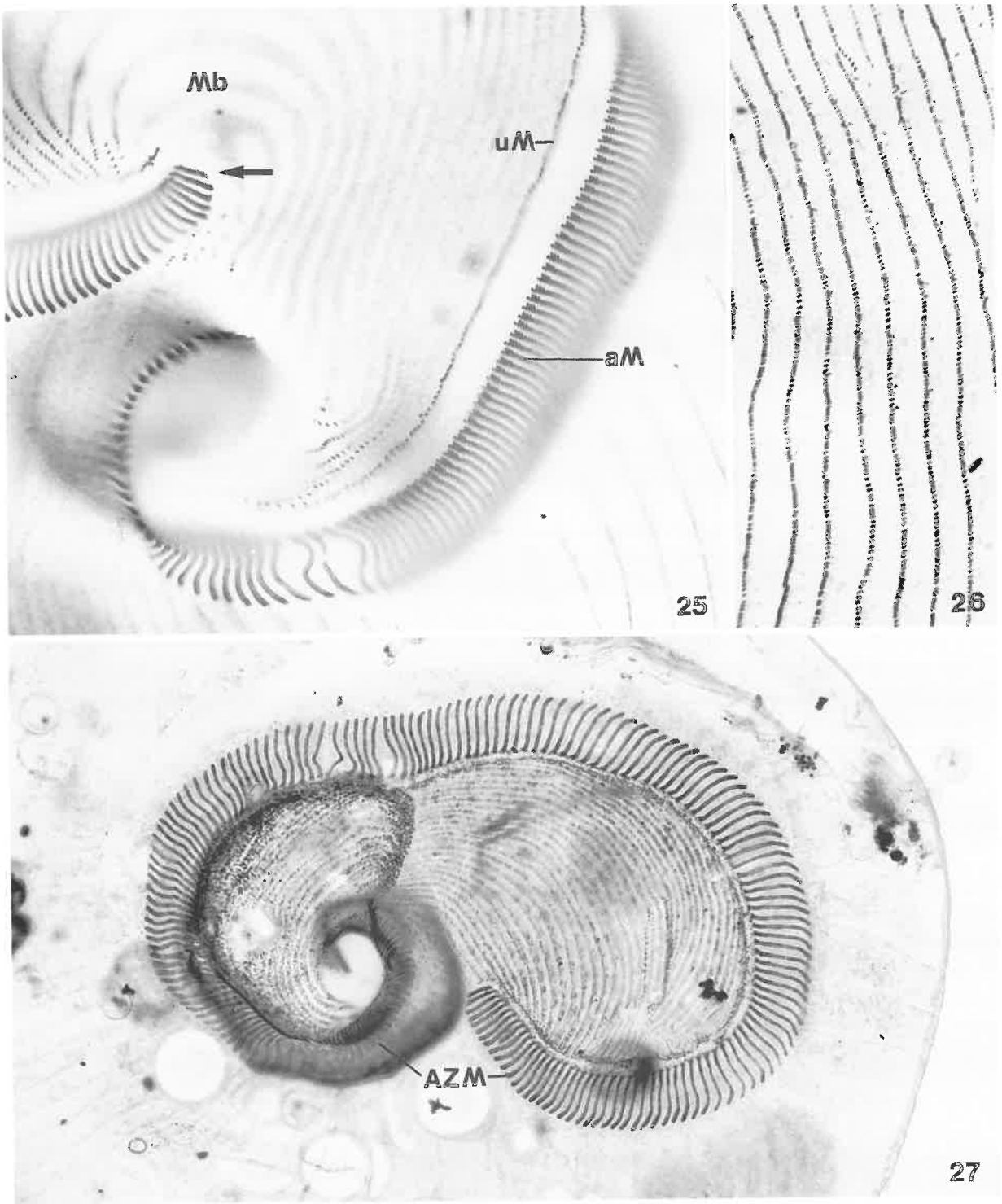
Stentor barretti in vivo (15, aus WARREN 1985). **15:** Ausgestrecktes Exemplar mit Gehäuse, 1500 μm. St = Stiel.



Stentor roeselii (16-18, Originale; Lebendaufnahmen im Hellfeld). **16-18:** Mäßig gestreckte Individuen. Das Individuum in Abb. 17 hat ein durch angelagerten Detritus sehr dunkel erscheinendes, beutelförmiges Gehäuse, jenes in Abb. 18 ein unscheinbares (frisch gebautes? Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, Ge = Gehäuse, Tb = Tastborsten.



Stentor roeselii (19-24, Originale. 19-21, Protargolimprägnation; 22, 23, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 24, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **19-21:** Bewimperung der Ventralseite, des Mundbodens und Detail des Mundtrichters. **22, 23:** Gestrecktes und teilweise kontrahiertes Exemplar. **24:** Frontalansicht. Der Pfeil weist auf die Mundhöhle. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, uM = undulierende Membran.



Stentor roeselii (25-27, Originale; Protargolimprägnation). **25:** Detail der adoralen Membranellenzone. Der Pfeil weist auf das distale Ende der Zone. **26:** Wimpernreihen stark vergrößert. **27:** Bewimperung des Mundbodens (von innen nach außen gesehen). aM = adorale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, Mb = Mundboden, uM = undulierende Membran.

Blepharisma coeruleum GAJEWSKAJA, 1927

1927 *Blepharisma coerulea* GAJEWSKAJA, Dokl. Akad. Nauk SSSR, 19: 314.
1932 *Blepharisma coeruleum* GAJEVSKAJA, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 444 (Revision).
1933 *Blepharisma coeruleum* GAJEWSKAJA, 1927 - GAJEWSKAJA, Zoologica, Stuttg., 32: 89 (ausführliche Beschreibung nach Lebendbeobachtungen).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 120-145 x 90-95 μm, nicht kontraktil.

2) Gestalt ovoid bis tropfenförmig, hinten manchmal leicht eingebuchtet. Vorderende stark abgeplattet, dahinter im Querschnitt aber fast kreisförmig (Abb. 1-4).

3) Makronucleus kugelig bis leicht ellipsoid, vor der Körpermitte (Abb. 1-4).

4) Kontraktile Vakuole terminal (Abb. 1-4).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, Streifen kleiner, gefärbter Granula, die den Zellen eine himmelblaue, graublaue oder grünlichblaue Färbung geben. Die meisten Individuen enthalten auch symbiontische Algen, besonders in der hinteren Körperhälfte (Abb. 1, 2, 4).

6) 25-30 longitudinal verlaufende Wimpernreihen (Abb. 1-4).

7) Adorale Membranellenzone reicht bis zum hinteren Körperdrittel, selten bis zum hinteren Körperviertel und biegt am unteren Ende nach rechts. Parallel dazu eine unbewimperte Mundrinne, die rechts in der unteren Hälfte oder zumindest im unteren Drittel von einer segelartigen undulierenden Membran begrenzt wird (Abb. 1-4).

Verwechslungsmöglichkeiten

Eine bläuliche Färbung besitzt auch das plumpe, etwa 150 x 100 μm große *B. lentis* GELEI, 1954 (Abb. 5-7). Es hat 60-70 Wimpernreihen und etwa 100 adorale Membranellen. → *Blepharisma lateritium* hat eine etwas plumpere Körperform, ist rötlich gefärbt, hat eine kürzere undulierende Membran und die adorale Membranellenzone reicht meist weiter nach hinten. Andere einkernige *Blepharisma*-Arten sind schlanker, farblos oder rötlich und ihre adorale Membranellenzone erreicht kaum die Körpermitte. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 7 wichtig.

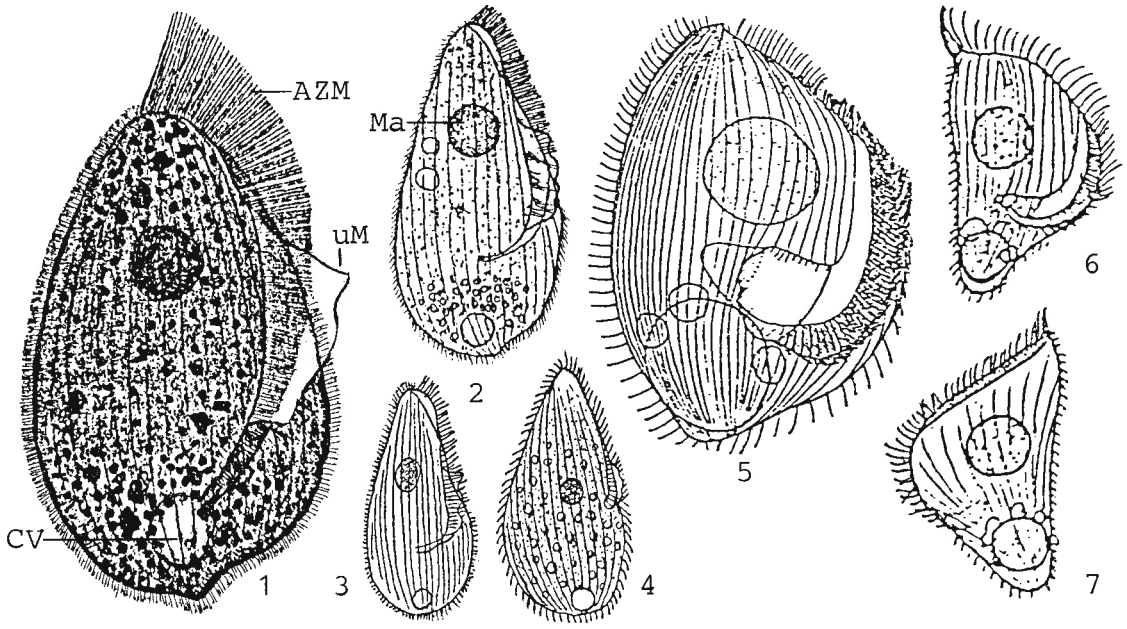
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: GAJEWSKAJA (1927) bezeichnet *B. coeruleum* als Leitform der Ciliaten-Gemeinschaft des Litorals des Baikalsees. VUXANOVICI (1962) fand es im August zwischen *Myriophyllum* in einem bulgarischen See. PATRICK et al. (1967) fanden es im Juni im Savannah Fluß (USA). Sonst sind uns keine Funde bekannt. Auch wir haben es noch nicht gesehen. Bisher aus Rußland, Bulgarien und den USA nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt hauptsächlich die Alge *Tetraspora* und deren Zoosporen, sowie Zoosporen der Alge *Ulothrix*, seltener Diatomeen, Bakterien und winzige Einzeller. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 250 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Häufig im Juni und Juli in der Uferregion des Baikalsees, wo das Gestein mit *Ulothrix* und *Tetraspora* bedeckt ist, seltener unter *Gomphonema*. PATRICK et al. (1967) fanden es im Savannah Fluß (USA) bei folgenden Ver-

hältnissen: pH 6.5-7.0, 20-23 °C, 7.0-9.0 mg/l O_2, 1.0-<5.0 mg/l BSB_5, 0.6-<2.9 °dH, 0-0.001 mg/l NH_3-N, 0-<0.007 mg/l NO_2^--N, 0.2-<0.7 mg/l NO_3^--N, 0.05-0.1 mg/l PO_4^{3-}-P, 5-<10 mg/l Cl^-, 1-5 mg/l CO_2. GAJEWSKAJA (1933) gibt einen Temperaturbereich von 3-22 °C.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 8, I = 4, SI = 1.8. Nach GAJEWSKAJA (1933) ziemlich euryök und wenig empfindlich gegen Verschmutzung, da regelmäßig und in großen Mengen im von Menschen und Tieren verunreinigten Litoral des Baikalsees. Angesichts der Seltenheit dieser Art ist ihre Verwendung als saprobiologischer Indikator wohl nur in speziellen Fällen möglich. Einzelfunde sollten bis zum Vorliegen genauerer Daten nicht eingestuft werden.



Blepharisma coeruleum in vivo (1, aus GAJEWSKAJA 1933; 2, aus GAJEWSKAJA 1927; 3, aus KAHL 1932a; 4, aus VUXANOVICI 1962). **1-4:** Rechts laterale Ansichten, 130 µm, 130 µm, 130 µm, 120 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, uM = undulierende Membran.

Blepharisma lentis (5-7, aus GELEI 1954). **5-7:** Rechts und links laterale Ansichten in vivo und nach Fixierung mit Quecksilberchlorid, 100 µm, 50 µm, 50 µm.

Blepharisma lateritium (EHRENBERG, 1831) STEIN, 1859

1831 *Bursaria lateritia* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 110 (ohne Abbildung).
1838 *Bursaria lateritia* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 328 (erste Abbildungen).
1859 *Blepharisma lateritium* EHRENBERG - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 67 (kombinierender Autor; partim; siehe auch STEIN 1867, p. 178).
1932 *Blepharisma (Bursaria) lateritium* (EHRB., 1831) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 443 (Revision).
1983 *Blepharisma lateritium* (EHRENBERG, 1831) KAHL, 1932 - LARSEN, Arch. Protistenk., 127: 65 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1989 *Blepharisma lateritia* (EHRENBERG, 1831) - FOISSNER, Sber. öst. Akad. Wiss., 196: 230 (morphometrische Charakterisierung und Zeichnung der von LARSEN untersuchten Population).

Taxonomie

Die einander ziemlich ähnlichen rötlichen, einkernigen *Blepharisma*-Arten sind vermutlich häufig miteinander verwechselt und vermengt worden (einige durch Abbildungen belegte Fehlbestimmungen bekräftigen das). In Fließgewässern treten *B. lateritium* und *B. steini* auf. Früher wurden diese und andere Arten als Varietäten, Formen oder Synonyme von *B. lateritium* aufgefaßt (HIRSHFIELD et al. 1973). *Blepharisma lateritium* und *B. steini* sind aber mittlerweile als gute Arten erkannt und durch Silberimprägnation belegt (FOISSNER 1989). Die starke Variabilität der Gestalt erschwert eine sichere Bestimmung, vor allem wenn nur wenige Individuen zur Verfügung stehen. *Blepharisma ovata* (STOKES) ist ein von vielen Autoren anerkanntes Synonym. FERNANDEZ-LEBORANS (1979) beschreibt ein *B. galianoi* aus einem Stausee in Spanien, das wahrscheinlich ebenfalls ein *B. lateritium* ist. *Blepharisma lateritium* in FOISSNER (1980b) ist vermutlich eine andere Art (Abb. 5, 6). Die Arten der Untergattung *Compactum* (Arten mit einem kugeligen bis ellipsoiden Makronucleus) bedürfen einer gründlichen Revision.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 110-190 x 70-110 μm, durchschnittlich 160 x 90 μm, nicht kontraktil.

2) Gestalt tropfenförmig bis ovoid, vorne zugespitzt. Vorderende lateral abgeflacht, hinten im Querschnitt fast kreisförmig (Abb. 1-4, 11, 16). Vor der Enzystierung werden die Zellen spindelförmig (Abb. 12).

3) Makronucleus kugelig bis ellipsoid, meist vor der Körpermitte; viele sehr kleine Mikronuclei (Abb. 3, 9-12, 15, 17).

4) Kontraktile Vakuole terminal (Abb. 2-5, 7, 10-12).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen je zwei Wimpernreihen, 14-16 Reihen etwa 0.25 μm großer, gefärbter Granula, die den Zellen eine zartrosa bis kräftigrote Färbung geben (Abb. 13).

6) Etwa 35-46 ($\bar{x}$ = 41.5) Wimpernreihen, die rechts longitudinal, links schräg verlaufen (Abb. 8, 9, 14, 15).

7) Die adorale Membranellenzone besteht aus 70-88 ($\bar{x}$ = 80.9) Membranellen und reicht mindestens bis zum hinteren Körperviertel, wo sie nach rechts zum Schlund umbiegt (Abb. 1-4, 7, 8, 10-12, 15). Parallel dazu eine unbewimperte Mundrinne, die rechts von einer segelartigen undulierenden

Membran begrenzt wird, die im hinteren Drittel besonders deutlich erkennbar ist (Abb. 3, 6, 8, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

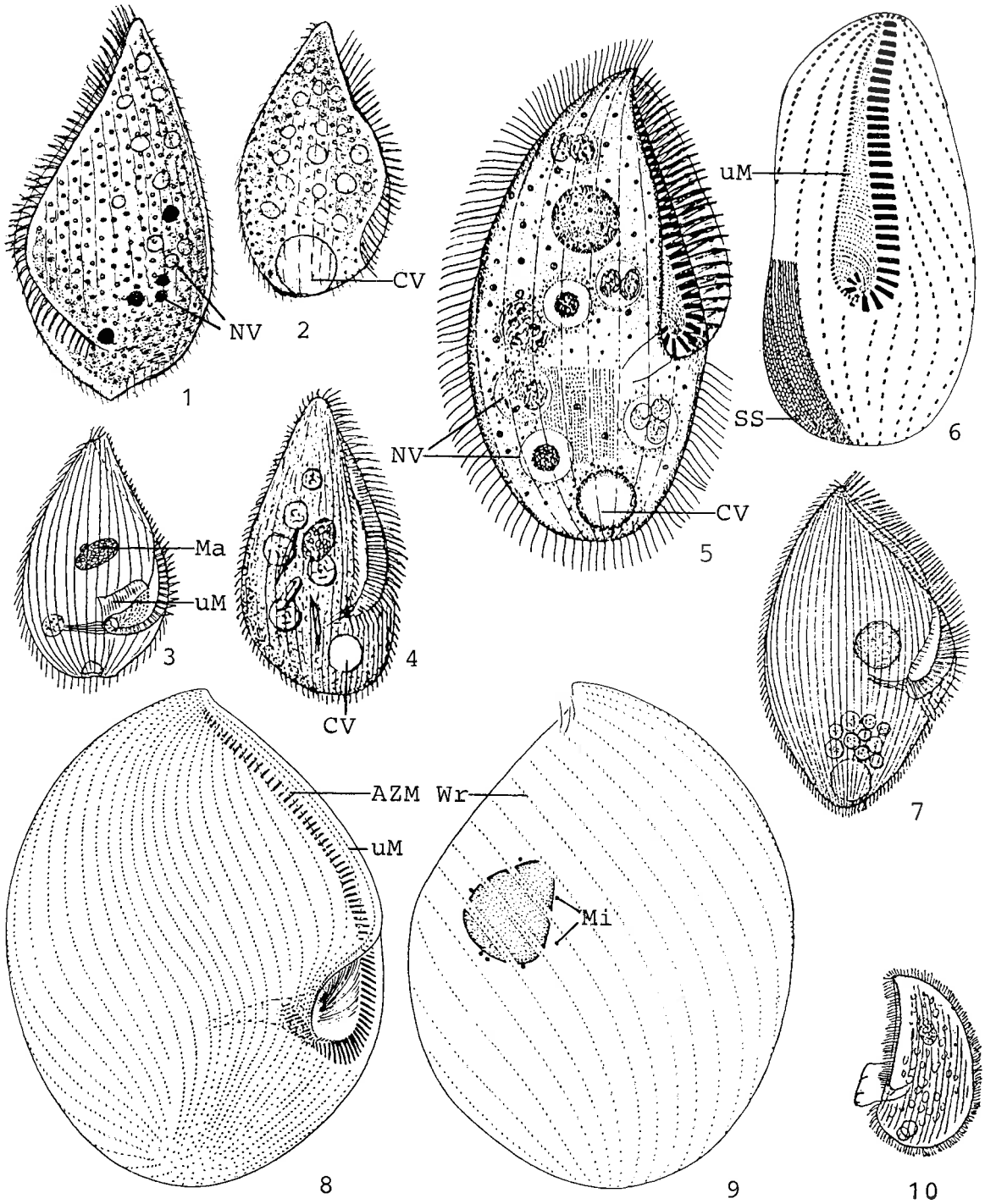
Leicht mit den ebenfalls rötlich gefärbten Arten *B. bimicronucleatum* VILLENEUVE-BRACHON, 1940, *B. steini* KAHL, 1932a und *B. undulans* STEIN, 1867 zu verwechseln. *Blepharisma bimicronucleatum* ist etwas schlanker und hat eine kürzere (weniger als zwei Drittel der Körperlänge) adorale Membranellenzone. *Blepharisma steini* ist langgestreckt, hat weniger (18-23) Wimpernreihen und seine aus nur 35-47 Membranellen bestehende adorale Membranellenzone erreicht kaum die Körpermitte. *Blepharisma undulans* hat 2 Makronucleus-Teile, die durch ein dünnes Band miteinander verbunden sind. → *Blepharisma coeruleum* ist bläulich gefärbt. Andere einkernige *Blepharisma*-Arten sind deutlich schlanker und haben eine kürzere adorale Membranellenzone. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5 (Farbe), 7 wichtig.

Ökologie

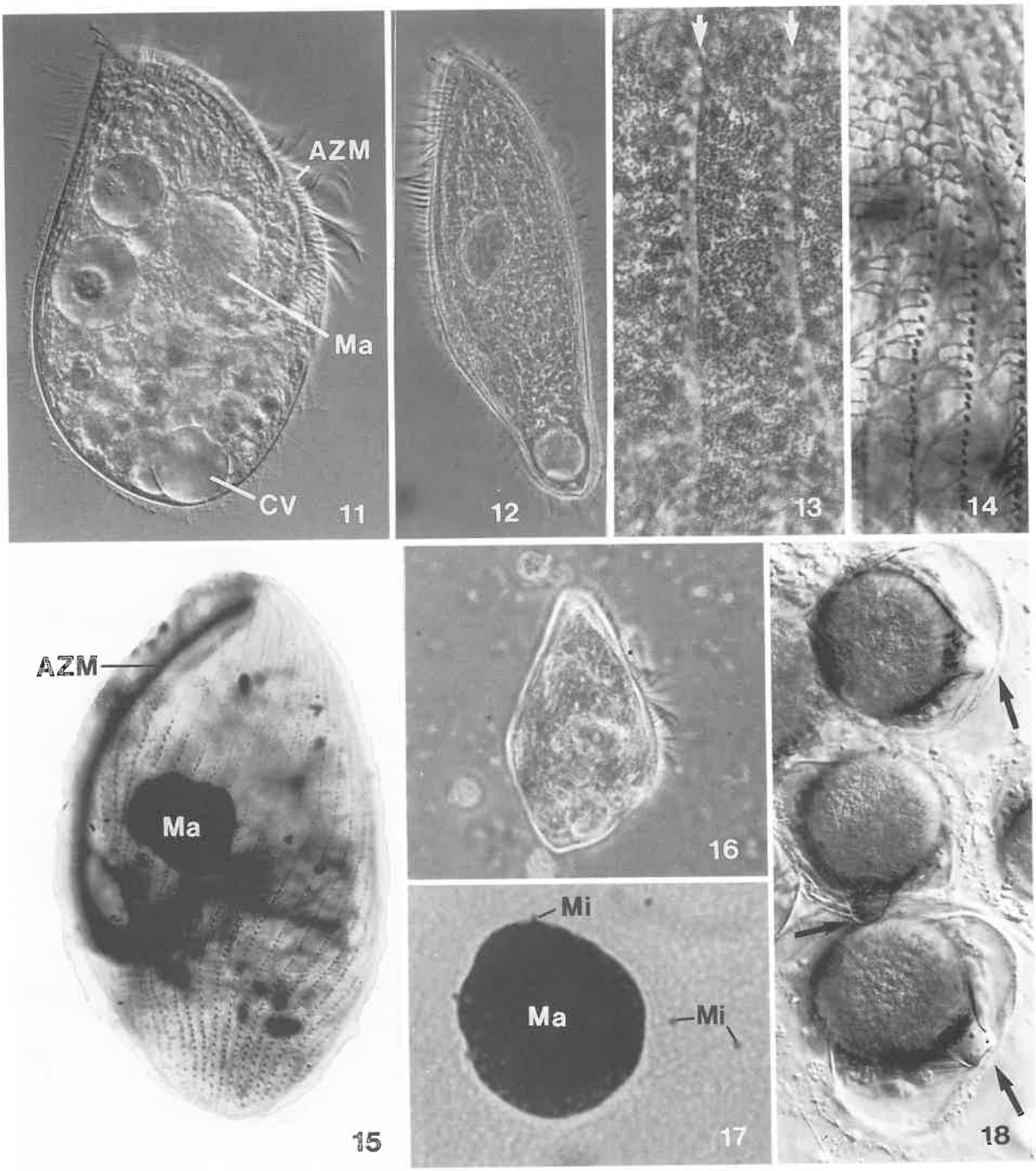
Vorkommen und Verbreitung: LARSEN (1983) fand *B. lateritium* zwischen Ende Dezember und Anfang Juni im Benthos und im Plankton eines eutrophen Teichs in Dänemark. VUXANOVICI (1961) fand es im März zwischen *Myriophyllum* in einem See Bulgariens. FENCHEL (1975) meldet es aus einem Tundratümpel der Arktis, EDMONDSON (1912) aus kalten Bergseen in Colorado (USA). BAMFORTH (1963) fand es in weniger als 5 % der von ihm untersuchten limnischen Mikrohabitate. Die Populationen von KRAVCHENKO (1969) und WANG CHIACHI & NIE DASHU (1935) stammen aus einem Stausee in der Ukraine bzw. aus Gewässern Chinas. Sehr wenige unsichere Einzelfunde aus stillen Buchten von Fließgewässern. Bildet Ruhezysten (außen kugelig bis leicht ellipsoid, 60-80 μm groß, innen dunkel und birnenförmig mit deutlicher pfropfenförmiger Schlupföffnung; Abb. 18) und kann daher auch in astatischen Gewässern vorkommen. Sicher nur aus Eurasien nachgewiesen. Unsichere Funde aus Nordamerika, Brasilien und Ostafrika.

Spezielle autökologische Daten: Frißt hauptsächlich Bakterien und kleine Algen (*Scenedesmus*). Biomasse von 10^6 Individuen 150 mg (DILLON & HOBBS 1973) bis etwa 250 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Tritt hauptsächlich in der kalten Jahreszeit auf. LARSEN (1983) ermittelte aus Kulturversuchen und Freilandbeobachtungen eine Optimaltemperatur von 0-10 °C. Im April zählte er im Sediment bis 74000 Ind./l, im Plankton bis 1700 Ind./l. Unter 8 cm dickem Eis fand er es bei folgenden Verhältnissen: 0.4 °C, pH 6.7, 0 mg/l O_2, 30.4 mg/l CO_2 (frei), 2.0 mg/l H_2S, 1.5 mg/l NH_4^+-N. BICK & KUNZE (1971) geben folgende Daten (n = ?): 1.8-21.3 °C, 0-10 mg/l O_2 (0-90 % Sättigung), 0-21.5 mg/l CO_2 (frei). In 5 verschiedenen stagnierenden Kleingewässern des Großglocknergebietes (Hohe Tauern, Österreich) erhoben FOISSNER et al. (1982) folgendes Milieuspektrum, wobei zu berücksichtigen ist, daß es sich vermutlich um eine andere Art handelt: 1-12 °C, pH 4.7-5.8, 4.6-11.3 mg/l O_2 (56-132 % Sättigung), 7-54 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0-1.8 mg/l CO_2 (frei), 0-0.15 mg/l NH_4^+-N, 0-0.26 PO_4^{3-}-P, 1.3-8 x 10^5 Bakterien/ml (Direktzählung).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 2, b = 8, I = 4, SI = 1.8. Nach MAUCH (1976) erträgt *B. lateritium* ziemlich starke Verschmutzung. Eine ausführliche Diskussion oder Änderung des Saprobitätsindex erscheint uns wegen der Determinationsschwierigkeiten und des spärlichen Vorkommens in Fließgewässern nicht sinnvoll. Bedarf weiterer taxonomischer und ökologischer Untersuchungen.



Blepharisma lateritium (1, 2, aus EHRENBERG 1838; 3, 10, aus KAHL 1932a; 4, aus VUXANOVICI 1961; 5, 6, aus FOISSNER 1980b, vielleicht eine andere Art; 7, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935; 8, 9, aus FOISSNER 1989. 1-5, 7, 10, in vivo; 6, 8, 9, Protargolimprägnation). **1-5, 7, 10:** Rechts und links laterale Ansichten, 200 μm, 150 μm, 160 μm, 140 μm, 90 μm, 130 μm, 125 μm. **6, 8, 9:** Bewimperung der Ventralseite und der rechten und linken Seite, 80 μm, 120 μm, 120 μm. Silberliniensystem nach trockener Silbernitratimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Blepharisma lateritium (11-18, aus LARSEN 1983. 11-13, 16, 18, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast und Phasenkontrast; 14, 15, Protargolimprägnation; 17, Feulgen-Präparation). **11, 16:** Typische Exemplare. **12:** Exemplar kurz vor der Enzystierung. **13:** Anordnung der corticalen Granula zwischen den Wimpernreihen (Pfeile). **14:** Anordnung der Wimpern. **15:** Bewimperung der rechten Seite (durchfokussiert). **17:** Kernapparat. Dem Makronucleus liegen mehrere Mikronuclei an. **18:** Ruhezysten. Die Pfeile weisen auf die Schlupföffnungen. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus.

Pseudoblepharisma tenue (KAHL, 1926) KAHL, 1927

1926 *Blepharisma tenuis* KAHL, Arch. Protistenk., 55: 422.
1927 *Pseudoblepharisma tenuis* KAHL - KAHL, Arch. Protistenk., 57: 197 (kombinierender Autor).
1932 *Pseudoblepharisma tenue* KAHL, 1926 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 442 (Revision).

Taxonomie

Von dieser auf das Süßwasser beschränkten Gattung wurde bisher nur *P. crassum* KAHL, 1927 von GROLIERE (1977a) an versilbertem Material untersucht (Abb. 5-8). Danach unterscheidet sich *Pseudoblepharisma* von → *Blepharisma* und → *Spirostomum* hauptsächlich durch die undulierende Membran. Sie ist bei *Pseudoblepharisma* aus cirrenartigen Borsten mit je 4-6 Wimpern aufgebaut, während sie bei *Blepharisma* und *Spirostomum* aus Wimpernpaaren besteht.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 100-200 x 10-25 μm, nicht kontraktil.

2) Gestalt langgestreckt, parallelseitig, in der Mitte manchmal etwas erweitert, hinten stumpf gerundet, vorne ventral zugespitzt. Kaum abgeflacht (Abb. 1, 3, 4).

3) Makronucleus ellipsoid, etwas vor der Körpermitte. Mehrere Mikronuclei (Abb. 1, 3, 4).

4) Kontraktile Vakuole groß, terminal, ohne Kanal aber nach vorn sich zuspitzend (Abb. 1, 3, 4).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, Streifen feiner Granula. Durch sehr dicht gepackte, etwa 5 μm große Rhodobakterien erscheint die vordere Hälfte rosa oder blaßrot, hinten farblos. Außer diesen vielleicht symbiontischen Rhodobakterien sind stets auch einige symbiontische Algen vorhanden (KAHL 1932a; Abb. 1, 3, 4).

6) Wimpernreihen weit gestellt, longitudinal verlaufend. KAHL zeichnet etwa 5-6 pro Körperseite (Abb. 1, 3, 4).

7) Adorale Membranellenzone kurz, erstreckt sich über das vordere Sechstel bis Viertel der Zelle und biegt am unteren Ende nach rechts (Abb. 1, 3, 4). Parallel dazu eine unbewimperte Mundrinne, die rechts von der undulierenden Membran begrenzt wird. Diese besteht aus gabelförmig gespreizten, relativ kurzen und kräftigen Wimpern (Abb. 2).

Verwechslungsmöglichkeiten

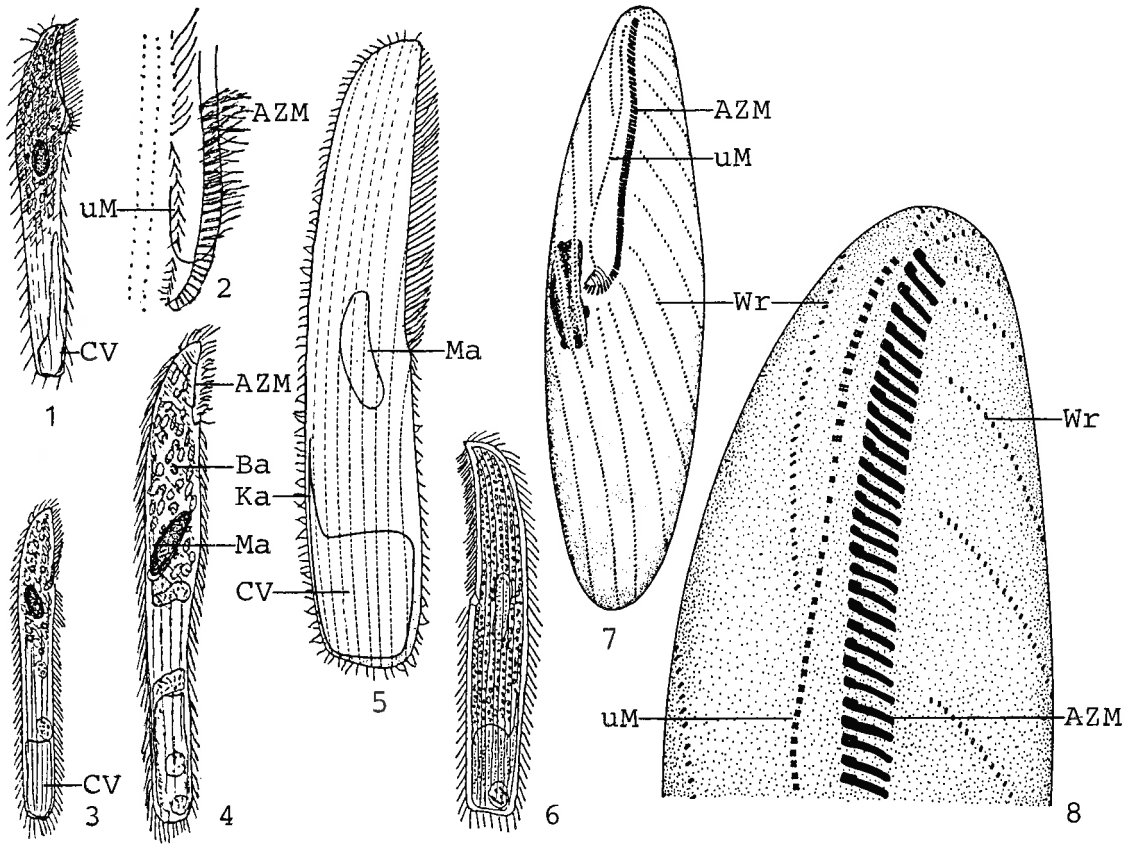
Unterscheidet sich von einkernigen Arten der Gattung → *Blepharisma* in vivo durch den viel kürzeren Mund und das Fehlen der segelartigen undulierenden Membran. Die einkernigen *Spirostomum*-Arten (→ *S. teres* und → *S. caudatum*) sind meist länger (>200 μm) und immer stark kontraktil. *Pseudoblepharisma crassum* KAHL, 1927 (Abb. 5-8) ist gedrungener und die adorale Membranellenzone ist fast halbkörperlang (GROLIERE 1977a). Das 200-270 μm große *P. montana* TUCOLESCO, 1962a hat einen langgestreckten Makronucleus. Das 250 x 50 μm große *P. lacustris* LEPSI, 1957 ist vorne abgerundet, plumper und hat mehr (etwa 30) Wimpernreihen. Das 200-300 μm große, dicht mit symbiontischen Algen gefüllte *P. tenue* var. *chlorelligera* SRAMEK-HUSEK, 1949 hat einen etwas längeren Mund und ist um 50 % kontraktil. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nach KAHL (1926, 1932a) ein typisches aber stets vereinzelt vorkommendes Infusor in sapropelen Fallaubtümpeln. In Fließgewässern dagegen sehr selten. SRAMEK-HUSEK (1957, 1958) und MATIS (1961) fanden *P. tenue* im *Oscillarietum* und im *Sphaerotilus*-Rasen lehmsandiger Litoralbuchten von beta- bis alphamesosaproben und polysaproben Fließgewässern bzw. in zwei Totarmen der Donau in der Tschechoslowakei. LIEPA (1978) meldet es aus Flüssen Lettlands. BAMFORTH (1963) fand es in weniger als 2 % der von ihm untersuchten limnischen Mikrohabitate. Sonst sind uns keine Funde bekannt. Auch wir haben es bisher nicht gesehen. Nur in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien. KAHL vermutet eine komplizierte Symbiose mit Purpurbakterien und Zoochlorellen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 30 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p; a = 3, p = 7, I = 4, SI = 3.7. MAUCH et al. (1985): SI = 3.5. Die Einstufung von SLADECEK et al. (1981) paßt weitgehend auf die vorliegenden Daten. Toleriert vermutlich auch weniger starke Verschmutzung, da es SRAMEK-HUSEK (1958) einmal bei betamesosaproben Bedingungen (mit angedeuteter Alphamesosaprobie) fand. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Pseudoblepharisma tenue in vivo (1, aus KAHL 1926; 2, 4, aus KAHL 1927; 3, aus KAHL 1932a). **1, 3, 4:** Rechts laterale Ansichten, 150 µm, 150 µm, 200 µm. **2:** Detail des Mundfeldes.

Pseudoblepharisma crassum (5, 7, 8, aus GROLIERE 1977a; 6, aus KAHL 1932a. 5, 6, in vivo; 7, 8, Protargolimprägnation). **5, 6:** Rechts und links laterale Ansichten, 225 µm, 200 µm. **7:** Ventralansicht, 215 µm. **8:** Detail des Vorderendes.

AZM = adorale Membranellenzone, Ba = Rhodobakterien, CV = kontraktile Vakuole, Ka = zugespitztes Vorderende der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.

Linostoma vorticella (EHRENBERG, 1833) JANKOWSKI, 1978

1833 *Bursaria vorticella* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1833: 237 (ohne Abbildung).
1838 *Bursaria vorticella* EHRENBERG, 1833 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 326 (erste Abbildungen).
1922 *Condylostoma vorticella* (EHRENB.) DUJARDIN 1841 - PENARD, Études Infusoires, p. 201 (Lebendbeobachtungen).
1932 *Condylostoma (Bursaria) vorticella* (EHRENBERG, 1833) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 457 (Revision).
1968 *Condylostoma vorticella* - TUFFRAU, Protistologica, 3: 381 (Silberimprägnation).
1970 *Condylostoma vorticella* (EHRENBERG, 1833) - DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun (Numéro hors-série): 95 (Silberimprägnation).
1974 *Condylostoma vorticella* (EHRENBERG) - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 48 (Silberimprägnation).
1978 *Linostoma vorticella* EHR. - JANKOWSKI, Tezisy Dokl. zool. Inst. Akad. Nauk SSSR, Jahr 1978: 39 (kombinierender Autor).
1991 *Condylostoma vorticella* (EHRENBERG, 1838) - PACKROFF & WILBERT, Arch. Protistenk., 140: 132 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Condylostoma vorticella muß in die Gattung *Linostoma* JANKOWSKI gestellt werden, da die Wiederbeschreibung von PACKROFF & WILBERT (1991) das Fehlen von Frontalcirren bestätigt (Abb. 1, 2). Diese Cirren sind für die marinen *Condylostoma*-Arten charakteristisch, die langgestreckt und meist viel größer sind. *Linostoma vorticella* hat ein Synonym (*Condylostoma stagnale* WRZESNIOWSKI; Abb. 3), das in der saprobiologischen Literatur jedoch kaum vorkommt.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 100-210 x 70-145 μm, meist um 170 x 110 μm, nicht auffallend kontraktil.

2) Gestalt beutelförmig bis ovoid, hinten halbkreisförmig, dorsal wenig bis deutlich gerundet. Postoral im Querschnitt fast kreisförmig, Mundfeld schräg nach dorsal abgeflacht (Abb. 1, 3-11, 13).

3) 2-12 (meist 5-6) kugelige bis ellipsoide Makronucleus-Teile, die rosenkranzartig in der Körpermitte liegen (Abb. 1, 3, 9-13).

4) Kontraktile Vakuole terminal, nach einigen Autoren mit 1-2 unscheinbaren Sammelkanälen (Abb. 1, 3, 5-13).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, breite Streifen zarter, sehr dicht stehender Granula (Abb. 3, 7).

6) 26-45 (meist 30-34; angeblich 60-70 nach GELEI 1954) annähernd longitudinal verlaufende Wimpernreihen (Abb. 1-13).

7) Oralapparat sehr groß, nimmt das ganze vordere Körperdrittel ein. Ventral weit offen, der rechte Mundrand und die adorale Membranellenzone bilden eine auffallende, dreieckförmige Figur, die den durch Fibrillen gestreift erscheinenden Mundboden begrenzt. Mundboden sehr flexibel, oft deutlich konvex, nicht bewimpert. Etwa 40-50 adorale Membranellen (nach TUFFRAU 1968 und DRAGESCO 1970 nur 19-22), die ein mächtiges Band bilden, das rechts am Apex beginnt und

entlang dem vorderen Körperrand verläuft. Am Beginn der linken Seite biegt es leicht nach rechts und endet etwas oberhalb der Körpermitte in der Mediane der Zelle. Am rechten Rand des Mundfeldes eine gut sichtbare undulierende Membran aus sehr langen Wimpern (Abb. 1-14).

Verwechslungsmöglichkeiten

Eine wegen des riesigen Mundes sehr charakteristische, nur mit wenigen Arten aus anderen Gattungen zu verwechselnde Art. Es sind dies die im Band I beschriebenen "heterotrichen" Colpodiden → *Bursaridium pseudobursaria* (ventral ein relativ enger Mundspalt, Makronucleus nierenförmig, adorale Membranellenzone beginnt erst am linken vorderen Rand) und → *Bursaria truncatella* (meist viel größer, um 500 μm, tiefer ventraler Mundspalt, Makronucleus lang bandartig, adorale Membranellenzone beginnt erst am linken vorderen Rand). → *Climacostomum virens* hat meist Zoochlorellen, einen bandförmigen Makronucleus, einen röhrenförmigen Schlund und einen bewimperten Mundboden. Alle anderen Süßwasser-"Condylostomen" sind schlecht untersucht und kaum wiedergefunden worden. Das ebenfalls plumpe, aber etwas größere (180-250 μm) *Condylostoma tardum* PENARD, 1922 hat nur 3 kugelige Makronucleus-Teile. Das 150-200 μm große *C. caudatum* LAUTERBORN, 1908 ist langgestreckt, vorne ausgeprägt quer abgestutzt und hinten zugespitzt. *Condylostoma luteum* KAHL, 1932a ist kleiner (100-130 μm) und schlanker als *Linostoma vorticella* und hat nur 2 Makronucleus-Teile. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Vorwiegend im Plankton von pflanzenreichen Tümpeln, Teichen, Gräben und Seen (z. B. Attersee in Oberösterreich, Piburger See in Tirol, Meerfelder Maar in der Eifel), selten in kleinen und großen (z. B. Main, Wolga, wo CHORIK 1968 bis 487 Ind./l fand) Fließgewässern und deren Stauseen. BARTSCH & HARTWIG (1984) fanden es regelmäßig im Sediment des Hamburger Hafens. MÜCKE (1979) beobachtete es in Moorgewässern. BUTSCHINSKY (1897) fand es angeblich einmal in der Salzseelimane bei Odessa. Bildet Dauerzysten, da es BÜTSCHLI

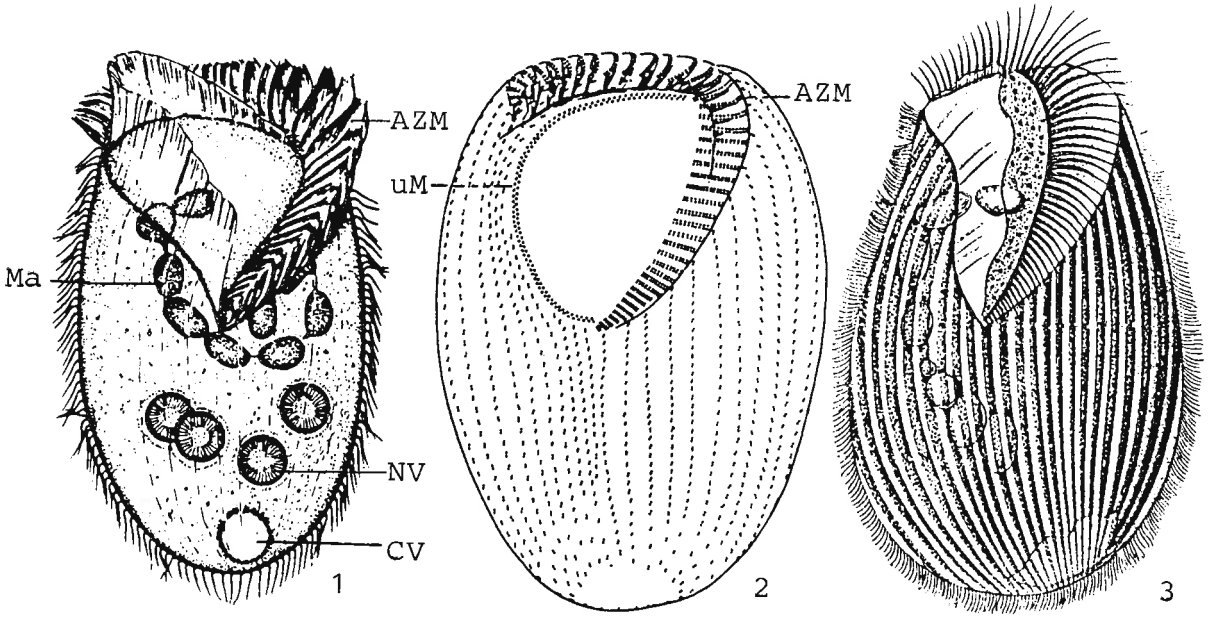
Tabelle: Milieuspektra von *Linostoma vorticella*. Die Daten von BICK & KUNZE (1971) basieren auf einer unbekannten Anzahl unveröffentlichter Analysen von WILBERT, jene von DETCHEVA (1979) auf vielen Analysen mehrerer bulgarischer Fließgewässer, jene von RECK (1987) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus dem Plußsee (Deutschland), jene von ZIMMERMANN (1989) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus dem Piburger See (Tirol, Österreich).

Faktor	BICK & KUNZE	DETCHEVA	RECK	ZIMMERMANN
Saprobität	-	b, a	-	-
Frequenz (%)	-	1.3-1.5	-	-
pH	7.4-9.3	7.4-8.2	8.0-8.2	6.8-7.1
°C	2-19	10	5.2-9.4	4.2-5.8
O_2 (mg/l)	0.2-38	9.6-12.0	10.9-14.0	0.4-7.5
O_2 (Sättigung %)	1.8-360	98-100	86-122	-
BSB_5 (mg/l)	-	3.9-5.9	-	-
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	-	20.3-32.6	-	-
CO_2 (frei; mg/l)	1.8-14	-	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0-3.1	0-0.23	0.04-0.05	0-0.21
NO_3^--N (mg/l)	-	0.14-3.84	-	-

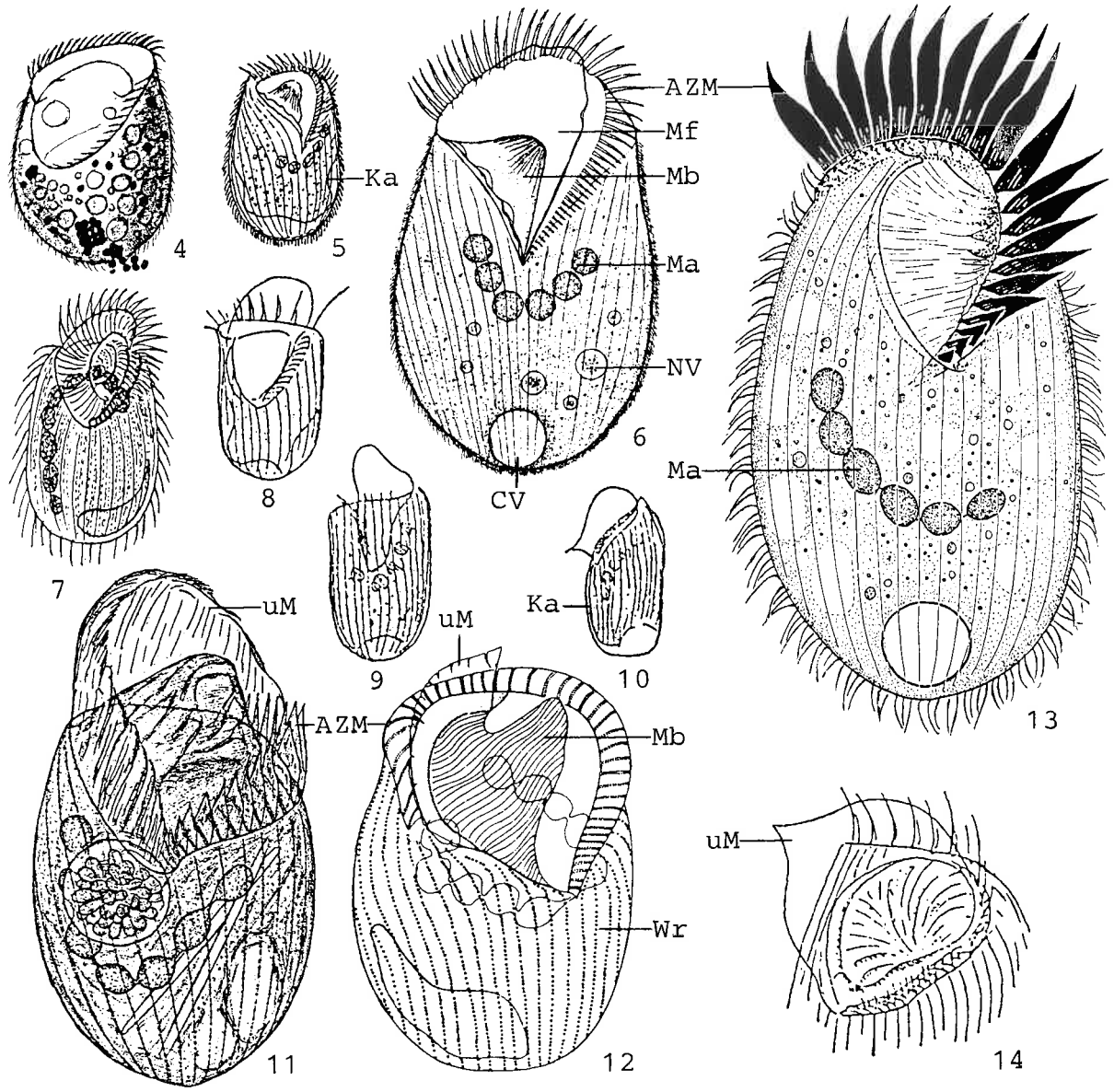
(1876) in Aufgüssen aus gefrorenem Schlamm von Teichen und Gräben und MATIS (1966) besonders im Frühling und im Herbst in großen astatischen Wiesentümpeln fand. Bisher in Eurasien, Afrika, Nord- und Südamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Phytoflagellaten (*Euglena gracilis, Chlamydomonas reinhardtii, Chilomonas paramecium, Eudorina, Pandorina*), Diatomeen und Ciliaten (*Tetrahymena pyriformis*, Nassulidae). Biomasse von 10^6 Individuen 416 mg (JACKSON & BERGER 1985; Durchschnitt von etwa 30 Bouin-fixierten Zellen), 1560 ± 40 mg (OLEKSIV 1985), etwa 1000 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). JACKSON & BERGER (1985) ermittelten eine mittlere Wachstumsrate von 0.03/Stunde bei 22 °C und eine durchschnittliche 50 %ige Überlebensrate in Hungerkulturen von 6 Tagen. In alten Kulturen mit hohen Individuendichten konnten sie Enzystierung beobachten. OLEKSIV (1985) berechnete für die O_2-Konsumption (20 °C) von 10^6 Individuen 5.6 ± 0.5 ml/h. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; o = 3, b = 6, a = 1, I = 3, SI = 1.8. MAUCH et al. (1985): SI = 2.0. Die autökologischen Daten (→ Tabelle; niedrige O_2- und hohe NH_4^+-Werte) und diverse Meldungen aus stärker verschmutzten Gewässern (z. B. Main, Sediment des Hamburger Hafens) erfordern eine Anpassung des Saprobitätsindex. Wir schlagen vor: b-a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2.



Linostoma vorticella (1, 2, aus PACKROFF & WILBERT 1991; 3, aus WRZESNIOWSKI 1870. 1, 3, in vivo; 2, Protargolimprägnation). **1, 3:** Ventralansichten, 150 µm, 145 µm. **2:** Bewimperung der Ventralseite, 150 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, uM = undulierende Membran.



Linostoma vorticella in vivo (4, aus EHRENBERG 1838; 5, nach PENARD 1922 aus KAHL 1932a; 6, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1933; 7, aus KAHL 1932a; 8-10, 14, aus PENARD 1922; 11, aus FAURE-FREMIET 1924; 12, aus PÄTSCH 1974; 13, aus DRAGESCO 1970). **4-8, 11:** Ventralansichten, 230 μm, 150 μm, 180 μm, 180 μm, 200 μm, 132 μm. **9, 10:** Dorsale und laterale Ansicht. **12, 13:** Bewimperung der Ventralseite kombiniert nach Lebendbeobachtungen und Protargolimprägnation, 140 μm. **14:** Detail des Mundfeldes. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mf = Mundfeld, NV = Nahrungsvakuole, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.

Climacostomum virens (EHRENBERG, 1838) STEIN, 1859

1838 *Spirostomum virens* EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 332.
1859 *Climacostomum virens* - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 55 (kombinierender Autor).
1867 *Climacostomum virens* STEIN - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 210 (ausführliche Lebendbeobachtungen).
1932 *Climacostomum (Spirostomum) virens* (EHRENBERG, 1833) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 459 (Revision).
1972 *Climacostomum virens* (EHRENBERG) STEIN - REPAK, J. Protozool., 19: 417 (Silberimprägnation).
1975 *Climacostomum virens* (EHRENBERG) - PECK, PELVAT, BOLIVAR & DE HALLER, J. Protozool., 22: 368 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und morphometrischer Analyse).
1979 *Climacostomum virens* EHRENBERG - DUBOCHET, PECK & DE HALLER, J. Protozool., 26: 218 (Silberimprägnation).
1992 *Climacostomum virens* (EHRENBERG, 1838) STEIN, 1859 - AUGUSTIN & FOISSNER, Arch. Protistenk., im Druck (Silberimprägnation und Morphometrie).

Nomenklatur und Taxonomie

Nomenklatur siehe FOISSNER (1987a). Manchmal fälschlich "*C. vireus*" geschrieben. Weitere Synonyme, die in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommen, sind *Leucophrys curvilata* STOKES, 1886a und *L. claparedii* WRZESNIOWSKI, 1861. Vermutlich ist auch *C. emarginatum* (STOKES) mit *C. virens* zu synonymisieren. Es unterscheidet sich von diesem hauptsächlich durch die stärker spiralige Körperstreifung. Die Art kommt mit und ohne Zoochlorellen vor. Unsere Untersuchungen an einer Zoochlorellen-losen Population zeigen morphologisch keine Unterschiede zu der mit Zoochlorellen ausgestatteten Form von PECK et al. (1975). Es ist nicht auszuschließen, daß es sich um ökologische Rassen oder Schwester-Arten handelt, worauf die sehr unterschiedliche Ökologie hinweist.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 100-360 x 55-150 μm, meist 160-250 x 80-120 μm.

2) Gestalt beutelförmig, hinten breit gerundet und links der Mediane bei der kontraktilen Vakuole meist leicht eingebuchtet. Rechter Rand konvex, linker gerade bis leicht konkav. Vorne links schräg abgestutzt (Abb. 1, 2, 6-9, 12-16, 18, 20). Wenig bis 2-3 : 1 abgeflacht, ventral eben, dorsal konvex (Abb. 4).

3) Makronucleus langgestreckt und unregelmäßig gewunden, meist in Körpermitte (Abb. 1, 2, 6, 7, 13, 14, 20).

4) Kontraktile Vakuole terminal mit 2 auffallenden Sammelkanälen (Abb. 1, 2, 6, 7, 15).

5) Dicht unter der Pellicula, zwischen den Wimpernreihen, Bänder mit 3-5 Reihen von etwa 0.5-1 μm großen Granula (Abb. 3). Erscheint durch die symbiontischen Algen (*Chlorella*) grasgrün gefärbt. Populationen ohne Zoochlorellen wurden wiederholt beschrieben (→ Taxonomie).

6) 33-43 ($\bar{x}$ = 35.6, PECK et al. 1975; $\bar{x}$ = 39, AUGUSTIN & FOISSNER 1992) leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen. Postoral meist einige verkürzte Wimpernreihen, die eine mehr oder weniger deutliche, V-förmige Aussparung (Naht) bilden (Abb. 7-9, 18-20).

7) 53-68 adorale Membranellen ($\bar{x}$ = 61, AUGUSTIN & FOISSNER 1992; REPAK 1972 gibt etwa 74), die ein mächtiges Band bilden, das am Apex beginnt und entlang der linken Seite verläuft. Am Beginn des zweiten Körperdrittels biegt es scharf nach rechts und endet in der Mediane der Zelle. Dadurch entsteht ein dreieckiges Mundfeld, auf dem sich 14-15 (PECK et al. 1975) oder etwa 22 (REPAK 1972) Wimpernreihen befinden. Diese setzen sich in einem langen, röhrenförmigen Schlund fort, der beim proximalen Ende der adoralen Membranellenzone beginnt und bis zur Körpermitte reicht. Am Ende des Schlundes befindet sich die (schwierig erkennbare) undulierende Membran. Am vorderen rechten Rand des Mundfeldes einige unscheinbare "apikale Membranellen" (Abb. 5-9, 12-20).

Verwechslungsmöglichkeiten

Siehe auch → Nomenklatur und Taxonomie. *Climacostomum minimum* FOISSNER, 1980b ist etwas kleiner (90-125 μm), hat weniger Wimpernreihen (20-25), weniger adorale (etwa 45) und apikale (etwa 15) Membranellen und einen kurzen, bandförmigen Makronucleus (Abb. 10). *Climacostomum virens* forma *salinarum* KAHL, 1932a aus den Oldesloer Salzstellen (Abb. 11) muß durch Silberimprägnation überprüft werden, entspricht aber im wesentlichen *C. minimum*. *Climacostomum patulum* CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 hat einen kugeligen Makronucleus. *Fabrea salina* HENNEGUY, 1890 ist vorne deutlich zugespitzt und das etwa halbkörperlange Mundfeld erstreckt sich über die ganze Breite. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 6 wichtig.

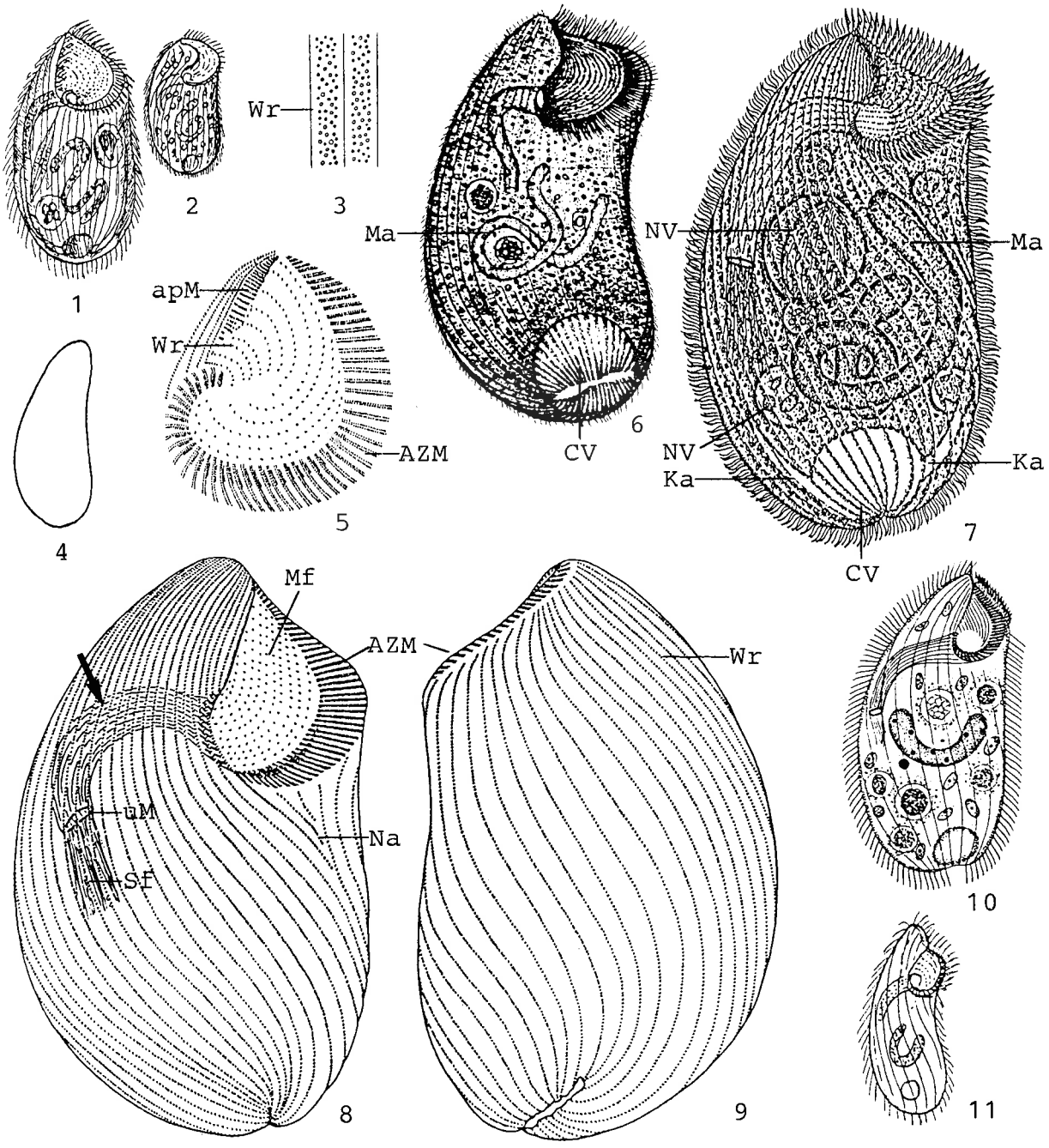
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Recht selten, vorwiegend im Sediment von pflanzenreichen Tümpeln, Teichen und Gräben, manchmal in kleinen und großen (z. B. Donau, Elbe, Moldau, wo CHORIK 1968 bis 40 Ind./l fand) Fließgewässern. Mehrere Autoren fanden *C. virens* in Mooren, z. B. MESSIKOMMER (1954), MÜCKE (1979) und PECK et al. (1975). GROLIERE (1977b, 1978) zählte bis 104000 Ind./l zwischen Torfmoosen eines Gebirgssees (1720 m) und bezeichnet es als Leitform der Moorgewässer. MAMAEVA (1979) fand es im Plankton der Wolga. Daß diese Art auch im Belebtschlamm vorkommt ist seltsam, aber vertrauenswürdig belegt (z. B. AUGUSTIN & FOISSNER 1992, PUEBLA & FERNANDEZ-LEBORANS 1987a,b). Nach den Experimenten von AX & AX (1960) mit Freilandmaterial aus dem Süßwasser überlebt *C. virens* eine Überführung in Meerwasser bis zu 0.3 % Salzgehalt. Viele Meldungen aus dem Brackwasser, wobei es sich aber um die forma *salinarum* handeln könnte: z. B. FENCHEL (1968) und FENCHEL & JANSSON (1966) im Sediment des Baltischen Meeres und bei Askö Harbour, BIERNACKA (1963) in der Danziger Bucht bei 0.53-0.75 %, LEVANDER (1894a) im Sediment von Lagunen des Finnischen Meerbusens bis 0.3 % Salinität, SCHEWIAKOFF (1893) bei Sydney (Australien). LOPEZ-OCHOTERENA et al. (1976) fanden es angeblich in hypersalinen Stellen im Golf von Mexiko bei 5.1-5.5 % Salinität. Bildet Dauerzysten (kugelig, etwa 110-125 μm in Durchmesser, mit einer sehr dicken, festen, stark lichtbrechenden Wand, Oberfläche mit kleinen Erhebungen und manchmal mit einem kleinen Schnabel; FRANKENBERG 1938, PECK et al. 1975). REPAK (1972) konnte trotz 2 Jahre dauernder Untersuchungen keine Zysten beobachten. Nachweise aus Südamerika und den Polarregionen fehlen, vermutlich aber kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien (*Bacillus subtilis*, *Escherichia coli*), Phytoflagellaten (*Chlorogonium elongatum*, *Poteriochromonas stipitata*), Diatomeen (*Navicula viridis*, *Melosira*), Testaceen (*Arcella vulgaris*, *Difflugia proteiformis*), Ciliaten (*Blepharisma*, *Coleps*), Rotatorien (*Lepadella ovalis*) und in Hungerkulturen sogar kleinere Individuen der eigenen Art. FISCHER-DEFOY & HAUSMANN (1977, 1981, 1982) führten Untersuchungen zum Mundapparat und zur Nahrungsaufnahme durch. Innerhalb von 2.5 min können bis zu 140 Chlorogonien ingestiert werden. Generationszeit etwa 36 h (REPAK 1972). Biomasse von 10^6 Individuen 500 mg (aus der durchschnitt-

lichen Größe errechnet). FAHRNI (1985) gibt interessante Daten zur Regeneration des Oralapparates. Gut gefütterte, im Dunkeln gehaltene Kulturen von *C. virens* verlieren ihre symbiontischen Algen und können nur wieder mit von grünem *Climacostomum* isolierter *Chlorella* infiziert werden. Andere Algen werden verdaut (REISSER & KURMEIER 1984, REISSER et al. 1984). Milieuspektrum aus BERECZKY (1977a): 7-22 °C, pH 7.6-8.1, 8.1-14.8 mg/l O_2, 3.7-8.1 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0-12 mg/l CO_2, 0.15-1.66 mg/l NH_4^+-N, 0.01-0.05 mg/l NO_2^--N, 0.41-1.42 mg/l NO_3^--N. AUGUSTIN & FOISSNER (1992) fanden *C. virens* einmal in ausgefaultem und einmal häufig in frischem Belebtschlamm bei folgenden Ablaufdaten: 18.5 °C, pH 7.4, 619 μS/cm spez. Leitfähigkeit, 4 mg/l O_2, 14.3 mg/l CSB (gesamt), 11.8 mg/l CSB (gelöst), 7.1 mg/l TOC (gesamt), 6.22 mg/l TOC (gelöst), 3.54 mg/l P-gesamt, 0.35 mg/l NH_4^+-N, 6.0 mg/l NO_3^--N, <0.1 ml/l absetzbare Stoffe, 2.7 mg/l extrahierbare Stoffe.

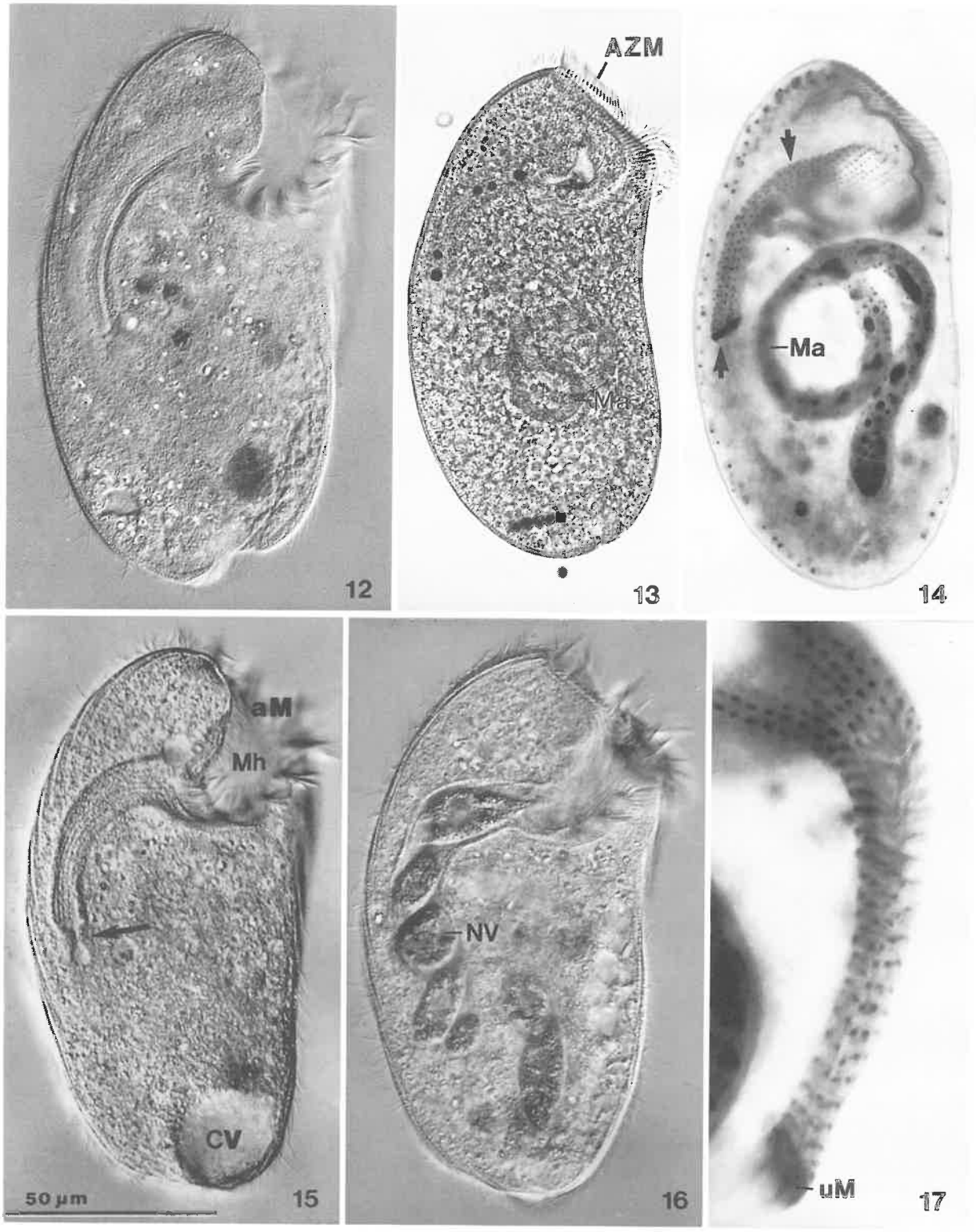
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Wenige Nachweise aus reinen Bächen (z.B. FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986), viele in Mooren, was obiger Einstufung entspricht. Dennoch muß die Einstufung etwas geändert werden, da gesicherte Nachweise aus unterbelasteten (alpha- bis betamesosaprob) Kläranlagen vorliegen (AUGUSTIN & FOISSNER 1992, PUEBLA & FERNANDEZ-LEBORANS 1987a,b). Wir schlagen vor: b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2.



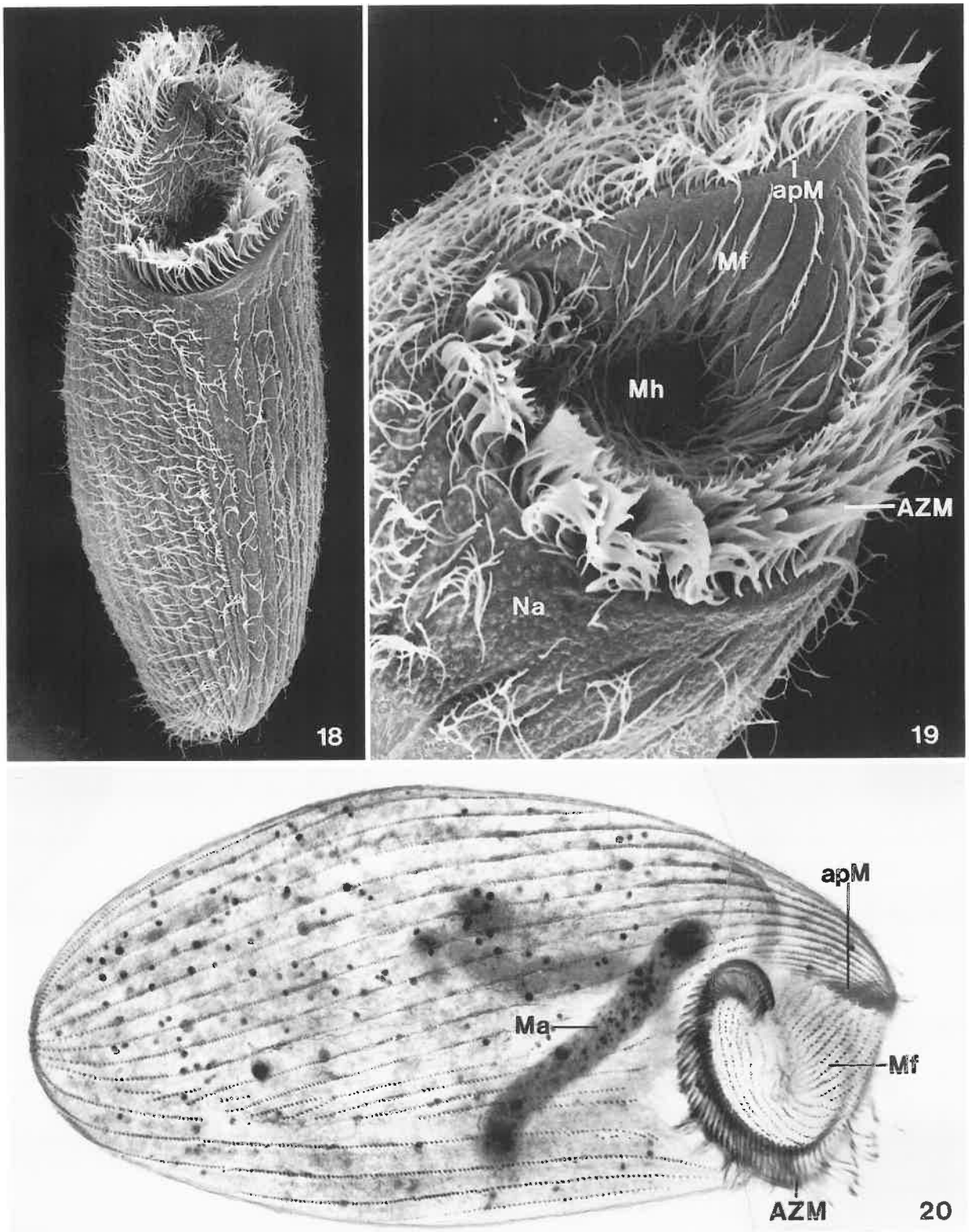
Climacostomum virens (1, 2, aus KAHL 1932a; 3-5, 7-9, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1992; 6, aus STEIN 1867. 1-4, 6, 7, in vivo; 5, Silberkarbonatimprägnation; 8, 9, Protargolimprägnation). **1, 2, 6, 7:** Ventralansichten, 200 μm, 150 μm, ? μm, 260 μm. **3:** Detail der Pellicula mit corticalen Granula. **4:** Rechts laterale Ansicht. **5:** Ventralansicht des Mundfeldes. **8, 9:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite. Der Pfeil weist auf das Schlundrohr. apM = apikale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mf = Mundfeld, Na = Naht, NV = Nahrungsvakuole, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.

Climacostomum minimum in vivo (10, aus FOISSNER 1980b). **10:** Ventralansicht, 120 μm.

Climacostomum salinarum (11, aus KAHL 1932a). **11:** Ventralansicht, 150 μm.



Climacostomum virens (12, aus HAUSMANN 1982; 13, aus FAHRNI 1985; 14, 17, aus PECK et al. 1975; 15, 16, aus FISCHER-DEFOY & HAUSMANN 1981. 12, 13, 15, 16, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast und Hellfeld; 14, 17, Protargolimprägnation). **12, 13, 15, 16:** Ventralansichten. Der Pfeil in Abb. 15 weist auf das Ende des Schlundes. **14, 17:** Röhrenförmiger Schlund (Pfeile) und Makronucleus. aM = adorale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, NV = Nahrungsvakuole mit Grünalge (*Chlorogonium*), uM = undulierende Membran.



Climacostomum virens (18, 19, aus FAHRNI 1985; 20, aus DUBOCHET et al. 1979. 18, 19, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 20, Protargolimprägnation). **18, 19:** Ventralansicht und Detail des Mundfeldes. **20:** Bewimperung der Ventralseite. apM = apikale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, Mf = Mundfeld, Mh = Mundhöhle, Na = Naht.

Metopus spp. sensu lato

Die 8 Arten der Gattung *Metopus* in der Liste von SLADECEK et al. (1981) werden gemeinsam behandelt, da sie (und auch alle anderen Arten der Familie) wegen der anaeroben Lebensweise dieselbe saprobielle Einstufung haben (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung zur Gruppe). Für die Praxis ist daher eine Bestimmung zur Art, die auch für Spezialisten schwierig ist, nicht erforderlich. Außerdem bedürfen die meisten Taxa einer ausführlichen Wiederbeschreibung. Der bisher nur marin sicher nachgewiesene *M. contortus* (QUENNERSTEDT, 1867) KAHL, 1932 (Abb. 13-17) wird aus der Liste der Indikatororganismen gestrichen.

KAHL (1932a) vereinigte alle hier angeführten Arten in der Gattung *Metopus*, ordnete sie aber verschiedenen Gruppen zu. JANKOWSKI (1964a,b) aktivierte die von STOKES (1887a) beschriebene Gattung *Bothrostoma* (Körper wenig tordiert, Abb. 73) und errichtete die Untergattungen *Metopus* (für Arten die *M. es* ähneln; vorderer Körperabschnitt deutlich tordiert und meist kürzer als der hintere, Abb. 1) und *Urostomides* (für Arten die *M. striatus* ähneln; vorderer Körperabschnitt deutlich tordiert und meist wesentlich länger als der hintere, Abb. 47). Weiters errichtete JANKOWSKI (1964a,b) die Gattung *Brachonella* mit den Untergattungen *Brachonella* (vorderer Körperabschnitt viel größer als hinterer, adorale Membranellenzone beschreibt eine Schraubenlinie, Abb. 63) und *Atopospira* (vorderer und hinterer Körperabschnitt etwa gleich groß, adorale Membranellenzone beinahe ringförmig). Wir folgen der heute weitgehend anerkannten Systematik von JANKOWSKI (1964b).

Metopus es (MUELLER, 1776) LAUTERBORN, 1916 (Abb. 1-4v, 5-11)

1776 *Trichoda s.* MÜLLER, Zoologiae Danicae, p. 281 (ohne Abbildung).
1858 *Metopus sigmoides* CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 255 (Synonym).
1916 *Metopus es* - LAUTERBORN, Verh. naturh.-med. Ver. Heidelb., 13: 452 (kombinierender Autor).
1928 *Metopus sigmoides* CL. L. - WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 204 (Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Metopus es* O. F. MÜLLER, 1786 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 416 (Revision).
1959 *Metopus sigmoides* CLAPAREDE et LACHMANN 1858 - SCHULZE, Arch. Protistenk., 103: 378 (Wiederbeschreibung und Ökologie).
1962 *Metopus es (sigmoides)* CLAPAREDE & LACHMANN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 295 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Metopus es* (O. F. M., 1786) KAHL, 1932 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 188 (ausführliche Wiederbeschreibung).
1976 *Metopus es* (O. F. MÜLLER) KAHL 1932 - SCHMALL, Diplomarbeit Univ. Bonn, p. 27 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Metopus fuscus KAHL, 1927 (Abb. 18-26, 82, 83)

1927 *Metopus fuscus* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 147.
1932 *Metopus fuscus* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 413 (Revision).
1964 *Metopus fuscus* KAHL, 1927 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 192 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Metopus ovalis KAHL, 1927 (Abb. 27-30, 79, 84-87)

1927 *Metopus ovalis* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 142.
1932 *Metopus ovalis* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 418 (Revision).

Metopus spinosus KAHL, 1927 (Abb. 34-44, 94)

1927 *Metopus spinosus* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 149.
1932 *Metopus spinosus* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 416 (Revision; trennt sie von der Salzwasserform *M. caudatus* DA CUNHA [Abb. 42] durch den scharf abgesetzten Schwanzstachel und den limnischen Fundort).
1964 *Metopus caudatus* DA CUNHA, 1915 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 196 (ausführliche Wiederbeschreibung; synonymisiert damit *M. attenuatus* PENARD [= *M. caudatus* PENARD] und *M. spinosus* KAHL).

Metopus striatus MCMURRICH, 1884 (Abb. 4w, x, 45-62, 88-93, 97, 98)

1884 *Metopus striatus* MCMURRICH, Am. Nat., 18: 830.
1932 *Metopus striatus* MCMURRICH, 1884 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 421 (Revision).
1964 *Metopus striatus* MCMURRICH, 1884 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 201 (ausführliche Wiederbeschreibung; synonymisiert damit alle Arten der Gruppe IV in KAHL 1932a wie *Metopides acuminatus* STOKES, *Metopus bacillatus* LEVANDER, *M. acutus* KAHL).

Brachonella spiralis (SMITH, 1897) JANKOWSKI, 1964 (Abb. 63-71, 99-112)

1894 *Metopus contortus* LEVANDER, Acta Soc. Fauna Flora fenn., 9: 19, 36 (älteres Synonym, das wegen sekundärer Homonymie mit *M. contortus* (QUENNERSTEDT, 1867) KAHL, 1932 verworfen wurde).
1897 *Metopus spiralis* SMITH, Trans. Am. microsc. Soc., 19: 62.
1928 *Metopus contortus* LEV. - WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 204 (Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Metopus spiralis* SMITH, 1897 - KAHL, Tierwelt Dtl., 32: 423 (Revision).
1959 *Metopus contortus* LEVANDER 1894 - SCHULZE, Arch. Protistenk., 103: 386 (Wiederbeschreibung und Ökologie).
1962 *Metopus contortus* LEVANDER - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 297 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Brachonella spiralis* (SMITH, 1897) JANKOWSKI, 1964 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 210 (ausführliche Wiederbeschreibung; kombinierender Autor).
1986 *Brachonella spiralis* (SMITH, 1897) - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 381 (Wiederbeschreibung einer afrikanischen Population nach Silberimprägnation).

Bothrostoma undulans STOKES, 1887 (Abb. 72-78)

1887 *Bothrostoma undulans* STOKES, Proc. Am. phil. Soc., 24: 248.
1932 *Metopus (Bothrostoma) undulans* STOKES, 1887 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 407 (Revision).
1964 *Bothrostoma undulans* STOKES, 1887 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 207 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Morphologie

1) Größe in vivo von 50-90 x 18-22 µm (*M. spinosus*) bis 180-300 x 60-80 µm (*M. fuscus*).

2) Gestalt gestreckt (*Bothrostoma*; Abb. 72-78); schlank bis breit ellipsoid und Vorderende nach links gebogen, wodurch eine mehr oder weniger stark ausgeprägte praeorale Kuppe entsteht (*Metopus*; Abb. 1, 4b, p-r, t-x, 7, 21, 27, 34, 47, 79, 83, 84, 88); steinpilzförmig (*Brachonella*; Abb. 65, 70, 99, 109). Einige Arten sind geschwänzt (Abb. 35, 46, 62, 88, 94).

3) Makronucleus kugelig bis ellipsoid annähernd in Körpermitte (Abb. 1, 4k, 26, 42, 47, 63, 77, 92, 107).

4) Kontraktile Vakuole stets im Hinterende (Abb. 1, 4i, 78, 87, 92, 106).

5) Dicht unter der Pellicula häufig farblose oder gelbliche Granula und/oder Stäbchen (Mucocysten), die ausgestoßen werden können und eine mehr oder weniger umfangreiche Hülle bilden (Abb. 4e, 29, 45, 52, 75, 82, 88, 92, 97, 98, 110). Nahe dem Vorderende bei vielen Arten ein Haufen stark lichtbrechender Granula, die bei kleiner Vergrößerung einen "dunklen Fleck" bilden (Abb. 1, 4b, 6, 66, 86, 100, 111).

6) Etwa 12-14 (*B. undulans*, *M. spinosus*) bis 45-50 (*M. fuscus*) Wimpernreihen, die meist aus paarig angeordneten Wimpern aufgebaut sind (Abb. 4s); unterhalb der Membranellenzone und dorsal verlaufen die Reihen annähernd longitudinal, oberhalb der Membranellenzone mehr oder weniger deutlich spiralig (Abb. 1, 4e, k, l, p-r, u-x, 12, 26, 43, 47, 63, 74, 77, 99, 110). Am Rand der Kuppe (parallel zur Membranellenzone) 3-5 "perizonale" Wimpernreihen, d. h. ein auffallendes Band metachron schlagender Wimpern (Abb. 1, 4d, m, q, t-x, 12, 66, 79, 102, 109). Am Hinterende oft mehrere verlängerte Wimpern (Abb. 14, 31, 51, 64, 73, 78, 102).

7) Adorale Membranellenzone kaum tordiert und etwa halbkörperlang (*Bothrostoma*; etwa 14 Membranellen; Abb. 78); kaum bis mäßig stark tordiert und etwa 1/3- bis 2/3körperlang (*Metopus*; etwa 25-50 Membranellen; Abb. 1, 4d, n, o, u, w, 26, 47, 79, 83, 88); sehr stark tordiert und fast körperlang (*Brachonella*; etwa 75 Membranellen; Abb. 63, 64, 101). Undulierende Membran sehr groß (*Bothrostoma*; Abb. 73) oder unauffällig (*Metopus*, *Brachonella*; Abb. 3, 4t, v-x, 66, 103).

8) Cytoplasma mit endosymbiontischen Bakterien (Abb. 4c, 108; → Einleitung zur Gruppe).

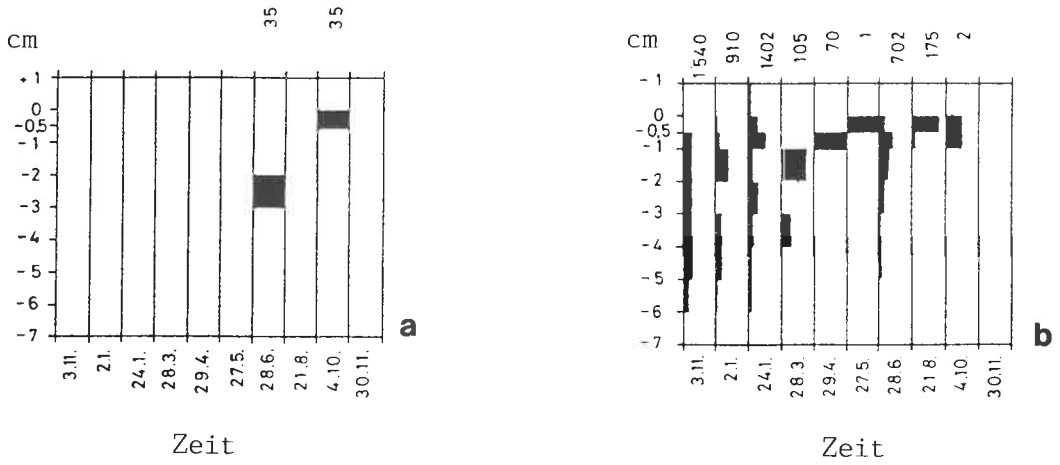
Verwechslungsmöglichkeiten

Metopus-Arten sind wegen der meist auffallenden praeoralen Kuppe und der schräg über den Körper verlaufenden adoralen Membranellenzone (Unterschied zu → *Colpidium* [Bd. III], → Chilodonellidae s. l. [Bd. I] und → *Colpoda* [Bd. I]), die bereits bei kleiner Vergrößerung als helles, flimmerndes Band erscheint, leicht zu erkennen. *Bothrostoma undulans* läßt sich von → *Blepharisma*-Arten sehr einfach durch die auffallenden Caudal-Wimpern unterscheiden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7, 8 (Bakterien nicht mit stäbchenförmigen corticalen Extrusomen verwechseln!) wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und manchmal auch zahlreich in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm bis 16 cm Tiefe, Schlamm-Wasser-Kontaktzone, Freiwelle) des Süßwassers und des Meeres (ELLIOTT & BAMFORTH 1975, FENCHEL 1975, FENCHEL & RIEDL 1970, RECK 1987, REINNARTH 1979, → Ökogramme). In stehenden und sehr langsam fließenden Gewässern (Falllaubtümpel, Teiche, Seen, Staugewässer, Altwässer) viel häufiger als in rasch fließenden, wo sie vorwiegend in den Faulschlammbänken lenitischer Bereiche leben. Unsere Abbil-

dungen 79-113 stammen von Populationen aus einem Fallaubtümpel bei Seekirchen, Salzburg; *M. es* fanden wir in einem Faulgrubenüberlauf in Ibm, Oberösterreich (Abb. 4b-u). In stehenden Gewässern findet man Metopiden oft in der mehr oder weniger breiten Schicht, wo H_2S und O_2 gemeinsam vorkommen (SCHULZE 1959), d. h. sie leben im Hypolimnion unterhalb jener Zone, wo → *Spirostomum* und → *Loxodes* (Bd. IV) dominieren (BEAVER & CRISMAN 1989). Immer mit anderen anaeroben Protozoen vergesellschaftet, z. B. *Pelomyxa*, → *Caenomorpha*, → *Discomorphella*, → *Epalxella*, → *Plagiopyla* (Bd. IV). *Metopus* spp. kommt auch in oligosaproben Schwefelquellen vor, dann aber nie gemeinsam mit → *Trimyema* (Band IV) oder → *Hexotricha* (Band IV), da letztere hochmolekulare, abbaubare Substanzen benötigen (LIEBMANN 1962). Abundanzmaxima: 34 Ind./10 ml (*M. es*; FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO 1979); 88 Ind./l im H_2S-reichen Hypolimnion des eutrophen Plußsees bei Plön, Deutschland (*M. es*; RECK 1987); 200 Ind./ml in einem Modellgewässer (*M. es*; SCHMALL 1976); 1402 Ind./cm^2 im Sediment des Bonner Heinrichsweihers (*Brachonella spiralis*; REINNARTH 1979, → Ökogramm b); 74 Ind./cm^2 in 22 m Tiefe in der anaeroben Sediment-Wasser-Kontaktzone eines Sees in Israel (*B. spiralis*; MADONI 1990).



Ökogramme (aus REINNARTH 1979). Vertikalverteilung von *Metopus es* (a) und *Brachonella spiralis* (b) im eutrophen Heinrichsweiher in Bonn. Die Zahlen über den Feldern geben die Ind./cm^2 an (Summe der Individuen aller Schichten) und die volle Breite eines Feldes entspricht jeweils 100 %.

Zahlreiche Nachweise aus Anlagen zur anaeroben Abwasser- und Schlammbehandlung (LACKEY 1925, LIEBMANN 1936, WAGENER 1989, WAGENER et al. 1986), aus Faulschlamm-Horizonten von Tropfkörpern (LIEBMANN 1962, WENINGER 1970), aus dem Belebtschlamm (BIERNACKA 1959, KUTIKOWA 1984) und aus Scheibentauchkörpern (MADONI & GHETTI 1981b). Regelmäßig auch in Sandfängen und im Schlamm der Kanalwände (WENINGER 1964); frisches Abwasser wird jedoch gemieden (LIEBMANN 1962).

Marin wurden bisher nachgewiesen (aber nicht sicher belegt): *Bothrostoma undulans*, *Metopus caudatus* und *M. es* (PATTERSON et al. 1989). Nachweise von *M. es* aus terrestrischen Biotopen beruhen wohl auf Verwechslungen mit *M. hasei* oder *M. rectus* (FOISSNER 1980b, 1987b, VARGA 1960). Verbreitung von *Metopus* kosmopolitisch (exkl. Antarktis).

Spezielle autökologische Daten: Metopiden fressen überwiegend Bakterien (Rhodobakterien wie *Thiospirillum* und *Chromatium*), aber auch kleine Flagellaten, Grünalgen und Detritus (BICK 1957, 1972, FENCHEL 1968, FINLAY et al. 1988). Nach SCHULZE (1959) werden von *B. spiralis* auch *Nitzschia*- und *Navicula*-Arten ingestiert. Schwimmgeschwindigkeit von *M. es* etwa 0.5 mm/s (SCHULZE 1959). Biomasse von 10^6 Individuen 95 mg (*M. es*; DILLON & HOBBS 1973), 50 mg (*M. striatus*; VAN BRUGGEN et al. 1983), 15 mg (*M. spinosus*) bzw. 500 mg (*M. fuscus*; eigene Berechnungen aus der mittleren Größe). Generationszeiten: *Metopus contortus* etwa 60 h (Kultur bei 20 °C, pH 7; FENCHEL & FINLAY 1990); *M. striatus* 15-22 h (Kultur bei 37 °C in Mineral-

wasser mit H_2/CO_2 oder Format als der einzigen Energie- und Kohlenstoffquelle; VAN BRUGGEN et al. 1984). Vorkommen bei einem Redoxpotential bis -300 mV und 530 mg/l H_2S (ELLIOTT & BAMFORTH 1975, TUCOLESCO 1962b). WAGENER (1989) fand *M. es* im Schlamm eines 1 m tiefen Nachklärbeckens einer Belebungsanlage mehr oder weniger gleichmäßig über eine Schlammtiefe von 0 bis 28 cm verteilt. Bereits in 1 cm Tiefe war kein Sauerstoff mehr nachweisbar, die H_2S-Konzentration stieg von 80 mM (2.7 g/l) in 2 cm Tiefe auf 360 mM (12.3 g/l) in 26 cm Tiefe. Mindestgehalt an H_2S für die Kultur von *Metopus contortus* 10 mg/l (DYER 1989). HEMPSTEAD & JAHN (1940) fanden in einem Sumpfgebiet *Metopus*-Arten nur bei >3.7 mg/l H_2S. Obere Temperaturgrenze 45 °C (*M. es*; ISSEL 1901). Letale Dosis von Tetanustoxin 3 mg/l (*M. es*; PHILPOTT 1932).

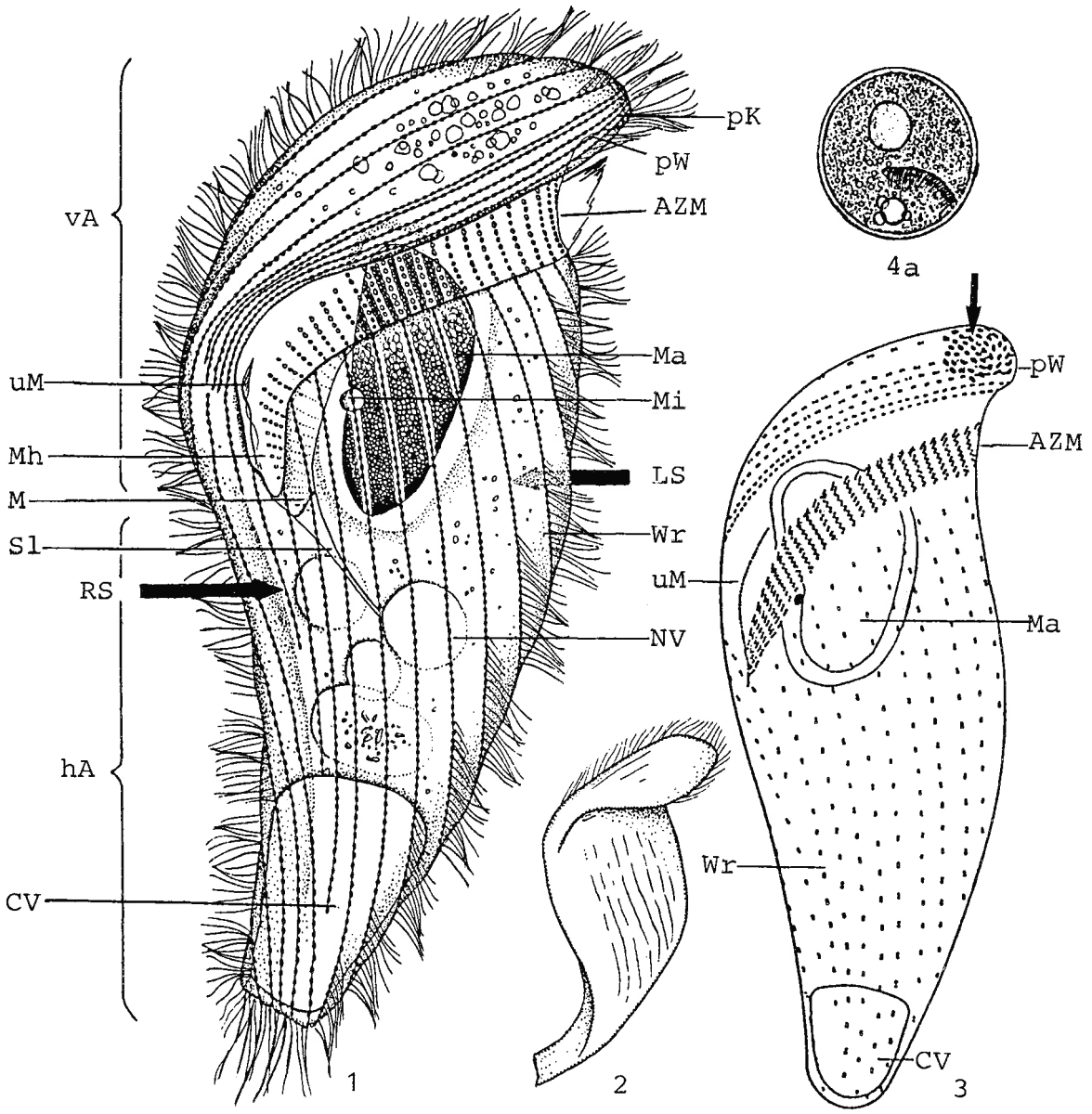
Metopus contortus überlebt 100 % Sauerstoffsättigung in reinem, sterilem Meerwasser etwa 20 h, die Autofluoreszenz der endosymbiontischen Methanbakterien verschwindet dabei reversibel innerhalb von 5 min. 1-2 % Sauerstoffsättigung werden sehr viel länger überlebt, es erfolgt jedoch kein Wachstum. Bei dieser Konzentration kommt es auch noch zu keiner Schädigung der Methanbakterien. 5 μM H_2O_2 töten *M. contortus* nach 40-60 min (FENCHEL & FINLAY 1990).

Auf eine Zusammenstellung der Grenzwerte des Vorkommens wird verzichtet, da sich besonders die Daten aus Fließgewässern offensichtlich nicht auf die Mikrohabitate der Metopiden (d. h. die anaeroben Schlammablagerungen), sondern auf den Zustand der Freiwelle beziehen.

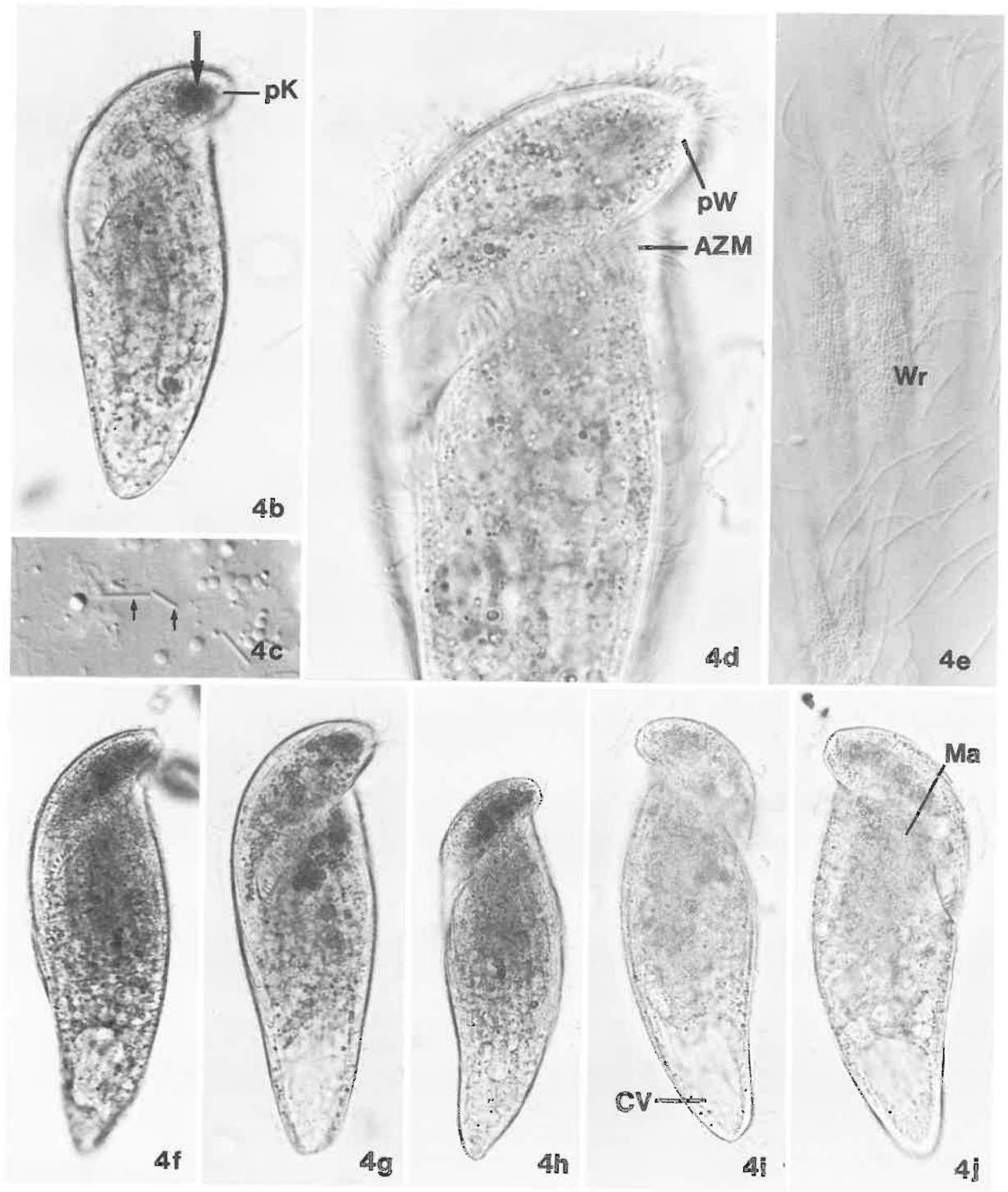
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität von *Bothrostoma undulans*, *Brachonella spiralis*, *M. fuscus*, *M. ovalis*, *M. spinosus*, *M. striatus*); p-i; a = 1, p = 9, I = 5, SI = 3.9E (für die Limnosaprobität von *M. es*, *Metopus* sp.); p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität aller Arten). Weitere Einstufungen: a = 2, p = 8 (für *M. es*) und a = 1, p = 9 (für *M. striatus*; FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO 1979); korrigierter Indexschwerpunkt = 3.69 ± 0.45 (für *M. es*; BUCK 1971).

BICK & KUNZE (1971) schlagen vor, *M. es* als Leitform für die im H_2S-Milieu festgelaufene Umsetzung organischer Substanz zu werten. Diese Charakterisierung trifft auch auf die anderen Metopiden zu. Nach SLADECEK (1973) ist nicht die polysaprobe, sondern die metasaprobe Zone durch eine deutliche H_2S-Anreicherung bis hinauf in den g/l-Bereich (sh. Nachweis von *M. es* bei 360 mM H_2S; WAGENER 1989) und demzufolge durch das Auftreten von H_2S-Indikatoren als Leitorganismen gekennzeichnet. Wir schlagen daher in der Eusaprobität für *Metopus* spp. s. l. folgende Verteilung der Valenzen vor: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. Dies entspricht im wesentlichen auch der Einstufung der Nahrungsbakterien (*Thiospirillum*, *Chromatium*) der Metopiden (SLADECEK et al. 1981). Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E.

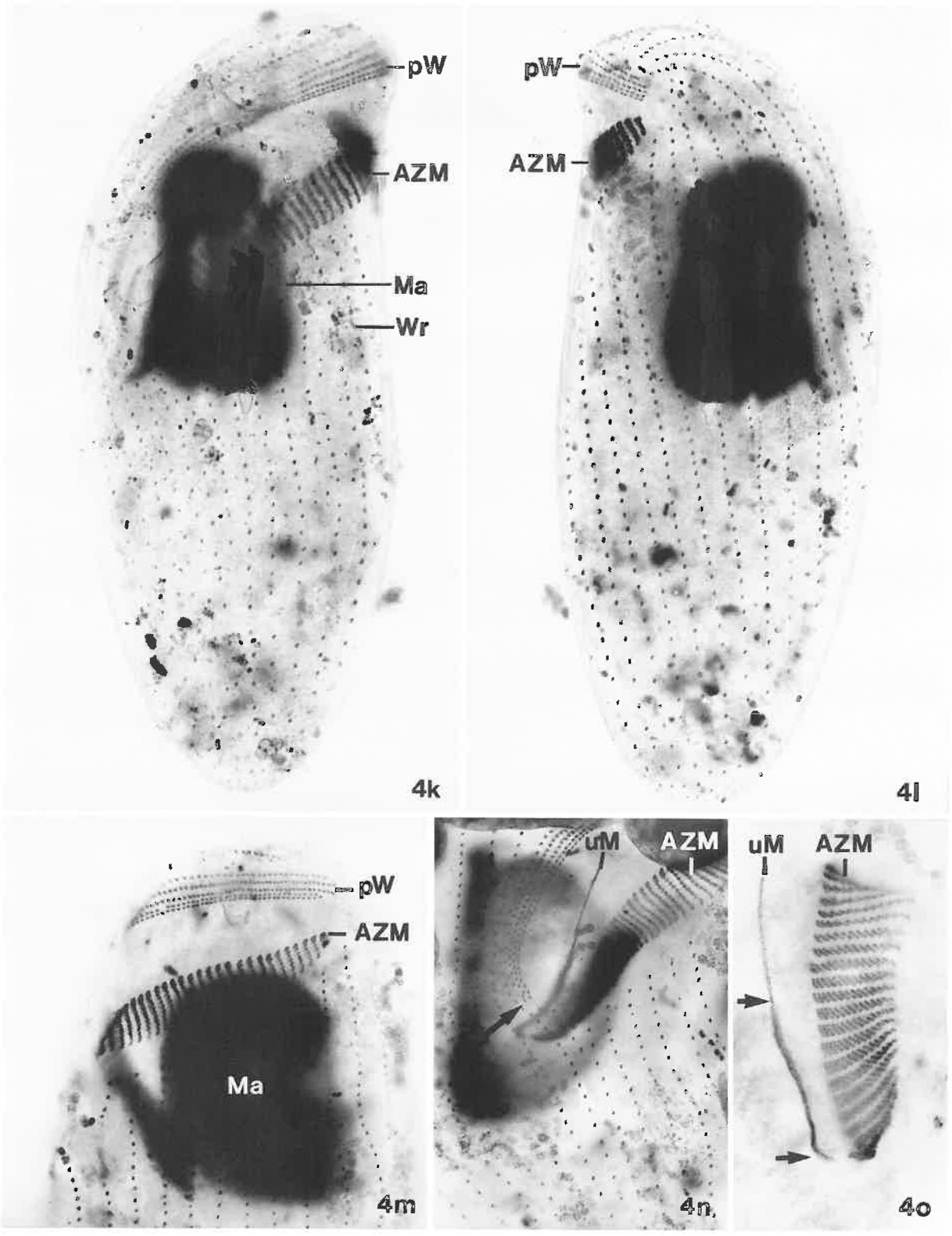
Einzelne Individuen findet man gelegentlich in Proben von beta- bis alphameso- und alphamesosaproben Fließgewässern. Dies ist immer ein sicherer Hinweis auf anaerobe Zonen im Sediment; nur im sauerstofffreien Milieu können sich Metopiden vermehren. Nachweise im Belebtschlamm indizieren z. B. permanente Schlammablagerungen infolge mangelnder Turbulenz oder angefaultes Abwasser.



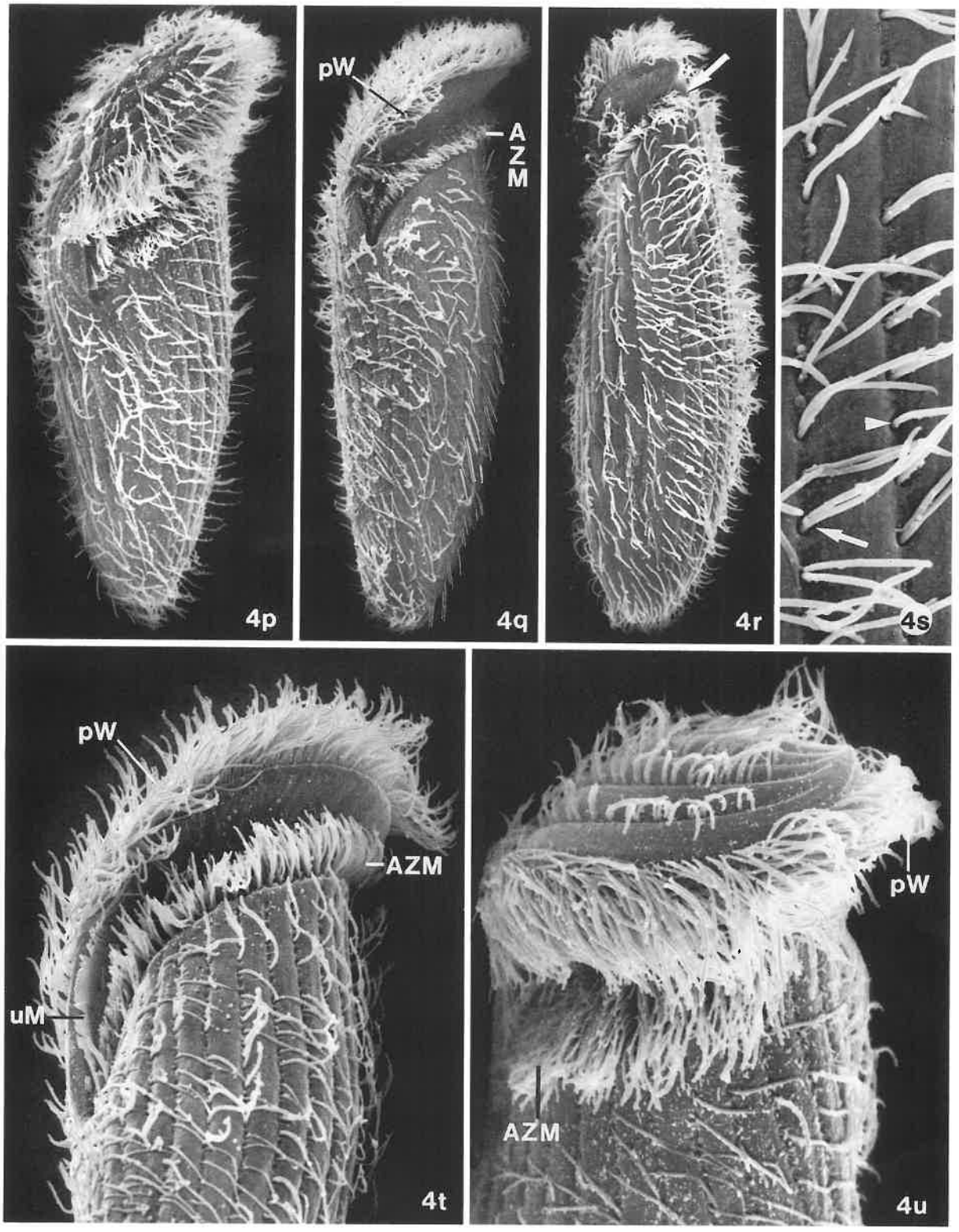
Metopus es (1, aus JANKOWSKI 1964b; 2, nach MÜLLER 1786 aus JANKOWSKI 1964b; 3, aus SCHMALL 1976; 4a, aus STEIN 1867. 1, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 2, 4, in vivo; 3, Protargolimprägnation). **1-3:** Ventralansichten, 120-160 μm, ? μm, 110 μm. Der Pfeil in Abb. 3 weist auf die stark lichtbrechenden Granula, die bei kleiner Vergrößerung einen dunklen Fleck bilden. **4a:** Ruhezyste, 90 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, hA = hinterer Körperabschnitt, LS = linke Seite, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, RS = rechte Seite, Sl = Schlund, uM = undulierende Membran, vA = vorderer Körperabschnitt, Wr = Wimpernreihe.



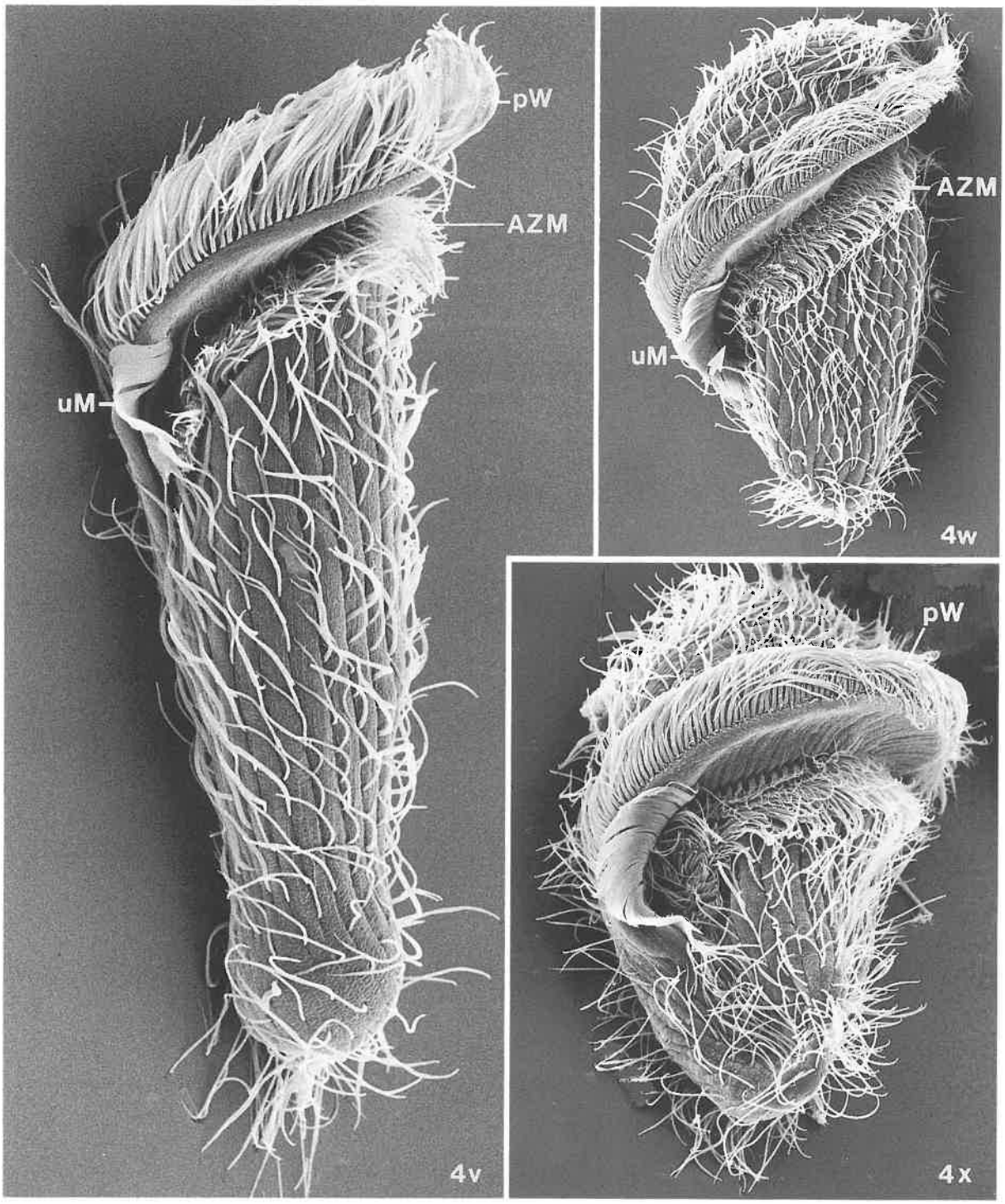
Metopus es (4b-j, Originale. 4b, d, f-j, Fixierung mit Quecksilberchlorid, Hellfeld; c, Lebendaufnahme im Interferenzkontrast; e, Fixierung mit Quecksilberchlorid, Interferenzkontrast). **4b, f-h:** Ventralansichten. In der praeoralen Kuppe liegen zahlreiche, stark lichtbrechende Granula, die bei kleiner Vergrößerung einen dunklen Fleck bilden (Abb. 4b, Pfeil). **4c:** Im Plasma erkennt man 2 Typen von endosymbiontischen Bakterien (Pfeile). **4d:** Charakteristisch für die Gattung *Metopus* ist die quer über den Körper ziehende adorale Membranellenzone und die praeorale Kuppe mit dem mähnenartigen perizonalen Wimpernband. **4e:** Pellicula mit den Wimpernreihen und den zahlreichen, winzigen Extrusomen. **4i, j:** Dorsalansichten. Hier erkennt man die sigmoide Gestalt dieser Art besonders gut. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.



Metopus es (4k-o, Originale; Protargolimprägnation). **4k, l:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite. **4m:** Vorderende mit Beginn der perizonalen Wimpernreihen und der adoralen Membranellenzone. **4n:** Schlundregion. Der Pfeil weist auf das Ende der perizonalen Wimpernreihen. **4o:** Proximales Ende der Mundbewimperung. Die undulierende Membran besteht aus einem vorderen unbewimperten und einem hinteren bewimperten (Pfeile) Teil. AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.



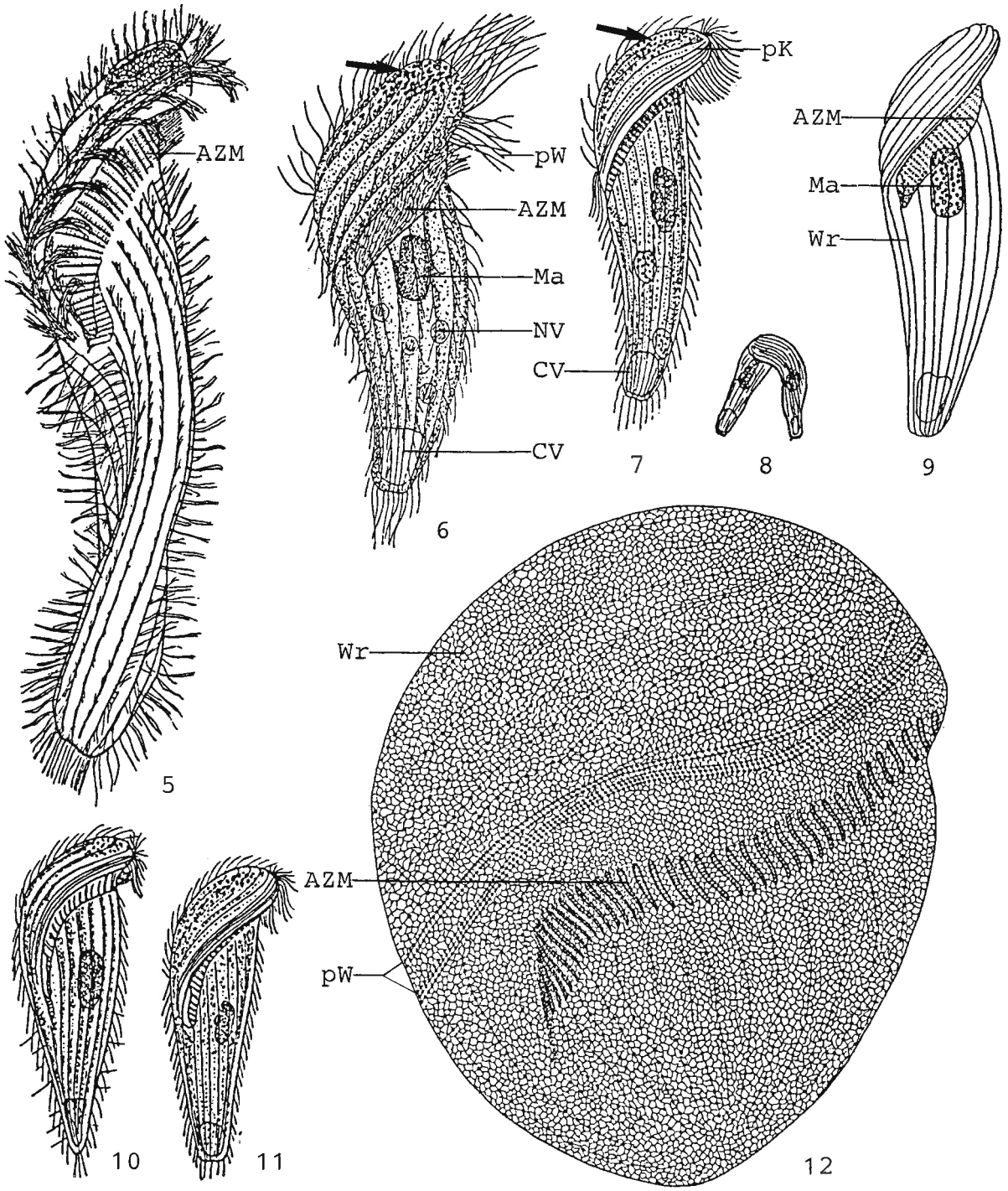
Metopus es im Rasterelektronenmikroskop (4p-u, Originale). **4p, q:** Ventralansichten. **4r:** Lateralansicht. Der Pfeil weist auf das distale Ende der adoralen Membranellenzone. **4s:** Die Wimpernreihen bestehen aus einzelnen (Pfeilspitze) und paarigen Wimpern (Pfeil). **4t:** Vordere Körperhälfte in Ventralansicht. **4u:** Praeorale Kuppe. AZM = adorale Membranellenzone, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran.



***Metopus* sp.** im Rasterelektronenmikroskop (wahrscheinlich *M. es.* 4v, unveröffentlichte Aufnahme von Prof. C.F. Bardele). **4v:** Ventralansicht.

***Metopus* sp.** im Rasterelektronenmikroskop (wahrscheinlich *M. striatus.* 4w, x, unveröffentlichte Aufnahmen von Prof. C.F. Bardele). **4w, x:** Ventralansichten. Der Pfeil in Abb. 4w weist auf den Eingang zur Mundhöhle.

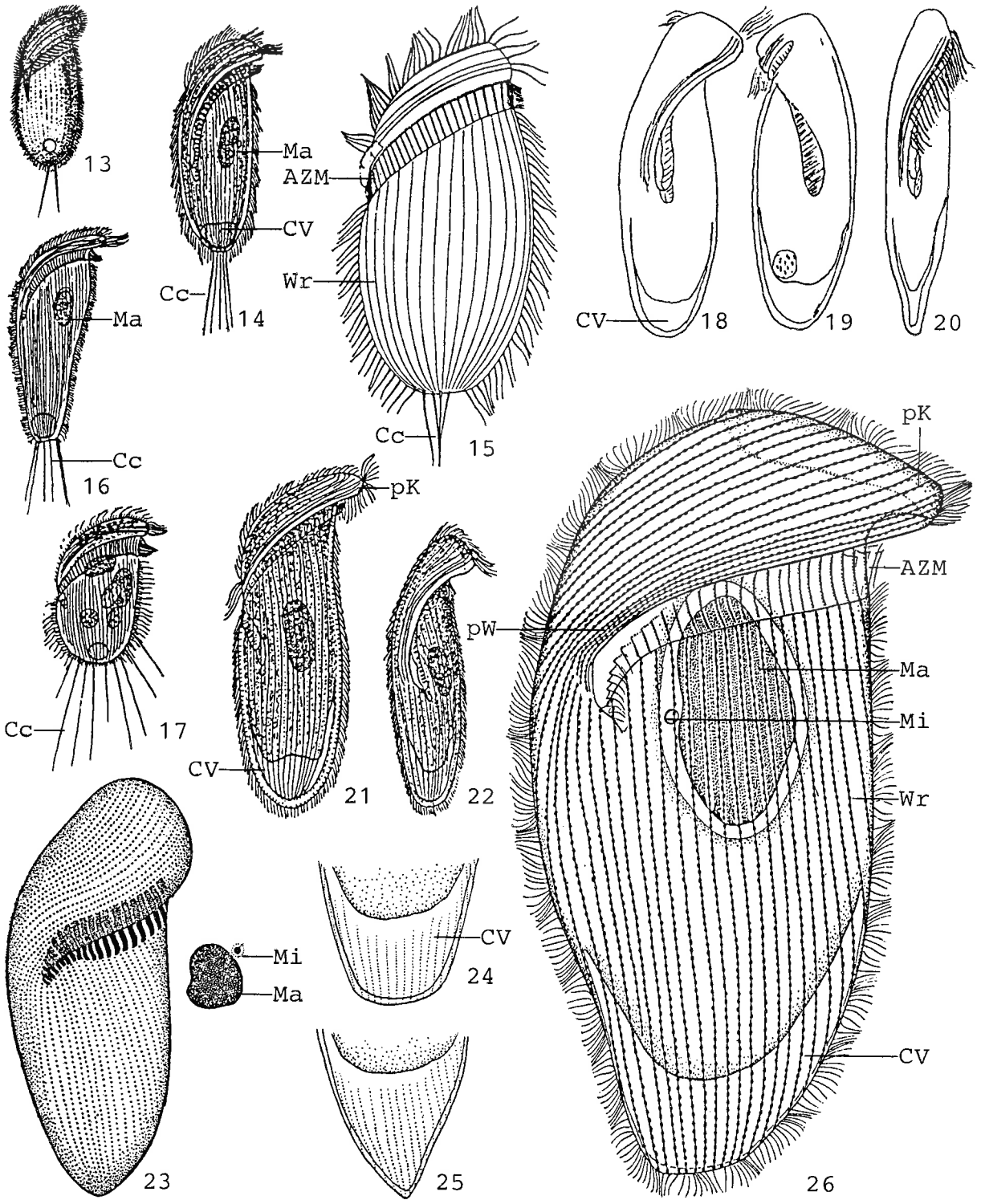
AZM = adorale Membranellenzone, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran.



Metopus es (5, aus SCHULZE 1959; 6, aus LIEBMANN 1962; 7, 8, 10, 11, aus KAHL 1932a; 9, aus WETZEL 1928b. 5, Fixierung mit Formaldehyd; 6-11, in vivo). **5-7, 9:** Ventralansichten, 120 μm, ? μm, 150 μm, ? μm. Vorne findet sich meist eine Ansammlung stark lichtbrechender Granula (Pfeile). **8:** Konjugation. **10:** *Metopus es* var. *pinguis* KAHL, 150 μm. **11:** *Metopus es* var. *rectus* KAHL, 120 μm.

Metopus pulcher (12, aus KLEIN 1930). **12:** Bewimperung und Silberliniensystem der Ventralseite, trockene Silbernitratimprägnation, 100 μm.

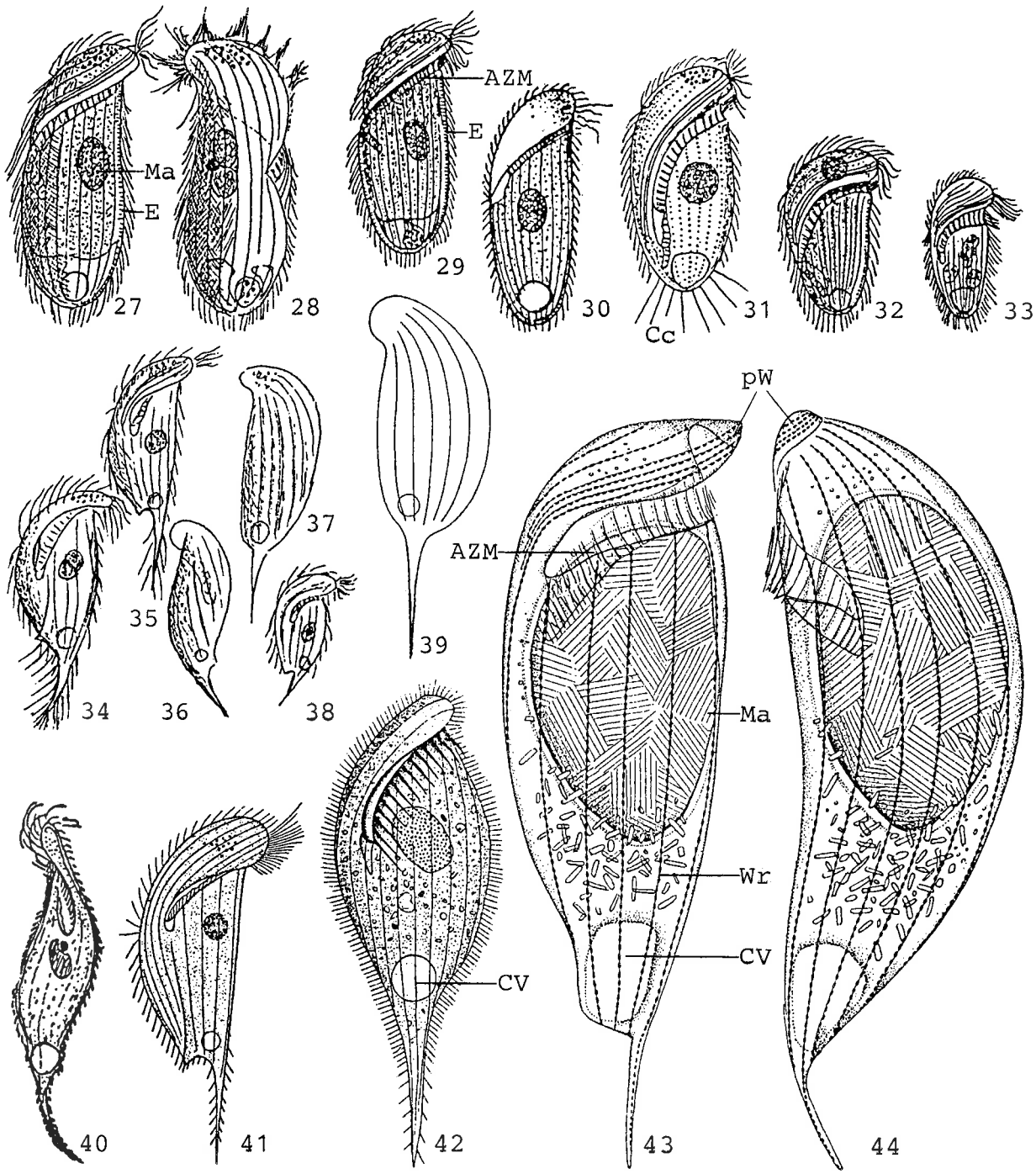
AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.



Metopus contortus, eine Salzwasserform (13, nach QUENNERSTEDT 1867 aus KENT 1882; 14, 16, 17, aus KAHL 1932a; 15, aus BORROR 1963. 13, 14, 16, 17, in vivo; 15, nasse Silbernitratimprägnation). **13-15:** Ventralansichten, 86 μm, 130 μm, 100 μm. Beachte die verlängerten Caudal-Wimpern. **16:** *Metopus contortus* f. *major* KAHL, 230 μm. **17:** *Metopus contortus* var. *pellitus* KAHL, 90 μm.

Metopus fuscus (18-22, aus KAHL 1927, 1932a; 23, aus ALEKPEROV 1983b; 24-26, aus JANKOWSKI 1964b. 18-22, in vivo; 23, nasse Silbernitratimprägnation; 24-26, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **18-20:** Skizzen eines rotierenden Exemplars. **21, 23, 26:** Ventralansichten, 250 μm, 160 μm, 190-220 μm. Die Population von ALEKPEROV stammt aus einem Fischteich in Aserbaidschan. **22:** Lateralansicht, 180-250 μm. **24, 25:** Kontraktile Vakuole in Ventral- und Lateralansicht.

AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.

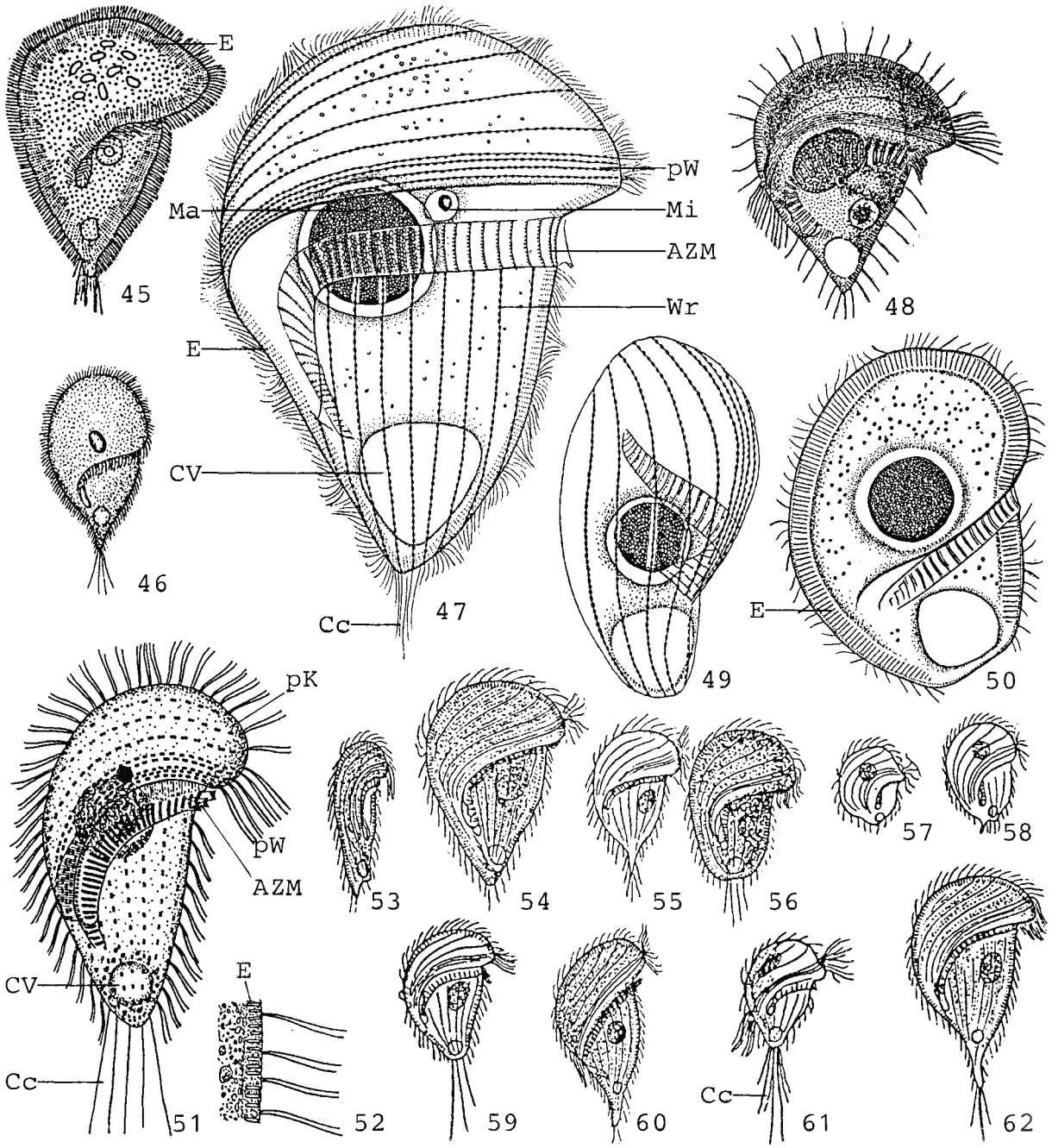


Metopus ovalis in vivo (27-29, aus KAHL 1927, 1932a; 30, aus VUXANOVICI 1962). **27, 29, 30:** Ventralansichten, 100-150 μm, 150 μm, 120 μm. **28:** Dorsalansicht, 100-150 μm.

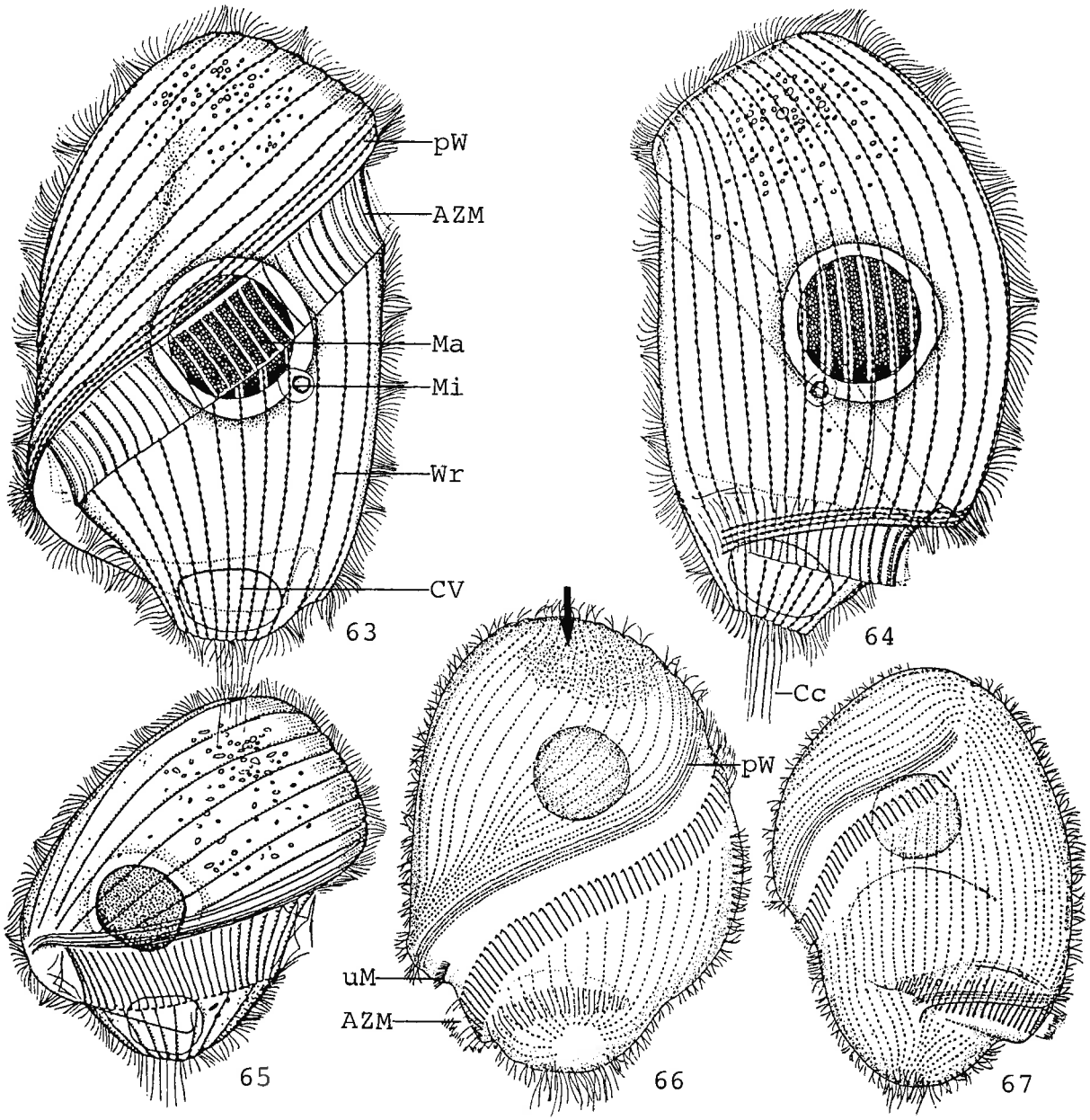
Metopus pulcher (31), ***Metopus pulcher*** var. ***tortus*** (32) und ***Metopus barbatus*** (33). Ventralansichten aus KAHL (1932a) in vivo, 100 μm, 80 μm, 65 μm.

Metopus spinosus (34-38, aus KAHL 1927; 39, 41, aus WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935, vielleicht Nachzeichnungen der Abb. 35, 37; 40, aus PENARD 1922; 42, aus DA CUNHA 1916; 43, 44, aus JANKOWSKI 1964b. 34-42, in vivo; 43, 44, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **34-44:** Ventral- und Dorsalansichten, 34-38 = 40-60 μm, 80 μm, 60-90 μm, 80 μm, 90-100 μm, 43, 44 = 70-90 μm. Beachte das schwanzförmige Körperende (vgl. Abb. 94). Der abnorm große Makronucleus des in Abb. 43, 44 dargestellten Exemplars ist mit Bakterien infiziert.

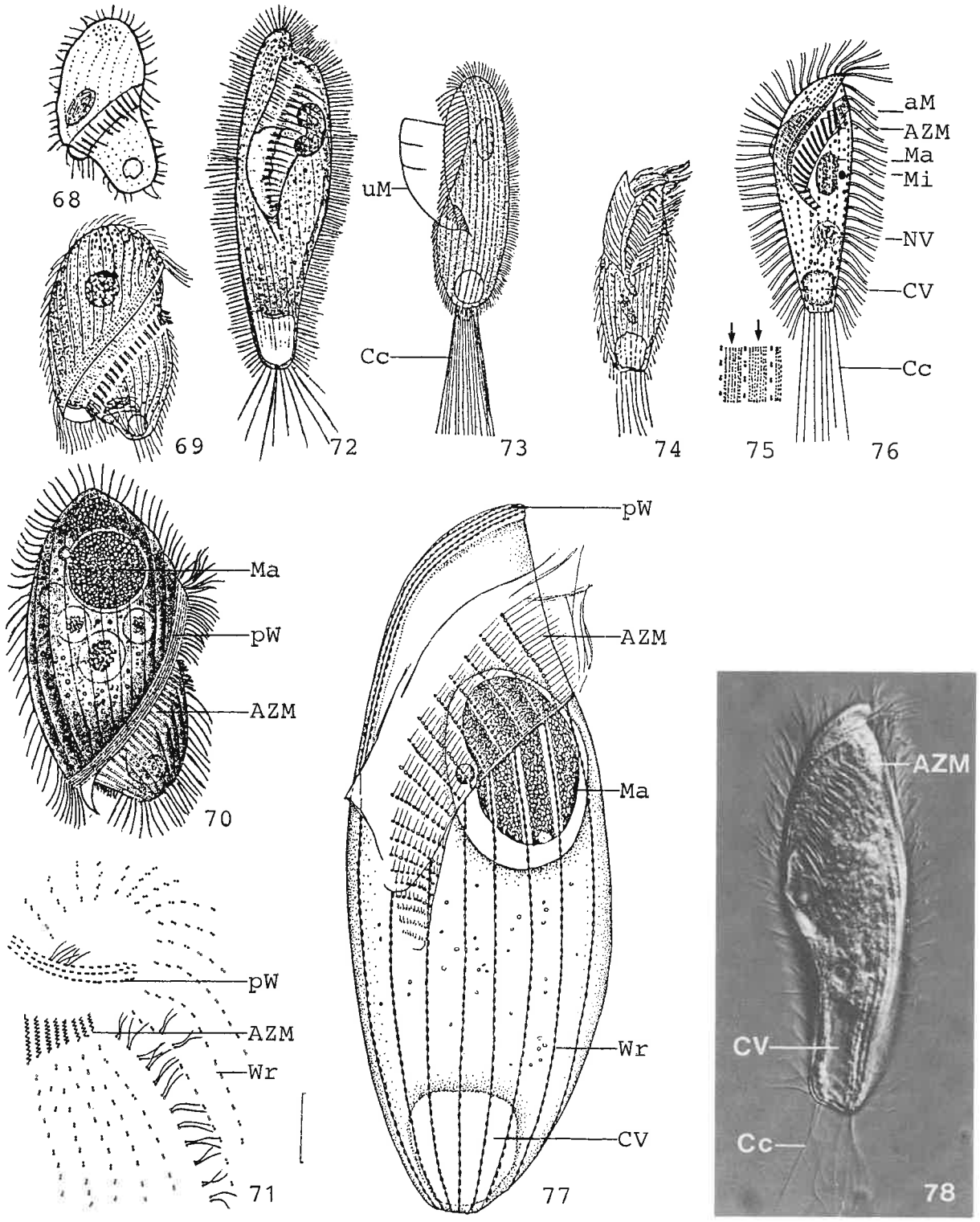
AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.



Metopus striatus s. l. (45, aus MCMURRICH 1884; 46, aus STOKES 1886b; 47, 49, 50, aus JANKOWSKI 1964b; 48, aus LEVANDER 1894b; 51, 52, aus FOISSNER 1980b; 53-62, sämtliche Arten der Gruppe IV aus KAHL 1932a, die von JANKOWSKI 1964b mit *M. striatus* synonymisiert werden. 45, 46, 48, 51-62, in vivo; 47, 49, 50, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **45-48, 51:** Ventralansichten, 80 µm, 60 µm, 80-130 µm, 70 µm, 100 µm. **49, 50:** Hungernde Individuen in Lateral- und Ventralansicht. **52:** Teil der Pellicula in Lateralansicht. **53, 54:** *Metopus bacillatus* LEVANDER in Lateral- und Ventralansicht, 70-160 µm. **55:** *Metopus acuminatus* (STOKES), 70 µm. **56:** *Metopus pullus* KAHL, 80 µm. **57:** *Metopus denarius* KAHL, 40 µm. **58:** *Metopus dentatus* KAHL, 60 µm. **59:** *Metopus minimus* KAHL, 50 µm. **60:** *Metopus acutus* KAHL, 120 µm. **61:** *Metopus gibbus* KAHL, 30 µm. **62:** *Metopus striatus* MCMURRICH, 100 µm. AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.



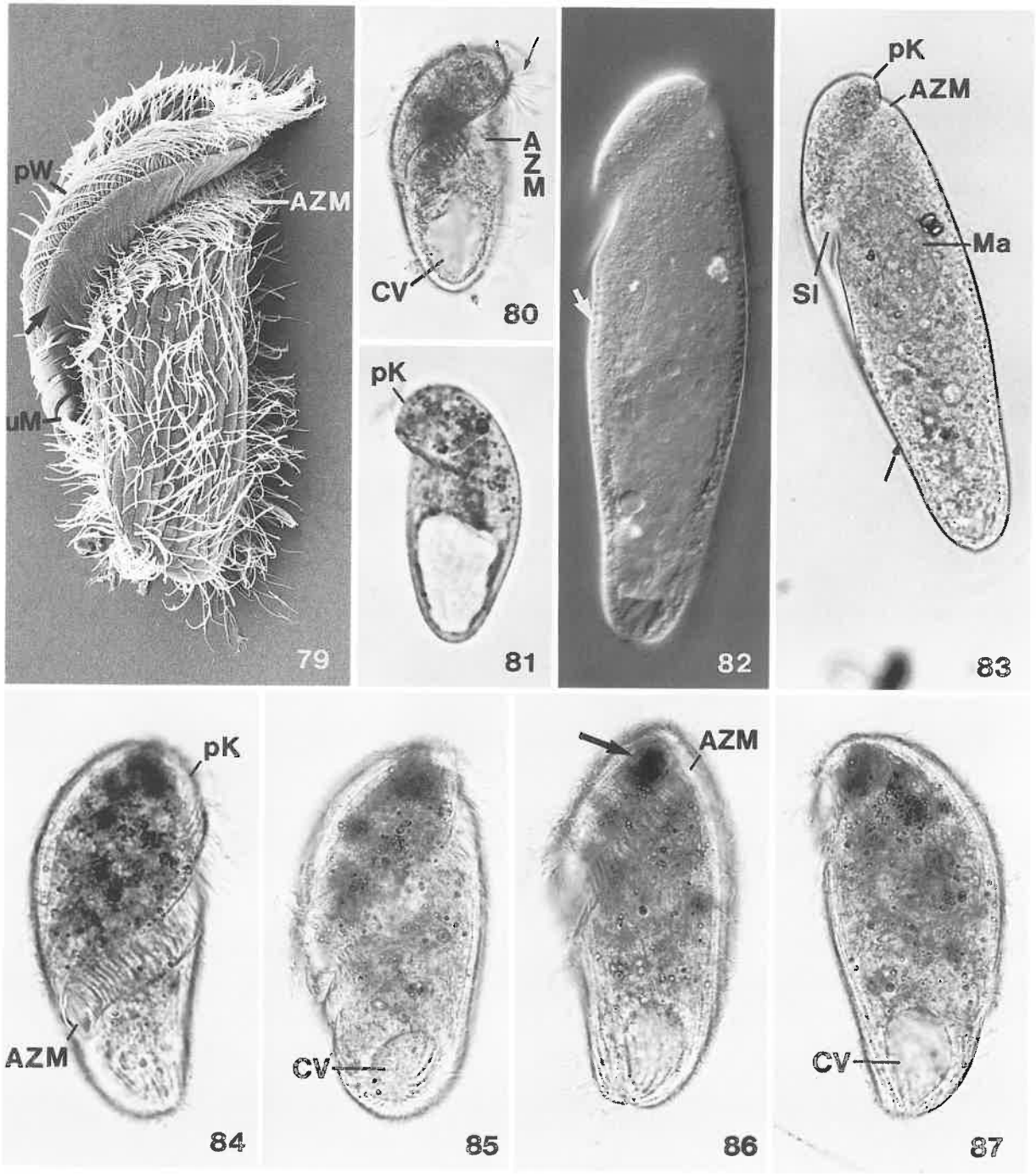
Brachonella spiralis (63-65, aus JANKOWSKI 1964b; 66, 67, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986. 63-65, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 66, 67, Protargolimprägnation). **63, 66:** Ventralansichten, 75-140 μm, 120 μm. Beachte die riesige adorale Membranellenzone, die 1 Umgang beschreibt und fast bis zum Hinterende reicht. Der Pfeil in Abb. 66 weist auf die stark lichtbrechenden Granula, die bei kleiner Vergrößerung als dunkler Fleck erscheinen (vgl. Abb. 99-103). **64, 67:** Dorsalansichten, 75-140 μm, 110 μm. **65:** Gedrungenes Exemplar. AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Brachonella spiralis (68, aus SMITH 1897; 69, aus KAHL 1932a; 70, aus LEVANDER 1894b; 71, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986. 68-70, in vivo; 71, Protargolimprägnation). **68-70:** Ventralansichten, 85 μm, 120 μm, 65 μm. **71:** Bewimperung am Vorderende (vgl. Abb. 67), Maßstrich 10 μm.

Bothrostoma undulans (72, aus MERMOD 1914; 73, aus STOKES 1887a; 74, aus KAHL 1932a; 75, 76, aus FOISSNER 1980b; 77, aus JANKOWSKI 1964b; 78, aus WAGENER et al. 1986. 72-76, in vivo; 77, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 78, Interferenzkontrast). **72, 76, 77, 78:** Ventralansichten, 80-110 μm. Beachte die große undulierende Membran und die sehr langen Caudal-Wimpern. **73:** Lateralansicht, 96 μm. **74:** *Metopus undulans* var. *major* KAHL mit bräunlichen Extrusomen, 150 μm. **75:** Teil der Pellicula in Draufsicht. Zwischen den Wimpernreihen viele farblose Granula (Pfeile).

aM = adorale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.

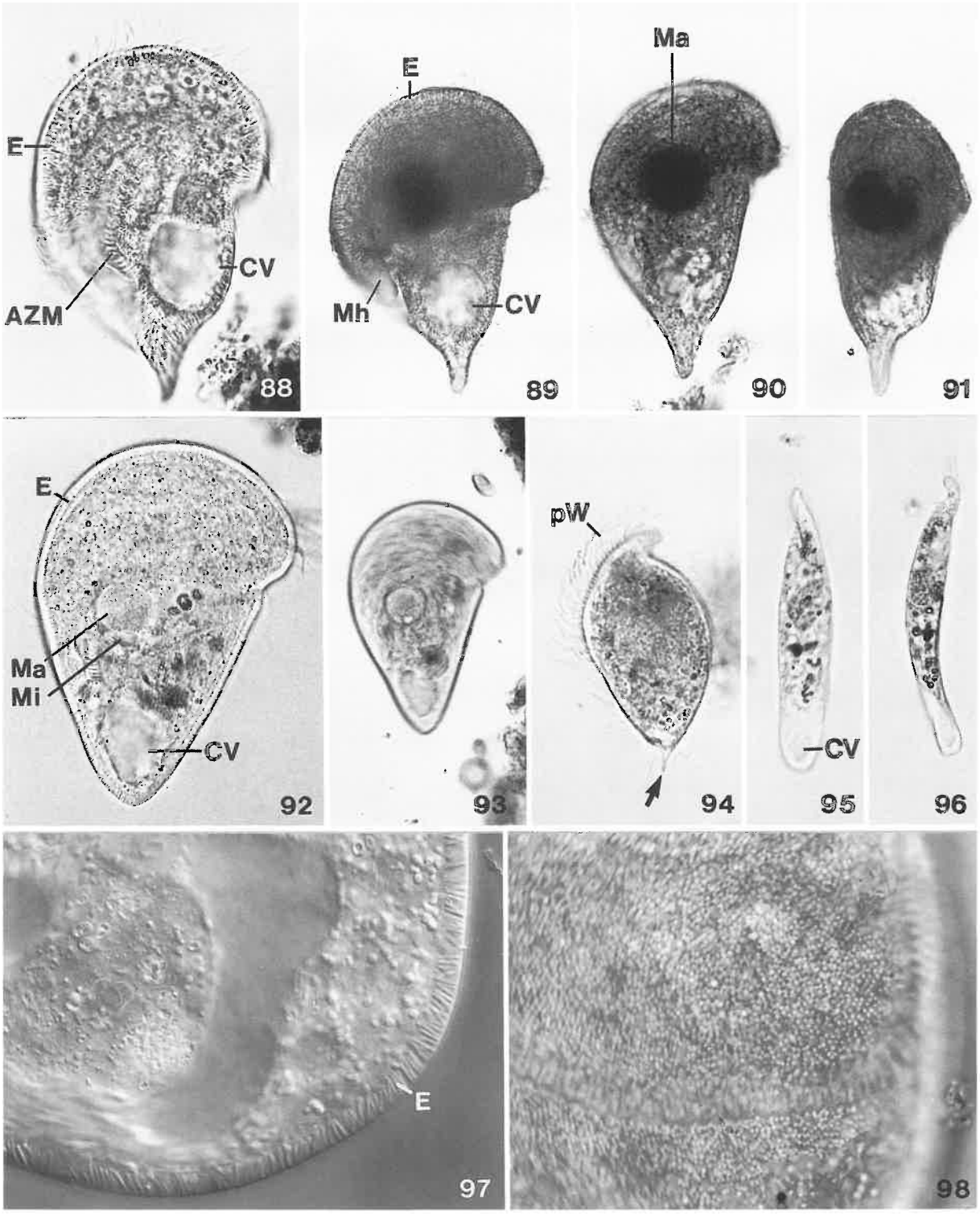


Metopus ovalis (ev. *M. pulcher*. 79, unveröffentlichte rasterelektronenmikroskopische Aufnahme von Prof. C.F. Bardele; 84-87, Originale, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **79:** Ventralansicht. Der Pfeil weist auf die unbewimperte Fläche zwischen den perizonalen Wimpernreihen und der adoralen Membranellenzone. **84-87:** Ein rotiertes Exemplar. Der Pfeil in Abb. 86 weist auf den durch die stark lichtbrechenden Granula verursachten dunklen Fleck.

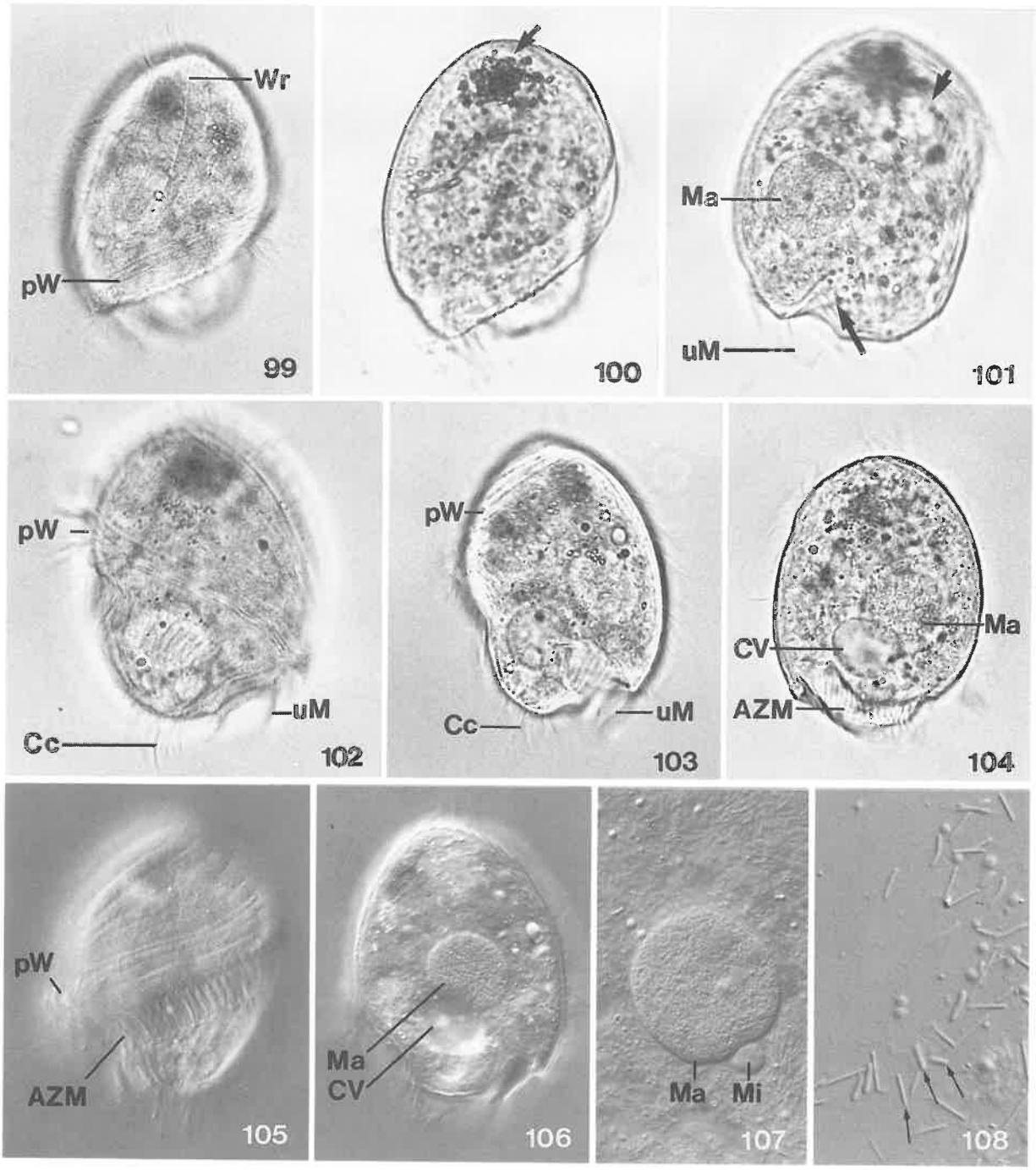
Metopus barbatus in vivo (80, 81, Originale; Hellfeld). **80:** Ventralansicht. Der Pfeil weist auf die perizonalen Wimpern. **81:** Dorsalansicht.

Metopus fuscus in vivo (82, 83, Originale; Interferenzkontrast und Hellfeld). **82, 83:** Ventralansichten. Die Pfeile weisen auf den von den Extrusomen gebildeten Saum.

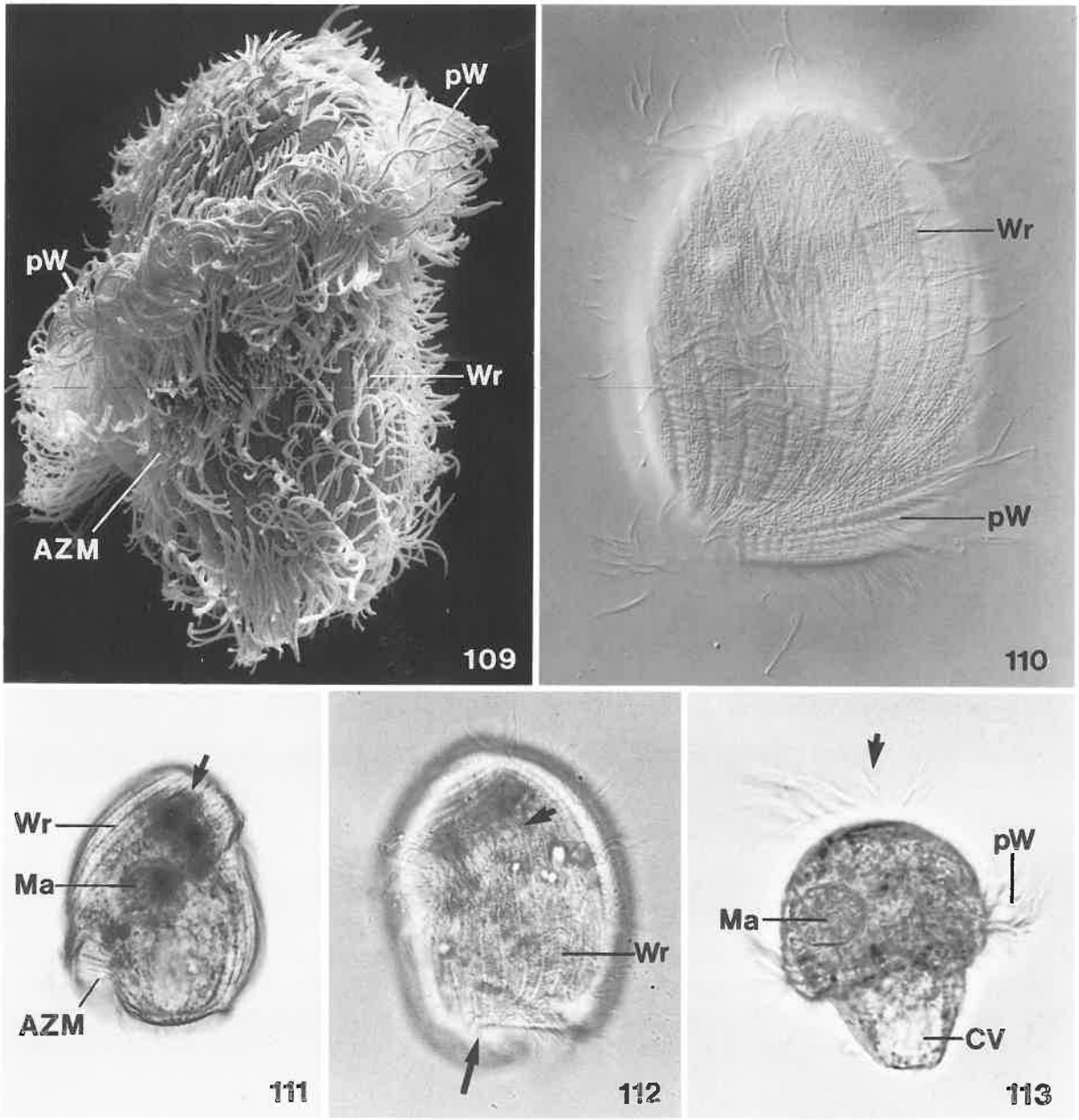
AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Sl = Schlund, uM = undulierende Membran.



Metopus striatus s. l. (88-93, 97, 98, Originale. 88, 92, 93, in vivo; 89-91, Fixierung mit Quecksilberchlorid, Hellfeld; 97, 98, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast). **88-90, 92, 93:** Ventralansichten. Es sind mindestens 2 Arten abgebildet, die sich vor allem in den Extrusomen (kurz bzw. lang stäbchenförmig) unterscheiden (vgl. Abb. 88, 92). **91:** Lateralansicht. **97, 98:** Extrusome der in Abb. 92 dargestellten Art im optischen Schnitt und in Draufsicht.
Metopus spinosus in vivo (94, Original; Hellfeld). **94:** Ventralansicht. Die perizonalen Wimpern bilden eine dichte Mähne. Der Pfeil weist auf das zugespitzte Hinterende.
Metopus tenuis-Gruppe in vivo (95, 96, Originale; Hellfeld). **95, 96:** Ventral- und Dorsalansicht.
AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen.



Brachonella spiralis in vivo (99-108, Originale. 99-104, Hellfeld; 105-108, Interferenzkontrast). **99-105:** Ventral-, Lateral- und Dorsalansichten. Im Vorderende findet sich ein Haufen stark lichtbrechender Granula (Abb. 100, Pfeil). Der lange Pfeil in Abb. 101 weist auf das hintere, der kurze auf das vordere Ende der adoralen Membranellenzone. **106:** Optischer Längsschnitt. **107:** Kernapparat. **108:** Im Plasma erkennt man mehrere Typen von endosymbiontischen Bakterien (Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudal-Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Brachonella spiralis (109-112, Originale. 109, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 110-112, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast und im Hellfeld). **109, 111:** Ventralansichten. Der Pfeil in Abb. 111 weist auf die stark lichtbrechenden Granula, die bei kleiner Vergrößerung einen dunklen Fleck bilden. **110, 112:** Dorsalansichten. In Abb. 110 ist auf die Oberfläche fokussiert, so daß man die zahlreichen, in schrägen Reihen angeordneten Extrusome zwischen den Wimpernreihen erkennt. Der lange Pfeil in Abb. 112 weist auf das hintere, der kurze auf das vordere Ende der adoralen Membranellenzone.

Cirranter mobilis (113, Original; Fixierung mit Quecksilberchlorid, Hellfeld). **113:** Ventralansicht. Diese Art besitzt außer den apikalen "Cirren"-Schopf (Pfeil) und den perizonalen Wimpern keine Wimpernreihen. Sie gehört daher trotz der *Metopus*-ähnlichen Gestalt zu den → Caenomorphiden.

AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.

Tropidoatractus acuminatus LEVANDER, 1894

1894 *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER, Acta Soc. Fauna Flora fenn., 9: 39.
1922 *Metopus cuspidatus* PENARD, Études Infusoires, p. 198 (Synonym; vermutlich 2 Arten vermengt).
1926 *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER - KAHL, Arch. Protistenk., 55: 432 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1932 *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER - BAUMEISTER, Arch. Protistenk., 77: 360 (ausführliche Wiederbeschreibung; unterscheidet die Formen "*caudata*", "*lata*" und "*gracilis*"; → Abb. 18, 19, 22, 23).
1932 *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER, 1894 - KAHL, Tierwelt Dtl., 32: 429 (Revision).
1964 *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER, 1894 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 222 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Differentialdiagnose

1) Größe ziemlich variabel, forma *lata* in vivo 40-65 x 22-28 μm, forma *gracilis* 70-150 x 15-25 μm, selten bis 180 μm.

2) Gestalt sehr variabel. Vorderende meist leicht schräg abgestutzt, deutlich abgeflacht und etwas nach ventral gebogen; Hinterende mit einem mehr oder weniger langen Dorn. Pellicula durch 7 bis 8 hohe Rippen sehr stark spiralig gefurcht (Abb. 1-8, 12-14, 18-26).

3) Makronucleus ellipsoid, selten kugelig, etwa in Körpermitte. 1 Mikronucleus (Abb. 1, 11, 14, 16, 27).

4) Kontraktile Vakuole terminal an der Basis des Dorns (Abb. 1, 11, 25).

5) Pellicula starr, glänzend, farblos. Am Vorderende fast immer eine Anhäufung violettbrauner Granula (Abb. 1, 2; nicht bei unseren Exemplaren, Abb. 18-22).

6) Bewimperung spärlich; nur 7 oder 8 Wimpernreihen, die in den tiefen Spiralfurchen der Pellicula verlaufen und aus relativ wenigen, paarig angeordneten Wimpern bestehen. Am vorderen Körperrand mehrere Reihen dicht stehender "perizonaler" Wimpern (leicht mit der viel schwieriger erkennbaren adoralen Membranellenzone zu verwechseln), die eine auffallende Mähne bilden (Abb. 1, 11, 21, 24, 25).

7) Adorale Membranellenzone rechts vorne, relativ kurz, leicht gebogen und schwierig erkennbar, besteht aus 11-16 Membranellen. Undulierende Membran unauffällig (Abb. 1, 10, 12, 26).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der auffallenden Rippung und dem zugespitzten Körperende kaum mit einer anderen Ciliaten-Art zu verwechseln. Die Gestalt und die träge Bewegung erinnern an *Euglena* und *Phacus*. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6 (leicht erkennbare Mähne aus perizonalen Wimpern) wichtig.

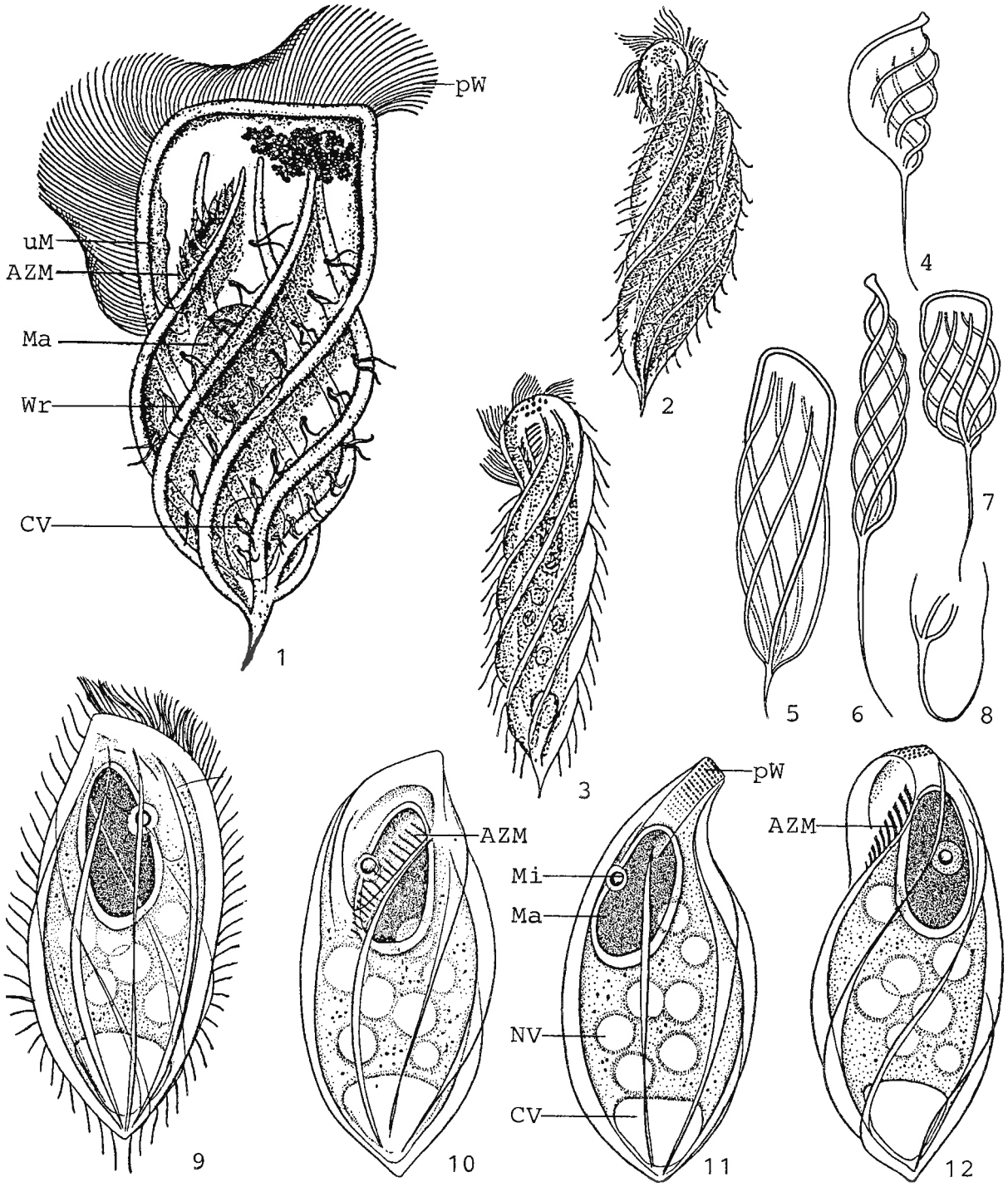
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr selten, zu allen Jahreszeiten, auch unter Eis (BAUMEISTER 1932, KAHL 1926). Meist nur vereinzelt (auch wir haben nur wenige Exemplare gesehen; Abb. 18-27) in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen stehender Gewässer (Fallaubtümpel, Moortümpel, gedüngte

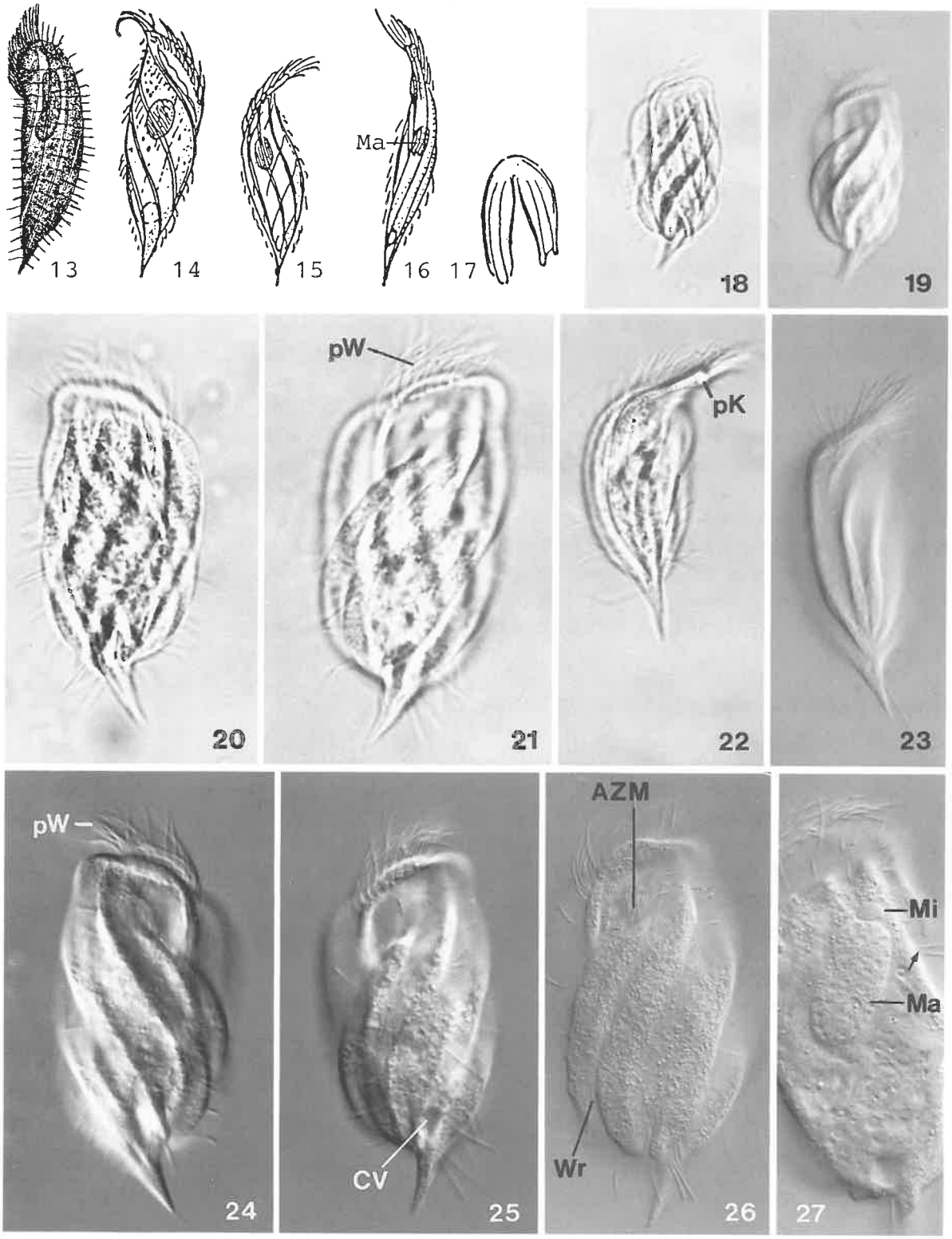
Fischteiche). Nachweise aus Fließgewässern sind uns nicht bekannt. Bewegung langsam gleitend; am Objektträger sammeln sie sich in der Randzone des Wassertropfens und bleiben dort lange Zeit ruhig liegen (BAUMEISTER 1932, JANKOWSKI 1964b, eigene Beobachtungen). Immer mit anderen anaeroben Protozoen (→ *Metopus*, → *Caenomorpha*, → *Epalxella*, → *Discomorphella pectinata*) vergesellschaftet (BICK 1957, LAUTERBORN 1901b, 1916, LEVANDER 1894b). Einige Nachweise: in kleinen Hochmoortümpeln in Niederbayern mit einem Abundanzmaximum (30 Ind./kleinem Wassertropfen) Mitte August bei 20-25 °C (BAUMEISTER 1932); vereinzelt im November im Hypolimnion des eutrophen Plußsees (RECK 1987; durch Foto belegt; keine näheren Fundumstände angegeben); im H_2S-haltigen Schlamm eines Moores in den Niederlanden (GRAAF 1957); vereinzelt in einem H_2S-haltigen Modellökosystem, das mit Schlamm aus dem eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn beimpft wurde (SCHMALL 1976). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen; ein nicht durch Abbildungen belegter Fund aus Südamerika (DA CUNHA 1916).

Spezielle autökologische Daten: Frißt Rhodobakterien, farblose Bakterien (eigene Beobachtungen) und Detritus (BICK & KUNZE 1971, KAHL 1926). Endosymbiontische Bakterien konnten wir nicht erkennen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 20 mg. Die Teilung ist nach BAUMEISTER (1932) eine Längsteilung (unwahrscheinlich; Abb. 17) und dauert 2-5 Tage. BAUMEISTER (1932) beobachtete bei 36 °C gedrungene Formen mit einem sehr langen Dorn (Abb. 4, 7). Nach dem Rückgang der extremen Temperatur traten wieder Formen mit normaler Dornlänge auf, die gedrungene Gestalt blieb jedoch bis zur kalten Jahreszeit erhalten. BICK & KUNZE (1971) geben folgende Grenzwerte des Vorkommens (Literaturzusammenstellung): 1-36 °C, pH 6.1-7.4, 0-7.3 mg/l O_2 (Anmerkung: bevorzugt anaerobes Milieu; findet sich aber wahrscheinlich auch in der Grenzschicht, wo H_2S und O_2 gemeinsam vorkommen), 4.4-58 mg/l CO_2 (frei), 0-2.4 mg/l NH_4^+, 0-2.2 mg/l H_2S.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität) und p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität). Wir stufen ihn in der Eusaprobität mit der bei → *Metopus* spp. gegebenen Begründung wie folgt ein: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. In Fließgewässern bisher nicht nachgewiesen.



Tropidoatractus acuminatus (1, 4-8, aus BAUMEISTER 1932; 2, 3, aus KAHL 1926, 1932a; 9-12, aus JANKOWSKI 1964b. 1, 4-8, in vivo und nach verschiedenen Fixierungen und Färbungen; 2, 3, in vivo; 9-12, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **1:** Ventralansicht der forma *lata*, 40-65 μm. **2, 3, 11, 12:** Lateralansichten, 150 μm, 120 μm, 11, 12 = 45-90 μm. **4, 6-8:** Lateral- und Dorsalansicht und Detail des Hinterendes der forma *caudata*, 55-65 μm (ohne Dorn). **5:** Dorsalansicht der forma *gracilis*, 70-150 μm. **9, 10:** Dorsal- und Ventralansicht, 45-90 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe.



Tropidoatractus acuminatus in vivo (13, aus LEVANDER 1894b; 14-17, aus PENARD 1922; 18-27, Originale. 18, 20-22, Hellfeld; 19, 23-27, Interferenzkontrast). **13-16:** Lateral- und Dorsalansichten, 80 μm, 14-16 = 50-55 μm. **17:** Konjugation (von BAUMEISTER 1932 als spätes Teilungsstadium gedeutet). **18, 19, 21-23, 25, 26:** Ventralansichten. **20, 24:** Dorsalansichten. **27:** Kernapparat. Der Pfeil weist auf die paarig angeordneten Wimpern. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihe.

Caenomorpha spp.

Die 4 Arten der Gattung *Caenomorpha* in der Liste von SLADECEK et al. (1981) werden gemeinsam behandelt, da sie wegen der anaeroben Lebensweise dieselbe saprobielle Einstufung haben (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung zur Gruppe). Für die Praxis ist daher eine Artbestimmung nicht erforderlich.

Caenomorpha medusula PERTY, 1852 (Abb. 1-21)

1852 *Caenomorpha medusula* PERTY, Zur Kenntniss kleinster Lebensformen, p. 140.
1928 *Caenomorpha medusala* PERTY 1852 - WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 232 (Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Caenomorpha medusula* PERTY, 1852 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 430 (Revision).
1962 *Caenomorpha medusula* PERTY - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 297 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Caenomorpha medusula* PERTY, 1852 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 235 (ausführliche Wiederbeschreibung).
1976 *Caenomorpha medusula* PERTY 1852 - SCHMALL, Diplomarbeit Univ. Bonn, p. 31 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1980 *Caenomorpha medusula* PERTY 1852 - FERNANDEZ-GALIANO & FERNANDEZ-LEBORANS, Protistologica, 16: 5 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Caenomorpha lauterborni KAHL, 1927 (Abb. 22-30)

1927 *Caenomorpha lauterborni* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 182.
1928 *Caenomorpha parva* WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 241 (Synonym; Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Caenomorpha lauterborni* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 432 (Revision).
1964 *Caenomorpha lauterborni* KAHL, 1927 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 246 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Caenomorpha sapropelica KAHL, 1927 (Abb. 31-36)

1927 *Caenomorpha sapropelica* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 179.
1932 *Caenomorpha sapropelica* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 431 (Revision).
1964 *Caenomorpha sapropelica* KAHL, 1927 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 241 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Caenomorpha uniserialis LEVANDER, 1894 (Abb. 37-50)

1894 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER, Acta Soc. Fauna Flora fenn., 9: 51.
1928 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER 1894 - WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 228 (Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER, 1894 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 433 (Revision).
1964 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER, 1894 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 244 (ausführliche Wiederbeschreibung).

1976 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER 1894 - SCHMALL, Diplomarbeit Univ. Bonn, p. 29 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1990 *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER, 1894 - SOLA, GUINEA, LONGAS & FERNANDEZ-GALIANO, Arch. Protistenk., 138: 233 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

KAHL (1932a) unterscheidet bei der Typusart, *C. medusula*, mehrere Varietäten, deren taxonomischer Status noch nicht geklärt ist. *Caenomorpha medusula* hat nach JANKOWSKI (1964b) zahlreiche Synonyme (*Caenomorpha convoluta* TATEM, *Calcaria contorta* GRUBER, *Gyrocorys oxyura* STEIN, *Strombidium polymorphum* EBERHARD, *Trichodina tentaculata* EHRENBERG), die in der saprobiologischen Literatur kaum vorkommen.

Morphologie

1) Größe in vivo 60-80 x 35-45 µm (*C. lauterborni)* bis 150-200 x 40-60 µm (*C. sapropelica*).

2) Gestalt unverkennbar! Vorderer Körperabschnitt schmal bis breit glockenförmig, hinterer deutlich schmäler als der Glockenrand, spiralig tordiert und stets mit einem oder mehreren Dornen (Abb. 2, 16, 22, 31, 37, 46, 48).

3) Makronucleus kugelig bis ellipsoid (*C. lauterborni*, *C. uniserialis*; Abb. 23, 37, 49), wurstförmig (*C. sapropelica*; Abb. 33) oder zwei- bis vierteilig (*C. medusula*; Abb. 2, 10, 21).

4) Kontraktile Vakuole im Hinterende meist an der dorsalen Basis des Dorns (Abb. 2, 12, 19, 33, 46).

5) Pellicula starr, recht empfindlich.

6) Bewimperung sehr stark reduziert. Auf der linken Glockenhälfte 1 (*C. uniserialis*; Abb. 37) oder 2 (übrige Arten; Abb. 2, 16, 22, 35, 46) kurze, cirren-ähnliche Wimpernreihen; am äußeren Glokkenrand ein mächtiges "perizonales" Band metachron schlagender Wimpern (Abb. 2, 9, 20, 29, 33, 42, 47, 48); an der Basis des Hauptdornes 2-5 (nach SCHMALL 1976 bis 9) kurze Wimpernreihen (Abb. 2, 9, 16, 24, 35, 38, 48, 49).

7) Adorale Membranellenzone (etwa 35-50 Membranellen) spiralig gewunden, beschreibt an der Innenseite des Glockenrandes etwas mehr als 1 Umgang, mündet an der Basis des Hauptdorns in den nach vorne ziehenden Schlund; verläuft parallel zum perizonalen Wimpernband (Abb. 2, 3, 18, 20, 42, 44, 47, 48). Undulierende Membran parallel zum unteren Teil der Membranellenzone (Abb. 9, in vivo nicht erkennbar).

8) Im Cytoplasma stets endosymbiontische, methanogene Bakterien (Abb. 50; VAN BRUGGEN et al. 1983).

Verwechslungsmöglichkeiten

Caenomorpha-Arten können wegen ihrer skurrilen Gestalt wohl kaum mit anderen Ciliaten verwechselt werden. *Cirranter* (→ Abb. 113 bei *Metopus* spp.) hat keine Dornen. *Ludio* hat 2 sehr lange "Cirren" auf der Glocke und 1 oder 2 Dornen. Die Arten dieser Gattungen sind ebenfalls typische Faulschlammbewohner. Für die Bestimmung der Gattung ist das Merkmal 2 (Gestalt) ausreichend.

Ökologie

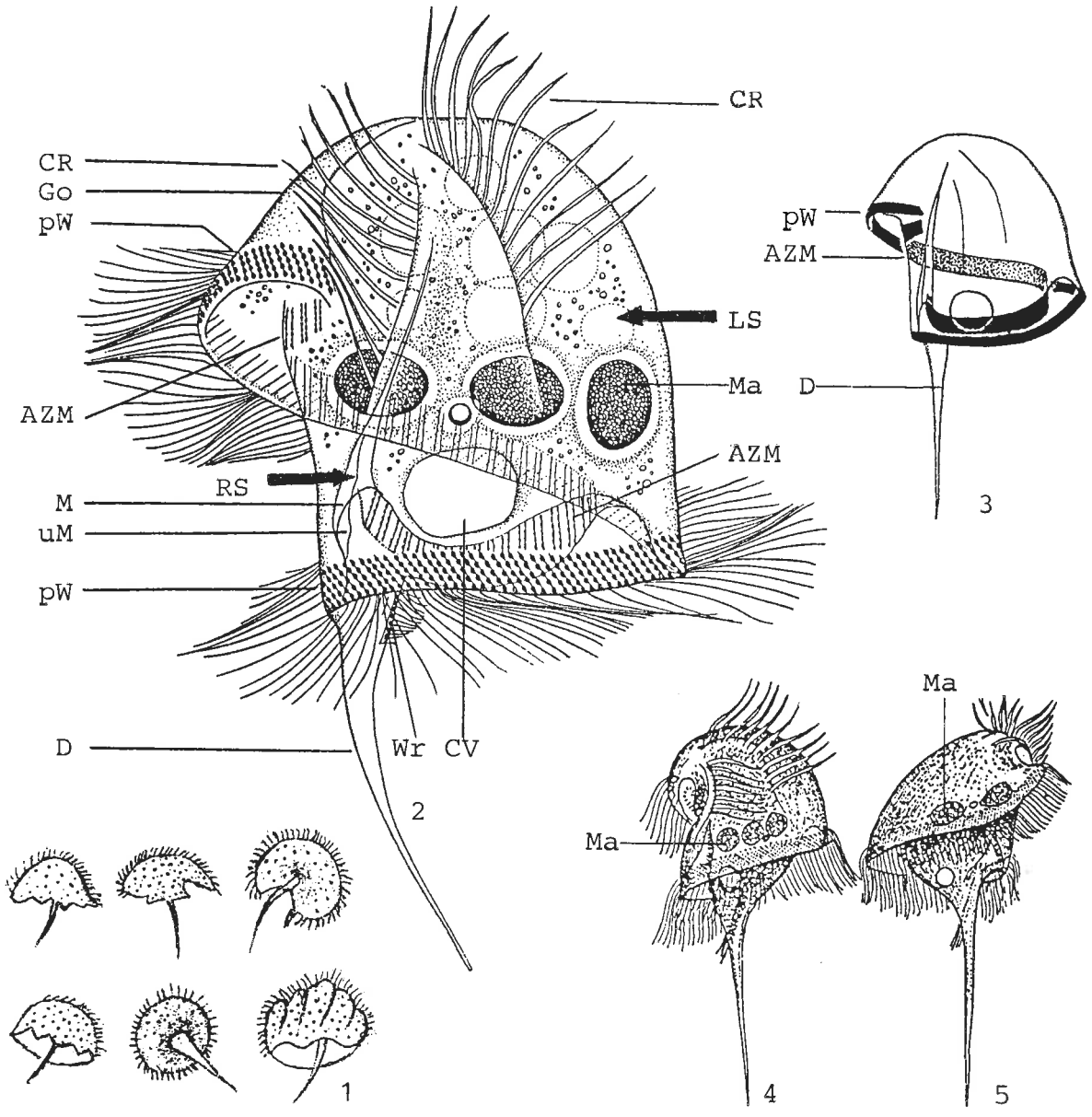
Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und manchmal auch zahlreich in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm, Schlamm-Wasser-Kontaktzone, Pelagial) des Süßwassers (FENCHEL 1975, GRABACKA 1973, LIEBMANN 1938, 1962, MÜCKE 1979, PACKROFF & WILBERT 1991, PROKESOVA 1959, WEBB 1961); selten marin (*C. levanderi* KAHL). In stehenden und sehr langsam fließenden Gewässern (Fallaubtümpel, Moorgewässer, Teiche, Fischteiche, Seen, Staugewässer, Altwässer) häufiger als in rasch fließenden (z. B. BERECZKY et al. 1983, BUCK 1961, WETZEL 1928a), wo sie hauptsächlich in den Faulschlammbänken lenitischer Bereiche leben und besonders beim Absterben von *Sphaerotilus*-Flocken auftreten (LIEBMANN 1962). Unsere Abbildungen 16-21 und 45-50 stammen von Populationen aus dem Faulschlamm eines Fallaubtümpels bei Seekirchen, Salzburg. In stehenden Gewässern findet man *Caenomorpha*-Arten oft auch in der mehr oder weniger breiten Schicht, wo Schwefelwasserstoff und Sauerstoff gemeinsam vorkommen, d. h. sie leben im Hypolimnion unterhalb jener Zone, wo → *Spirostomum* und → *Loxodes magnus* (→ Bd. IV) ihren Verbreitungsschwerpunkt haben (BEAVER & CRISMAN 1989). Nach PAX (1948) auch in Schwefelquellen; nach STARMÜHLNER et al. (1972) und BARTSCH & HARTWIG (1984) häufig in aufgegasten Cyanobakterien-Watten bzw. im Schwimmschlamm. Immer mit anderen anaeroben Protozoen vergesellschaftet (z. B. *Pelomyxa*, → *Metopus*, → *Discomorphella*, → *Epalxella*). Abundanzmaxima von *C. medusula*: im November 73 Ind./ml in der Bodenschicht eines Fallaubtümpels in Frankreich (GROLIERE & NJINE 1973); im Oktober 149 Ind./ml im anaeroben Sediment eines eutrophen Sees in England (GOULDER 1974); 60 Ind./cm^2 in 42 m Tiefe in der anaeroben Sediment-Wasser-Kontaktzone eines Sees in Israel (MADONI 1990); 20 Ind./cm^2 im Sediment eines alphamesosaproben Flusses in Italien (MADONI 1979). Mehrere Nachweise aus Anlagen zur anaeroben Abwasser- und Schlammbehandlung (z. B. WAGENER et al. 1986) und aus Abwasserfischteichen (KAUFMANN 1958). *Caenomorpha* fehlt im frischen Abwasser (LIEBMANN 1962), im Belebtschlamm und in Tropfkörpern (CURDS 1975). Verbreitung vermutlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: *Caenomorpha*-Arten fressen überwiegend Schwefel- und Rhodobakterien (*Chromatium*; bis 5 μm Größe) und farblose Bakterien, z. B. *Enterobacter aerogenes* (BICK 1972, FINLAY et al. 1988, 1991, KAHL 1932a, MARTIN-GONZALEZ et al. 1987). JANKOWSKI (1964b) betont dagegen, daß Rhodobakterien von keiner Art der Gattung ingestiert werden. Biomasse von 10^6 Individuen von *C. medusula* 700 mg bzw. 500 mg (SCHLOTT-IDL 1978, CHORIK 1968; beide offensichtlich falsch berechnet), 120 mg (ZIMMERMANN 1989; stimmt gut mit unseren Berechnungen überein), 65 mg (DILLON & HOBBS 1973). Maximale Schwimmgeschwindigkeit von *C. sapropelica* und *C. uniserialis* etwa 4 cm/min (WAGENER 1989, WAGENER et al. 1986). Sehr empfindlich gegenüber Schwermetallen; Behandlungen mit 20 μg/l Zn und 10 μg/l Pb werden nicht überlebt (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986). Auch die Salztoleranz ist gering (*C. medusula trinucleata* bis 0.1 %; AX & AX 1960). BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung) geben 0-22 mg/l H_2S als Vorkommensgrenzen; vertragen vermutlich aber so wie → *Metopus* spp. wesentlich höhere Konzentrationen. RECK (1987) beobachtete *C. sapropelica* einmal in geringer Abundanz (11 Ind./l) in 7 m Tiefe im Pelagial des Plußsees bei folgender Wasserbeschaffenheit: 7 °C, pH 7.6, 0.7 mg/l O_2 (6 % Sättigung). BICK (1957) fand *C. medusula* hauptsächlich im aeroben, weitgehend H_2S-freien Bodenschlamm sauerstoffreicher (1-13 mg/l) Tümpel. Zonen mit höheren Konzentrationen von Fäulnisgiften wurden nicht besiedelt.

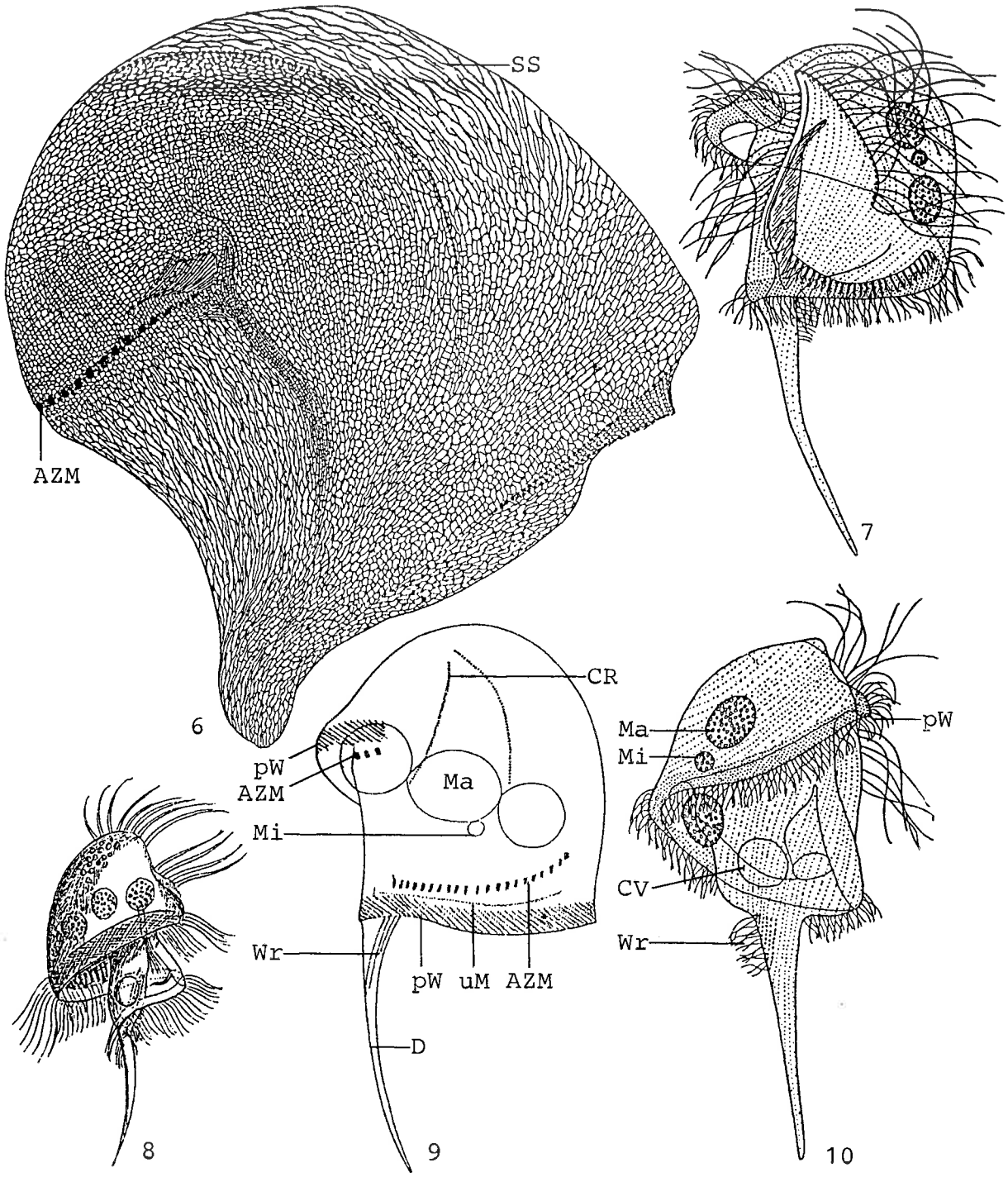
WAGENER (1989) zählte in *C. lata* 780 ± 90 fluoreszierende und 124 ± 10 nicht fluoreszierende symbiontische Bakterien. Die Methanbildungsrate bei 12 °C betrug 0.9 pmol/Zelle.d.

Auf eine Zusammenstellung der Grenzwerte des Vorkommens wird verzichtet, da sich besonders die Daten aus Fließgewässern offensichtlich nicht auf die Mikrohabitate der Caenomorphen (d. h. die anaeroben Schlammablagerungen), sondern auf den Zustand der Freiwelle beziehen.

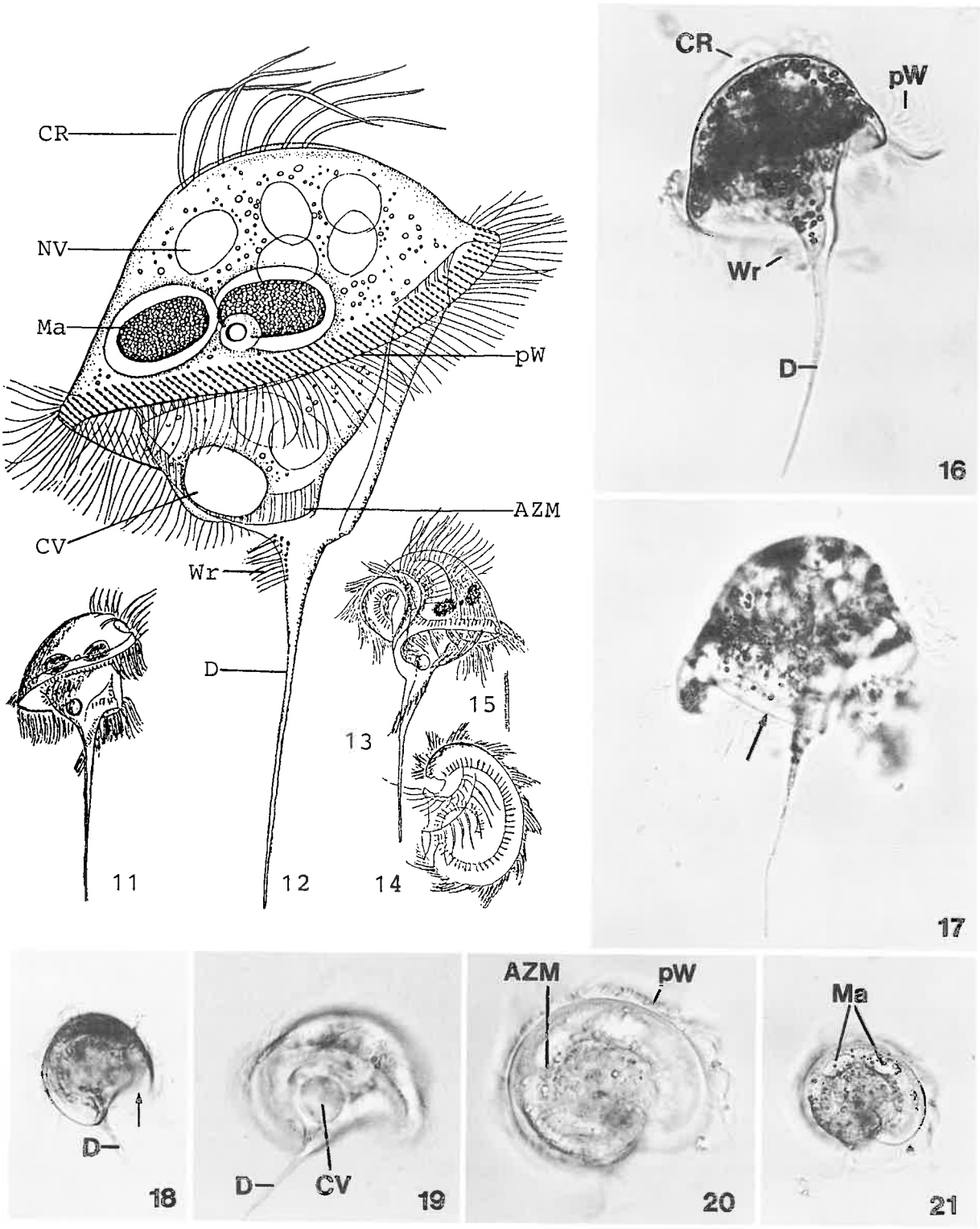
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität aller angeführten Arten und für *Caenomorpha* sp.). Eine Einstufung in die Eusaprobität erfolgte durch SLADECEK et al. (1981) nicht. SLADECEK (1969) stuft *C. medusula* mit p = 10, I = 5 und SI = 5.3 ein, was gut mit unserem Vorschlag für → *Metopus* spp. übereinstimmt. Da Arten dieser beiden Gattungen häufig miteinander vergesellschaftet sind, übernehmen wir die Einstufung von *Metopus* spp.: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4 (für die Eusaprobität) und p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität). Einzelne Individuen findet man gelegentlich in Proben von beta- bis alphameso- und alphamesosaproben Fließgewässern. Dies ist immer ein sicherer Hinweis auf anaerobe Zonen im Sediment.



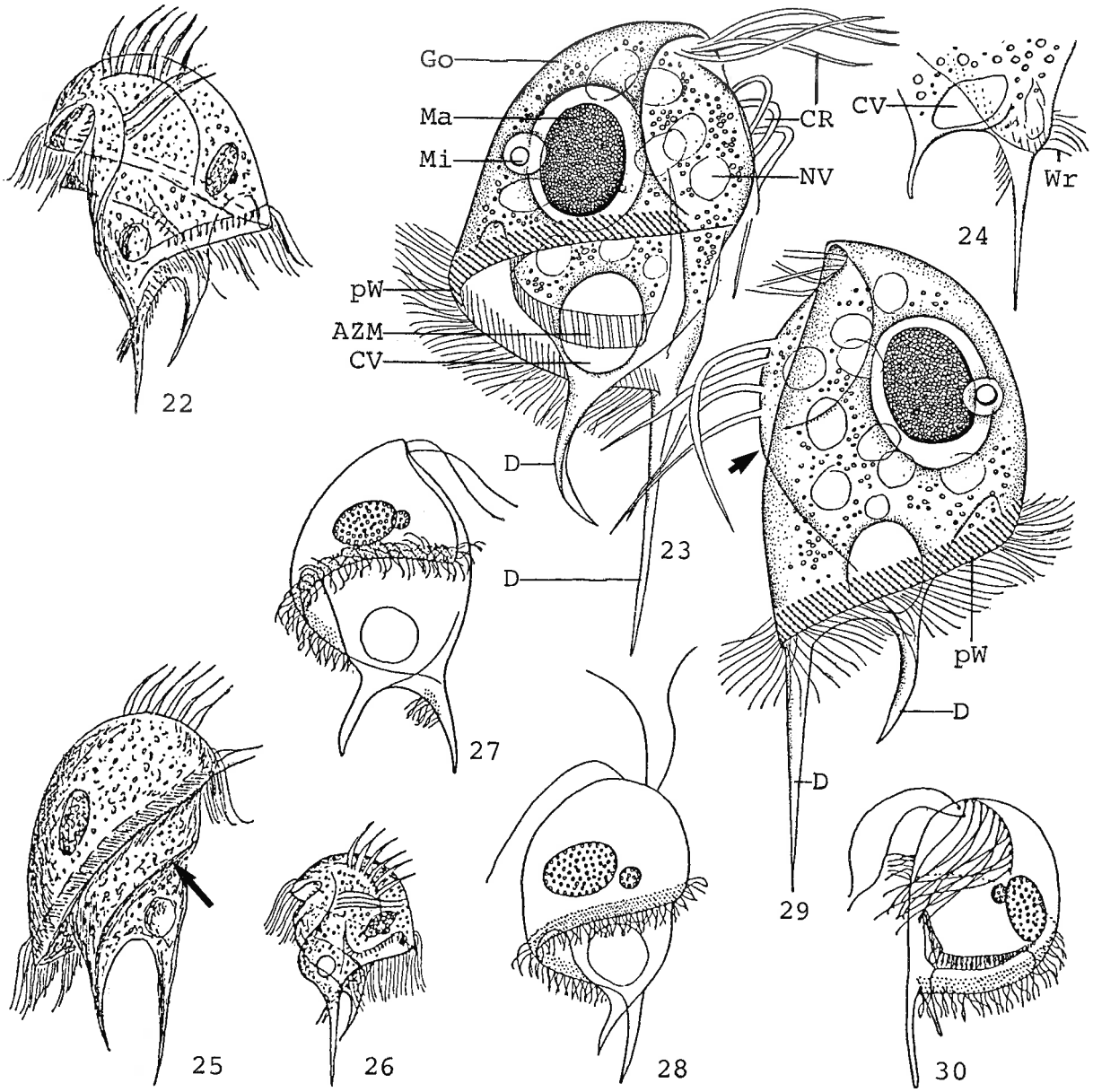
Caenomorpha medusula (1, aus PERTY 1852; 2, 3, aus JANKOWSKI 1964b; 4, 5, aus KAHL 1932a. 1, 4, 5, in vivo; 2, 3, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **1:** Verschiedene Ansichten, 105-130 µm. **2-4:** Links laterale Ansichten, 100-125 µm. Wichtigster Unterschied zu den anderen Arten der Gattung ist der mehrteilige Makronucleus. **5:** Rechts laterale Ansicht von *C. medusula* var. *lata* KAHL, 200 µm. Diese Varietät wurde von JANKOWSKI (1964b) wegen der 2 Makronucleus-Teile, der breiten Glocke und des langen Dorns in den Artrang erhoben (→ Abb. 11-21). AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Go = Glocke, LS = linke Seite, M = Mund, Ma = Makronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, RS = rechte Seite, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.



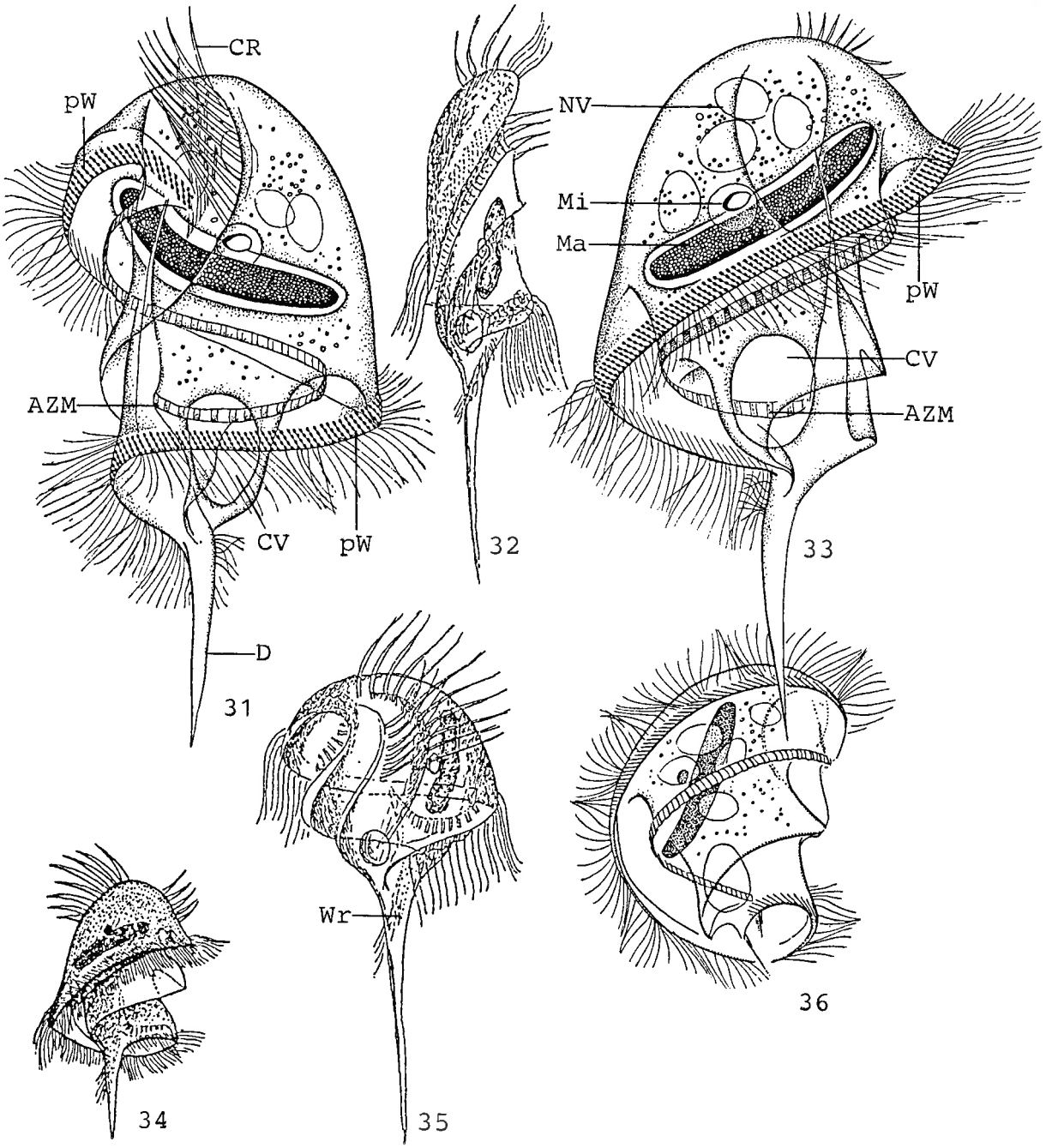
Caenomorpha medusula (6, aus KLEIN 1930; 7, 10, aus WETZEL 1928b; 8, aus KAHL 1927; 9, aus SCHMALL 1976. 6, trockene Silbernitratimprägnation; 7, 10, Fixierung mit Osmiumsäuredampf und Methylgrün-Färbung; 8, in vivo; 9, Protargolimprägnation). **6:** Silberliniensystem von *C. medusula* var. *lata*, 110 μm. **7, 10:** Links und rechts laterale Ansicht von *C. medusula* var. *lata*, 150-170 μm. **8, 9:** Rechts und links laterale Ansicht, 150 μm, ? μm. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pW = perizonale Wimpernreihen, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.



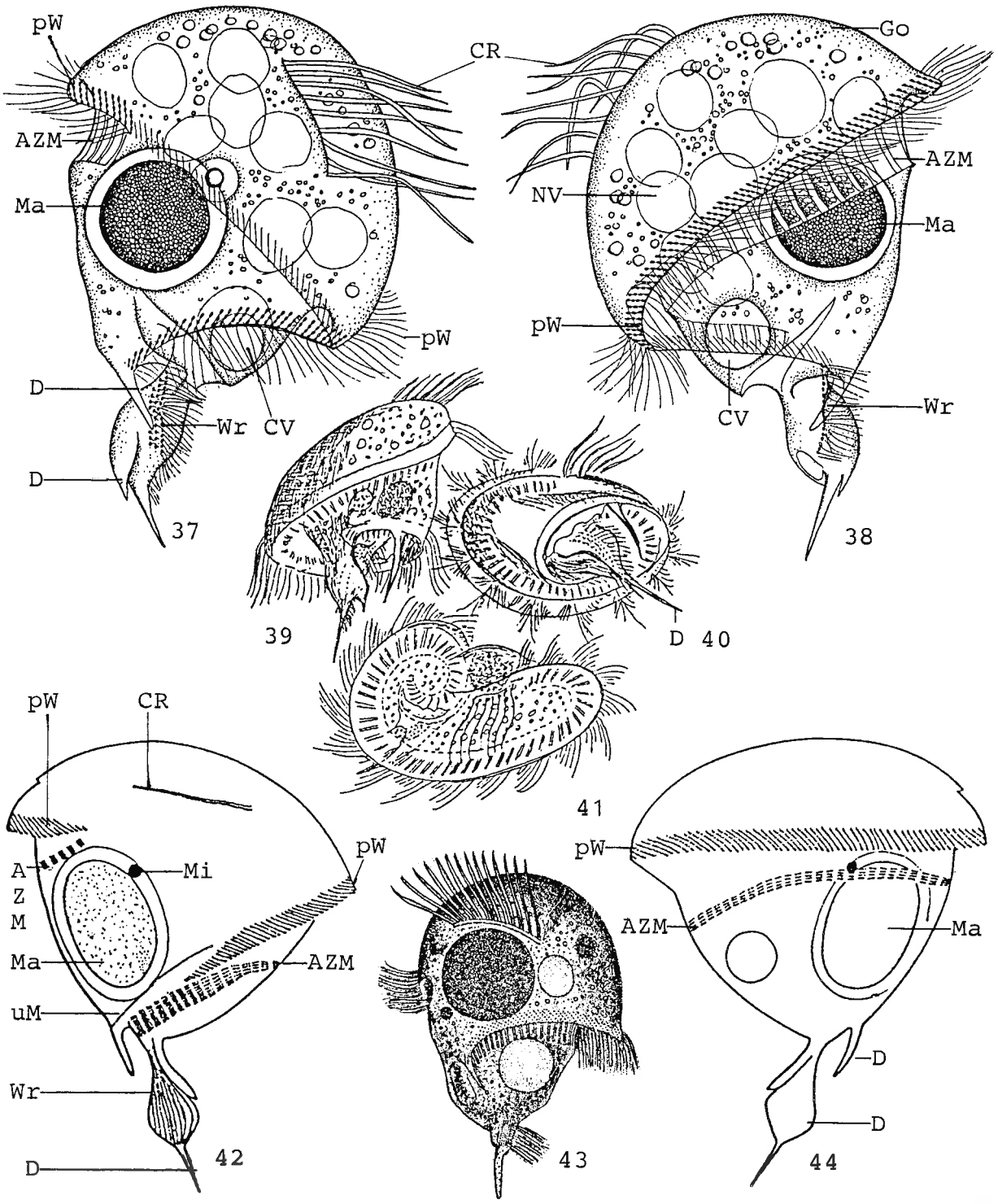
Caenomorpha medusula var. *lata* (11, 13-15, aus KAHL 1927; 12, aus JANKOWSKI 1964b; 16-21, Originale. 11, 13-15, in vivo; 12, 16, 17, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 18-21, Lebendaufnahmen im Hellfeld). **11, 12, 16:** Rechts laterale Ansichten, 120-160 μm. **13:** Links laterale Ansicht, 120-150 μm. **14:** Ansicht von vorne. **15:** Dicht unter der Pellicula bilden kurze, stäbchenförmige Extrusome einen unauffälligen Saum. **17:** Ventralansicht. Der Pfeil weist auf den Glockenrand. **18-21:** Ansichten von hinten. Der Pfeil in Abb. 18 markiert den Mundeingang. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.



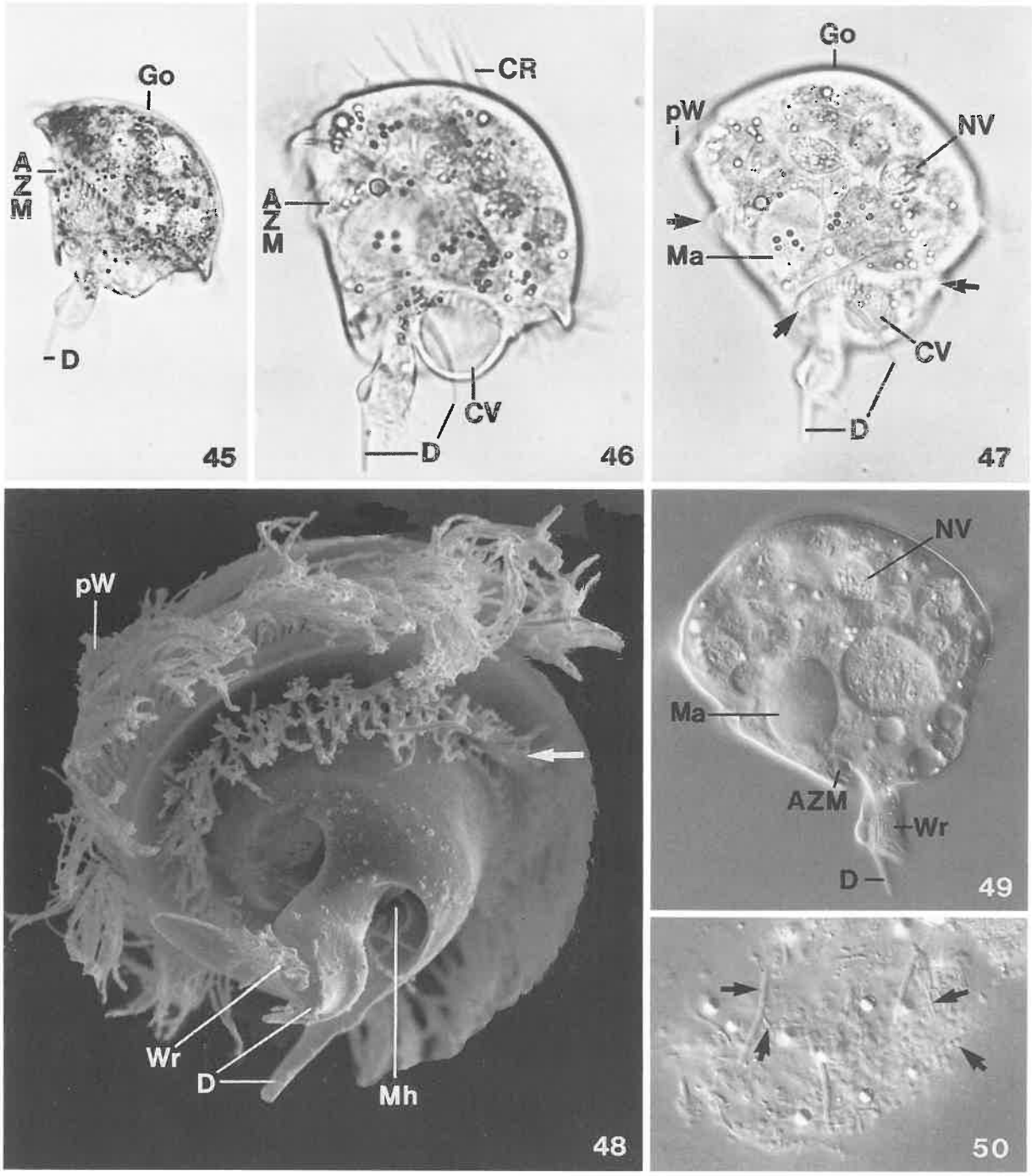
Caenomorpha lauterborni (22, 25, 26, aus KAHL 1927, 1932a; 23, 24, 29, aus JANKOWSKI 1964b; 27, 28, 30, aus WETZEL 1928b. 22, 25, 26, in vivo; 23, 24, 29, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 27, 28, 30, Fixierung mit Osmiumsäuredampf und Methylgrün-Färbung). **22, 23, 25-30:** Links und rechts laterale Ansichten. Kennzeichen dieser nur etwa 60-70 μm langen Art sind der kräftige, meist deutlich gebogene Nebendorn, von dem eine Spiralleiste nach vorne zieht (Abb. 22, 25, 29, Pfeile), der ellipsoide Makronucleus, 2 cirren-ähnliche Wimpernreihen und das trübe Cytoplasma. **24:** Detail des Hinterendes eines Exemplars mit kurzem Nebendorn. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Haupt- und Nebendorn, Go = Glocke, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.



Caenomorpha sapropelica (31, 33, 36, aus JANKOWSKI 1964b; 32, 34, 35, aus KAHL 1927, 1932a. 31, 33, 36, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 32, 34, 35, in vivo). **31, 35:** Links laterale Ansichten, 90-125 μm (ohne Dorn), 150 μm. Die Art ist wegen des wurstförmigen Makronucleus und der stattlichen Größe gut abzugrenzen. **32:** Ventralansicht, 150 μm. **33, 34:** Rechts laterale Ansichten, 90-125 μm (ohne Dorn), 200 μm. **36:** Ansicht von schräg hinten, Dorn nicht dargestellt. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.



Caenomorpha uniserialis (37, 38, aus JANKOWSKI 1964b; 39-41, aus KAHL 1927; 42, 44, aus SCHMALL 1976; 43, aus LEVANDER 1894b. 37, 38, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 39-41, 43, in vivo; 42, 44, Protargolimprägnation). **37, 42, 43:** Links laterale Ansichten, 65-75 μm (ohne Dorn), 125 μm, etwa 60 μm. Kennzeichen dieser Art sind der verbreiterte Mittelteil des Hauptdorns, der Nebendorn und die einzelne Cirrenreihe auf der Glocke. **38, 39, 44:** Rechts laterale Ansichten. **40:** Ansicht von hinten. **41:** Ansicht von vorne. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, D = Haupt- und Nebendorn, Go = Glocke, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.



Caenomorpha uniserialis (45-50, Originale. 45-47, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 48, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; 49, 50, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast). **45-47:** Links laterale Ansichten. Die Pfeile in Abb. 47 weisen auf die spiralig gewundene adorale Membranellenzone. **48:** Ansicht von hinten. Der Hauptdorn ist schraubig gewunden und im Mittelteil verbreitert. Der Pfeil weist auf die adorale Membranellenzone. **49:** Optischer Längsschnitt. **50:** Im Plasma erkennt man 4 Typen von endosymbiontischen Bakterien (Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, D = Haupt- und Nebendorn, Go = Glocke, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.

4.3 Ordnung Odontostomatida SAWAYA, 1940

Diese sowohl morphologisch als auch ökologisch sehr interessante Gruppe ist erst seit etwa 100 Jahren bekannt. 1886 beschreiben GOURRET & ROESER das hypotriche Ciliat *Aspidisca bipartita* und MILNE ein unbenanntes, auch als Hypotrich mißverstandenes Infusor; sie sind nach KAHL (1932b) als *Mylestoma bipartitum* bzw. *Epalxella exigua* bestimmbar.

Die Odontostomatiden sind durch 4 Merkmale charakterisiert: (i) Der Körper ist wegen der panzerartigen Pellicula starr und fast immer mit dornenartigen Anhängen versehen, die die skurrile Gestalt vieler Arten verursachen; (ii) Die Bewimperung ist stark bis sehr stark reduziert und besteht aus Dikinetiden (Basalkörperpaaren) mit auffallend langen, geißelartig schlagenden Wimpern; (iii) Der Oralapparat liegt in einer Grube etwa im Zentrum der Ventralseite und besteht aus 9-10 adoralen Membranellen (eine undulierende Membran wurde bisher nicht nachgewiesen); (iv) Sämtliche Arten sind Faulschlammbewohner und vermutlich alle haben endosymbiontische Bakterien.

Die meisten Arten sind mit den beiden ersten Merkmalen lichtmikroskopisch eindeutig zuzuordnen. → *Epalxella* spp. und → *Pelodinium reniforme* erinnern jedoch wegen der reduzierten Bewimperung und der gerippten Oberfläche an Microthoraciden (→ Bd. IV), worauf bereits LAUTERBORN (1916) hinweist. Ob es sich dabei um Konvergenzen oder bisher nicht beachtete Homologien handelt, ist unbekannt. Nach CORLISS (1979) stammen die Odontostomatiden von den Heterotrichen ab. Die einzige ultrastrukturelle Untersuchung brachte leider auch keine Klarheit (SCHRENK & BARDELE 1991).

Die Odontostomatiden fressen überwiegend Bakterien, häufig werden Schwefelbakterien bevorzugt. Ruhezysten sind bisher nicht bekannt. Eigene Versuche verliefen ergebnislos: Faulschlamm mit vielen Metopiden und Odontostomatiden wurde langsam an der Luft getrocknet. Der mehrere Wochen getrocknete Schlamm wurde wieder befeuchtet und in einer verschlossenen Petrischale aufbewahrt. Nach 3 Wochen war ein deutlicher H_2S-Geruch feststellbar; Faulschlamm-Ciliaten entwickelten sich jedoch nicht.

Die Ordnung umfaßt zur Zeit nur etwa 30 Arten und Varietäten, von denen hier 4 Gattungen mit 8 Arten saprobiologisch klassifiziert sind. Die letzte zusammenfassende Darstellung lieferte KAHL (1932a,b). Fast alle Arten bedürfen einer ausführlichen Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten.

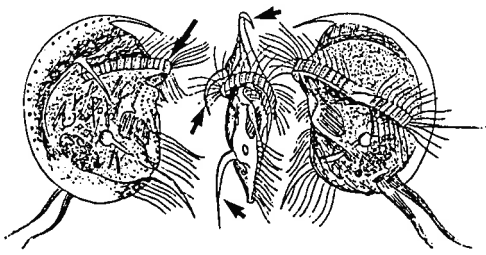
Die meisten Odontostomatiden leben im Süßwasser, nur wenige im Meer. Gesicherte Nachweise aus dem Boden sind nicht bekannt (FOISSNER 1987b). Sie leben meist im Sapropel und bilden mit den → Metopiden und anderen Ciliaten-Gattungen das "*Metopidietum*" (→ p. 313). Alle Odontostomatiden sind ausgezeichnete Indikatoren für Schwefelwasserstoff. Die Anpassung an den schwefelwasserstoff- und methanreichen Lebensraum wird im letzten Absatz der Einleitung zur Ordnung Heterotrichida beschrieben (→ p. 313).

Odontostomatida[1,2]

frontales Wimpernband; Dornen

hufeisenförmig auf einem vorspringenden Wulst; vorne und auf der rechten Seite insgesamt 3 lange Dornen

kaum auf die linke Seite übergreifend und vom Körper nicht wulstartig abgesetzt; rechte und linke Seite ohne Dornen, Hinterende meist mit deutlichen Dornen



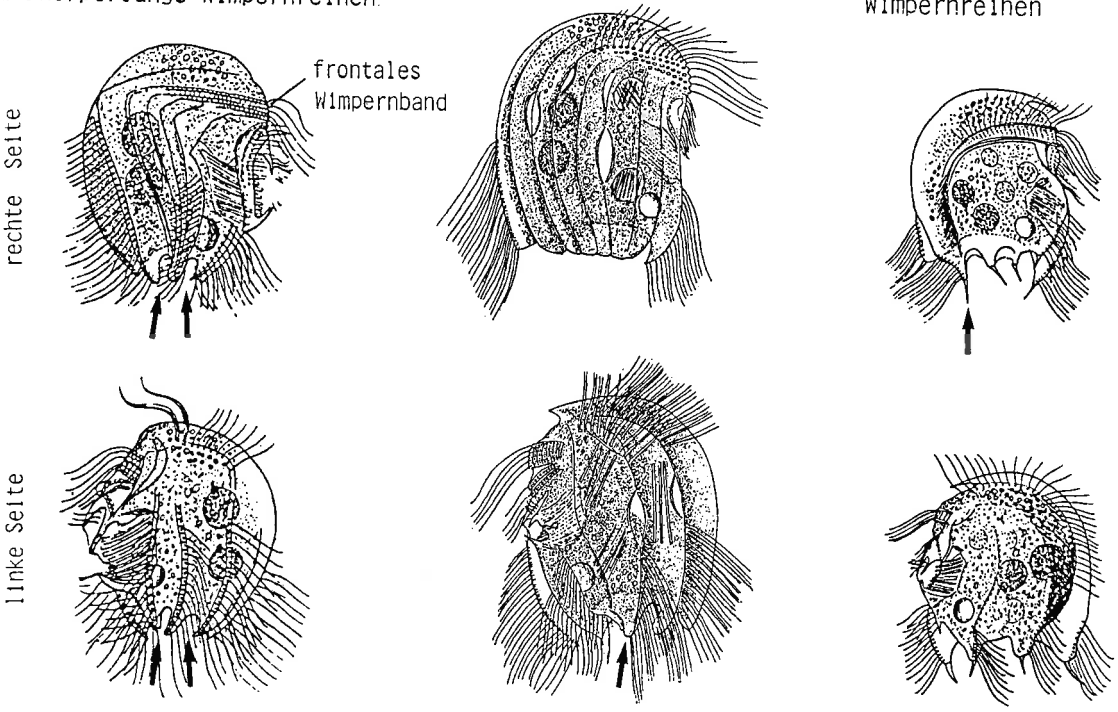
Discomorphella pectinata
70–90 µm

Hinterende; Bewimperung der hinteren Körperhälfte

2 rundliche Ausnehmungen, umgeben von 6 unauffälligen Dornen; mehrere 1/3- bis 2/3körperlange Wimpernreihen

rechts gewellt, links mit 6–8 meist stumpfen Dornen; mehrere kurze Wimpernreihen

8 kurze oder lange, krallenförmige Dornen; Dornen mit sehr kurzen Wimpernreihen



Pelodinium reniforme
40–50 µm

Epalxella spp.
25–90 µm

Saprodinium spp.
35–80 µm

[1] Alle hier abgebildeten Genera und andere Odontostomatiden sind Faulschlammbewohner, d. h. metasaprob. Die Bestimmung der Genera und Arten ist daher in der Praxis nicht nötig; es genügt die Unterscheidung nach Formtypen.

[2] Leicht mit Arten der Microthoraciden zu verwechseln. Unterscheidung sh. "Verwechslungsmöglichkeiten" bei Epalxella!

Pelodinium reniforme LAUTERBORN, 1908

1908 *Pelodinium reniforme* LAUTERBORN, Z. wiss. Zool., 90: 663.
1928 *Epalxis penardi* WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 245 (Synonym; Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1930 *Epalxis penardi* WETZEL - KLEIN, Arch. Protistenk., 69: 315 (Darstellung des Silberliniensystems).
1932 *Pelodinium reniforme* LAUTERBORN, 1908 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 527 (Revision).
1962 *Pelodinium reniforme* LAUTERBORN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 302 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Pelodinium reniforme* LAUTERBORN, 1908 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 251 (Wiederbeschreibung).

Taxonomie

Die Gattung ist monotypisch. *Pelodinium rotundum* KAHL (1926, 1932a,b) ist ein Synonym, das in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommt. Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 40-50 x 30-45 μm.

2) Gestalt ellipsoid bis linsenförmig, d. h. lateral kräftig abgeflacht. Ventralseite meist gerade und mit rippen- und dornenartigen Vorsprüngen; Dorsalseite halbkreisförmig, glatt. Hinterende breit gerundet, mit 2 rundlichen Ausnehmungen, die von 6 unauffälligen Dornen umgeben sind (Abb. 3-8, 10).

3) Makronucleus meist zwei-, selten einteilig (Abb. 3-8, 10).

4) Kontraktile Vakuole unterhalb der adoralen Membranellenzone, d. h. ventral im Hinterende (Abb. 3, 4, 6, 8).

5) Körper starr. Pellicula panzerartig, glänzend und durchsichtig, meist deutlich gerippt (Abb. 3-8, 10).

6) Bewimperung reduziert (Abb. 1, 2). Auf der linken Seite drei 1/2- bis 2/3körperlange Reihen. Hinterer Bereich der rechten Seite mit drei 1/3körperlangen Wimpernreihen und einer 2/3körperlangen Reihe. Wimpern lang. Am Vorderende ein "frontales Wimpernband", das auf der linken Seite beginnt und quer über die Ventralfläche bis zur Mediane der rechten Seite zieht; die von diesem Band nach hinten führenden Furchen laufen auf dem meist abgerundeten Dorn zusammen, der von 2 typischen ohrenförmigen Ausnehmungen eingefaßt ist (Abb. 3, 4, 8).

7) Adorale Membranellenzone in einer Grube etwa im Zentrum der Ventralseite, in vivo ziemlich schwierig erkennbar; besteht nach WETZEL aus 12-15 Membranellen (Abb. 5-7, 10).

8) Im Cytoplasma vermutlich endosymbiontische Bakterien.

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich → *Epalxella* (rechte Seite mit 2 Wimpernreihen, Hinterende der linken Seite mit 6-8 stumpfen Dornen), → *Saprodinium* (Hinterende mit mehreren spitzen Dornen, Bewimperung sehr stark

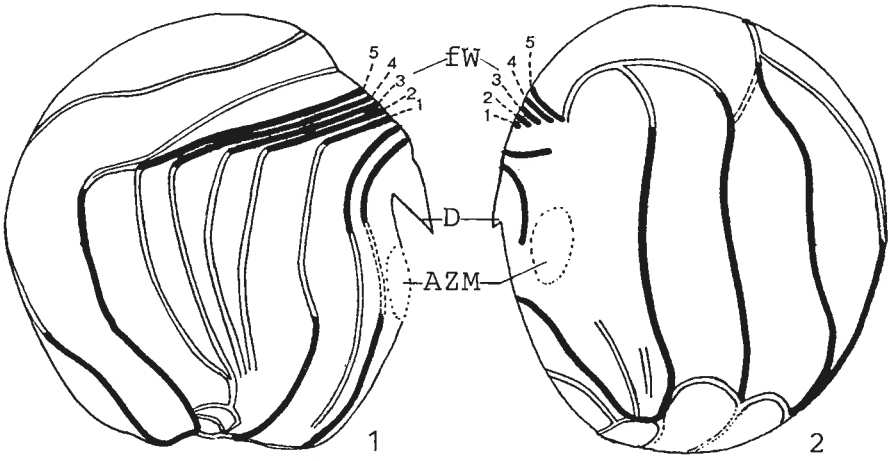
reduziert) und → *Discomorphella* (das lange frontale Wimpernband verläuft auf einem hufeisenförmigen Wulst, vorne und auf der rechten Seite 3 schlanke Dornen). Bezüglich Unterscheidung von den recht ähnlichen Microthoraciden siehe → *Epalxella* spp. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

Ökologie

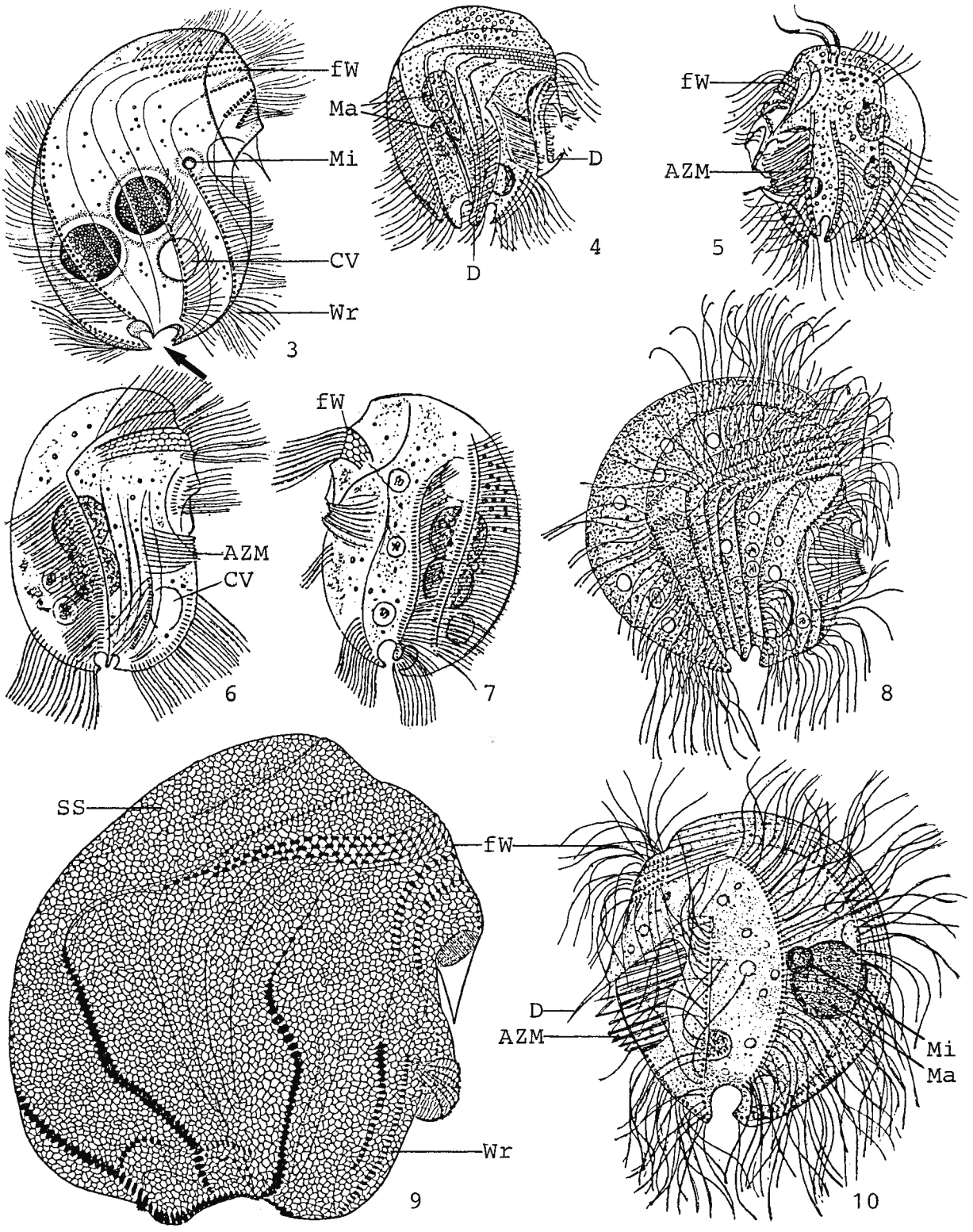
Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig verbreitet und manchmal ziemlich zahlreich in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm, Schlamm-Wasser-Kontaktzone) stehender und fließender Gewässer. Lebt so wie → *Saprodinium* und → *Discomorphella* meist in der oberen, lockeren Schicht des Faulschlammes (FINLAY et al. 1991, LIEBMANN 1962). Immer mit anderen anaeroben Protozoen vergesellschaftet (z. B. *Pelomyxa*, → *Epalxella*, → *Saprodinium*, → *Caenomorpha*, → *Metopus*; FINLAY et al. 1988, LAUTERBORN 1916, LIEBMANN 1962). Meidet frischen Abwasserschlamm, fehlt daher in mechanischen und biologischen Kläranlagen (CURDS 1975, LIEBMANN 1962). Nachweise aus dem Meer nicht durch Abbildungen belegt (LACKEY 1961). Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Schwefelbakterien (LIEBMANN 1962). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 20 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität) und p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität). Wir stufen diese typische Sapropelform in der Eusaprobität mit der bei → *Metopus* spp. gegebenen Begründung wie folgt ein: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. Einzelfunde in mäßig bis stark verunreinigten Fließgewässern weisen auf anaerobe Bereiche im Sediment.



Pelodinium reniforme (1, 2, aus KLEIN 1930; trockene Silbernitratimprägnation). **1, 2:** Schematische Darstellung der Bewimperung der rechten und der linken Seite. Die bewimperten Bereiche der Basalkörperreihen sind ausgefüllt. AZM = adorale Membranellenzone, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, das aus 5 Reihen (1-5) besteht.



Pelodinium reniforme (3, aus JANKOWSKI 1964b; 4, 5, aus KAHL 1932a; 6, 7, aus LAUTERBORN 1908; 8, aus LIEBMANN 1962; 9, aus KLEIN 1930; 10, aus WETZEL 1928b. 3, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 4-8, in vivo; 9, trockene Silbernitratimprägnation; 10, Fixierung mit Osmiumsäuredampf und Methylgrün-Färbung). **3, 4, 6, 8:** Rechts laterale Ansichten, 40-50 μm. Der Pfeil in Abb. 3 weist auf die beiden charakteristischen rundlichen Ausnehmungen am Hinterende. **5, 7, 10:** Links laterale Ansichten, 40-50 μm. **9:** Silberliniensystem der rechten Seite. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SS = Silberliniensystem, Wr = Wimpernreihe.

Epalxella spp.

Die 4 Arten der Gattung *Epalxella* in der Liste von SLADECEK et al. (1981) werden gemeinsam behandelt, da sie wegen der anaeroben Lebensweise dieselbe saprobielle Einstufung haben (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung zu den Heterotrichen). Für Routineuntersuchungen ist daher eine Artbestimmung nicht erforderlich.

Epalxella antiquorum (PENARD, 1922) CORLISS, 1960 (Abb. 1-7, 26)

1922 *Epalxis antiquorum* PENARD, Études Infusoires, p. 160.
1930 *Epalxis antiquorum* PENARD - KLEIN, Arch. Protistenk., 69: 316 (Darstellung des Silberliniensystems).
1932 *Epalxis antiquorum* PENARD, 1922 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 523 (Revision).
1960 *Epalxella antiquorum* (PENARD, 1922) - CORLISS, J. Protozool., 7: 274 (kombinierender Autor).
1964 *Epalxella antiquorum* (PENARD, 1922) CORLISS, 1960 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 252 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Epalxella bidens (KAHL, 1932) CORLISS, 1960 (Abb. 24, 25)

1932 *Epalxis bidens* KAHL, Arch. Protistenk., 77: 261 (→ Nomenklatur).
1932 *Epalxis bidens* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 523 (→ Nomenklatur; Revision).
1960 *Epalxella bidens* (KAHL, 1932) - CORLISS, J. Protozool., 7: 274 (kombinierender Autor).

Epalxella mirabilis (ROUX, 1899) CORLISS, 1960 (Abb. 8-11)

1899 *Epalxis mirabilis* ROUX, Revue suisse Zool., 6: 596.
1932 *Epalxis mirabilis* ROUX, 1901 - KAHL, Arch. Protistenk., 77: 250 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1932 *Epalxis mirabilis* ROUX, 1901 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 523 (Revision).
1960 *Epalxella mirabilis* (ROUX, 1899) - CORLISS, J. Protozool., 7: 274 (kombinierender Autor).

Epalxella striata (KAHL, 1926) CORLISS, 1960 (Abb. 13-18)

1926 *Epalxis striata* KAHL, Arch. Protistenk., 55: 407.
1932 *Epalxis striata* KAHL, 1926 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 525 (Revision).
1960 *Epalxella striata* (KAHL, 1926) - CORLISS, J. Protozool., 7: 274 (kombinierender Autor).
1962 *Epalxis striata* KAHL - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasserbiologie I, p. 300 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Epalxella striata* (KAHL, 1926) CORLISS, 1960 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 256 (ausführliche Wiederbeschreibung).

Nomenklatur

Epalxella bidens wurde von KAHL (1932a,b) leider zweimal als species nova beschrieben. Da die Bearbeitung im Archiv für Protistenkunde wesentlich umfangreicher ist als in seiner Revision, fi-

xieren wir KAHL (1932b) als Originalbeschreibung. Sämtliche *Epalxella*-Arten bedürfen einer ausführlichen Wiederbeschreibung nach Silberpräparaten.

Morphologie

1) Größe in vivo 25-35 x 15-25 µm (*E. striata*) bis 70-90 x 60-65 µm (*E. antiquorum*).

2) Gestalt linsenförmig, d. h. lateral kräftig abgeflacht (Abb. 10). Ventralseite meist sigmoid und mit rippenartigen Vorsprüngen; Dorsalseite stark gewölbt, glatt, endet vorne in einem mehr oder weniger auffallenden Dorn. Hinterende quer abgestutzt, auf der rechten Seite leicht gewellt, auf der linken mit 6-8 stumpfen Dornen (Abb. 1, 5-9, 11-18, 24, 25).

3) Makronucleus meist zwei-, selten einteilig (Abb. 1, 8, 9, 13-18, 24). JANKOWSKI (1964b) beobachtete bei *E. antiquorum* stets einen 4teiligen Makronucleus (Abb. 5).

4) Kontraktile Vakuole unterhalb der adoralen Membranellenzone, d. h. ventral im Hinterende (Abb. 1, 5, 6, 8, 16, 24).

5) Körper starr. Pellicula panzerartig, glänzend und durchsichtig, meist deutlich gerippt (Abb. 4-18, 24).

6) Bewimperung stark reduziert. Auf der linken Seite vorne 1 Wimpernreihe (*E. antiquorum* hat nach KAHL 2 Frontalreihen; Abb. 4, 7), hinten 4 Reihen. Hinterer Bereich der rechten Seite meist nur am ventralen und dorsalen Rand bewimpert. Wimpern paarig und lang (Abb. 4-11, 13-18). Am Vorderende ein "frontales Wimpernband", das auf der linken Seite beginnt und quer über die Ventralfläche bis zur Mediane der rechten Seite zieht (Abb. 4-7, 12, 16, 26).

7) Adorale Membranellenzone in einer Grube etwa im Zentrum der Ventralseite, in vivo ziemlich schwierig erkennbar; besteht aus 9 Membranellen (Abb. 4-6, 10, 16, 26).

8) Im Cytoplasma viele endosymbiontische Bakterien (Abb. 3, 7).

Verwechslungsmöglichkeiten

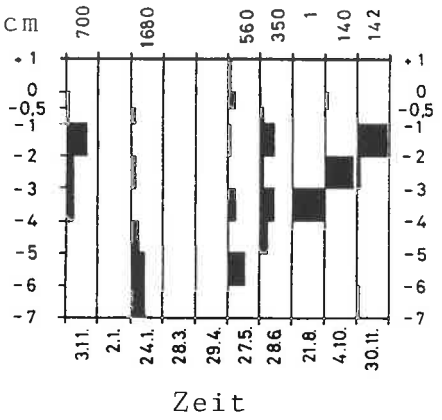
Ähnlich → *Pelodinium reniforme* (Hinterende mit ohrenförmigen Aussparungen), → *Saprodinium* (Hinterende mit mehreren krallenförmigen Dornen) und → *Discomorphella* (das lange frontale Wimpernband verläuft auf einem hufeisenförmigen Wulst, vorne und auf der rechten Seite 3 schlanke Dornen). Bei *Mylestoma* KAHL und *Atopodinium* KAHL fehlt die frontale Wimpernreihe auf der linken Seite und am Hinterende stehen meist nur ein bis zwei kurze Reihen langer Wimpern, die zu Cirren verschmolzen sind (Abb. 19-23). Auch diese Arten sind typische Faulschlammbewohner.

Kleine *Epalxella*-Arten sind wegen der spärlichen Bewimperung und der gerippten Oberfläche leicht mit einigen im Faulschlamm vorkommenden → Microthoraciden (→ Bd. IV) zu verwechseln. Zur Unterscheidung vergleiche man am besten die Abbildungen. Im allgemeinen ist das frontale Wimpernband der Odontostomatiden auffallender als der von den praeoralen Reihen der Microthoraciden gebildete Wimpernschopf. Das beste Unterscheidungsmerkmal, die Anzahl der adoralen Membranellen (3 bei den Microthoraciden, 9 bei den Odontostomatiden) ist in vivo leider ziemlich schwierig erkennbar. Ein weiterer guter Unterschied sind die relativ großen Extrusome, die den Odontostomatiden fehlen; leider sind sie auch bei den Microthoraciden manchmal schwierig erkennbar und dürfen nicht mit langen Bakteriensymbionten (die den Microthoraciden vermutlich fehlen) verwechselt werden (Abb. 7). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

Ökologie

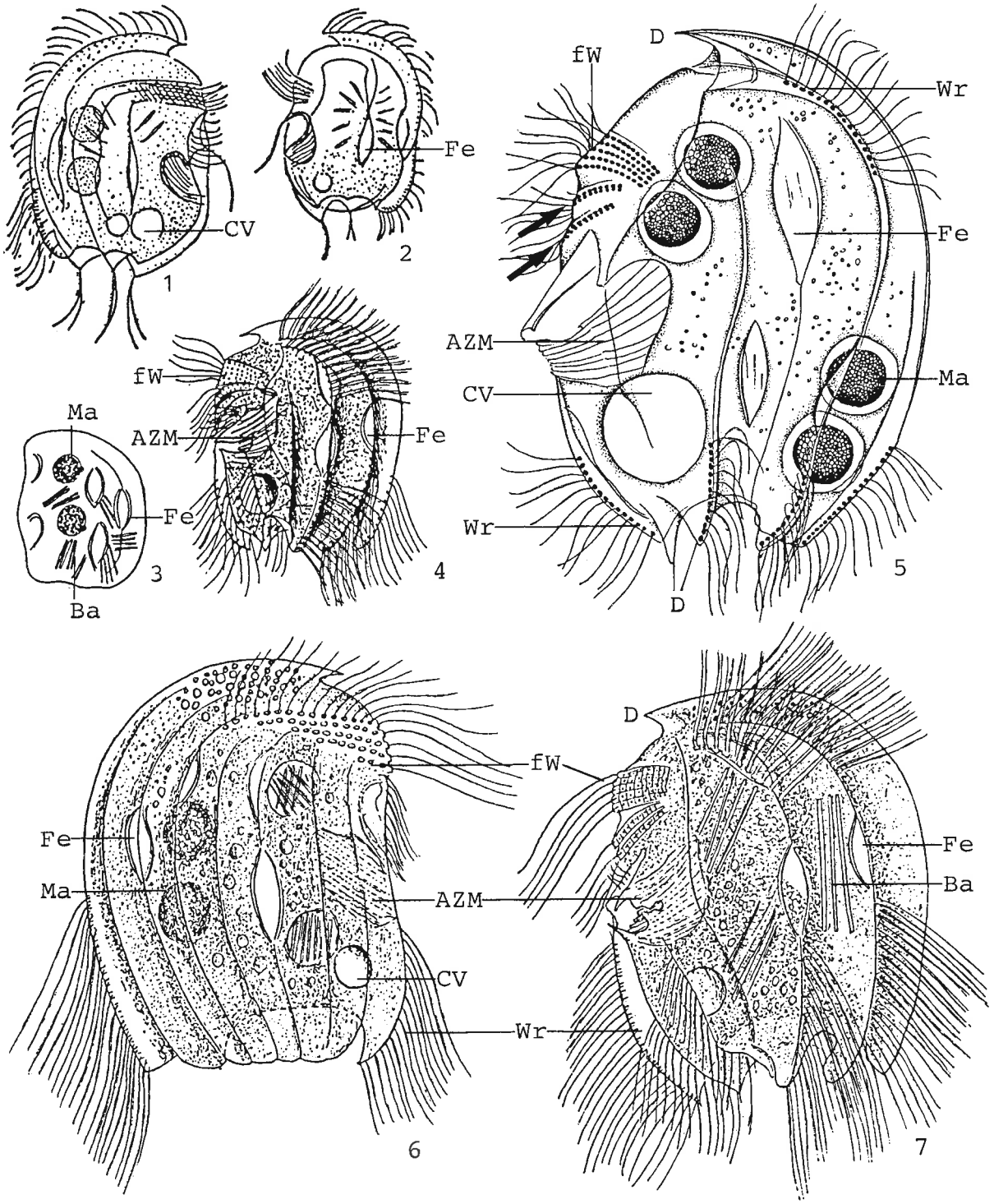
Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig verbreitet, aber nicht häufig (aus Österreich nur 1 Nachweis bekannt, FOISSNER & FOISSNER 1988; vielleicht wegen der Kleinheit und trägen Bewegung oft übersehen) in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm, Schlamm-Wasser-Kontaktzone). In stehenden oder sehr langsam fließenden Gewässern (Jauchegruben, Fischteiche, Abwasserfischteiche, Staugewässer; z. B. FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO 1979, GRABACKA 1971, 1973, KAHL 1926) häufiger als in rasch fließenden. Meidet frischen Abwasserschlamm, fehlt daher in mechanischen und biologischen Kläranlagen (CURDS 1975, LIEBMANN 1962). Immer mit anderen anaeroben Ciliaten vergesellschaftet (z. B. → *Metopus*, → *Caenomorpha*, → *Saprodinium*). MADONI (1990) fand *E. striata* (46 Ind./cm^2) in der anaeroben Sediment-Wasser-Kontaktzone eines 42 m tiefen Sees in Israel. In stehenden Gewässern können *Epalxella*-Arten und andere Faulschlamm-Ciliaten durch starke Strömungen in aerobe Bereiche des Pelagials verfrachtet werden (WEBB 1961; so erklären sich wohl die unten angeführten Daten von RECK). Bisher in Europa, Asien (WANG CHIACHI & NIE DASHU 1935) und Neuseeland (BARWICK et al. 1955) sicher nachgewiesen; Verbreitung vermutlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: *Epalxella*-Arten fressen Schwefelbakterien (BICK 1972, LIEBMANN 1962). JANKOWSKI (1964b) betont, daß Rhodobakterien nicht ingestiert werden. FINLAY et al. (1988) konnten in *Epalxella* sp. keine Nahrungsteilchen feststellen. REINNARTH (1979) fand bis zu 1680 Ind./cm^2 von *Epalxella* cf. *mirabilis* im anaeroben Schlamm des eutrophen Heinrichsweihers in Bonn bei folgenden Verhältnissen (→ Ökogramm): +1 bis -7 cm Schlammtiefe, pH 6.7-7.7, -256 bis +180 mV Redoxpotential, 0.63-15 mg/l NH_4^+-N, 0.9-5.6 mg/l NO_3^--N. RECK (1987) zählte von dieser Art im August in einem kleinen, eutrophen Waldsee in Ostholstein in 1 m Tiefe 544 Ind./l. Sie gibt folgendes Milieuspektrum: 4.4-17.3 °C, pH 7.6-9.1, 0.3-8.5 mg/l O_2 (3-88 % Sättigung). HEMPSTEAD & JAHN (1940) beobachteten *E. mirabilis* in Moortümpeln in den USA bei 4.2-6.8 mg/l H_2S; vermutlich werden aber sehr viel höhere Konzentrationen ertragen. Sehr empfindlich gegenüber Schwermetallen; Behandlungen mit 20 µg/l Zn und 10 µg/l Pb werden nicht überlebt (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986).

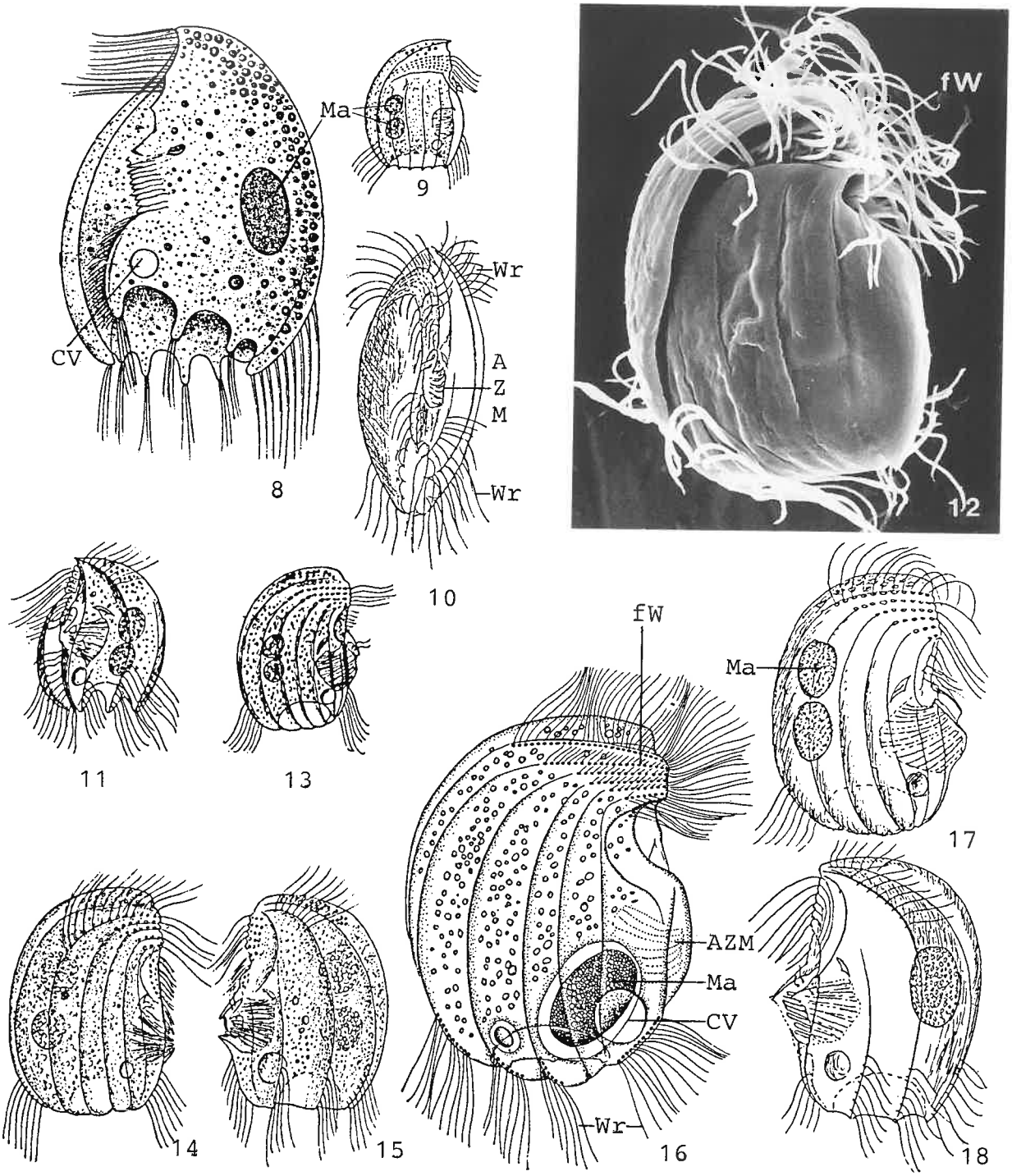


Ökogramm (aus REINNARTH 1979). Vertikalverteilung von *Epalxella* cf. *mirabilis* im eutrophen Heinrichsweiher in Bonn. Die Zahlen über den Feldern geben die Ind./cm^2 an (Summe der Individuen aller Schichten) und die volle Breite eines Feldes entspricht jeweils 100 %.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität aller Arten) und p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität aller Arten). Wir stufen die Arten dieser Gattung in der Eusaprobität mit der bei → *Metopus* spp. gegebenen Begründung wie folgt ein: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. Einzelne Exemplare findet man in mäßig stark bis sehr stark verunreinigten Fließgewässern (SRAMEK-HUSEK 1957). Dies ist immer ein sicherer Hinweis auf anaerobe Bereiche im Sediment.



Epalxella antiquorum (1, 2, aus PENARD 1922; 3, 4, 6, 7, aus KAHL 1932a,b; 5, aus JANKOWSKI 1964b. 1-4, 6, 7, in vivo; 5, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **1, 6:** Rechts laterale Ansichten, 70-80 μm. **2-4, 5, 7:** Links laterale Ansichten, 70-90 μm. Diese Art unterscheidet sich durch die Größe (70-90 μm) und die "Fenster" von den anderen Arten der Gattung. Die beiden Pfeile in Abb. 5 weisen auf 2 kurze Wimpernreihen unterhalb des frontalen Wimpernbandes. AZM = adorale Membranellenzone, Ba = endosymbiontische Bakterien, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Fe = Fenster, das sind scharf konturierte, dünne Stellen in der panzerartigen Pellicula, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Wr = Wimpernreihe.

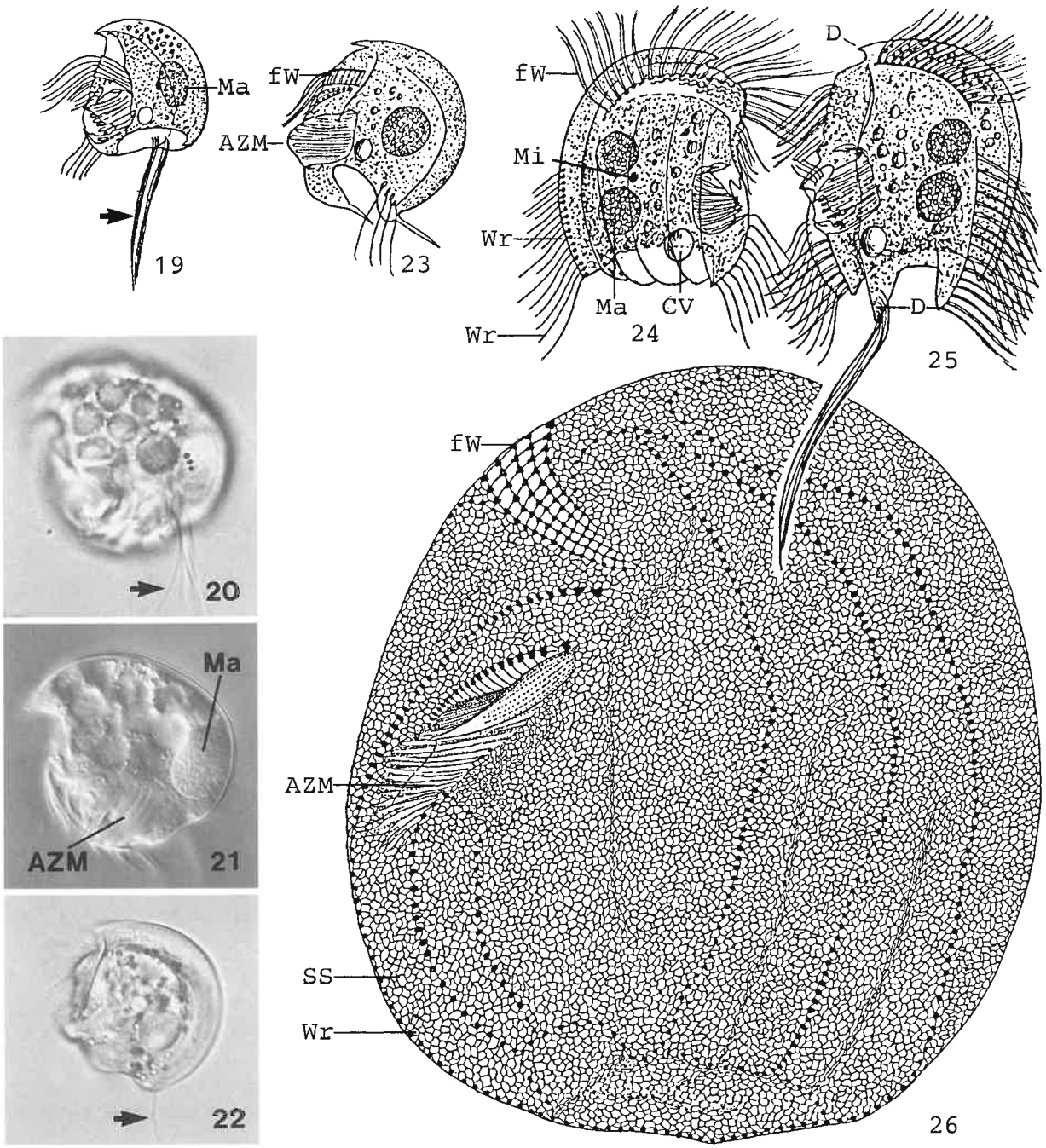


Epalxella mirabilis in vivo (8, aus ROUX 1901; 9-11, aus KAHL 1926, 1932a). **8, 11:** Links laterale Ansichten, 32 μm, 35 μm. Unterscheidet sich von der sonst recht ähnlichen *E. striata* (Abb. 13-18) durch die relativ spitzen Dornen am Hinterende; daher schwierig von → *Saprodinium* zu trennen. **9:** Rechts laterale Ansicht, 35 μm. **10:** Ventralansicht, ? μm.

Epalxella sp. im Rasterelektronenmikroskop (wahrscheinlich *E. exigua*. 12, unveröffentlichte Aufnahme von Dr. H.-G. Schrenk). **12:** Rechts laterale Ansicht.

Epalxella striata (13-15, 17, 18, aus KAHL 1926, 1932a,b; 16, aus JANKOWSKI 1964b. 13-15, 17, 18, in vivo; 16, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **13, 14, 16, 17:** Rechts laterale Ansichten, 25-35 μm. Typisch für diese Art ist das nur schwach gekerbte Hinterende. **15, 18:** Links laterale Ansichten, 25-35 μm.

AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Wr = Wimpernreihe.



***Mylestoma* spp.** in vivo (19, aus KAHL 1932a; 20-22, Originale, Hellfeld und Interferenzkontrast). **19-21:** Links laterale Ansichten von *M. anatinum* (PENARD), 20-25 μm. **22:** Links laterale Ansicht von *M. uncinatum* (PENARD). Die Pfeile markieren das lange terminale Wimpernbüschel.

Atopodinium fibulatum in vivo (23, aus KAHL 1932a). **23:** Links laterale Ansicht, 45 μm.

Epalxella bidens in vivo (24, 25, aus KAHL 1932a). **24, 25:** Rechts und links laterale Ansicht, 60 μm. Typisch für diese Art ist das körperlange, verklebte Wimpernbüschel, das von einem Dorn der linken Seite entspringt.

Epalxella antiquorum (26, aus KLEIN 1930; trockene Silbernitratimprägnation). **26:** Silberliniensystem der linken Seite, 70 μm. Nur kleine Bereiche der Basalkörperreihen sind bewimpert (vgl. Abb. 5).

AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SS = Silberliniensystem, Wr = Wimpernreihe.

Saprodinium spp.

Die beiden Arten der Gattung *Saprodinium* in der Liste von SLADECEK et al. (1981) werden gemeinsam behandelt, da sie (und die anderen Arten der Gattung) wegen der anaeroben Lebensweise dieselbe saprobielle Einstufung haben (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung zu den Heterotrichen). Für Routineuntersuchungen ist daher eine Artbestimmung nicht erforderlich.

Saprodinium putrinium LACKEY, 1925 (Abb. 1-3)

1925 *Saprodinium putrinium* LACKEY, Bull. New Jers. agric. Exp. Stn, 417: 35.
1932 *Saprodinium putrinium* LACKEY, 1925 - KAHL, Arch. Protistenk., 77: 269 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1932 *Saprodinium putrinium* LACKEY, 1925 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 526 (Revision).

Saprodinium dentatum (LAUTERBORN, 1901) LAUTERBORN, 1908 (Abb. 4-20)

1901 *Discomorpha dentata* LAUTERBORN, Zool. Anz., 24: 54 (ohne Abbildung).
1908 *Saprodinium dentatum* LAUTERB. - LAUTERBORN, Z. wiss. Zool., 90: 662 (kombinierender Autor; Abbildung).
1928 *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN 1908 - WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 251 (Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1932 *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN, 1901 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 526 (Revision).
1962 *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 299 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN, 1908 (1901) - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 257 (ausführliche Wiederbeschreibung).
1991 *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN, 1908 - SCHRENK & BARDELE, J. Protozool., 38: 278 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen, Silberimprägnation und Elektronenmikroskopie).

Nomenklatur und Taxonomie

Saprodinium putrinum in LACKEY (1925, p. 36) ist eine inkorrekte primäre Schreibweise. *Saprodinium dentatum* sensu DRAGESCO (1960) aus saproben Sanden des Genfer Sees ist ungenügend dargestellt.

Morphologie

1) Größe in vivo 35-50 x 40 µm (*S. putrinium*) bis 50-80 x 50-70 µm (*S. dentatum*).

2) Gestalt annähernd linsenförmig, d. h. lateral kräftig abgeflacht (Abb. 4). Ventralseite mit rippen- und dornenförmigen Vorsprüngen; Dorsalseite halbkreisförmig, glatt, endet vorne in einem kurzen (*S. putrinium*, Abb. 1-3) bzw. langen, spitzen Dorn (*S. dentatum*, Abb. 8, 15). Hinterende quer abgestutzt, mit 8 kurzen (Abb. 1-3) bzw. langen, krallenförmigen Dornen (Abb. 5-17).

3) Makronucleus ein- bis dreiteilig (Abb. 1, 3, 7, 10, 15, 20).

4) Kontraktile Vakuole unterhalb der adoralen Membranellenzone, d. h. ventral im Hinterende (Abb. 1, 8, 10, 16, 20).

5) Körper starr. Pellicula panzerartig, glänzend und durchsichtig. Im Vorderende ein Haufen stark lichtbrechender Granula, die bei kleiner Vergrößerung einen dunklen Fleck bilden (Abb. 8, 17).

6) Bewimperung sehr stark reduziert (Abb. 10-13). Auf der linken Seite parallel zur Dorsalseite eine kurze (*S. putrinium*, Abb. 1, 3) bzw. 2/3körperlange Wimpernreihe (*S. dentatum*, Abb. 7, 8), hinten 4 kurze Reihen auf den Dornen. Hinterer Bereich der rechten Seite meist nur am ventralen und dorsalen Rand bewimpert. Wimpern paarig und lang (Abb. 3, 5-13, 17). Am Vorderende ein "frontales Wimpernband", das auf der linken Seite beginnt und quer über die Ventralfläche bis etwa zur Mediane der rechten Seite zieht (Abb. 2, 3, 10-14, 17).

7) Adorale Membranellenzone in einer Grube etwa im Zentrum der Ventralseite, besteht aus 9 Membranellen (Abb. 7, 8, 16, 20).

8) Im Cytoplasma endosymbiontische Bakterien (Abb. 19).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnlich → *Epalxella* (Dornen am Hinterende nicht krallenförmig), → *Pelodinium reniforme* (Hinterende mit 2 ohrenförmigen Aussparungen) und → *Discomorphella* (das frontale Wimpernband verläuft auf einem hufeisenförmigen Wulst, vorne und auf der rechten Seite 3 schlanke Dornen). Bei *Mylestoma* KAHL und *Atopodinium* KAHL fehlt die vordere Wimpernreihe auf der linken Seite; *Mylestoma* hat 2 auffallende Cirren am Hinterende (Abb. 19-23 bei → *Epalxella* spp.). Auch diese Arten sind typische Faulschlammbewohner. Unterscheidung von den recht ähnlichen → Microthoraciden (Bd. IV) → *Epalxella* spp. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

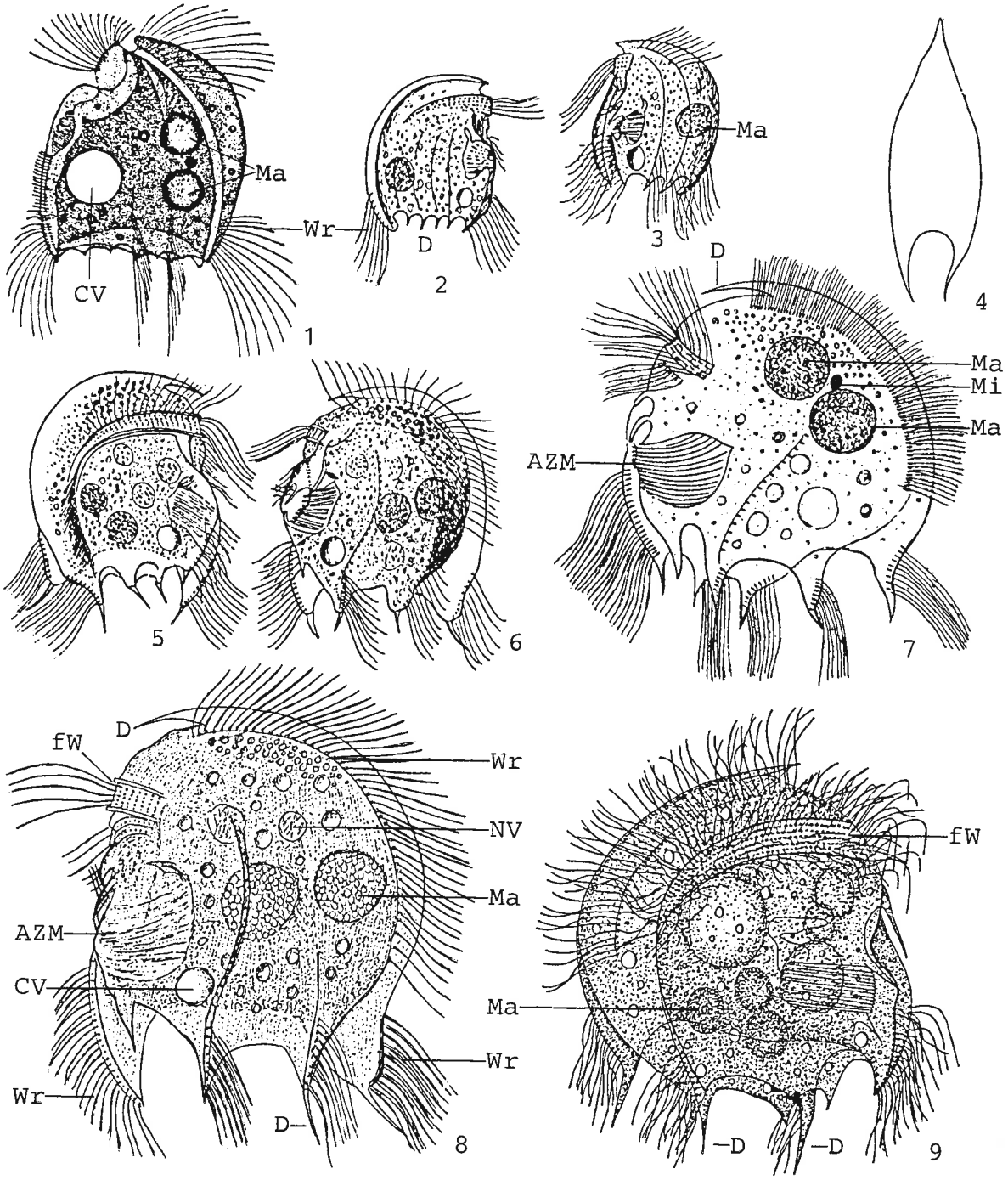
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm, Schlamm-Wasser-Kontaktzone) stehender (Baumhöhlen, Fischteiche, Seen, Staugewässer; unsere Abbildungen 14-20 stammen von Individuen aus einem falllaubreichen Waldtümpel in Salzburg) und fließender Gewässer (ALEKPEROV 1983b, HASLAUER et al. 1979, LACKEY 1938, LIEPA 1973). Lebt so wie → *Epalxella* und → *Discomorphella* in der oberen, lockeren Schicht des Faulschlammes (CASPERS & SCHULZ 1964, LIEBMANN 1962). Immer mit anderen anaeroben Protozoen vergesellschaftet (z. B. *Pelomyxa*, → *Epalxella*, → *Caenomorpha*, → *Metopus*; FINLAY et al. 1988, LAUTERBORN 1916). GROLIERE (1977b) zählte im November in einem Moortümpel in Frankreich bis zu 42 *Saprodinium dentatum* je ml. MADONI (1990) fand 129 Ind./cm^2 derselben Art in der anaeroben Sediment-Wasser-Kontaktzone eines Sees in Israel. Mehrere Nachweise aus Belebtschlammanlagen, Tropfkörpern und Imhoff-Tanks (BIERNACKA 1959, CURDS 1975, LACKEY 1925, 1938). Bisher in Europa und Nordamerika sicher nachgewiesen; nicht durch Abbildungen belegte Meldungen aus Südamerika und Afrika.

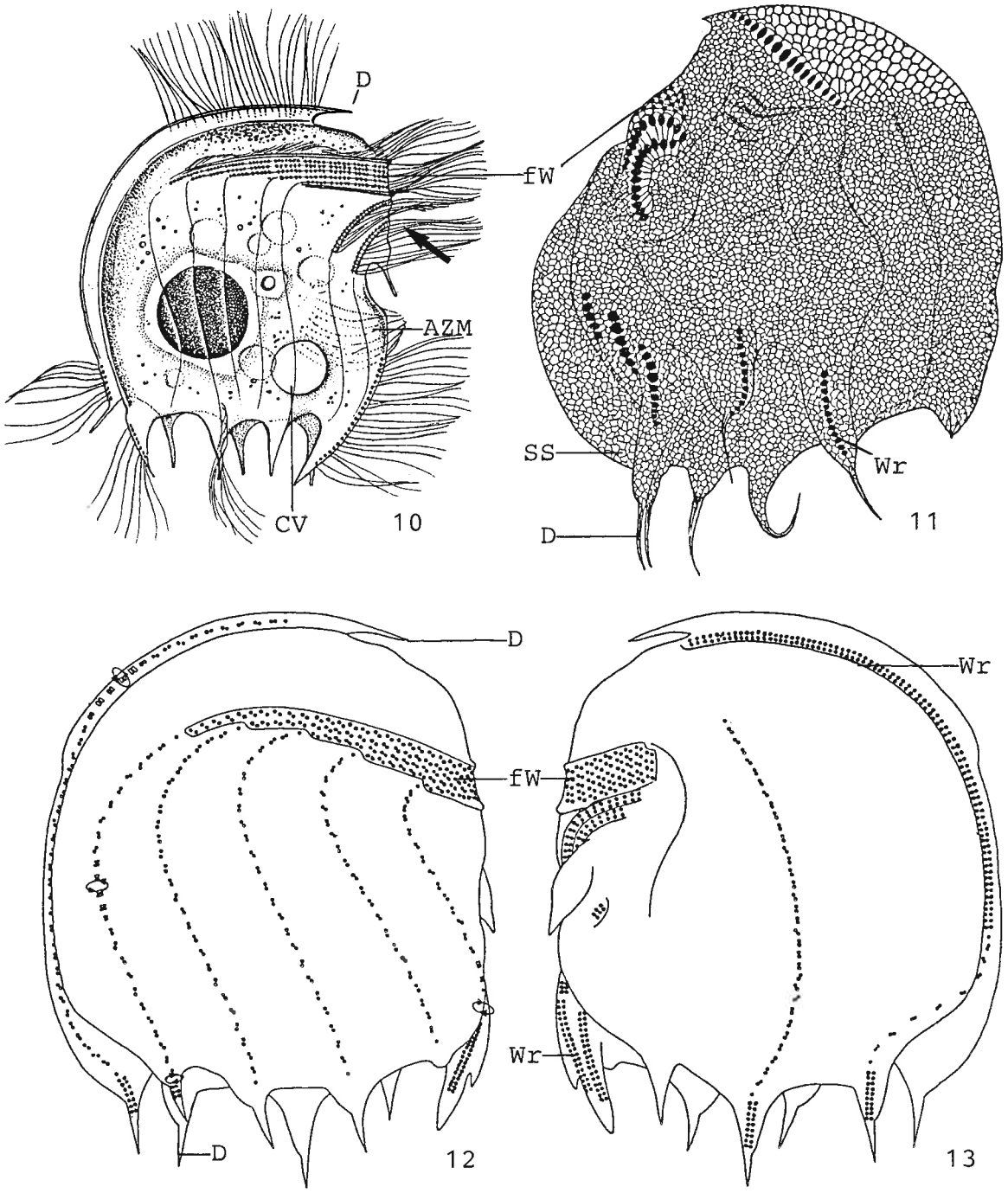
Spezielle autökologische Daten: *Saprodinium*-Arten fressen Bakterien (KAHL 1932a), Schwefelbakterien (LIEBMANN 1962) und Detritus (RIGGENBACH 1922). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 17 mg (*S. putrinium*) bis 50 mg (*S. dentatum*). *Saprodinium dentatum* hat keine Hydrogenosomen. Wahrscheinlich fungieren die dicken endosymbiontischen Bakterien (Abb. 19) als Wasserstofflieferanten für die methanogenen Bakterien (BROERS et al. 1987).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität beider Arten) und p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität beider Arten). Wir stufen *Saprodinium* spp. in der Eusaprobität mit der bei → *Metopus* spp. gegebenen Begründung wie folgt ein: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4.

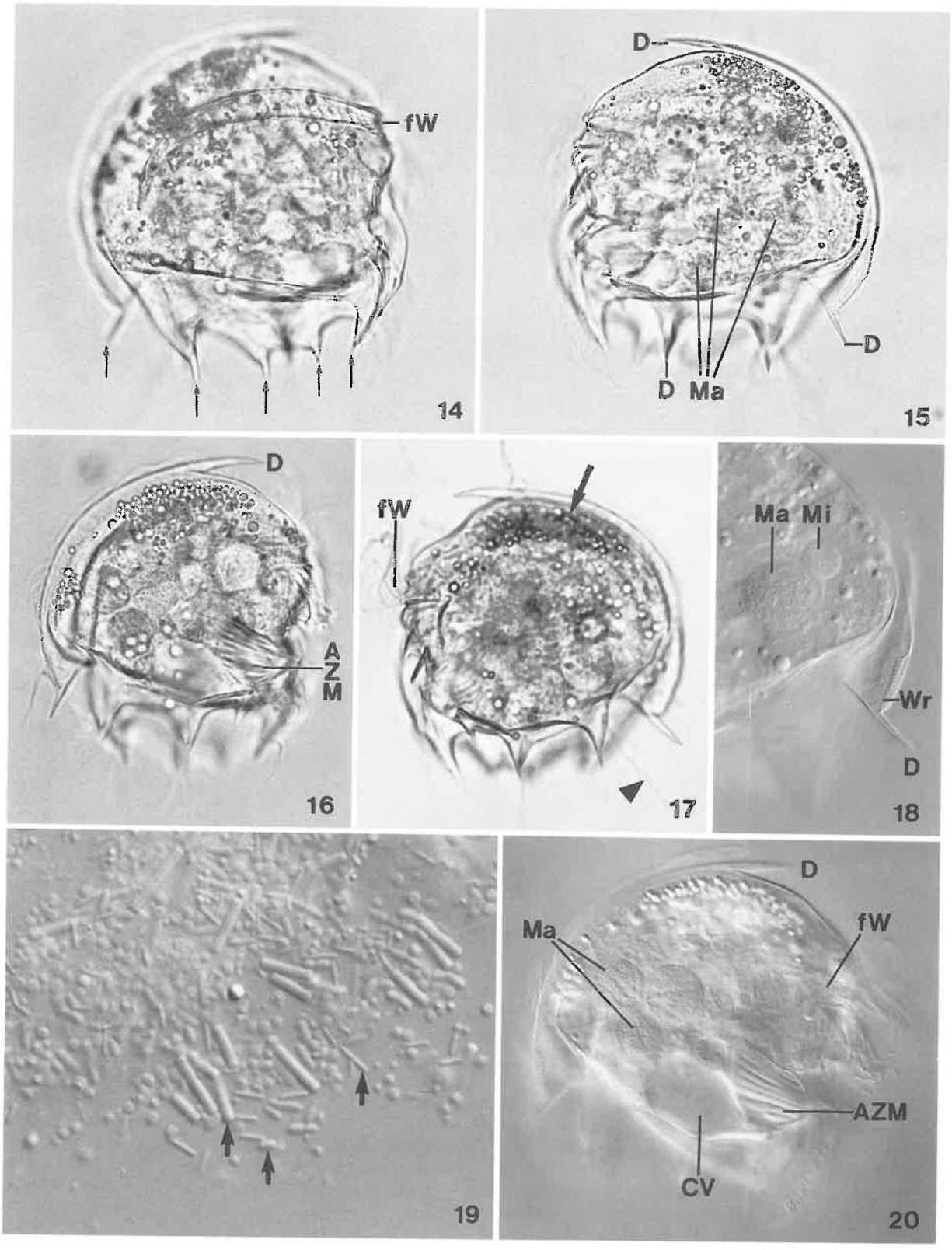
Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. Einzelfunde in mäßig bis stark verunreinigten Fließgewässern weisen auf anaerobe Bereiche im Sediment.



Saprodinium putrinium in vivo (1, aus LACKEY 1925; 2, 3, aus KAHL 1932a). **1, 3:** Links laterale Ansichten, 50 μm, 40 μm. **2:** Rechts laterale Ansicht, 40 μm. Die krallenförmigen Dornen am Hinterende sind nicht so ausgeprägt wie bei *S. dentatum*; daher leicht mit → *Epalxella* spp. zu verwechseln.
Saprodinium dentatum (4, 7, aus LAUTERBORN 1908; 5, 6, 8, aus KAHL 1932a,b; 9, nach WETZEL 1928b aus LIEBMANN 1962. 4-8, in vivo; 9, Fixierung mit Osmiumsäuredampf und Methylgrün-Färbung). **4:** Umriß von der Ventralseite gesehen. **5, 9:** Rechts laterale Ansichten, 70 μm, 50-80 μm. **6-8:** Links laterale Ansichten, 60-80 μm.
AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, Wr = Wimpernreihe.



Saprodinium dentatum (10, aus JANKOWSKI 1964b; 11, aus KLEIN 1930; 12, 13, aus SCHRENK & BARDELE 1991. 10, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 11, trockene Silbernitratimprägnation; 12, 13, nasse Silbernitratimprägnation). **10:** Rechts laterale Ansicht, 60-75 μm. Der Pfeil weist auf die beiden kurzen Wimpernreihen unterhalb des frontalen Wimpernbandes. **11-13:** Silberliniensystem und Verlauf der Basalkörperreihen auf der linken und rechten Seite; nur Teile davon sind bewimpert (vgl. Abb. 10). AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, SS = Silberliniensystem, Wr = Wimpernreihe.



Saprodinium dentatum in vivo (14-20, Originale; Hellfeld und Interferenzkontrast). **14-17:** Rechts und links laterale Ansichten. Die Pfeile in Abb. 14 weisen auf einige der 8 krallenförmigen Dornen. Der Pfeil in Abb. 17 weist auf die stark lichtbrechenden Granula ("dunkler Fleck"), die Pfeilspitze auf eine der langen Wimpern. **18:** Dorsales Hinterende. **19:** Im Plasma erkennt man 3 Typen von endosymbiontischen Bakterien (Pfeile). **20:** Optischer Längsschnitt. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Wr = Wimpernreihe.

Discomorphella pectinata (LEVANDER, 1894) CORLISS, 1960

1894 *Discomorpha pectinata* LEVANDER, Acta Soc. Fauna Flora fenn., 9: 55.
1928 *Discomorpha lauterborni* WETZEL, Z. Morph. Ökol. Tiere, 13: 255 (Synonym; Monographie der Faulschlamm-Ciliaten).
1930 *Discomorpha pectinata* LEVANDER - KLEIN, Arch. Protistenk., 69: 306 (Darstellung des Silberliniensystems).
1932 *Discomorpha pectinata* LEVANDER, 1894 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 531 (Revision).
1960 *Discomorphella pectinata* (LEVANDER, 1893) - CORLISS, J. Protozool., 7: 274 (kombinierender Autor).
1962 *Discomorpha pectinata* LEVANDER - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 301 (saprobiologische Charakteristik).
1964 *Discomorphella pectinata* (LEVANDER, 1894) CORLISS, 1960 - JANKOWSKI, Arch. Protistenk., 107: 261 (ausführliche Wiederbeschreibung).
1992 *Discomorphella pectinata* (LEVANDER, 1894) CORLISS, 1960 - TUFFRAU, J. Protozool., 39: 122 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Es gibt noch weitere Beschreibungen dieses sonderbaren Wimpertierchens (KAHL 1926, 1932b, LAUTERBORN 1908). KAHL (1932a) betrachtet *D. lauterborni* (der Dorn vorne rechts fehlt, 3 Wimpernreihen unterhalb der adoralen Membranellenzone) als Varietät und JANKOWSKI (1964b) als Synonym von *D. pectinata*. KAHL (1932a,b) unterscheidet noch die Varietät *D. pectinata bidenticulata*, die am kurzen Teil des frontalen Wimpernbandes 2 schwierig erkennbare Dornen trägt (Abb. 17).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 70-90 x 60-70 μm.

2) Gestalt scheibenförmig, d. h. lateral kräftig abgeflacht. Ventralseite vor dem Mund mit einem sehr auffallenden, hufeisenförmigen Wulst, auf dem das frontale Wimpernband verläuft. 3 lange, mehr oder minder stark gebogene Dornen: 1 vorne und 2 auf der rechten Seite (Abb. 1, 4-16, 19, 20).

3) Makronucleus kugelig oder ellipsoid, meist im hinteren dorsalen Körperviertel (Abb. 1, 6, 9, 10, 19, 20).

4) Kontraktile Vakuole etwa im Zentrum der Zelle (Abb. 1, 5, 10).

5) Körper starr. Pellicula panzerartig, glänzend und durchsichtig. Entlang der Dorsalseite stark lichtbrechende Kügelchen (Abb. 6, 15, Pfeile).

6) Bewimperung sehr stark reduziert; Bewegung daher auffallend langsam und unbeholfen. Auf der linken Seite nahe dem Hinterende 2 kurze Reihen langer Wimpern, die häufig miteinander verschmolzen sind. Ventral nahe dem Hinterende 1-3 Wimpernreihen. Auf dem balkonartig vorragenden, hufeisenförmigen Wulst ein "frontales Wimpernband", das auf der linken Seite unterbrochen ist (Abb. 3, 6, 10, 15, 19-22).

7) Adorale Membranellenzone in einer Grube unterhalb des frontalen Wimpernbandes; besteht aus etwa 10 Membranellen (Abb. 15, 19, 20).

8) Im Cytoplasma endosymbiontische Bakterien (Abb. 19, 20; BROERS et al. 1987).

Verwechslungsmöglichkeiten

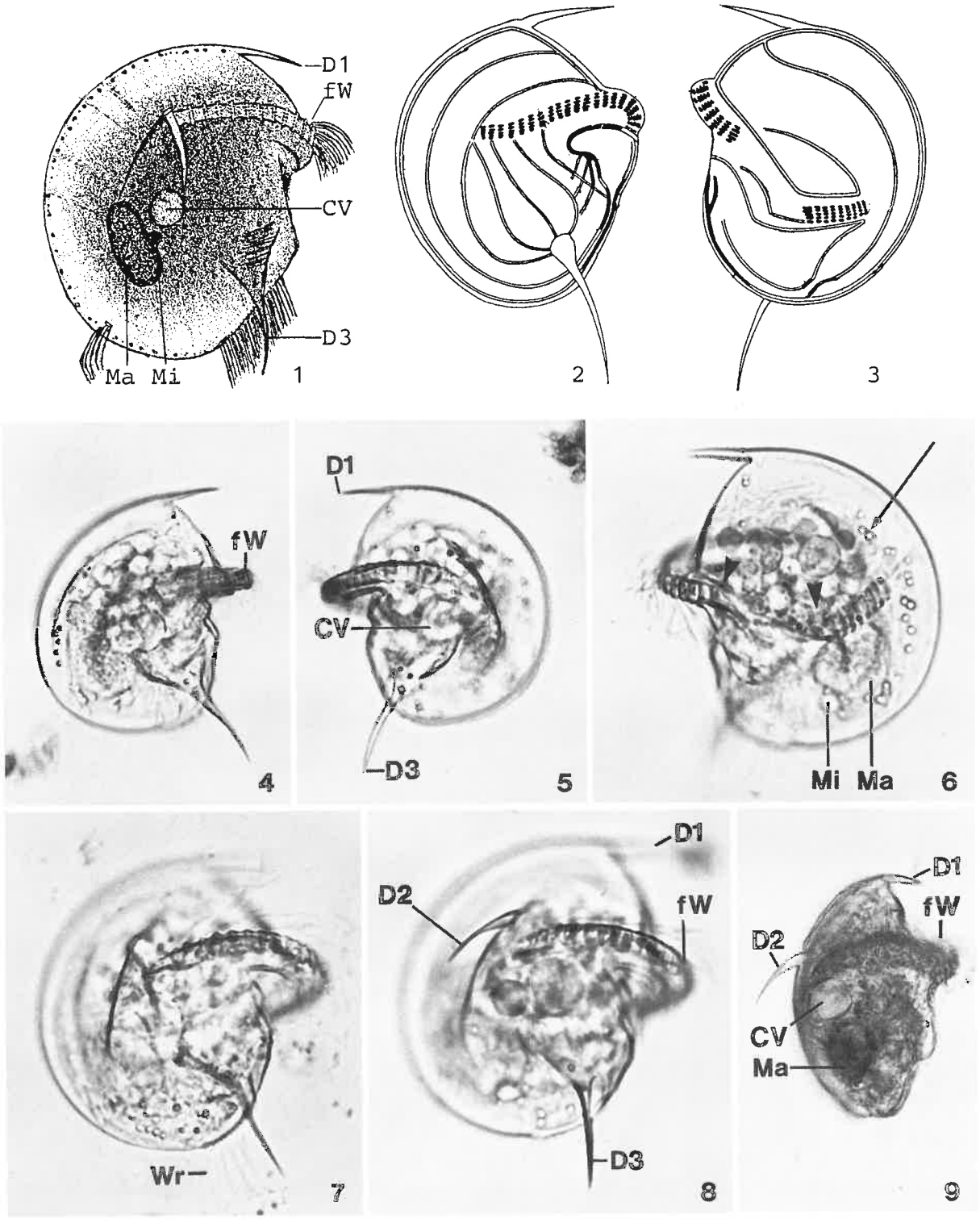
Wegen der auffallenden Dornen und dem balkonartig vorspringenden frontalen Wimpernband wohl kaum mit anderen Ciliaten-Arten zu verwechseln. Für die Identifikation ist daher das Merkmal 2 ausreichend. Wegen der geringen Beweglichkeit und der großen Transparenz trotz der beträchtlichen Größe leicht zu übersehen!

Ökologie

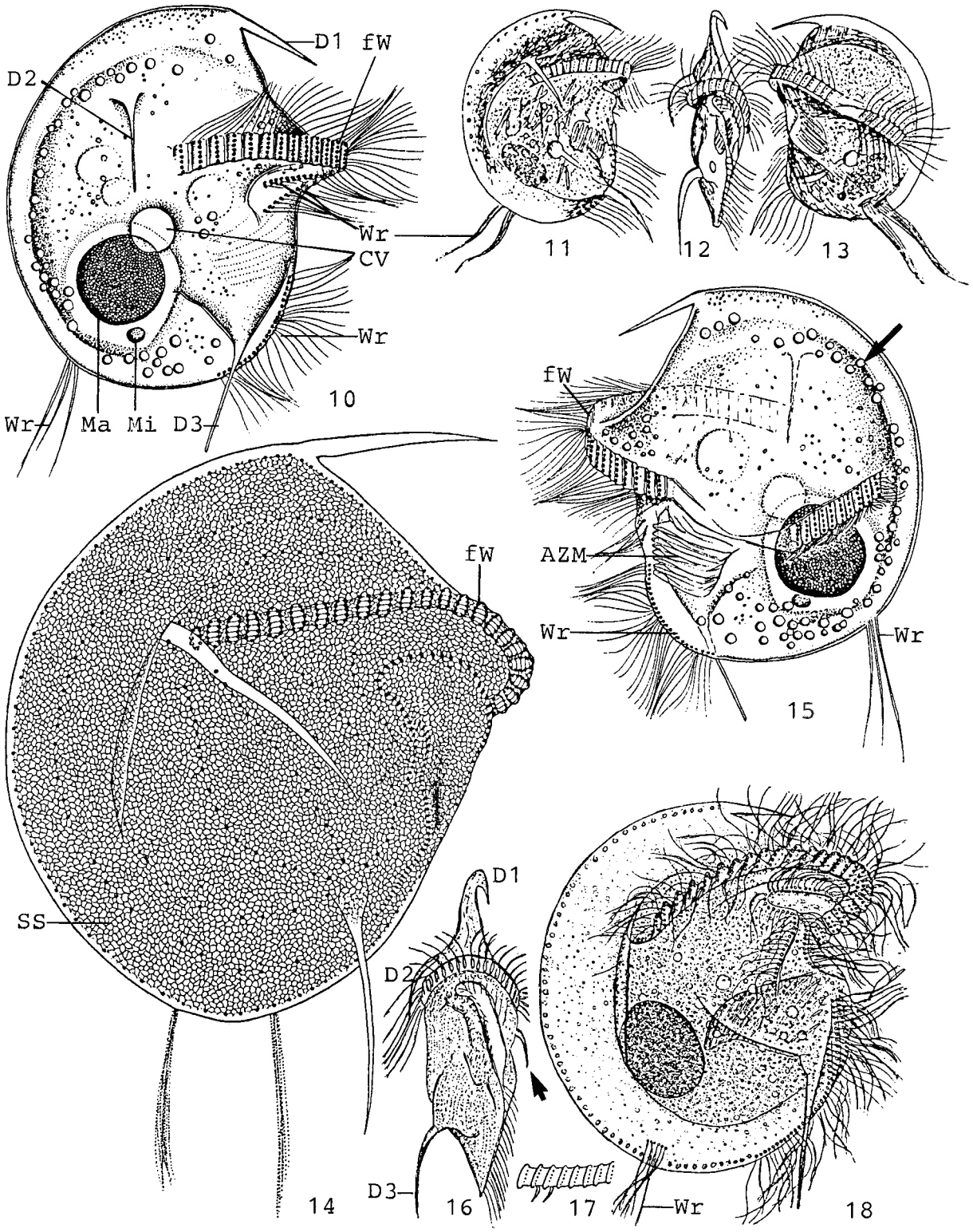
Vorkommen und Verbreitung: Eine eher seltene Art (Abb. 4-9 ist der Erstnachweis für Österreich [FOISSNER & FOISSNER 1988]; die Individuen stammen aus einem fallaubreichen Waldtümpel in Salzburg) in anaeroben, H_2S-haltigen Biotopen (Faulschlamm, Schlamm-Wasser-Kontaktzone; BICK 1958). In stehenden oder sehr langsam fließenden Gewässern (Teiche, Fallaubtümpel, Moortümpel, Altwässer, Fischteiche, Staugewässer; GRAAF 1957, GRABACKA 1971, MÜCKE 1979, WETZEL 1928a) viel häufiger als in rasch fließenden (BERECZKY 1979, NOSEK & BERECZKY 1981). Lebt im Sapropel meist in der oberen lockeren Schicht des Schlammes. Immer mit anderen anaeroben Ciliaten vergesellschaftet (→ *Caenomorpha*, → *Metopus*, → *Saprodinium*); BICK (1957) und wir fanden *D. pectinata* fast immer gemeinsam mit → *Tropidoatractus acuminatus*. RUTTNER (1952) zählte 850 Ind./l im weitgehend sauerstofffreien Pelagial eines Sees in Indonesien. MADRAZO-GARIBAY & LOPEZ-OCHOTERENA (1985) beobachteten *D. pectinata* in einer Lagune im Golf von Mexiko (3.0-3.7 % Salzgehalt, pH 7.2, 32 °C). Meidet frischen Abwasserschlamm, fehlt daher in mechanischen und biologischen Kläranlagen (LIEBMANN 1962). Bisher aus Europa und Amerika (MADRAZO-GARIBAY & LOPEZ-OCHOTERENA 1985) sicher nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien und Schwefelbakterien (LIEBMANN 1962, WETZEL 1928b). LAUTERBORN (1916) sah in den Nahrungsvakuolen stets nur feine Zellulose- und Detrituspartikel. BICK (1957) fand im Herbst 13 Ind./cm^3 in einem Fallaubteich bei Bonn und gibt folgende autökologische Daten: 7.5-17 °C, pH 6.1-6.2, 0-3.8 mg/l O_2, 1-2.4 mg/l NH_4^+, 1-2.2 mg/l H_2S. *Discomorphella pectinata* hat keine Hydrogenosomen. Wahrscheinlich fungiert ein Typ der endosymbiontischen Bakterien als Wasserstofflieferant für die methanogenen Bakterien (BROERS et al. 1987).

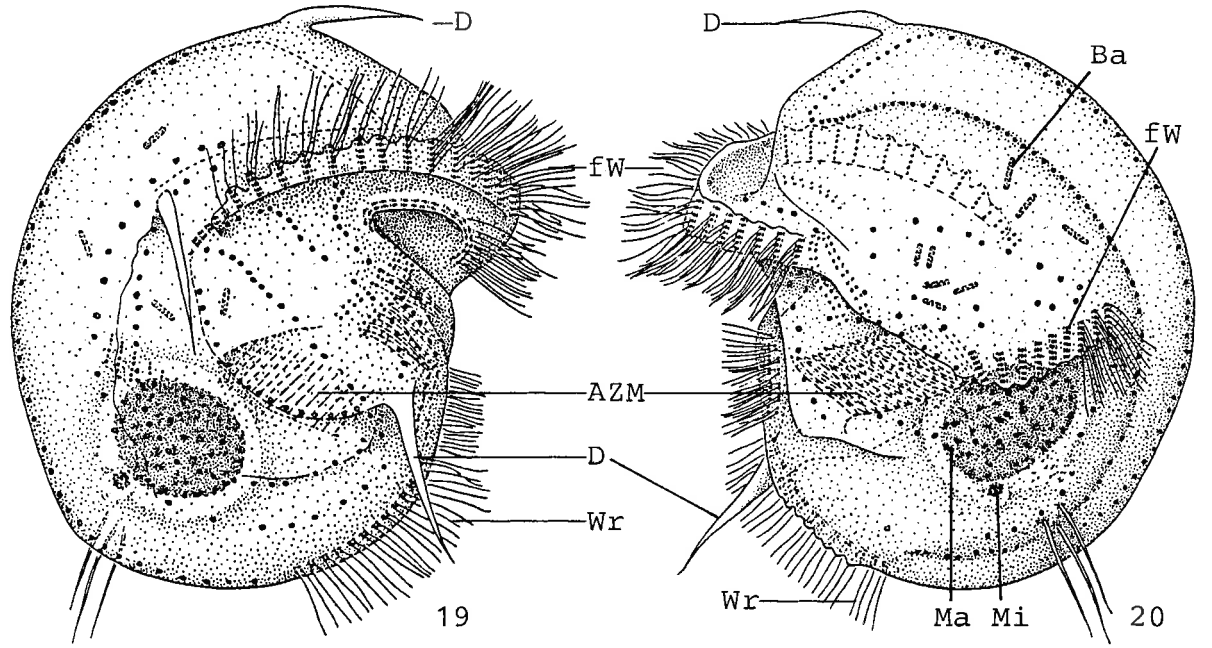
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988): p-i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E (für die Limnosaprobität) und p-i; p = 5, i = 5, I = 3, SI = 4.5 (für die Eusaprobität von *D. pectinata*) und p-i; p = 6, i = 4, I = 3, SI = 4.4 (für die Eusaprobität des Synonyms *D. lauterborni*). Wir stufen *Discomorphella pectinata* in der Eusaprobität mit der bei → *Metopus* spp. gegebenen Begründung wie folgt ein: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, I = 2, SI = 5.4. Für die Limnosaprobität übernehmen wir die Einstufung von SLADECEK et al. (1981): p-m; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. Einzelfunde in mäßig bis stark verunreinigten Fließgewässern weisen auf anaerobe Bereiche im Sediment. Nach LAUTERBORN (1916) eine der Leitformen des Faulschlammes.

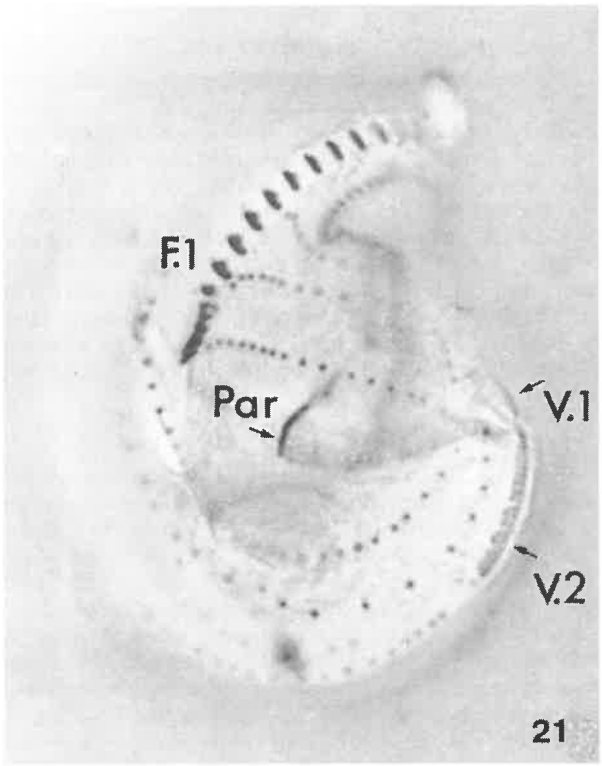


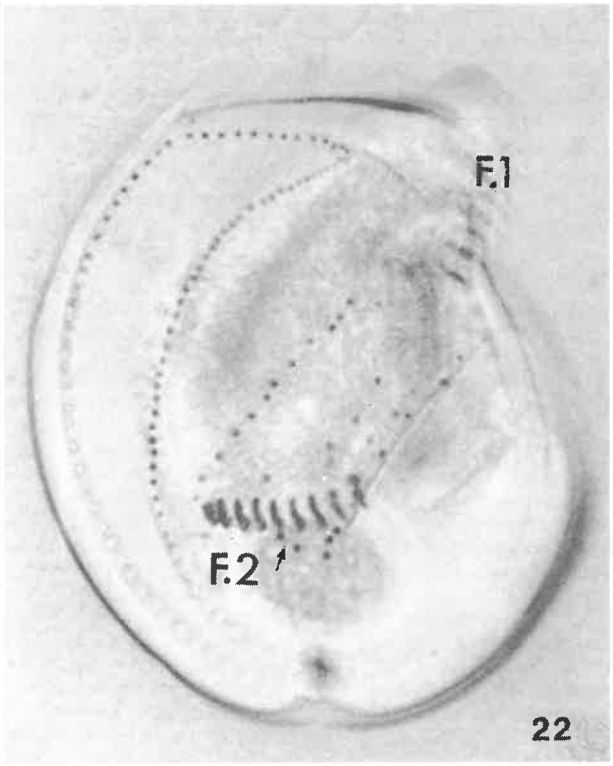
Discomorphella pectinata (1, aus LEVANDER 1894b; 2, 3, aus KLEIN 1930; 4-9, Originale. 1, in vivo; 2, 3, trockene Silbernitratimprägnation; 4-8, Lebendaufnahmen im Hellfeld; 9, Fixierung mit Quecksilberchlorid). **1, 4, 7, 8:** Rechts laterale Ansichten, 70-90 μm. **2, 3:** Verlauf der Basalkörperreihen; nur die ausgefüllten Linien sind bewimpert. **5, 6:** Links laterale Ansichten. Der Pfeil in Abb. 6 weist auf stark lichtbrechenden Kügelchen entlang der Dorsalseite (vgl. Abb. 15); die Pfeilspitzen markieren das unterbrochene frontale Wimpernband (vgl. Abb. 22). **9:** Schräge Ventralansicht. CV = kontraktile Vakuole, D1-3 = Dornen, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Wr = Wimpernreihe.



Discomorphella pectinata (10, 15, aus JANKOWSKI 1964b; 11-13, 16, 17, aus KAHL 1932a,b; 14, aus KLEIN 1930; 18, aus WETZEL 1928b. 10, 15, Fixierung mit Quecksilberchlorid; 11-13, 16, 17, in vivo; 14, trockene Silbernitratimprägnation; 18, Fixierung mit Osmiumsäuredampf und Methylgrün-Färbung). **10, 11, 18:** Rechts laterale Ansichten, 70-90 μm. **12, 16:** Ventralansichten. Der Pfeil in Abb. 16 weist auf einen kleinen Dorn beim kurzen Teil des frontalen Wimpernbandes (vgl. Abb. 17). **13, 15:** Links laterale Ansichten. Der Pfeil weist auf stark lichtbrechende Kügelchen entlang der Dorsalseite (vgl. Abb. 6). **14:** Silberliniensystem der rechten Seite. **17:** "*Discomorphella pectinata bidenticulata*" hat 2 kleine Dornen beim kurzen Teil des frontalen Wimpernbandes. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D1-3 = Dornen, fW = frontales Wimpernband, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SS = Silberliniensystem, Wr = Wimpernreihe.







Discomorphella pectinata (19-22, aus TUFFRAU 1992. 19, 20, nach Lebendbeobachtungen und nasser Silbernitratimprägnation; 21, 22, nasse Silbernitratimprägnation). **19, 20:** Rechts und links laterale Ansicht. **21:** Rechts laterale Ansicht. **22:** Selbes Exemplar wie Abb. 21, aber auf die linke Seite fokussiert. Abb. 21, 22 mit Originalbeschriftung. AZM = adorale Membranellenzone, Ba = endosymbiontische Bakterien, D = Dorn, fW (F.1, F.2) = frontales Wimpernband, das auf der linken Seite unterbrochen ist, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Par = undulierende Membran, Wr (V.1, V.2) = Wimpernreihen.

5 LITERATUR

Auf die Erstellung des Literaturverzeichnisses wurde große Sorgfalt verwendet. Die Abkürzungen der Zeitschriften-Titel folgen der 4. Auflage der "World List of Scientific Periodicals" (BUTTERWORTHS, London 1963-1965). Die dort nicht enthaltenen und neuere Journale wurden meist sinngemäß abgekürzt, seltener ausgeschrieben. Alle zitierten Arbeiten wurden von uns persönlich gesehen und befinden sich in der Bibliothek von W. FOISSNER.

Die Datierung der Arbeiten von EHRENBERG folgt CORLISS (1979).

Die Schreibweise einiger, meist osteuropäischer Autoren ist in ihren eigenen Arbeiten nicht selten unterschiedlich, was die Zitation und fallweise das Auffinden sehr erschwert. Wir haben sie der Übersichtlichkeit halber vereinheitlicht. Folgende Autoren sind davon betroffen: ANADÓN, R. (ANADON, R.), BERECZKY, M.C. (BERECZKY, M.), CHORIK, F.P. (CHORIC, F.P.), DETCHEVA, R.B. (DECHEVA, DETCHEVA, R., DETSCHEVA, R.B., DETSCHEWA), FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (FERNANDEZ-LEBORANS, G.), GAJEWSKAJA, N. (GAJEVSKAJA, N.), JANKOWSKI, A.W. (JANKOWSKI, A.V., JANKOVSKIJ, A.V.), LIEPA, R.A. (LIEPA, R., LIYEPA, R.A.), LÓPEZ-OCHOTERENA, E. (LOPEZ-OCHOTERENA, E.), MAMAEVA, N.V. (MAMAYEVA, N.V.), SHUBERNETSKY, I.V. (SHUBERNETSKIJ, I.V.).

Die Sonderzeichen ("diakritische Zeichen") sind im Literaturverzeichnis enthalten. Im Text wurden sie der Einfachheit halber weggelassen.

Die deutschen Umlaute (z. B. das "Ü" in MÜLLER) wurden bei den Art-Zitaten auf "UE" umgeschrieben, da fremdsprachige Autoren damit immer wieder Schwierigkeiten haben.

ABONYI, S. (1928): Az *Orchestia cavimana* (HELLER) epizoáirol (Über die Epizoen der *Orchestia cavimana* (HELLER)). - Archvm balaton., Bpest., **2**: 5-23 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).

AELTERMAN, H. (1952): Onderzoek over de begroeiing van voorwerpen in stromend water. - Biol. Jaarb., **19**: 199-250.

AESCHT, E. & FOISSNER, W. (1992): Biology of a high-rate activated sludge plant of a pharmaceutical industry. - Arch. Hydrobiol., im Druck.

AESCHT, E., FOISSNER, W. & MULISCH, M. (1991): Ultrastructure of the mycophagous ciliate *Grossglockneria acuta* (Ciliophora, Colpodea) and phylogenetic affinities of colpodid ciliates. - Europ. J. Protistol., **26**: 350-364.

AGAMALIEV, F.G. (1974): Ciliates of the solid surface overgrowth of the Caspian Sea. - Acta Protozool., **13**: 53-83 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

AGAMALIEV, F.G. (1986): Ciliates of the low-salinity lagoons of the Caspian Sea. - Arch. Protistenk., **131**: 201-214.

AGAMALIEV, F.G. & ALIEV, A.R. (1983): Benthic infusoria from the Divichinskiy Estuary of the Caspian Sea. - Hydrobiol. J., **18**: 20-24.

AHRENS, G. (1973): Naturwissenschaftliches und medizinisches Latein. VEB Enzyklopädie, Leipzig. 357 pp.

ALBRECHT, J. (1983): Salzbelastung und Ciliatenbesiedlung (Protozoa: Ciliophora) im Weser-Flußsystem (Fulda, Werra, Weser, Leine, Innerste). Diss. Univ. Bonn. 195 pp.

ALBRECHT, J. (1984): Zur Autökologie ausgewählter Aufwuchsciliaten des Weser-Flußsystems (Protozoa: Ciliophora). - Decheniana, **137**: 132-167.

ALBRECHT, J. (1986): Periphyton (Aufwuchs) communities of ciliated protozoa in salt-polluted running waters of the Weser river basin - their structure and indicator value (including model

ecosystems). - Int. Rev. ges. Hydrobiol., **71**: 187-224.
ALEKPEROV, I.K. (1982): Planktonic infusoria as indicators of the extent of organic pollution in Azerbaidzhanian reservoirs. - Hydrobiol. J., **17** (Jahre 1981/82): 43-49.
ALEKPEROV, I.K. (1983a): Infusoria of the very deep Terterchay reservoir. - Hydrobiol. J., **18**: 20-25.
ALEKPEROV, I.K. (1983b): Ciliates of pelogen in rearing ponds of the Kura experimental sturgeon hatchery. - Zool. Zh., **62:** 331-338 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
ALEKPEROV, I.K. (1984): Free-living infusoria of Khachinchay reservoir. - Hydrobiol. J., **20:** 17-22.
ALLGÉN, C. (1935): Über die Mikroflora und die Mikrofauna eines südschwedischen Kreidegrabens. - Mikrokosmos, **28** (Jahre 1934/35): 175-177.
ALONSO, P., GIL, I. & RODRIGUEZ, D. (1981): Estudio de los protozoos de varias depuradoras de aguas residuales municipales. - Boln. R. Soc. esp. Hist. nat. (Biol.), **79:** 67-78.
ALVERDES, F. (1938): Die Marburger Untersuchungen über das Lernvermögen niederer Tiere. - Verh. dt. zool. Ges., **40**: 37-47.
AMIN, P.M. & GANAPATI, S.V. (1967): Occurrence of *Zoogloea* colonies and protozoans at different stages of sewage purification. - Appl. Microbiol., **15**: 17-21.
AMLACHER, E. (1986): Taschenbuch der Fischkrankheiten. Grundlagen der Fischpathologie. G. Fischer, Stuttgart. 478 pp.
AMOS, W.B. (1972): Structure and coiling of the stalk in the peritrich ciliates *Vorticella* and *Carchesium*. - J. Cell Sci., **10**: 95-122.
ANDERSON, O.R. (1988): Comparative protozoology. Ecology, physiology, life history. Springer, Berlin, Heidelberg, New York, London, Paris, Tokyo. 482 pp.
ANDRÉ, É. (1912): Infusoires. - Catalogue des invertébrés de la Suisse, **6:** XI + 228 pp.
ANTONIETTI, R., BROGLIO, P. & MADONI, P. (1982): Valutazione di parametri biologici come indici di efficienza di depurazione in impianti a fanghi attivi. - Ingegneria Ambientale, **11**: 472-477.
ARNDT, H. (1991): Protozoen als wichtige Komponente des Planktons von Tieflandflüssen. In INSTITUT FÜR LIMNOLOGIE, ABTEILUNG MONDSEE (ed.): Deutschsprachige Limnologentagung der SIL und der DGL in Mondsee, Österreich. Kurzfassungen der Vorträge und Poster. (Abstract).
ARTHUR, J.R. & LOM, J. (1984): Trichodinid protozoa (Ciliophora: Peritrichida) from freshwater fishes of Rybinsk Reservoir, USSR. - J. Protozool., **31**: 82-91.
AUGUSTIN, H. & FOISSNER, W. (1992): Morphologie und Ökologie einiger Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus dem Belebtschlamm. - Arch. Protistenk., im Druck.
AUGUSTIN, H., MOOG, O., UNTERWEGER, A. & WIENER, W. (1987a): Die Gewässergüte der Fliessgewässer der Stadt Linz und Umgebung. - Naturk. Jb. Stadt Linz, **31/32**: 149-363.
AUGUSTIN, H., UNTERWEGER, A. & WIENER, W. (1987b): Die Organismenvielfalt in einem natürlich-mäandrierenden und in einem regulierten Abschnitt der Oichten. Ein Argument gegen die Verbauung der Fließgewässer. - Jber. Haus Nat. Salzburg, **10**: 72-80.
AUGUSTIN, H., FOISSNER, W. & BAUER, R. (1989): Die Zählung von Protozoen und kleinen Metazoen im Belebtschlamm. - Acta hydrochim. hydrobiol., **17**: 375-386.
AX, P. & AX, R. (1960): Experimentelle Untersuchungen über die Salzgehaltstoleranz von Ciliaten aus dem Brackwasser und Süßwasser. - Biol. Zbl., **79:** 7-31.
AYRTON, W. (1903): On *Zoothamnium geniculatum*, a new infusorian. - J. Quekett microsc. Club, **8**: 407-410.
BALDOCK, B.M. & SLEIGH, M.A. (1988): The ecology of benthic protozoa in rivers: seasonal variation in numerical abundance in fine sediments. - Arch. Hydrobiol., **111**: 409-421.
BALDOCK, B.M., BAKER, J.H. & SLEIGH, M.A. (1983): Abundance and productivity of protozoa in chalk streams. - Holarct. Ecol., **6**: 238-246.
BAMFORTH, S.S. (1963): Limnetic protozoa of southeastern Louisiana. - Proc. La Acad. Sci., **26**: 120-134.
BAMFORTH, S.S. & LORENZ, L.K. (1962): Tolerance of four ciliates to low oxygen concentrations. - Amer. Zool., **2**: 503.

BAMFORTH, S.S., CURDS, C.R. & FINLAY, B.J. (1987): Protozoa of two Kenya lakes. - Trans. Am. microsc. Soc., **106**: 354-358.

BARK, A.W. & GOODFELLOW, J.G. (1985): Studies on ciliated protozoa in eutrophic lakes: 2. Field and laboratory studies on the effects of oxygen and other chemical gradients on ciliate distribution. - Hydrobiologia, **124**: 177-188.

BARK, A.W. & WATTS, J.M. (1984): A comparison of the growth characteristics and spatial distribution of hypolimnetic ciliates in a small lake and an artificial lake ecosystem. - J. gen. Microbiol., **130**: 3113-3122.

BARKER, A.N. (1942): The seasonal incidence, occurrence and distribution of protozoa in the bacteria bed process of sewage disposal. - Ann. appl. Biol., **29**: 23-33.

BARKER, A.N. (1943): The protozoan fauna of sewage disposal plants. - Naturalist, Hull, Jahr 1943 (No. 806): 65-69.

BARKER, A.N. (1946): The ecology and function of protozoa in sewage purification. - Ann. appl. Biol., **33**: 314-325.

BARKER, A.N. (1949): Some microbiological aspects of sewage purification. - J. Proc. Inst. Sew. Purif., Jahr 1949: 7-27.

BARRETT, C.A. (1870): A new tube-dwelling *Stentor*. - Am. mon. microsc. J., **3**: 188-191.

BARTSCH, I. & HARTWIG, E. (1984): Die bodenlebende Mikrofauna im Hamburger Hafen. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **61**: 543-586.

BARWICK, R.E., BEVERIDGE, P.J., BRAZIER, R.G., CLOSE, R.I., HIRSCHFELD, N., PILLAI, S., RAMSAY, G.W., ROBINSON, E.S., STEVENS, G.R. & TODD, I.M. (1955): Some freshwater ciliates from the Wellington Area including eleven species recorded from N. Z. for the first time. - Tuatara, **5**: 87-99.

BARY, B.M. (1950a): Four new species of fresh-water ciliates from New Zealand. - Zool. Publs Vict. Univ. Coll., **2**: 1-19.

BARY, B.M. (1950b): Studies on the freshwater ciliates of New Zealand. Part II. An annotated list of species from the neighbourhood of Wellington. - Trans. R. Soc. N. Z., **78**: 311-323.

BAUER, J. (1987): Ökologische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten zweier abwasserbelasteter Gebirgsbäche (Mettma und Gutach/Wutach, Südschwarzwald). - Arch. Hydrobiol. Suppl., **77**: 1-37.

BAUMEISTER, W. (1932): Das Infusor *Tropidoatractus acuminatus* LEVANDER. - Arch. Protistenk., **77**: 360-378.

BEAVER, J.R. & CRISMAN, T.L. (1989): Analysis of the community structure of planktonic ciliated protozoa relative to trophic state in Florida lakes. - Hydrobiologia, **174**: 177-184.

BEAVER, J.R. & CRISMAN, T.L. (1990): Use of microzooplankton as an early indicator of advancing cultural eutrophication. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **24**: 532-537.

BELIKHOFF, D.V. (1936): Le potamoplankton du Volga. - Uchen. Zap. kazan. gos. Univ. (Zool.), **96**: 3-140 (in Russisch mit französischer Zusammenfassung).

BERECZKY, M. C. (1972): A szentendrei és váci Duna-ág csillós egysejtüinek vizsgálata. - Hidrol. Közl., Jahr 1972: 214-217 (in Ungarisch).

BERECZKY, M.C. (1977a): Die ökologische Charakterisierung einiger Ciliatenorganismen des ungarischen Donauabschnittes (Danubialia Hungarica LXXXI. Teil 2). - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **18-19** (Jahre 1976/77): 157-177.

BERECZKY, M.C. (1977b): Kurzfristige Untersuchungen über die Auswirkung des abnehmenden Donauwasserstandes auf die planktische Ciliatenpopulation und die Gestaltung ihrer saprobiologischen Verhältnisse. - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **18-19** (Jahre 1976/77): 179-188.

BERECZKY, M.C. (1977c): Kennzeichnung der saprobiologischen Verhältnisse des oberen ungarischen Donauabschnittes mit Hilfe von Protozoen als Indikatoren (Danubialia Hungarica, XLIV). - Opusc. zool., Bpest, **14**: 55-66.

BERECZKY, M.C. (1979): Gestaltung der Ciliata- und Testacea-Populationen der Donau unter der Einwirkung des Flussregimes und der Wasserkunstbauten zwischen Vác und Göd (Danubialia Hungarica LXXXIX). - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **20-21** (Jahre 1978/79): 205-227.

BERECZKY, M.C. (1981): Wirkung des vom Wärmekraftwerk von Százhalombatta abgelassenen erwärmten Kühlwassers auf die einzellige Fauna sowie Aufnahme des Grundzustandes im Raum von Paks. - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **22/23** (Jahre 1980/81): 145-158.
BERECZKY, M.C., OERTEL, N. & NOSEK, J.N. (1983): Die tiefenabhängige Entwicklung des Protozoenaufwuchses auf künstlichem Substrat in der Donau I. Die Frage der Tiefenschichtung. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **68**: 37-62.
BERNERTH, H. (1978): Ökologische Vorgänge bei der Abwasserreinigung - Wimpertiere als Anzeiger der Reinigungsleistung. - Natur Mus., Frankf., **108**: 93-105.
BERNERTH, H. (1982): Ökologische Untersuchungen im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerks am Untermain unter besonderer Berücksichtigung der Ciliaten (Protozoa). - Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, **57**: 1-246.
BERVOETS, W. (1940): Bijdrage tot de studie der ciliaten van Belgie. - Biol. Jaarb., **7**: 117-137.
BEUSCHOLD, E. (1961): Limnologische Untersuchungen am Hauptbecken der Saidenbach-Talsperre. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **46**: 18-42.
BEVEL, N. (1938): Some notes on the protozoa of Reelfoot Lake. - J. Tenn. Acad. Sci., **13**: 137-149.
BHATIA, B.L. (1920): Notes on fresh-water ciliate protozoa of India. - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1920: 257-267.
BICK, H. (1957): Beiträge zur Ökologie einiger Ciliaten des Saprobiensystems. - Jahrbuch vom Wasser, **24**: 224-246.
BICK, H. (1958): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten fallaubreicher Kleingewässer. - Arch. Hydrobiol., **54**: 506-542.
BICK, H. (1972): Ciliated protozoa. An illustrated guide to the species used as biological indicators in freshwater biology. World Health Organization, Geneva. 198 pp.
BICK, H. & BERTRAM, R. (1973): Experimentell-ökologische Untersuchung der Populationsdynamik von Aufwuchsciliaten unter besonderer Berücksichtigung des Temperaturfaktors. - Forsch.-Ber. Landes NRhein-Westf., **Nr. 2266**: 1-29.
BICK, H. & DREWS, E.F. (1973): Selbstreinigung und Ciliatenbesiedlung in saurem Milieu (Modellversuche). - Hydrobiologia, **42**: 393-402.
BICK, H. & KUNZE, S. (1971): Eine Zusammenstellung von autökologischen und saprobiologischen Befunden an Süsswasserciliaten. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **56**: 337-384.
BICK, H. & SCHMERENBECK, W. (1971): Vergleichende Untersuchung des Peptonabbaus und der damit verknüpften Ciliatenbesiedlung in strömenden und stagnierenden Modellgewässern. - Hydrobiologia, **37**: 409-446.
BIEGEL, M. (1954): Beitrag zur Peritrichenfauna der Umgebung Erlangens. - Arch. Protistenk., **100**: 153-182.
BIEN, S.M. & PRESTON, F.B. (1968): Calcification of *Spirostomum ambiguum*. - J. Protozool., **15**: 251-256.
BIERNACKA, I. (1959): Zmiany sezonowe fauny pierwotniaków w osadzie czynnym w oczyszczalni na Zaspie w Gdańsku (Seasonal changes of the protozoan fauna in activated sludge of the purifier in Danzig). - Polskie Archwm Hydrobiol., **5**: 51-69 (in Polnisch mit russischer und englischer Zusammenfassung).
BIERNACKA, I. (1962): Die Protozoenfauna in der Danziger Bucht I. Die Protozoen in einigen Biotopen der Seeküste. - Polskie Archwm Hydrobiol., **10**: 39-109.
BIERNACKA, I. (1963): Die Protozoenfauna in Danziger Bucht II. Die Charakteristik der Protozoen in Untersuchten Biotopen der Seekuste. - Polskie Archwm Hydrobiol., **11**: 17-75.
BISHOP, E.L.Jr. & JAHN, T.L. (1941): Observations on colonial peritrichs (Ciliata; Protoza) of the Okoboji region. - Proc. Iowa Acad. Sci., **48**: 417-421.
BLATTERER, H. (1989): BUFUS Aktiv: Uni-Teich. Weitere Faunistik: Ciliaten (Wimpertiere). - BUFUS-Info, **5**: 6-10 (ISSN 0256-4173).
BLÄTTNER, H. (1926): Beiträge zur Reizphysiologie von *Spirostomum ambiguum* EHRENBERG. - Arch. Protistenk., **53**: 253-311.
BLOCHMANN, F. (1886): Die mikroskopische Thierwelt des Süßwassers. Verlag von Gebrüder Haering, Braunschweig. 122 pp.

BOCK, K.J. (1960): Biologische Untersuchungen, insbesondere der Ciliatenfauna, in der durch Abwässer belasteten Schlei (westliche Ostsee). - Kieler Meeresforsch., **16**: 57-68.
BOGGS, N.Jr. (1965): Comparative studies on *Spirostomum*: silver impregnation of three species. - J. Protozool., **12**: 603-606.
BOIKOVA, E. (1984): Ecological character of protozoans (Ciliata, Flagellata) in the Baltic Sea. - Ophelia Suppl., **3**: 23-32.
BOĬTSOVA, I.L. (1976): Peritricha on the bottom aquatic invertebrates. - Vest. leningr. gos. Univ. (Biol.), Jahr 1976: 39-49 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
BORROR, A.C. (1963): Morphology and ecology of the benthic ciliated protozoa of Alligator Harbor, Florida. - Arch. Protistenk., **106**: 465-534.
BORSHEIM, K.Y. (1984): Clearance rates of bacteria-sized particles by freshwater ciliates, measured with monodisperse fluorescent latex beads. - Oecologia (Berlin), **63**: 286-288.
BORY DE SAINT-VINCENT, J.B. (1824): Encyclopédie méthodique. Histoire naturelle des zoophytes, ou animaux rayonnés, faisant suite a l'histoire naturelle des vers de bruguière. Tome second. Agasse, Paris. 819 pp.
BOTT, T.L. & KAPLAN, L.A. (1990): Potential for protozoan grazing of bacteria in streambed sediments. - J. N. Am. Benthol. Soc., **9**: 336-345.
BOVEE, E.C. (1960): Protozoa of the Mountain Lake Region, Giles County, Virginia. - J. Protozool., **7**: 352-361.
BOWEN, W.J. (1947): The effect of salts and osmotic concentration on the size of food vacuoles in *Vorticella similis*. - Physiol. Zoöl., **20**: 165-171.
BOWNIK-DYLIŃSKA, L. (1981): Phosphorus and nitrogen excretion rate by free living planktonic ciliates. - 6th Internat. Congr. Protozool., collection of abstracts, p. 38.
BRADBURY, P.C. (1965): The infraciliature and argyrome of *Opisthonecta henneguyi* FAURE-FREMIET. - J. Protozool., **12**: 345-363.
BRAND, T.v. (1923): Die Encystierung bei *Vorticella microstoma* und hypotrichen Infusorien. - Arch. Protistenk., **47**: 59-100.
BREHM, V. (1907): Die biologische Süßwasserstation zu Lunz-Seehof, Niederösterreich. - Arch. Hydrobiol., **2**: 465-499.
BRESSLAU, E. & BUSCHKIEL, M. (1919): Die Parasiten der Stechmückenlarven. (IV. Mitteilung der Beiträge zur Kenntnis der Lebensweise unserer Stechmücken). - Biol. Zbl., **39**: 325-336.
BROERS, C.A.M., GOOSEN, N.K. & STUMM, C.K. (1987): Sapropelic ciliates with methanogenic and non-methanogenic endosymbionts. - 6th European Conference on Ciliate Biology, p. 53 (Abstract).
BROWN, T.J. (1965): A study of the protozoa in a diffused-air activated sludge plant. - J. Proc. Inst. Sew. Purif., Jahr 1965: 375-378.
BRUCE, J.R. (1948): Additions to faunal records, 1941-46 (Supplement to "The marine fauna of the Isle of Man," 1937). - Rep. mar. biol. Stn Port Erin, Jahre 1945-47: 39-58.
BRUTSCHY, A. (1922): Die Vegetation und das Zooplankton des Hallwiler Sees. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **10**: 271-298.
BRYANT, V.M.T. & LAYBOURN, J.E.M. (1974): The vertical distribution of Ciliophora and Nematoda in the sediments of Loch Leven, Kinross. - Proc. R. Soc. Edinb., Section B (Biology), **74**: 265-273.
BUCHAR, J. (1957): Fauna nálevniků dolniho úseku potoka botiče. - Cas. národ. Mus., **126**: 137-143 (in Tschechisch mit deutscher Zusammenfassung).
BUCK, H. (1961): Zur Verbreitung der Ciliaten in den Fließgewässern Nordwürttembergs. - Jh. Ver. vaterl. Naturk. Württ., **116**: 195-217.
BUCK, H. (1968): Die Ciliaten des Belebtschlammes in ihrer Abhängigkeit vom Klärverfahren. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **5**: 206-222.
BUCK, H. (1971): Statistische Untersuchungen zur Saprobität und zum Leitwert verschiedener Organismen. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **19**: 14-44.
BUJOR, P. (1902): Contribution à l'étude de la faune des lacs salés de Roumanie I. Thékir-Ghiol (Départ. de Constantza-Dobrogea) II. Lacu-Sarat (Le lac salé) Départ. de Braila. - Annls

scient. Univ. Jassy, **1** (Jahr 1901): 149-182.
BUNDESMINISTERIUM FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT (1987): Vorläufige Richtlinie für die Begrenzung von Immissionen in Fließgewässern (ImRL). Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Wien. 12 pp.
BÜRGER, O. (1908): Nuevos estudios sobre protozoos chilenos del agua dulce. - An. Univ. Chile, **122**: 137-204.
BÜRGI, H.R., WEBER, P. & BACHMANN, H. (1985): Seasonal variations in the trophic structure of phyto- and zooplankton communities in lakes in different trophic states. - Schweiz. Z. Hydrol., **47**: 197-224.
BUTSCHINSKY, P. (1897): Die Protozoen-Fauna der Salzsee-Limane bei Odessa. - Zool. Anz., **20**: 194-197.
BÜTSCHLI, O. (1876): Studien über die ersten Entwicklungsvorgänge der Eizelle, die Zelltheilung und die Conjugation der Infusorien. - Abh. senckenb. naturforsch. Ges., **10**: 213-464.
BÜTSCHLI, O. (1887-1889): Protozoa. Abt. III. Infusoria und System der Radiolaria. In BRONN, H.G. (ed.): Klassen und Ordnung des Thier-Reichs, Vol. I, pp. 1098-2035. C.F. Winter, Leipzig.
CAIRNS, J.Jr. (1964): The chemical environment of common fresh-water protozoa. - Notul. Nat., **No. 365**: 1-6.
CAIRNS, J.Jr. (1966a): The Catherwood foundation Peruvian-Amazon expedition III - Protozoa. - Monogr. Acad. nat. Sci. Philad., **14**: 53-61.
CAIRNS, J.Jr. (1966b): The protozoa of the Potomac river from Point of Rocks to Whites Ferry. - Notul. Nat., **No. 387**: 1-11.
CAIRNS, J.Jr. (1974): Protozoans (Protozoa). In HART, C.W.Jr. & FULLER, S.L.H. (eds.): Pollution ecology of freshwater invertebrates, pp. 1-28. Academic Press, New York, San Francisco, London.
CAIRNS, J.Jr. & YONGUE, W.H.Jr. (1966): A checklist of the fresh-water protozoa of the Douglas Lake Region, Michigan. - Notul. Nat., **No. 383**: 1-10.
CAIRNS, J.Jr. & YONGUE, W.H.Jr. (1970): An observation on protozoan communities in the bottom sediments of Lake Huron (research note). - Riv. Biol., **7** (Jahre 1969/70): 151-153.
CANELLA, M.F. (1951): Contributions á la connaissance des ciliés I. Gymnostomes des genres *Holophrya*, *Amphileptus* et *Lionotus* prédateurs de *Carchesium polypinum* et d'autres péritriches sessiles. - Annali Univ. Ferrara, (N. S., Sez. 3. Biol. anim.), **1**: 1-11.
CANELLA, M.F. (1954): Ricerche sulla microfauna delle acque interne Ferraresi. Introduzione allo studio dei ciliati e dei rotiferi. - Pubbl. civ. Mus. Stor. nat. Ferrara, **4**: 1-154.
CARASSO, N., FAVARD, P. & GOLDFISCHER, S. (1964): Localisation, a l'échelle des ultrastructures, d'activités de phosphatases en rapport avec les processus digestifs chez un cilié (*Campanella umbellaria*). - J. Microscopie, **3**: 297-322.
CAREY, P.G. & WARREN, A. (1983): The role of surface topography in the taxonomy of peritrich ciliates. - Protistologica, **19**: 73-89.
CARLOUGH, L.A. & MEYER, J.L. (1989): Protozoans in two southeastern blackwater rivers and their importance to trophic transfer. - Limnol. Oceanogr., **34**: 163-177.
CARLOUGH, L.A. & MEYER, J.L. (1990): Rates of protozoan bacterivory in three habitats of a southeastern blackwater river. - J. N. Am. Benthol. Soc., **9**: 45-53.
CARTER, H.J. (1856): Notes on the freshwater infusoria of the Island of Bombay. No. 1. Organization. - Ann. Mag. nat. Hist., **18**: 115-132 und 221-249.
CASPERS, H. & SCHULZ, H. (1964): Die biologischen Verhältnisse der Elbe bei Hamburg. - Arch. Hydrobiol., **60**: 53-88.
CHARDEZ, D. (1968): Quelques protozoaires parasites et commensaux de batraciens et poissons de Belgique. - Hydrobiologia, **32**: 181-192.
CHARDEZ, D. (1971): Protozoaires récoltés dans l'Ourthe à Hotton (Ardennes). - Revue verviét. Hist. nat., **28**: 36-42.
CHARDEZ, D. (1986): Protozoaires cilies de la Vesdre (Protozoa Ciliophora). - Revue verviét. Hist. nat., Jahr 1985: 19-24.
CHORIK, F.P. (1968): Planktonwimpertiere kleiner Gewässer in Moldavien. Akademie der Wissen-

schaften USSR, Kischinjow. 251 pp. (in Russisch).
CHORIK, F.P. & SHUBERNETSKY, I.V. (1978): The rate of the respiration in certain ciliates. - Protozoologiya, **3**: 66-75 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
CLAMP, J.C. (1990): Redescription of three species of *Lagenophrys* (Ciliophora: Peritricha: Lagenophryidae) and a new North Amercian species of *Lagenophrys* from hypogean amphipods. - Trans. Am. microsc. Soc., **109**: 1-31.
CLAPARÈDE, É. & LACHMANN, J. (1858): Études sur les infusoires et les rhizopodes. - Mém. Inst. natn. génev., **5** (Jahr 1857): 1-260.
CLAPS, M.C. & MODENUTTI, B.E. (1984): Contribucion al conocimiento de los ciliados (Ciliophora Peritricha) dulceacuicolas de Argentina. II. - Limnobios, **2**: 581-585.
COLE, T. (1853): List of infusorial objects, found chiefly in the neighborhood of Salem, Mass., with a sketch of the progress in this branch of natural history. - Proceedings of the Essex Institute, **1**: 33-48.
CORLISS, J.O. (1960): The problem of homonyms among generic names of ciliated protozoa, with proposal of several new names. - J. Protozool., **7**: 269-278.
CORLISS, J.O. (1979): The ciliated protozoa. Characterization, classification and guide to the literature. 2nd ed. Pergamon Press, Oxford, New York, Toronto, Sydney, Paris, Frankfurt. 455 pp.
CURDS, C.R. (1966): An ecological study of the ciliated protozoa in activated sludge. - Oikos, **15**: 282-289.
CURDS, C.R. (1969): An illustrated key to the British freshwater ciliated protozoa commonly found in activated sludge. - Wat. Pollut. Res., **No. 12**: I-IV, 1-90.
CURDS, C.R. (1975): Protozoa. In CURDS, C. R. & HAWKES, H. A. (eds.): Ecological aspects of used-water treatment. Volume 1 - The organisms and their ecology, pp. 203-268. Academic Press, London, New York, San Francisco.
CURDS, C.R. & COCKBURN, A. (1970a): Protozoa in biological sewage-treatment processes - I. A survey of the protozoan fauna of British percolating filters and activated-sludge plants. - Wat. Res., **4**: 225-236.
CURDS, C.R. & COCKBURN, A. (1970b): Protozoa in biological sewage-treatment processes - II. Protozoa as indicators in the activated-sludge process. - Wat. Res., **4**: 237-249.
CURDS, C.R. & COCKBURN, A. (1971): Continuous monoxenic culture of *Tetrahymena pyriformis*. - J. gen. Microbiol., **66**: 95-108.
CURDS, C.R. & VANDYKE, J.M. (1966): The feeding habits and growth rates of some fresh-water ciliates found in activated-sludge plants. - J. appl. Ecol., **3**: 127-137.
CURTIS, E.J.C. & CURDS, C.R. (1971): Sewage fungus in rivers in the United Kingdom: the slime community and its constituent organisms. - Wat. Res., **5**: 1147-1159.
CZAPIK, A. (1959): Microbenthos of fish-ponds in Mydlniki. - Acta hydrobiol., Kraków, **1**: 187-196.
CZAPIK, A. (1975): Les associations des ciliés (Ciliata) dans le ruisseau Pradnik pollué par les eaux residuelles d'une laiterie. - Acta hydrobiol., Kraków, **17**: 21-34.
CZAPIK, A. (1982): The effect of waste water on ciliate communities in the Biała Przemsza River. - Acta hydrobiol., Kraków, **24**: 29-37.
CZAPIK, A. & JORDAN, A. (1976): Les observations sur les ciliés d'une mare. - Acta Protozool., **15**: 277-287.
DA CUNHA, A.M. (1916): Contribuição para o conhecimento da fauna de protozoarios do Brazil IV. - Mems Inst. Oswaldo Cruz, **8**: 66-72.
DADAY, E.v. (1897): Beiträge zur Kenntniss der Microfauna der Tátra-Seen. - Természetr. Füz., **20**: 149-196.
DADAY, E.v. (1910): Untersuchungen über die Süsswasser-Mikrofauna Deutsch-Ost-Afrikas. - Zoologica, Stuttg., **23**: 1-314.
DAGAJEVA, V. (1930): Infusorien des salzigen Sees der Bucht Kruglaja in der Nähe von Sebastopol (Krim). - Trudȳ sevastopol'. biol. Sta., **2**: 31-46 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
DAVIDSON, A.L. & FINLEY, H.E. (1972): A comparative study of argentophilic structures in three peritrich ciliates. - Trans. Am. microsc. Soc., **91**: 8-23.

DAVIS, C.C. (1973): A planktonic *Epistylis* from a Newfoundland lake. - Trans. Am. microsc. Soc., **92**: 666-669.
DAVIS, C.C. (1978): Notes on zooplankton from some Labrador lakes. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **20**: 233-239.
DELPHY, J. (1939): Sur les spirostomes. - Archs néerl. Zool., **3**: 141-145.
DEMBKE, K. (1964): Der Maschsee, eine limnologische Studie. - Ber. naturhist. Ges. Hannover, **108**: 15-29.
DETCHEVA, R.B. (1972a): Recherches en Bulgarie sur les protozoaires du sol. - Annls Stn limnol. Besse, **6-7** (Jahre 1971/72): 273-284.
DETCHEVA, R.B. (1972b): Beitrag zur Kenntnis der Infusorienfauna (Protozoa-Ciliata) in den Binnengewässern Bulgariens. - Izv. zool. Inst., Sof., **36**: 61-79.
DETCHEVA, R.B. (1972c): Distribution des especes de cilies dans certains affluents Bulgares du Danube, aux eaux polluees. - Annls Stn limnol. Besse, **6-7** (Jahre 1971/72): 261-269.
DETCHEVA, R.B. (1976): Les cilies de la rivière Kamtchia a l'eau polluee. - Annls Stn limnol. Besse, **10**: 299-304.
DETCHEVA, R.B. (1978): Aspects écologiques des ciliés de la rivière Mesta. - Annls Stn limnol. Besse, **11** (Jahre 1977/78): 300-309.
DETCHEVA, R.B. (1979): Paramètres saprobiologiques et hydrochimiques pour les ciliés de certains affluents Bulgares de la Mer Noire. - Hidrobiologia, **9**: 57-73.
DETCHEVA, R.B. (1982): Recherches, en Bulgarie, sur les cilies de certaines plages de la Mer Noire et des rivieres y aboutissant. - Annls Stn limnol. Besse, **15** (Jahre 1981/82): 231-253.
DETCHEVA, R.B. (1983a): L'influence de la pollution sur la distribution des ciliés (Protozoa - Ciliata) de la rivière de Vit - affluent Bulgare du Danube. - Hidrobiologia, **17**: 348-361.
DETCHEVA, R.B. (1983b): Distribution des ciliés (Protozoa - Ciliata) par rapport à la pollution hydrochimique de la rivière d'Ossâm - affluent Bulgare du Danube. - Hidrobiologia, **17**: 362-380.
DETCHEVA, R.B. (1983c): Caracteristiques ecologiques des cilies de la riviere Maritza. - Annls Stn limnol. Besse, **16** (Jahre 1982/83): 200-219.
DIETZ, G. (1964): Beitrag zur Kenntnis der Ciliatenfauna einiger Brackwassertümpel (Etangs) der französischen Mittelmeerküste. - Vie Milieu, **15**: 47-93.
DILLON, R.D. & HOBBS, J.T. (1973): Estimating quantity and quality of the biomass of benthic protozoa. - Proc. S. Dak. Acad. Sci., **52**: 47-49.
DINGFELDER, J.H. (1962): Die Ciliaten vorübergehender Gewässer. - Arch. Protistenk., **105**: 509-658.
DRAGESCO, J. (1960): Ciliés mésopsammiques littoraux. Systématique, morphologie, écologie. - Trav. Stn biol. Roscoff, **122**: 1-356.
DRAGESCO, J. (1966): Quelques ciliés libres du Gabon. - Biol. Gabon., **2**: 91-117.
DRAGESCO, J. (1970): Ciliés libres du Cameroun. - AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun (Numéro hors-série): 1-141.
DRAGESCO, J. (1972a): Ciliés libres de l'Ouganda. - AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, **9**: 87-126.
DRAGESCO, J. (1972b): Ciliés libres de la cuvette tchadienne. - AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, **11**: 71-91.
DRAGESCO, J. & DRAGESCO-KERNÉIS, A. (1986): Ciliés libres de l'Afrique intertropicale. Introduction á la connaissance et á l'étude des ciliés. - Faune tropicale (Éditions de l'ORSTOM), **26**: 1-559.
DUBOCHET, C.-F., PECK, R.K. & DE HALLER, G. (1979): Morphogenesis in the heterotrich ciliate *Climacostomum virens*. I. Oral development during cell division. - J. Protozool., **26**: 218-226.
D'UDEKEM, M.J. (1864): Description des infusoires de la Belgique. - Mém. Acad. r. Sci. Lett. Belg., **34**: 1-34.
DUJARDIN, F. (1841): Histoire naturelle des zoophytes. Infusoires, comprenant la physiologie et la classification de ces animaux, et la maniére de les étudier a l'aide du microscope. Librairie Encyclopédique de Roret, Paris. 684 pp.

DYER, B.D. (1989): *Metopus*, *Cyclidium* and *Sonderia*: ciliates enriched and cultured from sulfureta of a microbial mat community. - BioSystems, **23**: 41-51.
DZHURTUBAYEV, M.M. (1977): Species composition and vertical distribution of psammophilic infusoria in Odessa Bay. - Hydrobiol. J., **13**: 64-67.
EATON, J.W. & CARR, N.G. (1980): Observations on the biology and mass occurrence of *Ophrydium versatile* (MÜLLER) (Ciliophora: Peritrichida) and associated algae in Lough Ree, Ireland. - Ir. Nat. J., **20**: 55-59.
EBERHARDT, R. (1962): Untersuchungen zur Morphogenese von *Blepharisma* und *Spirostomum*. - Arch. Protistenk., **106**: 241-341.
EDMONDSON, C.H. (1912): Protozoa of high mountain lakes in Colorado. - Univ. Colo. Stud. gen. Ser., **9**: 65-74.
EDWARDS, M.A. & HOPWOOD, A.T. (1966): Nomenclator Zoologicus. Vol. 6. Zoological Society of London, London. 329 pp.
EGGERT, M.B. (1968): Ecology and quantity of Holotricha and Peritricha of Selenginsky region of Lake Baikal. - Gidrobiol. Zh., Saratov, **4**: 24-34 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
EHLERS, H. (1965): Über das Plankton des Großen Heiligen Meeres und des Erdfallsees bei Hopsten (Westf.). - Abh. Landesmus. Naturk. Münster, **27**: 3-20.
EHRENBERG, C.G. (1830): Beiträge zur Kenntniß der Organisation der Infusorien und ihrer geographischen Verbreitung, besonders in Sibirien. - Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 1-88.
EHRENBERG, C.G. (1831): Über die Entwickelung und Lebensdauer der Infusionsthiere; nebst ferneren Beiträgen zu einer Vergleichung ihrer organischen Systeme. - Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 1-154.
EHRENBERG, C.G. (1833): Dritter Beitrag zur Erkenntniss großer Organisation in der Richtung des kleinsten Raumes. - Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1833: 145-336.
EHRENBERG, C.G. (1835): Zusätze zur Erkenntniß großer organischer Ausbildung in den kleinsten thierischen Organismen. - Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1835: 151-180.
EHRENBERG, C.G. (1838): Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen. Ein Blick in das tiefere organische Leben der Natur. Verlag von Leopold Voss, Leipzig. 548 pp.
EICHWALD, E.v. (1849): Zweiter Nachtrag zur Infusorienkunde Russlands. - Bull. Soc. impér. nat. Moscou, **22**: 400-548.
ELLIOTT, P.B. & BAMFORTH, S.S. (1975): Interstitial protozoa and algae of Louisiana salt marshes. - J. Protozool., **22**: 514-519.
ENGELMANN, T.W. (1862): Zur Naturgeschichte der Infusionsthiere. - Z. wiss. Zool., **11**: 347-393.
ENGELMANN, T.W. (1875): Contractilität und Doppelbrechung. - Pflügers Arch. ges. Physiol., **11**: 432-464.
ENRIQUES, P. (1912): Notizie su un vorticellide raro (*Astylozoon pyriformis* SCHEW.) e sulla sua coniugazione. - Rc. Sess. Accad. Sci. Ist. Bologna, Jahre 1911/12: 93-103.
ENTZ, G. (1884): Über Infusorien des Golfes von Neapel. - Mitt. zool. Stn Neapel, **5**: 289-444.
ENTZ, G. (1892): Die elastischen und contractilen Elemente der Vorticellinen. - Math. naturw. Ber. Ung., **10**: 1-48.
ENTZ, G. (1904a): Einiges über das Variieren der Infusorien. - Math. naturw. Ber. Ung., **19** (Jahr 1901): 125-144.
ENTZ, G. (1904b): Die Fauna der kontinentalen Kochsalzwässer. - Math. naturw. Ber. Ung., **19** (Jahr 1901): 89-124.
ENTZ, G. & SEBESTYÉN, O. (1946): Das Leben des Balaton-Sees. - Arb. ung. biol. ForschInst., **16**: 179-411.
EPERON, S. (1980): Sur la stomatogenèse et les relations phylogénétiques du cilié péritriche *Thuricola folliculata* (O. F. MÜLLER, 1786). - Protistologica, **16**: 549-564.
EPERON, S. (1985): Cytokinesis of *Thuricola folliculata* (Ciliophora, Peritrichida). - J. Protozool., **32**: 296-305.
EPERON, S. & GRAIN, J. (1983): Sur les fibres postciliaires de la polycinétie de *Thuricola folliculata* (O. F. MÜLLER, 1786) (Ciliophora, Peritrichida) en bipartition. - Protistologica, **19**:

123-129.
ERLANGER, R.v. (1890): Zur Kenntnis einiger Infusorien. - Z. wiss. Zool., **49**: 649-662.
ESTEBAN, G. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1989): Morphology and morphogenesis in *Carchesium polypinum* (Ciliophora: Peritrichida). - Trans. Am. microsc. Soc., **108**: 345-353.
ESTEBAN, G., TÉLLEZ, C. & MUÑOZ, A. (1989): Life cycle, morphology, and infraciliature of *Endosphaera engelmanni*: a parasitic suctorian of peritrichs. - J. Protozool. Suppl., **36**: 10A, Abstract 57.
FAHRNI, J.F. (1985): Morphogenesis in the heterotrich ciliate *Climacostomum virens*. II. Oral development during regeneration. - J. Protozool., **32**: 460-473.
FAURÉ-FREMIET, E. (1904): La *Vorticella citrina* et la fonction adipogénique chez les vorticellinae. - C. r. Séanc. Soc. Biol., **57**: 390-392.
FAURÉ-FREMIET, E. (1905): Sur une variation expérimentale de la *Vorticella microstoma*. - C. r. Séanc. Soc. Biol., **59**: 424-426.
FAURÉ-FREMIET, E. (1906): Sur une nouvelle vorticellide, *Opisthonecta henneguyi*. - C. r. Séanc. Soc. Biol., **60**: 922-923.
FAURÉ-FREMIET, E. (1920): Sur une nouvelle vorticellide planktonique *Vorticella mayeri*. - Bull. Soc. zool. Fr., **45**: 103-104.
FAURÉ-FREMIET, E. (1924): Contribution a la connaissance des infusoires planktoniques. - Bull. biol. Fr. Belg. Suppl., **6**: 1-171.
FAURÉ-FREMIET, E. (1941): La nature chimique du pédoncule des vorticellides. - Bull. Soc. zool. Fr., **66**: 277-287.
FAURÉ-FREMIET, E. (1948): Croissance et morphogenese des colonies de "*Carchesium limneticum*" SVEC. - Anais Acad. bras. Cienc., **20**: 103-115.
FAURÉ-FREMIET, E. (1967): Chemical aspects of ecology. In FLORKIN, M. & SCHEER, B.T. (eds.): Chemical Zoology Vol. I (ed. KIDDER, G.W.). Protozoa, pp. 21-54. Academic Press, New York, London.
FAURÉ-FREMIET, E. & THAUREAUX, J. (1944): Les globules de «paraglycogène» chez *Balantidium elongatum* et *Vorticella monilata*. - Bull. Soc. zool. Fr., **69**: 3-6.
FENCHEL, T. (1968): The ecology of marine microbenthos II. The food of marine benthic ciliates. - Ophelia, **5**: 73-121.
FENCHEL, T. (1975): The quantitative importance of the benthic microfauna of an arctic tundra pond. - Hydrobiologia, **46**: 445-464.
FENCHEL, T. (1980a): Suspension feeding in ciliated protozoa: feeding rates and their ecological significance. - Microb. Ecol., **6**: 13-25.
FENCHEL, T. (1980b): Suspension feeding in ciliated protozoa: structure and function of feeding organelles. - Arch. Protistenk., **123**: 239-260.
FENCHEL, T. (1986): Protozoan filter feeding. - Progr. Protistol., **1**: 65-113.
FENCHEL, T. & FINLAY, B.J. (1983): Respiration rates in heterotrophic, free-living protozoa. - Microb. Ecol., **9**: 99-122.
FENCHEL, T. & FINLAY, B.J. (1990): Oxygen toxicity, respiration and behavioural responses to oxygen in free-living anaerobic ciliates. - J. gen. Microbiol., **136**: 1953-1959.
FENCHEL, T. & FINLAY, B.J. (1991): Endosymbiotic methanogenic bacteria in anaerobic ciliates: significance for the growth efficiency of the host. - J. Protozool., **38**: 18-22.
FENCHEL, T. & JANSSON, B.-O. (1966): On the vertical distribution of the microfauna in the sediments of a brackish-water beach. - Ophelia, **3**: 161-177.
FENCHEL, T.M. & RIEDL, R.J. (1970): The sulfide system: a new biotic community underneath the oxidized layer of marine sand bottoms. - Mar. Biol., **7**: 255-268.
FERNÁNDEZ-GALIANO, D. & CARRASCOSA, A. (1989): Morfología general, desarrollo de la larva y crecimiento de la colonia en *Epistylis plicatilis* EHRENBERG, 1830 (Ciliophora, Peritrichida). - Boln R. Soc. esp. Hist. nat., **84**: 219-233.
FERNÁNDEZ-GALIANO, D. & FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (1980): *Caenomorpha medusula* PERTY 1852 (Heterotrichida, Armophorina): nouvelles données sur la ciliature et l'infraciliature. - Protistologica, **16**: 5-10.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (1979): Las estructuras cinetosómicas orales de dos especies de ciliados heterótricos: *Blepharisma americanum* SUZUKI y *Blepharisma galianoi* sp. nov. - Bol. R. Soc. Española Hist. Nat. (Biol.), **77**: 297-303.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. & ANTONIO-GARCIA, M.T. (1986): Interaction lead-zinc in a natural community of protozoans. - Acta Protozool., **25**: 195-211.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G., & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1979): Estudio ecologico de las poblaciones de ciliados del embalse de santillana (Manzanares el Real, Madrid). - Tecnica Investigacion Tratamiento Medio Ambiente, **1**: 39-52.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1981): Some observations of the myonemic-fibrilar systems of *Stentor coeruleus* (Heterotrichida). - Arch. Protistenk., **124**: 125-131.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G., ANTONIO-GARCIA, M.T. & CORPAS-VASQUEZ, I. (1987): Les effets de trois cations (plomb, zinc, mercure) sur une communauté de protozoaires ciliés. Dynamique des populations et capacité bioindicatrice. - Annls Sci. nat. (Zool.), **8** (Jahre 1986/87): 173-189.

FERNÁNDEZ-LEBORANS, G., MORO, P. & CASTRO DE ZALDUMBIDE, M. (1989): Morphology of a ciliate protozoan of the *Vorticella* genus: some taxonomic and structural aspects of the peritrich ciliates. - Microbios, **58**: 189-208.

FINLAY, B.J. (1977): The dependence of reproductive rate on cell size and temperature in freshwater ciliated protozoa. - Oecologia (Berlin), **30**: 75-81.

FINLAY, B.J. (1978): Community production and respiration by ciliated protozoa in the benthos of a small eutrophic loch. - Freshwat. Biol., **8**: 327-341.

FINLAY, B.J. (1982): Procedures for the isolation, cultivation and identification of protozoa. In BURNS, R.G. & SLATER, J.H. (eds.): Experimental microbial ecology, pp. 44-65. Blackwell Scientific Publications, Oxford.

FINLAY, B.J. & FENCHEL, T. (1989): Hydrogenosomes in some anaerobic protozoa resemble mitochondria. - FEMS Microbiology Letters, **65**: 311-314.

FINLAY, B.J. & UHLIG, G. (1981): Calorific and carbon values of marine and freshwater protozoa. - Helgoländer Meeresunters., **34**: 401-412.

FINLAY, B.J., SPAN, A.S.W. & HARMAN, J.M.P. (1983): Nitrate respiration in primitive eukaryotes. - Nature, **303**: 333-336.

FINLAY, B.J., CLARKE, K.J., COWLING, A.J., HINDLE, R.M., ROGERSON, A. & BERNINGER, U.-G. (1988): On the abundance and distribution of protozoa and their food in a productive freshwater pond. - Europ. J. Protistol., **23**: 205-217.

FINLAY, B.J., CLARKE, K.J., VICENTE, E. & MIRACLE, M.R. (1991): Anaerobic ciliates from a sulphide-rich solution lake in Spain. - Europ. J. Protistol., **27**: 148-159.

FINLEY, H.E. & BACON, A.L. (1965): The morphology and biology of *Pyxicola nolandi* n. sp. (Ciliata, Peritrichida, Vaginicolidae). - J. Protozool., **12**: 123-131.

FINLEY, H.E. & MCLAUGHLIN, D. (1965): Cultivation of the peritrich *Telotrochidium henneguyi* in axenic and non-axenic media. - J. Protozool., **12**: 41-47.

FINLEY, H.E. & WISE, H.A. (1949): Encystment studies on *Spirostomum ambiguum*. - Anat. Rec., **105**: 502-503.

FINLEY, H.E., MCLAUGHLIN, D. & HARRISON, D.M. (1959): Non-axenic and axenic growth of *Vorticella microstoma*. - J. Protozool., **6**: 201-205.

FINLEY, H.E., RANGANATHAN, V.S. & SMALL, E.B. (1972): Examination of the peritrich ciliate *Telotrochidium* by scanning electron microscopy. - Trans. Am. microsc. Soc., **91**: 492-501.

FISCHER-DEFOY, D. & HAUSMANN, K. (1977): Untersuchungen zur Phagocytose bei *Climacostomum virens*. - Protistologica, **13**: 459-476.

FISCHER-DEFOY, D. & HAUSMANN, K. (1981): Microtubules, microfilaments, and membranes in phagocytosis: structure and function of the oral apparatus of the ciliate *Climacostomum virens*. - Differentiation, **20**: 141-151.

FISCHER-DEFOY, D. & HAUSMANN, K. (1982): Ultrastructural characteristics of algal digestion by *Climacostomum virens* (Ciliata) (EHRENBERG) STEIN. - Zoomorphology, **100**: 121-130.

FOISSNER, W. (1974): Die Wimpertiere (Ciliata) und ihr Silberliniensystem. Das neuroformative System als Urstufe des Nervensystems in der Haut Einzelliger (Protozoa). - Kataloge des Oberösterreichischen Landesmuseums Linz, **89**: 1-68.

FOISSNER, W. (1975a): Opisthonectidae (Ciliata, Peritrichida) nov. fam. und Revision der Genera *Telotrochidium* (KENT) und *Opisthonecta* (FAURÉ-FREMIET). - Protistologica, **11**: 395-414.

FOISSNER, W. (1975b): Der elektronenmikroskopische Nachweis der fibrillären Natur des Silberliniensystems bei peritrichen Ciliaten. - Z. Naturf., **30c**: 818-822.

FOISSNER, W. (1977): Revision der Genera *Astylozoon* (ENGELMANN) und *Hastatella* (ERLANGER) (Ciliata Natantina). - Protistologica, **13**: 353-379.

FOISSNER, W. (1979a): Peritriche Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus alpinen Kleingewässern. - Zool. Jb. Syst., **106**: 529-558.

FOISSNER, W. (1979b): Über ein Massenauftreten von *Ophrydium eutrophicum* nov. spec. (Ciliophora, Peritrichida) und *Cristatella mucedo* CUVIER (Bryozoa, Cristatellidae) in zwei Voralpenseen (Wallersee, Fuschlsee). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **3/4**: 95-100.

FOISSNER, W. (1979c): Wimpertiere als Bioindikatoren. - ÖKO-L, **4**: 3-7.

FOISSNER, W. (1980a): Artenbestand und Struktur der Ciliatenzönose in alpinen Kleingewässern (Hohe Tauern, Österreich). - Arch. Protistenk., **123**: 99-126.

FOISSNER, W. (1980b): Taxonomische Studien über die Ciliaten des Grossglocknergebietes (Hohe Tauern, Österreich). IX. Ordnungen Heterotrichida und Hypotrichida. - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **5**: 71-117.

FOISSNER, W. (1981): Morphologie und Taxonomie einiger heterotricher und peritricher Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus alpinen Böden. - Protistologica, **17**: 29-43.

FOISSNER, W. (1984): Taxonomie und Ökologie einiger Ciliaten (Protozoa, Ciliophora) des Saprobiensystems. I: Genera *Litonotus*, *Amphileptus*, *Opisthodon*. - Hydrobiologia, **119**: 193-208.

FOISSNER, W. (1987a): Miscellanea nomenclatorica ciliatea (Protozoa: Ciliophora). - Arch. Protistenk., **133**: 219-235.

FOISSNER, W. (1987b): Soil protozoa: fundamental problems, ecological significance, adaptations in ciliates and testaceans, bioindicators, and guide to the literature. - Progr. Protistol., **2**: 69-212.

FOISSNER, W. (1988): Taxonomic and nomenclatural revision of Sládecek's list of ciliates (Protozoa: Ciliophora) as indicators of water quality. - Hydrobiologia, **166**: 1-64.

FOISSNER, W. (1989): Morphologie und Infraciliatur einiger neuer und wenig bekannter terrestrischer und limnischer Ciliaten (Protozoa, Ciliophora). - Sber. öst. Akad. Wiss., **196** (Jahr 1987): 173-247.

FOISSNER, W. (1991): Diversity and ecology of soil flagellates. In PATTERSON, D.J. & LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates, pp. 93-112. Clarendon Press, Oxford.

FOISSNER, W. & FOISSNER, I. (1988): Teil I c: Stamm: Ciliophora. - Catalogus Faunae Austriae, **I c**: 1-147.

FOISSNER, W. & SCHIFFMANN, H. (1974): Vergleichende Studien an argyrophilen Strukturen von vierzehn peritrichen Ciliaten. - Protistologica, **10**: 489-508.

FOISSNER, W. & SCHIFFMANN, H. (1975): Biometrische und morphologische Untersuchungen über die Variabilität von argyrophilen Strukturen bei peritrichen Ciliaten. - Protistologica, **11**: 415-428.

FOISSNER, W., ADAM, H. & FOISSNER, I. (1982): Daten zur Autökologie der Ciliaten stagnierender Kleingewässer im Grossglocknergebiet (Hohe Tauern, Österreich). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **6**: 81-101.

FOISSNER, W., ADAM, H. & FOISSNER, I. (1984): Morphologie und Infraciliatur von *Ophrydium eutrophicum* FOISSNER, 1979 und *Ophrydium versatile* (O. F. MÜLLER, 1786) (Ciliophora, Peritrichida). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **7**: 43-54.

FORD, B.J. (1991): The Leeuwenhoek legacy. Biopress and Farrand Press, Bristol and London. 185 pp.

FORTNER, H. (1926): Zur Morphologie und Physiologie des Vorticellenstieles. - Z. wiss. Zool.,

128: 114-132.
FOWELL, R.R. (1944): The ecology of a rock pool. - Proc. Swansea scient. Fld Nat. Soc., **2**: 192-212.
FRANKENBERG, G.v. (1938): *Climacostomum virens* EHRBG. und seine Zyste. - Mikrokosmos, **31**: 114.
FRIEDRICH, G. (1973): Ökologische Untersuchungen an einem thermisch anomalen Fließgewässer (Erft/Niederrhein). - Schriftenreihe der Landesanstalt für Gewässerkunde und Gewässerschutz des Landes Nordrhein-Westfalen, Heft **33**: 1-125.
FRIEDRICH, G. (1990): Eine Revision des Saprobiensystems. - Z. Wass. Abwass. Forsch., **23**: 141-152.
FROMENTEL, E. de (1874-1876): Études sur les microzoaires du infusoires proprement dits comprenant de nouvelles recherches sur leur organisation, leur classification et la description des espèces nouvelles ou peu connus. G. Masson, Paris. 364 pp.
FURSSENKO, A.W. (1924): Zur Biologie von *Zoothamnium arbuscula* EHRENBERG. - Russk. Arkh. Protist., **3**: 75-93 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
GAJEWSKAJA, N. (1927): Zur Kenntnis der Infusorien des Baikalsees. - Dokl. Akad. Nauk SSSR, **19**: 313-318.
GAJEWSKAJA, N. (1933): Zur Oekologie, Morphologie und Systematik der Infusorien des Baikalsees. - Zoologica, Stuttg., **32**: 1-298.
GASSOVSKY, G.N. (1960): Change of functions and physiological substitution in the evolution of the free-swimming vorticellae. - Zool. Zh., **39**: 1423-1424 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
GAST, V. (1985): Bacteria as a food source for microzooplankton in the Schlei Fjord and Baltic Sea with special reference to ciliates. - Mar. Ecol. Prog. Ser., **22**: 107-120.
GATES, M.A. (1984): Quantitative importance of ciliates in the planktonic biomass of lake ecosystems. - Hydrobiologia, **108**: 233-238.
GATES, M.A., ROGERSON, A. & BERGER, J. (1982): Dry to wet weight biomass conversion constant for *Tetrahymena elliotti* (Ciliophora, Protozoa). - Oecologia (Berlin), **55**: 145-148.
GEITLER, L. (1937): Zur Kenntnis der Encystierung des Ciliaten *Ophrydium versatile*. - Arch. Protistenk., **90**: 340-345.
GEITLER, L. (1947): Über die systematische Zugehörigkeit der Zoochlorellen. - Sber. Akad. Wiss. Wien, **156**: 357-362.
GEITLER, L. (1968): Auxosporenbildungen bei einigen pennaten Diatomeen und *Nitzschia flexoides* n. sp. in der Gallerte von *Ophrydium versatile*. - Öst. bot. Z., **115**: 482-490.
GEITLER, L. (1975): Über die Algenflora der Gallertkolonien des Ciliaten *Ophrydium versatile*. - Arch. Hydrobiol., **76**: 24-32.
GELEI, J.v. (1925): Über den Kannibalismus der Stentoren. - Arch. Protistenk., **52**: 404-417.
GELEI, J.v. (1935): Das Entstehen und die Entwicklung der Scheinkolonie von *Vorticella campanula* EHRB. - Zool. Jb. Syst., **67**: 169-178.
GELEI, J.v. (1954): Über die Lebensgemeinschaft einiger temporärer Tümpel auf einer Bergwiese im Börzsönygebirge (Oberungarn) III. Ciliaten. - Acta biol. hung., **5**: 259-343.
GELEI, J.v. & SZABADOS, M. (1950): Tömegprodukció városi esövizpocsolyában (Massenproduktion in einer städtischen Regenwasserpfütze). - Annls biol. Univ. szeged., **1**: 249-294 (in Ungarisch mit deutscher Übersetzung und russischer Zusammenfassung).
GELEI, J.v., MEGYERI, J., SZABADOS, M. & VARGA, L. (1954): Über die Lebensgemeinschaft einiger temporärer Tümpel auf einer Bergwiese im Börzsönygebirge (Oberungarn) VIII. Allgemeine Betrachtungen. - Acta biol. hung., **5**: 363-384.
GERASSIMOVA, Z.P. & SERAVIN, L.N. (1976): Ectoplasmic fibrillar system of infusoria and its role for the understanding of their phylogeny. - Zool. Zh., **55**: 645-656 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
GILBERT, J.J. (1989): The effect of *Daphnia* interference on a natural rotifer and ciliate community: short-term bottle experiments. - Limnol. Oceanogr., **34**: 606-617.
GILLARD, A. (1947): *Hastatella radians* ERLANGER, een nieuwe ciliaat voor de mikrofauna van Belgie. - Biol. Jaarb., Antwerpen, **14**: 180-183.

GOFF, L.J. & STEIN, J.R. (1981): Digestion in the peritrich ciliate *Ophrydium versatile*. - Protoplasma, **107**: 235-254.
GOLDFUSS, G.A. (1820): Handbuch der Zoologie. In SCHUBERT, G.H. (ed.): Handbuch der Naturgeschichte, zum Gebrauch bei Vorlesungen. J. L. Schrag, Nürnberg. 696 pp.
GONG XUNJU (1990): Ciliated Protozoa. In SHEN YUNFEN & ZHANG ZONGSHE et al. (eds.): Modern biomonitoring techniques using freshwater microbiota, pp. 412-510. China Architecture & Building Press (in Chinesisch).
GONZÁLEZ, J. (1979): La loge du cilié péritriche *Thuricola folliculata* (O. MÜLLER, 1786): structure, nature chimique et formation. - Protistologica, **15**: 487-493.
GONZÁLEZ-PALACIOS, E., SALVADO, H. & GRACIA, M.P. (1991): An experimental study on the toxicity of copper to protozoa present in activated-sludge. - J. Protozool. Suppl., **38**: 27A, Abstract 159.
GOULDER, R. (1973): Observations over 24 hours on the quantity of algae inside grazing ciliated protozoa. - Oecologia (Berlin), **13**: 177-182.
GOULDER, R. (1974): The seasonal and spatial distribution of some benthic ciliated protozoa in Esthwaite Water. - Freshwat. Biol., **4**: 127-147.
GOURRET, P. & ROESER, P. (1886): Les protozoaires du vieux-port de Marseille. - Archs Zool. exp. gén., **4**: 443-534.
GRAAF, F. DE (1957): The microflora and fauna of a quaking bog in the nature reserve "Het Hol" near Kortenhoef in the Netherlands. - Hydrobiologia, **9**: 210-317.
GRABACKA, E. (1971): Ciliata of the bottom of rearing fishponds in the Golysz complex. - Acta hydrobiol., Kraków, **13**: 5-28.
GRABACKA, E. (1973): Protozoans in ponds filled with sugar factory wastes. - Acta hydrobiol., Kraków, **15**: 97-111.
GRABACKA, E. (1977): The influence of beet sugar factory wastes on the bottom microfauna in fish ponds. - Acta hydrobiol., Kraków, **19**: 373-387.
GREISER, D. (1974): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten in einer Modellselbstreinigungsstrekke. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **59**: 543-555.
GRELL, K.G. (1968): Protozoologie. 2nd ed. Springer, Berlin, Heidelberg, New York. 511 pp.
GRENFELL, J.G. (1884): On some new infusoria from Bristol. - Journal of Microscopy and Natural Science, **3**: 133-138.
GRIMM, R. (1968): Biologie der gestauten Elbe. Die Auswirkungen der Staustufe Geesthacht auf die benthale Fauna im oberen Grenzbereich des Elbe-Aestuars. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **31**: 281-378.
GROLIÈRE, C.-A. (1977a): Contribution a l'etude des cilies des sphaignes et des etendues d'eau acides. I - Description de quelques especes de gymnostomes, hypostomes, hymenostomes et heterotriches. - Annls Stn limnol. Besse, **10** (Jahre 1975/76): 265-297.
GROLIÈRE, C.-A. (1977b): Contribution a l'étude des ciliés des sphaignes: II. Dynamique des populations. - Protistologica, **13**: 335-352.
GROLIÈRE, C.-A. (1978): Contribution a l'étude des ciliés des sphaignes III. Étude mathématique des résultats. - Protistologica, **14**: 295-311.
GROLIÈRE, C.-A. & NJINE, T. (1973): Étude comparée de la dynamique des populations de ciliés dans différents biotopes d'une mare de forêt pendant une année. - Protistologica, **9**: 5-16.
GUHL, W. (1972): *Opercularia inclinans* (O. F. MÜLLER 1786) nov. comb., ein symphoriontes Peritrich von Oligochaeten. - Zool. Anz., **189**: 351-356.
GUHL, W. (1979): *Opercularia coarcatata*, ein variables Peritrich. - Arch. Protistenk., **121**: 308-346.
GUHL, W. (1985a): Beitrag zur Kenntnis der Ciliatenfauna verschiedener Belebtschlämme mit besonderer Berücksichtigung der Früherkennung von Bläh- und Schwimmschlammbildung an der Variabilität peritricher Ciliaten. - Arch. Protistenk., **129**: 203-238.
GUHL, W. (1985b): Revision der Peritrichenfamilie Ophrydiidae. - Arch. Protistenk., **129**: 127-143.
GUHL, W. (1987): Aquatic ecosystem characterizations by biotic indices. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **72**: 431-455.
GUHL, W. & HAIDER, G. (1988): Urceolariidae (Peritricha). - Protozoenfauna, **7/1**: I-IX, 227-306

und 309.
GUINEA, A., GIL, R. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1986): Ultrastructure de la frange aborale d'*Opisthonecta henneguyi* FAURÉ-FREMIET, 1906 (Ciliophora Peritrichida). - Acta Protozool., **25**: 15-22.
GURWITSCH, V. (1934): Zur Frage über die Wirkung der Concentration der Salze auf die Protistenfauna der Wasserbecken. - Acta Univ. Asiae mediae, **12**: 1-24 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
HAEMPEL, O. (1926): Zur Kenntnis einiger Alpenseen. IV. Der Attersee. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **16**: 180-232.
HAGARGI, S.S. & AMOJI, S.D. (1979): Occurrence of *Trichodina pediculus* EHRENBERG, 1838 on freshwater carps, *Barbus* spp. - Curr. Sci., **48**: 789-790.
HAIDER, G. (1964): Monographie der Familie Urceolariidae (Ciliata, Peritricha, Mobilia) mit besonderer Berücksichtigung der im süddeutschen Raum vorkommenden Arten. - Parasit. SchrReihe, **17**: IV + 1-251.
HAMMANN, I. (1952): Ökologische und biologische Untersuchungen an Süßwasserperitrichen. - Arch. Hydrobiol., **47**: 177-228.
HAMMER, U.T. (1986): Saline lake ecosystems of the world. - Monographiae biol., **59**: 1-616.
HÄMMERLING, J. (1946): Über die Symbiose von *Stentor polymorphus*. - Biol. Zbl., **65**: 52-61.
HANUŠKA, L. (1962): Protozoa des Nitra-Flussgebietes (Saprobial-ökologische studie). - Biológia, Bratisl., **17**: 812-827.
HARRISON, D.N., DORSEY, C.H. & FINLEY, H.E. (1976): Studies on a macronuclear endosymbiont of *Spirostomum ambiguum* I. Isolation of the microorganism from the macronucleus. - Trans. Am. microsc. Soc., **95**: 560-564.
HARTMANN, L. (1960): Die Beziehungen zwischen Beschaffenheit, Leistungsfähigkeit und Lebensgemeinschaft der Belebtschlammflocke am Beispiel einer mehrstufigen Versuchsanlage. - Jahrbuch vom Wasser, **27**: 107-184.
HARTMANN, L. (1963): Ciliates as indicators in the activated sludge process. - Environmental Health, India, **5**: 31-40.
HASLAUER, J. (1980): Zur Gütebeurteilung eines städtischen Fliessgewässers. - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **5**: 19-51.
HASLAUER, J. & HAIDER, R. (1976): Untersuchung der Gewässergüte des Alterbach- und Glan-Systems im Bereich der Stadt Salzburg. - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **2**: 27-51.
HASLAUER, J., PUM, M. & FOISSNER, W. (1979): Zur Hydrobiologie eines städtischen Fliessgewässers (Alterbach-System 1976). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **3/4** (Jahre 1977/1978): 13-44.
HATANO, H. & WATANABE, Y. (1981): Seasonal change of protozoa and micrometazoa in a small pond with leaf litter supply. - Hydrobiologia, **85**: 161-174.
HAUSMANN, K. (1982): Kristalle in Wimpertieren. - Mikrokosmos, **71**: 33-39.
HAUSMANN, K. (1985): Protozoologie. G. Thieme, Stuttgart, New York. 351 pp.
HAUSMANN, K. & HAUSMANN, E. (1981a): Structural studies on *Trichodina pediculus* (Ciliophora, Peritricha) I. The locomotor fringe and the oral apparatus. - J. Ultrastruct. Res., **74**: 131-143.
HAUSMANN, K. & HAUSMANN, E. (1981b): Structural studies on *Trichodina pediculus* (Ciliophora, Peritricha) II. The adhesive disc. - J. Ultrastruct. Res., **74**: 144-155.
HAUSMANN, K. & OSTWALD, H. (1987): Ein koloniebildendes Wimpertier: *Ophrydium versatile*. - Mikrokosmos, **76**: 129-133.
HAWTHORN, G.R. & ELLIS-EVANS, J.C. (1984): Benthic protozoa from Maritime Antarctic freshwater lakes and pools. - Br. Antarct. Surv. Bull., **No. 62**: 67-81.
HECKMAN, C.W. (1974): The seasonal succession of species in a rice paddy in Vientiane, Laos. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **59**: 489-507.
HEINBOKEL, J.F. (1978): Studies on the functional role of tintinnids in the Southern California Bight. I. Grazing and growth rates in laboratory cultures. - Mar. Biol., **47**: 177-189.
HEITKAMP, U. (1986): Bestimmungsschlüssel der mitteleuropäischen *Hydra*-Arten (Cnidaria, Hyd-

rozoa). - Arch. Hydrobiol., **107**: 529-543.
HELLUNG-LARSEN, P. & ANDERSEN, A.P. (1989): Cell volume and dry weight of cultured *Tetrahymena*. - J. Cell Sci., **92**: 319-324.
HEMMING, F. (1954): Report on the status of the generic name "*Stentor*" OKEN, 1815 (class Ciliophora, subclass Ciliata). - Bull. zool. Nom., **9**: 214-218.
HEMPSTEAD, D.L. & JAHN, T.L. (1940): The protozoa of Silver Lake bog. - Proc. Iowa Acad. Sci., **46**: 413-416.
HENDERSON, W.D. (1905): Notes on the infusoria of Freiburg in Breisgau. - Zool. Anz., **29**: 1-24.
HENEBRY, M.S. & RIDGEWAY, B.T. (1979): Epizoic ciliated protozoa of planktonic copepods and cladocerans and their possible use as indicators of organic water pollution. - Trans. Am. microsc. Soc., **98**: 495-508.
HENNEGUY, L.F. (1890): Sur un infusoire hétérotriche *Fabrea salina* (nov. sp.). - Annls Microgr., **3**: 118-135.
HENTSCHEL, E. (1916): Biologische Untersuchungen über den tierischen und pflanzlichen Bewuchs im Hamburger Hafen. - Mitt. zool. Mus. Hamb., **33**: 1-172.
HEUSS, K. (1975): Auswirkungen der Herbizide auf Flora, Fauna und Wasserbeschaffenheit. In JOHANNES, H. & WELLMER, W. (eds.): Versuche zur Unterhaltung von Entwässerungsgräben mit Herbiziden und deren Einfluß auf das Ökosystem. - Schriftenreihe des Kuratoriums für Wasser und Kulturbauwesen, Heft **23**: 123-154.
HEUSS, K. (1976): Untersuchungen zur Bewertung von Verfahren der biologischen Gewässer-Beurteilung. - Schriftenreihe der Landesanstalt für Wasser und Abfall des Landes Nordrhein-Westfalen, Heft **36**: 1-177.
HIRSHFIELD, H.I., ISQUITH, I.R. & DILORENZO, A.M. (1973): Classification, distribution, and evolution. In: GIESE, A.C. (ed.): *Blepharisma* - The biology of a light-sensitive protozoan, pp. 304-332. Stanford Univ. Press, Stanford, California.
HOLLOWDAY, E.D. (1975): Some notes on an uncommon colonial peritrichous protozoon, *Ophrydium versatile* (O. F. M.). - Microscopy, **32**: 503-511.
HUL, M. (1986): Ciliata in bacterial and fungal communities in the River Łyna (north-eastern Poland). - Acta hydrobiol., Kraków, **28**: 149-164.
HUL, M. (1987a): Formation of the structure of ciliata seston communities in the River Łyna (northern Poland). - Acta hydrobiol., Kraków, **29**: 203-218.
HUL, M. (1987b): The effect of domestic sewage on the structure of the microbenthic ciliate communities in the Łyna River. - Polskie Archwm Hydrobiol., **34**: 567-578.
HUNT, G.W. & SHIH MING CHEIN (1983): Seasonal distribution, composition and abundance of the planktonic ciliata and testacea of Cayuga Lake. - Hydrobiologia, **98**: 257-266.
HUSSAIN, M.M. & KHAN, M.A. (1985): Experimental variations in the contractile vacuole functions and certain enzyme activities of *Paramecium caudatum* and *Vorticella convularia* due to pesticidial stress. - 7th Internat. Congr. Protozool., collection of abstracts, p. 104.
ICZN [THE INTERNATIONAL COMMISSION ON ZOOLOGICAL NOMENCLATURE] (1985): International code of zoological nomenclature. Third edition adopted by the XX General Assembly of the International Union of Biological Science. University of California Press, Berkeley Los Angeles. I-XX, 338 pp.
IMAI, S., MIYAZAKI, H. & NOMURA, K. (1991): Trichodinid species from the gill of cultured Japanese eel, *Anguilla japonica*, with the description of a new species based on light and scanning electron microscopy. - Europ. J. Protistol., **27**: 79-84.
ISSEL, R. (1901): Osservazioni sopra alcuni animal della fauna termale italiana. - Atti Accad. Soc. ligust. Sci. nat. geogr., **12**: 59-73.
ISTOMINA, L.P., KIRICHENKO, A.G. & RAKITIN, O.Y. (1974): Species composition of protozoans and algae in activated sludge from sewage aerated in tanks. - Hydrobiol. J., **9**: 27-31.
JACKSON, K.M. & BERGER, J. (1985): Life history attributes of some ciliated protozoa. - Trans. Am. microsc. Soc., **104**: 52-63.
JACOBSON, I. (1928): Beiträge zur Protozoenkunde von Eesti. - Protok. Obshch. Estest., Yur'ev, **35**: 80-112.

JACZÓ, I. (1939a): Alaktani, biometriai és életmódtani vizsgálatok egy Thuricolán (Ciliata, Peritricha) (Morphologische, biometrische und biologische Untersuchungen an einer *Thuricola*-Art (Ciliata, Peritricha)). - Állatt. Közl., **36**: 130-147 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).

JACZÓ, I. (1939b): Beiträge zur Kenntnis der Protozoen, Rotatorien, Copepoden und Phyllopoden einiger Fischteiche im Balatongebiet. - Fragm. faun. hung., **2**: 5-9.

JAECKEL, S.G.A. (1962): Die Tierwelt der Schlei. Übersicht einer Brackwasserfauna. - Schr. naturw. Ver. Schlesw.-Holst., **33**: 11-32.

JÄGER, P., UNTERWEGER, A., WIENER, W. & AUGUSTIN, H. (1989): Die Wirkung fettabbauender Bakterien und Enzyme in der Kläranlage Saalbach. - Gas- u. WassFach (Wasser/Abwasser), **130**: 328-333.

JAHN, T.L. & HENDRIX, E.M. (1969): Locomotion of the telotroch ciliate *Opisthonecta henneguyi*. - Revta Soc. mex. Hist. nat., **30**: 103-131.

JAMES-CLARK, H. (1866): The anatomy and physiology of the vorticellidan parasite (*Trichodina pediculus*, EHR.) of *Hydra*. - Mem. Boston Soc. nat. Hist., **1**: 114-130.

JANKOWSKI, A.W. (1964a): Morphology and evolution of Ciliophora. 1. The new system of sapropelebiotic Heterotrichida. - Zool. Zh., **43**: 503-517 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

JANKOWSKI, A.W. (1964b): Morphology and evolution of Ciliophora. III. Diagnoses and phylogenesis of 53 sapropelebionts, mainly of the order Heterotrichida. - Arch. Protistenk., **107**: 185-294.

JANKOWSKI, A.W. (1967): A new system of ciliate protozoa (Ciliophora). - Trudȳ zool. Inst., Leningr., **43**: 3-52 (in Russisch).

JANKOWSKI, A.W. (1976): Revision of the order Sessilida (Peritricha). In NAUKOVA DUMKA (ed.): Materials of the II All-Union Conference of Protozoologists. Part I. General Protozoology, pp. 168-170. Naukova Dumka, Kiev. (Abstract; in Russisch).

JANKOWSKI, A.W. (1978): Revision of the system of the class Polyhymenophora (Spirotricha). - Tezisy Dokl. zool. Inst. Akad. Nauk SSSR, Jahr 1978: 39-40 (in Russisch).

JANKOWSKI, A.W. (1980): Conspectus of a new system of the phylum Ciliophora. - Trudȳ zool. Inst., Leningr., **94**: 103-121 (in Russisch).

JANKOWSKI, A.W. (1985): Life cycles and taxonomy of generic groups *Scyphidia*, *Heteropolaria*, *Zoothamnium* and *Cothurnia* (Class Peritricha). - Trudȳ zool. Inst., Leningr., **129**: 74-100 (in Russisch).

JAROCKI, J. & JAKUBOWSKA, W. (1927): Eine neue, solitär freischwimmende Peritriche, *Hastatella aesculacantha* n. sp. - Zool. Anz., **73**: 270-280.

JENNINGS, H.S. (1962): Behavior of the lower organisms. Indiana Univ. Press, Bloomington. 366 pp.

JÍROVEC, O., WENIG, K., FOTT, B., BARTOŠ, E., WEISER, J. & ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1953): Protozoologie. Nakladatelstvi Ceskoslovenské Akademie Věd, Praha. 643 pp. (in Tschechisch).

JOHNSON, H.P. (1893): A contribution to the morphology and biology of the stentors. - J. Morph., **8**: 467-563.

JONES, A.R. (1967): Calcium and phosphorus accumulation in *Spirostomum ambiguum*. - J. Protozool., **14**: 220-225.

JONES, E.E. (1974): The protozoa of Mobile Bay, Alabama. - Univ. South Alabama Monogr., **1**: 1-113.

JUTRCZENKI, J.v. (1982): Ökologische Untersuchung der Ciliatenfauna zweier Bonner Waldbäche. - Decheniana, **135**: 104-116.

KAHL, A. (1926): Neue und wenig bekannte Formen der holotrichen und heterotrichen Ciliaten. - Arch. Protistenk., **55**: 197-438.

KAHL, A. (1927): Neue und ergänzende Beobachtungen heterotricher Ciliaten. - Arch. Protistenk., **57**: 121-203.

KAHL, A. (1932a): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 3. Spirotricha. - Tierwelt Dtl., **25**: 399-650.

KAHL, A. (1932b): Ctenostomata (LAUTERBORN) n. subordo. Vierte Unterordnung der Hete-

rotricha. - Arch. Protistenk., **77**: 231-304.
KAHL, A. (1933): Ciliata libera et ectocommensalia. - Tierwelt N.- und Ostsee, **23** (Teil II. c3): 29-146.
KAHL, A. (1935): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 4. Peritricha und Chonotricha. - Tierwelt Dtl., **30**: 651-886.
KALMUS, H. (1931): *Paramecium* das Pantoffeltierchen. Eine monographische Zusammenfassung der wichtigsten Kenntnisse. G. Fischer, Jena. 188 pp.
KAPLIN, V.M. (1969): Ecology of pelagic ciliates of the Baikal Lake. In STRELKOV, A.A., SUKHANOVA, K. M. & RAIKOV, I.B. (eds.): Progress in Protozoology, p. 197. Nauka, Leningrad.
KAUDEWITZ, F. (1954): Untersuchung des Einflusses von Meter- und Kilometerwellen auf die Generationsdauer einiger Protozoen. - Z. Naturf., **9 B**: 145-148.
KAUFMANN, J. (1958): Chemische und biologische Untersuchungen an den Abwasserfischteichen von München. - Z. angew. Zool., **45**: 433-481.
KAWAKAMI, H. (1984): Ultrastructural study of an endosymbiotic alga and its host ciliate *Stentor niger*. - J. Protozool., **31**: 247-253.
KAWAMURA, R. (1973): The ciliary and fibrillar systems of the ciliate *Vorticella*. - J. Sci. Hiroshima Univ., **24**: 183-203.
KAZUBSKI, S.L. (1967): Study on the growth of skeletal elements in *Trichodina pediculus* EHRBG. - Acta Protozool., **5**: 37-48.
KAZUBSKI, S.L. & MIGALA, K. (1968): Urceolariidae from breeding carp - *Cyprinus carpio* L. in Żabieniec and remarks on the seasonal variability of trichodinids. - Acta Protozool., **6**: 137-160.
KEISER, A. (1921): Die sessilen peritrichen Infusorien und Suctorien von Basel und Umgebung. - Revue suisse Zool., **28**: 221-341.
KEISSLER, K.v. (1909): Über das Vorkommen eigentümlicher "Schleimkugeln" in unseren Alpenseen. - Mitt. Sekt. Naturk. öst. TourKlubs, **21**: 65-66.
KELLICOTT, D.S. (1883): On some infusoria found on the cray-fish. - Proc. Am. Soc. Microscopists, Jahr 1883: 105-111.
KELLICOTT, D.S. (1884): Observations on infusoria, with descriptions of new species. - Proceedings of the American Society of Microscopists, **6**: 110-124.
KENT, W.S. (1880-1882): A manual of the infusoria: including a description of all known flagellate, ciliate, and tentaculiferous protozoa British and foreign, and an account of the organization and affinities of the sponges. Vols. I-III. David Bogue, London. 913 pp. (Vol. I 1880: 1-432; Vol. II 1881: 433-720, 1882: 721-913; Vol. III 1882: Plates).
KHLEBOVICH, T.V. (1987): The rate of oxygen consumption in protozoans. - Trudy zool. Inst., Leningr., **165**: 212-223 (in Russisch).
KIDAWA, A. (1987): Changes in the consumption of a ciliate, *Spirostomum ambiguum* caused by food density and cell age. - Polskie Archwm Hydrobiol., **34**: 119-124.
KIMBALL, R.F., CASPERSSON, T.O., SVENSSON, G. & CARLSON, L. (1959): Quantitative cytochemical studies on *Paramecium aurelia* I. Growth in total dry weight measured by the scanning interference microscope and X-ray absorption methods. - Expl Cell Res., **17**: 160-172.
KIRBY, H. (1942): A parasite of the macronucleus of *Vorticella*. - J. Parasit., **28**: 311-314.
KIRBY, H. (1954): On the need for validating the name "*Stentor*" OKEN, 1815 (class Ciliophora) for use in its accustomed sense. - Bull. zool. Nom., **9**: 208-214.
KITCHING, J.A. (1957): Effects of high hydrostatic pressures on the activity of flagellates and ciliates. - J. exp. Biol., **34**: 494-510.
KLEIBER, O. (1911): Die Tierwelt des Moorgebietes von Jungholz im südlichen Schwarzwald. - Arch. Naturgesch., **77**: 1-115.
KLEIN, B.M. (1930): Das Silberliniensystem der Ciliaten. Weitere Ergebnisse. IV. - Arch. Protistenk., **69**: 235-326.
KLEKOWSKI, R.Z. (1981): Size dependence of metabolism in protozoans. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **21**: 1498-1502.
KLIMOWICZ, H. (1970): Microfauna of activated sludge Part I. Assemblage of microfauna in la-

boratory models of activated sludge. - Acta hydrobiol., Kraków, **12**: 357-376.
KLIMOWICZ, H. (1972): The microfauna of activated sludge Part II. Assemblages of microfauna in block aeration tanks. - Acta hydrobiol., Kraków, **14**: 19-36.
KLIMOWICZ, H. (1973): Microfauna of activated sludge Part III. The effect of physico-chemical factors on the occurrence of microfauna in the annual cycle. - Acta hydrobiol., Kraków, **15**: 167-188.
KLIMOWICZ, H. (1979): Estimation of water usability of the dam reservoir Zegrzyński on the Rivers Bug and Narew for waterworks based on plankton investigations. - Acta hydrobiol., Kraków, **21**: 37-52.
KNÜPLING, J. (1979): Ökologische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten im Brackwasserbereich des Elbe-Aestuars. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **43**: 273-288.
KOFOID, C.A. & ROSENBERG, L.E. (1940): The neuromotor system of *Opisthonecta henneguyi* (FAURÉ-FREMIET). - Proc. Am. phil. Soc., **82**: 421-436.
KOLKWITZ, R. (1910): Die Farbe der Seen und Meere. - Dt. Vjschr. öff. GesundhPflege, **42**: 305-316.
KOLKWITZ, R. & MARSSON, M. (1909): Ökologie der tierischen Saprobien. Beiträge zur Lehre von der biologischen Gewässerbeurteilung. - Int. Revue ges. Hydrobiol. Hydrogr., **2**: 126-152.
KOPYLOV, A.I. (1979): Chemical composition and caloric value of infusoria. - Oceanology, **19**: 586-589.
KORNIYENKO, G.S. (1972): Protozoa in plankton of natural water of the Kuban' region. - Hydrobiol. J., **8**: 10-18.
KOSTENKO, S.M., PALIENKO, L.P. & ORCHARENKO, N.A. (1984): On the protist fauna of Cyclopoida in water bodies in the region of Kiev. - Vestnik Zoologii, Jahr 1984 (No. 5): 61 (in Russisch).
KRAINER, K.-H. (1988): Alpha-Taxonomie und Ökologie neuer sowie mehrerer wenig bekannter pelagischer Ciliaten (Protozoa: Ciliophora aus den Klassen Kinetofragminophora, Oligohymenophora, Polyhymenophora) einiger Grundwasserbaggerteiche des nördlichen Leibnitzer Feldes (Steiermark, Österreich). Diss. Univ. Graz. 209 + 41 pp.
KRALIK, U. (1958): Untersuchungen über den Bewuchs von peritrichen Ciliaten in einigen Fließgewässern bei Leipzig. - Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Lpz., **7** (Jahre 1957/58): 309-328.
KRALIK, U. (1961a): Ein Beitrag zur Biologie von loricaten peritrichen Ziliaten, insbesondere von *Platycola truncata* FROMENTEL 1874. - Arch. Protistenk., **105**: 201-258.
KRALIK, U. (1961b): Beiträge zur Systematik von peritrichen Ciliaten. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **46**: 65-74.
KRAVCHENKO, V.M. (1969): On fauna of infusoria in the reservoirs of the Seversky Donets Basin. - Vést. zoologii. Institut Zoologii. Akademia Nauk Ukrainskoi SSR, Jahr 1969 (Heft 3): 69-75 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
KRIEG, H.-J. & RIEDEL-LORJÉ, J.-C. (1991): Randbedingungen beim Einsatz von Aufwuchs-Untersuchungen zur Gewässergütebewertung. - Gas- u. WassFach (Wasser/Abwasser), **132**: 20-24.
KRÜGER, F. (1956): Über die Microsporidien-Infektion von *Campanella umbellaria* (Ciliata Peritricha). - Zool. Anz., **156**: 125-129.
KUCKLENTZ, V. & METZNER, G. (1980): Untersuchungen am Speichersee. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **32**: 67-84.
KUMAZAWA, H. (1973): Studies on several colorless species of the genus *Stentor*. - Proc. zool. Soc. Japan, **25**: 6.
KUMAZAWA, H. (1974): Two species of the genus *Stentor* (Ciliata). - J. Sci. Hiroshima Univ., **25**: 147-155.
KUMSARE, A.Y., JURANE, A.D. & LIEPA, R.A. (1974): Algal flora and protozoa in the littoral zone of the southern part of the Gulf of Riga. - Biologija Baltijskogo Morja, **1**: 130-143 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
KURASCHOVA, E.K. (1967): Bestand und saisonale Variationen des Zooplankton im Wolgadelta. - Trudȳ Kasp. nauchno-issled. Inst. Ryb. Choz., **23**: 59-79 (in Russisch).
KUSANO, H. (1985): List of microphagotrophs and their food habits in Mizutori-no-numa pond.

- Rep. Inst. Nat. Stu., **16**: 99-112.
KUSANO, H. & WATANABE, Y. (1985): Dynamics of a microphagotroph community in a small freshwater pond. - La Mer, **23**: 71-80 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).
KUSANO, H. & WATANABE, Y. (1986): A method for field survey of a microphagotroph community in a lentic litter layer: a litter-vessel method. - Jap. J. Ecol., **36**: 99-104 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).
KÜSTERS, E. (1974): Ökologische und systematische Untersuchungen der Aufwuchsciliaten im Königshafen bei List/Sylt. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **45**: 121-211.
KUSUOKA, Y. & WATANABE, Y. (1987): Growth and survival of peritrich ciliates in an urban stream. - Oecologia (Berlin), **73**: 16-20.
KUSUOKA, Y. & WATANABE, Y. (1989): Distinction of emigration by telotroch formation and death by predation in peritrich ciliates: SEM observations on the remaining stalk ends. - FEMS Microbiology Ecology, **62**: 7-12.
KUTIKOWA, L.A. (1984): Fauna of activated sludge (Atlas). Akademie Nauka, Leningrad. 263 pp. (in Russisch).
KUZNETSOVA, M.A. & ARSLANOVA, T.P. (1981): Estimation of the production of planktonic infusorians in connection with fluctuations in their abundance. - Hydrobiol. J., **16**: 15-21.
KWIATKOWSKA-GRABACKA, E. (1964): Infusoria appearing on the mowed plants in ponds. - Acta hydrobiol., Kraków, **6**: 1-11.
LACKEY, J.B. (1925): Studies on the biology of sewage disposal. The fauna of Imhoff tanks. - Bull. New Jers. agric. Exp. Stn, Bulletin **417**: 1-39.
LACKEY, J.B. (1938): A study of some ecologic factors affecting the distribution of protozoa. - Ecol. Monogr., **8**: 503-527.
LACKEY, J.B. (1961): Bottom sampling and environmental niches. - Limnol. Oceanogr., **6**: 271-279.
LARSEN, H.F. (1983): Observations on the morphology and ecology of *Blepharisma lateritium* (EHRENBERG, 1831) KAHL, 1932. - Arch. Protistenk., **127**: 65-80.
LAUTERBORN, R. (1901a): Beiträge zur Mikrofauna und -Flora der Mosel. Mit besonderer Berücksichtigung der Abwasser-Organismen. - Z. Fisch., **9**: 1-25.
LAUTERBORN, R. (1901b): Die "sapropelische" Lebewelt. - Zool. Anz., **24**: 50-55.
LAUTERBORN, R. (1908): Protozoen-Studien. V. Teil. Zur Kenntnis einiger Rhizopoden und Infusorien aus dem Gebiete des Oberrheins. - Z. wiss. Zool., **90**: 645-669.
LAUTERBORN, R. (1916): Die sapropelische Lebewelt. Ein Beitrag zur Biologie des Faulschlammes natürlicher Gewässer. - Verh. naturh.-med. Ver. Heidelb. (N. S.), **13** (Jahre 1914-17): 395-481.
LAYBOURN, J. (1973): The energetics of *Colpidium campylum* (STOKES), with a note on the vertical distribution of Ciliophora in Loch Leven, Kinross. Diss. Univ. Stirling.
LAYBOURN, J. (1975): Respiratory energy losses in *Stentor coeruleus* EHRENBERG (Ciliophora). - Oecologia (Berlin), **21**: 273-278.
LAYBOURN, J. (1976): Energy budgets for *Stentor coeruleus* EHRENBERG (Ciliophora). - Oecologia (Berlin), **22**: 431-437.
LAYBOURN, J. & FINLAY, B.J. (1976): Respiratory energy losses related to cell weight and temperature in ciliated protozoa. - Oecologia (Berlin), **24**: 349-355.
LEIDY, J. (1880): Remarks on pond life. - Proc. Acad. nat. Sci. Philad., Jahr 1880: 156-158.
LEPSI, J. (1957): Protozoen aus dem anmoorigen Gebirgssee St. Anna in Rumänien. - Trav. Mus. Hist. nat., "Gr. Antipa", **1**: 73-109.
LEVANDER, K.M. (1894a): Materialien zur Kenntniss der Wasserfauna in der Umgebung von Helsingfors, mit besonderer Berücksichtigung der Meeresfauna. I. Protozoa. - Acta Soc. Fauna Flora fenn., **12**: 1-115.
LEVANDER, K.M. (1894b): Beiträge zur Kenntniss einiger Ciliaten. - Acta Soc. Fauna Flora fenn., **9**: 1-87.
LEVANDER, K.M. (1901): Übersicht der in der Umgebung von Esbo-Löfö im Meereswasser vorkommenden Thiere. - Acta. Soc. Fauna Flora fenn., **20** (No. 6): 1-20.
LIEBMANN, H. (1936): Die Ciliatenfauna der Emscherbrunnen. - Z. Hyg. InfektKrankh., **118**: 555-

573.
LIEBMANN, H. (1938): Biologie und Chemismus der Bleilochsperre. Zugleich ein Beitrag zur Frage der Wirkung von Abwässern aus Sulfitzellulosefabriken auf stehende Gewässer. - Arch. Hydrobiol., **33**: 1-81.
LIEBMANN, H. (1962): Handbuch der Frischwasser- und Abwasser- Biologie. Band I. Biologie des Trinkwassers, Badewassers, Fischwassers, Vorfluters und Abwassers. R. Oldenbourg, München. 588 pp.
LIEPA, R.A. (1973): The seasonal development of ciliata in the Lielupe. - Latv. PSR Zinát. Akad. Vest., **9**: 31-37 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
LIEPA, R.A. (1978): Ecology of free-living ciliates of the Latvian rivers. - Protozoologiya, **3**: 58-65 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
LIEPA, R.A. (1983): Ecologo-faunistic characteristics of ciliates in water bodies of higher saprobity. - Protozoologiya, **8**: 134-141 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
LIEPA, R.A. (1984): Classification of Latvian lakes based on species composition of infusoria. - Hydrobiol. J., **20**: 12-16.
LINNAEUS, C. (1758): Systema Naturae. Vol. I. 10th ed. Salvii, Holmiae. 823 pp.
LINNAEUS, C. (1767): Systema Naturae. Vol. I. 12th ed. Salvii, Holmiae. 1327 pp.
LLOYD, B. (1973): The construction of a sand profile sampler: its use in the study of the *Vorticella* populations and the general interstitial microfauna of slow sand filters. - Wat. Res., **7**: 963-973.
LOKOT, L.I. (1987): Ökologie der Wimpertiere im Süßwasser des zentralen Baikalgebietes. Akademia Nauka, Novosibirsk. 152 pp. (in Russisch).
LOM, J. (1964): The morphology and morphogenesis of the buccal ciliary organelles in some peritrichous ciliates. - Arch. Protistenk., **107**: 131-162.
LOM, J. (1970): Observations on trichodinid ciliates from freshwater fishes. - Arch. Protistenk., **112**: 153-177.
LOM, J. (1973): *Trichodina* - ein typischer Schwächeparasit an Fischen. - Mikrokosmos, **62**: 341-343.
LÓPEZ-OCHOTERENA, E. & OCHOA-GASCA, E. (1971): Protozoarios ciliados de México. XVII. Algunos aspectos biológicos de veinte especies epizoicas del crustáceo *Cambarellus montezumae zempoalensis* VILLALOBOS. - Revta lat.-am. Microbiol., **13**: 221-231.
LÓPEZ-OCHOTERENA, E., MADRAZO-GARIBAY, M., CALDERON-ARAGON, L.C & CORONADO-GUTIERREZ, R. (1976): Protozoarios ciliados de Mexico XXI. Algunos aspectos biologicos de doce especies recolectadas en la costa del Golfo de Mexico. - Revta Soc. mex. Hist. nat., **37**: 205-219.
LUNA-PABELLO, V.M., MAYÉN, R., OLVERA-VIASCAN, V., SAAVEDRA, J. & DURÁN DE BAZÚA, C. (1990): Ciliated protozoa as indicators of a wastewater treatment system performance. - Biological Wastes, **32**: 81-90.
LUNDIN, F.C. & WEST, L.S. (1963): The free-living protozoa of the Upper Peninsula of Michigan. Northern Michigan College Press, Marquette. 175 pp.
LUST, S. (1950): Symphorionte Peritrichen auf Käfern und Wanzen. - Zool. Jb. Syst., **79**: 353-436.
LYNCH, J.E. & NOBLE, A.E. (1931): Notes on the genus *Endosphaera* ENGELMANN and on its occasional host *Opisthonecta henneguyi* FAURÉ-FREMIET. - Univ. Calif. Publs Zool., **36**: 97-115.
MACEK, M. (1985): Role of ciliata in mixed bacteria culture. - Czechoslovak Academy of Sciences, Institute of Landscape Ecology, Section of Hydrobiology, Praha and České Budějovice, 25th Annual Report (Jahr 1984): 37-39.
MADONI, P. (1979): The ciliated protozoa in Torrente Parma, Torrente Stirone, and Fiume Po. In GHETTI, P.F. (ed.): 3rd technical seminar. Biological water assessment methods Torrente Parma, Torrente Stirone, Fiume Po, Parma, October 1978, Volume 1, pp. 297-312. Commission of the European Communities, Bruxelles.
MADONI, P. (1980): Zonazioni longitudinali dei corsi d'acqua e distribuzione dei protozoi ciliati. - Atti V Conv. Gr. "G. Gadio", Jahr 1980: 39-58.
MADONI, P. (1982): Growth and succession of ciliate populations during the establishment of a mature activated sludge. - Acta hydrobiol., Kraków, **24**: 223-232.

MADONI, P. (1984): Ecological characterization of different types of watercourses by the multivariate analysis of ciliated protozoa populations. - Arch. Hydrobiol., **100**: 171-188.
MADONI, P. (1987): Estimation of production and respiration rates by the ciliated protozoa community in an experimental ricefield. - Hydrobiologia, **144**: 113-120.
MADONI, P. (1989): Community structure of the microzoobenthos in Lake Suviana (Tusco-Emilian Apennines). - Boll. Zool., **56**: 159-165.
MADONI, P. (1990): The ciliated protozoa of the monomictic Lake Kinneret (Israel): species composition and distribution during stratification. - Hydrobiologia, **190**: 111-120.
MADONI, P. & ANTONIETTI, R. (1984): Colonization dynamics of ciliated protozoa populations in an activated sludge plant. - Simposio Dinamica Popolazioni, Parma; S.IT.E. Atti, **4**: 105-112.
MADONI, P. & GHETTI, P.F. (1977): Indagine preliminare sulla distribuzione dei ciliati e altri Protozoi nei corsi d'acqua della Val Parma. - Rivista di Idrobiologia, **16**: 35-53.
MADONI, P. & GHETTI, P.F. (1980): Etude de la dynamique des populations de cilies d'un torrent experimental pendant deux annees. - Hydrobiologia, **74**: 273-282.
MADONI, P. & GHETTI, P.F. (1981a): Ciliated protozoa and water quality in the Torrente Stirone (Northern Italy). - Acta hydrobiol., Kraków, **23**: 143-154.
MADONI, P. & GHETTI, P.F. (1981b): The structure of ciliated protozoa communities in biological sewage-treatment plants. - Hydrobiologia, **83**: 207-215.
MADONI, P. & GHETTI, P.F. (1981c): Il torrente sperimentale naturale Rio Verde (Boschi di Carrega). - Atti del primo congresso nazionale della società italiana di ecologia. Salsomaggiore Terme (Parma) 21-24 ottobre 1980; S.IT.E Atti, **1**: 77-81.
MADONI, P., ANTONIETTI, R., PISI, R. & VIAROLI, P. (1985): Effects of crude cellulose decomposition on the ciliate community in activated sludge. - Atti del secondo congresso nazionale della societa italiana di ecologia. Padova 25-28 giugnu 1984; S.IT.E. Atti, **5**: 869-872.
MADRAZO-GARIBAY, M. & LÓPEZ-OCHOTERENA, E. (1985): Protozoarios ciliados de México. XXVI. Análisis morfológico y taxonómico de treinta y cinco especies de la Laguna de Términos, Campeche. - Anales Instituto de Ciencias del Mar y Limnologia Universidad Nacional Autónomia de México, **12**: 199-212.
MAMAEVA, N.V. (1976): Planktonic ciliates in the Ivan'kovsky water reservoir. - Zool. Zh., **55**: 657-664 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
MAMAEVA, N.V. (1979): Infusoria of the Volga Basin. Ecological survey. Nauka, Leningrad. 150 pp. (in Russisch).
MAMAEVA, N.V. & KOPYLOV, A.I. (1978): A study of feeding in fresh-water ciliates. - Tsitologiya, **20**: 472-475 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
MARTIN-GONZALEZ, A., SERRANO, S. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1987): Cortical morphogenesis and conjugation process in *Caenomorpha medusula* (Ciliophora, Heterotrichida). - Europ. J. Protistol., **23**: 111-121.
MASKELL, W.M. (1886): On the freshwater infusoria of the Wellington District. - Trans. Proc. N. Z. Inst., **19**: 49-61.
MASKELL, W.M. (1887): On the freshwater infusoria of the Wellington District. - Trans. Proc. N. Z. Inst., **20**: 3-19.
MATIS, D. (1961): Prispevok k poznaniu fauny nálevnikov (Ciliata) dvoch mŕtvych ramien dunaja (Beitrag zur Kenntnis von Wimperlingen (Ciliata) in zwei toten Donau-Flussarmen). - Biológia, Bratisl., **16**: 771-774 (in Tschechisch mit russischer und deutscher Zusammenfassung).
MATIS, D. (1966): Bemerkungen über die Infusorienfauna der Regentümpel vom St. Georg-Moorwald. - Acta Fac. Rerum nat. Univ. comen. Bratisl. Series Zoologia, **13**: 235-239.
MATONIČKIN, I. (1957): Ekološka istraživanja faune termalnih voda hrvatskog zagorja (Ökologische Untersuchungen der Fauna in den thermalen Gewässern des Hrvatsko Zagorje). - Rad jugosl. Akad. Znan. Umjetn., **312**: 139-205 (in Serbokroatisch mit deutscher Zusammenfassung).
MATTHES, D. (1950): Beitrag zur Peritrichenfauna der Umgebung Erlangens. - Zool. Jb. Syst., **79**: 437-448.
MATTHES, D. (1971): Parasitische Suktorien. - Zool. Anz., **186**: 272-291.
MATTHES, D. (1988): Suctoria (Sauginfusorien). - Protozoenfauna, **7/1**: I-XIII, 1-226 und 307-309.

MATTHES, D. & SCHEUBEL, J. (1970): *Epistylis galea* EHRENBERG, ein polymorphes Peritrich. - Arch. Protistenk., **112**: 30-64.

MAUCH, E. (1976): Leitformen der Saprobität für die biologische Gewässeranalyse Teil 4. - Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, **21**: 339-563.

MAUCH, E. (1988): Die Auswirkungen des Chemie-Unfalls bei Sandoz in Basel im November 1986 auf die Bodenbesiedlung des Rheins bei Karlsruhe. - Gas- u. WassFach (Wasser/Abwasser), **129**: 168-171.

MAUCH, E. (1990): Der ökologische Zustand der Alb im Stadtgebiet von Karlsruhe und die Auswirkungen der Einleitung von Kühlwasser und Abwasser. In KINZELBACH, R. & FRIEDRICH, G. (eds.): Biologie des Rheins, pp. 59-85. G. Fischer, Stuttgart, New York.

MAUCH, E. & WITTLING, T. (1991): Der Einfluß von Fischteichanlagen auf den Gütezustand der Vorfluter. Biologische Untersuchungen an Bächen in Schwaben, Bayern. - Lauterbornia, **8**: 51-70.

MAUCH, E., KOHMANN, F. & SANZIN, W. (1985): Biologische Gewässeranalyse in Bayern. - Informationsberichte Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft, **1/85**: 1-247.

MAYR, E. (1975): Grundlagen der zoologischen Systematik. Theoretische und praktische Voraussetzungen für Arbeiten auf systematischem Gebiet. P. Parey, Hamburg, Berlin. 370 pp.

MAZHEIKAITE, S.I. (1969): Horizontal distribution of the planktonic protozoa in the Lake Onega in the period of summer stagnation. - Vest. leningr. gos. Univ., Jahr 1969 (No. 15): 23-30 (in Russisch).

MCKANNA, J.A. (1974): Permeability modulating membrane coats I. Fine structure of fluid segregation organelles of peritrich contractile vacuoles. - J. Cell Biol., **63**: 317-322.

MCMURRICH, J.P. (1884): A new species of infusorian. - Am. Nat., **18**: 830-832.

MERMOD, G. (1914): Recherches sur la faune infusorienne des tourbières et des eaux voisines de Sainte-Croix (Jura vaudois). - Revue suisse Zool., **22**: 31-114.

MESSIKOMMER, E. (1952): Vergleichende Untersuchungen des Oberflächenplanktons von vier verschiedenartigen Gewässern in der Gegend des Pfäffikersees Oberes Glattal, Kanton Zürich, Schweiz. - Schweiz. Z. Hydrol., **14**: 191-256.

MESSIKOMMER, E. (1954): Zur Kenntnis der niederen Sumpf- und Wasserfauna der Gegend des Pfäffikersees (Kt. Zürich). - Revue suisse Zool., **61**: 635-656.

MEUCHE, A. (1939): Die Fauna im Algenbewuchs. Nach Untersuchungen im Litoral ostholsteinischer Seen. - Arch. Hydrobiol., **34**: 349-520.

MICHIELS, M. (1974): Biomass determination of some freshwater ciliates. - Biol. Jb. Dodonaea, **42**: 132-136.

MIEGEL, H. (1982): Interpretation von Planktonproben zur Charakterisierung von Kleingewässern. - Arch. Hydrobiol., **95**: 249-262.

MIHAILOWITSCH, B. (1989): Taxonomische und ökologische Untersuchungen an Ciliaten (Protozoa, Ciliophora) in solebelasteten Fliessgewässern. Diss. Univ. Bonn. 291 + 33 pp.

MILNE, W. (1886): On a new tentaculiferous protozoon and other infusoria, with notes on reproduction and the function of the contractile vesicle. - Proc. Manchr Fld Nat. Archaeol. Soc., **18**: 48-56. (Usually cited as "Proceedings of the Philosophical Society of Glasgow". However, according to the World List the other name is correct).

MINISTRY OF TECHNOLOGY (1968): Protozoa in sewage-treatment processes. - Notes Wat. Pollut., **43**: 4 pp.

MORAVCOVÁ, V. (1962): The cultivation and sequence of protozoa from the polluted streams. - Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **6** (2): 345-435.

MORAVCOVÁ, V. (1977): Addenda to the list of protozoa as saprobic indicators. - Arch. Hydrobiol. Beih., **9**: 161-168.

MÜCKE, G. (1979): Ökologische Untersuchungen der Ciliaten in Gewässern des Naturschutzgebietes "Heiliges Meer" unter besonderer Berücksichtigung zönologischer Gesichtspunkte. - Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., **5**: 1-275.

MÜLLER, H. (1989): The relative importance of different ciliate taxa in the pelagic food web of Lake Constance. - Microb. Ecol., **18**: 261-273.

MÜLLER, H., SCHÖNE, A., PINTO-COELHO, R.M., SCHWEIZER, A. & WEISSE, T. (1991): Seasonal succession of ciliates in Lake Constance. - Microb. Ecol., **21**: 119-138.
MÜLLER, M. (1980a): Das Strauch-Glockentier *Zoothamnium*. Beobachtungen an einer Protozoenkolonie. - Mikrokosmos, **69**: 222-225.
MÜLLER, M. (1980b): Das Strauch-Glockentier *Zoothamnium*. Beobachtungen an einer Protozoenkolonie II. - Mikrokosmos, **69**: 334-338.
MÜLLER, O.F. (1773): Vermium Terrestrium et Fluviatilium, seu Animalium Infusoriorum, Helminthicorum et Testaceorum, non Marinorum, Succincta Historia. Heineck & Faber, Havniae & Lipsiae. 135 pp.
MÜLLER, O.F. (1776): Zoologiae Danicae Prodromus, seu Animalium Daniae et Norvegiae Indigenarum Characteres, Nomina, et Synonyma Imprimis Popularium. Hallageriis, Havniae. 282 pp.
MÜLLER, O.F. (1786): Animalcula Infusoria Fluviatilia et Marina, quae Detexit, Sytematice Descripsit et ad Vivum Delineari Curavit. N. Mölleri, Hauniae. 367 pp.
MÜNCH, F. (1970): Der Einfluß der Temperatur auf den Peptonabbau und die damit verknüpfte Organismensukzession unter besonderer Berücksichtigung der Populationsdynamik der Ciliaten. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **55**: 559-594.
MÜNCH, H.-D. (1956): Spirotriche und peritriche Ciliaten, Rotatorien und Archianneliden aus dem Küstengrundwasser. (Anhang: Oligochaeten und Copepoden). - Wiss. Z. Ernst Moritz Arndt-Univ. Greifswald, **5**: 433-436.
MURTHY, K.V.N. & BAI, A.R.K. (1974): *Stentor tartari* sp. n. from India. - J. Protozool., **21**: 505-506.
NAEF, J. & MARTIN, P. (1985): Plancton du Léman (X) année 1984. - Archs Sci., Genève, **38**: 177-199.
NAIDENOW, V. (1962): Untersuchungen über das Zooplankton der Donau vor dem bulgarischen Ufer. - C. r. Acad. bulg. Sci., **15**: 771-774.
NAUMANN, E. (1925): Über eine planktische Modifikation von *Ophrydium versatile* EHRENB. - Arch. Hydrobiol., **15**: 494-496.
NEAVE, S.A. (1939-1950): Nomenclator Zoologicus. Vols. 1-5. Zoological Society of London, London. 4113 pp.
NEBRAT, A.A. (1975): Dynamics of the abundance and biomass of planktonic infusorians in the open waters of the Kremenchug reservoir, their production and importance in the decomposition of organic matter. - Hydrobiol. J., **11**: 11-19.
NEIDL, F. (1989): Die räumliche und zeitliche Verteilung des Ciliaten *Spirostomum teres* im Benthal und Pelagial des Piburger Sees (Tirol, Österr.) während und nach der Sommerschichtung. Diplomarbeit Univ. Innsbruck. 88 pp.
NEISWESTNOWA-SHADINA, K. (1935): Zur Kenntnis des rheophilen Mikrobenthos. - Arch. Hydrobiol., **28**: 555-582.
NENNINGER, U. (1948): Die Peritrichen der Umgebung von Erlangen mit besonderer Berücksichtigung ihrer Wirtsspezifität. - Zool. Jb. Syst., **77**: 169-266.
NILSSON, J.R. (1986): The African heterotrich ciliate, *Stentor andreseni* sp. nov., and *S. amethystinus* LEIDY. A comparative ultrastructural study. - Biol. Skr., **27**: 1-43.
NIPKOW, F. (1956): *Epistylis rotans* ŠVEC im Plankton des Zürichsees. Ein Beitrag zur Biologie dieses Planktoninfusoriums. - Schweiz. Z. Hydrol., **18**: 161-170.
NISBET, B. (1984): Nutrition and feeding strategies in protozoa. Croom Helm, London & Canberra. 280 pp.
NOLAND, L.E. (1925): Factors influencing the distribution of fresh water ciliates. - Ecology, **6**: 437-452.
NOLAND, L.E. & FINLEY, H.E. (1931): Studies on the taxonomy of the genus *Vorticella*. - Trans. Am. microsc. Soc., **50**: 81-123.
NOSEK, J.N. & BERECZKY, M.C. (1981): Untersuchungen der Bestandsstruktur des Ciliatenplanktons im Haupt- und in einem Nebenarm der Donau mit Hilfe der Produkt-Moment-Korrelations- und der Pfadanalyse. - Arch. Protistenk., **124**: 173-192.

NOWAK, W. (1940): Über die Verunreinigung eines kleinen Flusses in Mähren durch Abwässer von Weißgärbereien, Leder-, Leimfabriken und anderen Betrieben. - Arch. Hydrobiol., **36**: 386-423.

NUSCH, E.A. (1969): Ökologische und systematische Untersuchung der Peritricha (Ciliata, Protozoa) im Aufwuchs von Talsperren und Flussstauen mit verschiedenem Saprobitätsgrad. Diss. Univ. Bonn.

NUSCH, E.A. (1970): Ökologische und systematische Untersuchungen der Peritricha (Protozoa, Ciliata) im Aufwuchs von Talsperren und Flußstauen mit verschiedenem Saprobitätsgrad (mit Modellversuchen). - Arch. Hydrobiol. Suppl., **37**: 243-386.

NUSCH, E.A. (1975): Synökologische Begrenzungen beim Populationswachstum peritricher Ciliaten. - Verh. Ges. Ökologie, Jahr 1975: 39-45.

OCHIAI, T., ASAI, H. & ISHII, S. (1984): Effects of pH and Mg^{2+} on the Ca^{2+}-threshold level for contraction of the glycerinated stalks of *Vorticella*. - Microbios Letters, **27**: 133-140.

ODERMATT, J.M. (1970): Limnologische Charakterisierung des Lauerzersees mit besonderer Berücksichtigung des Planktons. - Schweiz. Z. Hydrol., **32**: 1-75.

OKEN, L. (1815): Lehrbuch der Naturgeschichte. Dritter Theil. Zoologie Erste Abth. Fleischlose Thiere. Schmid & Comp., Jena, p. 45.

OLEKSIV, I. (1985): Species composition and abundance of planktonic infusoria in ponds. - Gidrobiol. Zh., **21**: 89-93 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

OTTERSTRØM, C.V. & LARSEN, K. (1946): Extensive mortality in trout caused by the infusorian *Stentor polymorphus* EHRENB. - Rep. Dan. biol. Stn., **48**: 52-57.

PACE, M.L. (1982): Planktonic ciliates: their distribution, abundance, and relationship to microbial resources in a monomictic lake. - Can. J. Fish. aquat. Sci., **39**: 1106-1116.

PACE, M.L. & ORCUTT, J.D.Jr. (1981): The relative importance of protozoans, rotifers, and crustaceans in a freshwater zooplankton community. - Limnol. Oceanogr., **26**: 822-830.

PACKROFF, G. & WILBERT, N. (1991): Taxonomische Studien über die Ciliatenfauna (Protozoa, Ciliophora) der Eifelmaare. - Arch. Protistenk., **140**: 121-139.

PALLAS, P.S. (1766): Elenchus Zoophytorum. Petrum van Cleef, Hagae-Comitum. 451 pp.

PARONA, C. (1883): Essai d'une protistologie de la Sardaigne avec la description de quelques protistes nouveaux ou peu connus. - Archs Sci. phys. nat., **10**: 225-243.

PARTALY, Y.M. (1978): Some ecological features of *Zoothamnium hentcheli* KHAL. (Infusoria, Peritricha) - Mass epibiotic species of the Sea of Azov. - Zh. obshch. Biol., **39**: 248-253 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

PATRICK, R., CAIRNS, J.Jr. & ROBACK, S.S. (1967): An ecosystematic study of the fauna and flora of the Savannah River. - Proc. Acad. nat. Sci. Philad., **118** (Jahr 1966): 109-407.

PÄTSCH, B. (1974): Die Aufwuchsciliaten des Naturlehrparks Haus Wildenrath. Monographische Bearbeitung der Morphologie und Ökologie. - Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., **1**: 1-82.

PATTERSON, D.J. (1973): Habituation in a protozoan *Vorticella convallaria*. - Behaviour, **45**: 304-311.

PATTERSON, D.J., LARSEN, J. & CORLISS, J.O. (1989): The ecology of heterotrophic flagellates and ciliates living in marine sediments. - Progr. Protistol., **3**: 185-277.

PAULIN, J.J. & BUSSEY, J. (1971): Oral regeneration in the ciliate *Stentor coeruleus*: a scanning and transmission electron optical study. - J. Protozool., **18**: 201-213.

PAULIN, J.J., HENK, W. & STEINER, A. (1980): Surface manifestations of ciliate morphogenesis: regeneration in *Stentor* and suctorian budding revisited. - Scanning Electron Microscopy, Jahr 1980 (III): 527-532.

PAX, F. (1948): Die Tierwelt der mitteleuropäischen Schwefelquellen. - Senckenbergiana, **28**: 139-152.

PAX, F. & WULFERT, K. (1942): Die Thermalfauna des Riesengebirges. - Lotos, **88**: 45-65.

PECK, R., PELVAT, B., BOLIVAR I. & DE HALLER, G. (1975): Light and electron microscopic observations on the heterotrich ciliate *Climacostomum virens*. - J. Protozool., **22**: 368-385.

PEJLER, B. (1964): Regional-ecological studies of Swedish fresh-water zooplankton. - Zool. Bidr. Upps., **36** (Jahre 1963/64): 407-515.

PELVAT, B. (1985): Observations sur l'ultrastructure de l'appareil buccal chez le cilié hétérotriche *Stentor coeruleus*. - Protistologica, **21**: 61-80.
PELVAT, B. & DE HALLER, G. (1979): La régénération de l'appareil oral chez *Stentor coeruleus*: étude au protargol et essai de morphogénèse comparée. - Protistologica, **15**: 369-386.
PENARD, E. (1914): Les cothurnidés muscicoles. - Mém. Soc. Phys. Hist. nat. Genève, **38**: 19-66.
PENARD, E. (1922): Études sur les infusoires d'eau douce. Georg & Cie, Genève. 331 pp.
PENZLIN, H. (1977): Lehrbuch der Tierphysiologie. 2. Aufl. ed. G. Fischer, Stuttgart, New York. 550 pp.
PERTY, M. (1852): Zur Kenntniss kleinster Lebensformen nach Bau, Funktion, Systematik, mit Specialverzeichniss der in der Schweiz beobachteten. Jent & Reinert, Bern. 228 pp.
PESTA, O. (1928): Berichte zur Limnologie der "Alten Donau" bei Wien. - Arch. Hydrobiol., **19**: 301-316.
PETKOVIĆ, S. & PETKOVIĆ, S. (1978): Struktura i karakter planktona Šaskog jezera. Novi prilog poznavanju limnoflore i faune brakičnih voda u karstu Jugoslavije (Structure and character of plankton in Šasko Lake. New contribution to the knowledge of limnoflora and fauna of brackish waters in karst of Yugoslavia). - Poljoprivreda i Šumarstvo, **24**: 45-66 (in Serbokroatisch mit englischer Zusammenfassung).
PETKOVIĆ, S. & PETKOVIĆ, S. (1984): Limnoflora i limnofauna reke morače i nekih reka u njenom slivu (Limnoflora and limnofauna of the River Morača and some rivers in its drainage system). - Glasnik Republickog Zavoda za Zaštitu Prirode i Prirodnjačkog Muzeja Titograd, **17**: 47-68 (in Serbokroatisch mit englischer Zusammenfassung).
PETROVA, M.A. & SMIRNOVA, T.P. (1974): Ecology of planktonic infusoria in a secondary oligotrophic lake. - Hydrobiol. J., **10**: 17-21.
PETTIGROSSO, R.E. & CAZZANIGA, N.J. (1987): Registro de tres especies de *Aspidisca* (Ciliophora: Hypotrichida) en la Argentina. - An. Mus. Hist. nat. Valparaíso, **18**: 5-12.
PHILPOTT, C.H. (1932): Natural and acquired resistance in protozoa to the action of antigenic poisons. - J. exp. Zool., **63**: 553-571.
POMP, R. & WILBERT, N. (1988): Taxonomic and ecological studies of ciliates from Australian saline soils: colpodids and hymenostomate ciliates. - Austr. J. mar. Freshwat. Res., **39**: 479-495.
PORTER, K.G., SHERR, E.B., SHERR, B.F., PACE, M. & SANDERS, R.W. (1985): Protozoa in planktonic food webs. - J. Protozool., **32**: 409-415.
PRATT, J.R. & ROSEN, B.H. (1983): Associations of species of *Vorticella* (Peritrichida) and planktonic algae. - Trans. Am. microsc. Soc., **102**: 48-54.
PRECHT, H. (1935): Epizoen der Kieler Bucht. - Nova Acta Leopoldina, **3**: 405-474.
PREECE, A.W. (1969): Gamma irradiation of *Stentor polymorphus*. - J. Protozool., **16**: 289-294.
PRELLE, A. (1967): Étude de la croissance de *Stentor polymorphus* (MÜLLER, 1773) EHR. [Ciliophora, Heterotrichida] 1. - Role du facteur alimentaire. - Annls Limnol. Stn Biol. Lac d'Oredon, **3**: 209-215.
PRIMC, B. (1981a): Utjecaj temperature vode i organskog opterecenja na ucestalost najcescih vrsta trepetljilasa (Ciliata) u obrastaju rijeke Save (Einfluss der Wassertemperatur und organischer Belastung auf die Abundanz der häufigsten Ciliatenarten im Aufwuchs des Flusses Sava). - Poljoprivreda i Sumarstvo, **27**: 79-92 (in Serbokroatisch mit deutscher Zusammenfassung).
PRIMC, B. (1981b): Prilog poznavanju faune trepetljikaša (Ciliata) u obraštaju rijeke Save (Beitrag zur Kenntnis der Ciliatenfauna im Aufwuchs des Flusses Sava). - Poljoprivreda i Šumarstvo, Titograd, **26** (Jahr 1980): 53-63 (in Serbokroatisch mit deutscher Zusammenfassung).
PRIMC, B. (1984): Utjecaj organskog onečišćenja na naseljavanje trepetljikaša na obrastajne podloge u tekućim vodama (Einfluss von organischer Verunreinigung auf die Besiedlung der Ciliaten auf die Bewuchsfläche in Fliessgewässern). - Bilten Društva ekologa Bosne i Hercegovine, Serija B - Naučni skupovi i savjetovanje, **1**: 497-501 (in Serbokroatisch mit deutscher Zusammenfassung).
PRIMC, B. (1988): Trophic relationships of ciliated protozoa developed under different saprobic conditions in the periphyton of the Sava River. - Biol. Glasn., **90**: 349-353.
PROKEŠOVÁ, V. (1959): Hydrobiological research of two naturally polluted pools in the woody

inundation area of the Elbe. - Věst. čsl. zool. Spol., **23**: 34-69.
PSENNER, R. & SCHLOTT-IDL, K. (1985): Trophic relationships between bacteria and protozoa in the hypolimnion of a meromictic mesotrophic lake. - Hydrobiologia, **121**: 111-120.
PUEBLA, P.M. & FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (1987a): El proceso de depuracion en una planta piloto de fangos activados II. El control de la calidad biológica respecto a las poblaciones de ciliados. - Tecnol. agua, **7** (Núm. 32): 87-101.
PUEBLA, P.M. & FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (1987b): El proceso de depuracion en una planta piloto de fangos activados III - Relación rendimiento bacterias-ciliados en una planta piloto de fangos activados. - Tecnol. agua, **7** (Núm. 37): 67-75.
PUYTORAC, P.DE, MIGNOT, J.P., GRAIN, J., GROLIÈRE, C.-A., BONNET, L. & COUILLARD, P. (1972): Premier relevé de certains groupes de protozoaires libres sur le territoire de la station de biologie de l'université de Montréal (Saint-Hippolyte, comté de Terrebonne, Québec). - Naturaliste can., **99**: 417-440.
QUENNERSTEDT, A. (1867): Bidrag till sveriges infusorie-fauna. II. - Acta Univ. lund., **4**: 1-48.
RAABE, Z. (1959): *Trichodina pediculus* (O. F. MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1838 et *Trichodina domerguei* (WALLENGREN, 1897). - Acta parasit. pol., **7**: 189-202.
RAMMELMEYER, H. (1931): Zur Biologie einiger Raubinfusorien. - Arch. Protistenk., **73**: 251-273.
RANDALL, J.T. & HOPKINS, J.M. (1962): On the stalks of certain peritrichs. - Phil. Trans. R. Soc., **245**: 59-79.
RANGANATHAN, V.S. (1987): Observations on some life history stages of *Epistylis henscheli* (Peritricha, Ciliata) by scanning electron microscope. - The Indian Zoologist, **11**: 143-146.
RAPPORT, D.J. (1980): Optimal foraging for complementary resources. - Am. Nat., **116**: 324-346.
RECK, E.M. (1987): Zur Ökologie der pelagischen Ciliaten des Plußsees. Diss. Univ. Kiel. 288 pp.
REICHENBACH-KLINKE, H.-H. (1959): Beiträge zur Fauna der Oker im Stadtgebiet von Braunschweig. - Abh. braunschw. wiss. Ges., **11**: 62-66.
REID, P.C. & JOHN, A.W.G. (1983): Resting cysts in the ciliate class Polyhymenophorea: phylogenetic implications. - J. Protozool., **30**: 710-713.
REID, R. (1967): Morphological studies on three *Vorticella* species. - Trans. Am. microsc. Soc., **86**: 486-493.
REID, R. (1969): Fluctuations in populations of 3 *Vorticella* species from an activated-sludge sewage plant. - J. Protozool., **16**: 103-111.
REINNARTH, G. (1979): Ökologie und Vertikalverteilung von Ciliaten in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone verschiedener Süsswasserbiotope. Diss. Univ. Bonn. 113 pp.
REISSER, W. (1981): The endosymbiotic unit of *Stentor polymorphus* and *Chlorella* sp. Morphological and physiological studies. - Protoplasma, **105**: 273-284.
REISSER, W. (1984): The taxonomy of green algae endosymbiotic in ciliates and a sponge. - Br. phycol. J., **19**: 309-318.
REISSER, W. & KURMEIER, B. (1984): The endosymbiotic unit of *Climacostomum virens* and *Chlorella* sp. Symbiotic features of the association and host-symbiont regulatory mechanisms. - Protistologica, **20**: 265-270.
REISSER, W., FISCHER-DEFOY, D., STAUDINGER, J., SCHILLING, N. & HAUSMANN, K. (1984): The endosymbiotic unit of *Climacostomum virens* and *Chlorella* sp. I. Morphological and physiological studies on the algal partner and its localization in the host cell. - Protoplasma, **119**: 93-99.
REPAK, A.J. (1972): A redescription of *Climacostomum virens* (EHRENBERG) STEIN and proposal of a new heterotrich ciliate family, Climacostomidae fam. n. - J. Protozool., **19**: 417-427.
REPAK, A.J. & ISQUITH, I.R. (1974): The systematics of the genus *Spirostomum* EHRENBERG, 1838. - Acta Protozool., **12**: 325-333.
REUTER, J. (1963): Some ciliates from western Norway. - Univ. Bergen Sarsia, **10**: 1-8.
RHEINHEIMER, G. (1981): Mikrobiologie der Gewässer. G. Fischer, Stuttgart. 251 pp.
RICHTER, R. (1948): Einführung in die Zoologische Nomenklatur durch Erläuterung der Internationalen Regeln. W. Kramer, Frankfurt. 252 pp.
RIDE, W.D.L. & YOUNES, T. (eds) (1986): Biological nomenclature today. A review of the present

state and current issues of biological nomenclature of animals, plants, bacteria and viruses. IUBS Monograph Series No 2. IRL Press, Oxford. 70 pp.
RIEDEL-LORJÉ, J.C. (1981): Untersuchungen über den Indikationswert von Aufwuchs in Süß- und Brackwasserzonen des Elbe-Aestuars unter Berücksichtigung industrieller Einleitungen. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **61**: 153-226.
RIGGENBACH, E. (1922): Beiträge zur Faunistik, Biologie und Oekologie der Heliozoen u. Ciliaten von Basel und Umgebung. Diss. Univ. Basel. 82 pp.
RIVERA, F., SANCHEZ, M.R., LUGO, A., RAMIREZ, P., ORTIZ, R. & CALDERON, A. (1987): Ciliates in a waste stabilization pond system in Mexico. - Water, Air, Soil Pollution, **34**: 245-262.
ROGERSON, A. (1979): Energy content of *Amoeba proteus* and *Tetrahymena pyriformis* (Protozoa). - Can. J. Zool., **57**: 2463-2465.
ROGERSON, A. (1981): The ecological energetics of *Amoeba proteus* (Protozoa). - Hydrobiologia, **85**: 117-128.
ROUX, J. (1899): Observations sur quelques infusoires ciliés des environs de Genève avec la description de nouvelles espèces. - Revue suisse Zool., **6**: 557-636.
ROUX, J. (1900): Note sur les infusoires ciliés du Lac Léman. - Revue suisse Zool., **8**: 459-465.
ROUX, J. (1901): Faune infusorienne des eaux stagnates des environs de Genève. - Mém. Inst. natn. génev., **19**: 1-148.
ROY, H. (1938): Untersuchungen der Detritusfauna im Abwassergebiet bei Hamburg. - Arch. Hydrobiol., **32**: 115-161.
RUIZ, M.S. & ANADÓN, R. (1986): The oral structures of the peritrich ciliate *Opercularia coarctata* (CLAP. & LACHM., 1858): a light microscope and ultrastructural study. - Protistologica, **22**: 291-299.
RUIZ, M.S. & ANADÓN, R. (1988): The cortex and associated structures of the peritrich ciliate *Opercularia coarctata* CLAPAREDE and LACHMANN. A light and electron microscopical study. - Arch. Protistenk., **136**: 249-261.
RUTHVEN, J.A. (1972): Protozoan studies. In CAIRNS, J.Jr. & DICKSON, K.L. (eds.): An ecosystematic study of the South River, Virginia, pp. 31-43. Water Resources Research Center (Bulletin 54), Virginia Polytechnic Institute and State University, Blacksburg.
RUTHVEN, J.A. & CAIRNS, J.Jr. (1973): Response of fresh-water protozoan artificial communities to metals. - J. Protozool., **20**: 127-135.
RUTTNER, F. (1952): Planktonstudien der Deutschen Limnologischen Sunda-Expedition. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **21**: 1-274.
RYDLO, M. & FOISSNER, W. (1986): Beitrag zur Taxonomie und Therapie von *Chilodonella cyprini* und *C. hexasticha*. In DEUTSCHE VETERINÄRMEDIZINISCHE GESELLSCHAFT (ed.): Tagung der Fachgruppe Fischkrankheiten, München, 28.-29. Oktober 1986, pp. 173-184. Giessen/Lahn (ISBN 3-924851-11-5).
RYLOV, W.M. (1924): Zur Biologie des seltenen planktonischen Infusoriums *Epistylis rotans* SVEC. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **12**: 218-227.
SANDERS, R.W., PORTER, K.G., BENNETT, S.J. & DEBIASE, A.E. (1989): Seasonal patterns of bacterivory by flagellates, ciliates, rotifers, and cladocerans in a freshwater planktonic community. - Limnol. Oceanogr., **34**: 673-687.
SAROJINI, R. & NAGABHUSHANAM, R. (1967): A comparative study of the respiration of some free-living ciliate protozoa. - J. Anim. Morph. Physiol., **14**: 158-161.
SARTORY, D.P. (1976): The peritrich ciliates as biological indicators for activated sludge. - Microscopy, **33**: 85-89.
SARTORY, D.P. & LLOYD, B.J. (1976): The toxic effects of selected heavy metals on unadapted populations of *Vorticella convallaria* var *similis*. - Wat. Res., **10**: 1123-1127.
SASSUCHIN, D. (1928): Zur Frage über die ecto- und entoparasitischen Protozoen der Froschkaulquappen. - Arch. Protistenk., **64**: 71-92.
SAUNDERS, J.T. (1924): The effect of hydrogen-ion concentration on the behavior, growth and occurrence of *Spirostomum*. - Biol. Rev., **1**: 189-203.
SAWAYA, M.P. (1940): Sobre um ciliado novo de S. Paulo: *Blepharisma sinuosum*, sp. n. (Ciliata,

Heterotricha) e sobre a sub-ordem Odontostomata, nom. mov. - Bolm Fac. Filos. Ciênc. Univ. S Paulo (Zool.), **19**: 303-308.
SCHAEFFER, A.A. (1910): Selection of food in *Stentor caeruleus* (EHR.). - J. exp. Zool., **8**: 75-132.
SCHARF, R. (1961): Die Ciliaten der Kühltürme und Brauchwasserzuflüsse eines mitteldeutschen Braunkohlenkombinates. - Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Lpz., **10**: 381-395.
SCHERB, K. (1968): Zur Biologie des belebten Schlammes. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **5**: 158-205.
SCHEUBEL, J. (1970a): Ein vielseitiges peritriches Wimpertier: *Epistylis galea*. Gestalt und Polymorphismus. - Mikrokosmos, **59**: 14-20.
SCHEUBEL, J. (1970b): Ein vielseitiges peritriches Wimpertier: *Epistylis galea*. Schwärmerbildung, Koloniegründung, Entwicklung. - Mikrokosmos, **59**: 41-46.
SCHEUBEL, J. (1970c): Ein vielseitiges peritriches Wimpertier: *Epistylis galea*. Cystenbildung und Umweltbeziehungen. - Mikrokosmos, **59**: 80-83.
SCHEWIAKOFF, W. (1893): Über die geographische Verbreitung der Süsswasser-Protozoën. - Zap. imp. Akad. Nauk, 7e Série, **41**: 1-201.
SCHLICK, W. (1925): Die festsitzenden Organismen als Mittel zur Kennzeichnung der Vorgänge in einer Kläranlage. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **26**: 55-120.
SCHLICK, W. (1943): Ernährt sich *Carchesium polypinum* von kolloiddispersen organischen Stoffen? - Zool. Anz., **144**: 59-72.
SCHLICK, W. (1973): Ernährungsversuche mit Polypenläusen. - Mikrokosmos, **62**: 199-201.
SCHLOTT-IDL, K. (1978): Populationsdynamik pelagischer Protozoen des Piburger Sees (Tirol, Österreich). - Diss. Univ. Innsbruck. 82 pp.
SCHLOTT-IDL, K. (1984): Qualitative und quantitative Untersuchungen der pelagischen Ciliaten des Piburger Sees (Tirol, Österreich). - Limnologica (Berlin), **15**: 43-54.
SCHLOTT-IDL, K. (1986): Ecology of pelagic ciliates in some fishponds of the northern Waldviertel. - Symposia Biologica Hungarica, **33**: 243-247.
SCHMALL, G. (1976): Organismenbesiedlung und Stoffhaushalt von schwefelwasserstoffhaltigen Modellökosystemen. Diplomarbeit Univ. Bonn. 89 pp.
SCHMARDA, L.K. (1846): Kleine Beiträge zur Naturgeschichte der Infusorien. C. Haas, Wien. 62 pp.
SCHMERENBECK, W. (1975): Experimentelle Untersuchungen an strömenden Modellgewässern zur Frage der Beziehung zwischen dem Abbau organischer Substanz und der Ciliatenbesiedlung. - Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., **2**: 1-95.
SCHMIDT, H. (1913): Beitrag zur Kenntnis der Mastigophoren und Ciliaten der Umgebung von Bonn. - Sber. naturh. Ver. preuss. Rheinl. Westf., Jahr 1913: 73-83.
SCHMIDT, H. (1916): Beitrag zur Protozoenfauna der Rheinprovinz und Westfalens. - Verh. naturh. Ver. preuss. Rheinl., **72**: 59-95.
SCHMITZ, M. (1985): Ökologische und systematische Untersuchungen an Ciliaten (Protozoa, Ciliophora) des Rheines bei Bonn, Bundesrepublik Deutschland. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **22**: 2292-2296.
SCHNEIDER, H. (1972): Eine aufwuchsbildende Wimpertierkolonie: *Ophrydium versatile*. - Mikrokosmos, **61**: 356-358.
SCHNEIDER, H. (1985): Die Polypenlaus *Kerona polyporum* auf dem Grünen Süßwasserpolypen! - Mikrokosmos, **74**: 313-316.
SCHNEIDER, H. (1988): An der Nahrungsquelle angeseilt: der Glockentierfresser *Amphileptus carchesii*. - Mikrokosmos, **77**: 97-102.
SCHNEIDER, H. (1990): Ein reizvolles Studienobjekt: Die Polypenlaus *Trichodina pediculus*. - Mikrokosmos, **79**: 147-156.
SCHNEIDER, H. (1991): *Stentor amethystinus* - ein Trompetentier im Plankton. - Mikrokosmos, **80**: 193-199.
SCHÖDEL, H. (1985): Epizoische Einzeller auf Flohkrebsen 2. Besiedler der Gammaridenbeine. - Mikrokosmos, **74**: 269-273.
SCHÖDEL, H. (1986): Seßhafte Wimpertiere auf Wasserasseln. - Mikrokosmos, **75**: 293-301.

SCHÖDEL, H. (1987): Seßhafte Wimpertiere (Peritricha, Chonotricha, Suctoria) auf *Asellus aquaticus* und Gammariden. - Limnologica (Berlin), **18**: 83-166.
SCHÖNBORN, W. (1977): Production studies on Protozoa. - Oecologia (Berlin), **27**: 171-184.
SCHÖNBORN, W. (1981): Die Ziliatenproduktion eines Baches. - Limnologica (Berlin), **13**: 203-212.
SCHÖNBORN, W. (1982a): Die Produktion an Gehäuse-Protozoen in der Ilm. - Limnologica (Berlin), **14**: 347-352.
SCHÖNBORN, W. (1982b): Die Ziliatenproduktion in der mittleren Saale. - Limnologica (Berlin), **14**: 329-346.
SCHÖNBORN, W. (1985): Protozoa. In CASPER, S.J. (ed.): Lake Stechlin. A temperate oligotrophic lake, pp. 500-504. Junk Publishers, Dordrecht, Boston, Lancaster.
SCHÖNBORN, W. (1987): Secondary production and energy transfer in the polluted River Saale (Thuringia, Southern GDR). - Int. Revue ges. Hydrobiol., **72**: 539-557.
SCHRANK, F.P.v. (1780): Nachricht von einigen kaotischen Thieren. - Neue philosoph. Abh. Akad. München, **2**: 469-492.
SCHRENK, H.-G. & BARDELE, C.F. (1991): The fine structure of *Saprodinium dentatum* LAUTERBORN, 1908 as a representative of the Odontostomatida (Ciliophora). - J. Protozool., **38**: 278-293.
SCHRÖDER, O. (1906a): Beiträge zur Kenntnis von *Campanella umbellaria* L. sp. (*Epistylis flavicans* + *grandis* EHRBG.). - Arch. Protistenk., **7**: 75-105.
SCHRÖDER, O. (1906b): Beiträge zur Kenntnis von *Vorticella monilata* TATEM. - Arch. Protistenk., **7**: 395-410.
SCHRÖDER, O. (1906c): Beiträge zur Kenntnis von *Epistylis plicatilis* (EHRBG.). - Arch. Protistenk., **7**: 173-185.
SCHRÖDER, O. (1906d): Die Infusorien der Deutschen Südpolar-Expedition 1901-1903. - Dt. Südpol.-Exped., **9**: 350-360.
SCHUBERG, A. (1896): Über das Vorkommen von *Stentor multiformis* im Süßwasser. - Zool. Anz., **19**: 317-322.
SCHULZE, E. (1959): Morphologische, cytologische und ökologisch-physiologische Untersuchungen an Faulschlammciliaten (*Metopus sigmoides* CLAP. et LACHM. und *Metopus contortus* LEV.). - Arch. Protistenk., **103**: 371-426.
SHEN YUNFEN (1980): Ecological studies on the periphytic protozoa in Lake Dong Hu, Wuhan. - Acta hydrobiol. sin., **7**: 19-40 (in Chinesisch mit englischer Zusammenfassung).
SHEN YUNFEN (1981): On the geographical distribution and ecological characteristics of protozoa of Xizang Plateau. - Proceedings of Symposium on Qinghai-Xizang (Tibet) Plateau (Beijinh, China). Geological and ecological studies on Qinghai-Xizang Plateau, **2**: 1119-1129.
SHEN YUNFEN (1983): Protozoa of the Tibetan Plateau. In CHIANG SIEHCHIH, SHEN YUNFEN & GONG XUNJU (eds.): Aquatic invertebrates of the Tibetan Plateau, pp. 39-334. Academia Sinica Press (in Chinesisch).
SHEN YUNFEN, GU MANRU & BEI QINGSHENG (1988): On the evaluation of the effect of petroleum wastes on water system in Yanshan region by using protozoan communities. - Acta hydrobiol. sin., **12**: 1-12 (in Chinesisch mit englischer Zusammenfassung).
SHERR, E.B. & SHERR, B.F. (1987): High rates of consumption of bacteria by pelagic ciliates. - Nature, **325**: 710-711.
SHIGENAKA, Y. (1959): A new marine ciliate, *Spirostomum yagiui* n. sp. - Zool. Mag., Tokyo, **68**: 368-372 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).
SHIONO, H., HARA, R. & ASAI, H. (1980): Spontaneous membrane potential changes associated with the zooid and vacuolar contractions in *Vorticella convallaria*. - J. Protozool., **27**: 83-87.
SHUBERNETSKY, I.V. & CHORIK, F.P. (1977): Epibiotic peritricha infusoria of the lower crustacea. - Izv. Akad. Nauka moldav., Jahr 1977: 61-66 (in Russisch).
SIMAKOV, Y.G. (1986): Changes in composition of microfauna of activated sludge under the influence of toxic substances. - Hydrobiol. J., **21**: 79-86.
SINCLAIR, M.J., MCCLELLAN, J.F., SINCLAIR, J.L. & COLEMAN, D.C. (1981): Yield constant for *Acanthamoeba polyphaga* in batch and continuous culture. - J. Protozool., **28**: 479-483.

SLÁDEČEK, V. (1969): The indicator value of some free-moving ciliates. - Arch. Protistenk., **111**: 276-278.
SLÁDEČEK, V. (1972): A note on the ciliate *Astylozoon faurei* KAHL. - Věst. čsl. Spol. zool., **36**: 73-74.
SLÁDEČEK, V. (1973): System of water quality from the biological point of view. - Arch. Hydrobiol., Beih. Ergebn. Limnol. Planktonk. **7**: IV + 1-218.
SLÁDEČEK, V. (1987): Indicator value of genera *Carchesium* and *Zoothamnium*. - Society of Protozoologists, 1986 Abstracts: Abstract 203.
SLÁDEČEK, V. & SLÁDEČKOVÁ, A. (1962): The plankton community of the Hamry and Sec reservoirs after the spring overturn. - Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **6**: 389-405.
SLÁDEČEK, V., ZELINKA, M., ROTHSCHEIN, J. & MORAVCOVÁ, V. (1981): Biologický rozbor povrchové vody. Komentář k ČSN 830532 - části 6: Stanoveni saprobniho indexu. Vydalo Vydavatelstvi Uradu pro normalizaci a mereni, Praha. 186 pp. (in Tschechisch).
SLÁDEČKOVÁ, A. (1964): Factors affecting the occurrence and stratification of sessile protozoans in artificial reservoirs. - Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **8** (1): 483-490 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
SLÁDEČKOVÁ, A. (1968): Beurteilung des Eutrophierungsgrades von Trinkwassertalsperren durch Erfassung des Bewuchses. - Fortschr. Wasserchem., **8**: 48-65.
SLÁDEČKOVÁ, A. & SLÁDEČEK, V. (1963): Periphyton as indicator of the reservoir water quality I. True-periphyton. - Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **7** (1): 507-561.
SLADKA, A. & ZAHRADKA, V. (1970): Morphology of activated sludge. - Vyzkumny ustav vodohospodarsky prace a studie (Water research institute, Praque-Podbaba, technical paper No. 126), **126**: 1-104.
SLEIGH, M.A. (1981): The biology of protozoa. E. Arnold, London. 315 pp.
SLEIGH, M.A. & BARLOW, D. (1976): Collection of food by *Vorticella*. - Trans. Am. microsc. Soc., **95**: 482-486.
SMITH, H.G. (1973): The ecology of protozoa in chinstrap penguin guano. - Br. Antarct. Surv. Bull., **35**: 33-50.
SMITH, H.G. (1975): Protozoaires terricoles de l'Ile de la Possession. - Revue Écol. Biol. Sol, **12**: 523-530.
SMITH, I.F. (1914): A preliminary report on the infusoria of Kansas. - Kans. Univ. Sci. Bull., **9**: 147-174.
SMITH, J.C. (1897): Notices of some undescribed infusoria, from the infusorial fauna of Louisiana. - Trans. Am. microsc. Soc., **19**: 55-68.
SOKOLOFF, D. (1930): *Stentor oligonucleatus*. sp. nov. - An. Inst. Biol. Univ. Méx., **1**: 327-328.
SOKOLOFF, D. & ANCONA, I. (1937): Analisis hidrobiologico de las aguas potables del Valle del Mezquital, incluyendo la descripcion de tres nuevas formas de protozoarios. - An. Inst. Biol. Univ. Méx., **8**: 157-179.
SOLA, A., GUINEA, A. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1985): Étude du processus de bipartition chez *Opisthonecta henneguyi* FAURÉ-FREMIET, 1906 (Ciliophora, Peritrichida). - Protistologica, **21**: 333-338.
SOLA, A., GUINEA, A. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1989): Light microscopical study of the conjugation process in *Opisthonecta henneguyi* FAURÉ-FREMIET (Ciliophora: Peritrichida). - Acta Protozool., **28**: 239-244.
SOLA, A., GUINEA, A., LONGÁS, J.F. & FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (1990): Nouvelles données sur l'infraciliature somatique et buccale de *Caenomorpha uniserialis* LEVANDER, 1894 (Ciliophora, Heterotrichida). - Arch. Protistenk., **138**: 233-238.
SOMMER, G. (1949): Die Peritrichen eines astatischen Gartenbeckens. - Schweiz. Z. Hydrol., **11**: 608-617.
SOMMER, G. (1951): Die peritrichen Ciliaten des Großen Plöner Sees. - Arch. Hydrobiol., **44**: 349-440.
SONG PILLSOON (1981): Photosensory transduction in *Stentor coeruleus* and related organisms.

- Biochim. biophys. Acta, **639**: 1-29.
SONG WEIBO & WILBERT, N. (1989): Taxonomische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten (Protozoa, Ciliophora) im Poppelsdorfer Weiher, Bonn. - Lauterbornia, Heft **3**: 2-221.
SPRUGEL, G.Jr. (1951): Vertical distribution of *Stentor coeruleus* in relation to dissolved oxygen levels in an Iowa pond. - Ecology, **32**: 147-149.
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1945): Nové a málo známé vodní organismy z Cech a Moravy. - Věda přír., **23**: 152-153 (in Tschechisch).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1946): K poznání epizoickych nálevníku z reky Vltavy (Some epizoic ciliates from the river Vltava). - Věst. čsl. zool. Spol., **10**: 241-244 (in Tschechisch mit englischer Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1948): Ciliata-Peritricha našich řek (Přispěvky k poznáni československých nálevniků III.) (Les infusoires péritriches des rivières tchécoslovaques). - Cas. národ. Mus., **117**: 167-183 (in Tschechisch mit französischer Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1949): O několika zajimavých nálevnicich z Ceskomoravské vysočiny (Some interesting ciliates of the Czech-Moravian Highlands). - Věst. čsl. zool. Spol., **13**: 325-333 (in Tschechisch mit englischer Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1953): Předběžný seznam nálevniků (Ciliata) z čech, moravy a slezska II. Spirotricha, Peritricha a Chonotricha (Vorläufiges Verzeichnis der in Böhmen, Mähren und Schlesien bis zum Jahre 1950 gefundenen Ciliatenarten). - Cas. národ. Mus., **122**: 76-88 (in Tschechisch mit russischer und deutscher Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1956a): Společenstva nálevníků z povodí Moravice a jejich vztahy k čistotě vody (Die Ciliatengemeinschaften aus dem Flussgebiete von Moravice und ihre Beziehungen zur Wasserverunreinigung). - Věst. čsl. zool. Spol., **20**: 75-85 (in Tschechisch mit deutscher Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1956b): Zur biologischen Charakteristik der höheren Saprobitätsstufen. - Arch. Hydrobiol., **51**: 376-390.
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1957): K poznáni nálevniku ostravského kraje (Zur Kenntnis der Ciliaten des Ostrauer-Gebietes [Tschechoslovakei]). - Věst. čsl. zool. Spol., **21**: 1-24 (in Tschechisch mit deutscher Zusammenfassung).
ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1958): Die Rolle der Ciliatenanalyse bei der biologischen Kontrolle von Flußverunreinigungen. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **13**: 636-645.
STAMM, G. (1979): Mikroskopische Beobachtungen an Ciliaten- und Suctorienarten in Belebtschlämmen. - Vjschr. naturf. Ges. Zürich, **124**: 285-293.
STAMM, G. (1984): Untersuchungen über Lebensbedingungen von Ciliatenarten in Belebtschlammanlagen. Diss. Univ. Zürich. 80 pp.
STAMMER, H.A. (1953): Der Einfluß von Schwefelwasserstoff und Ammoniak auf tierische Leitformen des Saprobiensystems. - Jahrbuch vom Wasser, **20**: 34-71.
STARMÜHLNER, F., VORNATSCHER, J., KUSEL-FETZMANN, E., STEINER, H. & ASCHENBRENNER, L. (1972): Die Pflanzen- und Tierwelt der Altwässer. In STARMÜHLNER, F. & EHRENDORFER, F. (eds.): Naturgeschichte Wiens, pp. 577-658. Jugend & Volk, Wien, München.
STEHLE, M.E. (1920): A preliminary survey of the protozoa of Mirror Lake, on the Ohio State University campus. - Ohio J. Sci., **20**: 89-127.
STEIN, F. (1849): Untersuchungen über die Entwickelung der Infusorien. - Arch. Naturgesch., 1: 92-148.
STEIN, F. (1852): Neue Beiträge zur Kenntniss der Entwicklungsgeschichte und des feineren Baues der Infusionsthiere. - Z. wiss. Zool., **3** (Jahr 1851): 475-509.
STEIN, F. (1854): Die Infusionsthiere auf ihre Entwickelungsgeschichte untersucht. W. Engelmann, Leipzig. X + 265 pp.
STEIN, F. (1859): Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer Reihenfolge bearbeitet. I. Abtheilung. Allgemeiner Theil und Naturgeschichte der hypotrichen Infusionsthiere. W. Engelmann, Leipzig. 206 pp.
STEIN, F. (1867): Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer

Reihenfolge bearbeitet. II. Abtheilung. 1) Darstellung der neuesten Forschungsergebnisse über Bau, Fortpflanzung und Entwickelung der Infusionsthiere. 2) Naturgeschichte der heterotrichen Infusorien. W. Engelmann, Leipzig. 355 pp.

STEIN, F. (1868): Über einige neuere Resultate seiner Infusorien-Forschungen. - Tageblatt der 42. Versammlung deutscher Naturforscher und Ärzte zu Dresden, Jahr 1868: 82-83.

STELLA, E. (1948): Ricerche comparative sulla fauna protozoaria di terreni boschivi. - Riv. Biol., **40**: 134-158.

STEPHANIDES, T. (1948): A survey of the freshwater biology of Corfu and of certain other regions of Greece. - Praktika ell. 'udrobiol. Inst., **2**: 1-263.

STILLER, J. (1931): Die peritrichen Infusorien von Tihany und Umgebung. - Arb. ung. biol. Forsch Inst., **4**: 171-205.

STILLER, J. (1935): Drei neue Peritrichen-Arten aus dem Balaton-See. - Acta Litt. Scient. R. Univ. hung. Francisco-Josephina, **3**: 149-157.

STILLER, J. (1937): Biologische Untersuchungen eines Wasserwerkes in der Umgebung von Budapest. - Mitt. Landesanst. Wass.- Boden- u. Lufthyg., Berlin-Dahlem, **13**: 201-218.

STILLER, J. (1938): Neuere Beiträge zur Kenntnis der Peritrichenfauna des Teiches Belsö-tö bei Tihany. - Arb. ung. biol. ForschInst., **10**: 247-253.

STILLER, J. (1940): Beitrag zur Peritrichenfauna des Großen Plöner Sees in Holstein. - Arch. Hydrobiol., **36**: 263-285.

STILLER, J. (1941): Epizoische Peritrichen aus dem Balaton. - Arb. ung. biol. ForschInst., **13**: 211-223.

STILLER, J. (1942a): Einige Gewässer der Umgebung von Szeged und ihre Peritrichenfauna. - Arch. Hydrobiol., **38**: 313-435.

STILLER, J. (1942b): Ein interessanter Fundort von *Epistylis nympharum* ROUX (Protozoa, Ciliata). - Annls hist.-nat. Mus. natn. hung., **35**: 88-90.

STILLER, J. (1946): Beitrag zur Kenntnis der Peritrichenfauna der Schwefelthermen von Split. - Annls hist.-nat. Mus. natn. hung., **39**: 19-57.

STILLER, J. (1953a): Epizoische Peritrichen aus dem Balaton III. - Hydrobiologia, **5**: 189-221.

STILLER, J. (1953b): Die Protozoen des Pécsely-Baches in Ungarn. - Annls hist.-nat. Mus. natn. hung. (S. N.), **4**: 47-70.

STILLER, J. (1953c): Bátorliget csillókoszorús véglény-faunája Peritricha. In SZÉKESSY, V. (ed.): Bátorliget élövilága, pp. 108-120. Akadémiai Kiado, Budapest.

STILLER, J. (1954): *Vorticella microstoma* EHRENBERG (Peritricha, Ciliata) als Bioindikator ökologisch verschiedener Gewässer. - Annls hist.-nat. Mus. natn. hung. (N. S.), **5**: 191-201.

STILLER, J. (1957): Zur Biologie und Verbreitung der Protozoen- und Crustaceenfauna eines Mittelgebirgsbaches in Ungarn. - Arch. Hydrobiol., **53**: 392-424.

STILLER, J. (1960): Die limnologischen Verhältnisse des Naturschutzgebietes von Bátorliget in Ungarn nebst Beschreibung einiger neuer Peritrichen-Arten (Ciliata, Protozoa). - Arch. Hydrobiol., **56**: 186-260.

STILLER, J. (1961): Durch Einwirkung von Umweltfaktoren entstehende Modifikationen bei peritrichen Ciliaten und ihre Bedeutung bei der Beurteilung des Wassers. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **14**: 1071-1074.

STILLER, J. (1962): Die biologische Bedeutung der Schutzhüllenbildung bei peritrichen Ciliaten und ihre Rolle als Bioindikator bei der Beurteilung des Wassers. - Annls hist.-nat. Mus. natn. hung., **54**: 231-236.

STILLER, J. (1971): Szájkoszorús csillósok - Peritricha. - Fauna Hung., **105**: 1-245 (in Ungarisch; 6 pp. Index separat).

STOKES, A.C. (1883): A new Vorticella. - Am. mon. microsc. J., **4**: 208.

STOKES, A.C. (1884a): A new infusorian belonging to the genus *Pyxicola*. - Am. mon. microsc. J., **5**: 24-25.

STOKES, A.C. (1884b): Notes on some apparently undescribed forms of fresh-water infusoria. - Am. J. Sci., July 1884: 38-49.

STOKES, A.C. (1884c): Notices of new fresh-water infusoria.-II. - Am. mon. microsc. J., **5**: 226-230.

STOKES, A.C. (1884d): A new infusorian belonging to the genus *Vorticella*. - Am. Nat., **18**: 829-830.
STOKES, A.C. (1885a): Vorticellæ with two contractile vesicles. - Am. mon. microsc. J., **6**: 52-53.
STOKES, A.C. (1885b): Notes on some apparently undescribed forms of fresh-water infusoria. No. 2. - Am. J. Sci., **29**: 313-328.
STOKES, A.C. (1885c): Some new infusoria from American fresh waters. - Ann. Mag. nat. Hist. (Serie 5), **15**: 437-449.
STOKES, A.C. (1885d): *Vorticella limnetis* (species nova). - The Microscope, **5**: 145-146.
STOKES, A.C. (1886a): Notices of new fresh-water infusoria.-V. - Am. mon. microsc. J., **7**: 81-86.
STOKES, A.C. (1886b): Notices of new fresh-water infusoria. - Proc. Am. phil. Soc., **23**: 562-568.
STOKES, A.C. (1887a): Notices of new fresh-water infusoria. - Proc. Am. phil. Soc., **24**: 244-255.
STOKES, A.C. (1887b): Notices of new fresh-water infusoria.-VI. - Am. mon. microsc. J., **8**: 141-147.
STOKES, A.C. (1887c): Notices of new American fresh-water infusoria. - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1887: 35-40.
STOKES, A.C. (1888): A preliminary contribution toward a history of the fresh-water infusoria of the United States. - J. Trenton nat. Hist. Soc., **1**: 71-319.
STOKES, A.C. (1893): Notices of some undescribed infusoria from the brackish waters of the eastern United States. - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1893: 298-302.
STÖSSEL, F. (1979): Autökologische Analyse der in schweizerischen Fliessgewässern häufig vorkommenden Ciliatenarten und ihre Eignung als Bioindikatoren. - Schweiz. Z. Hydrol., **41**: 113-140.
STÖSSEL, F. (1987): Effect of the coefficients of discharge on ciliate populations of a running water contaminated by municipal wastewater. - Arch. Hydrobiol., **108**: 483-497.
STOUT, J.D. (1954): The effect of environmental factors on the life history of the ciliate, *Vorticella microstoma*. - Trans. R. Soc. N. Z., **82**: 705-711.
STROUHAL, H. (1934): Biologische Untersuchungen an den Thermen von Warmbad Villach in Kärnten. (Mit Berücksichtigung der Thermen von Badgastein). - Arch. Hydrobiol., **26**: 323-385 und 495-583.
STRUHAL, H. (1954): Beiträge zur Erforschung der Lebensgemeinschaft in der *Sphaerotilus*zotte. Diss. Univ. Wien. 164 pp.
STRZELECKI, J. & PÓLTORAK, T. (1971): The plankton of Lake Gardno near the Baltic Sea during the summer season. - Acta hydrobiol., Kraków, **13**: 269-294.
STUMM, C.K. & ZWART, K.B. (1986): Symbiosis of protozoa with hydrogen-utilizing methanogens. - Microbiological Sciences, **3**: 100-105.
SUDO, R. & AIBA, S. (1971a): Growth rate of vorticellidae isolated from activated sludge. - Jap. J. Ecol., **21**: 70-76.
SUDO, R. & AIBA, S. (1971b): Food habit of vorticellidae isolated from activated sludge. - Jap. J. Ecol., **21**: 140-146.
SUDO, R. & AIBA, S. (1973): Effect of copper and hexavalent chromium on the specific growth rate of ciliata isolated from activated-sludge. - Wat. Res., **7**: 1301-1307.
SUDZUKI, M. (1981): Periphytic biota (Aufwuchs) in sewages and park waters. In SUDZUKI, M. (ed.): Some approaches to saprobiological problems, pp. 69-107. Sanseido, Tokyo.
SULLIVAN, W.D. (1957): Identification of protozoa from the region of Point Barrow, Alaska. - Trans. Am. microsc. Soc., **76**: 189-196.
SUTTON, W.W. (1976): Effects of irradiation on the peritrich ciliates *Vorticella* and *Telotrochidium*. - Trans. Am. microsc. Soc., **95**: 366-372.
ŠVEC, F. (1897): Beiträge zur Kenntnis der Infusorien Böhmens. I. Die ciliaten Infusorien des Unterpocernitzer Teiches. - Bull. int. Acad. tchéque Sci., **4**: 29-47.
SYDENHAM, D.H.J. (1971): A re-assessment of the relative importance of ciliates, rhizopods and rotatorians in the ecology of activated sludge. - Hydrobiologia, **38**: 553-563.
SZCZEPANOWSKI, P. (1978): Orzeski epizoiczne na *Asellus aquaticus* (L.) poznania i okolic (Epizoic ciliata on *Asellus aquaticus* (L.) of Poznań and surroundings). - Poznańskie towarzystwo przyjaciół nauk wydział matematyczno-przyrodniczy prace komisji biologicznej, **46**: 1-73 (in Polnisch mit englischer Zusammenfassung).
TAI LISUN (1931): Notes on fresh water protozoa of Peiping. - Sci. Rep. natn. Tsing Hua Univ.,

1: 1-61.
TARTAR, V. (1958): *Stentor introversus*, n. sp. - J. Protozool., **5**: 93-95.
TARTAR, V. (1961): The biology of *Stentor*. Pergamon Press, Oxford, London, New York, Paris. 413 pp.
TARTAR, V. (1970): Transplantation in Protozoa. - Transplantation Proceedings, **2**: 183-190.
TATEM, J.G. (1870): A contribution to the teratology of infusoria. - Mon. microsc. J., **3**: 194-195.
TAYLOR, W.D. (1983a): Rates of population increase and mortality for sessile ciliates on artificial substrates in a stream riffle. - Can. J. Zool., **61**: 2023-2028.
TAYLOR, W.D. (1983b): A comparative study of the sessile, filter-feeding ciliates of several small streams. - Hydrobiologia, **98**: 125-133.
TAYLOR, W.D. & SHUTER, B.J. (1981): Body size, genome size, and intrinsic rate of increase in ciliated protozoa. - Am. Nat., **118**: 160-172.
TENT, L. (1981): Der Aufwuchs im Hamburger Hafen. Struktur einer Biocoenose in einem Belastungszentrum des Elbe-Aestuars. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **61**: 1-58.
THOMASSON, K. (1963): Araucanian Lakes. Plankton studies in north Patagonia with notes on terrestrial vegetation. - Acta phytogeogr. suec., **47**: 1-139.
THUNMARK, S. (1945): Zur Soziologie des Süsswasserplanktons. Eine methodologisch-ökologische Studie. - Folia limnol. scand., **3**: 1-66.
TOMAN, M. & MEJAČ, B. (1988): Vergleich der Abwasserreinigung im Rühr- und im Wirbelbettreaktor sowie Entwicklung und Struktur der Biomasse. - Z. Wass. Abwass. Forsch., **21**: 148-152.
TOWNES, M.M. (1978): The participation of ionic strength and pH in the contraction induced in *Vorticella* by calcium and magnesium. - Comp. Biochem. Physiol., **61A**: 555-558.
TRUEBA, F.J. (1978): A taxonomic revision of the peritrich ciliate genus *Pyxicola*. - Beaufortia, **27**: 219-243.
TRUEBA, F.J. (1980): A taxonomic revision of the peritrich ciliate genera *Thuricola* and *Pseudothuricola*. - Beaufortia, **30**: 125-138.
TUCOLESCO, J. (1962a): Protozoaires des eaux souterraines. I. 33 espéces nouvelles d'infusoires des eaux cavernicoles roumaines. - Annls Spéléol., **17**: 89-105.
TUCOLESCO, J. (1962b): Écodynamique des infusoires du littoral roumain de la mer Noire et des bassins salés para-marins. - Annls Sci. nat., Zoologie, 12^{e} série, **3**: 785-845.
TUFFRAU, M. (1957): Les facteurs essentiels du phototropisme chez le cilié heterotriche *Stentor niger*. - Bull. Soc. zool. Fr., **82**: 354-356.
TUFFRAU, M. (1968): Les structures fibrillaires somatiques et buccales chez ciliés hétérotriches. - Protistologica, **3** (Jahr 1967): 369-394.
TUFFRAU, M. (1992): Observations on a rare ciliate, *Discomorphella pectinata* (LEVANDER, 1894) CORLISS, 1960. - J. Protozool., **39**: 122-125.
TURLEY, C.M., NEWELL, R.C. & ROBINS, D.B. (1986): Survival strategies of two small marine ciliates and their role in regulating bacterial community structure under experimental conditions. - Mar. Ecol. Prog. Ser., **33**: 59-70.
UBISCH, M.v. (1913): Ein Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Lagenophrys*. - Arch. Protistenk., **29**: 39-77.
UEDA, K. (1952): Studies on the stalk muscle of *Carchesium* (I). - Zool. Mag., Tokyo, **61**: 367-371 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).
UEDA, K. (1954): Electric stimulation of the stalk muscle of *Carchesium* II. - Zool. Mag., Tokyo, **63**: 9-14 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).
UHLIG, G. (1960): Entwicklungsphysiologische Untersuchungen zur Morphogenese von *Stentor coeruleus* EHRBG. - Arch. Protistenk., **105**: 1-109.
VALKANOV, A. (1936): Notizen über die Brackwässer Bulgariens. 2. Versuch einer hydrographischen und biologischen Erforschung derselben. - God. sof. Univ., **32**: 209-341 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
VALKANOV, A. (1938): Hydrobiologische Untersuchungen an einigen Hochgebirgsseen Bulgariens. - God. sof. Univ., **34** (Jahre 1937/1938): 101-145 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
VAN BRUGGEN, J.J.A., STUMM, C.K. & VOGELS, G.D. (1983): Symbiosis of methanogenic bac-

teria and sapropelic protozoa. - Archs Microbiol., **136**: 89-95.
VAN BRUGGEN, J.J.A., ZWART, K.B., VAN ASSEMA, R.M., STUMM, C.K. & VOGELS, G.D. (1984): *Methanobacterium formicicum*, an endosymbiont of the anaerobic ciliate *Metopus striatus* MCMURRICH. - Archs Microbiol., **139**: 1-7.
VARGA, L. (1953): Die Wirkung der verschiedenen Düngervergärungsmethoden auf die Mikrofauna des Düngers. - Acta agron. hung., **3**: 343-384.
VARGA, L. (1960): Über die Mikrofauna der Waldstreu einiger auf Szikböden angelegter Waldtypen. - Acta zool. hung., **6**: 211-225.
VAŠIČEK, L. (1964): Untersuchung der Wassermikrobiozönosen während der kalten Jahresperiode in einem durch Brauabwasser verunreinigtem Bache. - Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **8** (2): 479-517.
VERSCHAFFELT, F. (1929): Bijdrage tot de kennis der nederlandsche zoet- en brakwaterprotozoën. - Erasmus, Ledeberg/Gent. 199 pp. (in Flämisch).
VEYLANDE, G.K. & LIEPA, R.A. (1985): Bacterial and protozoan benthos of small rivers of Latvia. - Hydrobiol. J., **21**: 79-86.
VILJOEN, S. & VAN AS, J.G. (1983): A taxonomic study of sessile peritrichians of a small impoundment with notes on their substrate preferences. - J. Limnol. Soc. sth. Afr., **9**: 33-42.
VILLENEUVE-BRACHON, S. (1940): Recherches sur les ciliés hétérotriches. Cinétome, argyrome, myonèmes, formes nouvelles ou peu connues. - Archs Zool. exp. gén., **82**: 1-180.
VINOGRADOV, A.P. (1953): The elementary chemical composition of marine organisms. - Mem. Sears Fdn mar. Res., **2**: 163-175.
VIVIER, E. (1975): The microsporidia of the protozoa. - Protistologica, **11**: 345-361.
VOIGT, M. (1902): Einige Ergebnisse aus den Untersuchungen ostholsteinischer Seen. - ForschBer. biol. Stn Plön, **9**: 47-61.
VÖLKER, L. (1964): Physiographie und Plankton des Steinbrücker Teiches bei Darmstadt. - SchrReihe Inst. Naturschutz, Darmstadt, **7** (3): 1-63.
VUCETICH, M.C. & ESCALANTE, A.H. (1979): Peritricos loricados de ambientes lenticos del area platense (Ciliata, Peritrichida). - Neotropica, **25**: 187-194.
VUXANOVICI, A. (1961): Noi contributii la studiul ciliatelor dulcicole din Republica Populară Romînă (Nota II). - Studii Cerc. Biol., (Seria "biologie animala"), **13**: 289-301 (in Rumänisch mit russischer und französischer Zusammenfassung).
VUXANOVICI, A. (1962): Contributii la sistematica ciliatelor (Nota III). - Studii Cerc. Biol., (Seria "biologie animala"), **14**: 549-573 (in Rumänisch mit russischer und französischer Zusammenfassung).
WACHS, B. (1968): Die Abwasserreinigung mit Hilfe von Tauchtropfkörpern. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **5**: 78-98.
WACHS, B. (1984): Untersuchungen an einem Tropfkörper mit Kunststoff-Elementen zur Reinigung von Kommunalabwässern. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **38**: 145-187.
WAGENER, S. (1989): Untersuchungen zur Ökophysiologie anaerober Protozoen. Konstanzer Dissertationen, **254**: 1-158 (ISBN 3-89191-307-9).
WAGENER, S., STUMM, C.K. & VOGELS, G.D. (1986): Electromigration, a tool for studies on anaerobic ciliates. - FEMS Microbiology Ecology, **38**: 197-203.
WAILES, G.H. (1928): Fresh-water and marine protozoa from British Columbia with descriptions of new species. - Mus. Notes, Vancouver, **3**: 25-37.
WAILES, G.H. (1939): The plankton of Lake Windermere, England. - Ann. Mag. nat. Hist. (Series 11), **3**: 401-414.
WAILES, G.H. (1943): Canadian pacific fauna. 1. Protozoa. 1f. Ciliata. 1g. Suctoria. - Univ. Toronto Press, Toronto. 46 pp.
WALKER, G.K., EDWARDS, C.A. & SUCHARD, S.J. (1989): Encystment in the peritrich ciliate *Telotrochidium henneguyi*. - Cytobios, **59**: 7-18.
WANG CHIACHI (1925): Study of the protozoa of Nanking Part I. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, **1**: 1-60.
WANG CHIACHI (1928): Ecological studies of the seasonal distribution of protozoa in a fresh-water

pond. - J. Morph., **46**: 431-478.
WANG CHIACHI & NIE DASHU (1933): Report on the rare and new species of fresh-water infusoria, part I. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, Zoological Series, **10**: 1-99.
WANG CHIACHI & NIE DASHU (1935): Report on the rare and new species of fresh-water infusoria, part II. - Sinensia, Shanghai, **6**: 399-524.
WANG JIAJI (1977): Protozoa from some districes of Tibetan Plateau. - Acta zool. sin., **23**: 131-160 (in Chinesisch mit englischer Zusammenfassung).
WARREN, A. (1982): A taxonomic revision of the genus *Platycola* (Ciliophora: Peritrichida). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **43**: 95-108.
WARREN, A. (1985): A redescription of the freshwater loricate ciliate, *Stentor barretti* BARRETT, 1870. - Arch. Protistenk., **129**: 145-153.
WARREN, A. (1986): A revision of the genus *Vorticella* (Ciliophora: Peritrichida). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **50**: 1-57.
WARREN, A. (1987): A revision of the genus *Pseudovorticella* FOISSNER & SCHIFFMANN, 1974 (Ciliophora: Peritrichida). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **52**: 1-12.
WARREN, A. & CAREY, P.G. (1983): Lorica structure of the freshwater ciliate *Platycola decumbens* EHRENBERG, 1830 (Peritrichida, Vaginicolidae). - Protistologica, **19**: 5-20.
WARREN, A. & PAYNTER, J. (1991): A revision of *Cothurnia* (Ciliophora: Peritrichida) and its morphological relatives. - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **57**: 17-59.
WEBB, M.G. (1956): An ecological study of brackish water ciliates. - J. Anim. Ecol., **25**: 148-175.
WEBB, M.G. (GUTHRIE, D.M.) (1961): The effects of thermal stratification on the distribution of benthic protozoa in Esthwaite Water. - J. Anim. Ecol., **30**: 137-151.
WEGL, R. (1983): Index für die Limnosaprobität. - Wass. Abwass. Wien, **26**: 1-175.
WEISSE, T. & MÜLLER, H. (1990): Significance of heterotrophic nanoflagellates and ciliates in large lakes: evidence from Lake Constance. In TILZER, M.M. & SERRUYA, C. (eds.): Large lakes - Ecological structure and function, pp. 540-555. Springer, Berlin.
WELLS, S.M., PYLE, R.M. & COLLINS, N.M. (1983): The IUCN invertebrate red data book. IUCN, Gland, Switzerland. 632 pp.
WENINGER, G. (1964): Jahreszyklus der Biozönose einer modernen Brockentropfkörper-Anlage. - Wass. Abwass. Wien, Jahr 1964: 96-167.
WENINGER, G. (1970): Vergleichende Untersuchungen an verschiedenen Faser- und Brockentropfkörpern in der Umgebung Wiens. - Wass. Abwass. Wien, Jahr 1970: 113-146.
WENZEL, F. & LIEBSCH, H. (1975): Quantitative Untersuchungen zur Nahrungsaufnahme von *Stentor coeruleus* EHRENBERG. - Zool. Anz., **195**: 319-337.
WERNER, F.C. (1972): Wortelemente lateinisch-griechischer Fachausdrücke in den biologischen Wissenschaften. Suhrkamp Taschenbuch 64, Nomos Verlagsgesellschaft, Baden-Baden, Deutschland. 475 pp.
WESENBERG-LUND, C. (1925): Contributions to the biology of *Zoothamnium geniculatum* AYRTON. - K. danske Vidensk. Selsk. Skr., **10**: 1-53.
WETZEL, A. (1928a): Zur Frage der Verunreinigung des Bodenseewassers durch den Zufluß der Schussen und der Möglichkeit ihrer Beurteilung durch die Beobachtung der Protozoenbiocönosen. - Int. Rev. ges. Hydrobiol., **19**: 217-260.
WETZEL, A. (1928b): Der Faulschlamm und seine Ziliaten Leitformen. - Z. Morph. Ökol. Tiere, **13**: 179-328.
WETZEL, A. (1929): Die Protozoen der Schneeberger Erzbergwerke. - Zool. Jb. Syst., **56**: 261-268.
WIACKOWSKI, K. (1981): Analysis of ciliata from polluted sector of the river Drwinka on the basis of binary data. - Acta hydrobiol., Kraków, **23**: 319-329.
WILBERT, N. (1969): Ökologische Untersuchung der Aufwuchs- und Planktonciliaten eines eutrophen Weihers. - Arch. Hydrobiol. Suppl., **35**: 411-518.
WILBERT, N. (1977): Taxonomische Untersuchungen an *Ophrydium versatile* O. F. MÜLLER 1786 (Ciliophora, Peritrichida). - Arch. Protistenk., **119**: 54-59.
WILHELM, S. (1964): Die Lebensgemeinschaften der Swist im Verlauf der Selbstreinigung. - Arch. Hydrobiol., **60**: 89-106.

WILLEY, R.L. & WALKOSZ, R.A. (1975): The scopula of *Ophrydium versatile* (Ciliophora: Peritrichida). - Trans. Am. microsc. Soc., **94**: 427-432.
WINKLER, R.H. & CORLISS, J.O. (1965): Notes on the rarely described, green colonial protozoon *Ophrydium versatile* (O.F.M.) (Ciliophora, Peritrichida). - Trans. Am. microsc. Soc., **84**: 127-137.
WOLF, E. (1908): Die Wasserblüte als wichtiger Faktor im Kreislauf des organischen Lebens. - Ber. senckenb. naturf. Ges., Jahr 1908: 57-75.
WOLFF, H. (1948): Hydrobiologische Untersuchungen an den hochalpinen Seen des San Bernardinopasses. - Schweiz. Z. Hydrol., **10**: 101-244.
WRZEŚNIOWSKI, A. (1861): Observations sur quelques infusoires. - Annls Sci. nat. (Zool.), **16**: 327-336.
WRZEŚNIOWSKI, A. (1870): Beobachtungen über Infusorien aus der Umgebung von Warschau. - Z. wiss. Zool., **20**: 467-511.
WRZEŚNIOWSKI, A. (1877): Beiträge zur Naturgeschichte der Infusorien. - Z. wiss. Zool., **29**: 267-323.
ZACHARIAS, O. (1897): Neue Beiträge zur Kenntniss des Süsswasserplanktons. - ForschBer. biol. Stn Plön, **5**: 1-9.
ZACHARIAS, O. (1900): *Trichodina pediculus* EHRB. als Mitglied des Planktons der Binnenseen. - Biol. Zbl., **20**: 463.
ZACHARIAS, O. (1903): Biologische Charakteristik des Klinkerteichs zu Plön. - ForschBer. biol. Stn Plön, **10**: 201-215.
ZAGON, I.S. & SMALL, E.B. (1970): *Carchesium polypinum*: somatic and buccal structure analysis after protargol staining. - Trans. Am. microsc. Soc., **89**: 443-449.
ZHARIKOV, V.V. (1982): Study of the free-living infusoria in some waterbodies of Armenia. - Biol. Zh. Armenii, **35**: 910-913 (in Russisch mit armenischer und englischer Zusammenfassung).
ZHINKIN, L. & OBRASZOW, P. (1930): Bemerkung zur Oekologie von *Stentor polymorphus* und *Stentor coeruleus* EHRNB. - Russk. gidrobiol. Zh., **9**: 151-153 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).
ZIEMANN, H. (1970): Zur Gültigkeit des Saprobiensystems in versalzten Binnengewässern. - Limnologica (Berlin), **7**: 279-293.
ZIMMERMANN, H. (1989): Spätwinter- bis Frühsommersituation von Phyto- und Zooplankton im Piburger See (Tirol, Österreich). Diplomarbeit Univ. Innsbruck. 237 pp.
ZSCHOKKE, F. (1900): Die Tierwelt der Hochgebirgsseen. - Neue Denkschr. allg. schweiz. Ges. ges. Naturw., **37**: 1-400.
ZYKOFF, W. (1902): Die Protozoa des Potamoplanktons der Wolga bei Saratow. - Zool. Anz., **25**: 177-180.

Da ein Werk derartigen Umfangs nicht ohne die Hilfe vieler Mitwirkender zu bewältigen ist, sei an dieser Stelle herzlich gedankt: dem Vorstand des Zoologischen Institutes der Universität Salzburg, Herrn Univ.-Prof. Dr. Hans ADAM, für die institutionelle Unterstützung; dem Leiter der Hydrologischen Untersuchungsstelle Salzburg, Herrn Dipl.-Ing. Reinhold HAIDER, für die Überlassung zahlreicher autökologischer Daten; Herrn Dr. Wolfgang PETZ, Herrn Dr. Andreas UNTERWEGER (Arbeitsgemeinschaft Limnologie Salzburg), Herrn Dr. Peter SIMONSBERGER und Herrn Dr. Wolfgang KRAUTGARTNER (Universität Salzburg) für die Unterstützung bei der Rasterelektronenmikroskopie; Herrn Dr. Remigius GEISER (Salzburg) für die Diskussion nomenklatorischer Fragen; Herrn Dipl.-Biol. Hubert BLATTERER (Universität Salzburg) für Hilfe bei der Bearbeitung der Gattungen *Stentor*, *Blepharisma*, *Linostoma* und *Climacostomum*; Herrn Dr. Karl-Heinz KRAINER (Wien) für Hilfe bei der Bearbeitung der Gattung *Spirostomum*; Herrn Univ.-Prof. Dr. Christian F. BARDELE und Herrn Dr. Hans-Günther SCHRENK (Universität Tübingen), Frau Dr. Haide BERNERTH (Forschungsinstitut Senckenberg, Frankfurt), Frau Prof. Dr. Marliese MÜLLER (Gesamthochschule Siegen), Herrn Univ.-Prof. Dr. Klaus HAUSMANN (Universität Berlin), Herrn Dr. Hans Find LARSEN (Faaborg, Dänemark), Herrn Dr. Ernst A. NUSCH (Ruhrverband, Essen), Herrn Prof. Dr. Heinz SCHNEIDER (Landau-Godramstein), Dr. Alan WARREN (British Museum, London) und Herrn Dr. Norbert WILBERT (Universität Bonn) für die Überlassung zum Teil noch unveröffentlichter Fotos; Frau Karin BERNATZKY und Herrn Andreas ZANKL für die Ausarbeitung der vielen Fotos; den Angestellten der Bundesstaatlichen Studienbibliothek Linz, besonders Herrn Fritz SEYRL, und der Universitätsbibliothek Salzburg für die Erfüllung unserer oft nicht einfachen Literaturwünsche und nicht zuletzt an Frau Dipl.-Ing. (FH) Birgit MAIER für die Gestaltung des Layouts am Bildschirm.

6 Index

Der Index ist alphabetisch nach Artnamen geordnet und enthält nur Ciliaten, d. h. die Futterorganismen (z. B. diverse Algen) sind nicht aufgenommen. Die Ordnung nach Artnamen erleichtert das Auffinden von Arten, die einmal oder mehrmals in verschiedene Gattungen versetzt wurden. Erklärung der Schrifttypen:

- Gesellschaften: gesperrt und kursiv (z. B. *P e r i t r i c h e t e a*)
- Taxa oberhalb der Gattung: gesperrt und gerade (z. B. P e r i t r i c h i a)
- Gattungen, von denen mindestens 1 Art im Band II des "Atlas" genau besprochen ist: fett und kursiv (z. B. ***Vorticella***)
- Gattungen, die im Band II des "Atlas" nicht detailliert behandelt sind, d. h. die nur bei den Verwechslungsmöglichkeiten oder in der Einleitung zur Gruppe erwähnt werden: kursiv (z. B. *Mylestoma*)
- Valide Arten, die im Band II des "Atlas" genau besprochen sind: fett und kursiv (z. B. ***picta, Vorticella***)
- Arten, die im Band II des "Atlas" nicht detailliert behandelt sind, d. h. die z. B. nur bei den Verwechslungsmöglichkeiten erwähnt (ev. auch abgebildet) werden: kursiv (z. B. *asymmetrica, Opercularia*)
- Synonyme, Homonyme und inkorrekte Schreibweisen: eingeklammert und kursiv [z. B. (*arbuscula, Zoocladium)*]
- **Fettgedruckte Seitenzahlen** zeigen an, daß das jeweilige Taxon dort ausführlicher dargestellt ist.

A

(acuminatus, Metopides) 401
(acuminatus, Metopus) 413
***acuminatus caudata, Tropidoatractus* 420**
***acuminatus gracilis, Tropidoatractus* 420**
***acuminatus lata, Tropidoatractus* 420**
acuminatus, Tropidoatractus 316, **420**, 452
(acutus, Metopus) 401, 413
(adae, Ophrydium) 233, 239
***aequilata, Vorticella* 78**, 80
aesculacantha, Hastatella 296
(allensi, Opercularia) 176
(alpestris, Vorticella) 78, 80
alternans, Zoothamnium 153
(ambigua, Bursaria) 317
(ambigua, Trichoda) 317
(ambiguum minor, Spirostomum) 327
ambiguum, Spirostomum 315, **317**, 328, 332
(ambiguum, Spirostomum (Trichoda)) 317
(ambiguum, Trachelius) 317
amethystinus, Stentor 315, 338, **339**, 346, 347, 355, 369
(amphora, Thuricola) 278
amphora, Vaginicola 287
ampulla, Lagenophrys 256
anatinum, Mylestoma 445
andreseni, Stentor 339, 340, 355
annulata, Cothurnia 56, **251**, 271, 274, 284
(annulata, Cothurniopsis) 251
***antiquorum, Epalxella* 440**
(antiquorum, Epalxis) 440
(anulata, Cothurnia) 251
(aperta, Vorticella) 105
(appuntata, Vorticella) 101
(aqua-dulcis, Vorticella) 59
aquadulcis*-Komplex, *Vorticella 48, 52, 54, **59**, 65, 76, 79, 102
aquadulcis, Vorticella 48, **59**, 60
arboricolum, Opercularia 169
(arbuscula, Zoocladium) 152
arbuscula, Zoothamnium 52, 53, **152**
articulata macrodisca, Opercularia 172
articulata, Opercularia 52, 55, **172**, 177
***astyliformis, Vorticella* 59**, 66, 80
Astylozoon 49, 53, **289**, 296, 300
asymmetrica, Cothurnia 252
asymmetrica, Opercularia 168
Atopodinium 441, 447
Atopospira 400
(attenuatus, Metopus) 401

B

(bacillatus, Metopus) 401, 413
balatonica, Epistylis 182, 183, 184, 191
(balatonica major, Epistylis) 182
barbatus, Metopus 412, 416
barretti, Stentor 375
***bidens, Epalxella* 440**
(bidens, Epalxis) 440
***bidenticulata, Discomorphella pectinata* 451**
bimarginata, Epistylis 52
(bimarginata, Opercularia) 182
bimicronucleatum, Blepharisma 385
(bipartita, Aspidisca) 435
bipartitum, Mylestoma 435
bivacuolata, Opisthonecta 299, 300
Blepharisma 314, 324, 332, **382**, 385, 388, 402
Bothrostoma 313, 400, **401**, 402
Brachonella 313, 400, **401**, 402
brevistyla, Cothurnia 251
Bursaria 313
Bursaridium 313

C

Caenomorpha 313, 314, 316, 403, 421, **424**, 442, 452
(caerulescens, Stentor) 357
(caeruleus, Stentor) 357
***Campanella* 225**, 284
campanula minor, Vorticella 105
campanula, Vorticella 47, 54, 60, 85, 91, 101, **105**, 114
carchesii, Amphileptus 141
carchesii, Tokophrya 141
Carchesium 50, **137**, 149, 159, 164
(carteri constricta, Pyxicola) 270
***carteri, Pyxicola* 56, 270**
(castellensis, Cothurnia) 278
(caudata, Enchelis) 324
***caudata, Tropidoatractus acuminatus* 420**
caudatum, Condylostoma 391
caudatum, Paramecium 318
caudatum, Spirostomum 315, **324**, 332, 388
(caudatum, Spirostomum teres) 324
(caudatus, Metopus) 401
caudatus, Stentor 363
ceratophylli, Vaginicola 287
(chaeticola, Rhabdostyla) 246
chilense, Trachelophyllum 266
Chilodonellidae 402
chlamydophora, Pseudovorticella 50, 54, **125**, 131
(chlamydophora, Vorticella) 125
chlorelligera, Pseudoblepharisma tenue 388
chlorelligera, Pseudovorticella margaritata 134
chrysemydis, Epistylis 50, 55, **182**, 191
(chrysemydis, Epistylus) 182
Cirranter 425
(citrina, Vorticella) 84
(citrina, Vorticella convallaria) 90
claparedii, Amphileptus 184
(claparedii, Leucophrys) 394
clarissima, Anigsteinia 328
***Climacostomum* 394**
(coarctata, Epistylis) 168
coarctata, Opercularia 50, 55, 91, **168**, 173, 188
(coarctata, Opercularia (Epistylis)) 168
coelochila, Platycola 260
(coerulea, Blepharisma) 382
(coerulei, Brachionus stentoreus) 357
coeruleum, Blepharisma 316, **382**, 385
coeruleus, Stentor 292, 315, 338, 352, **357**, 364, 369
Colpidium 402
Colpoda 402
***compacta, Vorticella convallaria* 84**
Compactum 384
(conchyliospermatica, Numulella) 304
Condylostoma 325, 390
(confusa, Opercularia) 172
conicum, Stentor 346
(constricta, Pyxicola) 270
(constricta, Pyxicola carteri) 270
(constricta, Scyphidia) 246
(contorta, Calcaria) 425
contortus major, Metopus 411
contortus, Metopus 400, 401
contortus pellitus, Metopus 411
(convallaria citrina, Vorticella) 90
***convallaria compacta, Vorticella* 84**
(convallaria, Hydra) 84
convallaria*-Komplex, *Vorticella 48, 54, 76, 79, **84**, 101, 106, 137, 225
(convallaria monilata, Vorticella) 130

(convallaria natans, Vorticella) 121
(convallaria similis, Vorticella) 90
convallaria, Vorticella 47, 48, 50, 64, **84**
(convoluta, Caenomorpha) 425
coronata, Epistylis 55, **188**, 190, 206
(corymbosum, Carchesium) 137
(costata, Vorticella) 59, 60
(costata, Vorticella octava) 59
Cothurnia 48, **251**, 271, 274, 288
Cothurniopsis 251, 252, 271
Cothurnopsis 251
crassicaule, Ophrydium 58, **242**, 244
crassicaulis, Rhabdostyla 247
crassum, Pseudoblepharisma 388
cratera, Codonella 292
cratera, Vorticella 114
(crystallina, Cothurnia) 273
crystallina, Vaginicola 283, 284
(cucculus, Vorticella) 117
(cucullus, Vorticella) 116
cupifera, Vorticella **64**
(curvilata, Leucophrys) 394
(cuspidatus, Metopus) 420
cylindrata, Opercularia 177
cylindrica, Cothurnia 251

D

decumbens, Platycola 56, **259**, 273
(decumbens, Platycola (Vaginicola)) 259
(decumbens, Vaginicola) 259
(delicatula, Vorticella) 75, 76
(denarius, Metopus) 413
(dentata, Discomorpha) 446
dentatum, Saprodinium **446**
(dentatus, Metopus) 413
(dichotoma, Epistylis lacustris) 217
digitalis, Epistylis 50, 58, 177, **212**, 218
(digitalis, Hydra) 212
dilatata, Platycola 260
(dilatata, Vorticella) 105
discoidea, Lagenophrys 256
Discomorphella 403, 426, 438, 441, 447, **451**
discostyla, Rhabdostyla 246
domerguei domerguei, Trichodina 307
domerguei, Trichodina 305
domerguei, Trichodina domerguei 307
dubia, Rhabdostyla 247
(dudekemi, Vorticella) 114

E

elegans, Cothurnia 252
elegans, Epistylis 206
elephantinus, Paradileptus 234, 333
elongata, Epistylis lacustris 217
elongata, Vorticella 47
elongata, Vorticella microstoma **64**, 68
emarginatum, Climacostomum 394
engelmanni, Endosphaera 300
enriquesi, Astylozoon 289, 291
entzii, Epistylis 55, 188, **190**, 197, 206
entzii, Pyxicola 271
Epalxella 403, 421, 426, 435, 436, 437, **440**, 447
Epistylis 55, 138, 141, 168, 173, **182**, 225, 226, 284
epizoica, Sphaerophrya 141
es, Metopus **400**
es pinguis, Metopus 410
es rectus, Metopus 410
(es (sigmoides), Metopus) 400
eutrophicum, Ophrydium 58, 232, 233, 234, **239**, 245
exigua, Epalxella 435, 444

F

fallax, Astylozoon 50, 57, **289**, 291
faurei, Astylozoon 57, 289, **291**
(felici, Stentor) 363
fibulatum, Atopodinium 445
(filum, Spirostomum) 324
(filum, Spirostomum (Uroleptus)) 324
(filum, Uroleptus) 324
(flavicans, Epistylis) 225
folliculata, Thuricola 52, 56, **273**, 279, 281, 284
(folliculata, Vorticella) 273
fromenteli, Vaginicola 283
fromenteli, Vorticella 54, 85, **116**
fromentellii, Scyphidia 249
fuscus, Metopus **400**, 402

G

gajewskajai, Epistylis 176
galea, Epistylis 50, 55, **196**, 201, 206
(galianoi, Blepharisma) 384
(gallinulus, Stentor) 351
(geniculatum, Zoothamnium) 152
Gerda 58, 242, 244
(gibbus, Metopus) 413
gigantea, Vaginicola 283
glaucoma, Cyclidium 292
(gracilis, Stentor) 374
gracilis, Thuricola 273
gracilis, Tropidoatractus acuminatus **420**
gracilis, Vorticella **84**
(grandis, Epistylis) 225
Gruberia 324

H

Halteria 296
(hamata, Vorticella) 75
hamatella, Vorticella **75**
hasei, Metopus 403
Hastatella 49, 53, **295**, 300
henneguyi, Opisthonecta 47, 51, 57, 289, 292, **299**
(henneguyi, Telotrochidium) 299
(henscheli, Epiatylis) 201
hentscheli, Epistylis 50, 55, 197, **201**, 206
(hentscheli, Zoothamnium) 158
Heterotrichida **313**
Hexotricha 403
(hians, Vorticella) 64
hians, Vorticella microstoma **64**, 68
hirtus, Coleps 325
(hustedti, Opercularia) 172
hyalina, Scyphidia 249
hyalinum, Ophrydium 232, 233, 244
(hydrae, Trichodina) 304

I

igneus nigricans, Stentor 339
igneus, Stentor 313, 315, 339, **346**, 355
imberbis, Cothurnia 252
(inclinans, Opercularia) 246
inclinans, Rhabdostyla 50, 58, **246**, 249
(inclinans, Rhabdostyla (Gerda)) 246

(inclinans, Scyphidia) 246
(inclinans, Vorticella) 246
infusionum*-Komplex, *Vorticella 48, 54, 59, 60, 61, **64**, 76, 78, 79, 80
infusionum, Vorticella 48, 50, **64**, 80
(ingenita, Cothurnia (Planicola)) 283
(ingenita, Planicola) 283
(ingenita, Trichoda) 283
ingenita, Vaginicola 56, **283**
(ingenita, Vaginicola (Trichoda)) 283
(intermedium, Spirostomum) 327
introversus, Stentor 357

J

johanninae, Telotrochidium 168

K

(katashimai, Stentor) 363
kellicottiana planctonica, Thuricola 278
kellicottiana, Thuricola 50, 56, 274, **278**, 281
(kellicottiana, Thuricola (Thuricolopsis)) 278
(kellicottiana, Thuricolopsis) 278
kenti, Zoothamnium 158
kentii, Zoothamnium 53, **158**, 163, 164, 289

L

labiata, Lagenophrys 256
(lachmanni, Carchesium) 137
(lacustris dichotoma, Epistylis) 217
lacustris elongata, Epistylis 217
lacustris magna, Epistylis 218
lacustris, Pseudoblepharisma 388
(lacustris rugosa, Epistylis) 212
lagena, Vaginicola 287
Lagenophrys **256**, 260
(lata, Caenomorpha) 426
lata, Caenomorpha medusula 427, 428, **429**
lata, Tropidoatractus acuminatus **420**
(lateritia, Blepharisma) 384
(lateritia, Bursaria) 384
lateritium, Blepharisma 316, 382, **384**
(lateritium, Blepharisma (Bursaria)) 384
(latestriata, Vorticella) 59, 60
lauterborni, Caenomorpha **424**
(lauterborni, Discomorpha) 451
lentis, Blepharisma 382
leucas, Frontonia 329
levanderi, Caenomorpha 426
libera, Rhabdostyla 247
(liebmanni, Epistylis) 225
(limbata, Pyxicola) 270
(limneticum, Carchesium) 150
(limneticum, Zoothamnium) 149
(limnetis, Vorticella) 75
Linostoma **390**
(lockwoodii, Vorticella) 130
(longa, Vorticella picta) 101
loricata, Stentor 369, 375
Loxodes 334, 403
lucens, Lembadion 292
Ludio 425
(lumbriculi, Rhabdostyla) 246
luteum, Condylostoma 391
lynceus, Aspidisca 292

M

macrodisca, Opercularia articulata 172
magna, Epistylis lacustris 218
magnus, Loxodes 426
(magnus, Stentor) 374
(major, Epistylis balatonica) 182
major, Epistylis nympharum 217
major, Metopus contortus 411
(major, Metopus undulans) 415
major, Vorticella picta 102
margaritaceum, Cinetochilum 292
margaritata chlorelligera, Pseudovorticella 134
(margaritata, Pseudovorticella) 130, 132
(margaritata, Vorticella) 130
marginata minor, Vorticella 114
(marginata ploenensis, Vorticella) 114
marginata, Vorticella 49, 54, 85, 102, 106, **114**
mayeri, Vorticella 57, **118**, 121, 150, 222, 290, 292
(medusala, Caenomorpha) 424
medusula, Caenomorpha **424**
medusula lata, Caenomorpha 427, 428, **429**
medusula trinucleata, Caenomorpha 426
Mesothamnium 152
Metopidietum 313, 435
Metopus 313, 316, **400**, 402, 421, 426, 442, 447, 452
(microradians, Hastatella) 295
microstoma elongata, Vorticella **64**, 68
microstoma hians, Vorticella **64**, 68
microstoma*-Komplex, *Vorticella 48, 54, 60, 64, 65, 76, **78**
microstoma monilata, Vorticella **64**, 68
microstoma, Opercularia 177
microstoma turgescens, Vorticella **64**, 68
microstoma, Vorticella 48, 50, 64, 65, 66, 68, **78**, 85
Microthoracidae 438, 441, 447
minima, Opisthonecta 300
minimum, Climacostomum 395
(minimus, Metopus) 413
(minor, Spirostomum ambiguum) 327
minor, Vorticella campanula 105
minor, Vorticella marginata 114
minus, Spirostomum 315, 318, 325, **327**, 332, 333
mirabilis, Epalxella **440**
(mirabilis, Epalxis) 440
mobilis, Cirranter 419
(moldavica, Opercularia) 182
monilata, Pseudovorticella 50, 52, 54, 106, 126, **130**
(monilata, Vorticella) 130
(monilata, Vorticella convallaria) 130
monilata, Vorticella microstoma **64**, 68
montana, Pseudoblepharisma 388
muelleri, Stentor 315, 338, 357, **363**, 369, 375
(mülleri, Stentor) 363
multiformis, Stentor 315, 338, 347, **351**, 357
(multiformis, Stentor (Vorticella)) 351
(multiformis, Vorticella) 351
multimicronucleatus, Stentor 346
(multistriata, Platycola) 259
mutabilis, Trichodina 305
Mylestoma 441, 445, 447

N

nana, Pseudovorticella 131
natans, Vorticella 57, 118, **121**, 150, 222, 290, 292
(natans, Vorticella convallaria) 121
naumanni, Ophrydium 233, 239
(nebulifera similis, Vorticella) 84
nebulifera, Vorticella **84**
niagarae, Epistylis 190
(niagarae, Epistylus) 190

niger, Stentor 315, 338, 339, 340, 346, 347, **355**
(niger, Stentor (Vorticella)) 355
nigra, Trichodina 305
(nigra, Vorticella) 355
nigricans, Stentor igneus 339
niveum, Zoothamnium 153
(nodosa, Pyxicola) 270
(nolandi, Pyxicola) 270
(nutans, Epistylis) 176
nutans, Opercularia 50, 55, 173, **176**, 213
nympharum, Epistylis 50, 58, 212, 213, **217**
nympharum major, Epistylis 217

O

obliqua, Cothurnia 251
(obliqua, Thuricola) 273
(obovata, Lagenophrys) 256
(octava costata, Vorticella) 59
octava*-Komplex, *Vorticella 48, 54, 59, 64, **75**, 79
octava, Vorticella 48, 59, 60, 61, 64, **75**
(octava, Vorticella striata) 59, 75
Odontostomatida 313, **435**
oligonucleatus, Stentor 368
Opercularia 49, 55, 141, **168**, 246, 256
operculariformis, Vorticella 70
ophidioidea, Epistylis 196
(Ophrydia) 232
Ophrydium 49, 50, 53, 56, **232**, 233
Opisthonecta 49, 53, **299**
Orbopercularia 50, 177
ovalis, Metopus **401**
(ovata, Blepharisma) 384
ovatum, Zoothamnium procerius 163
ovum, Trachelius 141, 292
oxypus, Astylozoon 289
(oxyura, Gyrocorys) 425

P

pallidus, Stentor 346
(papillata, Pseudovorticella) 64
parallela, Opercularia 176
parasitica, Operculariella 52
(parva, Caenomorpha) 424
patella, Euplotes 329, 333
(patula, Opisthonecta) 299
patulum, Climacostomum 395
(pectinata, Discomorpha) 451
pectinata bidenticulata, Discomorphella **451**
pectinata, Discomorphella 421, 436, **451**
pectinatum, Carchesium 57, 119, 122, 138, **149**, 221, 222
(pectinatum, Carchesium (Zoothamnium)) 149
(pectinatum, Zoothamnium) 149
pediculata, Thuricola 273
(pediculatus, Stentor) 355
pediculus, Kerona 306
pediculus, Trichodina 47, 57, 58, **304**
Pelagohalteria 296
Pelagovorticella 118, 121
pellitus, Metopus contortus 411
Pelodinium **437**
(penardi, Epalxis) 437
Peritrichetea 47
Peritrichia **47**
(phryganeae, Opercularia) 172
(picta longa, Vorticella) 101
picta major, Vorticella 102
picta, Vorticella 54, 60, 80, 85, **101**, 106, 131
(pictum, Carchesium) 101
pinguis, Metopus es 410
Plagiopyla 403
planctonica, Thuricola kellicottiana 278
(Planicola) 283
Platycola **259**
platysoma, Vorticella 59
pleurosigma, Amphileptus 329
plicata, Epistylis 206
plicata, Vaginicola 287
plicatilis, Epistylis 50, 55, 182, 188, 191, 197, 201, 202, **205**
(ploenensis, Vorticella marginata) 114
(polenici saprobicum, Epistylis) 182
(polymorpha, Vorticella) 368
(polymorphum, Strombidium) 425
polymorphus, Stentor 315, 338, 357, 363, 364, **368**
(polymorphus, Stentor (Vorticella)) 368
(polypina, Sertularia) 137
polypinum, Carchesium 47, 50, 53, 76, 85, 91, 102, **137**, 153, 159, 164, 191, 202, 203, 226, 292
(polypinum, Carchesium (Vorticella)) 137
Pottsiocles 184
pristinis, Rhabdostyla 247
procerius ovatum, Zoothamnium 163
procerius varius, Zoothamnium 163
procerius, Zoothamnium 53, 158, 159, **163**
procumbens, Epistylis 57, 119, 122, 150, **221**
pseudoberberina, Opercularia 177
Pseudoblepharisma 332, **388**
pseudobursaria, Bursaridium 391
(pseudohyalina, Scyphidia) 249
(Pseudothuricola) 251
Pseudovorticella 50, **125**, 126
puerneri, Epistylis 218
pulcher, Metopus 410, 412, 416
pulcher tortus, Metopus 412
(pullus, Metopus) 413
punctatus, Amphileptus 141
pusilla, Pyxicola 270, 271
(putrina, Vorticella) 78
putrinium, Saprodinium **446**
(putrinum, Saprodinium) 446
(pyraria, Epistylis) 205
pyriforme, Astylozoon 119, 289, 291
pyriformis, Rhabdostyla 247
pyrum, Vorticella 65, 70
Pyxicola 252, **270**, 271

R

radians, Hastatella 47, 57, 119, 289, 291, **295**
rectus, Metopus 403
rectus, Metopus es 410
reniforme, Pelodinium 435, 436, **437**, 441, 447
Rhabdostyla 226, **246**
roeseli-stagnalis, Stentor 374
roeseli stagnalis, Stentor 378
(roeseli, Stentor) 374
roeselii, Stentor 315, 364, **374**
(rotans, Epistylis) 221
(rotundum, Pelodinium) 437
rubra, Stentor 346
(rugosa, Epistylis lacustris) 212
rugosa, Scyphidia 50, 53, **249**

S

(s., Trichoda) 400
salina, Fabrea 395

salinarum, Climacostomum 397
salinarum, Climacostomum virens 395
(saprobicum, Epistylis polenici) 182
Saprodinium 436, 437, 441, 442, 444, **446**, 452
sapropelica, Caenomorpha **424**
Scyphidia 246, **249**
semivirescens, Spirostomum 317, 318
sepulcreti, Vorticella 79
sessile, Ophrydium 58, **244**
seticola, Lagenophrys 257
(sigmoides, Metopus) 400
((sigmoides), Metopus es) 400
similis, Vorticella **84**
(similis, Vorticella convallaria) 90
(similis, Vorticella nebulifera) 84
solida, Cothurnia 252
(spec. a., *Epistylis)* 201
(spec. a., *Zoothamnium)* 158
(spec. b., *Zoothamnium)* 163
(spectabilis, Vorticella) 137
sphagni, Pseudovorticella 131
spinosus, Metopus **401**, 402
spiralis, Brachonella **401**
(spiralis, Metopus) 401
Spirostomum 315, **317**, 324, 327, 333, 388, 403, 426
(stagnale, Condylostoma) 390
stagnalis, Stentor roeseli 378
steini, Blepharisma 384, 385
Stentor 313, 315, **338**
(stentoreus coerulei, Brachionus) 357
stilleri, Zoothamnium 126
striata, Epalxella **440**
(striata, Epalxis) 440
(striata octava, Vorticella) 59, 61, 75
(striata, Platycola) 261
striata, Vorticella **59**, 60
striatus, Loxodes 325, 329
striatus, Metopus 400, **401**
striatus, Stentor 368
Strobilidium 296
Strombidium 296
(subcrystallina, Vaginicola) 283

T

tardum, Climacostomum 391
tartari, Stentor 347, 356
Telotrochidium 300
(tentaculata, Trichodina) 425
tenue chlorelligera, Pseudoblepharisma 388
tenue, Pseudoblepharisma 316, **388**
(tenuis, Blepharisma) 388
tenuis, Metopus 417
(tenuis, Pseudoblepharisma) 388
(teres caudatum, Spirostomum) 324
teres, Spirostomum 315, 318, **332**, 388
Tetrahymena 313
thienemanni, Rhabdostyla 188, 191
thiophilum, Zoothamnium 164
Thuricola 56, 251, **273**, 288
Thuricolopsis 278
(tincta, Campanella) 225
(tincta, Epistylis) 225
tincta, Vaginicola 56, 284, **287**
tortus, Metopus pulcher 412
Trichodina 47, **304**
Trimyema 403
trinucleata, Caenomorpha medusula 426
Trithigmostometum cucullulae 228
(tritora, Opisthostyla) 225
Tropidoatractus 313, **420**
(truncata, Platycola) 259
(truncata, Platycola (Vaginicola)) 259
(truncata, Vaginicola) 259
truncatella, Bursaria 391
turgescens, Vorticella microstoma **64**, 68

U

umbellaria, Campanella 47, 50, 55, 84, 197, **225**
(umbellaria, Epistylis (Campanella)) 225
(umbellaria, Hydra) 225
uncinatum, Mylestoma 445
undulans, Blepharisma 385
undulans, Bothrostoma **401**, 402
(undulans major, Metopus) 415
(undulans, Metopus (Bothrostoma)) 401
uniserialis, Caenomorpha **424**
Urceolaria 305
(urceolata, Epistylis) 190
Uronema 65
Urostomides 400
utriculus, Vorticella **64**

V

vagans, Astylozoon 289, 291
(vagenicola, Lagenophrys) 256
Vaginicola 56, 252, 274, 279, 281, **283**
vaginicola, Lagenophrys 56, 58, **256**
(vaginicola, Legenophrys) 257
(vaginula, Epistylis) 205
valvata, Thuricola 274
variabilis, Epistylis 218
varius, Zoothamnium procerius 163
vasiformis, Thuricola 56, 274, **281**
vermiculare, Homalozoon 318
versatile, Ophrydium 47, 50, 52, 58, **232**, 239, 240, 244
(versatilis, Vorticella) 232
vestita, Pseudovorticella 125, 126, 127, 131
(vestita, Vorticella) 125, 127
virens, Climacostomum 316, 391, **394**
(virens, Climacostomum (Spirostomum)) 394
virens salinarum, Climacostomum 395
(virens, Spirostomum) 394
(vireus, Climacostomum) 394
viridis, Thuricola 273
Vorticella 48, 50, 54, **59**, 118, 121, 137, 145, 292
(vorticella, Bursaria) 390
(vorticella, Condylostoma) 390
(vorticella, Condylostoma (Bursaria)) 390
vorticella, Linostoma 313, 316, **390**

W

wassenum, Carchesium 138

Y

yagiui, Spirostomum 328

Z

zambeziensis, Trichodina 305
Zoothamnium 50, 53, 138, 149, **152**, 158, 284

Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft

Bisher sind folgende Hefte erschienen bzw. in Vorbereitung:

1/75 Arbeitsbesprechung über Fragen der Abwassertechnik und der Gewässergütewirtschaft, 20. März 1975.....nicht zum Verkauf bestimmt (vergriffen)

2/75 Arbeitsbesprechung über Fragen der Abwassertechnik und der Gewässergütewirtschaft, 20. März 1975 (Neuauflage des Heftes 1/75 mit Ergebnisbericht und Einzelbeiträgen).....nicht zum Verkauf bestimmt

3/75 Karten der Grundwasserhöhengleichen Isartal - von Dingolfing bis Landau.....vergriffen

4/75 Karten der Grundwasserhöhengleichen Donautal - von Regensburg bis Straubing.....vergriffen

5/75 Hinweise zu den neuen ATV-Richtlinien für Regenentlastungen.....vergriffen

1/76 Gewässerkundliche Arbeitstagung 1975 Einzelbeiträge und Diskussionsergebnisse.....nicht zum Verkauf bestimmt

2/76 Einführung in die statistische Analyse von Zeitreihen.....vergriffen

3/76 Auswertung von hydrologischen und wasserwirtschaftlichen Daten mit einem Rechenprogramm.....vergriffen

4/76 Wasserwirtschaft im ländlichen Raum - Dienstbesprechung 1976.....nicht zum Verkauf bestimmt (vergriffen)

5/76 Wasserwirtschaftliche Aufgaben in Bayern - Vorträge, Veröffentlichungen.....6,-- DM

6/76 Arbeitsbesprechung über Fragen der Abwassertechnik und der Gewässergütewirtschaft - Kanalisationstechnik, 25. März 1976.....nicht zum Verkauf bestimmt (vergriffen)

1/77 Die Trockenperiode des Jahres 1976.....vergriffen

2/77 Talsperren und Rückhaltebecken - Dienstbesprechung 1976.....nicht zum Verkauf bestimmt

3/77 Arbeitsbesprechung über Fragen der Abwassertechnik und der Gewässergütewirtschaft.....nicht zum Verkauf bestimmt

4/77 Beiträge und Gebühren in der Abwasserbeseitigung in Bayern Stand 1976/77.....10,-- DM (Stand 1983/84 siehe Informationsbericht Nr. 5/84)

5/77 Erfassung, Verarbeitung und Archivierung von Beschaffenheitsdaten mit einer Rechenanlage der mittleren Datentechnik, Teil I.....vergriffen

6/77 Gütezustand der bayerischen Gewässer und Stand der Abwasserbeseitigung 1976.....10,-- DM

7/77 Lagern, Befördern, Abfüllen und Umschlagen wassergefährdender Stoffe Dienstbesprechung 1977.....nicht zum Verkauf bestimmt (vergriffen)

8/77 Karten der Grundwasserhöhengleichen Donautal - von der Lechmündung bis Ingolstadt.....vergriffen

1/78 Arbeitsbesprechung über Fragen der Wasserversorgung - 22. September 1977 - Einzelbeiträge und Diskussionsergebnisse.....nicht zum Verkauf bestimmt (vergriffen)

2/78 Fachtechnisches Seminar
Meßtechnik, Automation und Datenverarbeitung bei der Gewässerüberwachung.....15,-- DM

3/78 Untersuchung zur Verbesserung der Leistung und Wirtschaftlichkeit
kommunaler Abwasserreinigungsanlagen
(Vertrieb durch Verlag F. Hirthammer, Frankfurter Ring 247, 8000 München 40,
Tel. 089/323 3360, Stückpreis 15,-- DM, ab 3 Stück je 12,-- DM)

4/78 Mathematisches Grundwassermodell im Gebiet der Lechmündung.....15,-- DM

5/78 Planungshilfen für die Gestaltung von Regenüberlaufbecken.....vergriffen
(Neufassung siehe Informationsbericht Nr. 1/87)

6/78 Limnologische Untersuchungen des Ammersees - September 1975 bis Dezember 1976.....vergriffen
(Untersuchungen 1984 - 1986 siehe Informationsbericht Nr. 2/87)

7/78 Fachtechnisches Seminar 13. September 1978 - Wasserwirtschaftliche Aufgaben in Bayern -
aus dem Aufgabenbereich des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft.....12,-- DM

8/78 Wasserwirtschaft im ländlichen Raum - Dienstbesprechung 1978.....nicht zum Verkauf bestimmt
(vergriffen)

9/78 Erfassung, Verarbeitung und Archivierung von Beschaffenheitsdaten mit einer
Rechenanlage der mittleren Datentechnik, Teil 2.....vergriffen

1/79 Wasserwirtschaftliche Aufgaben in Bayern - Vorträge, Veröffentlichungen.....15,-- DM

2/79 Anwendung der Dräntechnik (2. Auflage).....5,-- DM

3/79 100 Jahre Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft
Bericht über die Festveranstaltungen.....20,-- DM

4/79 Erfassung, Verarbeitung und Archivierung von Beschaffenheitsdaten
mit einer Rechenanlage der mittleren Datentechnik, Teil 3.....vergriffen

5/79 Orohydrographische Analyse
Analyse der Strömungsverhältnisse des Bodenwassers und deren Nutzanwendung zur
Bodenwasserregelung mit Hilfe der Höhenflurkarte (gehefteter Nachdruck).....5,-- DM

6/79 Talsperren und Rückhaltebecken - Dienstbesprechung 1978.....nicht zum Verkauf bestimmt
(vergriffen)

1/80 Arbeitsbesprechung über Fragen der Abwassertechnik und der
Gewässergütewirtschaft am 22. November 1979.....nicht zum Verkauf bestimmt
(vergriffen)

2/80 Die flußmorphologische Entwicklung der Salzach von der Saalachmündung
bis zur Mündung in den Inn.....25,-- DM

3/80 Wasserwirtschaftliche Forschung und Praxis - Statusseminar aus der Arbeit wasserwirtschaftlicher
Institutionen in Bayern am 17. und 18. April 1980.....vergriffen

4/80 Graphische Ermittlung der Gleichgewichtstemperatur ϑ^* und des Wärmeaustauschkoeffizienten K
bei Wärmehaushaltsberechnungen nach der Exponentialmethode.....6,-- DM

5/80 Praxisnahe Erprobung vereinfachter CSB-Methoden und
Vergleich mit der CSB-Schiedsmethode.....5,-- DM

1/81 Untersuchungen über die Wirtschaftlichkeit der Faulgasverwertung auf Kläranlagen.....vergriffen

2/81 Monetäre Bewertung wasserwirtschaftlicher Maßnahmen -
Systematik der volkswirtschaftlichen Nutzenermittlung.....13,-- DM

3/81 Arbeitsbesprechung mit den Wasserwirtschaftsämtern
über Fragen der Wasserversorgung am 16. Oktober 1980.....nicht zum Verkauf bestimmt

4/81 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
1. Seminar am 30. April 1981, Teil 1.....16,-- DM

5/81 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
1. Seminar am 30. April 1981, Teil 2.....7,-- DM

6/81 Möglichkeiten der Bilanzierung und Minderung der Bodenerosion
und der Oberflächenabflüsse von landwirtschaftlichen Nutzflächen.....vergriffen

7/81 Talsperren und Rückhaltebecken - Dienstbesprechung 1981.....nicht zum Verkauf bestimmt

8/81 Einfluß von Schneefeldsprengungen auf die Erosion
Kolloquium vom 2. bis 3. Juli 1980.....7,-- DM

1/82 Beiträge zur Limnologie bayerischer Seen.....10,-- DM

2/82 Stoffkreisläufe in Binnengewässern.....vergriffen

3/82 Zur Limnologie des Starnberger Sees.....14,-- DM

4/82 Gütezustand der bayerischen Gewässer und Stand der Abwasserbeseitigung Ende 1981.....10,-- DM

5/82 Wärmehaushalt und Wassergüte in Fließgewässern.....14,-- DM

6/82 Die mittel- und langfristige Trink- und Brauchwasserversorgung in Bayern.....vergriffen

1/83 Wasserwirtschaft in Bayern - aus dem Arbeitsbereich des Bayerischen
Landesamtes für Wasserwirtschaft-Seminar am 8. Februar 1983, Teil 1.....14,-- DM

2/83 Wasserwirtschaft in Bayern - aus dem Arbeitsbereich des Bayerischen
Landesamtes für Wasserwirtschaft-Seminar am 8. Februar 1983, Teil 2.....16,-- DM

3/83 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
2. Seminar am 28. April 1983, Teil 1.....16,-- DM

4/83 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
2. Seminar am 28. April 1983, Teil 2.....14,-- DM

5/83 Wirtschaftlichkeit des Einsatzes von Wärmepumpen auf Kläranlagen.....7,-- DM

6/83 Grundwassertemperaturen in München.....18,-- DM

7/83 Die faunistische Erfassung ausgewählter Wasserinsektengruppen in Bayern.....9,-- DM

8/83 Untersuchung zum Grundwasserhaushalt des Tiefenwassers der
Oberen Süßwassermolasse durch Grundwasseraltersbestimmung.....15,-- DM

9/83 Mathematische Verfahren und Modelle zur operationellen Abflußvorhersage.....7,-- DM

10/83 Technische Gewässeraufsicht - Gewässergüte -
Dienstbesprechung 1983.....nicht zum Verkauf bestimmt

1/84 Aktuelle Fragen der Gewässerkunde
Dienstbesprechung am 9. und 10. November 1983.....nicht zum Verkauf bestimmt

2/84 Nährstoffaustrag aus landwirtschaftlich genutzten Flächen.....18,-- DM

3/84 Große tägliche Niederschlagshöhen in Bayern.....13,-- DM

4/84 Limnochemische und limnobiologische Auswirkungen der Versauerung
von kalkarmen Oberflächengewässern - eine Literaturstudie.....14,-- DM

5/84 Beiträge und Gebühren in der Abwasserbeseitigung in Bayern
Stand 1983/84 (siehe auch Nr. 4/77) - Nachdruck.....11,-- DM

1/85 Biologische Gewässeranalyse in Bayern.....vergriffen
(siehe Informationsbericht Nr. 4/90)

2/85 Btx in der Informationsverarbeitung der Wasserwirtschaft.....10,-- DM

3/85 Umweltprobleme und Betriebsfragen der Wasserversorgung
Bayerisch-österreichischer Erfahrungsaustausch am 27. und 28. Juni 1985 in Passau.....14,-- DM

4/85 Erosionsversuche in Maiskulturen 1981 - 1984 (Nachdruck).....6,-- DM

5/85 Trinkwasserschutzgebiete
Dienstbesprechung am 19. und 20. September 1985..... 15,-- DM

1/86 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
3. Seminar am 24. April 1986, Teil 1.....17,-- DM

2/86 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
3. Seminar am 24. April 1986, Teil 2.....12,-- DM

3/86 Geschichtliche Entwicklung der Wasserwirtschaft und des Wasserbaus in Bayern.
3. Seminar am 24. April 1986, Teil 3.....19,-- DM

4/86 Die Makrophytenvegetation des Chiemsees.....20,-- DM

5/86 Das Hochwasser im bayerischen Inngebiet im August 1985.....7,-- DM

1/87 Planungshilfen für die Gestaltung von Regenüberlaufbecken.....7,-- DM
(siehe auch Informationsbericht Nr. 5/78)

2/87 Limnologische Studien am Ammersee 1984 - 1986.....10,-- DM
(siehe auch Informationsbericht Nr. 6/78)

3/87 Die Grundwasserneubildung in Bayern
Berechnet aus den Niedrigwasserabflüssen der oberirdischen Gewässer.....16,-- DM

4/87 Kieselalgen bayerischer Gewässer - Loseblattsammlung.....54,-- DM

5/87 Grundwasserentnahmen und andere aktuelle Themen der Wasserversorgung
Dienstbesprechung am 1. und 2. Juni 1987..... 20,-- DM

1/88 Die Makrophytenvegetation des Ammer-, Wörth- und Pilsensees sowie des Weßlinger Sees.....28,-- DM

2/88 Bestimmungsschlüssel für die Saprobier-DIN-Arten (Makroorganismen)
2. überarbeitete Auflage, 1992 .....55,-- DM

3/88 Anwendung von Geotextilien und Geogittern im Erd- und Wasserbau
Seminar am 26./27. April 1988..... 18,-- DM

1/89 Wasserwirtschaft und Naturhaushalt-Ausleitungsstrecken bei Wasserkraftanlagen
Internationales Symposium am 19. und 20. Januar 1989 ..... 24,-- DM

2/89 Grundlagen des Wasserbaus
Aktuelle Beiträge ..... 20,-- DM

3/89 Das Märzhochwasser 1988 in Bayern ..... 12,-- DM

4/89 Schutz vor Wildbächen und Lawinen
Auswirkungen der Waldschäden ..... 16,-- DM

5/89 Gehölze auf Deichen ..... 29,-- DM

1/90 Das mikroskopische Bild bei der aeroben Abwasserreinigung ..... vergriffen

2/90 Die Makrophytenvegetation des Tegern-, Schlier- und Riegsees ..... 24,-- DM

3/90 Schneebewegungen und Lawinentätigkeit in zerfallenden Bergwäldern ..... 35,-- DM

4/90 Biologische Gewässeranalyse in Bayern - Taxaliste der Gewässerorganismen
(Fortschreibung Informationsbericht Nr. 1/85) ..... 28,-- DM

1/91 Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems
Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea ..... 75,-- DM

2/91 Bemessungsniederschläge aus Regen und Schneeschmelze ..... 10,-- DM

3/91 Untersuchungen zur Keimreduktion im gereinigten Abwasser durch UV-Bestrahlung ..... 15,-- DM

1/92 Beiträge und Gebühren für die Abwasserbeseitigung in Bayern - Stand 1991 ..... 15,-- DM

2/92 Zur Limnologie des Chiemsees ..... 29,-- DM

3/92 Die limnologische Entwicklung des Starnberger Sees im Fortgang der Abwasserfernhaltung unter besonderer Berücksichtigung der Makrophytenvegetation ..... 20,-- DM

4/92 Untersuchungen zur Phosphorelimination in kommunalen Kläranlagen ..... in Vorbereitung

5/92 Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems
Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida ..... 80,-- DM

Ein Gesamtverzeichnis der beim Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft beziehbaren Veröffentlichungen wird auf Wunsch kostenlos zur Verfügung gestellt.

Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, Lazarettstr. 67, 8000 München 19