Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems

Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea

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

Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft ISSN 0176-4217
Heft 1/91 Loseblattsammlung, 478 S., 1320 Abb., 34 Tabellen. **München, August 1991**

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
	Dipl.-Biol. Hubert **Blatterer**, Institut für Zoologie der Universität Salzburg
	Dr. Helmut **Berger**, Hydrologische Untersuchungsstelle Salzburg
	Dr. Fritz **Kohmann**, Oberregierungsrat am Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft
Bildnachweis:	Sämtliches Bildmaterial aus Archiv Prof. Dr. Foissner, Salzburg
Druck:	Gebr. Parcus KG, 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.; Blatterer, H.; Berger, H.; Kohmann, F. (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/91, 478 pp.

Vorwort

Mit Hilfe der Ciliaten (Wimpertierchen) lassen sich wesentliche Informationen, insbesondere über Abbauvorgänge in Gewässern gewinnen. In Kläranlagen kann zum Beispiel mittels ihrer Bestimmung eine schnelle Indikation des Zustandes der biologischen Stufe erfolgen. Im Rahmen der biologischen Gewässergüteuntersuchung wie auch in den Bereichen Kläranlagenbiologie und Biologie der Wasseraufbereitungsanlagen besteht jedoch ein deutliches Defizit zwischen dem Informationsstand des einzelnen Sachbearbeiters und dem aktuellen Wissensstand. Das Problem bei der Verwendung der Ciliaten als Bioindikatoren liegt, wie so oft in der Biologie, in der veralteten zusammenfassenden Bestimmungsliteratur. Das wichtigste Werk stammt aus dem Anfang dieses Jahrhunderts. Heute ist zur sicheren Bestimmung eine eigene Bibliothek mit Sonderdrucken nötig, ein Umstand, der das praktische Arbeiten mit dieser wichtigen Tiergruppe im Rahmen der Technischen Gewässeraufsicht nahezu unmöglich gemacht hat. Um für die Praxis eine Hilfestellung zu geben, wurden rund 400 Arten ausgewählt, die saprobiell bedeutend und damit wasserwirtschaftlich relevant sind. Die vorliegende Veröffentlichung umfaßt 92 Arten. Dieser erste Band ist der Reihe der Publikationen "Kieselalgen bayerischer Gewässer" (Informationsbericht 4/87), "Bestimmungshilfen für die Saprobier-DIN-Arten" (Informationsbericht 2/88) und "Das mikroskopische Bild der aeroben Abwasserreinigung" (Informationsbericht 1/90) zuzuordnen.

Bereits Kolkwitz & Marsson und Liebmann, die Begründer des Saprobiensystems, verwendeten Ciliaten bei der Erhebung der biologischen Gewässergüte. Durch die neue DIN 38 410 ging diese Tiergruppe, in Form des Mikro-Index, vor kurzem offiziell in die biologische Gütebestimmung mit ein. Unabhängig davon werden in Bayern schon seit mehreren Jahren in der wasserwirtschaftlichen Praxis die Ciliaten berücksichtigt. In Vorhaben, wie der Amper- oder Vilsuntersuchung, bewährte sich auf diesem Gebiet die Zusammenarbeit zwischen der Arbeitsgruppe von Herrn Prof. Dr. W. Foissner und der bayerischen Wasserwirtschaftsverwaltung. Aus diesem fruchtbaren Kontakt entspringt auch das hier im ersten Band vorliegende Werk. Es wendet sich gleichermaßen an Fließwasserökologen bzw. Limnologen wie auch an Abwasser- und Trinkwasserbiologen.

Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft
München, im Juli 1991



Prof. W. Brenner
Präsident

INHALTSVERZEICHNIS

VORWORT

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

1 EINLEITUNG 11

2 PROBENAHME UND UNTERSUCHUNG DER CILIATEN BEI DER BESTIMMUNG DER GEWÄSSERGÜTE 13

2.1 Probenahme **13**
2.1.1 Fließgewässer 13
2.1.2 Stehende Gewässer (Plankton) 15
2.1.3 Belebtschlamm 15
2.1.4 Trinkwasser 15

2.2 Die Untersuchung von Ciliaten **16**
2.2.1 Optische Ausrüstung 16
2.2.2 Das Instrumentarium des Ciliatologen 16
2.2.3 Die Technik der Lebenduntersuchung von Ciliaten 18
2.2.4 Die supravitale Übersichtsfärbung mit Methylgrün-Pyronin 19
2.2.5 Präparation für die Rasterelektronenmikroskopie 19
2.2.6 Die Versilberung von Ciliaten (trockene Versilberungsmethoden, nasse Versilberungsmethoden, Silberkarbonatmethoden, Protargolmethoden) 21

3 HINWEISE ZUM GEBRAUCH DER REVISION 38

4 TAXONOMIE UND ÖKOLOGIE DER ARTEN 41

4.1 Ordnung Cyrtophorida 41

Gattung *Chilodonella* (1 Art) 45
Gattung *Odontochlamys* (1 Art) 52
Gattung *Thigmogaster* (2 Arten) 56
Gattung *Pseudochilodonopsis* (3 Arten) 62
Gattung *Trithigmostoma* (3 Arten) 77
Gattung *Phascolodon* (1 Art) 98
Gattung *Gastronauta*(2 Arten) 102
Gattung *Chlamydonellopsis* (1 Art) 110
Gattung *Chlamydonella* (1 Art) 115
Gattung *Trochilia* (1 Art) 117
Gattung *Dysteria* (1 Art) 125
Gattung *Trochilioides* (1 Art) 127

4.2 **Ordnung Oligotrichida** 131

Gattung *Halteria* (2 Arten) 134
Gattung *Pelagohalteria* (1 Art) 144
Gattung *Strombidium* (1 Art) 146
Gattung *Strobilidium* (2 Arten) 153
Gattung *Tintinnidium* (3 Arten) 163
Gattung *Tintinnopsis* (1 Art) 178
Gattung *Codonella* (1 Art) 183

4.3 **Unterklasse Hypotrichia** 191

Gattung *Stichotricha* (2 Arten) 203
Gattung *Chaetospira* (2 Arten) 213
Gattung *Hypotrichidium* (1 Art) 218
Gattung *Urostyla* (1 Art) 222
Gattung *Holosticha* (4 Arten) 228
Gattung *Uroleptus* (4 Arten) 244
Gattung *Paraurostyla* (2 Arten) 258
Gattung *Kerona* (1 Art) 265
Gattung *Gastrostyla* (2 Arten) 270
Gattung *Pleurotricha* (1 Art) 275
Gattung *Oxytricha* (8 Arten) 277
Gattung *Tachysoma* (2 Arten) 302
Gattung *Histriculus* (1 Art) 309
Gattung *Sterkiella*(1 Art) 311
Gattung *Stylonychia* (5 Arten) 315
Gattung *Steinia* (1 Art) 336
Gattung *Euplotes*(5 Arten) 340
Gattung *Aspidisca* (3 Arten) 370

4.4 **Klasse Colpodea** 387

Gattung *Colpoda* (5 Arten) 390
Gattung *Cyrtolophosis* (1 Art) 414
Gattung *Platyophrya* (1 Art) 419
Gattung *Bursaria* (1 Art) 424
Gattung *Bursaridium* (1 Art) 433

5 **LITERATUR** 437

6 **INDEX** 467

Verzeichnis der Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft

Saprobielle Einstufung und Pagination der im Band I enthaltenen Arten[3]

Art	S	Valenzen					I	SI	Seite
		x	o	b	a	p			Vol.
Aspidisca cicada (MUELLER, 1786) CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858	a-b	-	-	4	5	1	2	2.7	370
Aspidisca lynceus (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1830	b-a	-	1	4	4	1	1	2.5	377
Aspidisca turrita (EHRENBERG, 1831) CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858	a-b	-	-	4	6	-	3	2.6	383
Bursaria truncatella MUELLER, 1773	b-a	-	2	4	3	1	1	2.3	424
Bursaridium pseudobursaria (FAURÉ-FREMIET, 1924) KAHL, 1927	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	433
Chaetospira muelleri LACHMANN, 1856	b	-	1	8	1	-	4	2.0	213
Chaetospira remex (HUDSON, 1875) KAHL, 1932	b-a	-	1	5	4	-	2	2.3	216
Chilodonella uncinata (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928	a	-	-	2	6	2	3	3.0	45
Chlamydonella alpestris FOISSNER, 1979	b-a	-	2	4	4	-	2	2.2	115
Chlamydonellopsis plurivacuolata BLATTERER & FOISSNER, 1990	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	110
Codonella cratera (LEIDY, 1877) IMHOF, 1885	b-o	-	4	6	-	-	3	1.6	183
Colpoda cucullus (MUELLER, 1773) GMELIN, 1790	p-a	-	-	-	4	6	3	3.6	403
Colpoda ecaudata (LIEBMANN, 1936) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	p-i	-	-	-	1	9	5	3.9E	395
Colpoda inflata (STOKES, 1884) KAHL, 1931	a-p	-	-	-	5	5	3	3.5	399
Colpoda magna (GRUBER, 1880) LYNN, 1978	a-p	-	-	2	5	3	2	3.1	408
Colpoda steinii MAUPAS, 1883[1]	a-p	-	-	-	5	5	3	3.5	390
Colpoda steinii MAUPAS, 1883[2]	b-a	-	2	4	3	1	1	2.3	390
Cyrtolophosis mucicola STOKES, 1885	b-p	-	1	2	4	3	1	2.9	414
Dysteria fluviatilis (STEIN, 1859) BLOCHMANN, 1895	b	-	-	8	2	-	4	2.2	125
Euplotes aediculatus PIERSON, 1943	a	-	-	1	9	-	5	2.9	352
Euplotes affinis (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932	b-a	-	-	5	4	1	2	2.6	340
Euplotes eurystomus WRZEŚNIOWSKI, 1870	a	-	-	2	6	2	3	3.0	357
Euplotes moebiusi KAHL, 1932	a	-	-	2	7	1	3	2.9	347
Euplotes patella (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831	b	-	-	7	3	-	4	2.3	362
Gastronauta clatratus DEROUX, 1976	b-a	-	2	4	4	-	2	2.2	102
Gastronauta membranaceus BUETSCHLI, 1889	b	-	2	6	2	-	3	2.0	106
Gastrostyla mystacea (STEIN, 1859) STERKI, 1878	p	-	-	-	3	7	4	3.7	270
Gastrostyla steinii ENGELMANN, 1862	a	-	-	2	7	1	3	2.9	272
Halteria chlorelligera KAHL, 1932	o	-	8	2	-	-	4	1.2	134
Halteria grandinella (MUELLER, 1773) DUJARDIN, 1841	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	137
Histriculus vorax (STOKES, 1891) CORLISS, 1960	a	-	-	-	10	-	5	3.0	309
Holosticha kessleri (WRZEŚNIOWSKI, 1877) WRZEŚNIOWSKI, 1877	a-b	-	-	4	5	1	2	2.7	228
Holosticha monilata KAHL, 1928	a-b	-	-	3	6	1	3	2.8	231

Art	S	Valenzen					I	SI	Seite
		x	o	b	a	p			Vol.
Holosticha multistilata KAHL, 1928	a-b	-	-	4	5	1	2	2.7	236
Holosticha pullaster (MUELLER, 1773) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	b-a	-	1	4	4	1	1	2.5	240
Hypotrichidium conicum ILOWAISKY, 1921	b-p	-	-	3	4	3	2	3.0	218
Kerona pediculus (MUELLER, 1773) BLOCHMANN, 1886	b-o	-	4	5	1	-	2	1.7	265
Odontochlamys alpestris FOISSNER, 1981	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	52
Oxytricha chlorelligera KAHL, 1932	a	-	-	-	10	-	5	3.0	277
Oxytricha fallax STEIN, 1859	a	-	-	1	8	1	4	3.0	279
Oxytricha ferruginea STEIN, 1859	o	-	7	3	-	-	4	1.3	283
Oxytricha haematoplasma BLATTERER & FOISSNER, 1990	b-a	-	-	6	4	-	3	2.4	287
Oxytricha hymenostoma STOKES, 1887	p	-	-	-	2	8	4	3.8	289
Oxytricha saprobia KAHL, 1932	a-p	-	-	-	6	4	3	3.4	292
Oxytricha setigera STOKES, 1891	a-b	-	-	4	6	-	3	2.6	294
Oxytricha similis ENGELMANN, 1862	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	300
Paraurostyla viridis (STEIN, 1859) BORROR, 1972	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	258
Paraurostyla weissei (STEIN, 1859) BORROR, 1972	a	-	-	2	7	1	3	2.9	260
Pelagohalteria cirrifera (KAHL, 1932) FOISSNER, SKOGSTAD & PRATT, 1988	o-b	-	6	4	-	-	3	1.4	144
Phascolodon vorticella STEIN, 1859	b-a	-	-	6	4	-	3	2.4	98
Platyophrya vorax KAHL, 1926	p-i	-	-	-	-	10	5	4.0E	419
Pleurotricha grandis STEIN, 1859	b	-	-	10	-	-	5	2.0	275
Pseudochilodonopsis algivora (KAHL, 1931) FOISSNER, 1979[1]	a	-	-	-	10	-	5	3.0	62
Pseudochilodonopsis algivora (KAHL, 1931) FOISSNER, 1979[2]	a-b	-	-	5	5	-	3	2.5	62
Pseudochilodonopsis fluviatilis FOISSNER, 1988	b-a	-	-	5	3	2	2	2.7	67
Pseudochilodonopsis piscatoris (BLOCHMANN, 1895) FOISSNER, 1979	b	-	-	7	3	-	4	2.3	73
Steinia platystoma (EHRENBERG, 1831) DIESING, 1866	b-a	-	-	6	4	-	3	2.4	336
Sterkiella histriomuscorum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	a	-	-	2	6	2	3	3.0	311
Stichotricha aculeata WRZEŚNIOWSKI, 1866	b-a	-	1	5	4	-	2	2.3	203
Stichotricha secunda PERTY, 1849	o	-	7	3	-	-	4	1.3	210
Strobilidium caudatum (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	153
Strobilidium humile PENARD, 1922	b	-	2	8	-	-	4	1.8	159
Strombidium viride STEIN, 1867	b	-	1	8	1	-	4	2.0	146
Stylonychia mytilus-Komplex	a	-	-	1	9	-	5	2.9	315
Stylonychia pustulata (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1835	b	-	1	7	2	-	3	2.1	323
Stylonychia putrina STOKES, 1885	a	-	-	2	7	1	3	2.9	329
Stylonychia stylomuscorum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	b	-	-	10	-	-	5	2.0	332
Stylonychia vorax STOKES, 1885	b	-	-	10	-	-	5	2.0	334

Art	S	Valenzen					I	SI	Seite
		x	o	b	a	p			Vol.
Tachysoma bicirratum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	a-p	-	-	2	4	4	2	3.2	302
Tachysoma pellionellum (MUELLER, 1773) BORROR, 1972	b-a	-	1	4	4	1	1	2.5	304
Thigmogaster oppositevacuolatus AUGUSTIN & FOISSNER, 1989	a-b	-	-	3	5	2	2	2.9	56
Thigmogaster potamophilus FOISSNER, 1988	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	59
Tintinnidium fluviatile (STEIN, 1863) KENT, 1881	o-b	-	5	5	-	-	3	1.5	163
Tintinnidium pusillum ENTZ, 1909	b	-	-	8	2	-	4	2.2	168
Tintinnidium semiciliatum (STERKI, 1879) KENT, 1881	b	-	2	6	2	-	3	2.0	172
Tintinnopsis cylindrata KOFOID & CAMPBELL, 1929	b	-	-	7	3	-	4	2.3	178
Trithigmostoma cucullulus (MUELLER, 1786) JANKOWSKI, 1967	a-p	-	-	2	5	3	2	3.1	82
Trithigmostoma srameki FOISSNER, 1988	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	77
Trithigmostoma steini (BLOCHMANN, 1895) FOISSNER, 1988	b-a	-	1	6	3	-	3	2.2	92
Trochilia minuta (ROUX, 1899) KAHL, 1931	b-a	-	-	5	5	-	3	2.5	117
Trochilioides recta (KAHL, 1928) KAHL, 1931	a	-	-	-	10	-	5	3.0	127
Uroleptus gallina (MUELLER, 1786) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	b	-	-	10	-	-	5	2.0	244
Uroleptus musculus (KAHL, 1932) FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991	a	-	-	1	8	1	4	3.0	24
Uroleptus piscis (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831	a	-	-	3	7	-	4	2.7	252
Uroleptus rattulus STEIN, 1859	b	-	-	10	-	-	5	2.0	255
Urostyla grandis EHRENBERG, 1830	a	-	-	3	7	-	4	2.7	222

1) Bei sehr häufigem bis massenhaftem Auftreten; 2) Für Einzelfunde oder Auftreten mit geringer Abundanz; 3) Die verbale Einstufung der Indikatororganismen (S) ist bei SLADECEK et al. (1981) und vielen anderen nicht einheitlich. Sie ist hier ohne Kommentar korrigiert;
S = Saprobität; x = xenosaprob; o = oligosaprob; b = beta-mesosaprob; a = alpha-mesosaprob; p = polysaprob; 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 mehrere Bände mit je etwa 90 Arten umfassen. Die Auswahl der Arten richtet sich nach den Revisionen von SLADECEK et al. (1981) und FOISSNER (1988a) 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. 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. Die nachfolgenden Bände werden eine kurze allgemeine Ökologie, eine allgemeine Morphologie und einen Bestimmungsschlüssel für die Großgruppen der Ciliaten enthalten.

2 PROBENAHME UND UNTERSUCHUNG DER CILIATEN BEI DER BESTIMMUNG DER GEWÄSSERGÜTE

2.1 Probenahme

Es wird nur die qualitative Probenahme ausführlicher beschrieben, da diese den meisten Anforderungen der Praxis genügt; die quantitativen Methoden, die beim "Mikrozoobenthos" zum Teil besonders schwierig sind, werden jeweils im Anschluß kurz besprochen. Bei der qualitativen Untersuchung wird die Häufigkeit geschätzt, entweder nach der 3-stufigen Skala (1 = vereinzelt, 3 = häufig, 5 = massenhaft) von PANTLE & BUCK (1955) oder nach der 6-stufigen Skala (1 = vereinzelt, 2 = spärlich, 3 = mehrfach, 5 = zahlreich, 7 = sehr zahlreich, 9 = massenhaft) von ZELINKA & MARVAN (1961).

Der Artenbestand kann praktisch nie vollständig erfaßt werden. Wir untersuchen solange, bis wir in der Probe keine oder nur mehr wenige weitere Arten finden (= Arten-Minimalareal der Probe; nicht des Probeortes!).

Gesammelt wird in gut verschließbaren Weithalsgefäßen aus Kunststoff, die nur zu 2/3 mit Probenmaterial gefüllt werden sollten, damit eine Luftreserve bleibt (besonders wichtig bei stark verschmutzten, sauerstoffzehrenden Proben). Da für die Determination lebendes Material benötigt wird, müssen die Proben gekühlt transportiert (in einer Kühltasche mit Eisbeuteln) und aufbewahrt werden.

Gesammelt wird wie üblich nach Möglichkeit bei Niederwasser. Während und kurz nach Hochwässern ist der Saprobitätsindex meist leicht erhöht, da die seltenen Arten, die eher Reinwasser anzeigen, ausgespült werden (HASLAUER et al. 1979). Da die Reproduktionsrate der Ciliaten hoch ist, können im allgemeinen bereits 1 Woche nach Abklingen des Hochwassers typische Verhältnisse erwartet werden. Leicht und mäßig erhöhte Wasserführungen steigern nach unseren Erfahrungen die Artenvielfalt. Im großen und ganzen hat aber die Wasserführung auf die Artenzusammensetzung und damit auf den Saprobitätsindex wenig Einfluß - nur die Abundanzen werden etwas disproportional.

Mehr Einfluß auf die Artenzusammensetzung, nicht aber auf den Saprobitätsindex nehmen die Strömungsgeschwindigkeit (KRIEG & RIEDEL-LORJE 1991) und die Jahreszeit (FOISSNER & UNTERWEGER, unveröffentlicht). In der kalten Jahreshälfte treten z. B. vermehrt → cyrtophoride Ciliaten auf (*Chilodonella*, *Trithigmostoma*, *Trochilia* ...). Aus den vorliegenden Daten ergibt sich daher, daß Proben jederzeit gezogen werden können.

2.1.1 Fließgewässer

Die Probenahme erfolgt bei kleineren, begehbaren Gewässern gleichmäßig über ihren Querschnitt. Bei größeren Flüssen wird man sich im allgemeinen auf die Uferregionen (beide Ufer besammeln! Abwasserfahnen!) beschränken. Wir sammeln in getrennten Gefäßen:

- den Aufwuchs von Steinen und/oder im Gewässer liegenden Holzstücken etc. Der Aufwuchs wird abgebürstet;
- submerse Makrophyten, Fadenalgenwatten und Fallaub;
- die oberen 1 - 3 cm des Sediments (Detritus), die mit einem Löffel oder dem Verschluß des Gefäßes abgehoben werden.

Im Labor öffnet man die Gefäße und läßt sie bei Zimmertemperatur mindestens 30 Minuten ruhig stehen. Man achte darauf, daß auf der Oberfläche des Wassers oder Sediments einige kleine Pflanzenstücke liegen; wenn nötig, schneide man Makrophyten, Grasblätter, Moose oder Fallaub mit der Schere in 2 - 3 cm lange Stücke. Sehr bewährt hat sich das Auflegen von Deckgläsern auf die Wasseroberfläche; man erhält damit sehr reichhaltiges, reines Material, das bequem untersucht werden kann. Während der "Ruhezeit" reichern sich die mehr sauerstoffbedürftigen Arten entweder auf der Wasseroberfläche (wo sie mit einem Spatel leicht abgenommen werden können) und/oder im Aufwuchs der flottierenden Pflanzenteile und Deckgläser an. Erstere nimmt man mit der Pinzette vorsichtig aus der Probe, legt sie auf einen Objektträger und schwenkt sie in einem etwa 0,2 ml großen Tropfen des Probewassers hin und her oder streift sie mit der Nadel ab. Aufgelegte Deckgläser nimmt man mit einer vorne schräg umgebogenen und verbreiterten "Deckglaspinzette" vorsichtig heraus und legt sie mit der besiedelten Seite nach unten auf den Objektträger. Damit wird der Aufwuchs erfaßt. Zur Analyse der weniger sauerstoffbedürftigen und/oder anaeroben Arten entnimmt man am Ende der Untersuchung aus jedem Gefäß einen Tropfen Sediment.

Im amerikanischen Raum setzt sich immer mehr durch, nicht die natürlichen Substrate sondern eingehängte Badeschwämme (aus Polyurethan) zu besammeln (MCCORMICK et al. 1986, FOISSNER 1990). Das erleichtert das Sammeln und schafft ein vergleichbares Substrat. Andererseits kann damit aber nur ein bestimmter Ausschnitt der Biozönose erfaßt werden (die sessilen Ciliaten sind meist unterrepräsentiert), weil die Substratdiversität geringer ist. Die Methode ist einfach: Schwamm etwa 14 Tage ins Wasser hängen und dann im Sammelgefäß ausdrücken oder gründlich auswaschen.

Statt Schwämmen haben sich auch Fallaubbeutel als sehr geeignet erwiesen. Neben dieser Standardprozedur sind folgende Hinweise wichtig:

- Man achte beim Sammeln besonders auf weißgraue dünne Beläge und/oder rundliche Flecken auf Makrophyten und/oder auf der Unterseite der Gerölle. Dabei kann es sich um Protozoen-Rasen (meist peritriche Ciliaten, z. B. → *Carchesium polypinum*) handeln, die besonders wichtig sind, da die immer alphamesosaprobe und/oder polysaprobe Verhältnisse indizieren. Diese Beläge werden vorsichtig abgebürstet oder (besser) mit der Pipette abgesaugt und in einer gesonderten kleinen Flasche gesammelt.
- Lenitische Bereiche oder Fallaubbänke sollten gesondert beprobt werden, besonders dann, wenn das Sediment bereits dicht unter der Oberfläche anaerob ist.
- Eventuell vorhandener Faulschlamm (H_2S-Geruch!) wird ebenfalls gesondert besammelt, indem man von mehreren Stellen mit einer kleinen Kunststoffflasche, die man in den Schlamm rammt, Proben entnimmt.
- Ist die Untersuchung dicht unterhalb der Einleitung gefordert, bevor das Abwasser in die Freiwelle eingemischt ist, wird das einleitungsseitige Ufer immer getrennt besammelt und ausgewertet.
- Bei größeren Flüssen und/oder in großen Flußstauen sowie bei sehr langsam fließenden Gewässern kann es zur Planktonentwicklung kommen. Dieses "Potamoplankton" wird mit den Methoden der Planktonkunde bearbeitet (sh. unten).
- Finden sich im Gewässer auffallende Erscheinungen, z. B. grün, blau oder rosa gefärbte Flecken, sollten diese immer getrennt besammelt werden, außer es handelt sich um die üblichen, gut kenntlichen braunen Diatomeen-Rasen.
- Reiches Material liefern meist auch submerse Moose und Blaualgen-Überzüge am Sediment; auch sie sammelt man am besten getrennt.

Quantitative Untersuchungen können mit folgenden Methoden durchgeführt werden:

- Einhängen oder Einlegen von künstlichen Substraten (Objektträger, Glasplatten, mit Kunststoffolie überzogene Ziegel etc.). Diese Methode kann sowohl für fließende als auch stehende Gewässer verwendet werden und erfaßt den Aufwuchs auf einer bestimmten, leicht standardisierbaren Fläche; sie wird viel gebraucht und ist z. B. bei WILBERT (1969) und GROLIERE et al. (1990) genau beschrieben.
- Direkte Zählung aus einer Mischprobe oder aus einem bestimmten Substrat (z. B. in 1 ml Sediment). Die Ciliaten werden entweder so wie im Belebtschlamm lebend gezählt (AUGUSTIN et al. 1989) oder nach Fixierung mit Sublimat (SCHLOTT-IDL 1981).
- Um die Schwierigkeiten zu vermeiden, die sich bei der Anwendung künstlicher Substrate ergeben, kann auch eine bestimmte Fläche des natürlichen Aufwuchses (z. B. von glatten Kieseln oder Makrophytenblättern) abgeschabt und ausgewertet werden.

2.1.2 Stehende Gewässer (Plankton)

Für die qualitative Untersuchung genügt ein Planktonnetz mit einer Maschenweite von 10 μm. Die quantitativen Verhältnisse können damit aber sehr verfälscht werden, weil selbst 50 μm große Formen durch die Maschen schlüpfen, wenn sie schlank und/oder sehr flexibel sind! Daher nehme man stets auch 1 Liter unfiltrierte Probe mit, zentrifugiere 50 - 100 ml vorsichtig und untersuche das Pellet. Manche der zarten Formen überleben das Zentrifugieren nicht. Aus der Kombination von Netz- und Zentrifugenprobe erhält man aber doch ein recht vollständiges Bild der Besiedlung.

Die quantitative Untersuchung erfolgt mit den üblichen limnologischen Methoden, wobei die Ciliaten fixiert (Formol ist ungeeignet; meist wird konzentriertes Sublimat oder Lugol verwendet), sedimentiert und dann z. B. in der UTERMÖHL-Kammer gezählt werden. (Details sh. z. B. SCHWOERBEL 1966, MÜLLER 1989). Auch die Lebendzählung liefert sehr gute Ergebnisse (SIME-NGANDO et al. 1990).

2.1.3 Belebtschlamm

Verwendet wird der frische Schlamm, der mit einer Kelle aus dem Becken geschöpft, in eine Flasche gegeben und gekühlt ins Labor transportiert wird. Zur qualitativen und semiquantitativen Analyse entnimmt man der gut geschüttelten Probe einen Tropfen, legt ein Deckglas auf und mikroskopiert das Präparat. Drei Parallelproben sollten untersucht werden. Bei der Probenahme achte man besonders auf eventuell vorhandene anaerobe Zonen, die getrennt beprobt und ausgewertet werden müssen.

In der Nachklärung untersucht man den Aufwuchs, z. B. von der Beckenwand oder von der Ablaufrinne.

Die quantitative Untersuchung ist in diesem ziemlich einheitlichen und durchsichtigen Substrat mit der Methode von AUGUSTIN et al. (1989) leicht möglich.

2.1.4 Trinkwasser

Dazu können dieselben Methoden wie für das Plankton verwendet werden. Die Menge an filtriertem bzw. zentrifugiertem Wasser muß entsprechend größer sein.

In Trinkwasseraufbereitungsanlagen bildet sich im Oxydator und auf der Filterstrecke ein biologischer Rasen, dessen Struktur dem Belebtschlamm von Kläranlagen ähnelt und daher auch mit den dort angeführten Methoden untersucht werden kann. Für Sandfilterstrecken eignen sich wohl die Methoden der Bodenprotozoologie (FOISSNER 1987b, LÜFTENEGGER et al. 1988).

2.2 Die Untersuchung von Ciliaten

Die Determination der Ciliaten wird an möglichst frischem Material in vivo durchgeführt. Fast alle im "Atlas" enthaltenen Arten sind so dargestellt, daß sie bei gründlicher Lebendbeobachtung mit einer für die Praxis ausreichenden Sicherheit determiniert werden können. Konserviertes Material ermöglicht meist keine Determination bis zur Art oder nur dann, wenn man sehr viel Erfahrung besitzt und/oder den Artenbestand des zu untersuchenden Biotops vorher genau erfaßt hat.

Für ein weitergehendes Studium und zur prägnanten Darstellung des Wimpernkleides und verschiedener anderer Organellen (z. B. Kernapparat, intrazelluläre Fasersysteme) sind allerdings histologische Techniken, besonders Silberimprägnationsverfahren unabdingbar. Diese ziemlich aufwendigen Methoden werden Ökologen und Praktiker wohl nur ausnahmsweise verwenden. Die Gründe, warum sie hier so ausführlich abgehandelt werden, sind folgende: (i) Viele Abbildungen im "Atlas" basieren auf derartigen Präparaten; (ii) Wenn man eine bestimmte Struktur (Organell) einmal klar präsentiert bekommt, erkennt man sie später auch in vivo leichter; (iii) Bei wichtigen Gutachten und/oder bei Massenauftreten einer bestimmten Art sollten die Determinationen nach Möglichkeit an versilbertem Material überprüft bzw. damit belegt werden, da nur die Kombination von Lebendbeobachtung und Versilberung überprüfbare und hohen Anforderungen genügende Bestimmungen liefert.

2.2.1 Optische Ausrüstung

Zur Beobachtung von Ciliaten empfiehlt sich ein mit Interferenzkontrast ausgerüstetes Mikroskop; normales Durchlicht genügt auch, aber die Untersuchung ist damit schwieriger und zeitaufwendiger. Phasenkontrast ist im allgemeinen zur Untersuchung von Ciliaten nicht geeignet, da sie zu dick sind und die vielen Zelleinschlüsse zu störenden Beugungserscheinungen führen. Objektive mit Eigenvergrößerungen von 4 : 1, 10 : 1, 20 - 40 : 1, 100 : 1 werden benötigt. Besonders der wenig Erfahrene muß jede Determination mit der Ölimmersion vornehmen! Als Immersionsöl empfehlen wir Anisol (C_7H_8O; Merck), weil es eine wässrige Konsistenz hat und deshalb das Deckglas beim Verschieben des Objektträgers nicht mitzieht. Dünnflüssige synthetische Öle sind ebenfalls geeignet.

Perfekte technische Beherrschung des Mikroskops wird vorausgesetzt (Einführungsliteratur: ADAM & CZIHAK 1964). Videosysteme mit der Möglichkeit der Zeitdehnung erleichtern insbesondere dem Anfänger die Arbeit und leisten auch bei der Dokumentation wertvolle Dienste.

2.2.2 Das Instrumentarium des Ciliatologen

... ist einfach, billig und zum Teil leicht selbst herzustellen.

- Pipetten zum Aufnehmen der Probe etc. (Abb. 1A).
- Mikropipetten verschiedener Größe zum Herausfangen einzelner Individuen unter schwacher Vergrößerung (Lupe oder Mikroskop mit Objektiv 4 : 1). Sie werden über der Gasflamme aus leicht schmelzbaren Glasröhrchen gezogen (Abb. 2A-G). Die Größe der Pipettenöffnung muß der Größe des zu untersuchenden Ciliats angepaßt sein, im allgemeinen wird sie 100 μm nicht überschreiten. Ist die Öffnung größer, kann das Wasserhäutchen nur schwer durchstoßen und das Objekt nicht mehr gezielt aufgenommen werden. Die Pipetten sollen kurz (< 10 cm) und vorne leicht gebogen sein, damit sich das Zittern der Hand nicht hebelartig auf die Pipette überträgt und die feine Spitze nicht schwingt und bequem unter das Objektiv (4 : 1) geführt werden kann (Abb. 1B).
- Präpariernadeln, z. B. zum Andrücken und Verschieben des Deckglases (Abb. 1C).
- Haarnadeln zum Manipulieren von kleinen Objekten, z. B. zum Entfernen von Detritus aus dem Präparat. Herstellung: In eine der oben beschriebenen Mikropipetten wird eine Augenwimper geklebt (Abb. 1D).

- Pinzetten, z. B. zum Herausnehmen von Pflanzenteilen (Abb. 1E).
- Schere, z. B. zum Abschneiden von Moos- und Pflanzenteilen (Abb. 1F).
- Kleiner und großer Spatel und ein Kaffeelöffel zum Abnehmen der Ciliaten vom Oberflächenhäutchen (Abb. 1G, H).
- Glasstab mit Kugelende zum Herausnehmen des Immersionsöls (Anisol) (Abb. 1I).
- Objektträger; Deckgläser verschiedener Größe.
- Spritzflasche mit destilliertem Wasser.
- Vaseline zum Anfertigen von Deckglasfüßchen (Abb. 2H-K).
- Filterpapierstreifen zum Absaugen überschüssigen Wassers oder zum Durchsaugen von Reagenzien (Abb. 1J).
- Gut saugendes Papier (z. B. Küchenrolle) zum Putzen von Objektträgern und Deckgläsern.
- Feuchte Kammer zum Aufbewahren von Lebendpräparaten (Abb. 3E). Herstellung: Boden einer Petrischale (10 - 15 cm Durchmesser) mit 2 Lagen von Filterpapier auslegen und mit destilliertem Wasser befeuchten. Das Präparat wird in diese Kammer gelegt und mit 2 kleinen Blöcken (z. B. Glasstäbchen) unterstützt, damit sich die Wasserfilme von Präparat und Filterpapier nicht vermischen können.

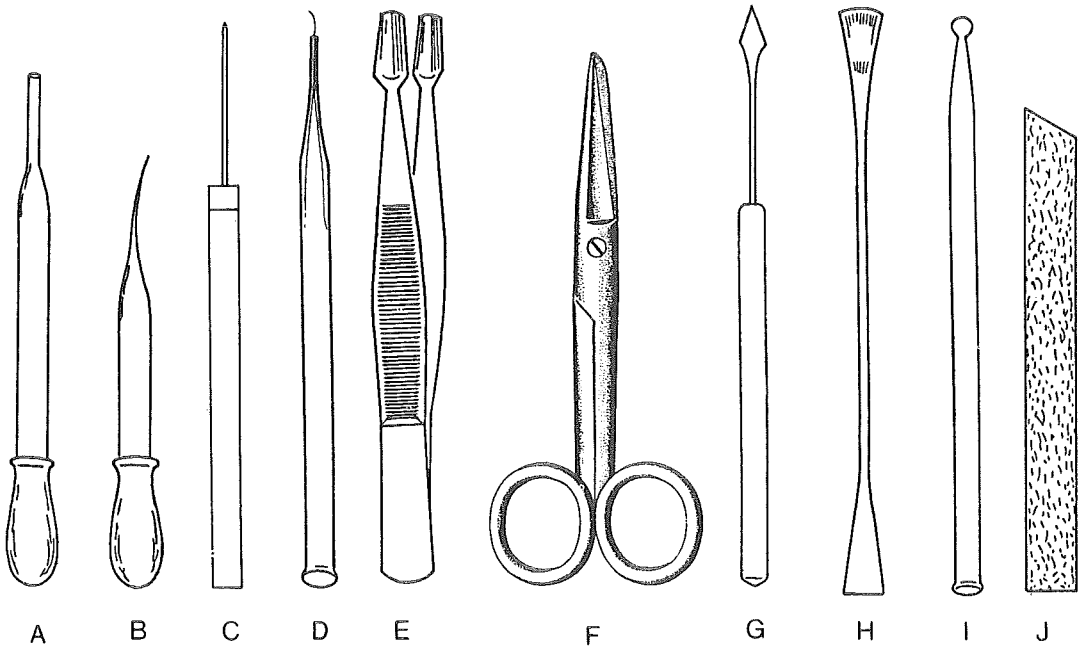


Abb. 1A-J. Das Instrumentarium des Ciliatologen (ausführliche Beschreibung im Text). **A** = Pasteurpipette, **B** = Mikropipette, **C** = Präpariernadel, **D** = Haarnadel, **E** = Pinzette, **F** = Schere, **G, H** = Spateln, **I** = Glasstab mit Kugelkopf, **J** = Filterpapierstreifen (C-I, aus ADAM & CZIHAK 1964; A, B, J, Originale).

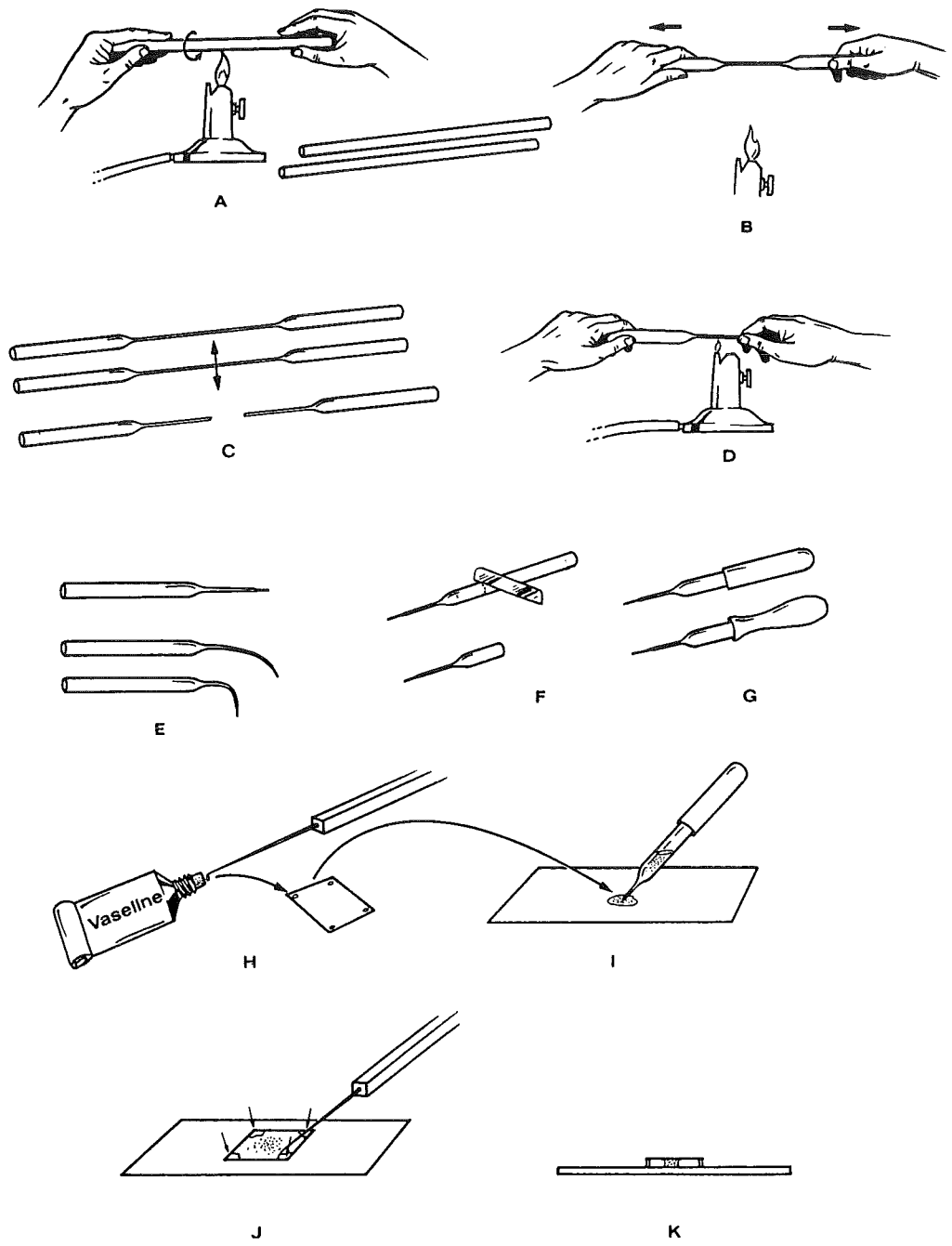


Abb. 2A-K. Herstellung von Mikropipetten (A - G) und Präparation zur Lebenduntersuchung von Ciliaten (H - K). Ausführliche Erklärung im Text (aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986)

2.2.3 Die Technik der Lebenduntersuchung von Ciliaten

Viele physikalische und chemische Methoden sind bekannt, um die Bewegung der vagilen Ciliaten zu verlangsamen und sie so leichter beobachten zu können. Wir und andere verwenden seit Jahren mit Erfolg folgendes einfache Verfahren (Abb. 2H-K): Ein etwa 0.5 ml großer Tropfen des Probenmaterials wird auf den Objektträger gegeben. Aus diesem Tropfen werden die zu untersuchenden Arten unter dem Mikroskop bei sehr schwacher Vergrößerung (etwa 40X; Objektiv mit 4-facher Eigenvergrößerung und großem, etwa 1 cm, Arbeitsabstand; Okular 10X; bei großen Arten kann man auch die Stereolupe benutzen) mit der Mikropipette aufgenommen (das erfordert etwa 1 Tag Übung; es ist aber eine basale Arbeitstechnik, die man auch bei vielen anderen Gelegenheiten brauchen

kann, z. B. in der Zellbiologie!) und auf einen zweiten Objektträger übertragen. An den Ecken eines Deckglases oder im entsprechenden Abstand auf dem Objektträger befestigt man mit der Präpariernadel kleine Vaselinfüßchen. Dieses so vorbereitete Deckglas wird nun über den winzigen Tropfen gelegt und die Füßchen werden - unter ständiger mikroskopischer Kontrolle der zu untersuchenden Objekte - mit der Präpariernadel so lange niedergedrückt, bis die Ciliaten zwischen Objektträger und Deckglas gerade so viel eingeklemmt sind, daß sie bequem beobachtet werden können. Zuerst wird man sie nur leicht einklemmen, um die Lage der Zellorganellen nicht zu stark zu verändern. Die Details im Inneren der Zelle (z. B. Zellkern) und oft auch die Ciliatur studiert man dann mit der Ölimmersion an Individuen, die soweit eingeklemmt sind, daß sie sich nur mehr ganz langsam bewegen können.

Es versteht sich von selbst, daß die Gestalt der Zellen durch diese Technik immer mehr oder minder stark verändert wird; sie muß daher an den frei beweglichen Individuen festgehalten werden (ohne Deckglas!). Dazu ist einige Übung notwendig. Ein Videosystem erleichtert hier die Arbeit sehr.

2.2.4 Die supravitale Übersichtsfärbung mit Methylgrün-Pyronin

Mit diesem einfachen Verfahren, das FOISSNER (1979e) beschrieben hat, können wichtige Zellorganellen (Kernapparat, Mucocysten) leicht und rasch sehr differenziert dargestellt werden. Färbebeispiele in Band I des "Atlas": *Euplotes moebiusi*, Abb. 22; *Bursaria truncatella*, Abb. 16 - 18.

A u s f ü h r u n g

1) Die zu untersuchenden Ciliaten werden mit einer Mikropipette mit wenig Wasser (etwa 0.02 ml) auf einen Objektträger überführt.

2) Dem so vorbereiteten Präparat setzt man mit einer Pipette so viel 1%ige, in destilliertem Wasser angesetzte Lösung von Methylgrün-Pyronin (Merck) zu, daß der Wassertropfen hellblau gefärbt erscheint. Die Farbstofflösung wird durch vorsichtiges Verrühren oder Schwenken des Objektträgers sofort mit der Probe vermischt. War das Präparat schon mit einem Deckglas bedeckt, so kann die Farbstofflösung auch am Rande des Deckglases zugesetzt und mit Filterpapier durchgesaugt werden.

3) Die Untersuchung des Präparates erfolgt unmittelbar nach Zugabe der Farbstofflösung, zuerst ohne Deckglas. Man kann so sehr schön die Abscheidung der Mucocysten und die Bildung der Tektinhülle verfolgen. Sobald die Tiere abgestorben sind (meist nach etwa einer Minute), bedeckt man das Präparat mit einem Deckglas (ev. mit Vaselinefüßchen), damit die feinere Struktur der Mucocysten und der Kernapparat untersucht werden können. Die Färbung ist nur etwa 5 Minuten beständig, da es mit der Zeit zu einer Überfärbung des Cytoplasmas kommt. Der Kernapparat wird bei voluminösen oder mit Nahrungsvakuolen überfüllten Ciliaten häufig erst nach leichtem Pressen der Zellen mit dem Deckglas deutlich sichtbar.

4) Färbeergebnisse: Makronucleus blaugrün oder rot; Mikronucleus blau, selten rot; Nucleolen rosa oder ungefärbt; Cytoplasma und Nahrungsvakuolen abgestuft rosa; Trichocysten hellblau, meist ungefärbt; Mucocysten rot, blau oder ungefärbt. Die blaugrüne Färbung des Kernapparates tritt häufig nicht bei allen Zellen auf oder erst nach Pressen (siehe oben). Bei etwa der Hälfte der Arten färbt er sich intensiv rot oder rotblau.

2.2.5 Präparation für die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung

Obwohl Praktiker und Ökologen diese Technik vermutlich selten gebrauchen werden, stellen wir sie kurz vor, da viele Abbildungen im "Atlas" darauf basieren. Grundsätzlich ist jedoch festzuhalten, daß allein mit Hilfe von rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen meist keine Determination bis zur Art möglich ist, da mit dieser Technik nur eine beschränkte Anzahl von Merkmalen

dargestellt werden kann. Tatsächlich gibt es bisher auch keine Beispiele, daß Ciliaten-Arten allein auf rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen begründet worden wären. Rasterelektronenmikroskopische Abbildungen erleichtern wegen der plastischen Darstellung der Objekte aber besonders dem Anfänger den Einstieg in die Materie und können Details, die mit anderen Methoden kaum darstellbar sind, oft hervorragend dokumentieren.

Die Methode wird hier nur soweit beschrieben, als sie für Ciliaten spezifisch ist. Die allgemeine rasterelektronenmikroskopische Präparationstechnik muß in einem einschlägigen Kurs erlernt werden.

1) Ciliaten in das Fixiergemisch nach PARDUCZ gießen und 30 Minuten fixieren.
Hinweise: Möglichst reines und konzentriertes Material verwenden (sh. Schritt 2). Verhältnis Probe: Fixans mindestens 1 : 1, besser 1 : 2. Das Gemisch fixiert die meisten Ciliaten sehr gut. Bei den hypotrichen Ciliaten lösen sich aber häufig die Cirren in einzelne Wimpern auf. Für sie hat sich bewährt, die Proportionen im Fixans umzukehren (4 ml Sublimat + 1 ml Osmiumsäure) oder sie überhaupt nur mit Sublimat zu fixieren.

2) Ciliaten mindestens fünfmal in 0.05 M Na-Cacodylatpuffer (etwa pH 7) waschen.
Hinweise: Die Probe ist in diesem Puffer und im Kühlschrank praktisch unbegrenzt haltbar. Das Waschen muß im Blockschälchen und mit der Mikropipette erfolgen, damit Bakterien und Detritus entfernt werden. Diese "Reinigung" des Materials ist sehr wichtig, aber etwas mühsam, besonders bei kleinen Arten (< 100 μm) und bei Freilandmaterial; wenn möglich nehme man Kulturen. Man achte daher darauf, möglichst reines Material zu fixieren. Wird die Fixierung trüb (manchmal bei alten Kulturen oder bei Material aus sehr stark verunreinigten Gewässern), so setzt man einige Tropfen 5n HCl zu. Das Waschen bzw. die Reinigung führen wir wie folgt durch: Die Ciliaten haben sich nach der Fixierung (30 Minuten) am Boden des Fixierröhrchens abgesetzt. Überstand bis auf einen Rest von etwa 2 ml abpipettieren. Rest in ein Blockschälchen geben (Abb. 3D) und 5 Minuten im Abzug stehen lassen. Überstand dann rasch (Osmiumsäuredämpfe!) mit der Mikropipette unter der Stereolupe absaugen. Probe nun im Puffer waschen, wobei man sie mehrmals mit einer Pipette mit mäßig weiter Öffnung (etwa 1 mm) aufnimmt, um an den Ciliaten haftenden Detritus etc. zu lösen. Ciliaten nach jeder Spülung gerade solange sedimentieren lassen, daß der leichtere Detritus etc. im Überstand verbleibt und abpipettiert werden kann. Hat man in der Probe mehrere verschieden große und schwere Arten, dann muß man fraktioniert sedimentieren.

   Die Präparation von Freilandmaterial hat bei kleinen Arten (< 100 μm) meist nur dann Erfolg, wenn die Populationen stark entwickelt sind. Man läßt die Probe im Sammelgefäß bei Zimmertemperatur mehrere Stunden ruhig stehen. Meist sammeln sich dann viele Ciliaten im Wasserhäutchen an und können von dort mit einem kleinen Löffel abgenommen werden. Größere Arten entnimmt man mit der Mikropipette direkt aus der frischen Probe und spritzt sie in das Fixans. Man benötigt mehrere Hundert Zellen, da die Materialverluste bei der nachfolgenden Präparation ziemlich groß sind.

3) Ciliaten mit einem kleinen Tropfen Puffer in die Präparationskammer bringen (Abb. 3A, B).
Hinweise: Der Tropfen wird auf das untere Planktonnetz der Kammer gelegt, das mit dem Zwischenring 1 beschwert ist. Das Netz muß trocken sein, damit der Tropfen nicht an den Kammerrand fließt. Dann legt man mit der Pinzette vorsichtig das obere Planktonnetz auf den Tropfen bzw. auf Zwischenring 1 und beschwert es mit dem Zwischenring 2. Kammer rasch verschließen und in 30%igen Alkohol legen. Das Planktonnetz muß eine Maschenweite < 12 μm (6 - 12 μm) haben und sollte öfters gewechselt werden; damit es gut in die Kammer paßt, wird es am besten mit einer Stanze ausgestanzt (sonst mit der Schere geschnitten).

4) Entwässerung mit der Alkoholreihe (30-50-70-90-100-100% Ethanol; je 5 Minuten).

5) Kammer überführen in Ethanol: Amylacetat 2 : 1, 1 : 1, 1 : 2 (je 5 Minuten).

6) Kammer etwa 12 Stunden in reines Amylacetat ($C_7H_{14}O_2$) legen.

7) Critical-point trocknen.
Hinweise: Wir verwenden CO_2 und tauschen es mindestens 10mal aus. Bei manchen Arten kann man aus dem Alkohol direkt in das CO_2 gehen.

8) Kammer öffnen und Ciliaten vorsichtig auf den vorbereiteten Objektträger (sh. unten) fallen lassen. Wenn sie nicht von selbst herunterfallen, hilft man mit der Haarnadel nach.
Hinweise: Die getrocknete Probe bildet am unteren Planktonnetz meist einen Klumpen, der auf den Objektträger gebracht und dort unter der Stereolupe vorsichtig mit der Haarnadel zerteilt wird. War die Trocknung ausreichend, dann springen die Ciliaten auseinander (infolge elektrostatischer Kräfte), wenn man den Klumpen mit der Haarnadel berührt.
Vorbereitung des Objektträgers: Wir verwenden je nach Probenmenge 15 - 25 mm durchmessende,käufliche Aluminiumteller. Um einen homogenen, im Bild schwarzen Hintergrund zu erhalten, wird der Träger 1.5 - 3 Stunden vor Gebrauch mit Vergolder-Öl (Mixtion à Dorer Clarifiée, Lefranc & Bourgeois, Le Mans) beschichtet. Dieses Öl, das die Vergolder zum Aufkleben des Blattgoldes verwenden, kann man in einschlägigen Geschäften kaufen. Es trocknet langsam (wobei die Oberfläche ganz eben wird), klebt sehr gut und hält so die Ciliaten am Träger fest. Das Öl ist in Terpentin löslich und wird mit einem kleinen Pinsel in sehr dünner Schicht auf den Objektträger aufgetragen. Je kleiner die Ciliaten sind, desto leichter sinken sie in das Öl ein. Öl bei kleinen Arten daher länger vortrocknen lassen als bei großen.

9) Präparat in einem verschlossenen Gefäß mindestens 48 Stunden trocknen lassen.
Hinweise: Diese Trocknung ist empfehlenswert, weil das zum Lack erstarrte Öl sonst bei der zur Bedampfung nötigen Evakuierung oder im Hochvakuum des Rasterelektronenmikroskops Trockenrisse bekommt.

10) Mit Gold besputtern und/oder bedampfen.

R e a g e n z i e n

- Fixiergemisch nach PARDUCZ (Komponenten erst unmittelbar vor Gebrauch mischen)
  4 ml 2%ige wässrige Osmiumsäurelösung (OsO_4)
  1 ml gesättigte, wässrige Quecksilberchloridlösung (= Sublimat; $HgCl_2$; Herstellung sh. Protargolimprägnation nach FOISSNER, p. 33)
- 0.05 molarer Na-Cacodylatpuffer (im Kühlschrank lange haltbar; mit HCl auf etwa pH 7 einstellen)
  10.7 g Dimethylarsinsäure-Na Salz ($C_2H_6AsNaO_2 \cdot 3H_2O$)
  ad 1000 ml destilliertes Wasser
- Amylacetat ($C_7H_{14}O_2$) ist käuflich

2.2.6 Die Versilberung von Ciliaten

Die Silbermethoden wurden von KLEIN (1926) entdeckt. Sie haben die Erforschung der Ciliaten revolutioniert und sind auch im Zeitalter der Elektronenmikroskopie ein unabdingbares taxonomisches Hilfsmittel. Je nach Methode können verschiedene corticale und cytoplasmatische Strukturen sehr selektiv dargestellt werden, nämlich braun oder schwarz auf farblosem oder hellbraunem Hintergrund. Leider hat die Brillanz der Präparate viele neuere Taxonomen dazu verführt, Artbeschreibungen von Ciliaten nur mehr auf Silberpräparaten zu basieren und die Lebendbeobachtung zu vernachlässigen oder gar nicht mehr durchzuführen. Es ist aber eine Tatsache, daß viele wichtige Merkmale (z. B. Gestalt, Bewegung, Färbung, corticale Granula) nur in vivo erkennbar sind. Wir halten daher fast alle Arten, die nur nach Silberpräparaten beschrieben wurden, für schlecht determinier-

bar. Besonders Ökologen und auf die Gruppe nicht spezialisierte Bearbeiter werden damit wenig Freude haben.

Die vier wichtigsten Silbermethoden, mit denen wir große Erfahrung haben, werden im folgenden so ausführlich dargestellt, daß auch dem Anfänger zufriedenstellende Präparate gelingen sollten. Alle Silbermethoden sind etwas "launisch", weshalb man nicht gleich verzweifle, wenn die ersten Versuche nicht so recht gelingen wollen. Nach Möglichkeit erlerne man sie bei einem Spezialisten.

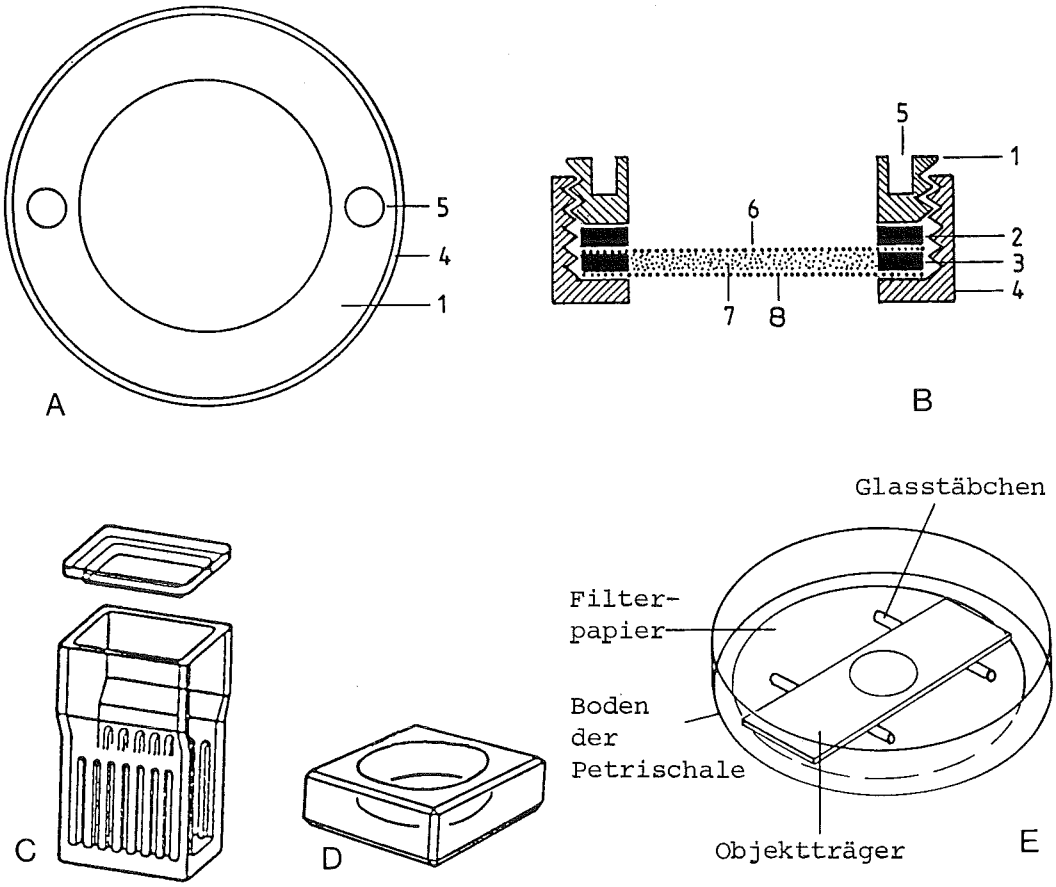


Abb. 3A-E. Präparationshilfsmittel. **A, B** = Präparationskammer (Durchmesser 15 mm, Höhe 5 mm) aus Messing für die Rasterelektronenmikroskopie in Aufsicht und im Schnitt (1 = Kammerdeckel mit Schraubgewinde; 2 = Zwischenring 2; 3 = Zwischenring 1; 4 = Kammergehäuse mit Schraubgewinde; 5 = Löcher für spitze Pinzette zum Verschrauben der Kammer; 6 = oberes Planktonnetz; 7 = Probe; 8 = unteres Planktonnetz; nach SIMONSBERGER, unveröffentlicht). **C** = Färbekasten für 8 bzw. 16 (Rücken an Rücken) Objektträger. **D** = Blockschälchen. **E** = Feuchte Kammer (aus CURDS 1982).

Trockene Versilberungsmethoden

Diese Methode wurde von KLEIN (1926) beschrieben. Sie ist gut geeignet für Misch- und Einzelpräparationen und liefert eine erste Information über die Anordnung der Wimpern. Die trockene Silbermethode (so genannt weil die Zellen vor der Behandlung mit Silber nicht chemisch fixiert sondern luftgetrocknet werden) ist das beste Verfahren zur Darstellung des sogenannten "Silberliniensystems" (= Basalkörper der Wimpern und die sie verbindenden "Silber"-Linien). Die Silberlinien erwiesen sich im Elektronenmikroskop als Bündel von sehr feinen Fasern (FOISSNER 1981c). Ihre Funktion ist unbekannt. Vom Entdecker und später von FOISSNER (1981c) werden eine erregungsleitende und formbildende Funktion postuliert (daher auch der Name "neuroformatives System").

Die trockene Versilberungsmethode ist wenig geeignet für Ciliaten, die sich schlecht eintrocknen lassen, d. h. dabei zerfließen (z. B. viele Oligotrichen und Hypotrichen). Da die Methode sehr rasch arbeitet, lohnt es sich immer, sie zu versuchen; zur Analyse des Silberliniensystems genügt es ja oft, wenn Teile desselben gut erhalten sind. Es werden nur corticale Strukturen imprägniert. Die fotografische Dokumentation gelingt sehr gut, weil die Zellen bei der Entquellung stark abgeflacht werden. Imprägnationsbeispiele im Band I des "Atlas": *Trithigmostoma cucullulus*, Abb. 16; *Tintinnopsis cylindrata*, Abb. 17; *Aspidisca turrita*, Abb. 13 - 15; *Colpoda steinii*, Abb. 21.

Ausführung in der Modifikation von FOISSNER (1976)

1) 5 - 10 Objektträger mit alkoholfeuchtem Lappen abwischen und sehr dünn (mit Fingerkuppe) mit mindestens 20 Stunden altem Hühnereiweiß bestreichen. Etwa 1 Minute trocknen lassen.
   Hinweise: Das Hühnereiweiß (Keimscheibe entfernen!) muß vor Gebrauch mindestens 20 Stunden in einer Weithalsflasche offen an der Luft gestanden haben. Dann wird die Flasche verschlossen und das Eiweiß ist nun 2 - 3 Tage brauchbar. Vor Gebrauch nicht umrühren sondern das Eiweiß mit der Fingerkuppe von der Oberfläche entnehmen. Manchmal ist ganz frisches Eiweiß besser geeignet. Um das Eiweiß gut verteilen zu können, hauche man den Objektträger unmittelbar vorher an, so daß ein Wasserfilm entsteht, auf dem das Eiweiß gleitet. Die Eiweißschicht muß sehr dünn und gleichmäßig sein, sonst werden die Zellen in das Eiweiß "eingemauert".

2) Auf dem mit Eiweiß bestrichenen Objektträger wird das Untersuchungsmaterial mitsamt dem Medium (Standortwasser, Kulturmedium) aufgebracht und bei Zimmertemperatur getrocknet.
   Hinweise: Material durch vorsichtige Zentrifugation eventuell vorher anreichern. Viele sauerstoffbedürftige Arten reichern sich am Wasserhäutchen an, wenn man die Probe einige Stunden stehen läßt. Auch einzelne Zellen können mit der Mikropipette herausgenommen und eingetrocknet werden. Die Menge und chemische Zusammensetzung des Mediums, mit dem man die Zellen eintrocknen läßt, beeinflußt das Resultat sehr stark. Daher immer mehrere Präparate (sh. Punkt 1) machen, d. h. Tropfen unterschiedlich dick mit einer Nadel ausstreichen (beim Ausstreichen aufpassen, daß die Eiweißschicht nicht verletzt wird!). Die Eintrocknungstemperatur und die Luftfeuchte beeinflußen das Resultat ebenfalls. Daher auch dabei variieren, z. B. indem man einige Objektträger in der Luft hin und her schwenkt oder mit einem Fön trocknet. Bei ionenreichem Material (z. B. Bodenwasser, Abwasser, Faulschlamm) ist es oft günstig, die Zellen vorher zu waschen (wenn sie es aushalten): Medium und destilliertes Wasser 1 : 1.

3) Das getrocknete Präparat für etwa 1 Minute mit einer ungefähr 1%igen Silbernitratlösung überschichten.
   Hinweise: Eiweiß beim Überschichten mit der Pipette nicht berühren, d. h. das Silbernitrat auftropfen. Dauer der Silbernitratbehandlung und Konzentration der Silbernitratlösung können in weiten Grenzen variiert werden.

4) Silbernitratlösung kurz (etwa 3 Sekunden) mit destilliertem Wasser abspülen und Präparat unter Schrägstellung abermals bei Zimmertemperatur trockenen.
   Hinweise: Vorsichtig abspülen, d. h. Wasserstrahl nicht direkt auf den eingetrockneten Tropfen richten, sondern oberhalb desselben, so daß das Wasser nur über den Tropfen fließt. Zur Trocknung soll das Präparat schräg gestellt werden; am besten verwendet man eine der käuflichen Färbewannen, mit denen die Objektträger leicht gekippt werden können.

5) Präparat mit der Schichtseite in einem Abstand von 3 - 10 cm für 5 - 60 Sekunden an eine 40 - 60 Watt Glühbirne halten (Vorreduktion).

6) Präparat für etwa 30 Sekunden mit dem Reduktionsgemisch überschichten.
   Hinweise: Die Intensität und die Qualität der Imprägnation ist von der Vorbelichtung und der Zusammensetzung des Reduktionsgemisches abhängig und muß für die einzelnen Arten und Prä-

parationsbedingungen jeweils gesondert in Vorversuchen ermittelt werden. Ist der Entwickler (= Reduktionsgemisch) richtig eingestellt, dann wird der Eiweißrand rund um den eingetrockneten Tropfen mit den Zellen braunschwarz gefärbt. Ist der Eiweißrand schwarz, dann war das Reduktionsgemisch zu kräftig; ist er braun, dann war es zu schwach. Ist die Imprägnation zu schwach, dann länger vorbelichten und/oder Anteil von Entwicklerkomponente B und/oder C erhöhen. Ist die Imprägnation zu kräftig, dann mehr Komponente A und/oder weniger bzw. gar nicht vorbelichten.

7) Reduktionsgemisch abgießen und Präparat sehr kurz (etwa 5 - 10 Sekunden) in Leitungswasser oder kohlensäurefreiem Tafelwasser schwenken; dann sofort für 3 Minuten in den Fixierer (Natriumthiosulfat) und von diesem erneut kurz in 1mal gewechseltes Leitungswasser überführen.
Hinweise: Reduktionsgemisch kurz aber gründlich abspülen. Besonders wichtig ist, daß zum Spülen nicht destilliertes Wasser verwendet wird, da sonst die eingetrockneten Zellen aufquellen und sich vom Objektträger lösen.

8) Präparat in 96 - 100%iges Ethanol überführen.
Hinweise: Isopropanol ist als Ersatz von Ethanol nicht geeignet, da das Vergällungsmittel Rückstände hinterläßt, die zum Ausbleichen der Präparate führen können. Alkohol einmal wechseln, damit keine Wasserspuren zurückbleiben. Präparate, die in der Sonne oder unter der UV-Lampe reduziert werden, bleichen meist innerhalb weniger Wochen aus.

9) Präparat aus dem Alkohol nehmen und unter Schrägstellung abermals lufttrocknen oder in Xylol überführen. Dann Einschluß in mitteldickes, neutrales Kunstharz (z. B. Euparal, Eukitt). Die Präparate sind unbegrenzt haltbar.

Reagenzien

- Silbernitratlösung (in brauner Flasche unbegrenzt haltbar)
  1 g Silbernitrat ($AgNO_3$)
  ad 100 ml destilliertes Wasser

- Reduktionsgemisch (etwa 1 - 3 Tage haltbar; sobald es stark braun wird oder Kristalle ausfallen, muß es verworfen werden; in der angegebenen Reihenfolge mischen!)
  20 ml Komponente A
  1 ml Komponente B
  1 ml Komponente C

  Komponente A (ist ein Feinkornentwickler für Negative; Substanzen in der angegebenen Reihenfolge lösen; ist in brauner Flasche mehrere Jahre haltbar)
  1000 ml Leitungswasser (etwa 40 °C)
  10 g Borsäure (H_3BO_3)
  10 g Borax ($Na_2B_4O_7$)
  5 g Hydrochinon ($C_6H_6O_2$)
  100 g Natriumsulfit (Na_2SO_3)
  2.5 g Metol = Methylamino-phenol-sulfat = $(CH_3NHC_6H_4OH)_2 \cdot H_2SO_4$

  Komponente B (ist ein hart arbeitender Positiventwickler; Substanzen in der angegebenen Reihenfolge lösen; ist in brauner Flasche mehrere Monate haltbar; wird rasch braun, was aber kein Anzeichen dafür ist, daß er verdorben ist)
  100 ml destilliertes Wasser
  0.4 g Metol = Methylamino-phenol-sulfat = $(CH_3NHC_6H_4OH)_2 \cdot H_2SO_4$
  5.2 g Natriumsulfit (Na_2SO_3)
  1.2 g Hydrochinon ($C_6H_6O_2$)

10.4 g Natriumcarbonat (Na_2CO_3)
10.4 g Kaliumcarbonat (K_2CO_3)
0.4 g Kaliumbromid (KBr)

Komponente C
10 g Natriumhydroxid (NaOH)
ad 100 ml destilliertes Wasser

- Fixierlösung für Imprägnation (unbegrenzt haltbar)
  25 g Natriumthiosulfat ($Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$)
  ad 1000 ml destilliertes Wasser

Nasse Versilberungsmethoden

Diese Methode wurde von CHATTON & LWOFF (1930) beschrieben. Sie ist für fast alle Ciliaten gut geeignet, besonders aber für viele hymenostome (z. B. *Tetrahymena*, *Cyclidium*, *Paramecium*), prorodontide (z. B. *Prorodon*, *Urotricha*), colpodide (z. B. *Colpoda*) und gewisse hypotriche (*Euplotes*). Weniger gute Resultate liefert sie bei vielen Cyrtophoriden (z. B. *Trochilia*), Hypotrichen (z. B. *Oxytricha*, *Urostyla*), Peritrichen (z. B. *Vorticella*) und Heterotrichen (z. B. *Spirostomum*, *Metopus*). Mit der nassen Methode (so genannt, weil die Zellen vor der Behandlung mit Silber chemisch fixiert werden) können die Infraciliatur (= Basalkörper der Wimpern) und mehr oder minder gut auch das Silberliniensystem dargestellt werden. Die Gestalt der Zellen erhält sich meist sehr gut, was ein Vorteil bei der Untersuchung aber ein Nachteil bei der fotografischen Dokumentation ist. Die → trockene Methode flacht die Zellen dagegen ab, weshalb sie besser fotografierbar sind. Mit der nassen Methode werden ebenfalls nur corticale Strukturen imprägniert. Imprägnationsbeispiele im Band I des "Atlas": *Euplotes moebiusi*, Abb. 16; *Colpoda inflata*, Abb. 14.

Ausführung in der Vorschrift von CORLISS (1953) und nach eigenen Erfahrungen

So wie bei der trockenen Methode sollten auch hier immer mehrere Präparate vom gleichen Material gemeinsam gemacht werden. Hat man nur wenige Zellen zur Verfügung, dann müssen die Schritte 1 - 7 mit Mikropipetten ausgeführt werden (sehr schwierig); hat man genügend Material, kann man dazu die Zentrifuge benutzen. Für die Schritte 8 - 11 benötigt man einen Kühlschrank oder ein Eisbad (bequemer).

1) Ciliaten nach Möglichkeit durch vorsichtige Zentrifugation konzentrieren (damit man nicht zu viel von der sehr teuren Fixierlösung benötigt) oder mit der Mikropipette direkt in das Fixans tropfen.

2) Ciliaten in das Fixiergemisch nach CHAMPY gießen (Weithalsflasche) und 1 - 30 Minuten fixieren. Verhältnis Probe : Fixans mindestens 1 : 1, besser 1 : 2.
   Hinweise: Der Einfluß der Fixierungszeit wurde bisher noch nicht systematisch untersucht. Er scheint nicht besonders groß zu sein. Wir fixieren meist etwa 10 Minuten. Das Fixans entwickelt giftige Dämpfe (Osmiumsäure!), daher am besten unter dem Abzug arbeiten und Gefäß verschließen.

3) Fixans abzentrifugieren und in einmal gewechseltem DA FANO Gemisch mindestens je 5 Minuten postfixieren.
   Hinweise: Im DA FANO Gemisch kann man das Material jahrelang aufbewahren, ohne daß die Imprägnierbarkeit der Zellen leidet.

4) Einen Objektträger auf eine 35 - 45 °C warme Wärmeplatte legen.
   Hinweise: Der Objektträger muß fettfrei sein; daher vorher mit Alkohol putzen und den trocken

gewischten Objektträger mit dem Gasbrenner abflammen. Käufliche, vorgereinigte Objektträger müssen zumindest mit einem alkoholfeuchten Lappen abgewischt werden.

5) Eine etwa stecknadelkopfgroße Menge erkalteter Salzgelatine auf den vorgewärmten Objektträger geben und warten, bis die Gelatine geschmolzen ist.
Hinweise: Salzgelatine mindestens 1 Woche vor Gebrauch ansetzen und im Kühlschrank aufbewahren. Frische Gelatine verursacht oft wolkige Silberniederschläge.

6) Einen sehr kleinen Tropfen des Untersuchungsmaterials mit möglichst wenig DA FANO Gemisch in die geschmolzene Gelatine geben und mit einer Präpariernadel gut vermengen. Dabei wird der Objektträger von der Wärmeplatte genommen, damit die Gelatine nicht austrocknet.

Hinweise: Untersuchungsmaterial und Gelatine gut vermischen. Zellen durch Zentrifugation stark konzentrieren, damit man sie mit möglichst wenig DA FANO Gemisch in die Gelatine bringen kann. Nimmt man zu viel DA FANO Gemisch, dann bekommen die Präparate störende Niederschläge und/oder lösen sich während der weiteren Präparation vom Objektträger.

7) Überflüssige Gelatine mit einer Mikropipette unter der Stereolupe absaugen (bei großen Ciliaten), bis die Zellen gerade noch von der Gelatine bedeckt sind. Bei kleineren Ciliaten streicht man den Tropfen am besten mit einer Präpariernadel so weit auseinander, daß die Zellen in einem dünnen Gelatinefilm eingebettet sind.
Hinweise: Die Gelatineschicht muß sehr dünn sein, weil sonst das Silber nicht bis zu den Ciliaten vordringt. Bei den Schritten 6 und 7 rasch arbeiten, damit die Gelatine nicht austrocknet oder erstarrt; wenn nötig, nochmals kurz erwärmen. Wenn sich die Gelatine nicht gut verteilen läßt, dann ist der Objektträger nicht fettfrei.

8) Präparat sofort in eine auf etwa 5 °C vorgekühlte feuchte Kammer (Beschreibung sh. "Instrumentarium"; Abb. 3E) geben und dort etwa 5 Minuten belassen, bis die Gelatine erstarrt ist.
Hinweise: Die Gelatine muß erstarren (mit Nadel unter der Lupe prüfen), darf aber nicht gefrieren. Sind diese Bedingungen nicht erfüllt, löst sich das Material vom Objektträger oder die Präparation wird unbefriedigend. Am besten eignet sich für diesen Schritt ein Eisblock oder Kohlensäure-Schnee, auf den man die feuchte Kammer stellt.

9) Präparat für 3 - 10 Sekunden in kaltem (etwa 5 °C) destilliertem Wasser schwenken.
Hinweise: Dieser Schritt ist sehr wichtig und bestimmt die Qualität und Intensität der Imprägnation. Wäscht man zu lange, wird die Imprägnation sehr blaß; wäscht man zu kurz, bilden sich später störende Silberniederschläge. Am besten macht man 4 Präparate und schwenkt sie 3, 5, 7 bzw. 10 Sekunden im Wasser.

10) Präparat sofort für 30 - 60 Minuten in auf etwa 5 °C vorgekühlte 3%ige Silbernitratlösung stellen.
Hinweise: Silbernitrat kühl halten (Kühlschrank oder Eisbad), sonst schmilzt die Gelatine und löst sich vom Objektträger. Die Gelatine wird in der Silbernitratlösung leicht milchig. Bildet sich ein gut erkennbarer milchiger Niederschlag (Überzug), so wurde mit zuviel DA FANO Lösung eingebettet und/oder zu wenig gewaschen (Schritt 9!). Die Dauer der Silbernitratbehandlung beeinflußt etwas die Stärke der Imprägnation. 30 Minuten sind meist ausreichend.

11) Präparat aus der Silbernitratlösung nehmen und ungefähr 1 - 3 Minuten in auf etwa 5 °C vorgekühltem destilliertem Wasser spülen (am besten stellt man die Präparate dazu in einen Färbekasten).

12) Präparat mit der Schichtseite nach oben in eine vorgekühlte, etwa 3 cm hoch mit kaltem (etwa 5 °C) destilliertem Wasser gefüllte Glaswanne legen und 10 - 30 Minuten unter eine UV-Lampe oder (besser) in helles Sonnenlicht stellen. Dadurch erfolgt die Reduktion des Silbers. Das Wasser muß kühl bleiben und mehrmals gewechselt werden.
Hinweise: Erster Wasserwechsel nach etwa 2 - 3 Minuten, damit sich am Präparat keine Silberniederschläge bilden. Während dieser Zeit die Glaswanne einige Male leicht schwenken. Auf-

passen, daß sich das Wasser nicht zu stark erwärmt, sonst löst sich die Gelatine ab (besonders gefährlich bei Reduktion mit Sonnenlicht)! Reduktion im Sonnenlicht liefert meist etwas schönere Präparate (feinere Körnung, intensivere Imprägnation). Glaswanne mit weißem Papier unterlegen, damit das UV-Licht besser zur Wirkung kommt.

13) Nach etwa 10 Minuten Imprägnation mikroskopisch kontrollieren. Wenn sie noch zu schwach ist, dann Präparat weitere 10 bis 20 Minuten dem UV-Licht aussetzen.
Hinweise: Die imprägnierten Strukturen sollen sich dunkelbraun von der hellbraun gefärbten Gelatine bzw. vom farblosen Zellinhalt abheben. Färbt sich die Gelatine rostbraun, dann wurde zu wenig gewaschen (Schritt 9). Die rostbraune Farbe dieser Präparate wird durch Silberniederschläge verursacht, die sich mit dem überschüssigen DA FANO Gemisch bilden.

14) Präparat für etwa 10 Minuten in auf ungefähr 5 °C gekühlten 30%igen Alkohol (Isopropanol oder Ethanol) legen.

15) Präparat für etwa 10 Minuten in auf ungefähr 5 °C gekühlten 70%igen Alkohol (Isopropanol oder Ethanol) legen.
Hinweise: Die Schritte 14 - 18 dienen zur Entwässerung. Während der Schritte 14 und 15 kann auch noch mit UV-Licht reduziert werden, falls die Imprägnation zu blaß erscheint.

16) Präparat für je 10 Minuten in einmal gewechselten 100%igen Alkohol (Isopropanol oder Ethanol) überführen.
Hinweise: Die Gelatine verliert jetzt den Rest ihres Wassers und wird fest. Der Alkohol braucht daher nicht mehr gekühlt werden. In jeder Alkoholstufe soll das Präparat mindestens 10 Minuten verbleiben. Wird das Wasser nicht restlos entfernt, bilden sich im Xylol (Schritt 17) oder später im Präparat trübe Wasserflecken.

17) Präparat für je 10 Minuten in einmal gewechseltes Xylol überführen.
Hinweise: Aufenthalt in Xylol kann auf 2 Tage verlängert werden; die Präparate werden dann manchmal besonders klar.

18) Präparat aus dem Xylol nehmen, sofort (nicht trocknen lassen!) mit einem Tropfen neutralen Kunstharz (Euparal, Eukitt) bedecken und Deckglas auflegen.
Hinweise: Das Kunstharz soll dickflüssig sein, damit bei der nachfolgenden Trocknung nicht Luftblasen im Präparat entstehen (durch Verdunstung des Lösungsmittels im Harz). Meist bilden sich sofort nach dem Auflegen des Deckglases einige Luftblasen, die durch vorsichtigen Fingerdruck an den Deckglasrand geschoben werden. Entstehen trotz aller Vorsichtsmaßnahmen nach einigen Tagen oder Wochen Luftblasen im Präparat, so wird es 1 - 2 Tage in Xylol gestellt (bis das Deckglas von selbst abfällt) und dann erneut in das Harz eingeschlossen. Die Präparate sind unbegrenzt haltbar.

R e a g e n z i e n

- Fixiergemisch nach CHAMPY (Komponenten erst kurz vor Gebrauch mischen; die angegebenen ml-Mengen reichen normalerweise für 1 - 2 Fixierungen)
  7 Teile (3.5 ml) 1%ige wässrige Chromsäurelösung (CrO_3)
  7 Teile (3.5 ml) 3%ige wässrige Kaliumbichromatlösung ($K_2Cr_2O_7$)
  4 Teile (2.0 ml) 2%ige wässrige Osmiumsäurelösung (OsO_4)

- DA FANO Gemisch (unbegrenzt haltbar, daher kann man gleich 1 Liter ansetzen, falls öfters präpariert wird)
  900 ml destilliertes Wasser (oder Meerwasser bei Meeresprotozoen; NaCl dann weglassen)
  10 g Kobaltnitrat ($Co(NO_3)_2 \cdot 6H_2O$)
  100 ml Formalin ($HCHO$; handelsübliche Konzentration etwa 37 % verwenden)
  10 g Natriumchlorid ($NaCl$)

- Salzgelatine (solange verwendbar, bis sich Bakterien oder Pilze ansiedeln; die fertige Mixtur muß klar sein und hat eine gelbliche Farbe)
  2 g feinste (pulverisierte) Gelatine
  0.005 g Natriumchlorid (NaCl)
  20 ml destilliertes Wasser

  Diese 3 Komponenten werden vermischt und unter ständigem Rühren aufgekocht (Wasserbad oder Gasbrenner), bis sich die Gelatine gelöst hat. Nach dem Abkühlen, aber vor dem Erstarren, in eine sterilisierte kleine Weithalsflasche gießen und im Kühlschrank aufbewahren.

- Silbernitratlösung (kann man für mehrere Präparationen verwenden, d. h. für etwa 40 Präparate, wenn sie alle am gleichen Tag gemacht werden; gebrauchte Lösungen, die älter als 1 Tag sind, können zu Problemen führen)
  3 g Silbernitrat ($AgNO_3$)
  ad 100 ml destilliertes Wasser

Am Tag vor der Präparation vorbereiten und in den Kühlschrank stellen

- Feuchte Kammer(n)
- Glaswanne
- Silbernitratlösung (am besten in Färbekasten)
- 30%igen und 70%igen Alkohol (je 1 Liter)
- Destilliertes Wasser (2 Liter)
- Salzgelatine
- Osmiumsäure (benötigt bei Zimmertemperatur etwa 10 Stunden zum Lösen; nicht benötigten Rest gut verschlossen im Kühlschrank aufbewahren)

Silberkarbonatmethoden

Diese Methode wurde von FERNANDEZ-GALIANO (1976) entwickelt. Sie ist gut geeignet für Misch- und Einzelpräparationen und liefert bei vielen Arten hervorragende Ergebnisse, besonders bei hymenostomen (z. B. *Tetrahymena*, *Paramecium*), prorodontiden (z. B. *Prorodon*, *Urotricha*), colpodiden (z. B. *Colpoda*, *Platyophrya*) und heterotrichen (z. B. *Stentor*) Ciliaten. Die Fixierung erfolgt mit Formalin, weshalb die Gestalt der Zellen sehr schlecht erhalten wird und die Präparation für alle jene Ciliaten wenig geeignet ist, die sich mit Formalin nicht oder schlecht fixieren lassen. Die Zellen quellen bei der Präparation sehr stark; sie werden weich und können daher zwischen Objektträger und Deckglas sehr flach gepreßt werden, was die fotografische Dokumentation erleichtert. Mit der Silberkarbonatmethode werden neben der Infraciliatur (Wimpern und ihre Basalkörper) auch gewisse corticale Fibrillensysteme (besonders die kinetodesmalen Fibrillen) und cytoplasmatische Organellen (Kernapparat, Extrusome etc.) angefärbt. Das Silberliniensystem imprägniert sich nicht. Imprägnationsbeispiele im Band I des "Atlas": *Colpoda cucullus*, Abb. 11.

Ausführung in der Modifikation von AUGUSTIN, FOISSNER & ADAM (1984)

1) 1 Tropfen (etwa 0.05 ml) einer individuenreichen Kultur oder auch einzelne Ciliaten in das Zentrum eines Objektträgers geben.
   Hinweise: Links und rechts der Mitte des Objektträgers grenzt man mit der etwas fettigen Fingerkuppe oder mit einem Fettstift einen etwa 3 cm breiten Streifen ab, damit sich die Reagenzien später nicht über den ganzen Objektträger ausbreiten können.

2) 1 - 2 Tropfen Formalin auf den Tropfen mit den Ciliaten fallen lassen und 1 - 3 Minuten fixieren. Fixans und Probe durch kreisende Bewegungen mit dem Objektträger gut vermischen.
   Hinweise: Die Fixierungszeit kann das Resultat stark beeinflußen. Längere Zeiten (3 Minuten) sind meist besser für Arten mit fester, kürzere (1 Minute oder weniger) für solche mit dünner Pellicula. Manche Arten können mit Formalin schlecht oder gar nicht fixiert werden. Hier hilft manchmal eine Vorfixierung mit Dämpfen der Osmiumsäure (Tropfen mit Ciliaten vor der Fixierung mit Formalin etwa 1 Minute lang in einem Abstand von ungefähr 5 mm über ein Gefäß mit 4%iger Osmiumsäure halten; Abzug verwenden!). Nach der Räucherung wird wie üblich mit Formalin fixiert.

3) Dem Tropfen mit den fixierten Zellen werden nun (ohne vorhergehendes Auswaschen!) 1 - 3 Tropfen Imprägnationsgemisch zugesetzt. Beide Tropfen durch kreisende Bewegungen mit dem Objektträger gut vermischen und 10 - 60 Sekunden reagieren lassen.
   Hinweise: Die Menge des Imprägnationsgemisches, die benötigt wird, hängt von mehreren Faktoren ab (Menge des Fixans, Größe der Tropfen, Art des Materials etc.). Die angegebenen 1 - 3 Tropfen sind daher nur Richtwerte. Das gleiche gilt für die Reaktionszeit (10 - 60 Sekunden). Oft hilft nur geduldiges Probieren!

4) Objektträger auf eine auf 60 °C vorgeheizte Wärmeplatte legen und unter kreisenden Bewegungen so lange dort belassen, bis der nun bereits recht große Tropfen eine hellbraune Farbe (wie Cognac) angenommen hat (meist 2 - 4 Minuten). Jetzt wird die Färbung mikroskopisch kontrolliert. Ist sie noch zu schwach, imprägniert man auf der Wärmeplatte weiter; ist sie zu dunkel, dann wird das Präparat verworfen und beim nächsten Versuch etwas weniger lang imprägniert oder etwas weniger Imprägnationsgemisch zugesetzt.
   Hinweise: Die Imprägnationszeit hängt von vielen Faktoren ab (Größe des Tropfens, Zusammensetzung des Imprägnationsgemisches, Temperatur etc.). Auch die Pyridin-Menge im Imprägnationsgemisch ist sehr wichtig. Fällt die Imprägnation mehrmals zu schwach aus, gebe man einige Tropfen Pyridin und/oder Silberkarbonatlösung zum Gemisch. Manchmal hilft es auch, statt in 1 - 2 Tropfen in 2 - 3 Tropfen Formalin zu fixieren. Alte Kulturen, ionenreiches Material (z. B. Bodenlösung, Salzwasser) oder Faulschlamm-Ciliaten imprägnieren sich oft sehr schlecht. Bei ihnen hilft manchmal kurzes Waschen (Standortwasser: destilliertes Wasser 1 : 1) vor der Fixierung.

5) Sobald die Imprägnation ausreichend ist, nimmt man das Präparat von der Wärmeplatte und setzt ihm 1 Tropfen Fixierer (Natriumthiosulfat) zu.
   Hinweise: Das Präparat ist nun fertig. Eine wirklich befriedigende Methode, Dauerpräparate herzustellen, ist nicht bekannt. Die imprägnierten Ciliaten werden daher im feuchten Zustand untersucht und fotografiert. Dazu nimmt man sie aus dem Tropfen mit einer Mikropipette heraus und überträgt sie auf einen sauberen Objektträger. Für die fotografische Dokumentation ist es günstig, wenn man den Tropfen so klein wählt, daß die Zellen stark komprimiert werden, wenn man das Deckglas auflegt. Falls die Abflachung der Zellen zu gering ist, kann überschüssiges Reagens mit Filterpapier vom Rand des Deckglases abgesaugt werden. Auf die Fixierung mit Natriumthiosulfat kann verzichtet werden, wenn man die Untersuchung sofort nach der Imprägnation vornimmt. Die Imprägnation ist mehrere Stunden haltbar; es empfiehlt sich jedoch, die

Zellen unmittelbar nach der Imprägnation zwischen Objektträger und Deckglas zu komprimieren, da manchmal störende Silberniederschläge im Reaktionsgemisch auftreten. Solche Präparate können in der feuchten Kammer (Abb. 3E) mehrere Stunden aufbewahrt werden.

Reagenzien

- Fixierlösung für Ciliaten (lange haltbar)
  0.1 ml Formalin (HCHO; handelsübliche Konzentration etwa 37 % verwenden)
  ad 10 ml destilliertes Wasser
- Imprägnationsgemisch (erst unmittelbar vor Gebrauch ansetzen; die Komponenten können auf Vorrat gehalten werden; Reihenfolge der Mischung beachten; das fertige Gemisch muß leicht milchig-trüb sein und ist in brauner Flasche mehrere Stunden haltbar)
  0.3 ml Pyridin (käufliche Konzentration; C_5H_5N)
  2 - 4 ml ammoniakalische Silberlösung (Rezept sh. unten)
  0.8 ml Proteose-Pepton (Rezept sh. unten)
  16 ml destilliertes Wasser
- Fixierlösung für Imprägnation (lange haltbar)
  2.5 g Natriumthiosulfat ($Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$)
  ad 100 ml destilliertes Wasser
- Ammoniakalische Silberlösung (in brauner Flasche unbegrenzt haltbar)
  50 ml 10%ige wässrige Silbernitratlösung ($AgNO_3$)
  150 ml 5%ige wässrige Natriumcarbonatlösung (Na_2CO_3) werden unter ständigem Schütteln langsam zur Silbernitratlösung gegeben. Es bildet sich ein schwarzer Niederschlag, der mit 25%iger Ammoniaklösung (NH_3) aufgelöst wird (Überschuß vermeiden! Ammoniaklösung tropfenweise zugeben, bis das Präzipitat gerade gelöst ist!). Mit destilliertem Wasser auf 750 ml auffüllen.
- Proteose-Pepton Lösung (lange haltbar, wenn sie nicht von Bakterien oder Pilzen besiedelt wird; die Lösung wird dann trüb und muß verworfen werden)
  96 ml destilliertes Wasser
  4 g Proteose-Pepton (bakteriologisch; käuflich; man gebe die Substanz auf die Oberfläche des Wassers, wo sie sich ohne Umrühren löst!)
  0.5 ml Formalin (HCHO; zur Konservierung)

Protargolmethoden

Die ersten Protargolmethoden wurden von DRAGESCO und TUFFRAU beschrieben. Später wurden viele Modifikationen entwickelt, da die Originalverfahren offensichtlich sehr schwierig auszuführen sind. Wir beschreiben hier drei Varianten, mit denen wir gute Erfahrungen haben. Die Methoden eignen sich fast für alle Ciliaten (bei manchen erhält man allerdings nur sehr selten befriedigende Ergebnisse, z. B. bei *Paramecium* und *Loxodes*) und benötigen zumindest etwa 20 Zellen. Einzelne Individuen kann man damit normalerweise nicht versilbern. Dargestellt werden die Infraciliatur (Wimpern und ihre Basalkörper), corticale und cytoplasmatische Fibrillensysteme sowie der Kernapparat. Das Silberliniensystem imprägniert sich nicht. So wie bei der Silberkarbonatmethode sind die Zellen in gewissen Stadien der Präparation nach der Modifikation von WILBERT sehr weich und können daher stark abgeflacht werden, was die fotografische Dokumentation sehr erleichtert. In den Dauerpräparaten ist die natürliche Form der Zellen meist gut erhalten, weshalb dann nur mehr selten übersichtliche Fotos gelingen. Imprägnationsbeispiele im Band I des "Atlas": *Chilodonella uncinata*, Abb. 20 - 22; *Strobilidium humile*, Abb. 17 - 22; *Urostyla grandis*, Abb. 12 - 14, 17; *Colpoda ecaudata*, Abb. 15.

Ausführung in der Modifikation von FOISSNER (1982)

Diese Modifikation, mit der wir die meisten unserer Präparationen durchführen, wird hier erstmals genauer beschrieben. Wie alle Protargolmethoden ist sie ziemlich langwierig und kompliziert. Ihre Anwendung erfordert Erfahrung. Studentenversuche zeigten aber, daß auch Anfängern zufriedenstellende Präparate gelingen. Für Schritt 2 kann man die Zentrifuge verwenden, für die Schritte 6 - 16 benötigt man Färbekästen (Abb. 3C)

1) Ciliaten in Pikrinsäure nach BOUIN oder in Sublimat nach STIEVE 10 - 30 Minuten fixieren.
   Hinweise: Das Verhältnis Fixans:Material soll mindestens 2 : 1 betragen. Die Ciliaten in das Fixans gießen und dazu eine Weithalsflasche oder Glasschale verwenden, damit die Zellen möglichst rasch mit dem Fixans in Berührung kommen. Die beiden Fixiergemische ergeben etwas unterschiedliche Ergebnisse, weshalb man fallweise beide versuche. Bei schwierig zu fixierenden Arten, z. B. manchen Hypotrichen, kann den Fixantien etwas Osmiumsäure zugesetzt werden. Dies erhöht die Stabilität der Zellen, schwächt aber meist ihre Imprägnierbarkeit. Die Fixierungszeit hat innerhalb des angegebenen Rahmens (10 - 30 Minuten) wenig Einfluß auf die Qualität der Präparate.

2) Fixans abzentrifugieren und Probe dreimal mit destilliertem Wasser waschen. Überstand abgießen oder mit Pipette absaugen.
   Hinweise: Nun hat man 2 Möglichkeiten. Entweder man setzt die Präparation mit Schritt 3 fort oder man konserviert die Probe, indem man sie für je 5 Minuten in 30-50-70-70%igem Alkohol (Isopropanol oder Ethanol) bringt. In 70%igem Alkohol kann das Material unbegrenzte Zeit aufbewahrt werden. Es wird über 50%igen und 30%igen Alkohol in destilliertes Wasser zurückgeführt, bevor man mit Schritt 3 fortsetzt. Derart konserviertes Material verhält sich bei der Imprägnation etwas anders. Manche Arten imprägnieren sich besser, andere etwas schlechter.

3) Für jede Probe 8 Objektträger (entsprechend weniger, wenn das Material knapp ist) vorbereiten. Die Objektträger müssen mit Alkohol gereinigt, getrocknet und abgeflammt werden, damit sie fettfrei sind. Schlecht gereinigte Objektträger können zum Ablösen der Eiweißschicht führen. Werden mehrere Proben gleichzeitig gemacht, so müssen die Objektträger auf der Rückseite mit einem Diamantschreiber beschriftet werden. In einem Färbekasten kann man bequem 16 Präparate unterbringen, wenn man sie Rücken an Rücken stellt (Abb. 3C).

4) Auf die Objektträger mit einer Pipette je 1 Tropfen Eiweißglycerin und Probe geben. Beide Tropfen mit einer Nadel gut vermischen und dann mit derselben über die ganze Breite des Objektträgers ausstreichen.
   Hinweise: Die Tropfengröße soll so bemessen werden, daß nach dem Ausstreichen das mittlere Drittel des Objektträgers bedeckt ist. Die Schichtdicke soll etwa der Dicke der zu imprägnierenden Zellen entsprechen. Stets sollen auch einige dickere und dünnere Präparate angefertigt werden, weil die Dicke der Eiweißschicht das Präparationsergebnis stark beeinflußt. Ist die Schicht zu dünn, dann trocknen die Zellen aus und verschrumpeln. Ist die Schicht zu dick, besteht erhöhte Gefahr, daß sie sich bei den nachfolgenden Schritten ablöst oder daß die Zellen nicht mehr mit der Ölimmersion untersucht werden können. Anfänger nehmen in der Regel zu viel Eiweißglycerin. Man verwende etwa gleich große Tropfen Eiweißglycerin und in destilliertem Wasser suspendiertes Material, damit man die Probe bequem ausstreichen kann. Befinden sich in der Probe kleine Fremdkörper (z. B. Sandkörner), dann können sie jetzt mit einer Nadel entfernt, d. h. an den Rand des Objektträgers geschoben werden.

5) Präparate mindestens 12 Stunden (über Nacht) bei Zimmertemperatur in waagrechter Lage trocknen lassen.
   Hinweise: Die Präparate können bis 48 Stunden trocknen. Noch längere Trocknungszeiten füh-

ren zu einem Qualitätsverlust. Auch Präparate, die 2 Stunden bei 60 °C im Wärmeschrank getrocknet werden, haben meist eine schlechtere Qualität.

6) Die getrockneten Präparate in einem Färbekasten für 20 - 30 Minuten in 95 - 100%igen Alkohol (Isopropanol, Ethanol) stellen. Färbekasten (ohne Präparate!) mit Protargollösung in den Wärmeschrank geben (60 °C).
Hinweise: Die Präparate dürfen nicht über die Alkoholreihe in konzentrierten Alkohol gebracht werden, sonst löst sich das Eiweiß ab. Wenn das Eiweiß schon etwas älter ist und/oder nicht stark klebt, dann soll die Aufenthaltszeit im Alkohol auf 20 Minuten verkürzt werden.

7) Die Präparate vom konzentrierten Alkohol in 70%igen Alkohol und von dort in einmal gewechseltes destilliertes Wasser überführen. In jeder Stufe etwa 5 Minuten belassen.

8) Präparate rasch in 0.2%ige Kaliumpermanganatlösung stellen. Nach 60 Sekunden erstes Präparat (Präparatepaar) herausnehmen und in destilliertes Wasser stellen; die restlichen Präparate werden im Abstand von 15 Sekunden aus dem Kaliumpermanganat genommen.
Hinweise: Die Bleichzeit beeinflußt die Qualität der Präparate. Da fast jede Art ihr eigenes Optimum besitzt, hat sich obiges Verfahren sehr bewährt. Reihenfolge der Präparate beachten, da jene, die kürzer im Permanganat waren auch kürzer in der Oxalsäure sein müssen. Die Eiweißschicht mit den eingebetteten Zellen soll bei der Permanganatbehandlung leicht quellen, also uneben werden. Bleibt sie ganz flach, so klebt das Eiweiß zu stark, was die Qualität der Präparate mindert. Quillt das Eiweiß sehr stark, dann ist es vermutlich schon zu alt und es besteht die Gefahr, daß es sich ablöst. Für jede Serie frisches Permanganat verwenden.

9) Präparate vom destillierten Wasser rasch in 2.5%ige Oxalsäurelösung überführen. Nach 160 Sekunden erstes Präparat herausnehmen und in destilliertes Wasser stellen; die restlichen Präparate werden im Abstand von 20 Sekunden aus der Oxalsäure genommen.
Hinweise: wie bei Schritt 8! Das Eiweiß wird in der Oxalsäure wieder eben.

10) Präparate in dreimal gewechseltem destilliertem Wasser je 3 Minuten waschen.

11) Präparate in die vorgewärmte 0.4%ige Protargollösung stellen. 10 - 15 Minuten im Wärmeschrank bei 60 °C imprägnieren.
Hinweise: Die Protargollösung darf nur einmal verwendet werden.

12) Den Färbekasten mit den Präparaten aus dem Wärmeschrank nehmen und 10 Minuten bei Zimmertemperatur abkühlen lassen.
Hinweise: Für die Entwicklung nun folgende Kästen vorbereiten: destilliertes Wasser - destilliertes Wasser - Fixierer (Natriumthiosulfat) - destilliertes Wasser - 70%iger Alkohol - 100%iger Alkohol (Isopropanol oder Ethanol).

13) Ein Präparat herausnehmen und mit Entwickler überschichten. Objektträger leicht schwenken. Sobald sich das Eiweiß hellgelb färbt, Entwickler abgießen, Präparat kurz (etwa 2 Sekunden) im destillierten Wasser waschen und in den Fixierer tauchen, wo es 5 - 10 Minuten verbleiben kann.
Hinweise: Der Fixierer stoppt die Entwicklung. Die Stärke der Imprägnation wird jetzt mikroskopisch kontrolliert. Richtig entwickelt ist, wenn die Infraciliatur nur ganz schwach sichtbar ist. Erkennt man sie sehr gut, dann werden die fertigen Präparate zu dunkel, da die Intensität der Imprägnation bei der Entwässerung zunimmt. Die Intensität der Imprägnation wird mit der Konzentration und Einwirkungsdauer des Entwicklers gesteuert. Meist genügen 5 - 10 Sekunden beim verdünnten Entwickler. Manche Arten (z. B. viele Microthoraciden) muß man mit unverdünntem Entwickler behandeln. Die Entwicklung dauert umso länger, je stärker gebleicht wurde. Entwicklung daher mit jenen Objektträgern beginnen, die am kürzesten in Permanganat bzw. in der Oxalsäure waren. Je dünner die Eiweißschicht ist, desto rascher geht die Entwicklung.

14) Präparate im Fixierer sammeln und von dort in destilliertes Wasser überführen, wo sie etwa 5 Minuten verbleiben sollen.

Hinweise: Wässert man zu lange, dann besteht die Gefahr, daß sich das Eiweiß vom Objektträger löst.

15) Präparate für je 5 Minuten in 70%igen und 100%igen Alkohol überführen. 100%igen Alkohol einmal wechseln.

16) Präparate für je 10 Minuten in einmal gewechseltes Xylol überführen.

17) Präparate einzeln aus dem Xylol nehmen, sofort (nicht trocknen lassen!) mit einem Tropfen neutralen Kunstharz (Euparal, Eukitt) bedecken und Deckglas auflegen.
Hinweise: Das Kunstharz soll dickflüssig sein, damit bei der nachfolgenden Trocknung nicht Luftblasen im Präparat entstehen (durch Verdunstung des Lösungsmittels im Harz). Meist bilden sich sofort nach dem Auflegen des Deckglases einige Luftblasen, die durch vorsichtigen Fingerdruck an den Deckglasrand geschoben werden. Entstehen trotz aller Vorsichtsmaßnahmen nach einigen Tagen oder Wochen Luftblasen im Präparat, so wird es 1 - 2 Tage in Xylol gestellt (bis das Deckglas von selbst abfällt) und dann erneut in das Harz eingeschlossen. Die Präparate sind unbegrenzt haltbar.

Reagenzien

- Fixierlösung nach BOUIN (Komponenten erst unmittelbar vor Gebrauch mischen)
  15 Teile gesättigte, wässrige Pikrinsäure ($C_6H_3N_3O_7$; kann auf Vorrat gehalten werden. Man bereitet sie, indem man Pikrinsäure im Überschuß zu destilliertem Wasser gibt; während 1 Woche mehrmals kräftig schütteln)
  5 Teile Formalin etwa 37 % (HCHO, handelsübliche Konzentration)
  1 Teil Eisessig (= 100%ige Essigsäure; $C_2H_4O_2$)

- Fixierlösung nach STIEVE (leicht verändert; Komponenten erst unmittelbar vor Gebrauch mischen)
  38 ml gesättigte, wässrige Sublimatlösung (Quecksilber (II)-chlorid; 60 g $HgCl_2$ in 1 Liter kochendem destilliertem Wasser lösen)
  10 ml Formalin etwa 37 % (HCHO; handelsübliche Konzentration)
  3 ml Eisessig (=100%ige Essigsäure; $C_2H_4O_2$)

- Eiweißglycerin (2 - 4 Monate haltbar)
  15 ml Hühnereiweiß
  15 ml konzentriertes Glycerin ($C_3H_8O_3$)

  Vorbehandlung des Hühnereiweißes und Herstellung des gebrauchsfertigen Eiweißglycerins: Das Eiklar von 3 Hühnereiern (am besten von frischen Bauerneiern; das Eiklar von "Batteriehennen" klebt weniger gut und ist weniger lang haltbar) wird sorgfältig vom Dotter und von der Keimscheibe getrennt. Dann gibt man es in einem 250 ml Erlenmeyerkolben und schüttelt es einige Minuten, bis sich ein weißer, fester Schaum bildet. Nun etwa 1 Minute stehen lassen. Dann das restliche Eiklar in einen zweiten Erlenmeyerkolben gießen und wieder schütteln. Diese Prozedur so lange wiederholen, bis das meiste Eiweiß zu Schaum umgewandelt ist bzw. der Rest eine dünnflüssige Konsistenz hat (keinen Mixer verwenden!). Man erhält auf diese Weise 4 - 6 Erlenmeyerkolben, die Schaum enthalten. Die Kolben bleiben etwa 10 Minuten stehen. Dabei setzt sich eine glycerinartige Flüssigkeit ab, die mit dem Rest aus dem letzten Kolben in einer Mensur gesammelt wird. Dazu kommen nun die gleiche Menge Glycerin und ein kleiner Thymolkristall ($C_{10}H_{14}O$) zur Konservierung. Durch leichtes Schütteln gut vermischen und in eine kleine Flasche leeren. 2 Wochen ruhig stehen lassen. Es setzt sich am Boden der Flasche ein weißlicher Schlamm ab. Überstand dekantieren. Schlamm und Thymolkristall verwerfen. Der Überstand ist das gebrauchsfertige Eiweißglycerin. Wurde es richtig bereitet, so zieht es einen kurzen Faden, wenn man es mit der Präpariernadel anhebt. Ist das Eiweißglycerin zu dünn oder zu alt, dann

zieht es keinen Faden mehr, klebt ungenügend, und es besteht die Gefahr, daß es sich während der Präparation ablöst. Frisches, zu dünnes Eiweiß kann man dicker machen, indem man es in einer Weithalsflasche einige Wochen offen stehen läßt, so daß Wasser verdunstet. Zu dickes, d. h. zu fest klebendes Eiweiß führt meist dazu, daß nur die obere Seite der Ciliaten gut imprägniert wird. Es kann mit destilliertem Wasser bis zur richtigen Konsistenz verdünnt werden.

Auf die Herstellung des Eiweißglycerins muß große Sorgfalt verwendet werden, da es zum Präparationserfolg entscheidend beiträgt. Leider sind alle käuflichen Produkte ungeeignet; das Material löst sich ab.

- Kaliumpermanganatlösung 0.2%ig (frisch bereiten; 1 Tag haltbar)
  0.2 g Kaliumpermanganat ($KMnO_4$)
  ad 100 ml destilliertes Wasser

- Oxalsäurelösung 2.5%ig (frisch bereiten; 1 Tag haltbar)
  2.5 g Oxalsäure ($C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$)
  ad 100 ml destilliertes Wasser

- Protargollösung 0.4%ig (frisch bereiten; 1 Tag haltbar)
  100 ml destilliertes Wasser
  ad 0.4 g Protargol (Albumosesilber für die Mikroskopie)
  Hinweise: Das Protargol wird in kleinen Portionen auf die Wasseroberfläche aufgebracht (weites Becherglas verwenden). Dort löst es sich ohne Rühren innerhalb weniger Minuten. Es muß das hellbraune Albumosesilber "für die Mikroskopie" verwendet werden (Präparat von Merck oder das "Proteinate d'Argent" von Roques); die dunkelbraune DAB-Qualität funktioniert nicht!

- Entwicklergemisch (Reihenfolge einhalten, d. h. das Natriumsulfit muß gelöst sein, bevor man das Hydrochinon zugibt)
  95 ml destilliertes Wasser
  5 g Natriumsulfit (Na_2SO_3)
  1 g Hydrochinon ($C_6H_6O_2$)
  Hinweise: Obiges Rezept ergibt die Stammlösung, die lange haltbar ist und bei manchen Ciliaten (Schritt 13) unverdünnt verwendet wird. Normalerweise muß die Stammlösung aber vor Gebrauch im Verhältnis von 1: 20 bis 1 : 50 mit Leitungswasser verdünnt werden, damit die Entwicklung nicht zu rasch erfolgt und auch die dem Objektträger aufliegende Seite der Ciliaten gut imprägniert wird. Frischer Entwickler arbeitet meist nicht befriedigend (das Eiweiß bekommt statt einer gelblichen eine grünliche Farbe). Man bereitet daher die Gebrauchslösung aus etwa gleichen Teilen frischen und alten, braunen Entwickler. Das ist sehr wichtig, weil es die Qualität der Präparate entscheidend beeinflußt. Ist der Entwickler zu alt (was man nicht immer an der braunen Farbe erkennt!), dann werden die Imprägnationen zu blaß oder das Silber wird überhaupt nicht mehr reduziert.
  Man bereite sich daher stets einen frischen Entwickler und halte sich alten auf Vorrat. Frischer Entwickler kann rasch gealtert werden, in dem man ihn mehrere Tage in einem Becherglas offen stehen läßt. Er wird zunächst gelb, dann hellbraun (hier arbeitet er am besten!), später rotbraun und dickflüssig (hier arbeitet er meist nicht mehr, kann aber noch zum "Altern" von frischem Entwickler verwendet werden). Künstliche "Alterung" ist durch Zusatz von Natriumkarbonat (Na_2CO_3) möglich; natürlich gealterte Entwickler arbeiten aber meist besser.

- Fixierlösung für Imprägnation (unbegrenzt haltbar)
  25 g Natriumthiosulfat ($Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$)
  ad 1000 ml destilliertes Wasser

Ausführung in der Modifikation von WILBERT (1975)

Diese Methode liefert hervorragende Ergebnisse und kann in unserer Version bei kleinen Arten teilweise (Schritte 1 - 4, 7, 8) in der Zentrifuge und bei großen Arten zur Gänze im Blockschälchen (Abb. 3D) durchgeführt werden. Die Blockschälchen-Methode benötigt bei großen Arten wenig Material, so daß sich ein Versuch lohnt, auch wenn man nur etwa 20 Zellen zur Verfügung hat. Nach der Entwicklung und Fixierung sind die Zellen sehr weich und können daher stark komprimiert werden, was die fotografische Dokumentation sehr erleichtert. Imprägnationsbeispiele im Band I des "Atlas": *Trithigmostoma cucullulus*, Abb. 15, 17 - 19; *Tintinnidium semiciliatum*, Abb. 28 - 30; *Paraurostyla weissei*, Abb. 12; *Bursaria truncatella*, Abb. 26, 27, 29.

1) Fixierung der Ciliaten wie bei der Modifikation von FOISSNER (p. 31)!

2) Auswaschen des Fixans und Konservierung der Probe wie bei der Modifikation von FOISSNER (p. 31)!
   Hinweise: Das Waschen der Zellen erfolgt entweder in der Zentrifuge (kleine Arten; < 150 μm) oder im Blockschälchen (Abb. 3D; große Arten). Zum Austausch der Reagenzien im Blockschälchen läßt man die Zellen zu Boden sinken und saugt die überstehende Flüssigkeit mit einer Mikropipette unter ständiger Kontrolle mit der Stereolupe ab. Oft ist es günstig, die Zellen am tiefsten Punkt des Blockschälchens zu konzentrieren, indem man es langsam kreisförmig bewegt.

3) Probe vom destillierten Wasser für etwa 3 Minuten in Eau de Javelle (= Chorbleichlauge = Natriumhypochlorit; NaClO) bringen.
   Hinweise: Das ist der kritische und alles entscheidende Schritt bei dieser Modifikation. Bleicht man zu stark, d. h. ist die Konzentration des Natriumhypochlorits zu hoch, dann imprägnieren sich die Zellen nicht mehr oder lösen sich überhaupt auf; bleicht man zu wenig, wird die Infraciliatur nicht oder undeutlich imprägniert. Systematische Versuche zeigten, daß nicht die Bleichzeit sondern die Konzentration des Natriumhypochlorits und die Vorbehandlung der Zellen (Art der Fixierung, frisches oder alkoholkonserviertes Material) für die Qualität der Präparate entscheidend ist. Leider ist Natriumhypochlorit nur in einer ungefähren Konzentration (10 - 13 %) lieferbar und der Gehalt an aktivem Chlor nimmt mit der Zeit ab, ist also vom Alter des Reagens abhängig. Daher ist es nicht möglich, eine bestimmte Natriumhypochlorit-Konzentration für die Bleichung anzugeben. Folgende Konzentrationen können als Richtwerte gelten: 100 ml destilliertes Wasser + 0.2 - 0.4 ml Natriumhypochlorit (wenn das Reagens frisch ist und die Zellen nicht in Alkohol konserviert waren) bzw. 100 ml destilliertes Wasser + 0.5 - 1.6 ml Natriumhypochlorit (wenn das Reagens schon älter ist und das Material in Alkohol konserviert war). Als weitere Richtlinie für eine richtige Bleichung dient die Durchsichtigkeit der Zellen in der Stereolupe: fixierte, nicht gebleichte Zellen erscheinen dunkel und undurchsichtig; richtig gebleichte Zellen sind fast farblos und ziemlich durchsichtig (hängt etwas von der Größe und Dicke der Zellen ab). Wenn man also merkt, daß die Zellen noch nicht farblos sind, kann man die Konzentration des Natriumhypochlorits stufenweise erhöhen. Wenn genügend Material zur Verfügung steht, versuchen wir routinemäßig immer 3 verschiedene Konzentrationen.

4) Natriumhypochlorit mindestens dreimal in destilliertem Wasser und zum Schluß einmal in Protargollösung auswaschen.
   Hinweise: Das Natriumhypochlorit muß vollständig entfernt werden, da schon Spuren die Imprägnation stören. Darauf achte man besonders, wenn die Präparation mit Mikropipetten ausgeführt wird.

5) Material in 1%ige Protargollösung bringen und 10 - 20 Minuten im Blockschälchen bei 60 °C im Wärmeschrank imprägnieren.
   Hinweise: Auch Zentrifugenmaterial bringt man für diesen und den nächsten Schritt in ein

Blockschälchen. Die Imprägnationszeit hängt von der Art des Materials und der Stärke der Bleichung ab. Am besten nimmt man im Abstand von 3 - 4 Minuten einige Zellen heraus, gibt einen Tropfen Entwickler dazu und kontrolliert das Ergebnis im Mikroskop. Sollte die Imprägnation bereits zu kräftig sein, dann verdünne man den Entwickler und breche die Entwicklung mit dem Fixierer ab, sobald die Imprägnation ausreichend ist.

6) Protargollösung so weit als möglich mit der Mikropipette absaugen und zum Rest einige Tropfen Entwickler geben.
Hinweise: Es wird normalerweise frischer, konzentrierter Entwickler verwendet (sh. aber Schritt 5). Entwicklung im Mikroskop oder in der Stereolupe kontrollieren und abbrechen (indem man einige Tropfen Fixierer zugibt), sobald die Infraciliatur sichtbar wird; erkennt man sie in diesem Stadium der Präparation schon sehr gut, so werden die fertigen Präparate nicht selten zu dunkel.

7) Zu den entwickelten Zellen einige Tropfen Fixierer (Natriumthiosulfat) geben (der Entwickler muß vorher nicht abgesaugt werden) und Fixierer einmal wechseln.
Hinweise: Dieser und der nächste Schritt kann bei kleinen Arten wieder in der Zentrifuge durchgeführt werden. Größere Arten darf man dagegen nur mehr mit Mikropipetten manipulieren, da sie beim Zentrifugieren sehr leicht beschädigt werden. In diesem Stadium der Präparation sind die Zellen sehr weich und können leicht komprimiert und fotografiert werden. Man entnimmt der Probe einige der dunkler imprägnierter Zellen mit der Mikropipette, bringt sie mit wenig Fixierer auf einen Objektträger und legt ein Deckglas auf. Durch das Gewicht des Deckglases werden die Zellen meist genügend stark abgeflacht; wenn nicht, kann man mit Filterpapier noch etwas Flüssigkeit vom Rand des Deckglases absaugen.

8) Sehr gut mit destilliertem Wasser waschen (3 x in der Zentrifuge, 7 - 10 x im Blockschälchen mit der Mikropipette) und zum Schluß Material so weit als möglich einengen, d. h. Wasser fast ganz absaugen.
Hinweise: Schon Spuren des Fixans, die zurückbleiben, zerstören die Imprägnation innerhalb weniger Tage oder Wochen!

9) Einen oder mehrere Objektträger mit der Fingerkuppe mäßig dick mit Eiweißglycerin bestreichen. Imprägnierte Zellen mit einer Pipette mit weiter (etwa 1 mm; damit die Zellen durch die Sogwirkung nicht beschädigt werden) Öffnung auf die Eiweißschicht tropfen und mindestens 2 Stunden in ebener Lage lufttrocknen lassen.
Hinweise: Es ist möglich, die Zellen mit der Haarnadel zu orientieren, was aber viel Gefühl erfordert, weil sie nun sehr empfindlich sind. Als Klebemittel kann bei dieser Modifikation auch das käufliche Eiweißglycerin verwendet werden.

10) Objektträger direkt für je 10 Minuten in einmal gewechselten konzentrierten Alkohol (Isopropanol oder Ethanol) stellen.
Hinweise: Für diesen und den nächsten Schritt verwendet man am besten Färbekästen. Die Eiweißschicht wird milchig trüb und undurchsichtig.

11) Objektträger für je 5 Minuten in einmal gewechseltes Xylol überführen.
Hinweise: Die Eiweißschicht wird klar und durchsichtig.

12) Einschluß in Kunstharz (wie Schritt 17 bei der Modifikation von FOISSNER; p.).

Reagenzien

Soweit nicht anders erwähnt, können dieselben Reagenzien wie bei der Modifikation von FOISSNER verwendet werden (p. 33).

Modifikation für wenig Material

Diese Variante lernte einer von uns (FOISSNER) im Labor von Dr. P. DIDIER (Universität Clermont-Ferrand). Sie gibt manchmal sehr gute Resultate, besonders bei Arten mit fester (starrer) Pellicula (z. B. Microthoraciden), und benötigt extrem wenig Material, da die Probe ohne Waschen auf den Objektträger geklebt wird.

1) Zellen mit der Mikropipette auf einen fettfreien Objektträger geben. Überflüssiges Wasser so weit als möglich absaugen. Der Tropfen soll sehr klein und flach sein.

2) 2 Minuten mit 4%iger, wässriger Osmiumsäurelösung räuchern (= Wassertropfen mit den Zellen in einem Abstand von etwa 5 mm über die Osmiumsäure halten; Abzug verwenden!).

3) Zum geräucherten Tropfen gibt man nun einen etwa gleich großen Tropfen Eiweißglycerin (es muß das selbst hergestellte verwendet werden; p. 33) und vermischt vorsichtig (die Zellen sind sehr empfindlich) mit der Präpariernadel. Tropfen anschließend mit der Nadel mäßig dünn ausstreichen.

4) Präparat etwa 4 Stunden lufttrocknen.

5) Die weitere Präparation erfolgt wie bei der Modifikation von FOISSNER (Schritt 6 = Koagulation des Eiweißes mit konzentriertem Alkohol). Die Bleichzeiten in Kaliumpermanganat und in der Oxalsäure sind meist um etwa 50 % kürzer.

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 Erstbeschreibungen, 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 beginnt. 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 (1988a) 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 Quetschpräparaten; was hätte bei dem stark gequetschten Exemplar von *Paraurostyla weissei*, Abb. 12, 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 Ordnung Cyrtophorida FAURÉ-FREMIET in CORLISS, 1956

Die Cyrtophoriden waren schon den Altmeistern der Protozoologie (z. B. O. F. MÜLLER, G. C. EHRENBERG) gut bekannt, weil sie in allen stehenden, besonders aber in fließenden Gewässern ungemein verbreitet und häufig sind. Die Gattung *Chilodonella* ist auch in die zoologische Praktikumsliteratur eingegangen. In der Saprobiologie spielten sie ebenfalls schon früh eine wichtige Rolle, da einige Arten sehr gute Indikatoren sind (LIEBMANN 1962). SLADECEK (1973) nimmt eine dieser Arten, *Chilodonella* (nun *Trithigmostoma*) *cucullulus* sogar als Leitform für die Alphamesosaprobie und begründet darauf die Gesellschaft "*Chilodonelletum cucullulae*", die nun "*Trithigmostometum cucullulae*" heißen muß (FOISSNER 1988b).

Die Cyrtophorida sind durch 5 Merkmale charakterisiert: (i) Der Körper ist meist stark abgeflacht und sehr flexibel; (ii) Die somatische Bewimperung besteht aus Monokinetiden, d. h. aus einzelnen, bewimperten Basalkörpern und ist weitgehend auf die Ventralseite beschränkt (Abb. 1). Die Dorsalseite ist nackt oder trägt nur eine einzelne Wimpernreihe, die sogenannte Dorsalbürste; (iii) Der Oralapparat befindet sich auf der vorderen Hälfte der Ventralseite und besteht aus mehreren oralen Wimpernreihen, die stets oberhalb (bei den Nassuliden und Synhymeniden unterhalb; → Band II) des auffallenden, aus Stäben (= radial angeordnete Mikrotubulilamellen) aufgebauten Schlundrohrs (= Reuse = Cyrtos) liegen; (iv) Die somatischen Monokinetiden haben eine kurze, lateral gerichtete kinetodesmale Fibrille, eine schwach entwickelte transversale Mikrotubulilamelle, konvergente postciliäre Mikrotubuli und eine stark entwickelte subkinetale Mikrotubulilamelle (Abb. 1); (v) Die Stomatogenese ist somatisch, d. h. die Bewimperung des Oralapparates entsteht so wie bei den → Colpodea an den Enden von parentalen (elterlichen) somatischen Wimpernreihen.

Die meisten Arten dieser Gruppe sind mit den drei ersten Merkmalen, die ohne Schwierigkeiten im Lichtmikroskop erkennbar sind, eindeutig zuzuordnen. Nur wenige Arten sind größer als 100, die meisten kleiner als 60 μm; viele dieser kleinen und kleinsten Formen sind noch ungenügend untersucht oder gar nicht beschrieben. Die feinstrukturelle Analyse ist weit fortgeschritten (Abb. 1) und hat interessante Aspekte für die Phylogenie der Ciliaten eröffnet (HOFMANN 1987, HOFMANN & BARDELE 1987).

Die Ordnung (Cyrtophorida im Sinn von SMALL & LYNN 1981; CORLISS 1979 führt sie noch als Unterordnung) umfaßt zur Zeit etwa 150 Arten, von denen 18 saprobiologisch eingestuft sind. Etwa ein Viertel der Arten ist marin. Die Süßwasserformen bilden eine wesentliche Komponente des "vagilen Aufwuchses". Die Cyrtophoriden sind darin ein so charakteristisches Element, daß man den vagilen Ciliaten-Aufwuchs als "*Cyrtophoretea*" bezeichnen kann. Nur die Gattung *Phascolodon* lebt vorwiegend planktisch. Mehrere Arten (z. B. *Chilodonella cyprini*) sind gefürchtete Fischparasiten, einige leben als harmlose Kommensalen auf Amphipoden. Manche Arten findet man ziemlich regelmäßig im Belebtschlamm. Im Boden kommen nur wenige, zum Teil aber autochthone Arten vor. Diese und einige, vielleicht sogar alle Süßwasserarten können Ruhezysten bilden; bekannt sind sie aber nur von wenigen.

Der recht einheitlichen Mundausstattung entsprechend ist die Ernährung: Wohl alle freilebenden Cyrtophoriden fressen Diatomeen, die mit der Reuse gepackt und in das Cytoplasma befördert werden. Häufig findet man Individuen, die mit Kieselalgen geradezu vollgestopft sind. Manche ernähren sich vorwiegend von Bakterien. Nach FOISSNER (1988b) nimmt *Trithigmostoma cucullulus* meist jene Nahrung, die gerade am häufigsten ist: Bakterien in stark verunreinigten Gewässern, Diatomeen in weniger stark saproben, eutrophen Vorflutern. Experimente und Freilanduntersuchungen zeigten,

daß auch kleine Grünalgen, Hefen, Cyanobakterien etc. ingestiert werden. Räuberische Lebensweise ist nicht bekannt.

Als spezielle morphologische und physiologische Anpassungen an den Lebensraum "Aufwuchs" sind hervorzuheben: (i) Starke dorso-ventrale Abflachung; (ii) Reduktion der Bewimperung; (iii) Starker Thigmotaktismus (z. B. schmiegen sich *Chilodonella uncinata* und *Gastronauta* bei Sog so stark an das Substrat, daß sie mit der Pipette nicht abgesaugt werden können); (iv) Viele Arten (z. B. *Trochilia*, *Chlamydonellopsis*) haben spezielle Organellen in Form von kleinen plasmatischen Fortsätzen (Griffel, Füßchen) entwickelt, mit denen sie sich entweder auf dem flachen Substrat oder im Gewirr des Aufwuchses, besonders im *Sphaerotilus*-Rasen verankern können; (v) Nahrungsspezialisation (besonders Diatomeen).

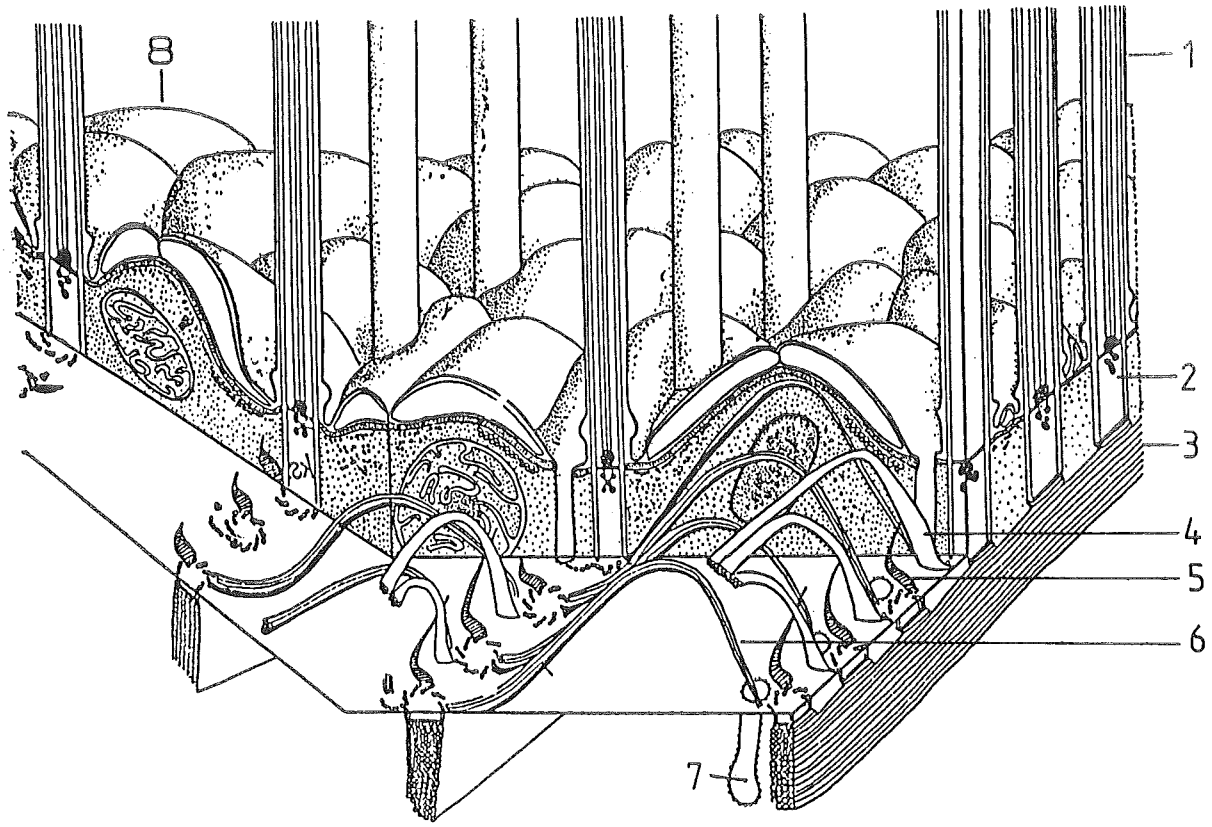


Abb. 1. Dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex (Pellicula) von *Trithigmostoma cucullulus* (aus SOLTYNSKA 1971). Die Rekonstruktion basiert auf elektronenmikroskopischen Untersuchungen und zeigt besonders die ordnungstypische Anordnung des subpelliculären Fibrillensystems. **1** = Wimper. **2** = Basalkörper der Wimper. **3** = stark entwickelte subkinetale Mikrotubulilamelle. **4** = postciliäre Mikrotubulilamelle. **5** = kurze kinetodesmale Fibrille. **6** = schwach entwickelte transversale Mikrotubulilamelle. **7** = parasomaler Sack. **8** = pelliculäre Alveole.

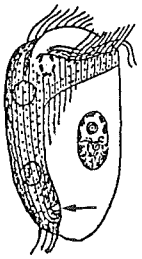
Cyrtophorida I

1 Griffel am Hinterende

vorhanden

Griffel; linkes Wimpernfeld

ragt nicht über Körperrand; etwa 12 kurze Reihen unter und links der Reuse



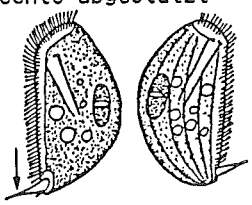
Trochilioides recta

25 - 75 µm

ragt über Körperrand; sehr stark reduziert

Dorsalseite; Vorderende

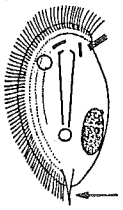
mit Leisten; schräg rechts abgestutzt



Dysteria fluviatilis

20 - 35 µm

glatt; nicht abgestutzt



Trochilia minuta

15 - 40 µm

nicht vorhanden

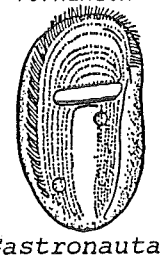
Mund

aus Stäben aufgebaute trichterförmige Reuse

auffallende quere Spalte

postorales wimpernfreies Feld

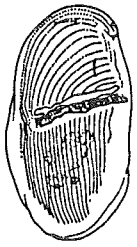
vorhanden



Gastronauta membranacea

50 - 70 µm

nicht vorhanden



G. clatratus

40 - 75 µm

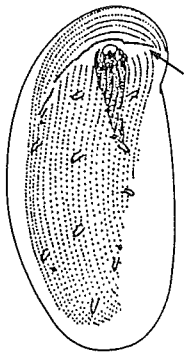
ventrales wimpernfreies Feld; Anzahl der Wimpernreihen; Grösse

deutlich und breit; <14; wenn undeutlich dann <40 µm

nicht vorhanden; >16; >60 µm

Mundbewimperung; "Füsschen" auf der Ventralseite

periorale Wimpernreihe erstreckt sich bogenförmig über der Reuse; vorhanden (schwierig erkennbar)



Chlamydonellopsis plurivacuolata

50 - 110 µm

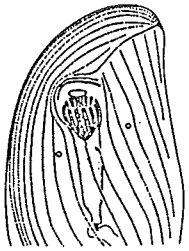
praeorale Wimpernreihe erstreckt sich nur links der Reuse; nicht vorhanden

Anzahl der Wimpernreihen; Anzahl der kontraktilen Vakuolen

<22; meist <10

Anzahl der Wimpernreihen; Abstand der postoralen Wimpernreihen

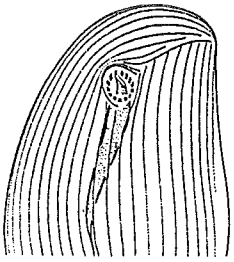
16 - 18; vergrössert



Trithigmostoma sramekí

70 - 100 µm

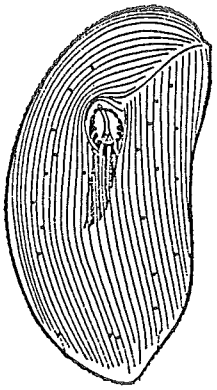
18 - 22; gleich



T. cucullulus

80 - 100 µm

>25; meist >10



T. steini

90 - 320 µm

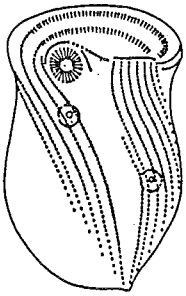
Cyrtophorida II

Cyrtophorida II

Lebensweise; Ventralfläche

planktisch; deutlich rinnenartig eingesenkt

primär im Aufwuchs; flach bis leicht eingesenkt



Phascolodon vorticella
50 - 110 µm

Mundbewimperung; Lage des Mundes

praeorale Wimpernreihe(n) links vor der Reuse und 2 circumorale Wimpernreihen; etwa in der Mediane

Y-förmige perioralе Wimpernreihe über und rechts der Reuse; links der Mediane

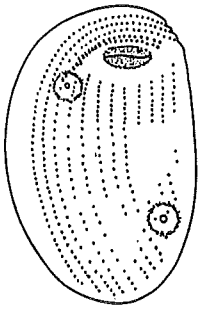
praeorale Wimpernreihe (Silberimprägnation)

fragmentiert



nicht fragmentiert





Chlamydonella alpestris
25 - 35 µm

Färbung

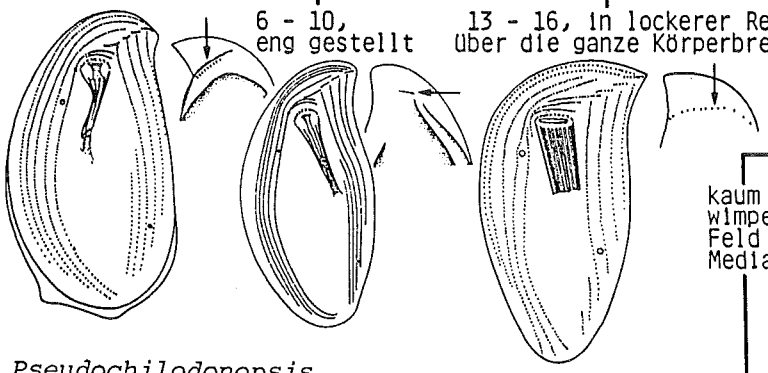
grün durch Grünalgen

nicht grün

Wimpern der Dorsalbürste

6 - 10, eng gestellt

13 - 16, in lockerer Reihe über die ganze Körperbreite



Pseudochilodonopsis algivora
40 - 70 µm

P. fluviatilis
50 - 70 µm

P. piscatoris
60 - 90 µm

Bewimperung der Ventralseite

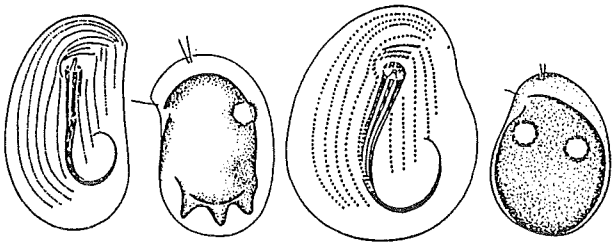
kaum erkennbares wimpernfreies Feld in der Mediane

deutlich erkennbares wimpernfreies Feld in der Mediane

kontraktile Vakuolen

1 rechts unterhalb der Reuse

2 in der Körpermitte gegenüberliegend



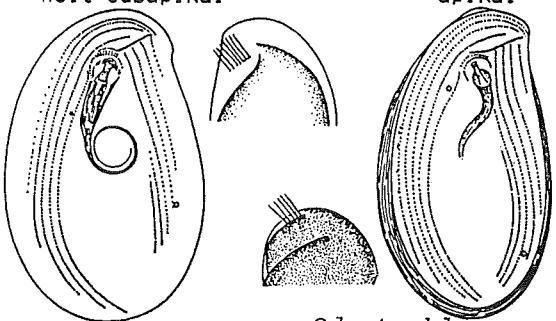
Thigmogaster potamophilus
20 - 30 µm

T. opposite-vacuolatus
20 - 30 µm

Dorsalbürste

weit subapikal

apikal



Chilodonella uncinata
25 - 70 µm

Odontochlamys alpestris
35 - 60 µm

Chilodonella uncinata (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928

1838 *Chilodon uncinatus* EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 337.
1926 *Chilodon uncinatus* EHRBG. - KLEIN, Zool. Anz., 67: 1 (Silberimprägnation).
1928 *Chilodonella* - STRAND, Arch. Naturgesch., 92: 31 (kombinierender Autor).
1931 *Chilodon uncinatus* - CHATTON, LWOFF, LWOFF & MONOD, Bull. Soc. zool. Fr., 56: 367 (Silberimprägnation).
1931 *Chilodonella uncinata* EHRB., 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 240 (Revision).
1979 *Chilodonella uncinata* EHRENBERG (1838) - FOISSNER, Int. Revue ges. Hydrobiol., 64: 124 (Silberimprägnation, Literaturüberblick).
1988 *Chilodonella uncinata* (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928 - FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 36 (Silberimprägnation).

Nomenklatur und Taxonomie

Chilodon mußte wegen Praeokkupation geändert werden (STRAND 1928). Synonyme sind sicher *C. dentata* (DUJARDIN, 1841) und *C. curvidentis* (GRUBER, 1883). Sie unterscheiden sich nur durch die proximal füllhornartig eingerollte Reuse, ein schwierig erkennbares Merkmal, das EHRENBERG (1838) bei *C. uncinata* offensichtlich lediglich übersehen hat. Nach Kulturbeobachtungen von SONG & WILBERT (1989) kann die Krümmung der Reuse schwach bis extrem sein. MACDOUGAL (1931) bestrahlte Kulturen von *C. uncinata* mit ultraviolettem Licht. Er beobachtete Mutationen mit einem langen Fortsatz des Dorsalkörpers, die ihn an *C. caudata* (STOKES, 1885d) erinnerten. KAHL (1931) beschreibt 3 weitere ähnliche Formen aus Moosen, die noch mit modernen Methoden überprüft werden müssen. LIEBMANN (1962) hat *C. uncinata* sicher mit *Pseudochilodonopsis*-Arten vermengt, da er als Nahrung besonders Grünalgen und Diatomeen angibt.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 25 - 70 x 20 - 35 µm (FOISSNER 1979a, 1988b), meist um 45 x 30 µm. 50 - 90 µm wie KAHL (1931) angibt scheint uns zu groß.

2) Gestalt mäßig breit bis breit ellipsoid, vorne und hinten gerundet. Rechter Rand konvex, linker mehr oder weniger deutlich sigmoid und in der Höhe der Reuse leicht eingezogen, wodurch praeoral ein etwas vorspringender, spitzer bis leicht gerundeter Schnabel entsteht (Abb. 1, 2, 4 - 6, 16 - 19, 25, 28).

3) Wenig bis 2 - 3 : 1 abgeflacht. Ventral eben. Dorsalkörper variabel, neben blattartig abgeflachten Individuen findet man auch solche, die nur am Rand stark abgeflacht sind und sich in der Mitte hoch aufwölben (Abb. 2, 3, 8, 10, 21, 26, 27). Rand fast immer sehr dünn und daher glasartig durchscheinend (Unterschied zu → *Odontochlamys alpestris*).

4) Makronucleus kugelig bis ellipsoid, meist nahe dem Hinterende, hyalin, mit vielen Chromatin-Schollen an der Peripherie und mit zentralem Binnenkörper (Abb. 1, 8, 10, 16, 17, 20, 21, 23, 24).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere rechts unterhalb der Reusenöffnung, die hintere am Ende des linken Wimpernfeldes (Abb. 1, 4 - 7, 9, 16, 17).

6) 10 - 12 (fast immer 11) ventrale Wimpernreihen, die 2 weit getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Die innere Reihe des rechten Feldes endet vorne an der Reuse, die übrigen 4 (selten 5; FOISSNER 1981b) Reihen sind hinten sukzessive verkürzt und biegen vorne um den Mund. Die praeorale Wimpernreihe beginnt über den 2 circumoralen Wim-

pernreihen und zieht mit einem meist deutlichen Knick bis fast an die Schnabelspitze. Die inneren 2 Wimpernreihen des linken Feldes sind vorne verkürzt, die 4 äußeren sind hinten sukzessive verkürzt und stoßen vorne an die praeorale Wimpernreihe. Kleine Individuen können links 1 - 2 kurze Reihen und rechts 1 Reihe weniger haben (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 7, 9, 11, 12, 14, 16, 20, 22, 23, 25, 28, 29).

7) Dorsalbürste weit subapikal am Vorderrand des Dorsalkörpers, bildet mit der praeoralen Wimpernreihe und dem linken Körperrand ein auffallendes gleichschenkeliges Dreieck (Abb. 7 - 10, 20, 22). Der rechte Schenkel des Dreiecks ist die Bürste, die daher immer unterhalb der praeoralen Wimpernreihe in der Höhe des Reuseneingangs liegt. Bürste kurz, gerade, erreicht den linken Körperrand nicht, besteht aus 7 - 12 (meist 10; FOISSNER 1988b) bzw. 5 - 7 (DRAGESCO & NJINE 1966) Wimpern (Abb. 2, 3, 5, 6, 8, 10, 13, 15, 19, 20, 22, 24, 26, 27).

8) Mund im vorderen Viertel etwa in der Mediane. Reuse trichterförmig, stark nach dorsal geneigt, hinten füllhornartig eingerollt (nur im Interferenzkontrast gut erkennbar!), besteht nach FOISSNER (1988b) aus 9 - 11 ($\bar{x}$ = 10) Stäben (Abb. 1, 3 - 5, 7, 9, 11, 12, 14, 16, 20 - 23, 25, 28, 29).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die auffallend durchsichtigen Zellen (weil sie normalerweise keine Algen fressen!) sind leicht mit Arten der Gattungen → *Odontochlamys*, → *Pseudochilodonopsis* und → *Thigmogaster* zu verwechseln, die sich aber im Aufbau und in der Lage der Dorsalbürste gut von *C. uncinata* unterscheiden. *Pseudochilodonopsis* ist fast immer mit Algen gefüllt, hat mehr Reusenstäbe (15 - 18) und eine aus mehreren Teilen aufgebaute praeorale Wimpernreihe (was man aber nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast erkennt!). Bei → *O. alpestris* ist der Körperrand weniger durchsichtig, da er etwas wulstartig verdickt ist. Bei *Thigmogaster* sind die beiden Wimpernfelder weniger deutlich voneinander getrennt; die meisten bisher bekannten Arten dieser Gattung sind deutlich kleiner (< 40 μm), außerdem bewegen sie sich beim Schwimmen eher unbeholfen, während *C. uncinata* rasch gleitet. Die meist größeren *Trithigmostoma*-Arten sind ventral vollständig bewimpert. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 6 - 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: *Chilodonella uncinata* ist nach unseren Erfahrungen eine der gemeinsten Ciliaten-Arten überhaupt. Man findet sie weltweit in allen limnischen und terrestrischen Biotopen. Massenvorkommen sind aber sehr selten. Sie besiedelt alle Substrate (Periphyton, Benthos, Neuston, Kahmhäute), regelmäßig findet man sie in *Sphaerotilus*-Zotten. Mehrere Nachweise aus Belebtschlämmen (Brocken- und Fasertropfkörper, "rotating disks"). BERECZKY (1975) findet sie regelmäßig im Potamoplankton der Donau. Selten auf Kiemen von Karpfenfischen (MIGALA & KAZUBSKI 1972; durch Silberimprägnation belegt). Nicht eindeutig belegte Meldungen z. B. aus Weg- und Regenwasserpfützen, aus Ziehbrunnen, aus dem Grundwasser Sachsens und Tübingens, aus Baumhöhlen und aus der Mantelhöhle von *Pisidium*- und *Sphaerium*-Muscheln (DOBRZANSKA 1958). Auch in Aestuaren (z. B. Elbe). ZIEHMANN (1970) fand *C. uncinata* in versalzten Flüssen Deuschlands (Werra, Wipper) bis 7000 mg/l Cl^-, BICK (1968a) bis 2.8 % Salinität im thalassogenen Brackwasser und bei 1.5 % in athalassogenen Natronwässern. Verbreitung sicher kosmopolitisch.

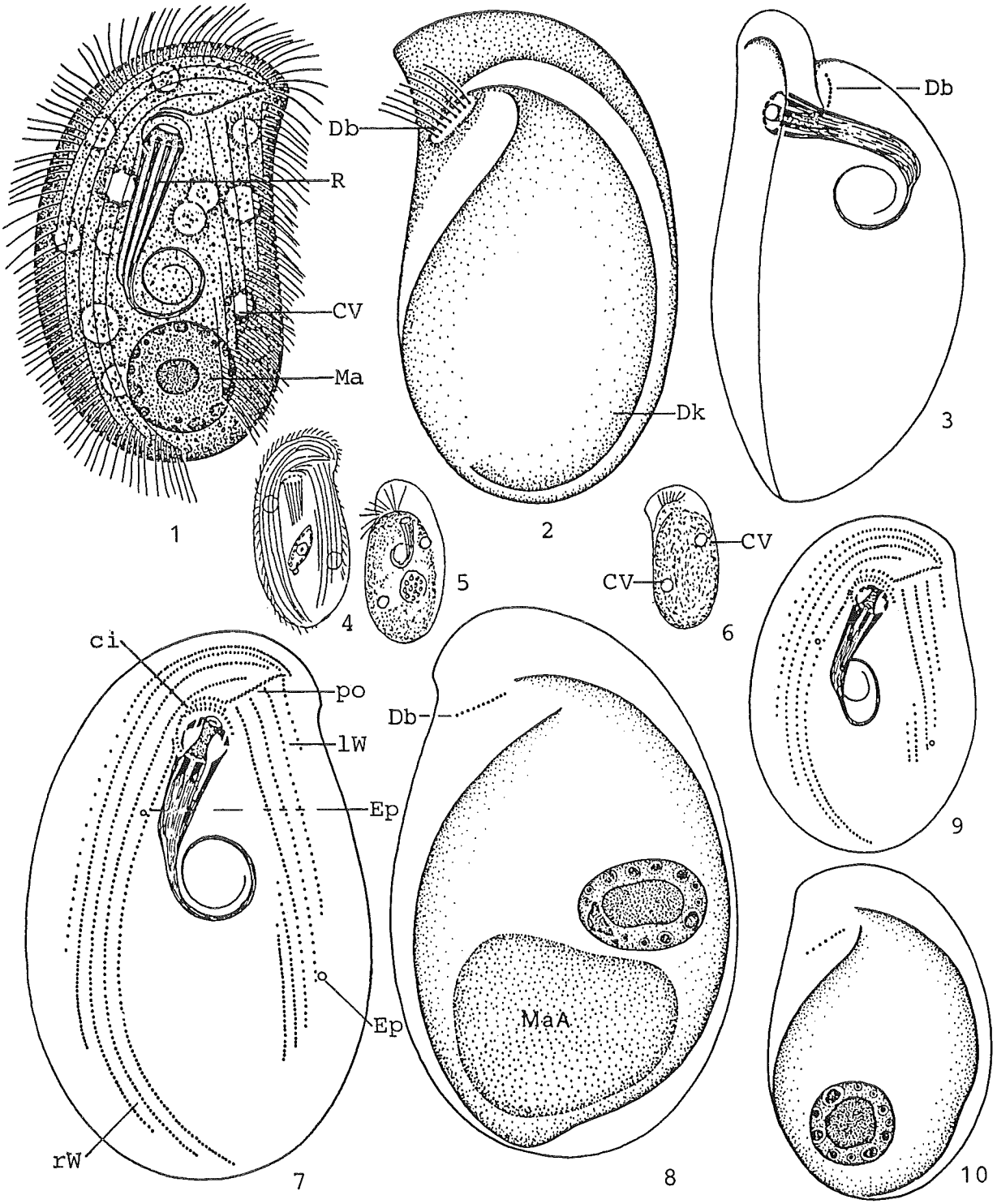
Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich nur Bakterien. Nach WILBERT (1969) fehlt *C. uncinata* bei O_2 < 1 mg/l und ist ein sehr häufiger Erstbesiedler auf eingehängten Objektträgern. Biomasse von 10^6 Individuen nach Freiland- und Laborbefunden: etwa 12 mg (n = 20; SCHÖNBORN 1981, 1982), etwa 6 mg (n = 25; FINLAY 1977), 20 mg (BERECZKY 1981), 11 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). In allen Strömungsbereichen bis 2.4 m/s (STÖSSEL 1979, SCHMITZ

1985). Generationszeit im Freiland 24 - 120 ($\bar{x}$ = 72) bzw. 96 - 240 ($\bar{x}$ = 144) Stunden (SCHÖNBORN 1981, 1982) und im Labor 23.2 Stunden bei 8.5 °C, 14 Stunden bei 15 °C, 10.7 Stunden bei 20 °C (FINLAY 1977). SCHÖNBORN (1981, 1982) gibt interessante Daten zur Produktion (P/B Quotienten = 250 bzw. 375). KLIMOWICZ (1972) fand bis zu 1191 Ind./ml im Belebtschlamm polnischer Kläranlagen. Weitere autökologische Daten → Tabelle und folgende eigene Messungen (n = 10 - 22): 0.7 - 2.2 mmol/l Säurekapazität, 0.1 - >7.3 mg/l BSB_2, <5 - 130 mg/l CSB, 0.6 - 2.9 mg/l DOC, 4.6 - 400 mg/l SO_4^{2-}, 9.6 - 400 mg/l P (total), 7 - 234000 aerobe Kolonien/ml (22 °C), 10 - 37000 endotypische Coli/100 ml (44 °C). Weitere Daten nach BICK & KUNZE (1971) und BICK (1972a), Präferenzbereiche in Klammern: 0 - 50 (30 - 35) °C, 4 - 9.5 (6.5 - 7.5) pH, 0 - 15.2 (0.1 - 1) mg/l O_2, 0 - 150 (0 - 2) mg/l NH_4^+, 0 - 36 mg/l NO_2^-, 0 - 2 (0) mg/l H_2S, 0 - 200 (10 - 25) mg/l CO_2, 0.03 - 17000 x 10^4 (>10^6) Bakterien/ml (auf Pepton gezählt). STÖSSEL (1979) fand die Art bei 0.3 - 7.2 mg/l DOC (kein Präferenzbereich).

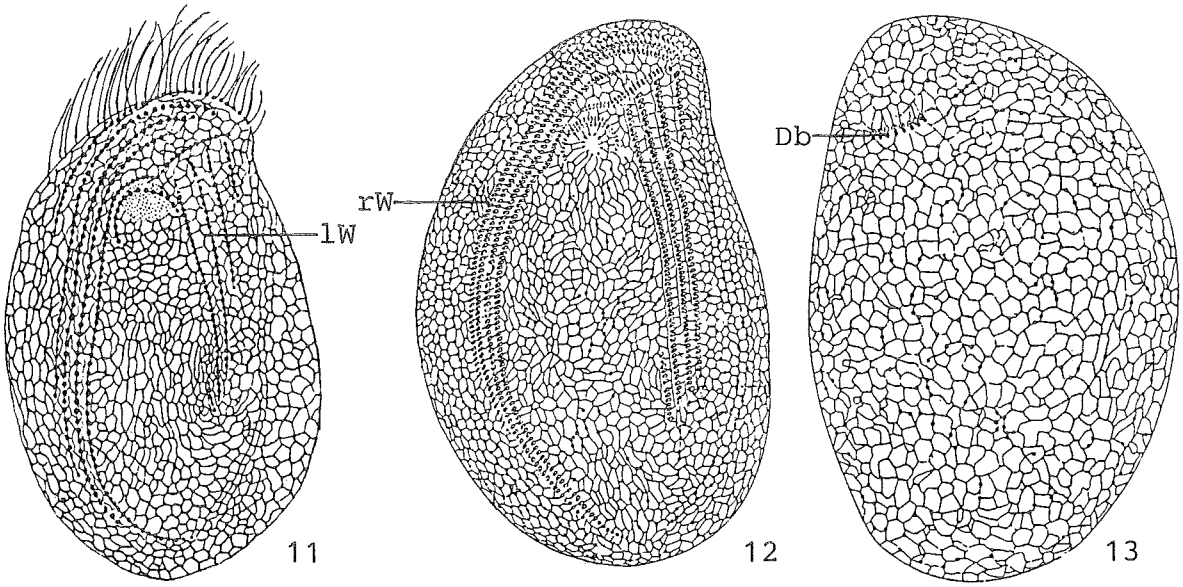
Tabelle: Milieuspektra von ***Chilodonella uncinata***. Unsere eigenen unveröffentlichten Daten basieren auf der Analyse von Fließgewässern Österreichs, jene von DETCHEVA (1972, 1975, 1978, 1979, 1983a,b,c) auf einer großen Anzahl von Analysen bulgarischer Fließgewässer, jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 102 - 107 Analysen von solebelasteten Fließgewässern Deutschlands und jene von PATRICK et al. (1967) auf vielen Analysen vom Savannah Fluß (USA).

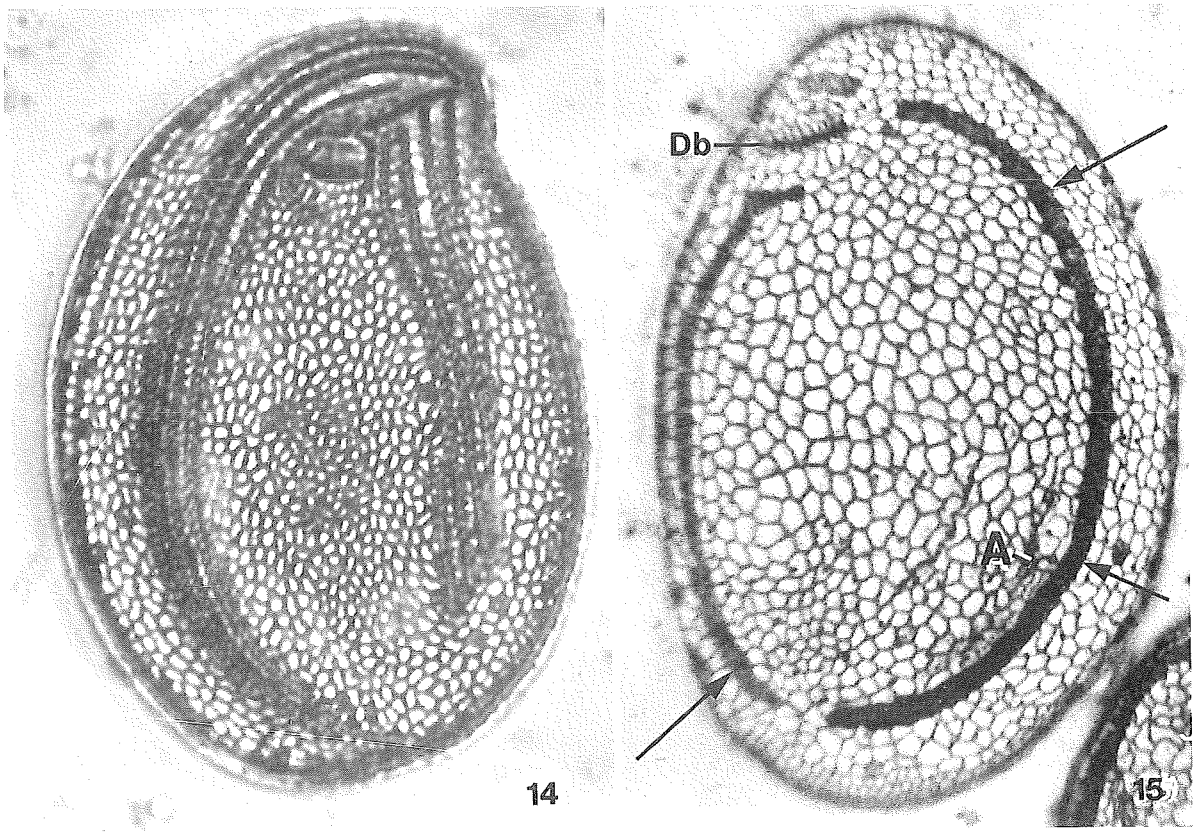
Faktor	eigene Daten	n	DETCHEVA	MIHAILOWITSCH	PATRICK
Saprobität	1.8 - 3.3	(27)	o, b, a, p	-	-
Frequenz (%)	20		10.8 - 25	-	-
°C	0.1 - 12.2	(27)	0.6 - 26	1.9 - 20.5	18.5 - 28
Leitf. (μS/cm)	182 - 975	(25)	-	433 - 53700	-
pH	6.6 - 8.5	(27)	6.0 - 7.9	7.1 - 8.0	6.5 - 7.0
O_2 (mg/l)	4.7 - 13.7	(27)	2.23 - 14.5	1.2 -17.6	5 - 10.6
O_2 (Sättigung %)	46 - 112	(27)	27.3 - >100	-	-
BSB_5 (mg/l)	0.9 - 8.6	(26)	0.7 - 86	-	0.26 - 2.0
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	4.7 - 82	(14)	2.0 - 358.6	-	-
Gesamthärte (dH°)	5.7 - 14.4	(25)	1.1 - 46.2	-	0.45 - 1.23
CO_2 (frei; mg/l)	-		-	5.9 - 187	1 - 10
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.005 - 2.83	(23)	-	-	0.004 - 0.16
NH_4^+-N (mg/l)	<0.005 - 0.5	(27)	0 - 6.8	0 - 12.8	0.001 - 0.17
NO_3^--N (mg/l)	0.015 - 2.9	(25)	1.6 - 31	0.3 - 13.4	0.001 - 0.007
NO_2^--N (mg/l)	<0.001 - 0.04	(13)	0.07 - 1.4	0.02 - 0.8	0.07 - 0.39
Cl^- (mg/l)	0.2 - 90	(19)	-	36.9 - 21059	0.6 - 7.0

Saprobielle Einstufung: SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) stufen das Synonym *C. dentata* (b = 3, a = 7) anders als *C. uncinata* (a = 10) ein! FOISSNER (1988a) schlägt daher vor: a; b = 2, a = 6, p = 2, I = 3, SI = 3.0. MORAVCOVA (1977): b = 4, a = 6, p = +, I = 3, SI = 2.6. MAUCH et al. (1985): SI = 3.0. MADONI (1980): a; o = +, b = 1, a = 9. BICK & KUNZE (1971): b = 1, a = 8, p = 1, I = 4. BUCK (1971) errechnete einen SI = 2.9 ±0.65. Eigene Ergebnisse: SI = 1.8 - 3.3, $\bar{x}$ = 2.3, n = 27. Berücksichtigt man nur Werte ab häufigem Auftreten: SI = 2.0 - 3.3, $\bar{x}$ = 2.5, n = 3. Diese Befunde weisen darauf hin, daß die Art bevorzugt in beta- bis alphamesosaproben Gewässern vorkommt, weshalb die von FOISSNER (1988a) vorgeschlagene Einstufung realistisch erscheint. Einzelvorkommen in allen Saprobitätsstufen, z. B. in ausgedrückten Moosen reinster Gebirgsbäche. Sie hat sicher eine große ökologische Valenz, was auch die weiten Grenzwerte des Vorkommens zeigen (→ Tabelle). Nach PAX (1948) ist sie eine Leitform in Schwefelquellen.

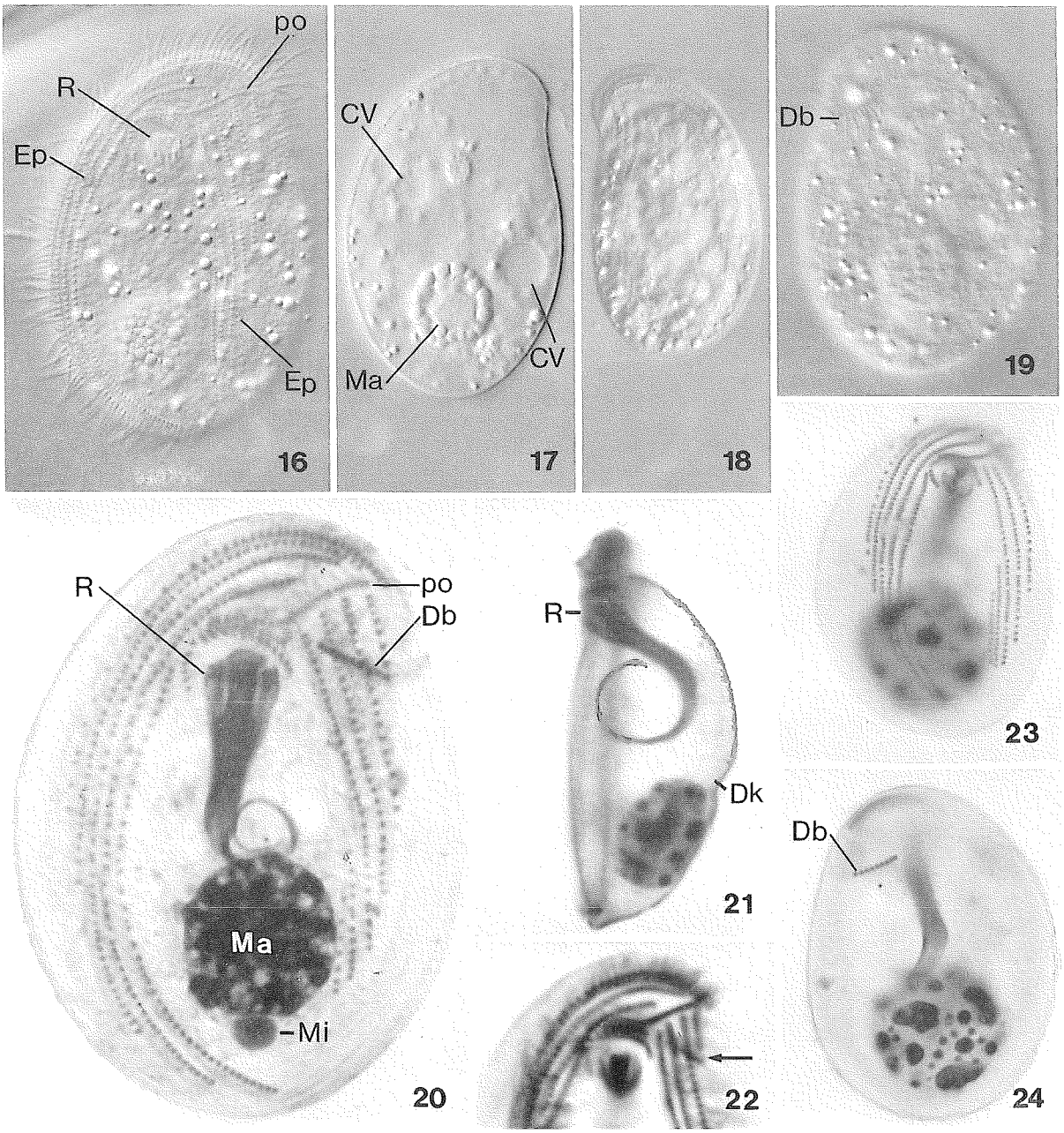


Chilodonella uncinata (1 - 3, 7 - 10, aus FOISSNER 1988b, Kulturmaterial; 4 - 6, aus KAHL 1931). **1, 4:** Ventralansichten in vivo, 38 μm, 70 μm. **2, 5, 6:** Dorsalansichten in vivo, 32 μm, 55 μm, 38 μm. **3:** Seitenansicht nach Protargolimprägnation, 32 μm. **7 - 10:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite zweier verschieden großer Exemplare, dargestellt bei gleicher Vergrößerung, 38 μm, 26 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, MaA = Makronucleus-Anlage, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.

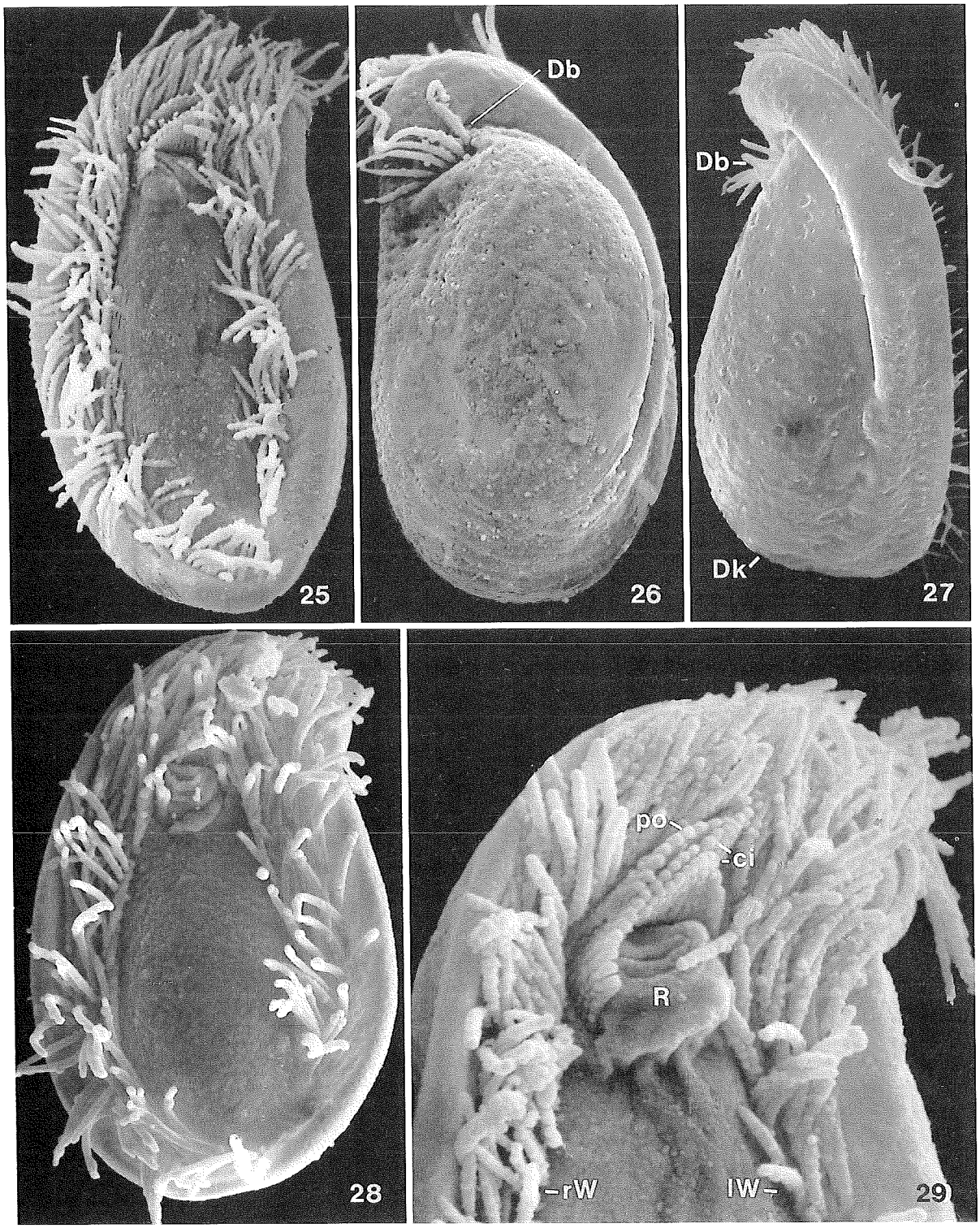




Chilodonella uncinata (11, aus KLEIN 1926; 12, 13, aus CHATTON et al. 1931; 14, aus FOISSNER 1974; 15, aus FOISSNER & SIMONSBERGER 1975). **11:** Silberliniensystem und Bewimperung der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Erste Abbildung eines versilberten Ciliaten! **12 - 15:** Silberliniensystem und Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite. Die Pfeile in 15 weisen auf eine typische, dunkler imprägnierte Zone auf der Dorsalseite. A = After (Cytopyge), Db = Dorsalbürste, lW = linkes Wimpernfeld, rW = rechtes Wimpernfeld.



Chilodonella uncinata (16 - 21, 23, 24, Originale; 22 aus FOISSNER 1981b). **16:** Bewimperung der Ventralseite in vivo im Interferenzkontrast. **17, 18:** Ansichten von typischen Formvarianten in vivo im Interferenzkontrast. **19:** Dorsalansicht in vivo im Interferenzkontrast. **20:** Bewimperung der Ventral- und der durchscheinenden Dorsalseite eines stark gequetschten Individuums nach Protargolimprägnation. **21:** Seitenansicht nach Protargolimprägnation. Man beachte besonders die proximal füllhornartig eingerollte Reuse und den ziemlich hochgewölbten Dorsalkörper. **22:** Detail der Bewimperung im vorderen Körperabschnitt nach Protargolimprägnation. Unter der praeoralen Wimpernreihe sieht man die Dorsalbürste durchscheinen (Pfeil). **23, 24:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse.



Chilodonella uncinata (25 - 29, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; Originale). **25, 28:** Ventralansichten. **26, 27:** Dorsalansicht und rechts laterale Ansicht. **29:** Detail der Mundbewimperung. ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, lW = linkes Wimpernfeld, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.

Odontochlamys alpestris FOISSNER, 1981

1981 *Odontochlamys alpestris* FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 108: 289.

Taxonomie

Diese Gattung wurde von KAHL (1931) mit *Chilodonella* synonymisiert. FOISSNER (1981b, 1988b) reaktivierte sie wieder. *Odontochlamys alpestris* wurde zuerst aus dem Boden beschrieben. Eine nur leicht abweichende Form, die wir immer wieder in Vorflutern finden und deshalb hier aufnehmen, haben wir damit identifiziert (BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht). In der Differentialdiagnose sind nur die Merkmale der Fließgewässer-Population berücksichtigt. Die Boden-Population ist etwas kleiner, hat weniger Basalkörper in der Dorsalbürste (3 - 6, $\bar{x}$ = 4.1) und ein schmäleres, leicht eingesenktes postorales wimpernfreies Feld (Abb. 8 - 11).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 35 - 60 x 20 - 35 μm, meist um 50 x 30 μm.

2) Gestalt eiförmig, Vorderende leicht nach links vorgezogen, wodurch praeoral ein etwas vorspringender, recht scharf gespitzter Schnabel entsteht (Abb. 1, 2).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht, ventral eben. Dorsalkörper überragt deutlich die Ventralseite, wenig oder nicht gefurcht, vorne stark abfallend. Rand leicht abgeflacht, ist im Gegensatz zu jenem von → *C. uncinata* wulstförmig und relativ undurchsichtig (Abb. 1 - 5).

4) Makronucleus kugelig bis ellipsoid, etwa in der Mitte der Zelle. Zentrum in vivo hyalin, mit vielen Chromatinkörpern an der Peripherie (Abb. 1, 7, 13, 18 - 20).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere rechts unterhalb der Reusenöffnung, die hintere am Ende des linken Wimpernfeldes (Abb. 1, 2, 6, 12, 13, 17, 19).

6) 11 - 12 (fast immer 11) ventrale Wimpernreihen, die 2 getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Innere Reihe des rechten Feldes endet vorne an der Reuse, die übrigen 4 Reihen sind hinten leicht verkürzt und biegen vorne um den Mund. Die praeorale Wimpernreihe beginnt über den 2 circumoralen Wimpernreihen und zieht mit einem meist deutlichen Knick nicht ganz bis an die Schnabelspitze. Die inneren 2 Wimpernreihen des linken Feldes vorne verkürzt, die 4 äußeren hinten sukzessive verkürzt und vorne an die praeorale Wimpernreihe stoßend (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 6, 12 - 14, 19).

7) Dorsalbürste ganz am Vorderrand etwa in der Mitte der Körperdicke, kurz, leicht gebogen, fast am linken Körperrand, besteht aus 6 - 9 (meist 7) Wimpern (Abb. 1, 2, 7, 12, 19, 20).

8) Mund im vorderen Viertel etwa in der Mediane. Reuse schmal (etwa 4 μm), trichterförmig, nach dorsal geneigt, hinten etwas eingerollt, besteht aus etwa 6 - 7 Stäben (Abb. 1, 6, 12 - 14, 16, 18 - 20)

9) So wie die Boden- zeigen auch die Fließgewässer-Populationen eine auffallende Neigung zur Enzystierung. Schon bei leichtem Deckglasdruck beginnt sich der Dorsalkörper über die Ventralseite schnürbeutelartig zusammenzuziehen, wodurch die Zelle kugelförmig wird (Abb. 12, 13, 15 - 17).

Verwechslungsmöglichkeiten

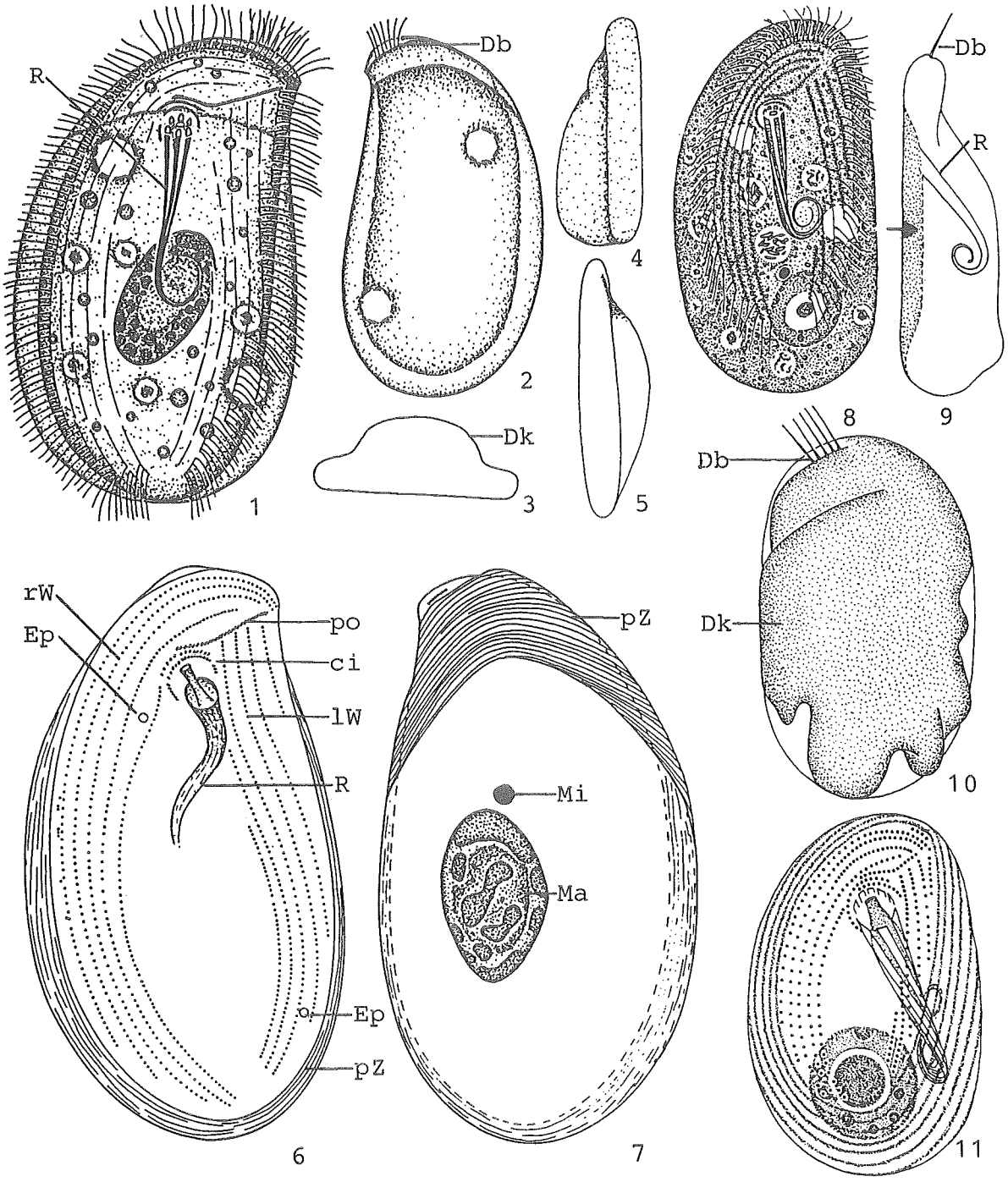
Odontochlamys ist leicht mit Arten der Gattungen → *Chilodonella*, → *Pseudochilodonopsis* und → *Thigmogaster* zu verwechseln. Der Unterschied zur Gattung *Chilodonella* ist nur sehr gering (z. B. auffallende Neigung zur Enzystierung unter dem Deckglas; sh. FOISSNER 1988b). *Chilodonella uncinata* unterscheidet sich aber in der Lage und Anordnung der Dorsalbürste und in der Form des Dorsalkörpers sehr gut von *O. alpestris*. Außerdem enzystiert sie sich unter dem Deckglas nie. *Chilodonella convexa* KAHL, 1931, deren Dorsalkörper ebenfalls auffallend vorragt, scheint auf den Boden beschränkt zu sein. Ihre Dorsalbürste, die so wie bei *O. alpestris* ganz am Vorderende liegt, besteht aus durchschnittlich 4 sehr weit gestellten Wimpern (BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht). *Pseudochilodonopsis* ist fast immer mit Algen gefüllt, hat mehr Reusenstäbe und eine aus mehreren Teilen aufgebaute praeorale Wimpernreihe. Bei *Thigmogaster* besteht die Dorsalbürste aus nur 3 (2 + 1) Wimpern; die meisten bisher bekannten Arten dieser Gattung sind deutlich kleiner (< 40 μm). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 7, 9 wichtig.

Ökologie

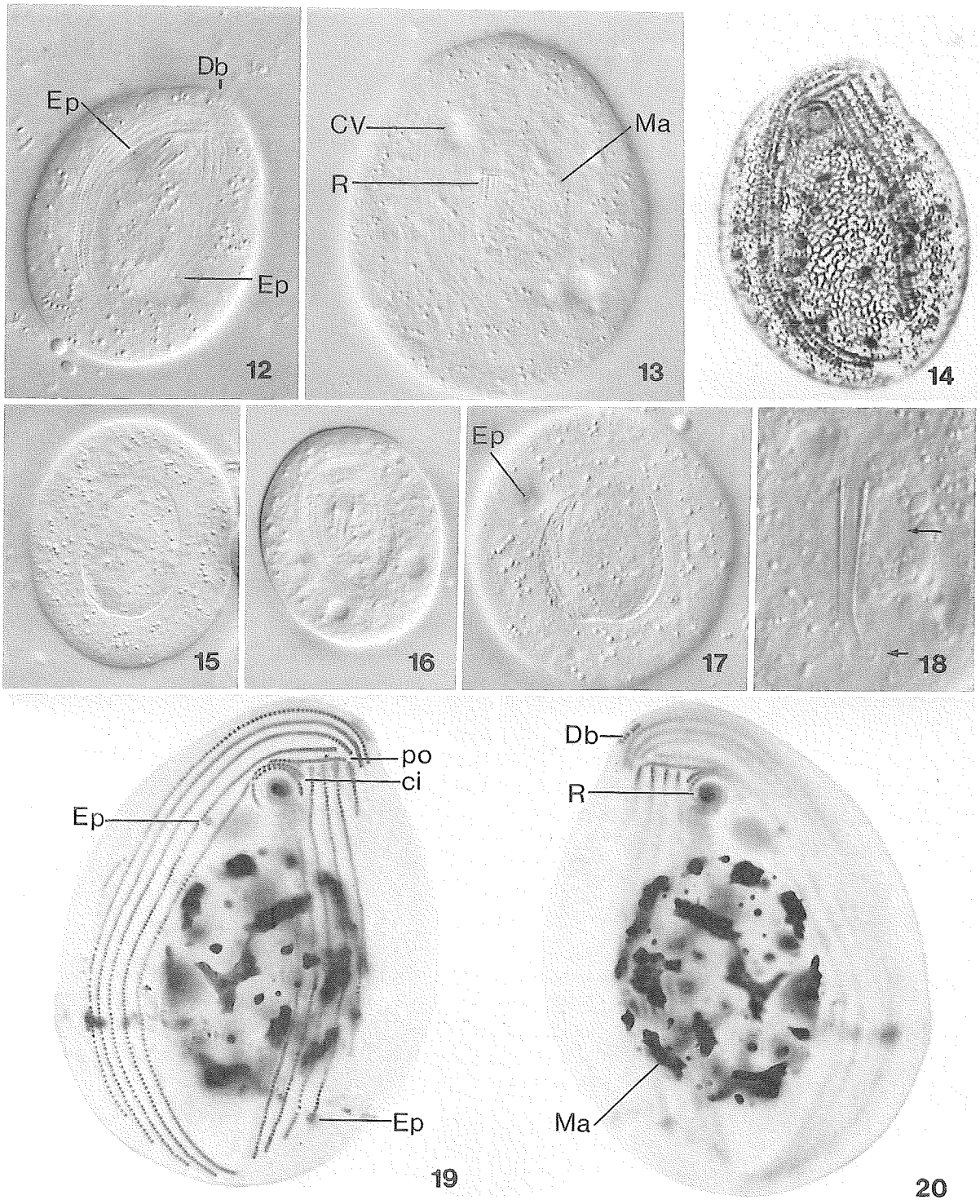
Vorkommen und Verbreitung: In limnischen und terrestrischen Biotopen. Manchmal häufig im Periphyton mesosaprober Vorfluter. Bisher in Ager und Traun (Oberösterreich), Amper und Vils (Bayern) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich nur Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 10 mg.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Wir schlagen vor: b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Odontochlamys alpestris (1 - 7, Fließgewässer-Population, aus BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht; 8 - 11 Boden-Population, aus FOISSNER 1981b). **1, 8:** Ventralansichten in vivo, 50 μm, 37 μm. **2, 4, 5, 9, 10:** Dorsal- und Lateralansichten in vivo, 50 μm, 40 μm. Der Pfeil weist auf das eingesenkte postorale wimpernfreie Feld. **3:** Querschnitt. **6, 7, 11:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 50 μm, 23 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, pZ = protargolaffine Zonen, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.



Odontochlamys alpestris (12 - 20, Fließgewässer-Population, aus BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht). **12, 13, 15 - 17:** Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast. Stadien der Abkugelung unter leichtem Deckglasdruck. Auch das Exemplar von Abb. 12 beginnt sich schon zu enzystieren. **14:** Silberliniensystem und Bewimperung der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation. **18:** Reuse und Makronucleus im Interferenzkontrast. Der kurze Pfeil weist auf das leicht eingerollte Reusenende, der lange auf das hyaline Zentrum des Makronucleus. **19, 20:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse.

Thigmogaster oppositevacuolatus AUGUSTIN & FOISSNER, 1989

1989 *Thigmogaster oppositevacuolatus* AUGUSTIN & FOISSNER, Lauterbornia, 1: 40.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 20 - 30 x 16 - 23 μm.

2) Gestalt vorne und hinten breit gerundet, vorne aber deutlich schmäler als hinten, praeoral kein Schnabel (Abb. 1 - 3, 7, 8, 10, 11).

3) Ventral leicht eingesenkt, dorsal stark gewölbt. Dorsalkörper gelegentlich unregelmäßig eingebuchtet (Abb. 4 - 6, 9).

4) Makronucleus kugelig, in der hinteren Körperhälfte (Abb. 1, 2, 5 - 7, 11).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die sich etwa in Körpermitte gegenüberliegen. Linke kontraktile Vakuole meist etwas weiter vorne (in der Nähe des Reuseneinganges) als die rechte (Abb. 2, 7, 8).

6) Rechtes Wimpernfeld aus 5 - 7 langen, linkes aus 5 - 6 kurzen Wimpernreihen. Die beiden Wimpernfelder sind in der Mediane etwa um den Zwischenraum einer Wimpernreihe voneinander getrennt (Abb. 7, 10).

7) Dorsalbürste am Vorderende, besteht aus 3 (2 + 1) Wimpern. Die einzelne, 4 - 5 μm lange, steife Wimper am linken Körperrand, in der Höhe der praeoralen Wimpernreihe ist leicht zu übersehen (Abb. 2, 3, 5, 7 - 11)!

8) Reuse in der Mediane, stark nach dorsal geneigt, trichterförmig, hinten füllhornartig umgebogen. Vor der Reuse eine kurze, leicht gebogene praeorale Wimpernreihe, die (im Gegensatz zu → *Chilodonella* und → *Trithigmostoma*) nie den linken Körperrand erreicht. 2 circumorale Wimpernreihen, von denen die äußere rechts um die Reuse gebogen ist (Abb. 1 - 4, 7, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

Leicht zu verwechseln mit → *T. potamophilus* (nur 1 kontraktile Vakuole rechts unterhalb der Reuse), *T. pardus* DEROUX, 1976a (kontraktile Vakuolen in der für die Chilodonelliden typischen Lage diagonal), eventuell auch mit kleinen Populationen von → *Chilodonella uncinata* und mit Arten der Gattungen → *Pseudochilodonopsis* und → *Odontochlamys* (Wimpernfelder sind in der Mediane deutlicher voneinander getrennt). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5 und 7 wichtig.

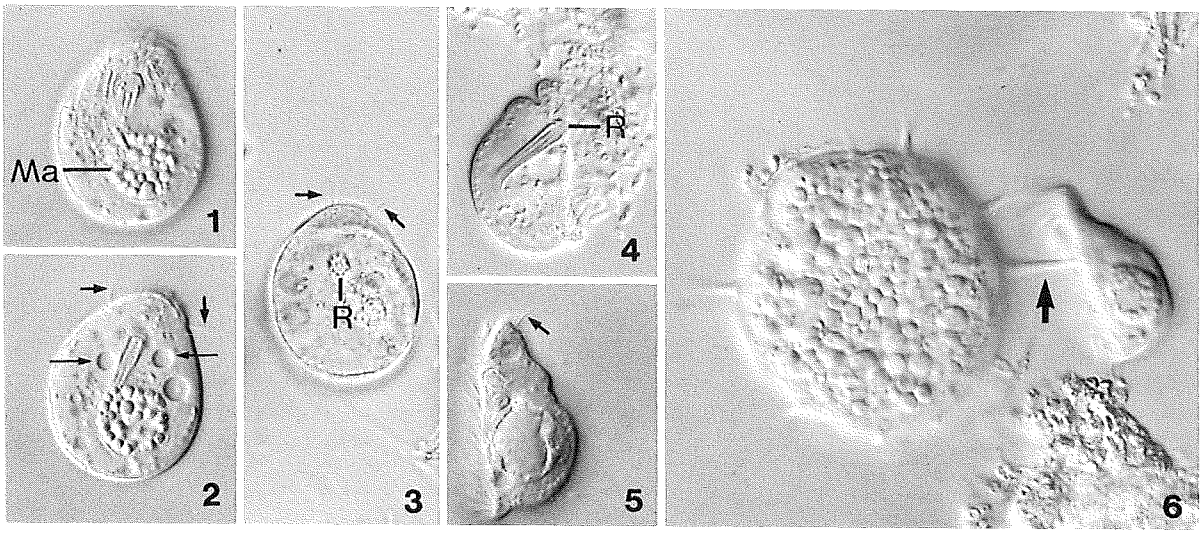
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Mehrfach im Belebtschlamm verschiedener Kläranlagen im Bundesland Salzburg und in beta- bis alphamesosaproben Vorflutern (Amper bei München, BRD; Ager bei Lenzing, Oberösterreich). Nach unseren Erfahrungen sehr häufig; offensichtlich früher nie bestimmt oder mit → *Chilodonella uncinata* vermengt.

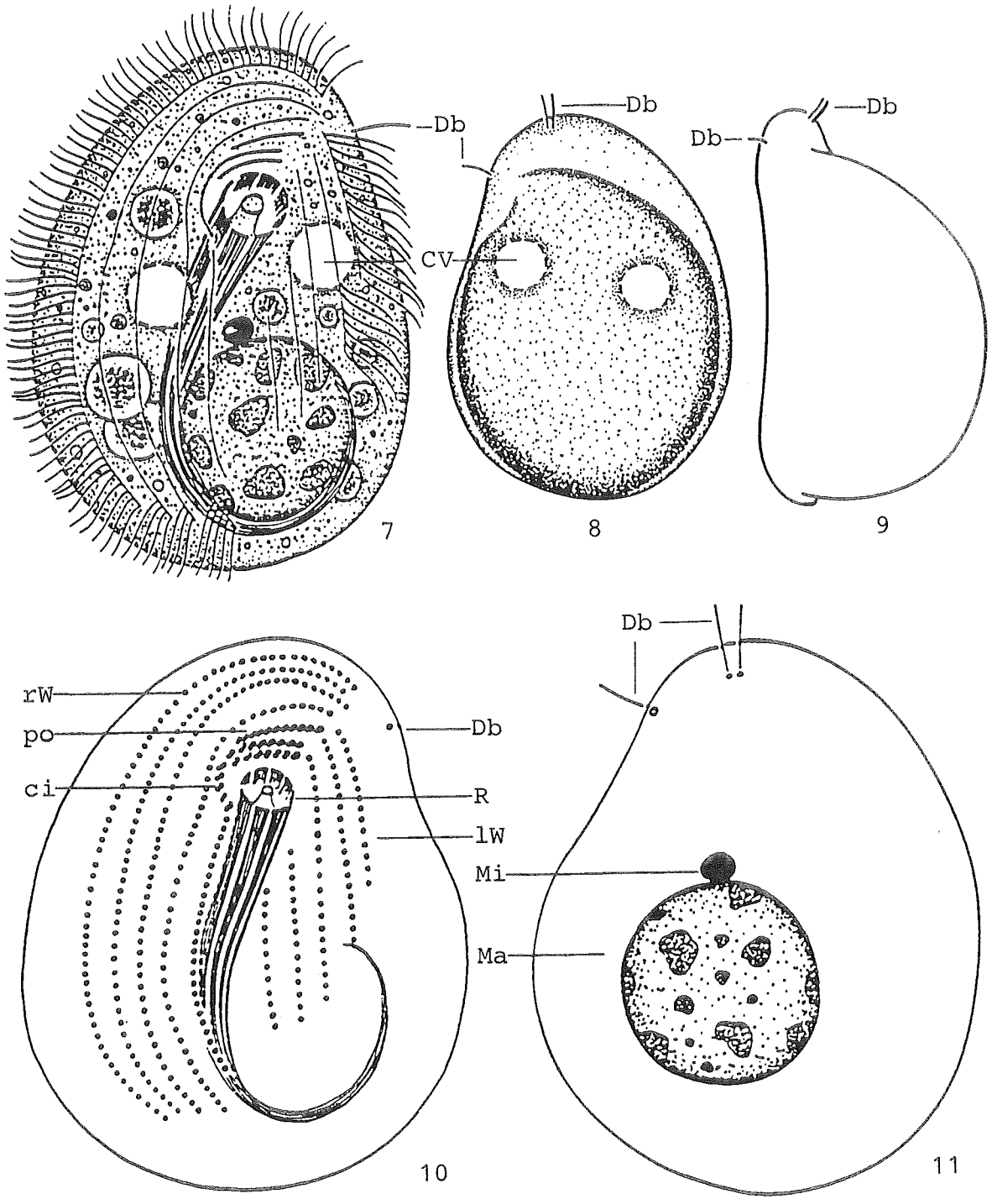
Spezielle autökologische Daten (nach JÄGER et al. 1989, AMT DER SALZBURGER LANDESREGIERUNG unveröffentlicht): Frißt Bakterien, vielleicht auch heterotrophe Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 15 mg. Vorkommen im Belebtschlamm der Kläranlagen Saalbach (bis zu 900.000 Ind/l), Rußbach und Strobl (alle im Bundesland Salzburg) bei folgenden Verhältnissen: Schlammvolumen 300 - 1080 ml/l, Trockensubstanz 0.7 - 8.2 kg/m^3, Schlammindex 75 - 182, Glüh-

verlust 40 - 81 %, extrahierbare Stoffe (Fette) 40 - 470 mg/l, Temperatur 4.6 - 14 °C, 0.4 - 6.8 mg/l O_2, Raumbelastung 0.4 - 1.7 kg BSB_5/m^3d, Schlammbelastung 0.2 - 1.3 kg BSB_5/kg TS, BSB_5-Fracht 570 - 2420 kg/d, Schlammalter 4 - 18 d. Im Zulauf (ZL) beziehungsweise Ablauf (AL) wurden folgende Verhältnisse festgestellt: pH (ZL/AL) 7.0 - 8.2/6.9 - 7.7, Leitfähigkeit (ZL/AL) 226 - 642/107 - 575 μS/cm, BSB_5 (ZL/AL) 80 - 440/2 - 50 mg O_2/l, CSB (ZL/AL) 126 - 535/17 - 120 mg/l, TOC (ZL/AL) 18 - 138/7.7 - 11.7 mg/l, Gesamt-N (ZL/AL) 14.2 - 37.0/8.8 - 30.0 mg/l, Gesamt-P (ZL/AL) 3.8 - 32.0/3.4 - 18.4 mg/l, NH_4^+ (ZL/AL) 15.0 - 54.5/8.0 - 42.1 mg/l, NO_3^- (ZL/AL) 0.0 - 10.7/0.0 - 20.0 mg/l, Cl^- (ZL/AL) 11.0 - 53.0/10.0 - 48.2 mg/l, SO_4^{2-} (ZL/AL) 24 - 63/25 - 54 mg/l, absetzbare Stoffe (ZL/AL) 4.0 - 13.0/0.0 ml/l, extrahierbare Stoffe (ZL/AL) 12.0 - 44.0/<3.0 - 25.0 mg/l.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Wir schlagen vor: b - a; b = 3, a = 5, p = 2, I = 2, SI = 2.9.



Thigmogaster oppositevacuolatus (1 - 6, Originale; Interferenzkontrast). **1, 2:** Ventralansicht eines Exemplars, fokussiert auf die Oberfläche bzw. auf die Zellmitte. Die kurzen Pfeile weisen auf die Wimpern der Dorsalbürste, die langen auf die einander gegenüberliegenden kontraktilen Vakuolen. **3:** Leicht schräge Ventralansicht, die die Reuse in Draufsicht und die 3 Wimpern der Dorsalbürste zeigt (Pfeile). **4:** Seitenansicht eines auf einem Bakterienhaufen kriechenden Individuums. Beachte die stark nach dorsal gerichtete Reuse. **5:** Seitenansicht. Der Pfeil weist auf die Dorsalbürste. **6:** Ein an einem Suktoriententakel (Pfeil) haftendes Exemplar. Ma = Makronucleus, R = Reuse.



Thigmogaster oppositevacuolatus (7 - 11, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1989). **7, 8:** Ventral- und Dorsalansicht in vivo, 28 μm. **9:** Seitenansicht in vivo. **10, 11:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 23 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.

Thigmogaster potamophilus FOISSNER, 1988

1988 *Thigmogaster potamophilus* FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 30.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo etwa 20 - 30 μm.

2) Gestalt breit ellipsoid, rechter Rand konvex, linker leicht sigmoid, bildet vorne einen meist deutlichen Schnabel (Abb. 1, 2).

3) Ventral eben, dorsal in der Mitte stark gewölbt. Dorsalkörper an den Rändern unregelmäßig gefurcht, hinten meist 3 lappenförmige Vorsprünge (Abb. 2, 3, 5, 6).

4) Makronucleus kugelig, in der hinteren Körperhälfte, mit mäßig großen Chromatin-Körpern (Abb. 1, 5, 6).

5) Nur eine kontraktile Vakuole rechts unterhalb des Mundes (Abb. 1, 2). Vorsicht: Im Cytoplasma manchmal fast leere Nahrungsvakuolen, die man leicht für kontraktile Vakuolen hält.

6) Rechtes und linkes Wimpernfeld etwa um den Zwischenraum 1 Wimpernreihe voneinander getrennt. Innere Wimpernreihe des rechten Feldes vorne und hinten verkürzt, die übrigen 4 Wimpernreihen sind unverkürzt und treffen vorne im Bereich des Schnabels zusammen. Wimpernreihen des linken Feldes annähernd gleich lang, aber gegeneinander verschoben, so daß das Feld rhombisch wird. Praeorale Wimpernreihe leicht gebogen, kurz, erreicht nie die Schnabelspitze (→ *C. uncinata*). Die äußere der 2 circumoralen Wimpernreihen ist rechts leicht um die Reuse gebogen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 4, 7, 8).

7) Dorsalbürste am Vorderende, besteht aus 3 (2 + 1) Wimpern. 2 Wimpern subapikal in der Mediane, 1 leicht (!) zu übersehende Wimper am rechten Körperrand dicht unterhalb der Schnabelspitze (Abb. 2, 5, 8).

8) Mund in der Mitte der vorderen Körperhälfte. Reuse in der Mediane, trichterförmig, stark nach dorsal geneigt, hinten füllhornartig umgebogen, besteht aus 6 - 7 Stäben (Abb. 1, 4, 6, 7, 8).

9) Schwimmt im Gegensatz zu *C. uncinata* auffallend unbeholfen, kriecht aber wie diese sehr behende auf Detritus und fädigen Aufwuchssubstraten.

Verwechslungsmöglichkeiten

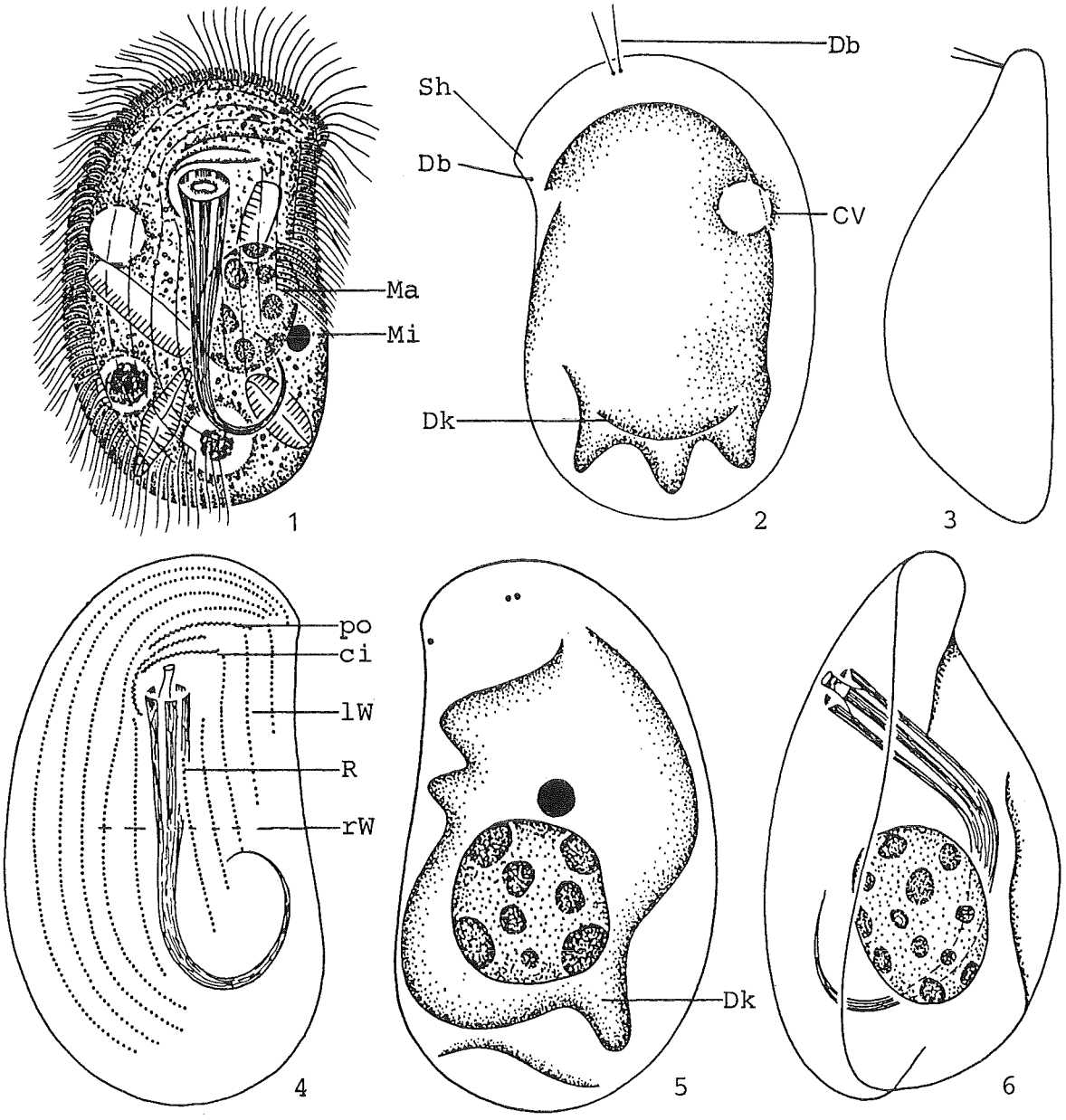
Wurde früher vermutlich mit kleinen Arten der Gattung → *Chilodonella* und → *Chlamydonella* verwechselt. → *T. oppositevacuolatus* AUGUSTIN & FOISSNER, 1989 hat 2 kontraktile Vakuolen, die sich in der Körpermitte gegenüber liegen. *Thigmogaster pardus* DEROUX, 1976a hat 2 kontraktile Vakuolen - in der für die Chilodonelliden typischen Lage - diagonal angeordnet. Mit kleinen Populationen von → *C. uncinata* ist diese Art tatsächlich leicht zu verwechseln. In vivo achte man auf den Inhalt der Nahrungsvakuolen, da *C. uncinata* selten Kieselalgen frißt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5 - 7 wichtig.

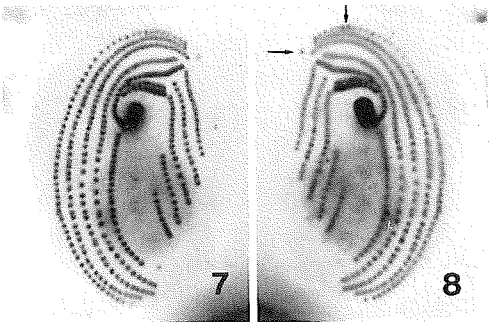
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Häufig im *Hydrurus foetidus*-Rasen bei betamesosaproben Verhältnissen. Mittlerweile fanden wir ihn im Periphyton verschiedener Flüsse Österreichs (z. B. Ager, Traun) und Deutschlands (z. B. Amper). Er ist offensichtlich nicht an *Hydrurus* gebunden.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Kieselalgen und kleine kokkale Grünalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 2.5 mg. Wir fanden *Thigmogaster potamophilus* bei folgenden Verhältnissen (n = 1 - 2): 10 - 10.7 °C, pH 7.8 - 8.2, 9.1 - 10.7 mg/l O_2, 84 - 100 O_2 %, 0 - 0.12 mg/l NH_4^+-N, 0.006 - 0.018 mg/l NO_2^--N, 1.1 - 6.4 mg/l NO_3^--N, 19 - 68 µg/l PO_4^{3-}-P, 49 - 75 µg/l P (total), Säurekapazität 1.37 mval/l, $KMnO_4$-Verbrauch 8.1 mg/l, 2.2 - 3.1 mg/l BSB_5, Zahl aerober Kolonien (22 °C, 1 ml) 6133, Zahl endotypischer Coli (44 °C, 100 ml) 15000.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Die bekannten Daten weisen auf einen Verbreitungsschwerpunkt in der beta- bis alphamesosaproben Selbstreinigungszone. Einzelfunde im oligo- bis betamesosaproben Bereich und bei ausgeprägter Alphamesosaprobie. Wir schlagen folgende Einstufung vor: b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Bedarf weiterer Untersuchungen.





Thigmogaster potamophilus (1 - 6, aus FOISSNER 1988b; 7, 8, Originale). **1 - 3:** Ventral-, Dorsal-und Seitenansicht in vivo, 30 μm, 25 μm, 26 μm. **4, 5:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 24 μm. **6:** Seitenansicht nach Protargolimprägnation, 24 μm. **7, 8:** Ventral- und Dorsalansicht eines stark gequetschten Individuums nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die Basalkörper der Dorsalbürste. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld, Sh = Schnabel.

Pseudochilodonopsis algivora (Kahl, 1931) FOISSNER, 1979

1931 *Chilodonella algivora* KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 240.
1952 *Chilodonella algivora* KAHL 1935 - SRAMEK-HUSEK, Cslka. Biol., Praha, 1: 138 (Wiederbeschreibung in vivo).
1979 *Pseudochilodonopsis algivora* (KAHL, 1930 - 1935) - FOISSNER, Int. Revue ges. Hydrobiol., 64: 125 (Silberimprägnation).
1988 *Pseudochilodonopsis algivora* (KAHL, 1931) FOISSNER, 1979 - FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 41 (Silberimprägnation).
1989 *Pseudochilodonopsis algivora* (KAHL, 1931) - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 92 (Silberimprägnation).

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

1) Größe in vivo 40 - 70 x 20 - 30 x 12 μm (GOLEMANSKY 1984), meist um 50 μm lang.

2) Gestalt breit bis mäßig breit ellipsoid, hinten spitz bis breit gerundet, manchmal von Vorsprüngen des Dorsalkörpers überragt. Rechter Rand konvex, linker sigmoid, in der Höhe der Reuse eingezogen, wodurch praeoral ein stark vorspringender, oft sehr spitzer Schnabel entsteht (Abb. 1, 3, 5, 6, 9, 10 - 13, 17).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht. Ventral eben. Dorsalkörper meist hochgewölbt, hat hinten häufig eine kleine Spitze oder mehrere zackenartige Vorsprünge (Abb. 1, 2, 4, 7 - 10, 13).

4) Makronucleus leicht bis deutlich ellipsoid, meist unterhalb der Mitte, Peripherie grob granuliert, Zentrum hyalin und mit kleinem Binnenkörper (Abb. 1, 3, 4, 6, 7, 9, 11 - 13, 16).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere rechts unterhalb der Reusenöffnung, die hintere am Ende des linken Wimpernfeldes (Abb. 1, 3, 5 - 7, 9, 10, 11).

6) Frisch gefangene Exemplare stets mit Grünalgen gefüllt. Die Grünalgen machen *P. algivora* leicht erkennbar und sind typisch für die Art (Abb. 1, 5, 6, 11; vgl. spezielle autökologische Daten!).

7) 10 - 12 (fast immer 11) ventrale Wimpernreihen, die 2 weit getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Innere Wimpernreihe des rechten Feldes endet vorne an der Reuse, die übrigen 4 Reihen sind hinten sukzessive verkürzt und biegen vorne um den Mund. Die inneren 2 Wimpernreihen des linken Feldes vorne verkürzt. Die 4 äußeren hinten sukzessive verkürzt, stoßen vorne an die praeoralen Wimpernreihen. Manche Individuen haben links 1 Reihe mehr oder weniger. 4 kurze praeorale Wimpernreihen beginnen vor den 2 circumoralen Reihen und verlaufen treppenartig bis an die Schnabelspitze (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 3, 7, 12, 14, 16).

8) Dorsalbürste vor dem Dorsalkörper, gerade, verläuft schräg über den Schnabel, besteht aus 6 - 10 (meist 8) auffallend weitgestellten, etwa 5 μm langen, steifen Wimpern. Nach SONG & WILBERT (1989) und unveröffentlichten eigenen Daten auch 10 - 15 (n = 20) Wimpern in der Dorsalbürste (Abb. 2, 4 - 6, 8 - 10, 13, 15, 17).

9) Mund im vorderen Viertel etwa in der Mediane. Reuse trichterförmig, nach dorsal geneigt, hinten nicht füllhornartig eingerollt, besteht aus 14 - 18 ($\bar{x}$ = 16) Stäben (Abb. 1, 3, 4, 7, 11 - 13, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der durch die Grünalgen verursachten Färbung meist leicht erkennbar und gut von den anderen Arten der Gattung trennbar, die durch gefressene Kieselalgen und/oder Bakterien braun oder farblos erscheinen. Bei anderen Arten der Gattung sind die Wimpern der Dorsalbürste viel enger gestellt (→ *P. fluviatilis*) oder ganz anders angeordnet (→ *P. piscatoris*). *Pseudochilodonopsis polyvacuolata* FOISSNER & DIDIER, 1981 hat mehr als 2 kontraktile Vakuolen. → *Chilodonella*, → *Thigmogaster* und → *Trithigmostoma* haben eine durchgehende praeorale Wimpernreihe (oft schwierig zu erkennen). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 6 - 8 wichtig.

Ökologie

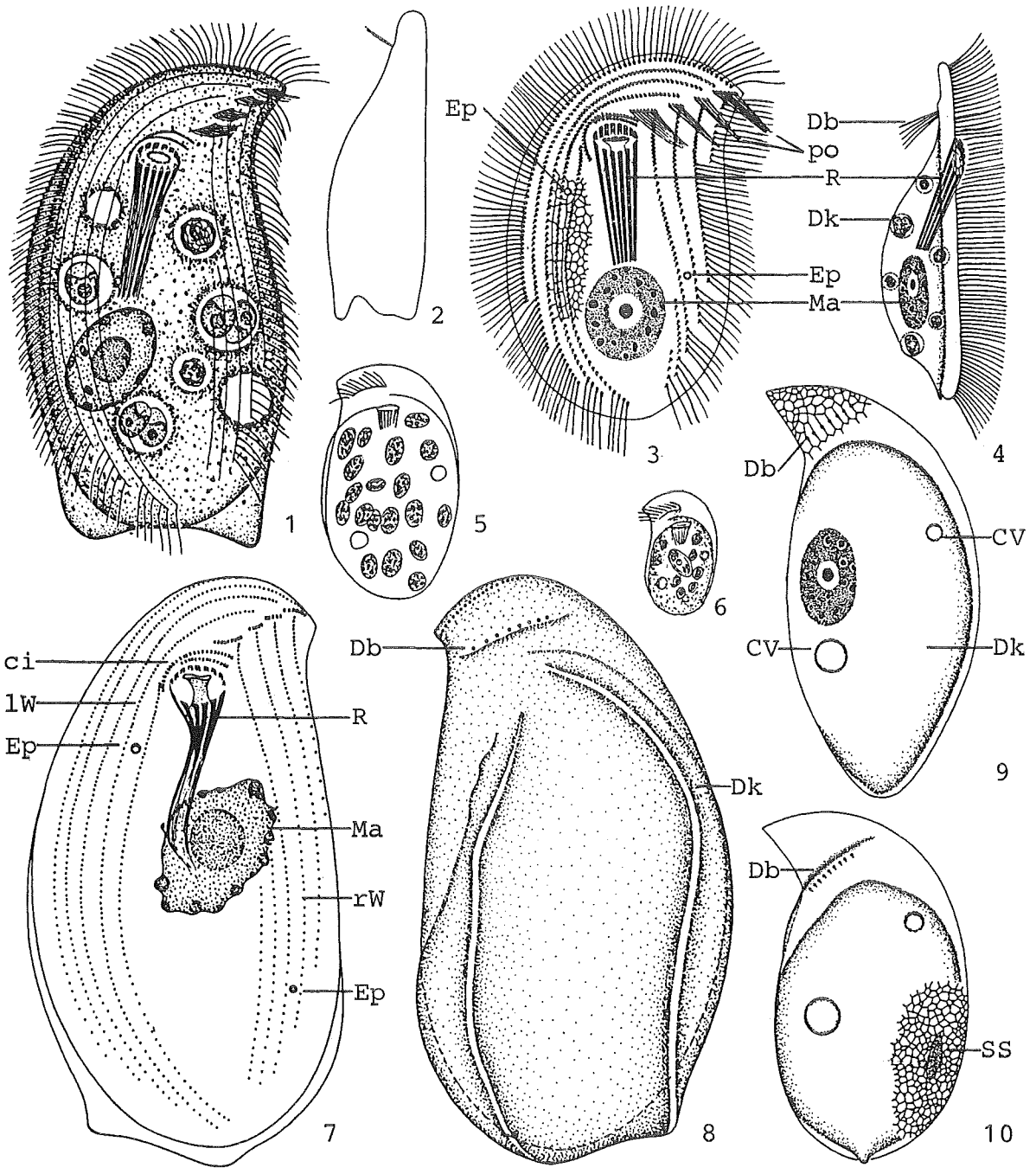
Vorkommen und Verbreitung: *Pseudochilodonopsis algivora* ist nach unseren Erfahrungen und Literaturdaten typisch für hypertrophe, stagnierende Gewässer (Teiche, Pfützen) mit mäßiger bis starker Saprobität, z. B. Weidetümpel. Massenentwicklungen wurden bisher nur unter solchen Verhältnissen beobachtet. Man findet sie dann im Benthos, Plankton und Neuston. Eine etwas abweichende Population (Aufbau der Dorsalbürste) fanden SONG & WILBERT (1989) im Poppelsdorfer Weiher in Bonn. Alle Nachweise (etwa 7) aus Fließgewässern sind nicht durch Abbildungen belegt. Wir haben allerdings 3 sichere Identifikationen (Amper bei München, 2 kleine Bäche in Salzburg und Oberösterreich). Einige Meldungen liegen aus dem Boden vor, bei denen es sich aber wohl um *P. mutabilis* FOISSNER, 1981b gehandelt haben wird. Ein sehr zweifelhafter Fund aus dem Interstitial eines Salzsumpfes in Louisiana (USA). Bisher nur in Eurasien nachgewiesen.

Tabelle: Milieuspektra von ***Pseudochilodonopsis algivora***. Unsere eigenen unveröffentlichten Daten basieren auf der Analyse von 2 Fließgewässern Österreichs, jene von FOISSNER et al. (1982) auf 18 Analysen aus alpinen stagnierenden Kleingewässern, in denen die Art vereinzelt bis häufig auftrat und jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 53 - 69 Analysen aus langsam fließenden, solebelasteten Bächen Deutschlands.

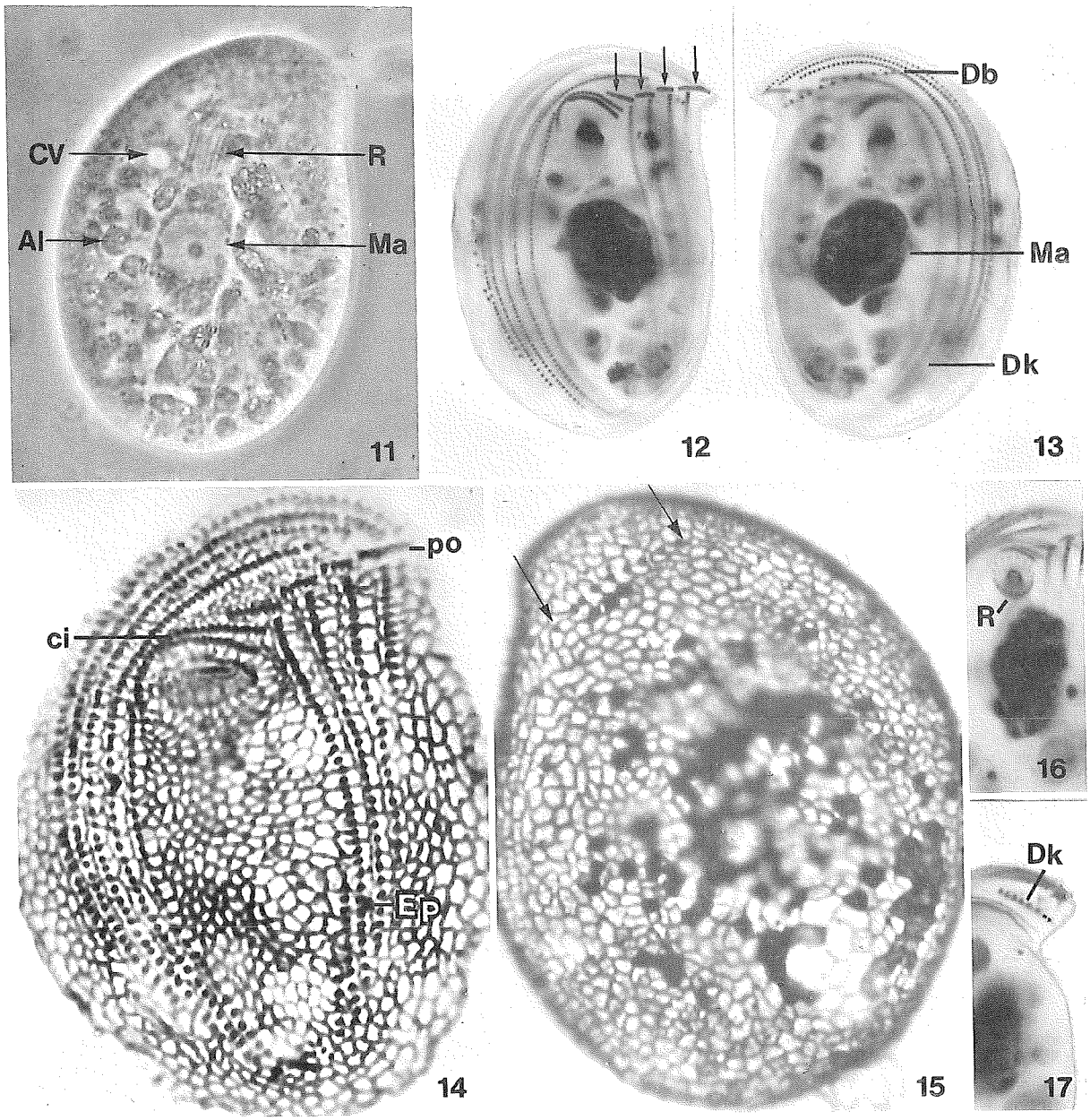
Faktor	eigene Daten	FOISSNER et al.	MIHAILOWITSCH
Saprobität	2.4 - 2.5	b - a	-
°C	23	1 - 20.5	1.2 - 21
Leitf. (μS/cm)	328 - 371	-	3770 - 81200
pH	8.7	4.8 - 6.2	6.7 -7.8
O_2 (mg/l)	10.5 - 14.7	4.9 - 12.3	3.2 - 21.9
O_2 (Sättigung %)	132 - 185	55 - 184	-
BSB_5 (mg/l)	2.4 - 3.6	-	-
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	9.7 - 10.1	12 - 80	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	-	7.1 - 154
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.12 - 0.15	0 - 0.8	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.078 - 0.543	0 - 13	0.4 - 19.3
NO_3^--N (mg/l)	0.294 - 0.5	0 - 3	1.6 - 14.8
NO_2^--N (mg/l)	0.012 - 0.018	0 - 13	0.06 - 0.5
Cl^- (mg/l)	-	-	922 - 35630
Fe^{3+} (mg/l)	-	0 - 1.2	-
Bakterienzahl/ml (Direktzählung)	-	0.22 - 10 x 10^6	-

Spezielle autökologische Daten: Frißt hauptsächlich Grünalgen (*Chlorella* und deren Autosporen, *Scenedesmus*; GOLEMANSKY & AVRAMOVA 1976), aber auch Bakterien (FOISSNER 1980a). Da die Art immer mit Grünalgen gefüllt ist, hielt KAHL (1931) diese für Zoochlorellen. FOISSNER (1979a) beobachtete jedoch, daß sie in Kulturen verschwinden, daher wohl verdaut werden. Dazu paßt auch, daß die Art von GOLEMANSKY (1984) als Schädling in *Chlorella*-Kulturen bezeichnet wird, wo sie eine Dichte bis 4400 Individuen/ml erreichte. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 9 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a, MADONI & GHETTI 1977): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. SRAMEK-HUSEK (1952) stuft *P. algivora* bei Massenentwicklung als alphamesosaprob ein. Dazu passen auch die Daten von FOISSNER et al. (1982), die 2 Massenentwicklungen bei folgenden Verhältnissen beobachteten: b - a, 9.7 - 16.3 °C, pH 4.9 - 5.3, 10.8 - 11.2 mg/l O_2, 123 - 149 O_2 %, 51 - 76 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0 - 8 mg/l NH_4^+, 0 mg/l NO_2^-, 0 mg/l NO_3^-, 0 - 0.3 mg/l PO_4^{3-}, 0 - 0.1 mg/l Fe^{3+}, 0 - 2.6 mg/l CO_2 (frei), 0 mg/l H_2S, 0.3 - 0.35 mmol/l Gesamthärte, 2 - 10 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). Ein Massenauftreten beobachtete FOISSNER (1988b) auch in stark verschmutzten Kuhtritten am Rande eines ephemeren Tümpels. KAHL (1931) erwähnt Einzelfunde unter katharoben Verhältnissen. Das Indikationsgewicht von 5, das SLADECEK (1973) vorschlägt, erscheint daher nur bei Massenvorkommen angebracht. Für seltenes Vorkommen und Einzelfunde schlagen wir vor: b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5.



Pseudochilodonopsis algivora (1, 2, 7, 8, aus FOISSNER 1988b; 3, 4, 9, 10, aus FOISSNER 1979a; 5, aus SRAMEK-HUSEK 1952; 6, aus KAHL 1931). **1, 2:** Ventral- und Seitenansicht in vivo, 68 μm. **3, 4, 9, 10:** Ventral-, Seiten- und Dorsalansichten. Kombinierte Zeichnungen nach lebenden und versilberten (trockene und nasse Silberimprägnation, Protargol) Individuen, 54 μm, 54 μm, 52 μm, 62 μm. **5, 6:** Dorsalansichten in vivo, 50 μm, 60 μm. **7, 8:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 53 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld, SS = Silberliniensystem.



Pseudochilodonopsis algivora (11, 14, 15, aus FOISSNER 1979a; 12, 13, Originale nach einem Präparat von Dr. N. WILBERT; 16, 17, Originale). **11:** Ventralansicht einer mit Grünalgen dicht gefüllten Zelle in vivo. **12, 13:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die 4 kurzen präoralen Wimpernreihen. **14, 15:** Silberliniensystem und Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Die Pfeile in 15 weisen auf den ersten und letzten Basalkörper der Dorsalbürste. **16:** Detail des vorderen Körperabschnittes der Ventralseite nach Protargolimprägnation. Die typische, dichte Anordnung der Reusenstäbe ist gut erkennbar. **17:** Detail des vorderen Körperabschnittes der Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Man achte auf die weit gestellten Basalkörper der Dorsalbürste (Dk). Al = Grünalge, ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, R = Reuse, po = praeorale Wimpernreihen.

Pseudochilodonopsis fluviatilis FOISSNER, 1988

1988 *Pseudochilodonopsis fluviatilis* FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 38.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 50 - 70 x 25 - 35 μm.

2) Gestalt eiförmig, vorne deutlich verschmälert und links schwach schnabelförmig vorspringend, hinten breit gerundet, seltener fast quer abgestutzt. Rechter Rand konvex, in Höhe der Reuse meist etwas eingedrückt. Linker Rand nur leicht sigmoid, Schnabel daher meist wenig deutlich (Abb. 1, 3, 9, 10, 18, 19, 23 - 26).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht. Ventral eben. Dorsalkörper mäßig bis stark gewölbt, am Rand häufig unregelmäßig gekerbt oder durch gefressene Kieselalgen stark deformiert. Sehr flexibel, um etwa 20 % der Körperlänge kontraktil (Abb. 2, 4, 19, 20, 25, 26).

4) Makronucleus leicht ellipsoid, liegt in der hinteren Körperhälfte, meist mit vielen peripher angeordneten Chromatin-Körpern und mit großem zentralen Binnenkörper; selten ist das Chromatin netzartig angeordnet (Abb. 1, 4, 6, 10 - 12, 14, 15, 17).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere rechts unterhalb der Reusenöffnung, die hintere subterminal im linken Wimpernfeld (Abb. 1, 5, 9 - 11, 15).

6) 11 ventrale Wimpernreihen, die 2 weit getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Häufig stoßen die beiden Wimpernfelder hinten in der Mediane fast zusammen. Innere Wimpernreihe des rechten Feldes endet vorne an der Reuse, die übrigen 4 Reihen sind hinten leicht verkürzt und biegen vorne um den Mund. Die inneren 2 Wimpernreihen des linken Feldes vorne verkürzt (nicht so stark wie bei → *Chilodonella uncinata*). Die 4 äußeren hinten sukzessive verkürzt, stoßen vorne an je eine kurze praeorale Wimpernreihe. Die praeoralen Reihen beginnen vor den 2 relativ kurzen circumoralen Reihen und verlaufen leicht treppenartig bis zur Schnabelspitze (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 1, 5, 9, 11, 13, 15, 18, 21, 23, 24).

7) Dorsalbürste subapikal in der Mediane, besteht aus 6 - 10 ($\bar{x}$ = 8) sehr eng nebeneinander liegenden Wimpern (Abb. 2, 3, 6, 10, 12, 14, 19, 20, 22, 25, 26).

8) Mund im vorderen Viertel etwa in der Mediane. Reuse trichterförmig, nach dorsal geneigt, hinten nicht füllhornartig eingerollt, besteht aus 15 - 18 ($\bar{x}$ = 16) Stäben (Abb. 1, 4, 5, 9 - 11, 13, 15, 18, 21, 23, 24).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *P. fluviatilis* und *P. similis* wurden früher sicher oft mit → *Chilodonella uncinata* vermengt. Diese beiden Arten sind leider so ähnlich, daß sie in vivo kaum getrennt werden können. *Pseudochilodonopsis similis* SONG & WILBERT, 1989 unterscheidet sich von → *P. fluviatilis* nämlich nur dadurch, daß sie 5 praeorale Wimpernreihen und mehr (8 - 10) Wimpern in der Dorsalbürste besitzt (Abb. 7, 8, 16, 17); beide Merkmale sind in vivo schwierig erkennbar. *Pseudochilodonopsis polyvacuolata* FOISSNER & DIDIER, 1981 hat ebenfalls 5 praeorale Wimpernreihen, aber mehr als 2 kontraktile Vakuolen, woran man die Art auch in vivo gut erkennt. *Pseudochilodonopsis algivora* ist normalerweise grün gefärbt und hat eine anders strukturierte Dorsalbürste. → *Chilodonella*, → *Thigmogaster* und → *Trithigmostoma* haben eine durchgehende praeorale Wimpernreihe (oft schwierig zu erkennen). Bei den meist kleineren *Thigmogaster*-Arten sind außerdem die beiden Wimpernfelder viel

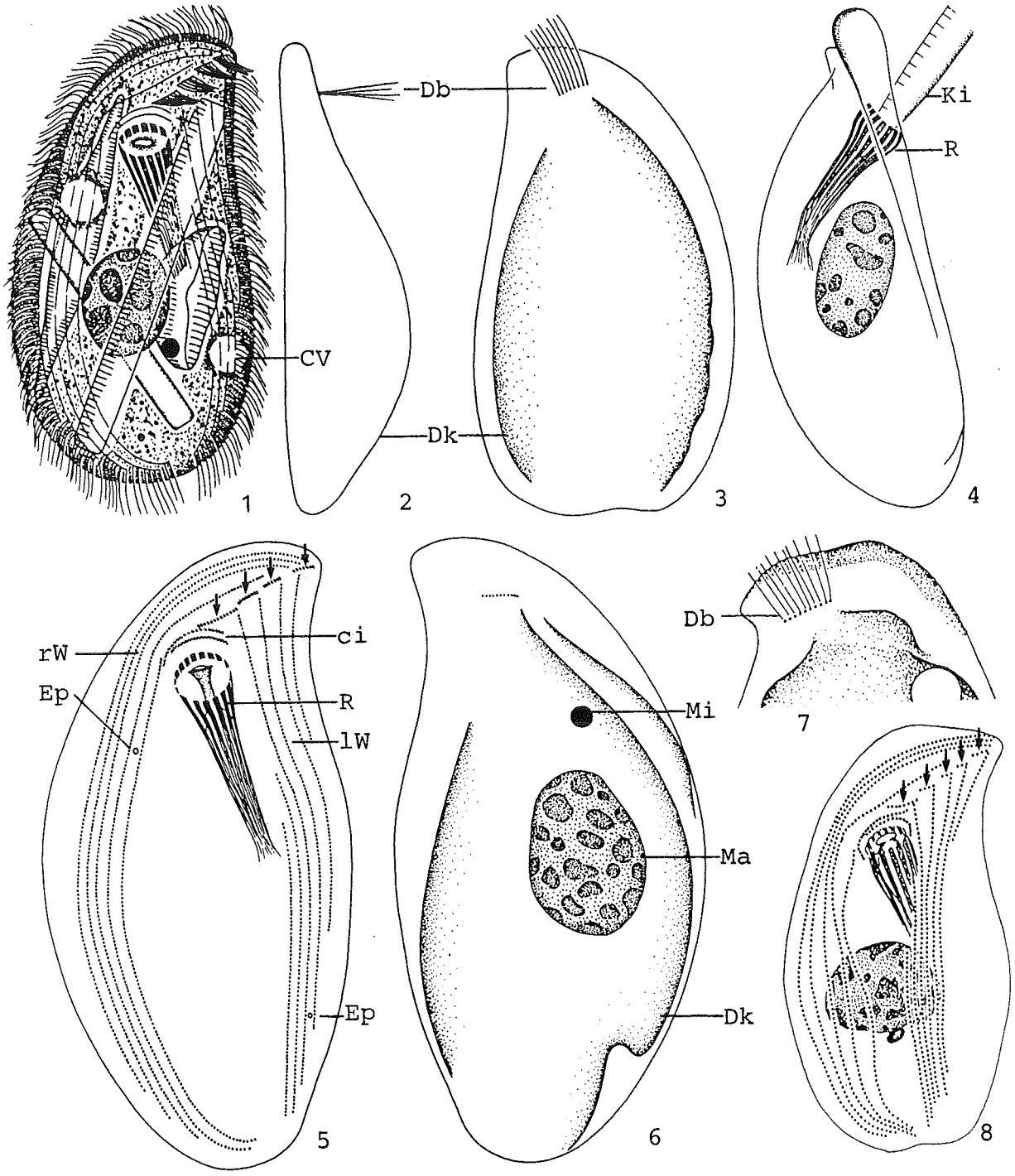
weniger deutlich voneinander getrennt. *Chilodonella*, *Odontochlamys* und *Thigmogaster* haben außerdem eine schmälere, aus weniger Stäben aufgebaute Reuse. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Es ist erstaunlich, daß diese häufige und weit verbreitete Art erst so spät beschrieben wurde; vermutlich ist sie oft mit → *C. uncinata* verwechselt worden (s. oben). Die Typuspopulation stammt aus einem *Hydrurus foetidus*-Rasen, der sich in einem betamesosaproben Gebirgsbach stark entwickelt hatte. Mittlerweile fanden wir *P. fluviatilis* im Periphyton verschiedener Flüsse Österreichs (z. B. Ager, Drau, Salzach) und Deutschlands (z. B. Amper). Sie kam in mehr als 50 % aller untersuchten Proben vor. Ihre Abundanz ist meist gering, selten mäßig hoch; eine spezielle Bindung an *H. foetidus* besteht nicht. Bisher nur in Europa nachgewiesen, vermutlich aber weit verbreitet.

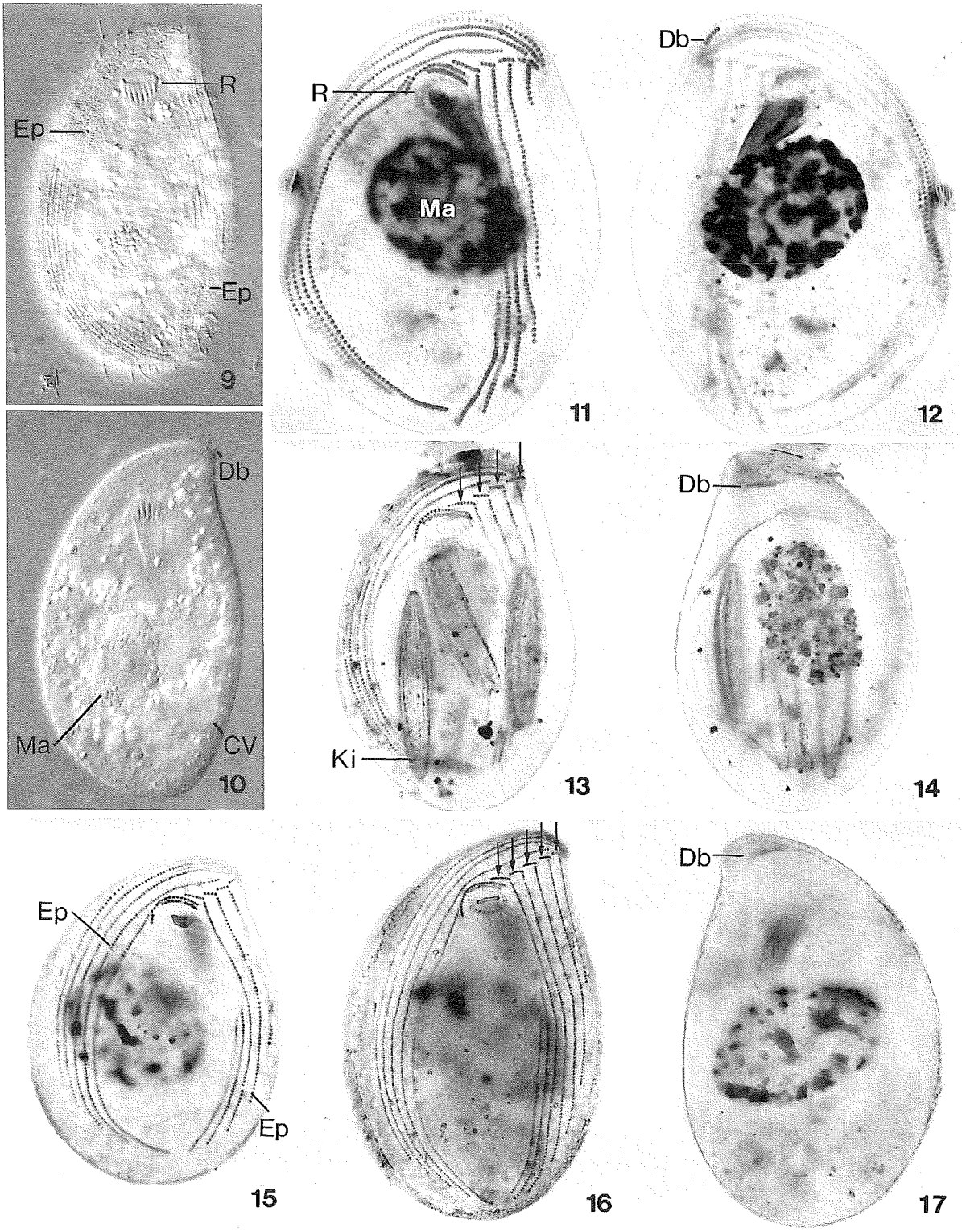
Spezielle autökologische Daten: Frißt Diatomeen (*Nitzschia palea*, *Diatoma vulgare*, *Navicula* sp. etc.), mit denen die Zellen oft dicht gefüllt sind (Abb. 1, 13, 14). AESCHT & FOISSNER (unveröff.) fanden bis zu 1400 Ind./ml in einem hochbelasteten, polysaproben Belebtschlamm. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 15 mg.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Die bekannten Daten weisen auf einen Verbreitungsschwerpunkt in der beta- bis alphamesosaproben Selbstreinigungszone hin. Einzelfunde im oligo- bis betamesosaproben Bereich und bei Polysaprobie. Wir schlagen vor: b - a; b = 5, a = 3, p = 2, I = 2, SI = 2.7. Bedarf weiterer Untersuchungen.



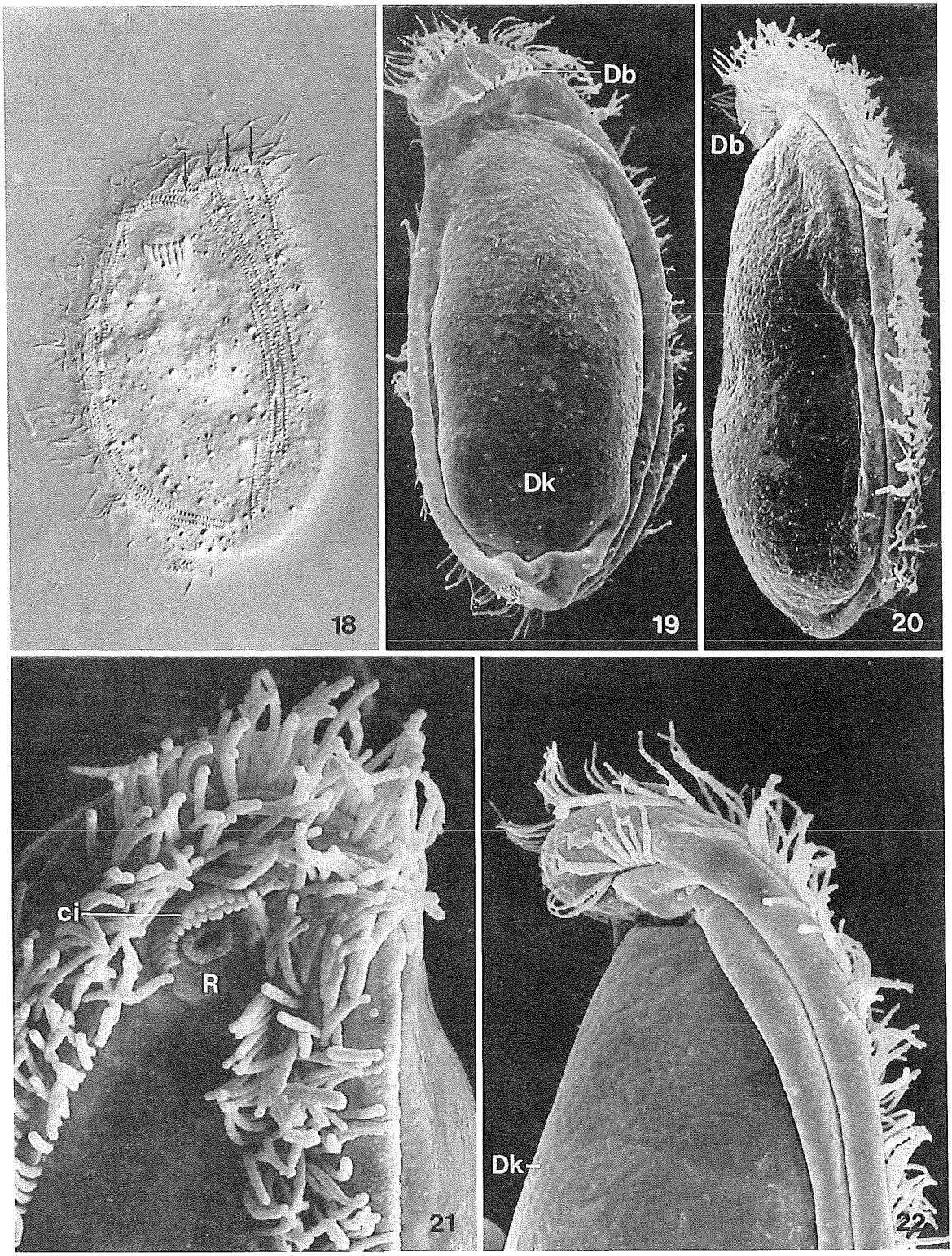
Pseudochilodonopsis fluviatilis (1 - 6, aus FOISSNER 1988b). **1 - 3:** Ventral-, Lateral- und Dorsalansicht in vivo, 62 μm. **4:** Seitenansicht nach Protargolimprägnation, 50 μm. **5, 6:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die praeoralen Wimpernreihen. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.

Pseudochilodonopsis similis (7, 8, aus SONG & WILBERT 1989). Wimpernkleid der Dorsal- und Ventralseite nach Protargolimprägnation, 80 μm. Die Pfeile weisen auf die 5 praeoralen Wimpernreihen.

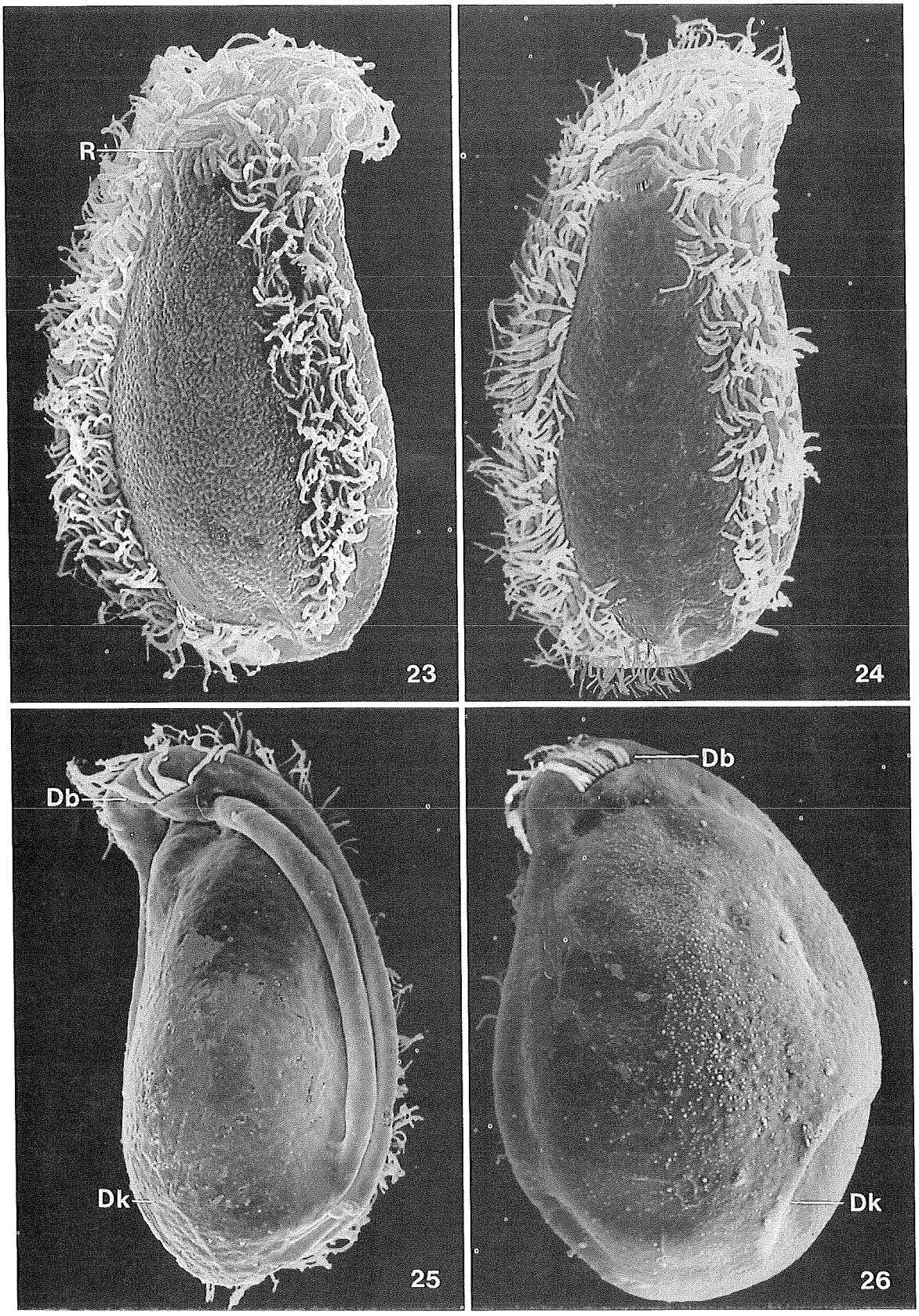


Pseudochilodonopsis fluviatilis (9 - 15, Originale). **9, 10:** Ventral- und Dorsalansicht in vivo. **11 - 15:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die 4 präoralen Wimpernreihen. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, R = Reuse.

Pseudochilodonopsis similis (16, 17, Originale). Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die 5 praeoralen Wimpernreihen. Db = Dorsalbürste.



Pseudochilodonopsis fluviatilis (18, Lebendaufnahme im Interferenzkontrast; 19 - 22, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; Originale). **18:** Ventralansicht. Die Pfeile weisen auf die 4 praeoralen Wimpernreihen. **19, 20:** Bewimperung der dorsalen und rechts lateralen Seite. **21, 22:** Details des Vorderendes der ventralen und rechts lateralen Seite. ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, R = Reuse.



Pseudochilodonopsis fluviatilis (23 - 26, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; Originale). Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite. Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, R = Reuse.

Pseudochilodonopsis piscatoris (BLOCHMANN, 1895) FOISSNER, 1979

1895 *Chilodon piscatoris* BLOCHMANN, Mikroskopische Thierwelt, p. 95 (ohne Abbildung).
1931 *Chilodonella piscatoris* BLOCHMANN, 1895 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 241 (Revision, erste Abbildung).
1960 *Chilodonella piscatoris* BLOCHMANN, 1895 - VUXANOVICI, Studii. Cerc. Biol., 12: 359 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1979 *Pseudochilodonopsis piscatoris* (BLOCHMANN 1895) - FOISSNER, Int. Revue ges. Hydrobiol., 64: 126 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

Nach einem freundlicherweise von Herrn Dr. N. WILBERT zur Verfügung gestellten Silberpräparat sind *Pseudochilodonopsis kloiberi* FOISSNER, 1979c (Abb. 11) und *P. acuta* (in WILBERT 1975) mit *P. piscatoris* zu synonymisieren. Die Dorsalbürste ist bei dieser Art nämlich ziemlich variabel (Abb. 12 - 14).

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 60 - 90 μm.

2) Umriß spindelig, Schnabel und Hinterende zugespitzt oder leicht gerundet. Rechter Rand konvex, linker sigmoid, in der Höhe der Reuse wenig bis deutlich eingezogen (Abb. 1 - 6, 11 - 14).

3) Etwa 2 - 3 : 1 abgeflacht. Ventral eben. Dorsalkörper mäßig stark gewölbt, hinten oft zugespitzt, überragt den Körperrand nicht (Abb. 2, 4, 6, 7, 11, 14).

4) Makronucleus ellipsoid, etwa im Zentrum der Zelle, Peripherie grob granuliert, Zentrum hyalin und mit Binnenkörper (Abb. 1, 3 - 6, 11 - 14).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere rechts unterhalb der Reuse, die hintere im letzten Drittel des linken Wimpernfeldes (Abb. 1 - 6, 11, 12).

6) Fast immer 11 (KAHL 1931 gibt nur 9) ventrale Wimpernreihen, die 2 weit getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Innere Wimpernreihe des rechten Feldes endet vorne an der Reuse, die übrigen 4 Reihen hinten sukzessive verkürzt und vorne um den Mund gebogen. Charakteristisch ist, daß die inneren 3 Wimpernreihen hinten divergieren. Die inneren 2 Wimpernreihen des linken Feldes vorne verkürzt, die 4 äußeren hinten sukzessive verkürzt, stoßen vorne an je eine kurze praeorale Wimpernreihe. Die praeoralen Reihen erstrekken sich treppenartig von den 2 circumoralen Wimpernreihen zur Schnabelspitze. Innerste praeorale Reihe stark verlängert, bildet scheinbar eine dritte circumorale Wimpernreihe (Abb. 1, 3, 5, 8, 9, 12).

7) Dorsalbürste weit subapikal, erstreckt sich über die ganze Breite des Körpers, besteht aus 13 - 22, an den Rändern häufig verstreut oder in Gruppen angeordneten Wimpern (Abb. 2, 4, 6, 10, 11, 13, 14).

8) Mund im vorderen Viertel in der Mediane. Reuse trichterförmig, nach dorsal geneigt, hinten nicht füllhornartig eingerollt, besteht aus etwa 19 - 24 (FOISSNER 1979b, c, Population von WILBERT unveröffentlicht) bzw. 16 Stäben (VUXANOVICI 1960). KAHL (1931) zeichnet nur 12 Stäbe (Abb. 1, 3, 5, 6, 11 - 14).

Verwechslungsmöglichkeiten

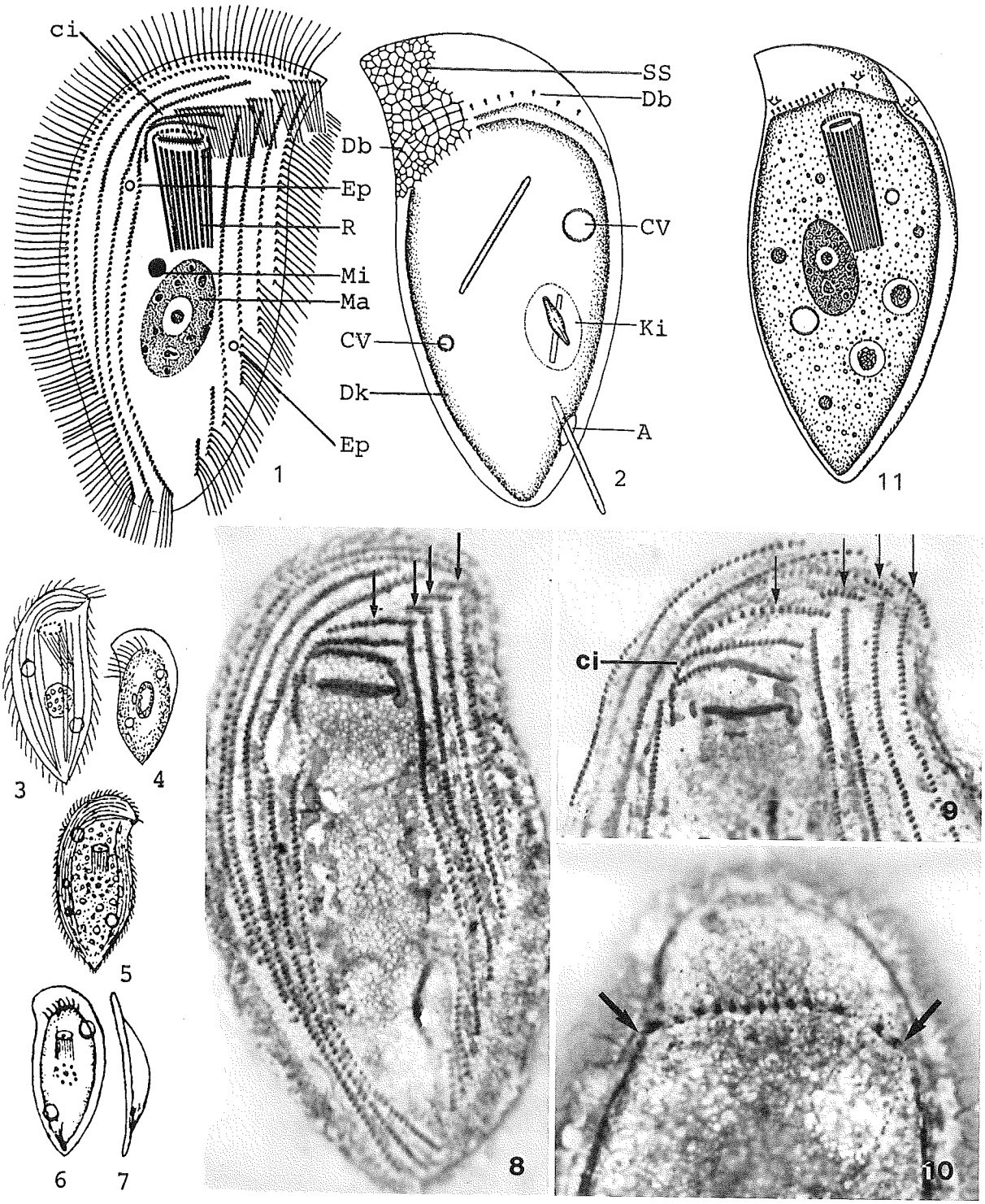
Andere Arten der Gattung sind hinten weniger deutlich zugespitzt und die Wimpern der Dorsalbürste reichen nicht über die ganze Breite (→ *P. fluviatilis*, → *P. algivora*). Das spitze Hinterende von *P. caudata* (PERTY, 1852b) BLATTERER & FOISSNER, 1990 ist nach rechts umgebogen. Einen Dorn am Hinterende des Dorsalkörpers und eine ähnliche Gestalt hat *Chilodonella caudata* (STOKES, 1885d). Sie besitzt vermutlich eine durchgehende praeorale Wimpernreihe und mehrere kontraktile Vakuolen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

Ökologie

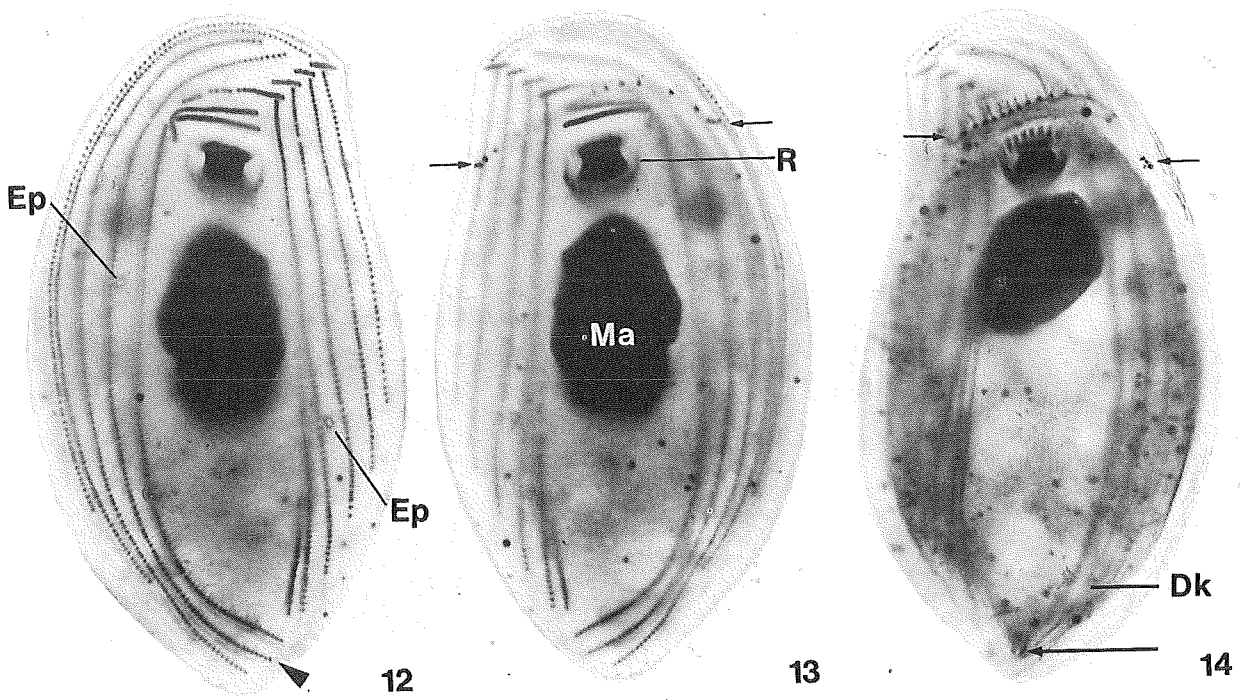
Vorkommen und Verbreitung: Nach BLOCHMANN (1895) zwischen Algen, nach KAHL (1931) zwischen *Lemna* und *Hottonia*. VUXANOVICI (1960) fand sie in einem katharoben Teich in Bukarest. FOISSNER (1979b, c) fand sie einmal im Neuston eines leicht eutrophen, moorigen Tümpels und vereinzelt in ausgedrückten Moosen reiner Gebirgsbäche (o - b). Alle anderen Funde (etwa 5) sind nicht durch Abbildungen belegt. Vertrauenswürdig nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Grünalgen (VUXANOVICI 1960 hält sie für Zoochlorellen) und Diatomeen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 19 mg. FOISSNER et al. (1982) fanden die Art vereinzelt bis häufig unter folgenden Verhältnissen (n = 2): 5.3 - 8.1 °C, 5.6 - 5.8 pH, 9 - 11.3 mg/l O_2, 97 - 132 O_2 %, 12 - 35 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.1 - 0.2 mg/l NH_4^+, 0 mg/l NO_2^-, 0 mg/l NO_3^-, 0 - 0.8 mg/l PO_4^{3-}, 0 mg/l H_2S, 0 mg/l Fe^{3+}, 1.14 - 1.25 mmol/l Gesamthärte, 0.7 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung).

Saprobielle Einstufung (nach WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 7, a = 3, I = 4, SI = 2.3. MAUCH et al. 1985: SI = 2.0. SRAMEK-HUSEK (1957) fand *P. piscatoris* dreimal bei betamesosaproben Verhältnissen. Etwas besser stufen die Daten von FOISSNER et al. (1982), KAHL (1931) und VUXANOVICI (1960) ein. Der Saprobitätsindex liegt daher etwas hoch. Bis zum Vorliegen weiterer Daten erscheint uns eine Änderung der Einstufung jedoch nicht sinnvoll.



Pseudochilodonopsis piscatoris (1, 2, 8 - 11, aus FOISSNER 1979b, c; 3, 4, aus KAHL 1931; 5 - 7, aus VUXANOVICI 1960). **1 - 7:** Ventral- und Dorsalansichten und Lateralansicht (7) in vivo, 65 μm, 75 μm, 82 μm. **8 - 10:** Wimpernkleid und Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Die Pfeile weisen auf die praeoralen Wimpernreihen bzw. auf die Dorsalbürste. **11:** Dorsalansicht des Synonyms *P. kloiberi* in vivo, 68 μm. Dorsalbürste (Pfeile) auch nach trockener Silbernitratimprägnation. A = After (Cytopyge), ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, R = Reuse, SS = Silberliniensystem.



Pseudochilodonopsis piscatoris (12 - 14, Originale nach einem Präparat von Dr. N. WILBERT). **12 - 14:** Ventral- und Dorsalansichten nach Protargolimprägnation. Die kurzen Pfeile weisen auf die Enden der Dorsalbürste. Die Pfeilspitze weist auf die 3 hinten divergierenden rechten Wimpernreihen, der lange Pfeil auf den zugespitzten Dorsalkörper. Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, R = Reuse.

Trithigmostoma srameki FOISSNER, 1988

1952 *Chilodonella hyalina* SRAMEK-HUSEK, Cslka. Biol., Praha, 1: 140.
1954 *Chilodonella hyalina* SRAMEK, 1952 - SRAMEK-HUSEK, Arch. Protistenk. 100: 253 (Beschreibung in deutscher Sprache).
1988 *Trithigmostoma srameki* - FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 23 (kombinierender und revidierender Autor).

Taxonomie

Diese Art wurde von BLATTERER & FOISSNER (unveröffentlicht) neu bearbeitet; eine detaillierte Beschreibung und die Morphometrie werden gesondert veröffentlicht. Der Artname mußte wegen Praeokkupation geändert werden (FOISSNER 1988b). Bei Nachweisen von *T. bavariensis* (KAHL, 1931) in limnischen Biotopen dürfte es sich vermutlich um *T. srameki* handeln.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo etwa 70 - 100 μm, im Schnitt also kleiner als → *T. cucullulus*.

2) Gestalt ziemlich variabel, ähnlich → *T. cucullulus*, aber rechts in der Höhe der Reuse meist etwas eingedrückt, so daß die Zellen schlanker erscheinen. Linker Rand sigmoid, bildet vorne einen deutlichen, meist gerundeten Schnabel (Abb. 1, 4, 9 - 15, 18, 20, 21).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht, vor der Reuse sehr flach. Ventral eben. Dorsalkörper leicht gewölbt, beginnt etwa in Höhe der Reuse, überragt manchmal leicht das Hinterende (Abb. 2 - 4, 8).

4) Makronucleus ellipsoid, etwa im Zentrum der Zelle, außen grob granuliert, innen hyalin und mit zentralem Binnenkörper. Mikronucleus eng anliegend, groß, sehr auffallend (Abb. 1, 7, 9, 10, 13 - 15).

5) Bis zu 8 (meist 5 - 6), oft entlang dem Körperrand angeordnete kontraktile Vakuolen (Abb. 1, 4, 6, 9, 10, 12, 13, 18, 19).

6) Pellicula von einer etwa 1 μm dicken Schleimschicht bedeckt, die abgestoßen werden kann (Abb. 1, 17).

7) 16 - 18 ($\bar{x}$ = 17.5) ventrale Wimpernreihen. 2 der 3 postoralen Reihen haben so wie bei *T. bavariensis* einen leicht vergrößerten Abstand (Abb. 1, 6, 14, 16, 18 - 21). Mit diesem Merkmal, das SRAMEK-HUSEK (1952) unserer Meinung nach übersehen (weil in vivo ziemlich schwierig zu erkennen) hat, ist *T. srameki* gut von → *T. cucullulus* zu trennen. Die 7 Wimpernreihen des rechten Wimpernfeldes sind hinten nicht so wie bei *T. bavariensis* (KAHL, 1931) quer abgestutzt, sondern nach außen hin sukzessive verkürzt. Sie ziehen am Mund vorbei und stoßen vorne in sehr spitzem Winkel an die praeorale Wimpernreihe, die sigmoid von der Reuse zur Schnabelspitze zieht. Links stoßen 6 - 8 ($\bar{x}$ = 7.5), nach außen kürzer werdende Reihen an die praeorale Wimpernreihe. Die äußere, längere der 2 circumoralen Wimpernreihen ist rechts um die Reuse gebogen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 6, 13, 14, 16, 18, 19).

8) Die Dorsalbürste verläuft subapikal quer über den Schnabel bis nahe an den linken Rand und besteht aus 14 - 20 Wimpern (meist um 17). SRAMEK-HUSEK fand nur 8 - 12 Wimpern, was sich wohl aus der Schwierigkeit der Beobachtung dieses Organells erklärt! (Abb. 4, 7, 8, 10, 12, 15, 23).

9) Mund im vorderen Drittel etwas rechts der Mediane. Reuse nach dorsal und meist nach links geneigt, trichterförmig, besteht bei unserer Population aus 11 - 14 ($\bar{x}$ = 12), bei jener von SRAMEK-HUSEK aus 10 - 12 Stäben (Abb. 1, 5, 6, 8 - 16, 18 - 22).

Verwechslungsmöglichkeiten

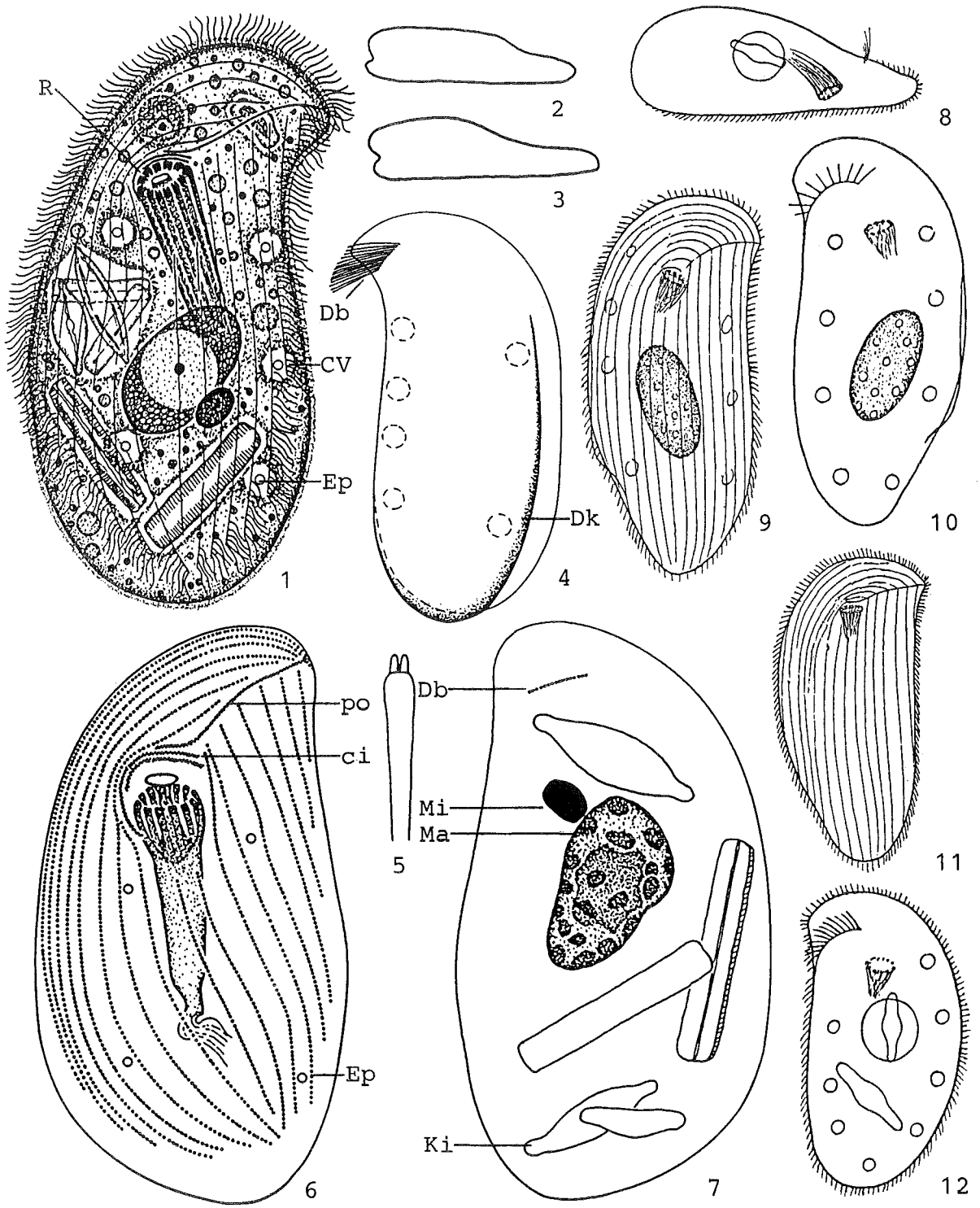
Bei oberflächlicher Untersuchung sehr leicht mit der meist etwas größeren → *T. cucullulus* zu verwechseln, die mehr (19 - 22) ventrale Wimpernreihen hat, die postoral nicht durch einen etwas größeren Abstand voneinander getrennt sind. Die Dorsalbürste von *T. cucullulus* ist meist aus mehr Basalkörpern (29 - 40, $\bar{x}$ = 33, FOISSNER 1988b) aufgebaut und reicht nicht so weit nach links. Die sehr ähnliche *T. bavariensis* (KAHL, 1931) ist eine terricole Art, deren innere Wimpernreihen des rechten Wimpernfeldes hinten auffallend quer abgestutzt sind (wir haben das an 3 Populationen überprüft); außerdem hat sie mehr Reusenstäbe (16 - 21, $\bar{x}$ = 18, FOISSNER 1988b) und die Dorsalbürste reicht weniger weit nach links. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 7 - 9 wichtig.

Ökologie

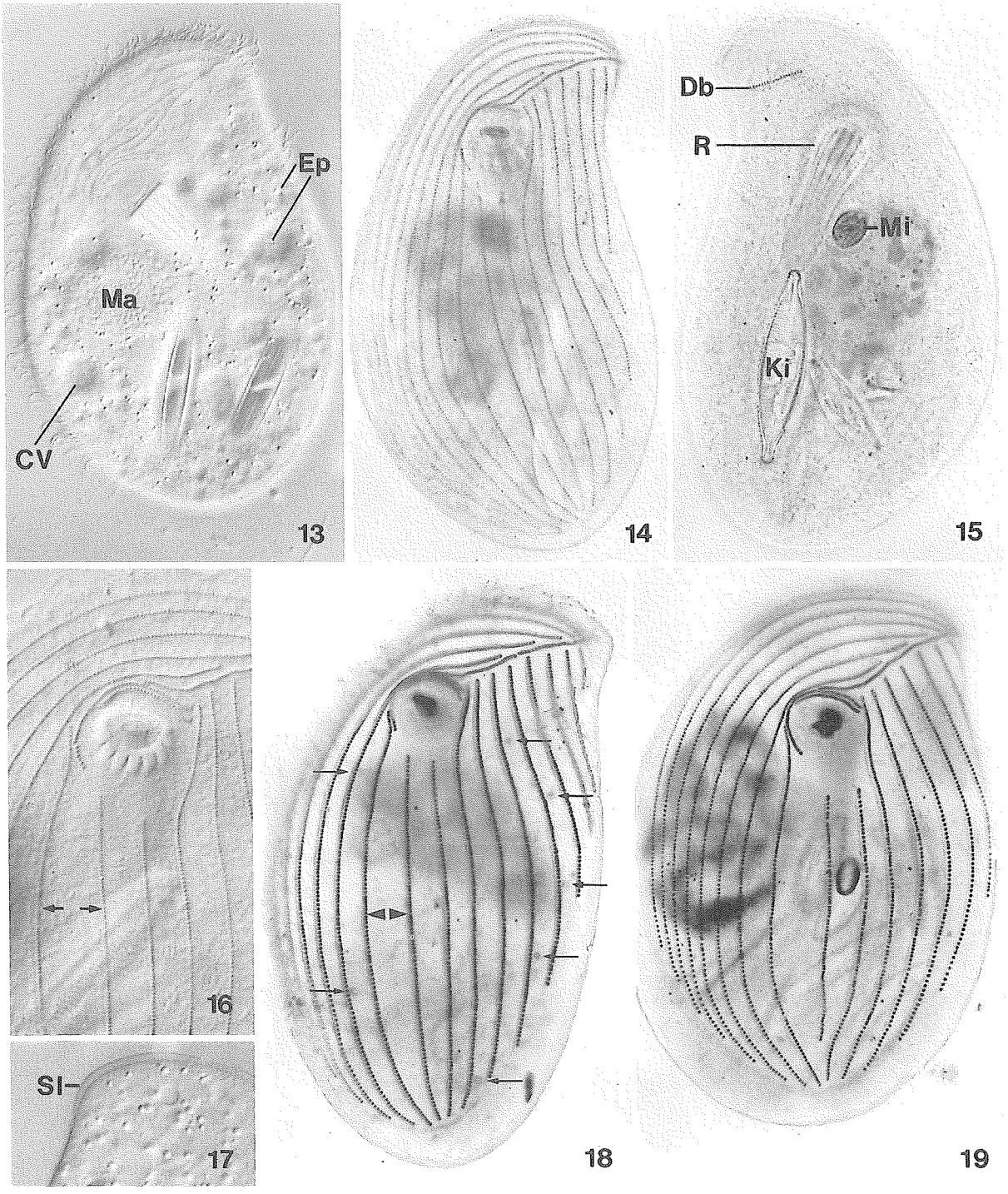
Vorkommen und Verbreitung: Bisher nur von SRAMEK-HUSEK (1952) zerstreut in einem Tümpel in Südböhmen (Tschechoslowakei) gefunden. Wir konnten *T. srameki* mittlerweile in verschiedenen alpha- bis betamesosaproben Vorflutern Österreichs (z. B. Traun) und Deutschlands (z. B. Amper) nachweisen. Es ist eine durchaus häufige Art, die offensichtlich bisher meist mit → *T. cucullulus* vermengt worden ist, mit der sie auch gemeinsam auftreten kann. Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich nur Kieselalgen. Typischer Bestandteil des vagilen Periphytons. Biomasse von 10^6 Individuen 40 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet).

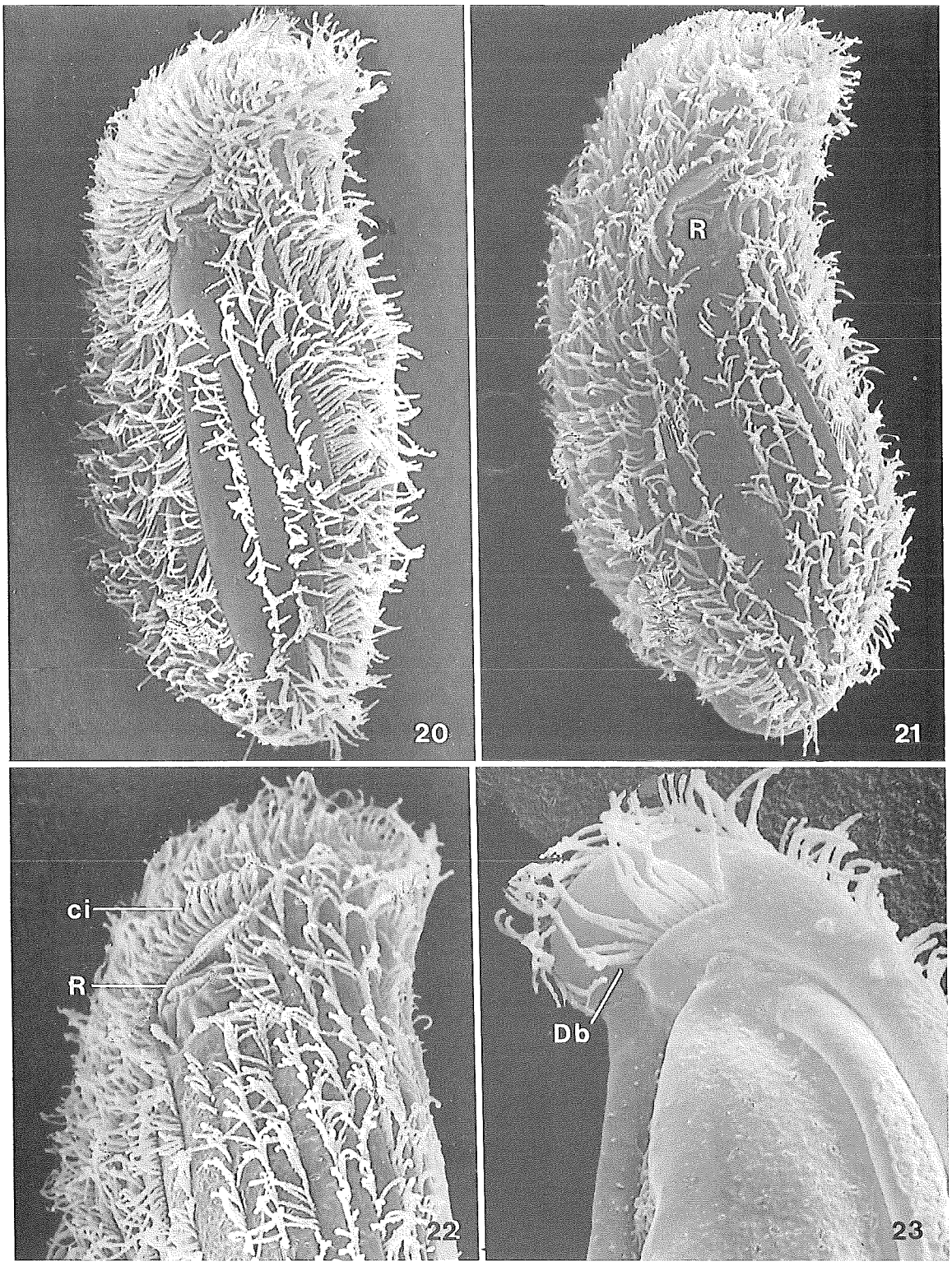
Saprobielle Einstufung: SRAMEK-HUSEK (1952) fand *T. srameki* bei betamesosaproben Verhältnissen, vermutet aber, daß sie auch in reineren Gewässern verbreitet ist. Diese und unsere Befunde deuten darauf hin, daß *T. srameki* mehr betamesosaprob ist als → *T. cucullulus*. Darauf paßt, daß bei zunehmender Saprobie einer Rohkultur, in der beide Arten vorkamen, *T. srameki* bald verschwand, während sich *T. cucullulus* vermehrte. Wir schlagen folgende Einstufung vor: b - a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Trithigmostoma srameki (1 - 7, aus BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht; 8 - 12, aus SRAMEK- HUSEK 1952). **1, 9, 11:** Ventralansichten in vivo, 85 µm, ? µm, ? µm. **2, 3, 8:** Seitenansichten in vivo. **4, 10, 12:** Dorsalansichten in vivo, 100 µm, ? µm, ? µm. **5:** Vorderer Teil eines Reusenstabes in vivo. **6, 7:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 60 µm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse.



Trithigmostoma srameki (13 - 19, aus BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht). **13:** Ventralansicht in vivo. **14, 15:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. **16:** Detail der Bewimperung und Reusenapparat nach Protargolimprägnation im Interferenzkontrast. Man beachte den vergrößerten Abstand zwischen 2 postoralen Wimpernreihen (Pfeile). **17:** Detail der Pellicula in vivo. **18, 19:** Bewimperung der Ventralseite nach Protargolimprägnation. Die Pfeile weisen auf die Exkretionspori der kontraktilen Vakuolen. Man beachte den vergrößerten Abstand zwischen 2 postoralen Wimpernreihen (Pfeilspitzen). CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, R = Reuse, Sl = Schleimschicht.



Trithigmostoma srameki (20 - 23, aus BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **20 - 22:** Bewimperung der Ventralseite. Man achte auf den vergrößerten Abstand der Wimpernreihen in der Mediane. **23:** Die Dorsalseite ist bis auf die kurze, subapikale Wimpernreihe, die sogenannte Dorsalbürste, unbewimpert. ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, R = Reuse.

Trithigmostoma cucullulus (MUELLER, 1786) JANKOWSKI, 1967

1786 *Kolpoda cucullulus* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 105.
1927 *Chilodon cucullulus* EHRBG. - KLEIN, Arch. Protistenk., 58: 111 (Silberimprägnation).
1931 *Chilodonella (Kolpoda) cucullulus* (O. F. MÜLLER, 1786) - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 235 (Revision).
1966 *Chilodonella cucullulus* (O. F. MÜLLER) - RADZIKOWSKI, Acta Protozool., 4: 89 (Silberimprägnation).
1967 *Trithigmostoma cucullus* (O. F. MÜLLER, 1786) - JANKOWSKI, Zool. Zh., 46: 1247 (kombinierender Autor; sekundäre falsche Schreibweise).
1971 *Chilodonella cucullulus* (O. F. M.) - SOLTYNSKA, Acta Protozool., 9: 49 (ausführliche Licht- und Elektronenmikroskopie).
1988 *Trithigmostoma cucullulus* (O. F. MÜLLER, 1786) - FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 24 (Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

Diese Art wird besonders ausführlich dargestellt, weil sie nach SLADECEK (1973) eine sehr gute Leitform für die Alphamesosaprobie ist. Er begründet darauf das *Chilodonelletum cucullulae*, das nun *Trithigmostometum cucullulae* heißt (FOISSNER 1988b). Es existieren viele Schreibweisen. Die richtige ist die hier verwendete. Dazu und für weitere taxonomische Literatur siehe FOISSNER (1979c, 1987a) und DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986). Vermutlich wurde *T. cucullulus* oft mit → *T. steini* (BLOCHMANN, 1895) vermengt, da KAHL (1931) diese beiden Arten zu unrecht synonymisiert hat. *Trithigmostoma alpestris* FOISSNER, 1979c ist mit *T. cucullulus* identisch. Die kleinere *T. hunanensis* GONG & SHEN, 1989 hat nur 2 kontraktile Vakuolen und ist sicher mit *Chlamydonellopsis polonica* (FOISSNER et al., 1981) zu synonymisieren. Weiters wären nachzuprüfen: *Chilodon spiralidentis* BHATIA & MULLICK, 1930 hat eine spiralig gebogene Reuse; *Chilodon schewiakoffi* SCHOUTEDEN, 1906 hat nur 1 kontraktile Vakuole; *Chilodonella plicata* TUCOLESCO, 1962a hat vorne Falten und ist unserer Meinung nach mit *T. cucullulus* zu synonymisieren.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 80 - 160 x 30 - 70 μm, meist um 90 - 110 x 40 - 50 μm.

2) Gestalt schmal bis breit ellipsoid, vorne oft etwas breiter gerundet als hinten. Rechter Rand konvex, linker leicht sigmoid, in der Höhe der Reuse leicht eingezogen, wodurch praeoral ein etwas vorspringender, gewöhnlich sanft gerundeter Schnabel entsteht (Abb. 1, 6, 8, 10, 14, 21, 22, 25).

3) Etwa 2 - 3 : 1 abgeflacht. Ventral eben. Dorsalkörper konvex, überragt die Ventralseite nicht (Abb. 4, 7 - 9, 14, 22, 26).

4) Makronucleus ellipsoid, etwas unterhalb der Mitte. An den Enden grob granuliert, in der Mitte hyalin und mit zentralem Binnenkörper (Abb. 1, 6, 9, 10, 15, 17, 18).

5) 2 - 11, meist 3 - 7 unregelmäßig verteilte kontraktile Vakuolen (Abb. 1, 6, 10, 13, 15).

6) Pellicula von einer etwa 1 μm dicken Schleimschicht bedeckt, die so wie bei → *T. steini* abgestoßen werden kann (Abb. 11).

7) Nach FOISSNER (1988b) 19 - 22 ($\bar{x}$ = 20.5) ventrale Wimpernreihen, nach SOLTYNSKA (1971) und KOWALSKA & KACZANOWSKA (1970) 16 - 21, nach RADZIKOWSKI (1966) 18 - 21. Rechts ziehen 7 - 8 am Mund vorbei und stoßen vorne in sehr spitzem Winkel an die praeorale

Wimpernreihe, die leicht sigmoid von der Reuse zur Schnabelspitze zieht. 3 Wimpernreihen enden hinter dem Mund. Links stoßen 9 - 11 Reihen an die praeorale Wimpernreihe. Die äußere, längere der 2 circumoralen Wimpernreihen ist rechts um die Reuse gebogen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 2, 3, 5, 13, 15 - 17, 19, 21, 23, 25, 27).

8) Dorsalbürste gerade bis leicht gebogen, verläuft subapikal links der Mediane quer über den Schnabel, besteht bei der von FOISSNER (1988b) untersuchten Population aus 29 - 40 ($\bar{x}$ = 33), bei anderen Populationen auch nur aus 20 - 30 Wimpern (Abb. 4, 7 - 9, 12, 14, 18, 20, 22, 24, 28).

9) Mund im vorderen Drittel etwas rechts der Mediane. Reuse nach dorsal geneigt, trichterförmig, besteht nach FOISSNER (1988b) aus 11 - 17 ($\bar{x}$ = 13.8), nach RADZIKOWSKI (1966) aus 10 - 14 Stäben (Abb. 1, 4 - 7, 10, 11, 13, 15 - 19, 21, 23, 25, 27).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Trithigmostoma steini* hat 25 - 33 (meist 27 - 30) ventrale Wimpernreihen, mehr kontraktile Vakuolen (10 - 40) und eine meist bogenförmig geschwungene, aus mehr Wimpern (meist um 50) aufgebaute Dorsalbürste. → *T. srameki* und *T. bavariensis* (KAHL, 1931) haben weniger ventrale Wimpernreihen und die Distanz zwischen den postoralen Wimpernreihen ist vergrößert. *Trithigmostoma bavariensis* scheint außerdem auf terrestrische Biotope beschränkt zu sein. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 7 (Anzahl der Wimpernreihen), 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig in limnischen Biotopen, vor allem im Periphyton, in Kahmhäuten und im Benthos von verschmutzten Fließgewässern, Teichen und Seen (angeblich bis in ca. 70 m Tiefe). Typischer Bestandteil der *Sphaerotilus*-Zotte, worauf schon LIEBMANN (1962) hinweist. Mehrere Nachweise aus Belebtschlämmen (Brocken- und Fasertropfkörper, Imhoff Tanks). BERECZKY (1975) findet sie regelmäßig im Potamoplankton der Donau. Selten auf Kiemen von Karpfenfischen (MIGALA & KAZUBSKI 1972; durch Silberimprägnation belegt). AGAMALIEV (1978) zeichnet ein versilbertes Individuum mit nur 17 Wimpernreihen aus dem Periphyton und Plankton des Kaspischen Meeres. Nicht eindeutig belegte Meldungen z. B. aus Baumhöhlen, aus Zikadenschaum, aus Schwefelquellen und aus marinen Biotopen. Letzteres ist nicht auszuschließen, weil die Art eine ziemlich hohe Salztoleranz besitzt. Nach den Experimenten von AX & AX (1960) mit Freilandmaterial aus dem Süßwasser überlebt *T. cucullulus* eine direkte Überführung in Meerwasser bis zu 0.6 % Salzgehalt. ZIEHMANN (1970) fand sie z. B. in versalzten Flüssen Deutschlands (Werra, Wipper) bei 6000 und 14000 mg/l Cl^-, KAHL (1928a) bis 1 %, KÜSTERS (1974) angeblich zwischen 0.1 - 3.4 % und pH 7.2 - 10.4. Bei Funden aus terrestrischen Biotopen handelt es sich eher um *T. bavariensis* (KAHL, 1931), obwohl KALTENBACH (1962) kugelige Zysten bei *T. cucullulus* beschreibt. Verbreitung sehr wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise von Australien und den Polarregionen fehlen.

Spezielle autökologische Daten: Begnügt sich im allgemeinen mit jener Nahrung, die gerade am häufigsten ist, wie etwa Kieselalgen, Grünalgen, Blaualgen, Hefen, Bakterien, Stärkekörner (KALTENBACH 1962). Generationszeit im Freiland 24 - 120 ($\bar{x}$ = 74) bzw. 48 - 336 ($\bar{x}$ = 115) Stunden (SCHÖNBORN 1981, 1982). Biomasse von 10^6 Individuen nach Freiland- und Laborbefunden: 88 mg (n = 20; MICHIELS 1974), 289 mg und 281 mg (n = 10; SCHÖNBORN 1981 und 1982; entweder sehr große Individuen oder falsch berechnet), 50 mg (eigene Berechnung aus der durchschnittlichen Größe). NEBRAT (1975) berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 386 μl/h, bei einer durchschnittlichen Biomasse von 0.05 μg/Ind. Bei einer Formalinkonzentration von 0.006 % sterben 80 % der Individuen in weniger als 20 Minuten (KINK 1970). SCHÖNBORN (1981, 1982) gibt inter-

essante Daten zur Produktion (P/B Quotienten = 239 bzw. 346). KLIMOWICZ (1972) fand bis zu 1498 Ind./ml im Belebtschlamm polnischer Kläranlagen. Verträgt hohe Bleikonzentrationen (bis 0.1 mg/l), toleriert aber nicht mehr als 0.1 mg/l Zink (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986). Autökologische Datensammlung → Tabelle und → Ökogramme.

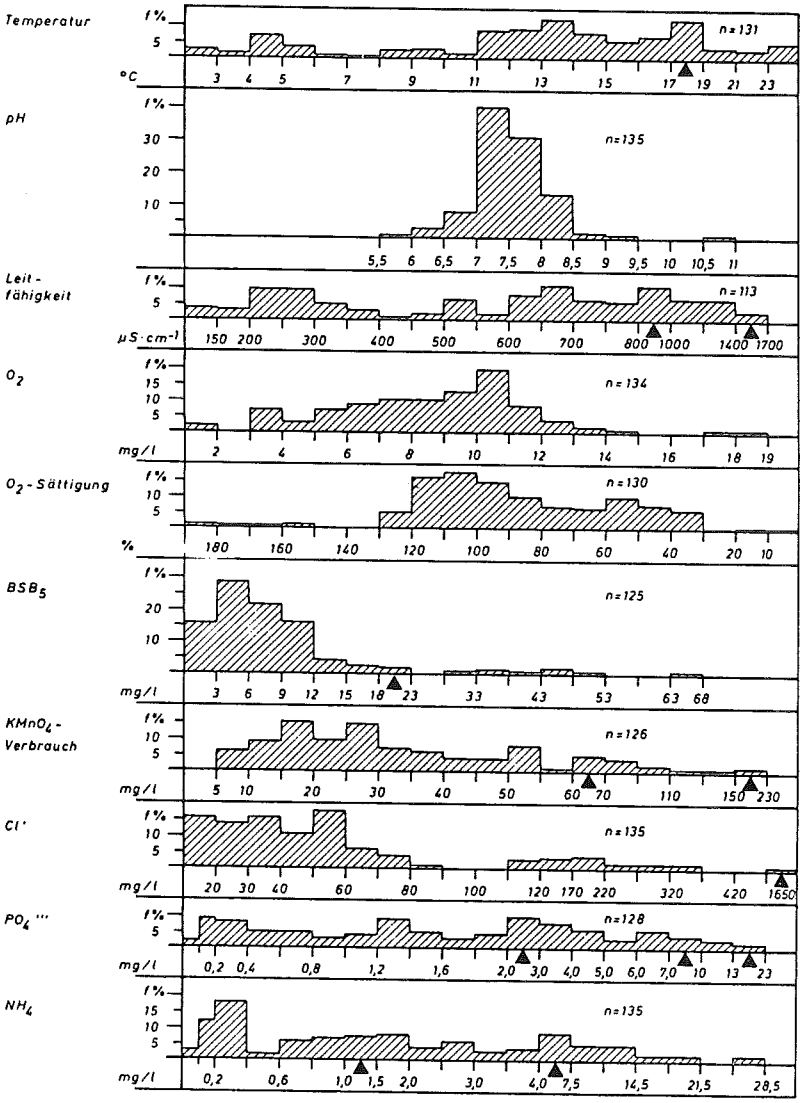
Tabelle: Milieuspektra von ***Trithigmostoma cucullulus***. Unsere eigenen unveröffentlichten Daten basieren auf der Analyse von Fließgewässern Österreichs, jene von DETCHEVA (1972, 1975, 1983a, 1983b, 1983c) auf einer großen Anzahl von Analysen aus bulgarischen Fließgewässern, jene von CAIRNS (1964) auf 139 Analysen hauptsächlich aus Bächen und Flüssen der USA und jene von PATRICK et al. (1967) auf vielen Analysen aus dem Savannah Fluß (USA).

Faktor	eigene Daten	n	DETCHEVA	CAIRNS	PATRICK et al.
Saprobität	1.8 - 3.6	(67)	o, b, a	-	-
Frequenz %	50		1.2 - 3.6	69	-
pH	6.1 - 8.7	(67)	6.3 - 8.0	6.5 - 9.0	6.5 - 7.0
°C	0.2 - 23	(67)	10 - 24.1	4 - 35	20 - 29
O_2 (mg/l)	3.4 - 14.7	(67)	2 - 11	<1 - 15	>5 - 9
O_2 (Sättigung %)	31 - 185	(67)	17.5 - 100	-	-
BSB_5 (mg/l)	0.4 - 10.8	(62)	1 - 86.3	<0.5 - 20	0.5 - <5
DOC (mg/l)	0.6 - 2.2	(5)	-	-	-
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	4.1 - 150	(55)	4.7 - 359	-	-
Ca^{2+} (mg/l)	-		22 - 360	<3 - 450	2 - 5.84
Mg^{2+} (mg/l)	-		0 - 51.1	<3 - 100	<3 - 3
Gesamthärte (mmol/l)	0.7 - 2.5		0.6 - 2.8	-	0.08 - 0.22
CO_2 (frei; mg/l)	-		-	1 - 20	>1 - 10
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.05 - 2.83	(52)	-	<0.01 - 10	0.004 - 0.16
NH_4^+-N (mg/l)	<0.005 - 3	(67)	0.02 - 5.2	-	0.001 - 0.17
NO_3^--N (mg/l)	0.2 - 6.8	(67)	0 - 2.8	0.001 - 3	0.07 - 0.7
NO_2^--N (mg/l)	<0.001 - 0.06	(49)	0 - 0.4	<0.001 - 1.5	0.007 - 0.39
Cl^- (mg/l)	0.2 - 90	(45)	8 - 257	<6 - 2500	2 - <10
Fe^{3+} (mg/l)	-		0 - 0.12	<0.01 - 1.0	0.01 - 0.7

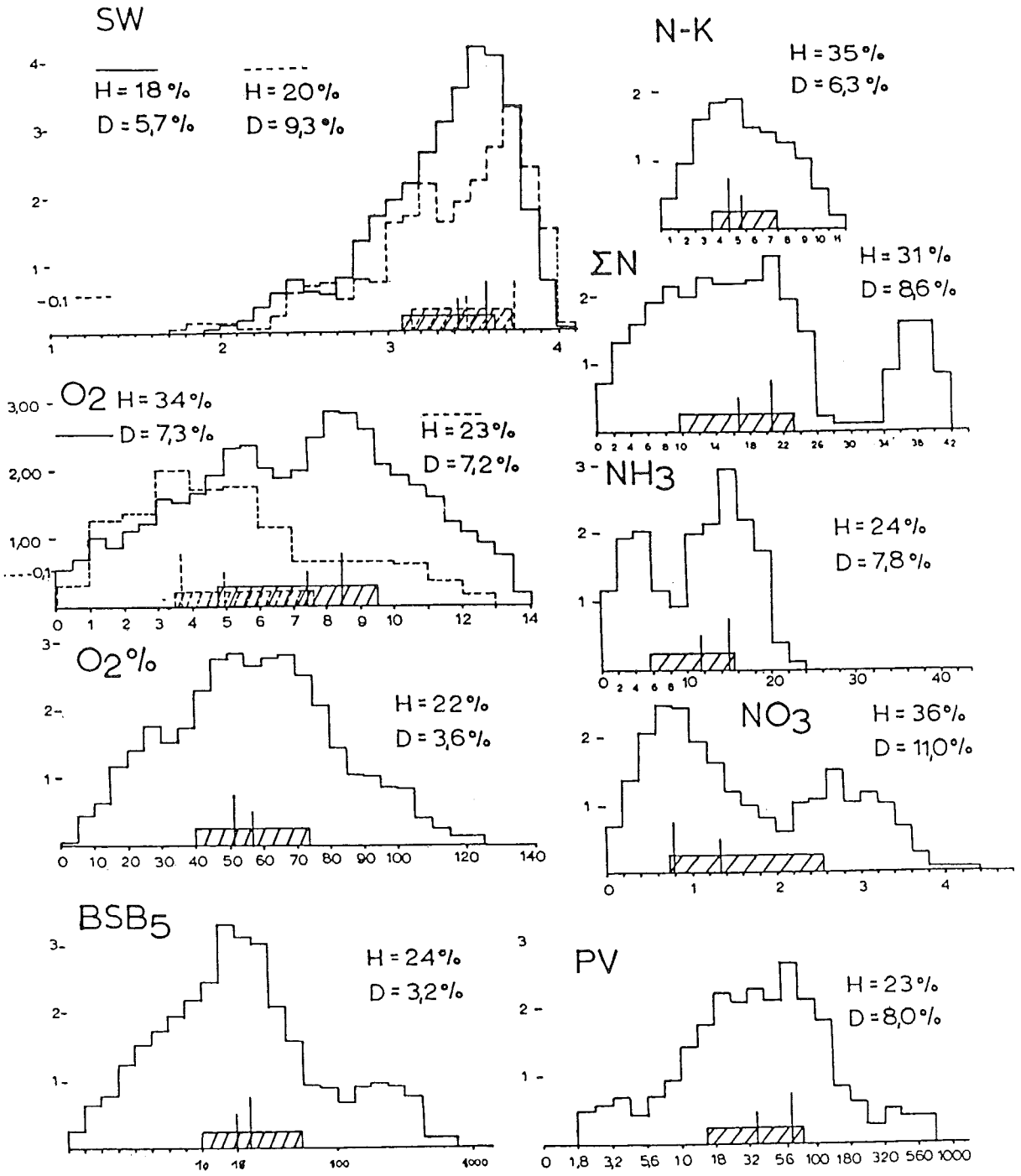
Weitere eigene Ergebnisse (n = 45 - 67): 71 - 975 µS/cm Leitfähigkeit, 0.5 - 2.7 mmol/l Säurekapazität, 0 - 7.3 mg/l BSB_2, 7.2 - 160 mg/l CSB, 4.6 - 400 mg/l SO_4^{2-}, <10 - 5540 µg/l P (total), 9 - 77 µg/l P (gelöst), 250 - 240000 aerobe Kolonien/ml (22 °C), 3.3 - 610000 endotypische Coli/100 ml (44 °C). Weitere Ergebnisse nach BICK & KUNZE (1971) und BICK (1972a): 0 - 40 °C, 6.3 - 8.5 pH, 0 - 69.4 mg/l O_2 (unwahrscheinlicher Wert), 0 - 72 mg/l CO_2 (frei), 0.1 - 100 mg/l NH_4^+, 0 - 22 mg/l NO_2^-, bis 1 % total Salzgehalt, 140000 - 10^7 Bakterien/ml (auf Pepton gezählt). STÖSSEL (1979) fand die Art bei 0.3 - 7.2 mg/l DOC (Präferenz 5.2 - 7.2 mg/l) und einer unteren Grenze der Leitfähigkeit von 35 µS/cm.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, FOISSNER 1988a): a; o = +, b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9. MORAVCOVA (1977): b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.5. MAUCH et al. (1985): SI = 3.0. FERNANDEZ-LEBORANS & FERNANDEZ-GALIANO (1979): b = 4, a = 6, I = 3. BICK & KUNZE (1971): b = 2, a = 5, p = 3, I = 2. BUCK (1971) errechnete einen SI = 3.19 +/- 0.56. Der ähnlich hohe durchschnittliche Saprobiewert von 3.4 im Ökogramm von BEER (1964) ergibt sich aus den hohen BSB_5- und Permanganatverbrauchs-Werten. Auch der Präferenzbereich des DOC (sh. oben) paßt gut dazu. O_2 und die folgenden Befunde deuten dagegen eine bessere Einstufung an. AUGUSTIN et al. (1987a, b) fanden *T. cucullulus* bei SI: 1.4 - 2.8 (n = 17). Eigene Resultate: SI = 1.8 - 3.6, $\bar{x}$ = 2.4, n = 67. Berücksichtigt man nur Werte ab häufigem

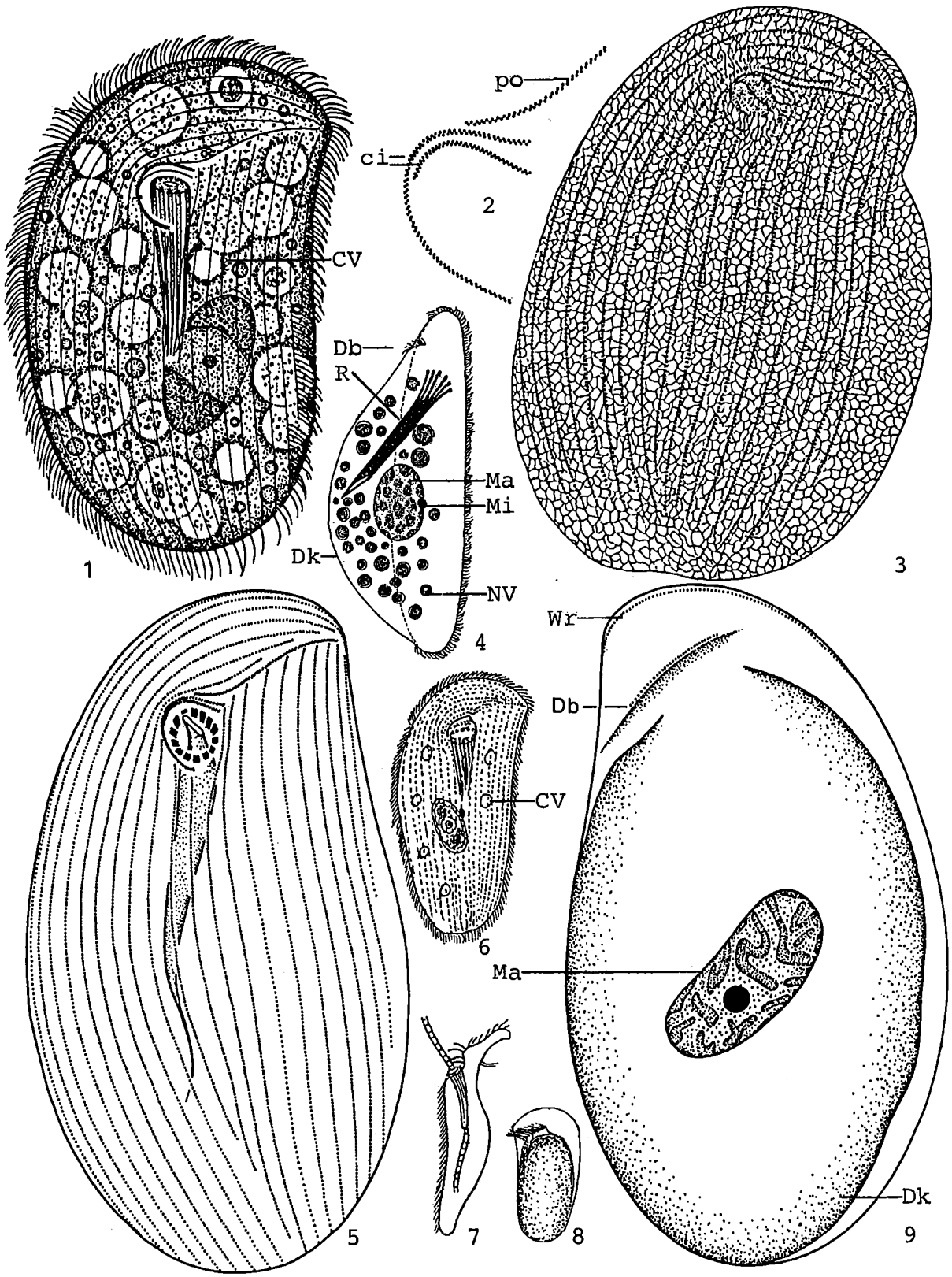
Auftreten: SI = 1.8 - 3.6, $\bar{x}$ = 2.6, n = 21. Die Ergebnisse differieren also ziemlich stark, was zum Teil sicher darauf zurückzuführen ist, daß *T. cucullulus* bisher nicht von → *T. steini* und → *T. srameki*, die etwas weniger verschmutzte Gewässer bevorzugen, getrennt worden ist. Dennoch erscheint das von SLADECEK vorgeschlagene I = 5 zu hoch. Bis zum Vorliegen weiterer autökologischer Untersuchungen, die neue taxonomische Erkenntnisse berücksichtigen, scheint uns die von BICK & KUNZE (1971) vorgeschlagene Einstufung am brauchbarsten. Nur bei häufigem oder massenhaftem Vorkommen mag die Einstufung von SLADECEK et al. (1981) angebrachter sein. Wir finden diese Art in den letzten Jahren nur mehr selten, vermutlich deshalb, weil sich die Qualität vieler Vorfluter vom alpha- bis polysaproben in den beta- bis alphamesosaproben Bereich verschoben hat; und dort scheinen *T. steini* und *T. srameki* zu dominieren.



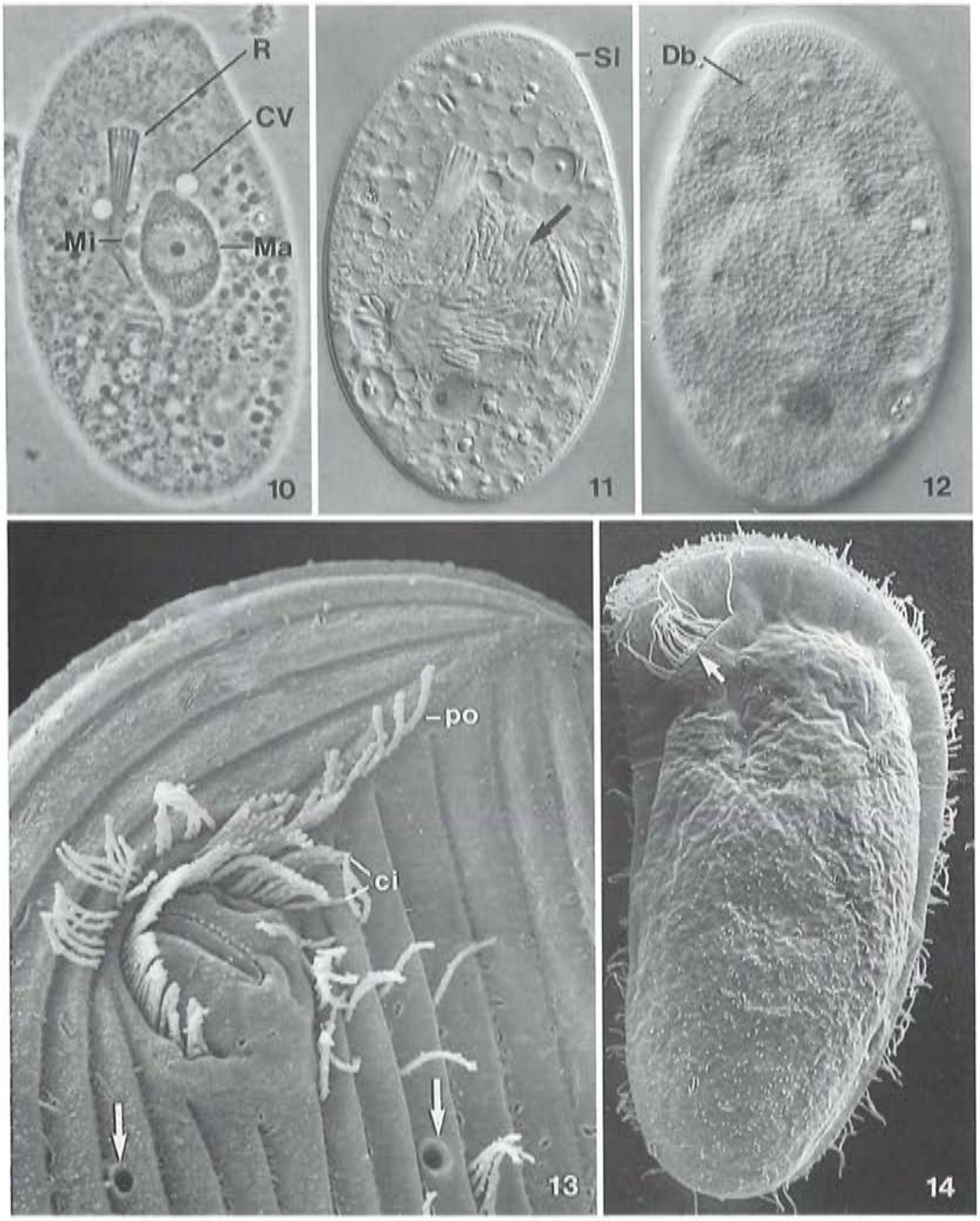
Ökogramm (aus HEUSS 1976): Die prozentuale Verteilung (f%) der Funde (n) von *Trithigmostoma cucullulus* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren aus Gewässern Nordrhein-Westfalens. Darüber hinaus legt HEUSS Daten für das BSB_5- und PO_4-Spektrum vor: 1.3 - 65 mg/l BSB_5 (n = 53), 0.12 - 27.9 mg/l PO_4^{3-} (n = 53).



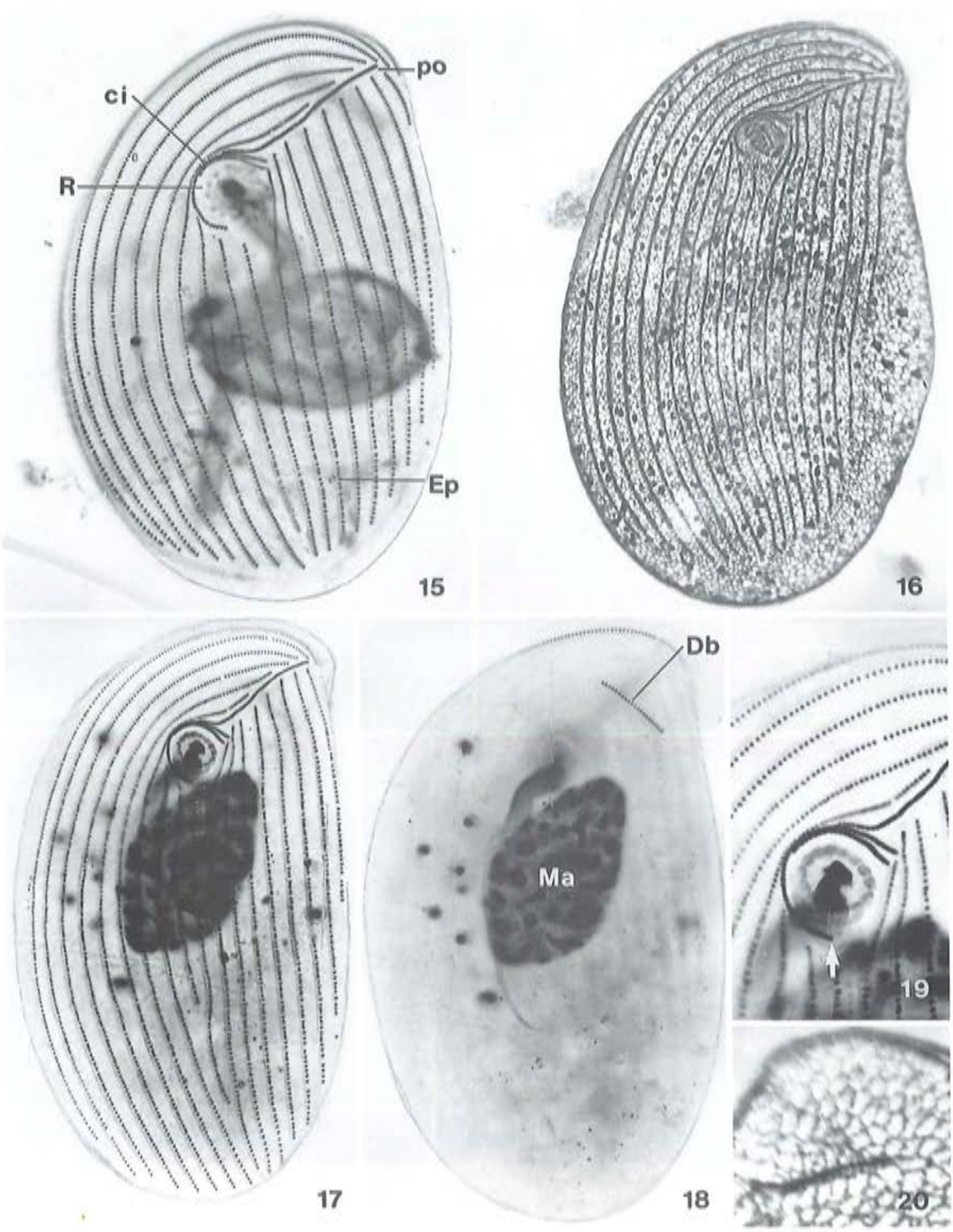
Ökogramm (aus Beer 1964): SW = Saprobiewert, O_2 = Sauerstoff, O_2 % = prozentuale Sauerstoffsättigung, BSB_5 = Biochemischer Sauerstoffbedarf, PV = Permanganatverbrauch, N-K = Stickstoffklassen, d. h. Mengenverhältnis der reduktiven und oxydativen N-Verbindungen als Maß für das Redoxpotential, ΣN = Gesamtstickstoff, NH_3 = Ammoniumverbindungen, NO_3 = Nitrat. ////// = H = Hälftespielraum als Vorzugsbereich der Art. Kürzerer vertikaler Strich = Mediane, längerer = Mode. D = Mode/Mediane-Differenz. Alle Angaben in mg/l mit Ausnahme von SW in Saprobiewerteinheiten, von O_2 % und N-K - - - - = nach Angaben von KLAPPER berechnete Kurven.



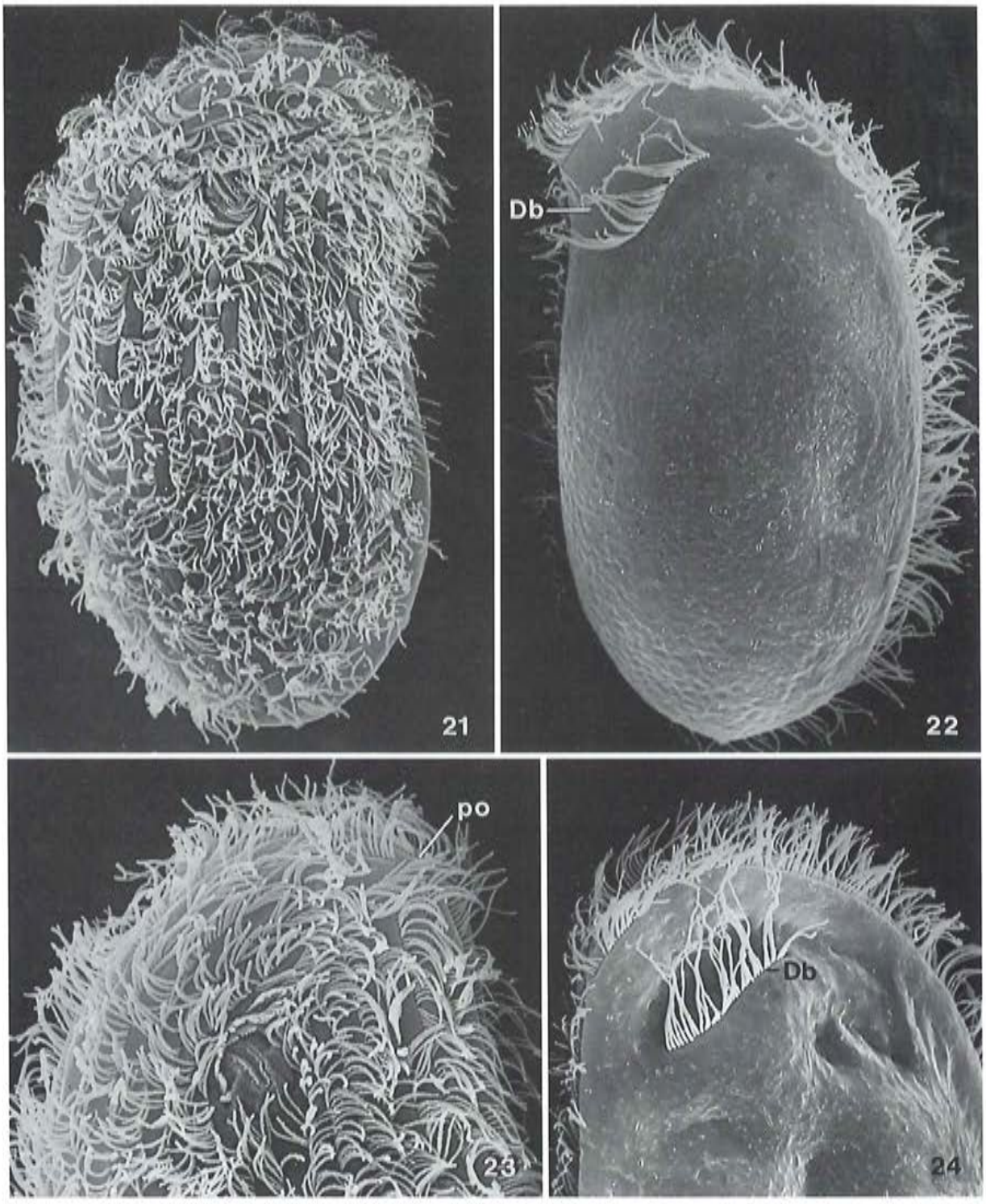
Trithigmostoma cucullulus (1, 2, 5, 9, aus FOISSNER 1988a; 3, aus KLEIN 1927; 4, aus SOLTYNSKA 1971; 6 - 8, aus KAHL 1931). **1, 6, 8:** Ventral- und Dorsalansichten in vivo, 113 μm, 150 μm. **2:** Bewimperung des Oralapparates. **3:** Silberliniensystem und Wimpernkleid der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation, 110 μm. **4, 7:** Seitenansichten in vivo. **5, 9:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 100 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, Wr = von der Ventralseite übergreifende Wimpernreihe.



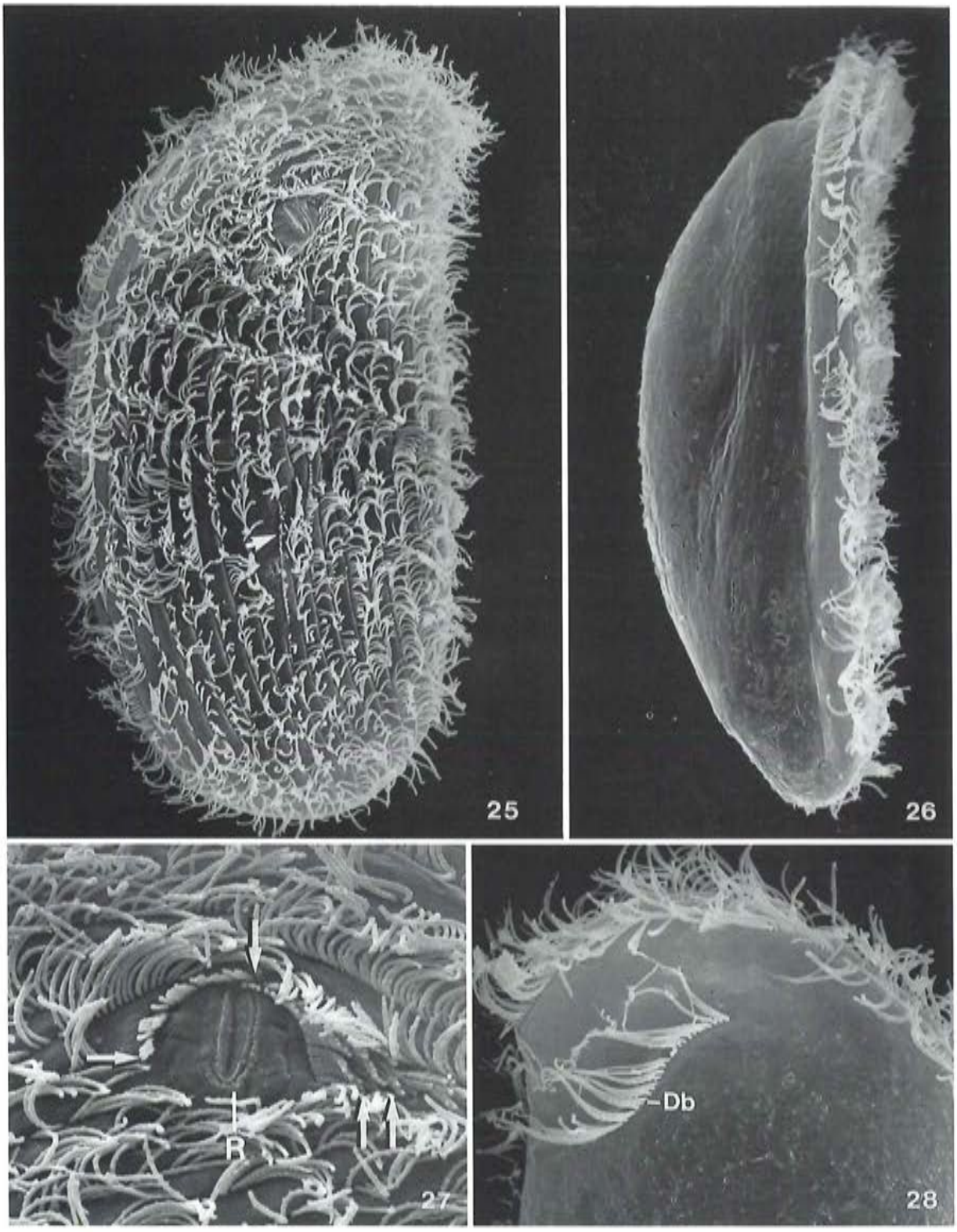
Trithigmostoma cucullulus (10, aus FOISSNER 1979d; 11 - 14, Originale). **10:** Ventralansicht in vivo. **11:** Individuum dessen Kern mit Bakterien (Pfeil) infiziert ist, Interferenzkontrast in vivo. **12:** Alveolenmuster der Dorsalseite des selben Exemplars. **13:** Mundregion einer teilweise entwimperten Zelle. Die Pfeile weisen auf Exkretionspori von kontraktilen Vakuolen. **14:** Dorsalseite im Rasterelektronenmikroskop. Der Pfeil weist auf die Dorsalbürste. CV = kontraktile Vakuole, ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, Sl = Schleimschicht.



Trithigmostoma cucullulus (15 - 20, Originale). **15, 17, 18:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. **16:** Bewimperung und Silberliniensystem der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation. **19:** Detail der Bewimperung im Bereich des Mundes (gleiches Individuum wie Abb. 17, 18). Der Pfeil weist auf das hintere Ende der äußeren circumoralen Wimpernreihe. **20:** Detail der Dorsalseite mit Dorsalbürste nach trockener Silbernitratimprägnation. ci = circumorale Wimpernreihen, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse.



Trithigmostoma cucullulus (21 - 24, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **21, 23:** Bewimperung der Ventralseite. **22, 24:** Bewimperung der Dorsalseite. Db = Dorsalbürste, po = praeorale Wimpernreihe.



Trithigmostoma cucullulus (25 - 28, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **25:** Ventralansicht eines sehr frühen Teilungsstadiums. Der Pfeil weist auf die Anlage des Zellmundes für die Tochterzelle. **26:** Seitenansicht. **27:** Bewimperung des Oralapparates. Die Pfeile markieren die Enden der 2 circumoralen Wimpernreihen. **28:** Dorsalbürste stärker vergrößert. Db = Dorsalbürste, R = Reuse.

Trithigmostoma steini (BLOCHMANN, 1895) FOISSNER, 1988

1859 *Chilodon cucullulus* EHRENBERG - STEIN, Infusionsthiere I, p. 114 (partim; Taf. I, Fig. 6 - 8).
1895 *Chilodon steini* BLOCHMANN, Mikroskopische Thierwelt, p. 95.
1977 *Chilodonella steini* BLOCHMANN, 1895 - RADZIKOWSKI & GOLEMBIEWSKA, Protistologica, 13: 381 (Silberimprägnation).
1987 *Trithigmostoma steini* (BLOCHMANN, 1895) - HOFMANN & BARDELE, Europ. J. Protistol., 23: 2 (ausführliche Bearbeitung mit Silberimprägnation und Elektronenmikroskopie).
1988 *Trithigmostoma steini* (BLOCHMANN, 1895) - FOISSNER, Hydrobiologia, 162: 23 (kombinierender und revidierender Autor).

Taxonomie

Diese Art wurde von BLOCHMANN (1895) nach Zeichnungen von STEIN (1859b) errichtet (Abb. 6 - 8). KAHL (1931) synonymisiert sie mit *T. cucullulus* (O. F. MÜLLER, 1786) und gibt keine Abbildung, da er meint, daß STEIN versehentlich zu viele Wimpernreihen gezeichnet habe. *Trithigmostoma steini* wurde daher sicher oft fälschlich mit *T. cucullulus* identifiziert. *Chilodonella chattoni* MACDOUGALL, 1936 ist vermutlich ein jüngeres Synonym von *T. steini*.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 90 - 230 x 40 - 90 µm (aus FOISSNER 1988b und unveröffentlichten Daten; Kultur- und Freilandmaterial), 180 - 320 µm (RADZIKOWSKI & GOLEMBIEWSKA 1977; Kulturmaterial), 120 - 160 x 60 - 80 µm (HOFMANN & BARDELE 1987; Kulturmaterial). Wohl meist um 150 µm lang, also im Schnitt größer als → *T. cucullulus*.

2) Gestalt breit ellipsoid, rechter Rand konvex, linker konkav, bildet vorne einen meist deutlichen Schnabel, nach hinten oft deutlich verschmälert. Oft ist der Rand eigenartig wellig (Abb. 1, 3, 5 - 8, 12, 14, 19, 21).

3) Etwa 2 - 3 : 1 abgeflacht, vor der Reuse sehr flach. Ventral eben. Dorsalkörper konvex, beginnt etwa in Höhe der Reuse, überragt beim Freilandmaterial meist lappenförmig das Hinterende (Abb. 1 - 3, 5, 8 - 10, 20).

4) Makronucleus ellipsoid, in der hinteren Körperhälfte, außen grob granuliert, innen hyalin und mit zentralem Binnenkörper (Abb. 1, 6 - 8, 10, 15, 16).

5) 10 - 40 (meist 12 - 25) unregelmäßig verteilte kontraktile Vakuolen (Abb. 1, 6 - 9, 11, 22).

6) Pellicula von einer etwa 1 µm dicken Schleimschicht bedeckt, die abgestoßen werden kann (Abb. 3, 9, 13, 14).

7) 25 - 33 (meist 27 - 30) ventrale Wimpernreihen. Rechts ziehen 11 - 14 am Mund vorbei und stoßen vorne in sehr spitzem Winkel an die praeorale Wimpernreihe, die leicht sigmoid von der Reuse zur Schnabelspitze zieht. 2 - 4 (meist 3) Wimpernreihen enden hinter dem Mund. Links stoßen 11 - 16 Reihen an die praeorale Wimpernreihe. Die äußere, längere der 2 circumoralen Wimpernreihen ist rechts um die Reuse gebogen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 1, 9, 11, 14, 15, 17, 19 - 22).

8) Dorsalbürste meist schön bogenförmig geschwungen, verläuft subapikal quer über den Schnabel, besteht aus 33 - 70 Wimpern (meist um 50; Abb. 3 - 5, 10, 16, 18).

9) Mund im vorderen Drittel etwas rechts der Mediane. Reuse nach dorsal geneigt, trichterförmig, besteht aus 12 - 20 ($\bar{x}$ = 17) Stäben (Abb. 1, 6 - 9, 11, 12, 14 - 17, 19 - 22).

Verwechslungsmöglichkeiten

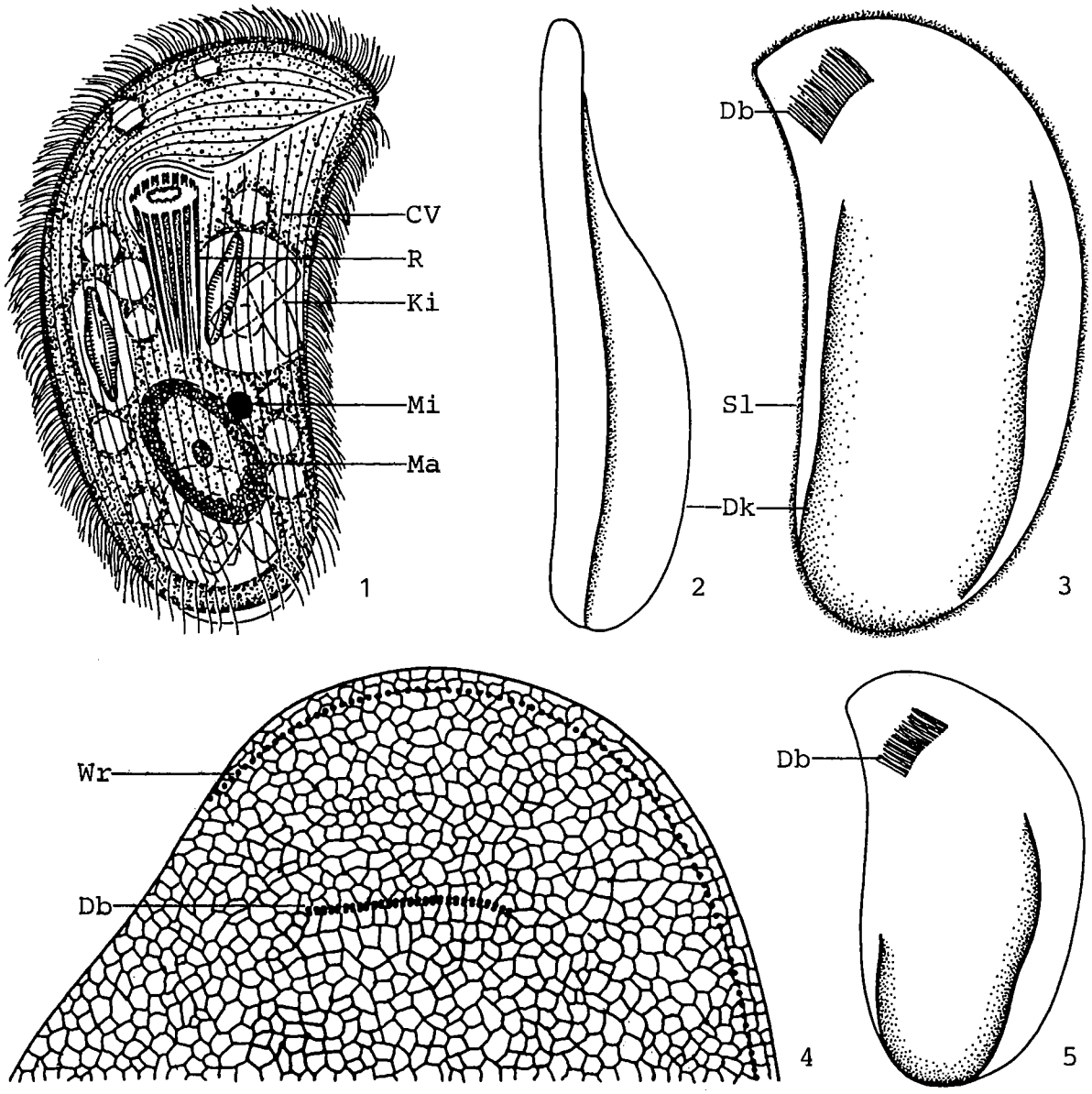
Die meist etwas kleinere → *T. cucullulus* hat nur 19 - 22 ventrale Wimpernreihen, weniger kontraktile Vakuolen (2 - 11) und eine gerade, meist aus weniger Basalkörpern aufgebaute Dorsalbürste. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 5, 7 (Anzahl der Wimpernreihen), 8 wichtig.

Ökologie

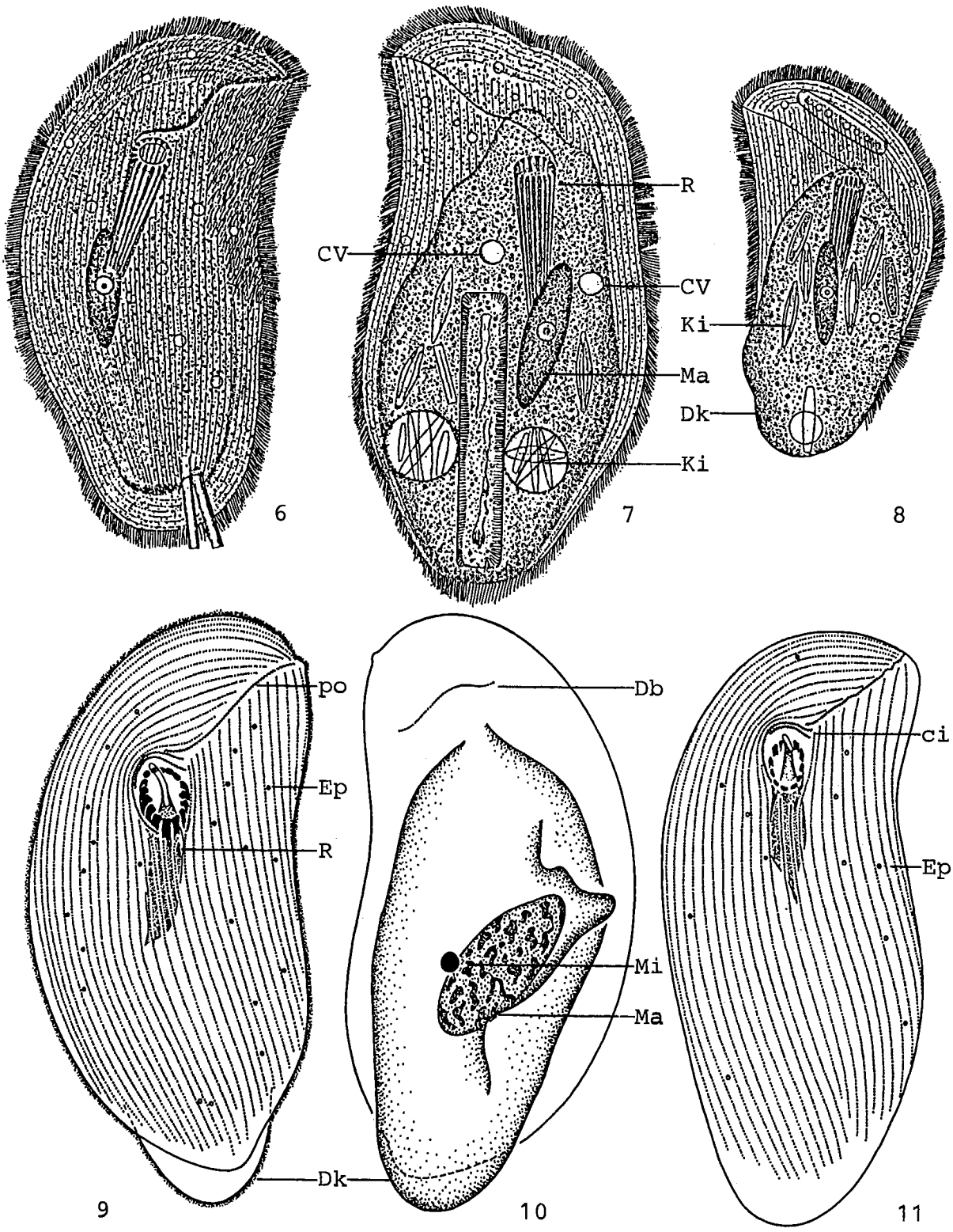
Vorkommen und Verbreitung: Bisher nur aus limnischen Biotopen bekannt. RADZIKOWSKI & GOLEMBIEWSKA (1977) fanden die Art in kleinen Bächen und Tümpeln bei Warschau, AUGUSTIN et al. (1987a) in einem mittelgroßen Bach in Salzburg und SRAMEK-HUSEK (1957) fand sie in einem Vorfluter in der Tschechoslowakei. Wir konnten *T. steini* mittlerweile in verschiedenen alpha- bis betamesosaproben Vorflutern Österreichs (Salzach, Traun) und Deutschlands (Amper) nachweisen. Es ist eine durchaus häufige Art, die, wie oben schon erläutert, offensichtlich bisher meist mit → *T. cucullulus* vermengt worden ist. HOFMANN & BARDELE (1987) beschreiben sie aus einem Teich bei Tübingen. Folgende Meldungen sind nicht durch Abbildungen belegt: Zwischen Fadenalgen eines Teiches in Böhmen, Tschechoslowakei (SVEC 1897), in Stauseen und Teichen von Azerbaidjan, Rußland (ALEKPEROV 1984), in ausgesüßten Lagunen des Kaspischen Meeres (AGAMALIEV 1986), Fluß in Indien (BHATIA, 1922). STEIN (1859b) gibt leider keine genauen Angaben zum Fundort. Bisher nur aus Europa und Asien bekannt.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich nur Kieselalgen (*Nitzschia frustulum*, *N. palea*, *Navicula peliculosa*), mit denen die Zellen oft dicht gefüllt sind (Abb. 1, 7, 8, 12 - 16). Generationszeit 6 - 20 ($\bar{x}$ = 13) Stunden bei 22 °C. Die Teilung hört bei < 5 °C auf und einzelne Individuen werden dann bis 600 μm lang (RADZIKOWSKI & GOLEMBIEWSKA 1977). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 150 mg.

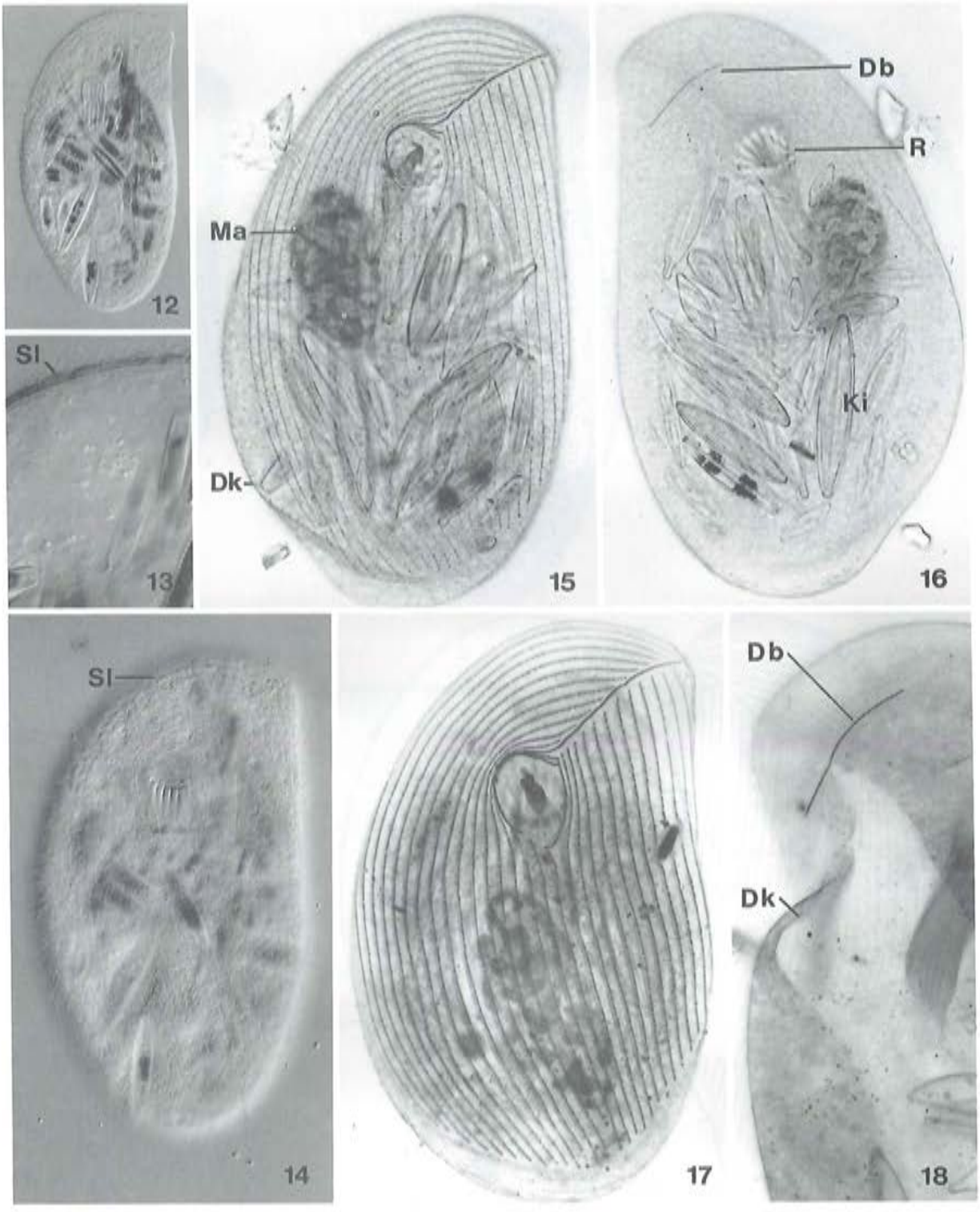
Saprobielle Einstufung: SRAMEK-HUSEK (1957) fand *T. steini* zweimal unter betamesosaproben Verhältnissen. Diese und unsere Befunde deuten darauf hin, daß *T. steini* ein ähnliches saprobiologisches Spektrum besitzt wie *T. cucullulus*, vermutlich aber mehr beta- als alphamesosaprob ist. Wir schlagen folgende Einstufung vor: b - a; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen.



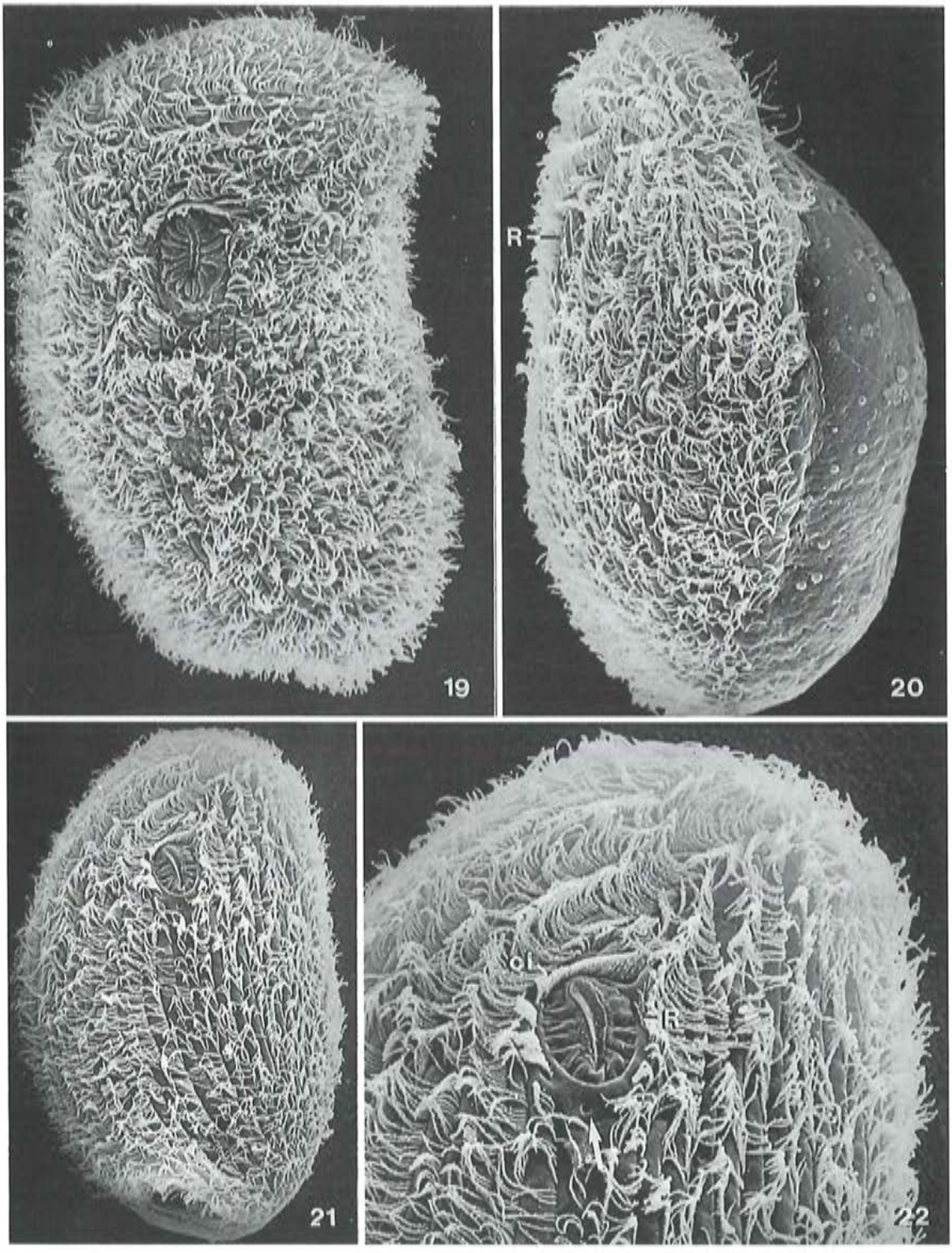
Trithigmostoma steini (1 - 5, aus FOISSNER 1988b; Kulturmaterial). **1:** Ventralansicht in vivo, 110 μm. **2:** Seitenansicht in vivo, 110 μm. **3, 5:** Dorsalansichten in vivo, 110 μm, 90 μm. **4:** Silberliniensystem und Bewimperung der Dorsalseite im vorderen Körperabschnitt nach trockener Silbernitratimprägnation, 34 μm. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, R = Reuse, Sl = Schleimschicht, Wr = von der Ventralseite übergreifende Wimpernreihe.



Trithigmostoma steini (6 - 8, aus STEIN 1859b; 9 - 11, aus FOISSNER 1988b; Freilandmaterial mit Ausnahme von 11). **6 - 8:** Ventral- und Dorsalansichten in vivo. **9 - 11:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 125 μm, 108 μm. ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse.



Trithigmostoma steini (12 - 18, Originale). 12, 14: Ventralansichten in vivo. 13: Detail mit Schleimschicht in vivo. 15 - 18: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Db = Dorsalbürste, Dk = Dorsalkörper, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, R = Reuse, Sl = Schleimschicht.



Trithigmostoma steini (19 - 22, Originale einer Population aus dem Salzburger Uni-Teich; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **19, 21:** Ventralansichten eines großen (typischen) und eines kleinen ("cucullulus-Form") Exemplars. **20:** Links laterale Ansicht. Die Dorsalseite ist bis auf die Dorsalbürste unbewimpert. **22:** Vorderer Körperabschnitt mit Oralapparat stärker vergrößert. Der Pfeil weist auf den Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole. ci = circumorale Wimpernreihen, R = Reuse.

Phascolodon vorticella STEIN, 1859

1859 *Phascolodon vorticella* STEIN, Lotos, 9: 2 (ohne Abbildung).
1859 *Phascolodon vorticella* STEIN, 1859 - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 110 (erste Abbildungen).
1931 *Phascolodon vorticella* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 232 (Revision).
1979 *Phascolodon vorticella* STEIN, 1859 - FOISSNER, Protistologica, 15: 558 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

Die früheren Beschreibungen, die sich nur auf Lebendbeobachtungen stützen (z. B. STEIN 1859b, ERLANGER 1890, KAHL 1926, 1931, DINGFELDER 1962), weichen zum Teil erheblich voneinander ab. FOISSNER (1979b) vermutet daher mehrere schwierig trennbare Arten.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 60 - 90 x 35 - 50, meist um 70 μm lang. KAHL (1931) fand Individuen von 50 - 110 μm Länge.

2) Gestalt ähnlich einem Pferdesattel. Körper vorne breit abgestutzt und in Höhe der Reuse krempenartig umgeschlagen, hinten in eine kleine Spitze auslaufend. Im Querschnitt rinnenförmig, da ventral tief eingesenkt. Dadurch entsteht links und rechts der Mediane ein Wulst, der sich praeoral krempenartig verbreitert. Nach STEIN (1859b) können die beiden vorderen abgerundeten Ecken des Wulstes einander genähert werden, eine nennenswerte Kontraktilität der Zelle besteht jedoch nicht (Abb. 1 - 4, 6, 7, 10, 17, 18).

3) Makronucleus ellipsoid (etwa 18 x 14 μm), meist in der hinteren Körperhälfte (Abb. 1, 2, 4, 7, 12, 15).

4) 2 kontraktile Vakuolen, die eine rechts unterhalb der Reusenöffnung, die andere in der hinteren Hälfte des linken Wimpernfeldes (Abb. 1 - 4, 10, 11).

5) Die ventrale Bewimperung besteht konstant aus 1 quer zur Körperlängsachse angeordneten praeoralen, 2 circumoralen, 5 (manchmal 6) rechten und 8 - 9 linken Wimpernreihen. Die erste Reihe rechts der Reuse, die am Innenrand des Wulstes verläuft, endet beim Reuseneingang. Von den übrigen 4 Reihen, die vorne um den Mund ziehen, stoßen die 2 inneren an das linke Ende der praeoralen Wimpernreihe. Die 2 äußeren verlaufen dagegen am dorsalen Kragenrand und stoßen an das vordere Ende des linken Wimpernfeldes. Die inneren 1 - 2 Wimpernreihen des linken Feldes vorne verkürzt. Alle Wimpernreihen hinten weniger dicht bewimpert und von innen nach außen sukzessive verkürzt (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 4, 10, 11, 13 - 15, 17).

6) Dorsalbürste dem linken Körperrand genähert, etwa 20 μm lang, besteht aus 14 - 16 langen, steifen, nadelförmigen Wimpern (von einigen älteren Autoren übersehen; Abb. 10, 12, 14, 16).

7) Mund im abgestutzten Vorderteil, rechts der Mediane. Reuse trichterförmig, nach dorsal geneigt, etwa 20 μm lang, im Querschnitt fast kreisförmig, besteht aus 20 - 30 (meist ca. 26) Stäben (Abb. 1 - 5, 7, 9 - 11, 13, 15, 17, 18).

Verwechslungsmöglichkeiten

Phascolodon limneticum GELEI, 1954 ist ungenügend abgegrenzt (50 - 60 x 30 - 35 µm, nur 5 - 6 linke Wimpernreihen). *Phascolodon contractilis* KAHL, 1926 ist stark abgeflacht, hat nur 1 kontraktile Vakuole und kontrahiert sich auffallend ruckweise. Beide Arten und besonders die Funde von *P. vorticella* aus dem Potamoplankton sind noch nicht durch Silberimprägnation abgesichert (→ Taxonomie). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ausschließlich planktisch. Bildet leicht Ruhezysten (Abb. 8) und ist daher verbreitet in Wegpfützen, Wiesenmulden, Rasenaufgüssen und Weidetümpeln (DINGFELDER 1962, KAHL 1926, FOISSNER 1979b) sowie gelegentlich in Lithotelmen (ERLANGER 1890) zu finden. Kommt aber auch häufig in perennen, stagnierenden Gewässern wie Fischteichen, Flußstauen, dem Baikalsee und in der O_2-haltigen Zone von Faulschlammgewässern (WILBERT 1969, GRABACKA 1977, MAMAEVA & KOPYLOW 1978, GAJEWSKAJA 1933, WETZEL 1928b) sowie besonders im Frühjahrsplankton (März - Juni, vereinzelt auch bis Oktober) von Flüssen und Strömen vor (z. B. BARTSCH & HARTWIG 1984: Elbe; BERECZKY 1975: Donau). Bisher nur in Eurasien und Nordamerika nachgewiesen.

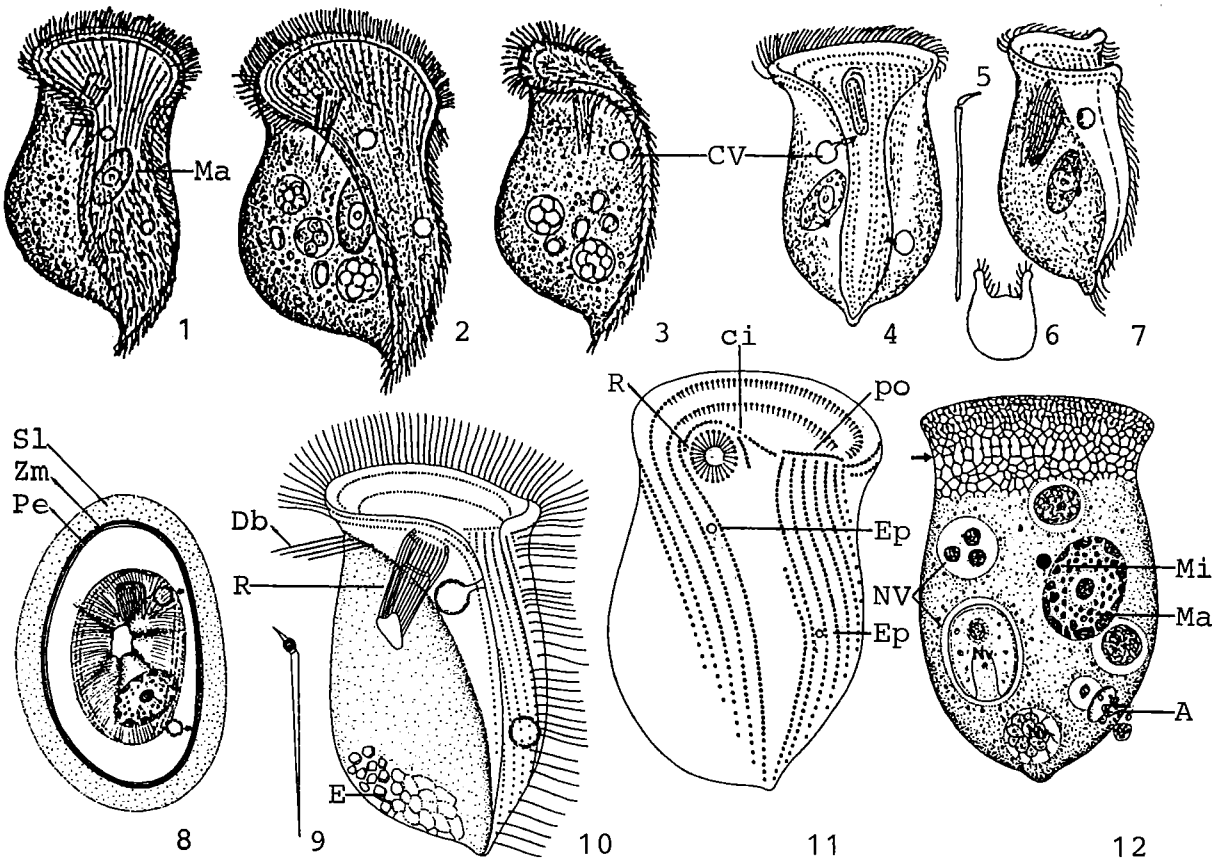
Tabelle: Milieuspektra von ***Phascolodon vorticella***. Die Daten von BERECZKY (1975) basieren auf vielen Analysen aus dem ungarischen Teil der Donau, jene von FOISSNER et al. (1982) auf 2 Massenvorkommen in einem alpinen Regenwasser- bzw. Weidetümpel, jene von RECK (1987) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland) in 3 - 11 m Tiefe, jene von HEUSS (1976) auf vielen Analysen aus Gewässern Nordrhein-Westfalens (Bundesrepublik Deutschland).

Faktor	BERECZKY	FOI. et al.	RECK	HEUSS
Saprobität	-	b - a	-	-
pH	7.7 - 8.2	4.9 - 5.0	7.3 - 8.2	7.5 - 9.3
°C	7 - 15	5 - 16.3	4.5 - 15.4	4 - 16
O_2 (mg/l)	8.4 - 14	7.8 - 11.2	0.5 - 14.7	3.7 - 26.7
O_2 (Sättigung %)	-	84 - 149	5 - 121	27 - 261
BSB_5 (mg/l)	6.9 - 8.3	-	-	4.3 - 28
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	29 - 51	-	33 - 71
H_2S (mg/l)	-	0	-	0 - 0.9
CO_2 (frei; mg/l)	0 - 17	0 - 1.8	-	0 - 18
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0	-	0.32 - 1.52
NH_4^+-N (mg/l)	0.2 - 0.9	0 - 0.16	0.05 - 0.35	0.19 - 3.65
NO_3^--N (mg/l)	Spuren - 1.1	0	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0.009 - 0.06	0	-	-
Cl^- (mg/l)	-	-	-	47 - 54
Bakterienzahl/ml (Direktzählung)	-	2 - 3 x 10^6	-	-

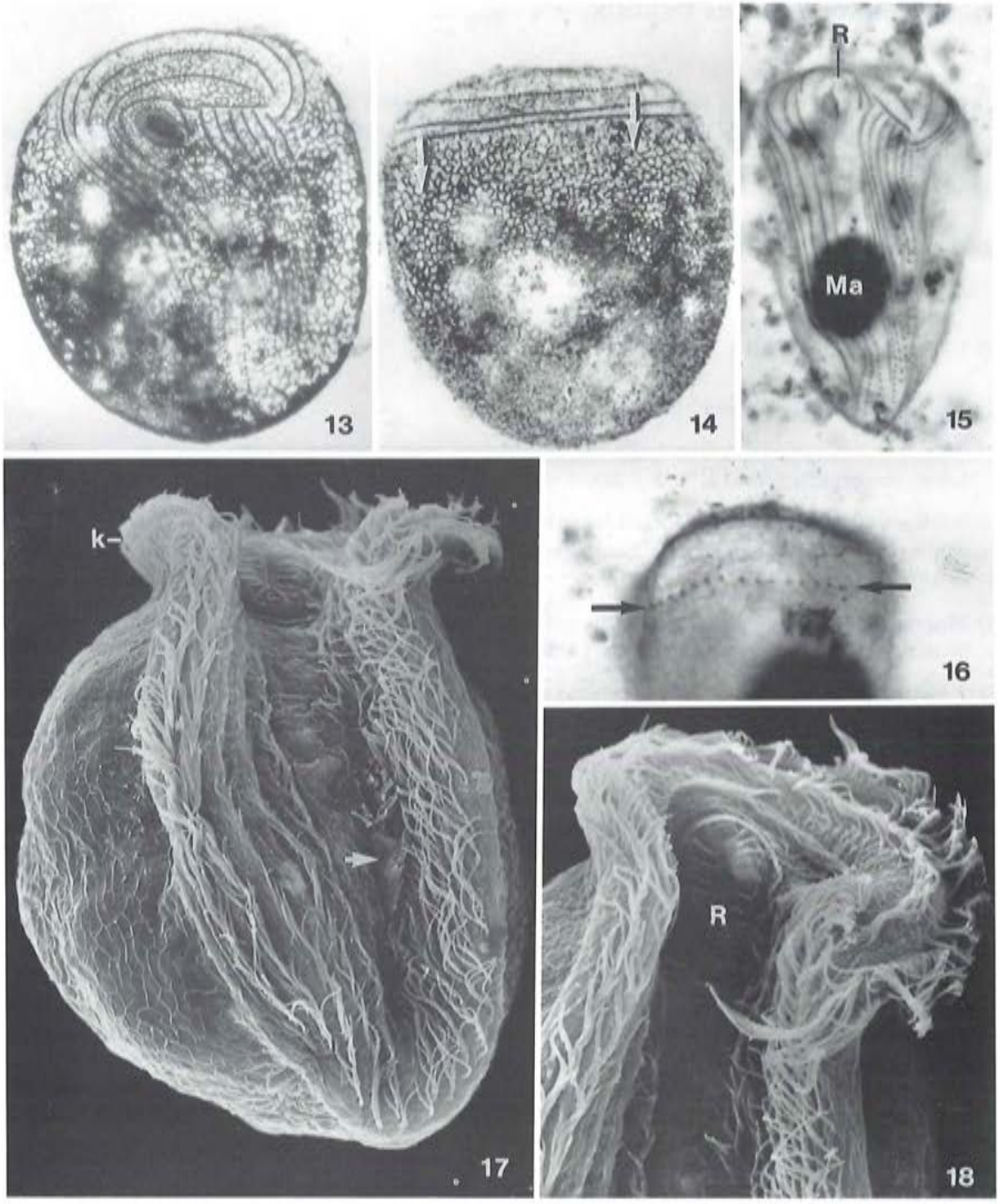
Spezielle autökologische Daten: Frißt bevorzugt Algen und Flagellatenkolonien (*Gonium*, *Pandorina*, *Eudorina*, *Chlamydomonas*, *Haematococcus*, Volvocales, Cryptomonaden, *Euglena*, Diatomeen). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 160 mg (MAMAEVA & KOPYLOW 1978), 100 mg (MAMAEVA 1979) und 75 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Zuweilen zahlreich (bis 490 Individuen/ml) in flagellatenreichen Pfützen (DINGFELDER 1962), in Regenwassertümpeln und eutro-

phen Weidetümpeln (FOISSNER 1979b). BERECZKY (1975) fand im Oktober einmal 32000 Individuen/m^3, was mehr als ein Viertel des Donauplanktons ausmachte. MAMAEVA (1979) fand bis zu 4600 Individuen/l im Frühlingsplankton der Wolga, wo sie bei 6 - 8 °C vereinzelt, bei 10 - 12 °C massenhaft auftrat. KRISHNAMOORTHI & SARKAR (1981) berichten über ein Vorkommen in einem Oxydationsteich in Indien bei 50 - 80 mg/l BSB_5. BICK (1960) fand bis 8000 Ind./l im Plankton von Abwasserteichen bei 0.5 - 1.4 mg/l NH_4^+-N. ALBRECHT (1984) meldet sie aus der Weser bei 400 - 5000 mg/l Cl^- (Präsenz = 1 %, n = 4). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Saprobielle Einstufung nach (SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2. SLADECEK (1973) und MAUCH et al. (1985): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Das Vorkommen in Oxydationsteichen und hoch eutrophen Weidetümpeln und Wegpfützen sowie die Daten von HEUSS (1976) zeigen, daß diese Art eine breitere ökologische Valenz besitzt. Wir schlagen daher vor: b - a; b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.4.



Phascolodon vorticella (1 - 3, aus STEIN 1859b; 4 - 7, aus KAHL 1931; 8 - 12, aus FOISSNER 1979b). **1 - 4, 7:** Ventral- und Lateralansichten in vivo, ? µm. **5, 9:** Reusenstäbe. **6:** Querschnitt. **8:** Zyste im mittleren Bildungsstadium in vivo, 45 µm. Die Pfeile weisen auf die kontraktilen Vakuolen. **10, 11:** Seiten- und Ventralansicht nach Lebendbeobachtungen, Bewimperung nach Protargolimprägnation, 88 µm, 63 µm. **12:** Dorsalansicht in vivo. Silberliniensystem und Dorsalbürste (Pfeil) nach trockener Silbernitratimprägnation. 70 µm. A = After (Cytopyge), ci = circumorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome (Mucocysten) in verschiedenen Stadien der Quellung, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuolen, Pe = Pellicula, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse, Sl = Schleimhülle, Zm = Zystenmembran.



Phascolodon vorticella (13, 14, 17, 18, Originale; 15, 16, aus FOISSNER 1979b). **13 - 16:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silbernitratimprägnation und Protargolimprägnation. Die Pfeile markieren die Enden der Dorsalbürste. **17, 18:** Ventralansichten eines sehr frühen Teilungsstadiums im Rasterelektronenmikroskop. Der Pfeil weist auf die Anlage der Mundbewimperung. k = krempenartiger Wulst, Ma = Makronucleus, R = Reuse.

Gastronauta clatratus DEROUX, 1976

1976 *Gastronauta clatratus* DEROUX, Protistologica, 12: 494.
1982 *Gastronauta clatratus* DEROUX - JUTRCZENKI, Decheniana, 135: 107 (Silberimprägnation und Ökologie).
1986 *Gastronauta clatratus* DEROUX, 1976 - WILBERT, Acta Protozoologica, 25: 382 (Silberimprägnation).
1989 *Gastronauta clatratus* DEROUX, 1976 - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 97 (Silberimprägnation).

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 40 - 75 μm.

2) Umriß meist schlank, selten breit ellipsoid. Links zwischen Mund und Vorderrand manchmal leicht eingezogen (Abb. 1, 2, 5 - 12).

3) Stark abgeflacht (bis 3 : 1). Dorsalkörper etwas unregelmäßig gefurcht, am Rand flach auslaufend, wodurch ein hell erscheinender Saum entsteht, der den dorsalen Höcker umgibt (Abb. 1, 4, 5, 8, 10).

4) Makronucleus auffallend unregelmäßig gebuchtet, mit einem hellen zentralen Bläschen, liegt etwa in der Mediane unterhalb der Mitte (Abb. 1, 5, 8, 10 - 12).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere etwa in der Mediane knapp unterhalb des Mundes, die hintere nahe dem Ende der 3. und 4. linken Wimpernreihe (Abb. 4 - 6, 8, 9, 11).

6) Auf der Ventralseite unterhalb der circumoralen Wimpernreihe 18 - 21, hinten nach außen sukzessive verkürzte Wimpernreihen (kein postorales wimpernfreies Feld!). Die 2 - 3 äußeren ziehen am Mund vorbei und biegen parallel dem Vorderrand wieder nach hinten. Zwischen diesen und dem Mund 8 - 11 weitere, nach hinten allmählich flachere Bögen bildende Wimpernreihen. Dicht über dem linken Rand des Mundes 3 kurze, vertikal verlaufende Wimpernreihen (Abb. 1 - 3, 6, 7, 9, 11).

7) Dorsal 3 - 4 kurze periphere Wimpernreihen (bei DEROUX "cinétie droite externe"). Eine vorne etwa in der Mediane, eine dicht vor dem linken Ende der circumoralen Wimpernreihe (von WILBERT offensichtlich irrtümlich auf die rechte Seite gezeichnet, Abb. 8), eine nahe dem Hinterende etwa in der Mediane (wurde von DEROUX nach eigener Bekundung übersehen; Abb. 1 - 5, 8, 12). Die von DEROUX (1976a) links vorne, am Ende der äußersten Reihen gezeichnete Wimpernreihe haben wir ebenfalls gefunden. Sie liegt auf der Seitenfläche und ist daher sehr leicht zu übersehen (Abb. 1 - 3, 11). JUTRCZENKI (1982), WILBERT (1986c) und SONG & WILBERT (1989) zeichnen sie nicht.

8) Mund eine quere, deutlich vor der Mitte liegende, fast die ganze Breite einnehmende Spalte. Circumorale Wimpernreihe schmal elliptisch, ihre kurzen Wimpern bilden eine lamellenartige Struktur, die sich über die Mundöffnung legen kann (Abb. 1 - 3, 5 - 9, 11).

Verwechslungsmöglichkeiten

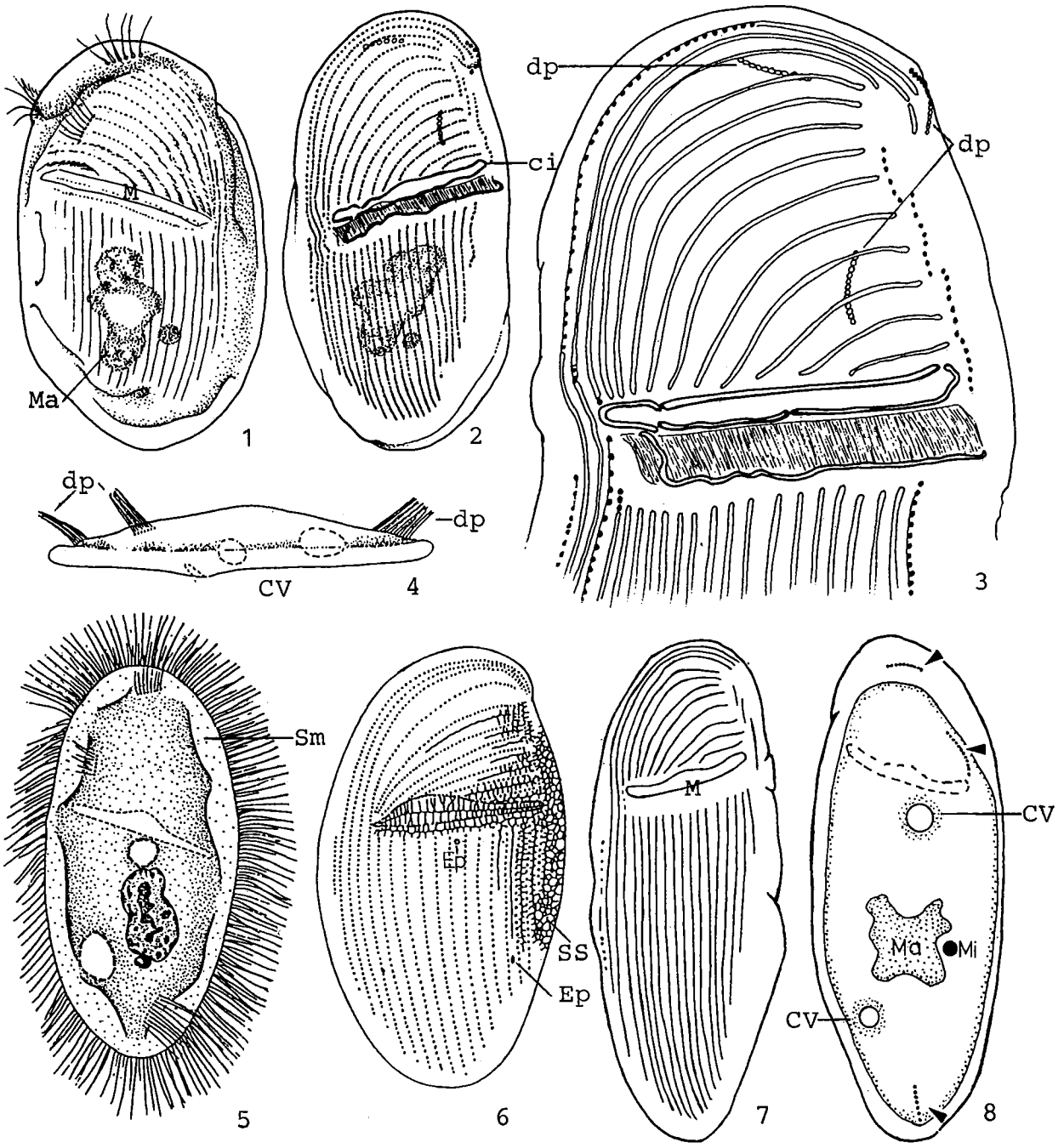
→ *Gastronauta membranaceus* BÜTSCHLI, 1889 ist meist breiter, hat ein postorales wimpernfreies Feld und nur 2 dorsale periphere Wimpernreihen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 wichtig.

Ökologie

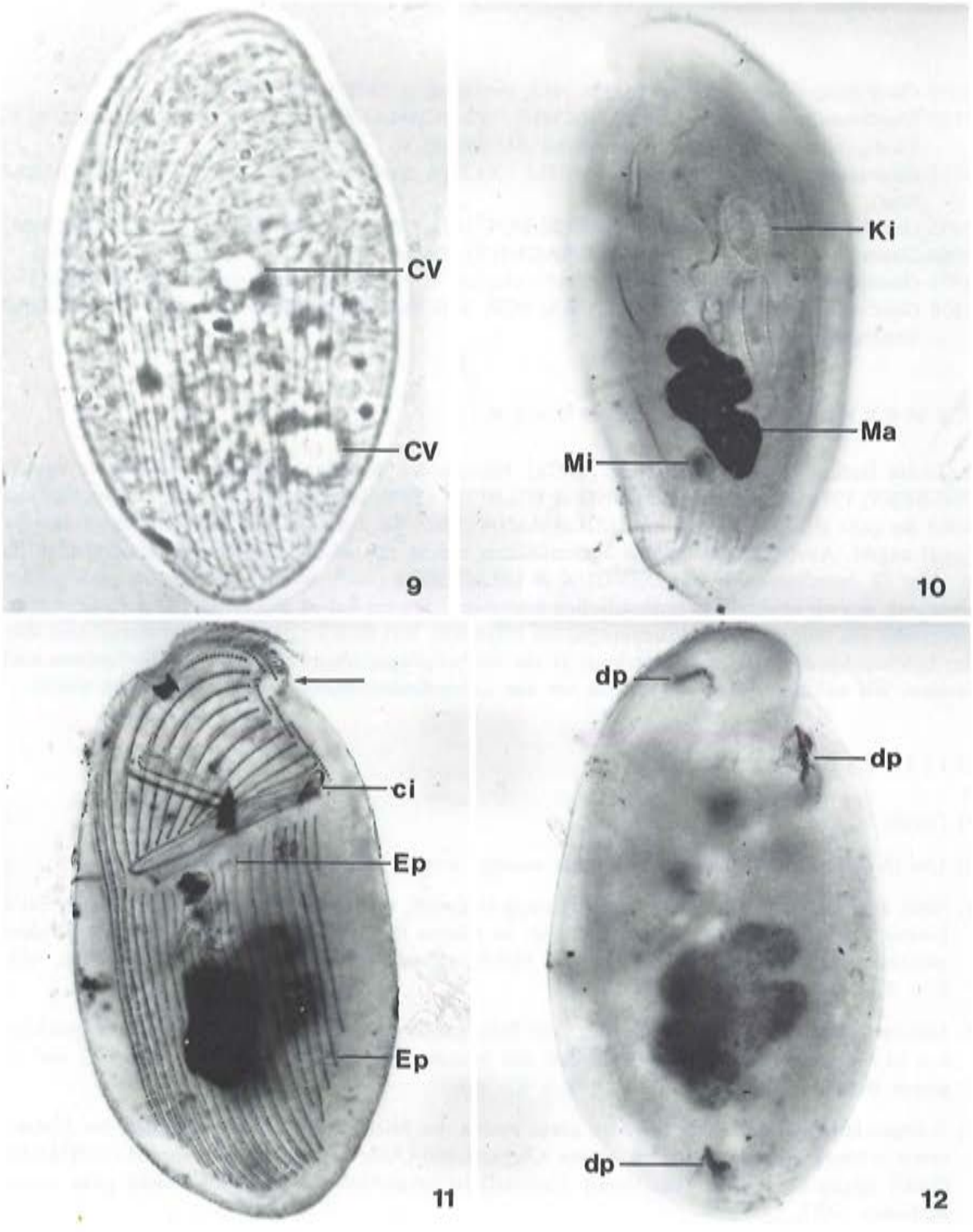
Vorkommen und Verbreitung: DEROUX (1976a) fand *G. clatratus* im Ästuar eines Flusses an der französischen Atlantikküste (Brackwasser), JUTRCZENKI (1982) im Aufwuchs von 2 Waldbächen bei Bonn, ALBRECHT (1984, 1986) in stark versalzten Flüssen Niedersachsens, WILBERT (1986c) im Limnopsammal des Ontario Sees (Kanada). SONG & WILBERT (1989) fanden ihn mäßig häufig von Juni bis November im Poppelsdorfer Weiher bei Bonn. Wir finden ihn gelegentlich im Periphyton mesosaprober Vorfluter (Traun in Oberösterreich, Amper und Vils in Bayern). Bisher nur in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt verschiedene Arten von Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 10 mg. JUTRCZENKI (1982) fand die Art mit über 40 Ind./cm^2 im Juli und mit 24 Ind./cm^2 im Oktober auf 4 Wochen lang exponierten Objektträgern. Auf 2 Wochen lang exponierten Objektträgern erreichte sie 18 Ind./cm^2. ALBRECHT (1984, 1986) bezeichnet sie als euryök, jedoch mäßig salztolerant mit deutlichem Süßwassermaximum. Er fand sie mit durchschnittlich 9 Ind./cm^2 (Präsenz = 19 %, n = 90) zu allen Jahreszeiten, bei <5 °C - <20 °C, 0 - 2000 mg/l Cl^-, 0.1 - 0.8 m/s Strömung und SI = <2.5 - >3.0 (meist bei 2.5 - 2.6).

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Das Vorkommen im unbelasteten Quellbereich (BSB_5 <1 mg/l) und beta- bis alphamesosaproben Vorflutern (JUTRCZENKI 1982, eigene Beobachtungen) sowie in salzverschmutzten Flüssen (ALBRECHT 1984, 1986, DEROUX 1976a) unterstreichen die Euryökie dieser Art. Wir schlagen vor: b - a; o = 2, b = 4, a = 4, I = 2, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Gastronauta clatratus (1 - 3, aus DEROUX 1976a; 4 - 6, aus SONG & WILBERT 1989; 7, 8, aus WILBERT 1986c). **1:** Dorsalansicht nach Nigrosin-Formol Präparation, 47 μm. **2, 3:** Wimpernkleid der Venralseite und Detail der Bewimperung im vorderen Körperabschnitt nach Protargolimprägnation, 50 μm. **4, 5:** Lateral- und Dorsalansicht in vivo, 40 μm. Die beiden kontraktilen Vakuolen (CV) sind in Abb. 4 strichliert eingezeichnet. **6:** Silberliniensystem und Wimpernkleid der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation, 40 μm. **7, 8:** Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Lebendbeobachtungen und Protargolimprägnation, 65 μm. Die Pfeilspitzen weisen auf die dorsalen peripheren Wimpernreihen. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Sm = Saum, SS = Silberliniensystem.



Gastronauta elatratus (9 - 12, Originale). 9: Ventralansicht in vivo. 10 - 12: Kernapparat und Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. Der Pfeil in 11 weist auf die schwierig erkennbare, linke periphere Wimpernreihe. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalgen), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus.

Gastronauta membranaceus BUETSCHLI, 1889

1889 *Gastronauta membranacea* BÜTSCHLI, Protozoa, p. 1696 (ohne Abbildung!).
1895 *Gastronauta membranaceus* BÜTSCHLI - BLOCHMANN, Mikroskopische Thierwelt, p. 97 (maßgebliche Wiederbeschreibung mit Abbildung).
1927 *Gastronauta membranaceus* BÜTSCHLI - KLEIN, Arch. Protistenk., 58: 110 (Silberimprägnation).
1931 *Gastronauta membranaceus* ENGELMANN, 1875 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 233 (Revision).
1968 *Gastronauta* sp. - DEROUX & DRAGESCO, Protistologica, 4: 395 (Silberimprägnation).
1971 *Gastronauta runcina* WILBERT, Protistologica, 7: 358 (Silberimprägnation und Ökologie).
1974 *Gastronauta runcina* WILBERT - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 25 (Silberimprägnation).

Nomenklatur und Taxonomie

Korrekte Datierung nach FOISSNER (1987a). Hinsichtlich der Synonymie mit *Gastronauta runcina* WILBERT, 1971 stimmen wir mit SONG & WILBERT (1989) überein. Die Synonymie kann dennoch nicht als ganz gesichert gelten, da BLOCHMANN (1895) die kontraktilen Vakuolen umgekehrt diagonal angibt. Auch der dreilappige Makronucleus weicht von BLOCHMANNs Beobachtungen ab. Bei der *G. membranaceus* von DEROUX & DRAGESCO (1968) handelt es sich um eine andere, neue Art, die wir ebenfalls in terrestrischen Biotopen gefunden haben. Bei ihr ist die periphere Wimpernreihe aus weit gestellten Wimpernpaaren aufgebaut. WILBERT (1971) erwähnt dorsal eine stärker lichtbrechende Struktur (→ Merkmal 3), die wir bei präparierten Individuen der Bodenform auch fanden. Wir nehmen daher an, daß sie bei den Lebendbeobachtungen bisher übersehen wurde.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 50 - 70 x 26 - 32 μm.

2) Umriß fast ellipsoid, linker Rand etwas weniger konvex als der rechte (Abb. 1, 2, 7 - 9).

3) Stark abgeflacht, ventral leicht schüsselförmig eingetieft, wodurch ein breiter, wulstförmiger Saum entsteht, der den dorsalen Höcker umgibt. In diesem liegt eine stärker lichtbrechende Struktur zwischen der vorderen Vakuole und dem Makronucleus (WILBERT 1971, eigene Befunde, Abb. 2, 6, 8).

4) Makronucleus ellipsoid, in seiner Mitte ein Bläschen, in dessen Zentrum 1 Nucleolus eingeschlossen ist, liegt etwa in der Mitte unterhalb des Mundes (Abb. 1, 2). Nach Wilbert (1971) und eigenen Befunden dreilappig (Abb. 3, 5, 6, 8 - 10).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere etwas rechts der Mitte unterhalb des Mundes, die hintere, etwas größere links der Mitte im letzten Körperviertel (Abb. 2 - 4, 6, 8). Die von BLOCHMANN (1895) angegebene Lage (umgekehrt diagonal) ist vermutlich falsch, jedoch nicht ganz auszuschließen (Abb. 1).

6) Auf der hinteren Hälfte der Ventralseite ein unbewimpertes Mittelfeld. Die Wimpernreihen links davon (etwa 6) stoßen alle an die circumorale Wimpernreihe, die rechts davon (etwa 9) nur zum Teil. Die 3 - 4 äußeren ziehen nämlich am Mund vorbei und biegen parallel dem Vorderrand wieder nach hinten. Zwischen diesen und dem Mund etwa 5 weitere, nach hinten allmählich in flacheren Bögen verlaufende Wimpernreihen. Dicht über dem rechten Rand des Mundes etwa 3 kurze, vertikal verlaufende Wimpernreihen (Abb. 3 - 5, 7, 9, 10).

7) Dorsal 2 kurze periphere Wimpernreihen, eine vorne etwa in der Mediane, die andere dicht vor dem linken Ende der circumoralen Wimpernreihe (Abb. 1, 6, 8).

8) Mund eine quere, etwas vor der Mitte liegende, fast die ganze Breite einnehmende Spalte. Circumorale Wimpernreihe schmal elliptisch, ihre kurzen Wimpern bilden eine lamellenartige Struktur, die sich über die Mundöffnung legen kann (Abb. 1 - 10).

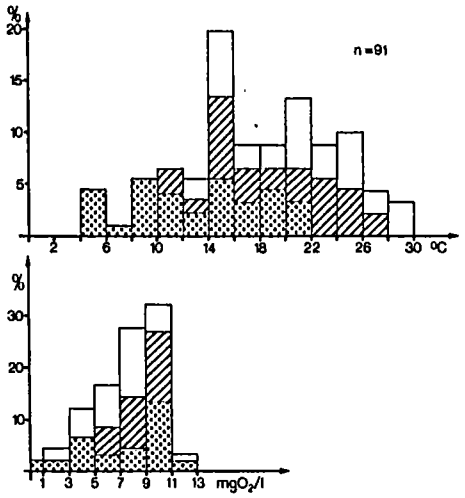
Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Gastronauta clatratus* DEROUX, 1976a hat kein postorales wimpernfreies Feld und 3 - 4 dorsale periphere Wimpernreihen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 6, 7 wichtig.

Ökologie

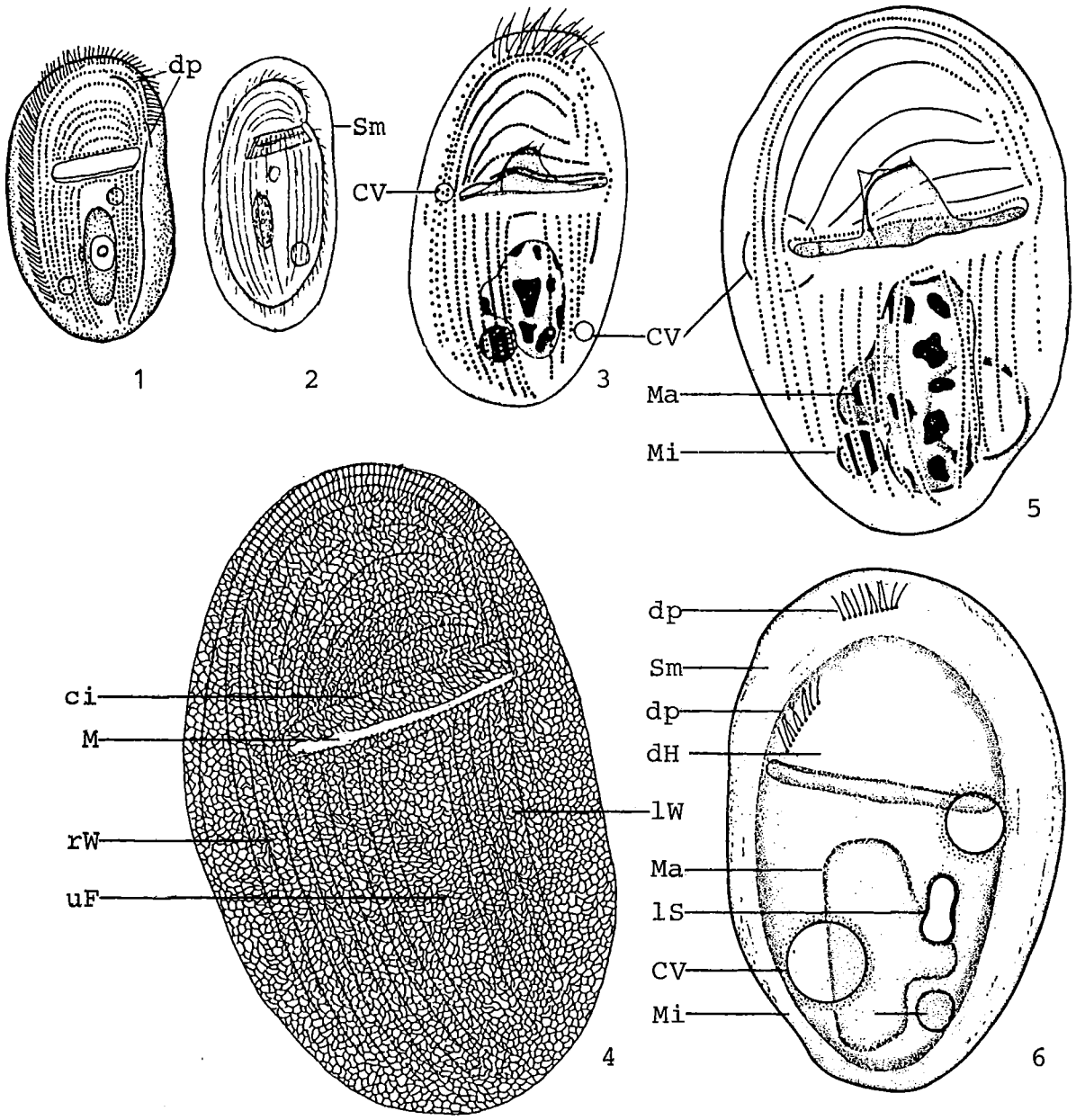
Vorkommen und Verbreitung: Wurde bisher hauptsächlich in Fließgewässern, Teichen und Weggräben gefunden, nur DEROUX & DRAGESCO (1968) melden ihn aus dem Ästuar eines Flusses an der französischen Atlantikküste (Brackwasser). Selten und meist vereinzelt. BLATTERER (1989) fand ihn zahlreich im Oberflächenhäutchen einer frischen, detritusreichen Bodenprobe aus dem hypertrophen Salzburger Uniteich. Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Bakterien, nach PÄTSCH (1974) bevorzugt solche, die Eisenhydroxyd ablagern. WILBERT (1971) fand *G. membranaceus* vorwiegend als Erstbesiedler im Aufwuchs eines oligotrophen und eines eutrophen teichartigen Gewässers in Bonn bei folgenden Verhältnissen: 1.8 - 21.5 °C, pH 7.5 - 8.3, O_2 4.2 - 22.4 mg/l, CO_2 0 - 16.3 mg/l, NH_4^+ 0 - 2.1 mg/l, NO_2^- 0 - 0.4 mg/l, NO_3^- 0 - 52 mg/l, SBV 1.2 - 45 mval/l, H_2S 0, GKZ 1.8 - 23.2 x 10^6/ml (Direktzählung). BERNERTH (1982) fand ihn bei 4 - 30 °C, pH 7.2 - 8.4, 0.5 - 13 mg O_2/l, 420 - 790 µS/cm, DOC 4.8 - 17.0 mg/l, GKZ/ml 0.2 x 10^5 - 3.5 x 10^5 (Standard-Nährkartonscheiben, 48 h bei 30 °C). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 15 mg.

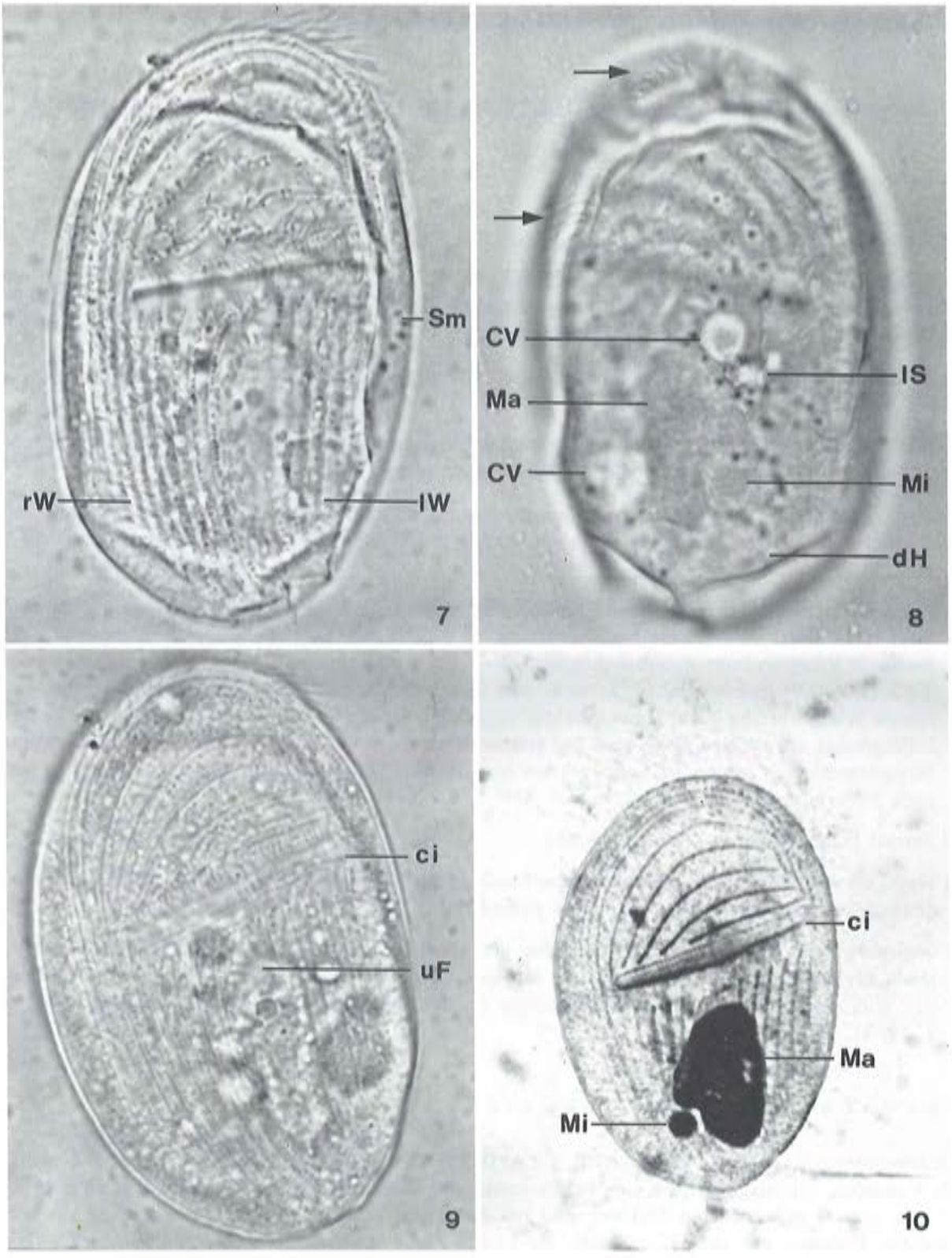


Ökogramm (aus BERNERTH 1982): Prozentuale Verteilung der Funde von *Gastronauta membranaceus* im Temperatur- und Sauerstoffspektrum des Mains beim Großkraftwerk Staudinger (Einlauf = Punktraster; Auslauf = Diagonalstreifen; andere Probestellen im Kraftwerk = weiß).

Saprobielle Einstufung (nach WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0. MAUCH et al. (1985): SI = 2.0. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Gastronauta membranaceus (1, nach BLOCHMANN 1895; 2, aus KAHL 1931; 3, aus PÄTSCH 1974; 4, aus KLEIN 1927; 5, 6, aus WILBERT 1971). **1, 2:** Ventralansichten in vivo, 65 μm, 55 μm. **3, 5:** Wimpernkleid der Ventralseite nach Protargolimprägnation, 50 μm, 60 μm. **4:** Silberliniensystem und Wimpernkleid der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation, 70 μm. **6:** Wimpernkleid der Dorsalseite nach Lebendbeobachtungen und Protargolimprägnation, 60 μm. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, dH = dorsaler Höcker, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, lS = lichtbrechende Struktur, lW = linkes Wimpernfeld, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, rW = rechtes Wimpernfeld, Sm = Saum, uF = unbewimpertes Feld.



Gastronauta membranaceus (7 - 9, Originale; 10 aus WILBERT 1971). 7, 9: Ventralansichten in vivo, 50 µm. 8: Dorsalansicht in vivo. Die Pfeile weisen auf die dorsalen peripheren Wimpernreihen. 10: Wimpernkleid der Ventralseite nach Protargolimprägnation, 60 µm. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, dH = dorsaler Höcker, lW = linkes Wimpernfeld, lS = lichtbrechende Struktur, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, rW = rechtes Wimpernfeld, Sm = Saum, uF = unbewimpertes Feld.

Chlamydonellopsis plurivacuolata BLATTERER & FOISSNER, 1990

1990 *Chlamydonellopsis plurivacuolata* BLATTERER & FOISSNER, Arch. Protistenk., 138: 94.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 50 - 110 x 30 - 55 µm, meist 70 - 90 µm lang.

2) Gestalt leicht nierenförmig, sehr ähnlich *Chilodonella* und *Trithigmostoma*, vorne und hinten breit gerundet, vorne links leicht stumpf vorgezogen. Gelegentlich findet man auch ausgeprägt dreiekkige, nach hinten deutlich verjüngte Zellen (Abb. 1, 2, 7 - 9, 15, 16).

3) Etwas abgeflacht, ventral eben, Dorsalkörper gleichmäßig gewölbt, geht ohne scharfe Grenze in die Ventralseite über (Abb. 5, 15, 16).

4) Makronucleus etwa im Zentrum, mit peripher liegenden, plattenförmigen Nucleolen, in vivo in 2 Hälften mit leicht unterschiedlicher Transparenz geteilt (Abb. 1, 5, 13).

5) 3 - 5 kontraktile Vakuolen, meist je 2 links und rechts der Mediane im bewimperten Feld. Oft schwierig erkennbar, besonders wenn die Zellen mit Kieselalgen vollgefressen sind (Abb. 1, 3, 4, 7, 11, 14, 18).

6) Postoral durchschnittlich 21 parallel verlaufende, leicht nach links gebogene, sich von rechts nach links verkürzende Wimpernreihen. Rechts außen 1 bis 5 Reihen ($\bar{x}$ = 2.5), die nicht durch die periorale Wimpernreihe unterbrochen sind. 5 - 8 ($\bar{x}$ = 6.4) praeorale Wimpernbögen, von denen 0 - 3 ($\bar{x}$ = 2.9) isoliert sind, d. h. vorne und hinten an die periorale Wimpernreihe stoßen. Periorale Wimpernreihe leicht konvex, häufig fragmentiert (bis zu 8 Fragmente). 2 Fragmente (selten 1 Fragment) am rechten Ende sind fast immer erkennbar. Am vorderen linken Rand eine kurze Wimpernreihe (= terminales Segment) aus etwa 16 Basalkörpern (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 1, 3 - 5, 11 - 16).

7) Dorsal keine Wimpern (Abb. 5, 14, 16).

8) Mund im vorderen Drittel etwas links der Mediane. Reuse ungefähr 20 µm lang, stark nach dorsal geneigt, besteht aus durchschnittlich 18 Stäben (Abb. 1, 2, 4, 8, 9 - 13, 15, 17).

9) Zwischen den Wimpernreihen viele kleine plasmatische Fortsätze ("Füßchen"), die man in vivo leicht für Bakterien hält. Sie sind 3 - 5 µm lang und in 3 Reihen angeordnet, je eine am Rand des Wimpernfeldes und eine in der Mediane (in den Silberpräparaten nicht erkennbar! Abb. 1, 2, 10, 11, 15, 18).

Verwechslungsmöglichkeiten

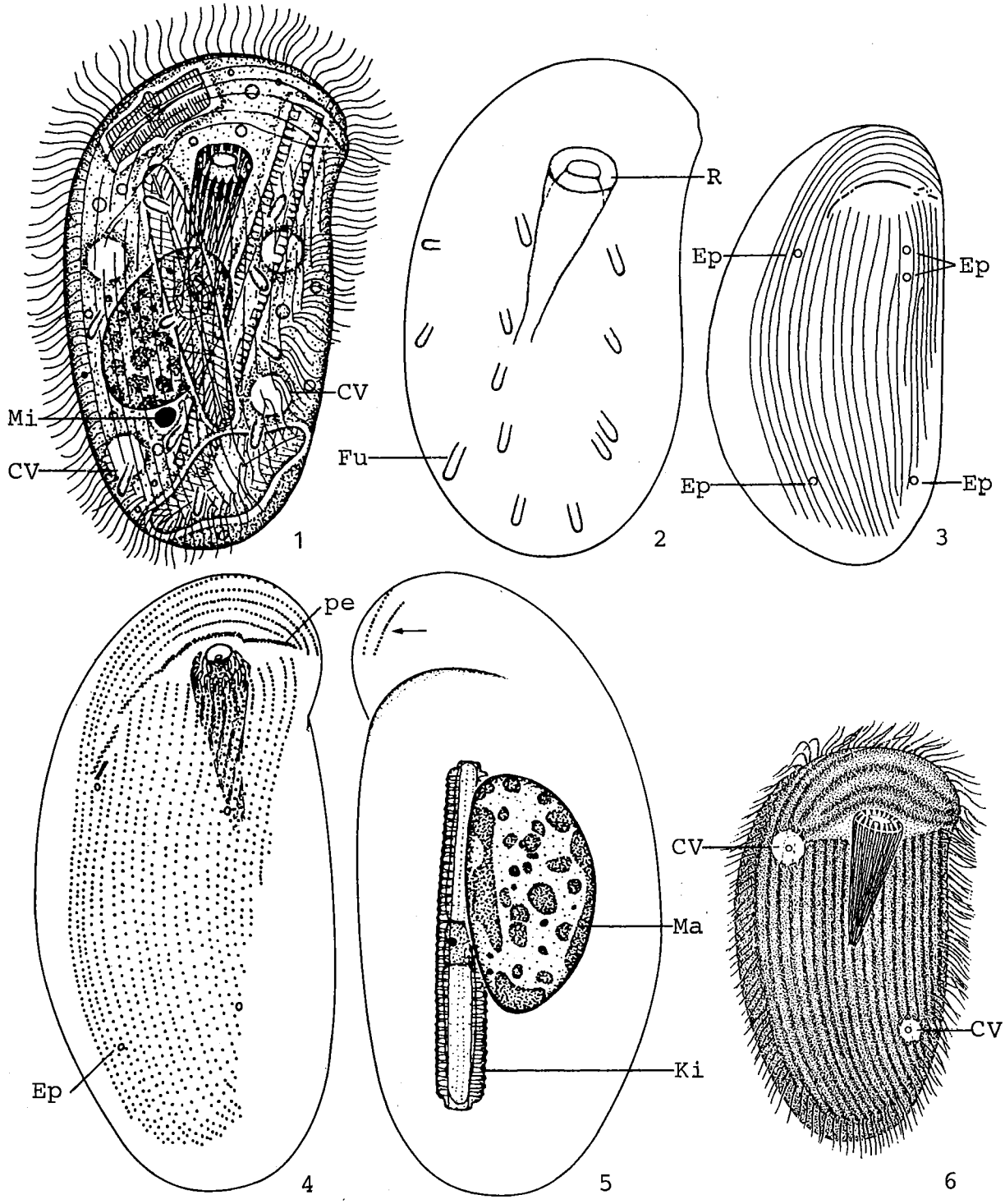
Chlamydonellopsis polonica (FOISSNER, CZAPIK & WIACKOWSKI, 1981) besitzt nur 2 kontraktile Vakuolen, die diagonal (die eine rechts vorne, die andere hinten links) angeordnet sind (Abb. 6). Die ventral angeordneten Füßchen sind bei dieser Art sehr wahrscheinlich übersehen worden. Ähnliche Füßchen hat auch *C. calkinsi*. Sie besitzt nur 2 mediane Reihen von Füßchen (KAHL 1931). Ventral durchgehend bewimpert (einige Arten ebenfalls mit 1 - 2 Füßchen, BLATTERER & FOISSNER unveröffentlicht) sind auch → *Chlamydonella* (meist wesentlich kleiner, Y-förmige praeorale Wimpernreihe) und → *Trithigmostoma* (meist größer, praeorale Wimpernreihe erstreckt sich nur links der Reuse). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6, 9 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Typischer Bestandteil des vagilen Periphytons mesosaprober Vorfluter. Bisher nur in Österreich (z. B. Salzach, Ager, Traun) und Deutschland (Amper bei München, Vils bei Regensburg) nachgewiesen. Früher vielleicht oft mit → *Trithigmostoma* spp. verwechselt worden!

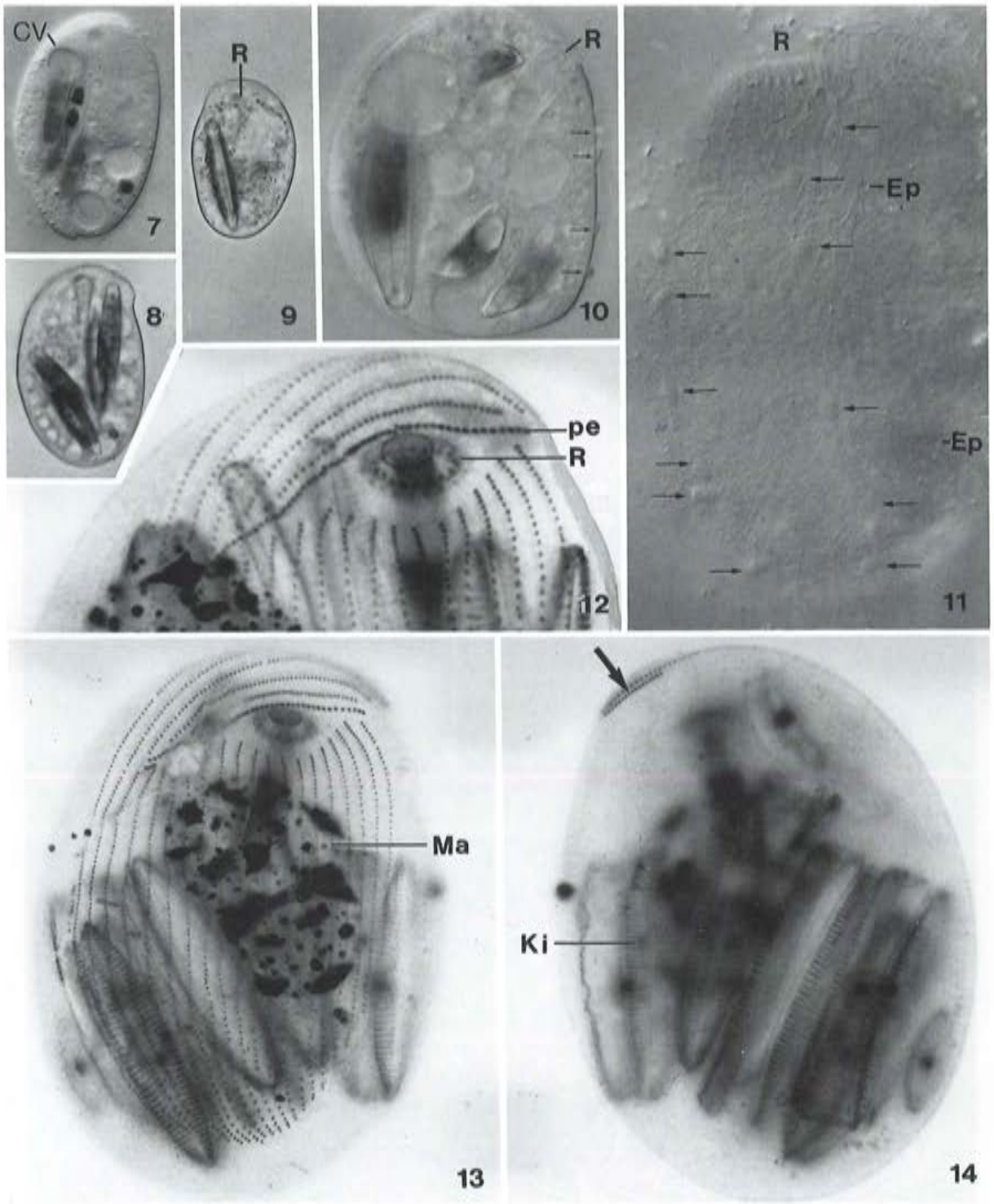
Spezielle autökologische Daten: Frißt wohl ausschließlich kleine bis fast körperlange Kieselalgen aus verschiedenen Gattungen (Abb. 7 - 10, 12 - 14). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 50 mg.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Wir schlagen vor: b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Bedarf weiterer Untersuchungen.

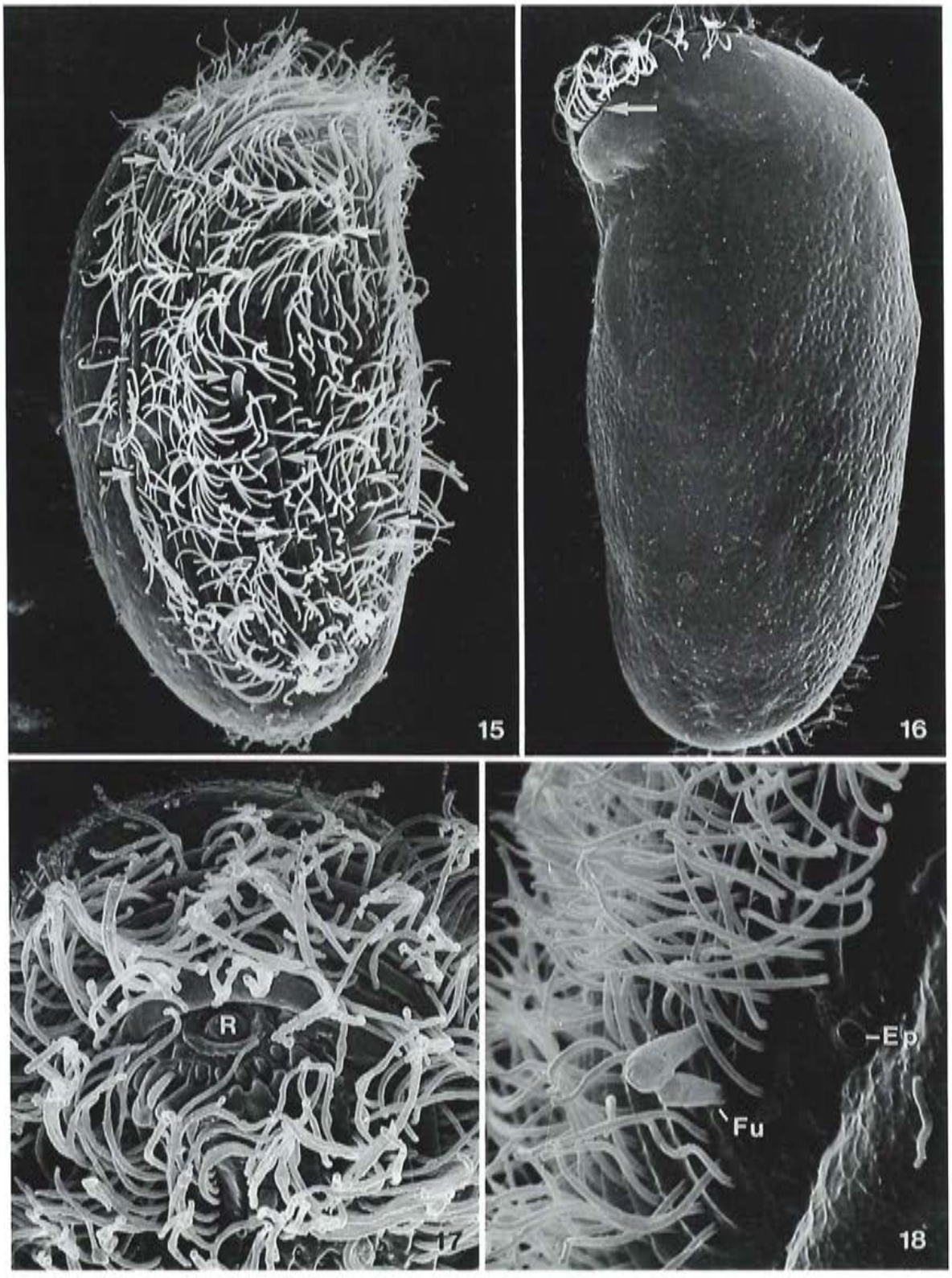


Chlamydonellopsis plurivacuolata (1 - 5, aus BLATTERER & FOISSNER 1990). **1:** Ventralansicht in vivo, 70 μm. **2:** Umriß einer Formvariante in vivo, 50 μm. **3:** Variante in der Anordnung der Exkretionspori der kontraktilen Vakuolen, Protargolimprägnation. **4, 5:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 82 μm. Der Pfeil weist auf das terminale Segment. CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Fu = Füßchen, Ki = Nahrung (Kieselalge), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pe = periorale Wimpernreihe, R = Reuse.

Chlamydonellopsis polonica (6, aus FOISSNER et al. 1981). Ventralansicht in vivo.



Chlamydonellopsis plurivacuolata (7 - 14, Originale). 7 - 11: Ventral- und Lateralansichten in vivo. Die Pfeile weisen auf Füßchen. 12 - 14: Ventral- und Dorsalansicht nach Protargolimprägnation. Der Pfeil markiert das terminale Segment. CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ki = Nahrung (Kieselalge), Ma = Makronucleus, pe = periorale Wimpernreihe, R = Reuse.



Chlamydonellopsis plurivacuolata (rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 15, 18, aus BLATTERER & FOISSNER 1990; 16, 17, Originale). **15:** Bewimperung der Ventralseite. Die Pfeile weisen auf Füßchen. **16:** Dorsalseite. Der Pfeil markiert das terminale Segment. **17, 18:** Stark vergrößerte Ausschnitte von der Mundregion und vom linken hinteren Teil einer Zelle. Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Fu = Füßchen, R = Reuse.

Chlamydonella alpestris FOISSNER, 1979

1979 *Chlamydonella alpestris* FOISSNER, Protistologica, 15: 560.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 25 - 35 µm.

2) Gestalt ellipsoid, rechter Rand konvex, linker gerade und vorne etwas abgestutzt (Abb. 1, 2).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht, ventral eben, dorsal mäßig gewölbt. Der Dorsalkörper greift am rechten Körperrand auf die Ventralseite über, so daß das Ciliat im Querschnitt rechts dicker als links ist (Abb. 2, 3).

4) Makronucleus etwa im Zentrum, liegt quer zur Körperlängsachse, besteht aus einer grob granulierten und einer fein granulierten Hälfte (Abb. 2, 3).

5) 2 kontraktile Vakuolen, die vordere, welche leicht zu übersehen ist, rechts unterhalb der Reuse, die hintere im letzten Körperviertel nahe dem linken Rand (Abb. 1, 2, 4).

6) Ventral 11 - 12 leicht C-förmig gebogene Wimpernreihen. 3 Wimpernreihen rechts der Y-förmigen perioralen Wimpernreihe, die die innerste dieser 3 Wimpernreihen gerade noch abschneidet. Sie kerben praeoral den optischen Rand und greifen leicht auf die linke Seite über. An die 3 bogenförmigen Wimpernreihen schließen links 3 - 5 Reihen an, die subäquatorial vorübergehend lockerer bewimpert sind. Daran schließen 4 in der Mitte unterbrochene Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 1, 3, 4). Die Nachprüfung der Typuspräparate zeigte, daß *C. alpestris* so wie → *Chlamydonellopsis plurivacuolata* am vorderen linken Ende eine kurze Wimpernreihe (= terminales Segment) besitzt.

7) Dorsal keine Wimpern (Abb. 3, 5).

8) Mund im vorderen linken Quadranten, Reuse etwa 20 µm lang, besteht aus ca. 20 Stäben, stark nach dorsal geneigt und leicht füllhornartig gebogen (Abb. 1 - 4).

Verwechslungsmöglichkeiten

Bei neueren Untersuchungen fiel uns auf, daß es sehr ähnliche Arten gibt, die auf der Ventralseite ein plasmatisches "Füßchen" haben (wie bei → *Chlamydonellopsis* und *Parachilodonella distyla* WILBERT, 1971). Ob es sich um neue Arten handelt oder dieses Füßchen bisher übersehen wurde, muß durch weitere Untersuchungen geklärt werden. Wurde früher wahrscheinlich mit kleinen Arten der Gattung → *Chilodonella* und → *Thigmogaster* spp. vermengt. Bei allen anderen Arten der Gattung (z. B. DEROUX 1970, 1976a, PÄTSCH 1974, SONG & WILBERT 1989) sind die 4 linken Wimpernreihen in der Mitte nicht unterbrochen. Die von uns vereinzelt in der Amper bei München gefundene, sehr ähnliche *C. minuta* PÄTSCH, 1974 (Abb. 6) ist auch durch die Lage der hinteren kontraktilen Vakuole von *C. alpestris* zu unterscheiden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6 wichtig.

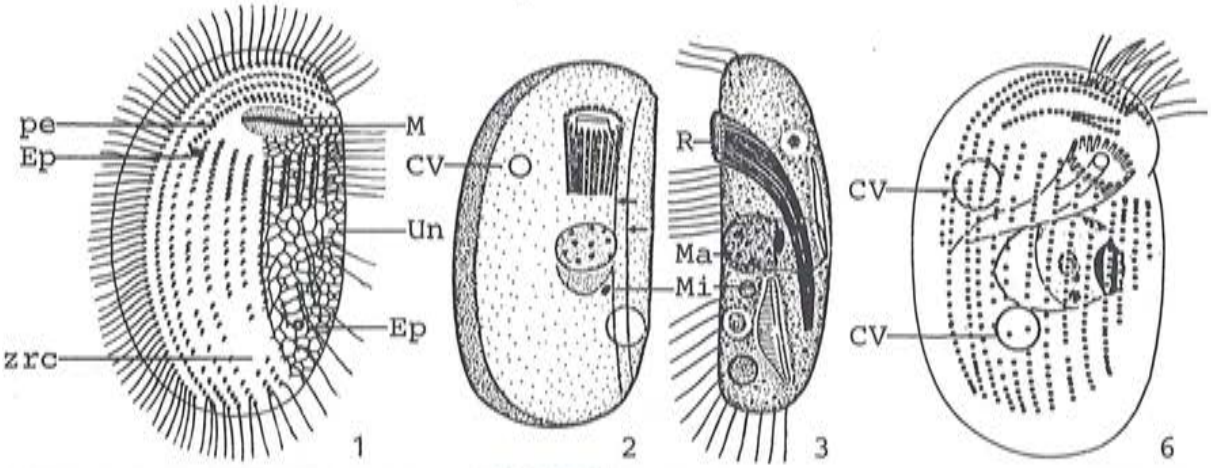
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Es ist erstaunlich, daß diese recht häufige Art erst so spät beschrieben wurde. Sie kommt auch vereinzelt in Tümpeln und sogar im Boden vor (FOISSNER 1979b, 1980a, 1981a; FOISSNER et al. 1981). Bisher nur in Österreich (z. B. Enns, Salzach, bemooster Bach in

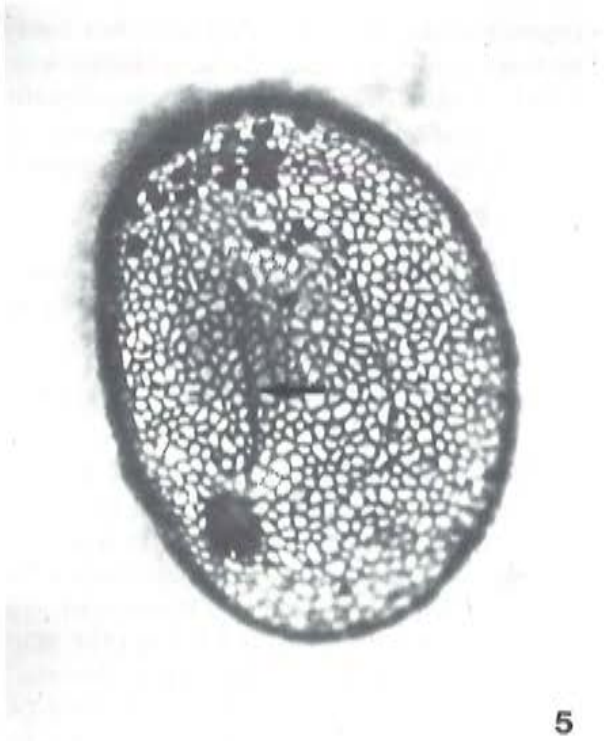
den Hohen Tauern), Deutschland (Amper) und Polen (Pradnik-Bach bei Krakau) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Kieselalgen und Bakterien. FOISSNER et al. (1982) fanden *Chlamydonella alpestris* bei folgenden Verhältnissen: o - b, 2.5 °C, pH 5.6, 8.3 mg/l O_2, 83 mg/l O_2 %, 18 mg/l CO_2 (frei), 4 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.07 mg/l PO_4^{3-}. NH_4^+, NO_2^-, NO_3^- und H_2S konnten nicht nachgewiesen werden. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 3 mg.

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Wir schlagen vor: b - a; o = 2, b = 4, a = 4, I = 2, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen.







Chlamydonella alpestris (1 - 5, aus FOISSNER 1979b). 1: Bewimperung und Silberliniensystem (nur rechts eingezeichnet) der Ventralseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Körperform nach einem lebenden Individuum, 29 µm. 2, 3: Ventral- und Seitenansicht in vivo. Die Pfeile weisen auf 2 seichte rinnenförmige Vertiefungen der Dorsalseite, 34 µm. 4, 5: Silberliniensystem und Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Der Pfeil weist auf den Zellafter.
Chlamydonella minuta (6, aus PÄTSCH 1974). Bewimperung der Ventralseite nach Protargolimprägnation, 24 µm. CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pe = periorale Wimpernreihe, R = Reuse, Un = Unterbrechung der linken Wimpernreihen, zrc = subäquatorial vorübergehend locker bewimperte Zone.

Trochilia minuta (ROUX, 1899) KAHL, 1931

1899 *Dysteropsis minuta* ROUX, Revue suisse Zool., 6: 581.
1931 *Trochilia (Dysteropsis) minuta* (ROUX, 1901) - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 249 (kombinierender und revidierender Autor).
1973 *Trochilia minuta* ROUX, 1901 - HEUSS & WILBERT, Gewäss.-Abwäss., 52: 32 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und Ökologie).
1974 *Trochilia minuta* ROUX - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 21 (Silberimprägnation).
1979 *Trochilia minuta* (ROUX, 1901) - FOISSNER, Protistologica, 15: 562 (Silberimprägnation).
1988 *Trochilia minuta* (ROUX, 1901) - FOISSNER, Hydrobiologia, 166: 33 (saprobiologische Revision).

Nomenklatur und Taxonomie

In Anlehnung an KAHL (1931) häufig fälschlich mit der Jahreszahl 1901 zitiert. ROUX hat die Art aber bereits 1899 als "*Dysteropsis* n. g. *minuta* n. sp." beschrieben und durch eine Abbildung belegt. Die von KAHL (1931) vorgenommene Synonymisierung der Genera wurde von allen späteren Bearbeitern akzeptiert.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 15 - 40 μm, meist 20 - 25 x 11 - 17 μm.

2) Gestalt ellipsoid, vorne und hinten breit gerundet, links vorne, wo die Wimpernreihen enden leicht gekerbt (Abb. 1, 3, 5, 11 - 13, 19, 21 - 23).

3) Etwa 2 : 1 abgeflacht, ventral annähernd eben, dorsal leicht bis stark konvex. Pellicula glatt, leicht panzerartig (Abb. 2, 6, 17).

4) Makronucleus ellipsoid, 2 - 3mal so lang (5 - 10 μm) wie breit, liegt an der linken Seite. Vordere Hälfte durchsichtig und homogen, hintere grob granuliert (Abb. 1, 3, 5, 8, 14 - 16, 23, 24).

5) Zwei kontraktile Vakuolen etwas rechts der Mediane, die vordere in der Höhe der Reusenöffnung, die hintere vor dem Griffel (Abb. 1 - 5, 7, 11 - 13, 20, 23).

6) Rechts der Mediane ein das Hinterende überragender, im Vergleich zu → *Trochilioides* relativ langer, plasmatischer Griffel (Abb. 1 - 7, 11 - 13, 17 - 19, 21). Er wird meist schräg nach ventral weggespreizt und trägt wesentlich zur typischen Seitenansicht bei (Abb. 2, 6, 17).

7) Am rechten Rand der Ventralseite 4 - 5 Wimpernreihen, die beim Griffel beginnen, vorne um den Mund biegen und bis an die linke Seite reichen. Die rechte periphere Wimpernreihe besteht nur aus wenigen Basalkörpern und ist vielleicht nur bei sehr frühen Teilungsstadien erkennbar. Vor der Reusenöffnung 2 periorale Wimpernreihen. Links der Reuse 2 kurze Wimpernreihen = linkes Wimpernfeld und eine dorsale periphere Wimpernreihe (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Weitere Details → Abb. 4, 5, 7, 11 - 13, 15 - 17, 19 - 21, 25).

8) Dorsalseite nicht bewimpert (Abb. 6, 17, 22, 26).

9) Mundöffnung median, Reuse kaum gekrümmt, mit kompliziert aufgebautem Greifapparat. 2 Zähne, die je auf einem Stab sitzen, sind immer deutlich erkennbar. Den genauen Aufbau einiger weiterer Zahnstrukturen sollte man am besten mit Hilfe der Transmissionselektronenmikroskopie

klären. Die 6 - 10 geraden Stäbe die FOISSNER (1979b) und ROUX (1899) angeben, sind Fehlinterpretationen (Abb. 1, 5, 6, 11 - 16, 19 - 21, 23, 24).

10)Trifft man meist nicht schwimmend sondern kriechend auf Detritus etc., wobei sie sich mit dem Griffel festhalten kann (Abb. 2). Kann auch rasch gleiten.

Verwechslungsmöglichkeiten

In höheren Salzbereichen mit ähnlichen und ebenfalls sehr kleinen halophilen Arten der Gattungen *Trochilioides* und *Trochilia* zu verwechseln. Einige marine Arten sind dorsal gefurcht. → *Trochilioides recta* hat verkürzte postorale Wimpernreihen. *Trochilia palustris* STEIN, 1859b hat ein ventrales medianes Wimpernfeld, nur 1 kontraktile Vakuole, ist vorne abgestutzt und hat dort ein auffallendes Organell (Wimpernbüschel ?; Abb. 9). *Trochilia salina* (ENTZ, 1879) hat 3 kontraktile Vakuolen (Abb. 10). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5 - 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Typisches vagiles Element im Aufwuchs von sauerstoffreichen und daher meist kühlen, fließenden Gewässern (BICK & SCHMERENBECK 1971, ALBRECHT 1984). Im Litoral und Periphyton (an *Potamogeton*, *Typha*, etc.) von O_2-reichen Gräben und Tümpeln. Hier angeblich auch halbparasitisch auf *Cyclops*, *Gammarus* und *Asellus* (PENARD 1922) oder Elythren von *Hydrophilus piceus* (ROUX 1899). In Moosen reiner Bäche und im Detritus tümpelartiger Erweiterungen von kleinen Fließgewässern (FOISSNER 1979b, FOISSNER & FOISSNER 1988). Nach HEUSS & WILBERT (1973) und unseren Erfahrungen ein ganz typisches Element im *Sphaerotilus*-Rasen und in fast allen mesosaproben Fließgewässern. Bei PÄTSCH (1974) und PRIMC (1984) scheint *T. minuta* auf eingehängten Objektträgern als Erstbesiedler auf. Meidet Bereiche stärkster Verschmutzung (mit weitgehend polysaprober *Sphaerotilus*-Zotte) und oligotrophe Gewässer (WILBERT 1969). WENINGER (1970), CURDS (1979), CURDS & COCKBURN (1970a, b) und MADONI & GHETTI (1981a) fanden sie im Aufwuchs von Tropfkörpern und in Belebungsbecken. Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

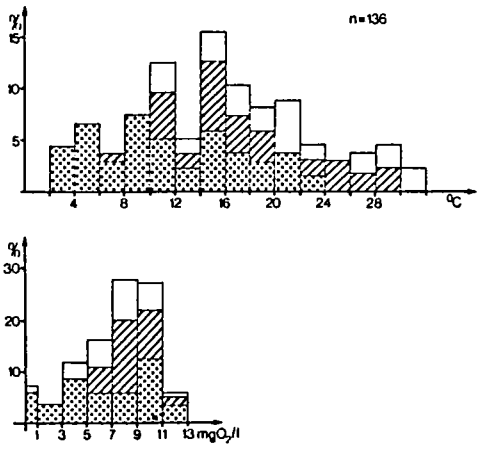
Spezielle autökologische Daten: Frißt nur Bakterien. Bevorzugt Gewässer mit kühlen Temperaturen (4 - 6 °C), schwach alkalischer Reaktion (pH 7.5 - 8.0), günstigen O_2-Bedingungen (60 - 110 % Sättigung), niedrigem BSB_5 (< 10 mg/l) und $KMnO_4$-Verbrauch sowie mittleren NO_2^-, NO_3^- und Cl^- Konzentrationen. Autökologische Datensammlung → Tabelle und → Ökogramme. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 1.5 mg.

Eine vorbildliche Bearbeitung der Autökologie dieser Art verdanken wir HEUSS & WILBERT (1973). Danach ist *T. minuta* ein Bewohner eutropher Gewässer, die in saprobieller Hinsicht durch ausklingende beta-Mesosaprobität oder einsetzende alpha-Mesosaprobität gekennzeichnet sind. In Gewässern dieses Typs entwickelt sich beim Niedergang der autotrophen Besiedlung und der dadurch bedingten Sekundärverunreinigung im Winterhalbjahr oftmals üppiger *Sphaerotilus*-Bewuchs, was wiederum erhöhte Bestandsdichten von *Trochilia* auslöst. Daher das gehäufte Auftreten des Ciliaten bei niedrigen Temperaturen. Die eher lockeren *Sphaerotilus*-Rasen, in denen *T. minuta* bevorzugt vorkommt, sind charakteristisch für saisonale Pressionen des Gütepegels nährstoffreicher Gewässer. Die Fundhäufigkeitskurven (→ Ökogramme) zeigen, daß *T. minuta* Bereiche mit weitgehend abgeschlossener Selbstreinigung, d. h. relativ niedrigen BSB_5 (3 - 6 mg/l) und $KMnO_4$-Verbrauch sowie ausreichender O_2-Versorgung bevorzugt. Da der Eiweißabbau zu einer Alkalisierung des Milieus führt, ist hieraus zu folgern, daß eine besondere Empfindlichkeit gegenüber ungeladenem NH_3 besteht. Daher werden im pH-Spektrum Werte über 8 gemieden (→ Ökogramm).

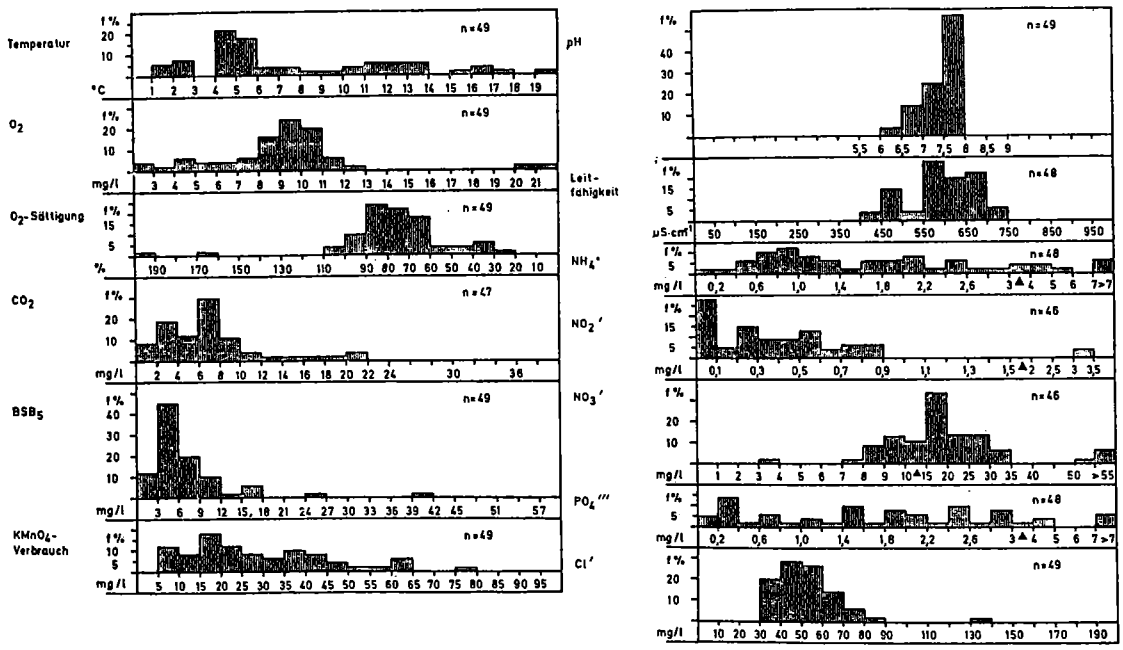
Tabelle: Milieuspektra von *Trochilia minuta*. Spalte 1, nach eigenen unveröffentlichten Befunden und 2 Analysen von alpinen stagnierenden Kleingewässern aus FOISSNER et al. (1982); 2, aus HEUSS & WILBERT (1973; ihre eigenen Daten und BICK & KUNZE 1971); 3, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 4, aus BERNERT (1982; mehrere Analysen aus dem Kühlwassersystem eines Großkraftwerkes am Main).

Faktor	Referenz				
	1	n	2	3	4
°C	0.1 - 23.0	(85)	0.8 - 24.0	1 - 20.5	2.7 - 32
Leitf. (μS/cm)	71 - 955	(82)	110 - 1140	-	405 - 1700
pH	5.0 - 8.7	(86)	7.25 - 9.3	7.5 - 9.1	6.7 - 8.3
O_2 (mg/l)	4.7 - 14.7	(85)	0.5 - 26.7	0.5 - 22.4	0.1 - 12
O_2 (Sättigung %)	46 - 185	(85)	4 - 261	4 - 207	-
BSB_5 (mg/l)	0.4 - 8.6	(83)	1.5 - 41	-	-
DOC (mg/l)	0.58 - 2.72	(19)	-	-	5.5 - 25
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	2.5 - 31.9	(55)	6.3 - 160	-	-
H_2S (mg/l)	0	(2)	0 - 2.1	0 - 1.1	-
CO_2 (frei; mg/l)	-		0 - 35	1.4 - 26.5	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.005 - 0.92	(75)	0 - 7.9	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	<0.005 - 3.95	(85)	0 - 12.4	0 - 3.1	-
NO_2^--N (mg/l)	<0.001 - 0.04	(55)	0 - 3.7	-	-
NO_3^--N (mg/l)	0.3 - 15.0	(82)	0.23 - 22.1	-	-
Cl^- (mg/l)	0.2 - 91	(54)	10 - 320	-	-

Weitere eigene Ergebnisse: 0.54 - 4.72 mval/l Säurekapazität, 3.0 - 14.4 dH° (Gesamthärte), 0.72 - 3.59 mg/l TOC, 0 - >6.8 mg/l BSB_2, <5.0 - 56 mg/l CSB, 4.6 - 133 mg/l SO_4^{2-}, 8 - 1090 μg/l P (total), 3 - 133 μg/l P (gelöst), 7 - 1.3 x 10^6 anaerobe Kolonien/ml (22 °C), 0 - 16500 endotypische Coli/100 ml (44 °C); 1.2 x 10^4 - 2.5 x 10^5 GKZ (BERNERTH, 1982).

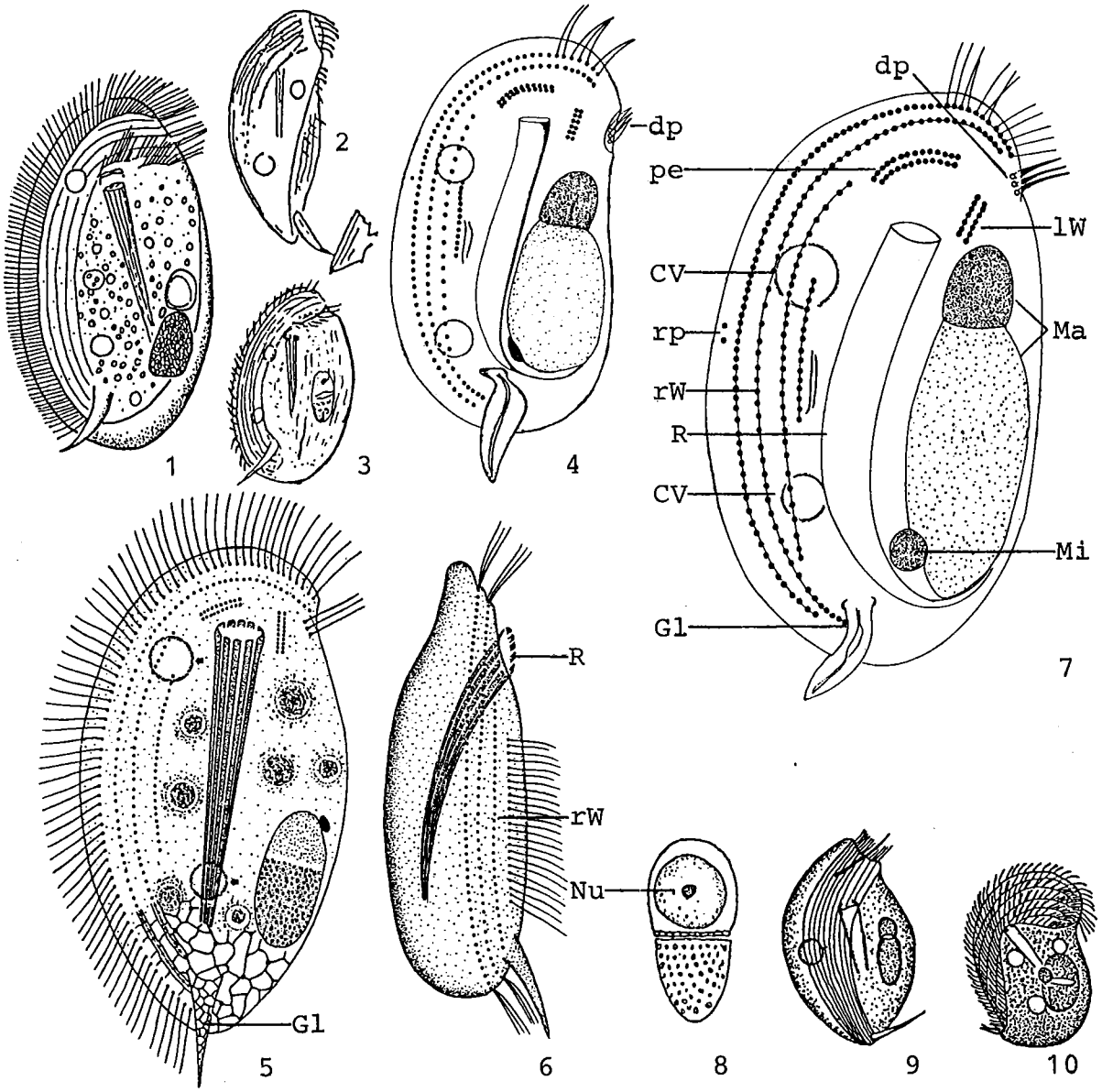


Ökogramm (aus BERNERTH 1982): Prozentuale Verteilung der *Trochilia minuta*-Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum des Mains beim Großkraftwerk Staudinger (Einlauf = Punktraster; Auslauf = Diagonalstreifen; andere Probestellen im Kraftwerk = weiß).



Ökogramm (aus HEUSS & WILBERT 1973): Die prozentuale Verteilung (f%) der Funde (n) von *Trochilia minuta* im Temperatur-, O_2-, O_2-Sättigungs-, CO_2-, BSB_5-, $KMnO_4$-Verbrauch-, pH-, Leitfähigkeits-, NH_4^+-, NO_2^--, NO_3^-, PO_4^{3-} und Cl^--Spektrum. Nur Vorkommen größer als Häufigkeit 2 - 3 (einer 5stufigen Häufigkeitsskala) berücksichtigt.

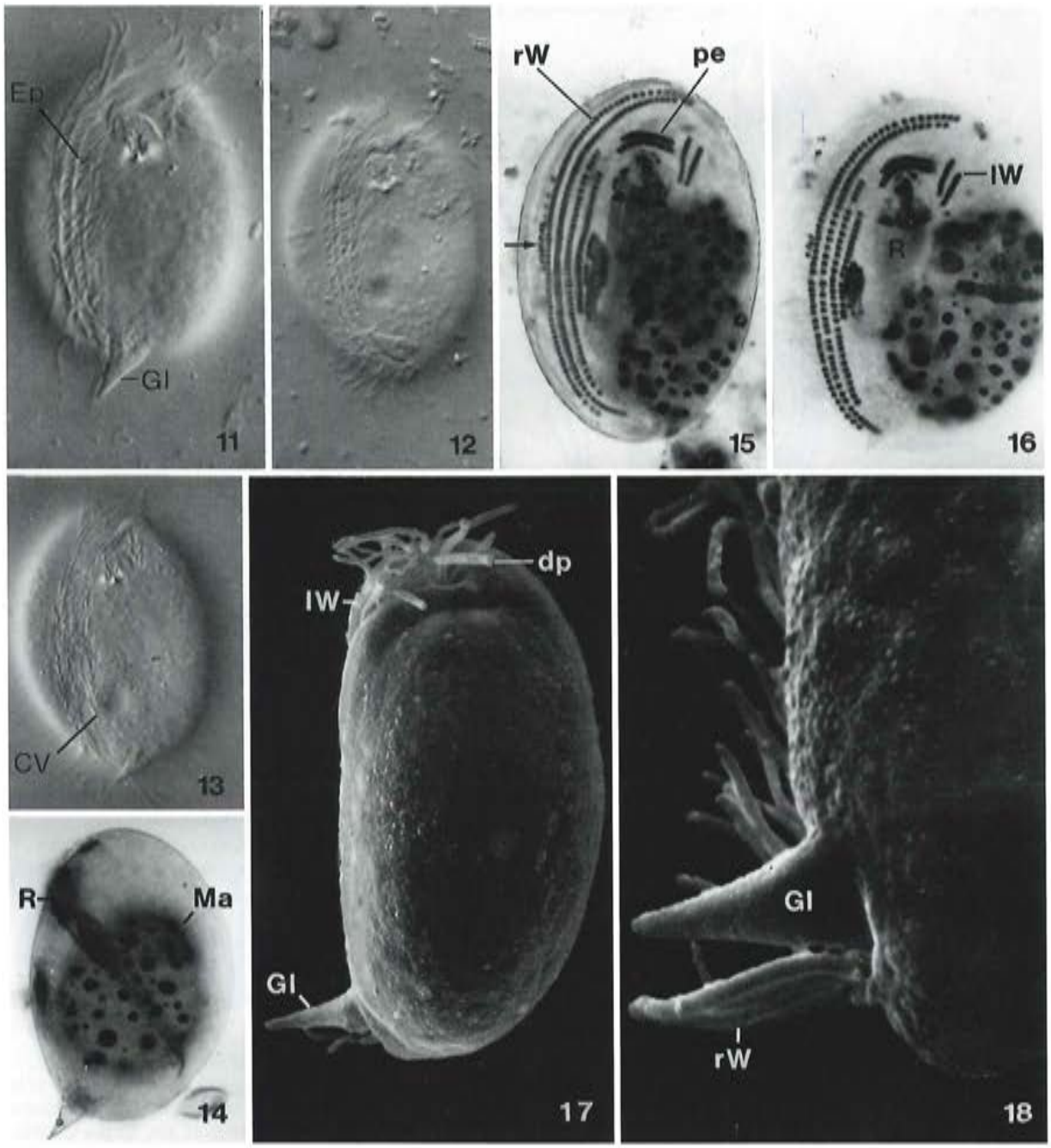
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983): a; b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9. FOISSNER (1988a): b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5; Indikator für eutrophe Gewässer. MORAVCOVA (1977): b = 5, a = 5, p = +, I = 3, SI = 2.7. MAUCH et al. (1985): SI = 2.5. Eigene Ergebnisse: SI = 1.7 - 3.3, $\bar{x}$ = 2.2, n = 85. Berücksichtigt man nur Werte ab häufigem Auftreten: SI = 2.0 - 3.1, $\bar{x}$ = 2.4, n = 14. Wir übernehmen die Einstufung von FOISSNER (1988a), die auf den angeführten Daten von HEUSS & WILBERT (1973) basiert.



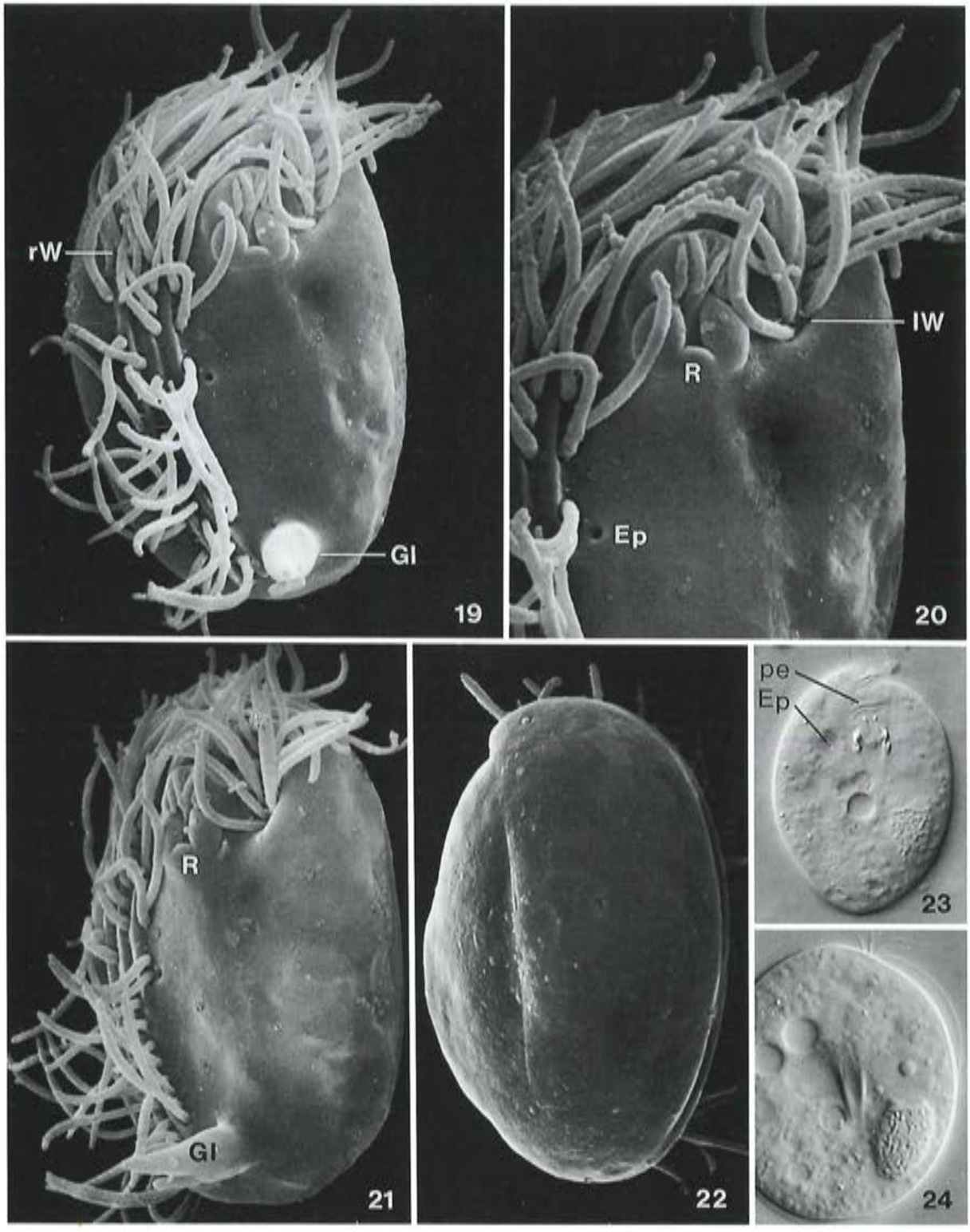
Trochilia minuta (1, nach ROUX 1899; 2, 8, nach PENARD 1922; 3, aus KAHL 1931 nach PENARD; 4, aus PÄTSCH 1974; 5, 6, aus FOISSNER 1979b; 7, aus HEUSS & WILBERT 1973). **1, 3:** Ventralansichten in vivo, 30 μm, 25 μm. **2, 6:** Rechts laterale Ansichten in vivo, 20 μm. **4, 7:** Wimpernkleid der Ventralseite nach Protargolimprägnation, 22 μm, 25 μm. **5:** Wimpernkleid und Silberliniensystem (nur hinten eingezeichnet) nach trockener Silbernitratimprägnation; sonst nach Lebendbeobachtungen. Die Pfeile weisen auf die kontraktilen Vakuolen, 22 μm. **8:** Makronucleus. CV = kontraktile Vakuole, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, Gl = Griffel, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Nu = Nucleolus, pe = periorale Wimpernreihen, R = Reuse, rp = rechte periphere Wimpernreihe, rW = rechtes Wimpernfeld.

Trochilia palustris (9, nach STEIN 1859b). **9:** Ventralseite in vivo.

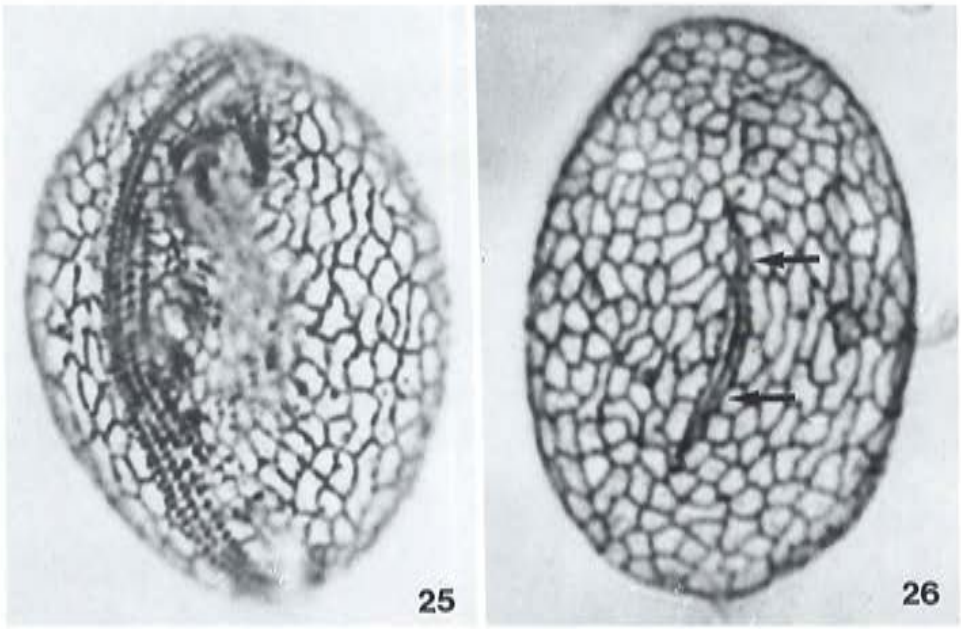
Trochilia salina (10, nach ENTZ 1879). **10:** Ventralseite in vivo.



Trochilia minuta (11 - 18, Originale). **11 - 13:** Ventralansichten, Interferenzkontrast in vivo. **14 - 16:** Seitenansicht und Bewimperung der Ventralseite nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die rechte periphere Wimpernreihe. **17, 18:** Seitenansicht und Detail des Hinterendes im Rasterelektronenmikroskop. CV = kontraktile Vakuole, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Gl = Griffel, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, pe = periorale Wimpernreihen, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.



Trochilia minuta (19 - 22, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 23, 24, Lebendaufnahmen im Interferenzkontrast; Originale). **19 - 21:** Ventralansichten. **22:** Dorsalansicht. **23:** Leicht gequetschtes Exemplar, bei dem man die Reuse gut sieht. **24:** Stark gequetschtes Exemplar mit typischer Ausprägung des Makronucleus. Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Gl = Griffel, lW = linkes Wimpernfeld, pe = periorale Wimpernreihen, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.



Trochilia minuta (25, 26, aus FOISSNER 1979b). Bewimperung und Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silbernitratimprägnation. Die Pfeile in 26 weisen auf den Zellafter.

Dysteria fluviatilis (STEIN, 1859) BLOCHMANN, 1895

1859 *Ervilia fluviatilis* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 120.
1895 *Dysteria fluviatilis* STEIN - BLOCHMANN, Mikroskopische Thierwelt, p. 97 (kombinierender Autor).
1931 *Dysteria (Ervilia) fluviatilis* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 249 (Revision).

Taxonomie

Die Art ist durch die dorsalen Rippen in vivo gut erkennbar. Eine Wiederbeschreibung nach versilbertem Material ist aber zur besseren Charakterisierung notwendig. Wir haben diese Art bisher nicht gesehen.

Differentialdiagnose

1) In vivo 34 x 27 µm (STEIN 1859b), 35 x 26 µm ANDRE (1912), 25 µm KAHL (1931), 19 - 27 µm LEPSI (1932).

2) Gestalt kümmelkornartig (Rippen), linker Rand sehr konvex, rechter ganz gerade, beide stoßen hinten unter spitzem Winkel zusammen, vorne schief abgestutzt (Abb. 1, 2).

3) Abgeflacht, Dorsalplatte stark gewölbt und mit 5 feinen Längsrippen (Abb. 2, 3). Randausschnitt (= Wimpernfeld) der Ventralseite ist sehr schmal, die Ventralplatte glatt (Abb. 1).

4) Makronucleus ellipsoid, durch eine helle Zone in der Mitte scheinbar zweigeteilt, in der Mitte der linken Körperhälfte (Abb. 1, 2).

5) Kontraktile Vakuole von STEIN (1859) nicht beobachtet, 1 nach KAHL (1931), 1 - 2 nach LEPSI (1932).

6) Ventral hinten ein beweglicher, spitzer, das Hinterende überragender Griffel (Abb. 1, 2, 3).

7) Das rechte Wimpernfeld steht ventral in einer schmalen Rinne, die von der Ventral- und Dorsalplatte ausgespart ist. Die Bewimperung reicht bis an den vordersten Rand der Abstutzung (Abb. 1).

8) Mund am rechten vorderen Ende der Ventralplatte. Reuse ein glattes, starres Rohr, erstreckt sich diagonal bis zur Körpermitte (Abb. 1, 2).

Verwechslungsmöglichkeiten

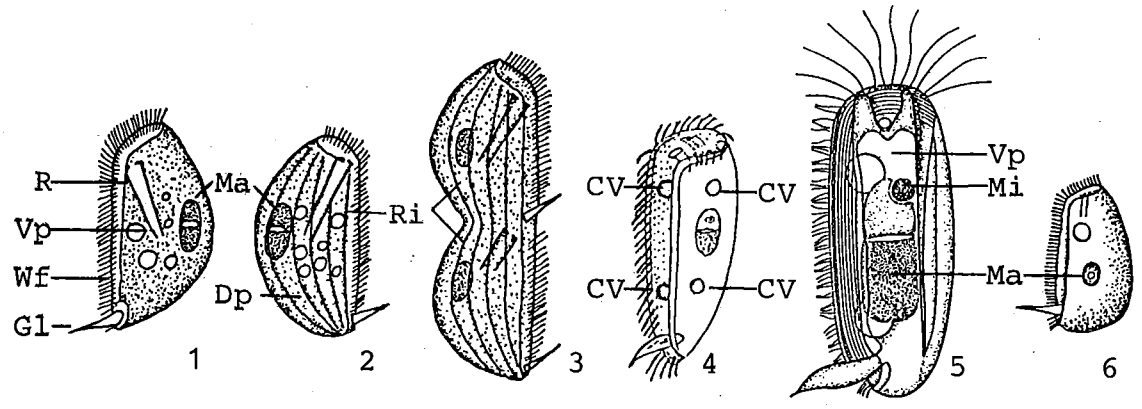
Siehe dazu auch → *Trochilia minuta*. *Dysteria navicula* KAHL, 1928a ist schlank kahnförmig (Abb. 4), hat keine Rippen auf der Dorsalplatte und das Wimpernfeld liegt in einer breiteren Rinne. *Dysteria scultellum* WILBERT, 1971 (Abb. 5) ist länglich (linker und rechter Rand fast parallelseitig) und eine Längsrinne teilt die Ventralplatte in 2 ungleiche Teile. Die Salzwasserform *D. marina* (GOURRET & ROESER, 1886) hat keine Rippen auf der Dorsalplatte (Abb. 6). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 3, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sicher eine sehr seltene Art, da wir sie bisher nie gefunden haben. Das wird auch dadurch erhärtet, daß es nur etwa 15, meist zweifelhafte (nicht durch Abbildungen belegte) Nachweise (die Hälfte davon in Fließgewässern) in der Literatur gibt. Auch wurde sie meist nur in geringer Abundanz gefunden. STEIN (1859b) fand *D. fluviatilis* in einem ganz klaren Gebirgsbach, GAJEWSKAJA (1927) im Baikalsee, JACOBSON (1928) in einem Teich, LEPSI (1932) in fließendem und stehendem Wasser unter Holz, verfaultem Laub, auf inkrustierenden Algen und zwischen *Hydrurus foetidus*; MORAVCOVA (1977) vermutlich in Fließgewässern. BERECZKY et al. (1983) melden sie aus der Donau. NUSCH (1970) fand *D. fluviatilis* zahlreich in Stauräumen des Einzugsgebietes der Agger (Nordrhein - Westfalen). Die relativ hohen Abundanzen im Winter und das Vorkommen vor allem zwischen *Sphaerotilus*-Zotten deuten darauf hin, daß es wahrscheinlich → *Trochilia minuta* war. Ein zweifelhafter mariner Nachweis. Bisher nur aus Eurasien bekannt.

Spezielle autökologische Daten: Keine. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 5 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet).

Saprobielle Einstufung (nach WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2. MORAVCOVA (1977): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.5 (offensichtlich falsch berechnet). Bedarf weiterer Untersuchungen.



Dysteria fluviatilis (1 - 3, nach STEIN 1859b). 1, 2: Ventral- und Dorsalansicht in vivo, 36 µm. 3: Dorsalansicht eines sich teilenden Individuums.

Dysteria navicula (4, nach KAHL 1928a). 4: Ventralansicht in vivo, 30 µm.

Dysteria scultellum (5, aus WILBERT 1971). 5: Ventralansicht nach Lebendbeobachtungen und Sublimatfixierung, 24 µm.

Dysteria marina (6, aus GOURRET & ROESER 1886). 6: Ventralansicht in vivo.

CV = kontraktile Vakuole, Dp = Dorsalplatte, Gl = Griffel, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, R = Reuse, Ri = Rippe, Vp = Ventralplatte, Wf = Wimpernfeld.

Trochilioides recta (KAHL, 1928) KAHL, 1931

1928 *Trochilia recta* KAHL, Arch. Hydrobiol., 19: 85.
1931 *Trochilioides recta* KAHL, 1928 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 247 (kombinierender und revidierender Autor).
1972 *Trochilioides recta* KAHL, 1928 - BORROR, Acta Protozool., 10: 41 (Silberimprägnation).
1976 *Trochilioides recta* KAHL, 1928 - DEROUX, Protistologica, 12: 522 (Silberimprägnation).

Taxonomie

Es sind uns 9 Salz- und Brackwasserfunde, 6 Süßwasserfunde und 1 Nachweis in Schwefelquellen aus der Literatur bekannt. Wir haben diese Art bisher nicht gefunden. Die sehr unterschiedliche Ökologie (BERNERTH im mesosaproben Süßwasser, FENCHEL in stark H_2S-haltigen marinen Sedimenten) und einige als *Trochilioides* sp. bezeichnete Nachweise deuten darauf hin, daß es sich um mehrere Arten handelt. Bereits KAHL (1928a, 1931) hat vielleicht 2 Arten vermengt. Zur Abklärung ist Silberimprägnation nötig. Bisher ist nur *T. fimbriatus* FOISSNER, 1984b (Abb. 10 - 13) einwandfrei dargestellt, der vielleicht für die bisherigen Süßwassernachweise von *T. recta* (KAHL, 1928a) steht. Der *Trochilioides* sp. PÄTSCH, 1974 ist eine *Orthotrochilia* (siehe DEROUX 1976b). "*Trochilioides recta*" von DRAGESCO (1966b) ist wahrscheinlich nicht mit KAHL's Art identisch. Auch Zeichnung und Foto des "*T. recta*" von BERNERTH (1982) lassen keine eindeutige Identifikation zu. Insgesamt eine sehr schlecht definierte Art, die dringend der Wiederbeschreibung bedarf. Vor allem muß bei Salzwasserpopulationen mit Silberimprägnation überprüft werden, ob sie so wie *T. fimbriatus* einen dorsalen Reusenvorhang haben (→ "Verwechslungsmöglichkeiten").

Differentialdiagnose

1) 25 - 35 μm (Salzwasser) bzw. 30 - 50 μm (Süßwasser) lang und etwa halb so breit (KAHL 1928a, 1931). Nach BORROR (1972b) 43 - 60 x 23 - 31 μm und 16 - 20 μm dick. Nach DEROUX (1976b) 45 - 75 μm lang.

2) Umriß verkehrt eiförmig, etwas asymmetrisch rechteckig erscheinend. Die linke Seite zieht fast parallel mit der Längsachse zur hinteren Rundung, wo sie mit der rechten Seite eine sehr kurze Spitze bildet. Rechte Seite schwach konvex, nach vorne etwas ausladend. Vorderende dorsal fast quer abgestutzt. Dieser quere Abschnitt wird von einer durchsichtigen, konvexen ventralen Platte überragt (Abb. 1 - 7).

3) Etwas abgeflacht, ventral annähernd eben, dorsal hinten stärker konvex als vorne. Pellicula glatt, leicht panzerartig. Hinterende des rechten Wimpernfeldes eingesenkt und nach KAHL (1928a) von den dachartig ansteigenden Rändern der Ventralseite überragt (Abb. 1, 3 - 6).

4) Makronucleus ellipsoid, links der Körpermitte, vorderer Teil blasig und mit kleinem Binnenkörper, hinterer Teil grob granuliert (Abb. 1, 2, 4 - 7).

5) 2 kontraktile Vakuolen auf dem ersten und letzten Viertel im rechten Wimpernfeld (Abb. 1, 9).

6) Griffel ventral am Rand des rechten Wimpernfeldes, stumpfspitzig, kurz, überragt das Hinterende nicht (Abb. 1, 3, 5, 6, 9).

7) Die Darstellung der Bewimperung weicht bei KAHL (1928a, 1931), BORROR (1972b) und DEROUX (1976b) etwas voneinander ab, was verständlich ist, da die älteren Beschreibungen nur auf Lebendbeobachtungen basieren. 5 - 6 Wimpernreihen umziehen den Griffel und verlaufen entlang des rechten Randes nach vorne. Die 2 äußeren Reihen befinden sich vorne hinter der Stirn-

platte und reichen bis an die linke Seite, die inneren Reihen enden rechts der Reuse. Über der Reusenöffnung 2 periorale Wimpernreihen. Linkes Wimpernfeld mit 12 - 16 kurzen, parallel verschobenen Reihen (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar! Weitere Details → Abb. 8, 9).

8) Mund im vorderen rechten Quadranten der Zelle. Die Reuse reicht bis zum hinteren Körperrand, wo sie füllhornartig umbiegt. Besteht nach KAHL (1928a) und DEROUX (1976b) aus 6 Stäben (Abb. 1, 2, 9), nach BORROR (1972b) aus 10 (Abb. 7).

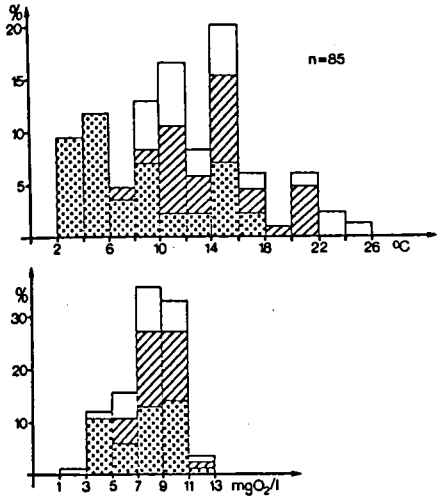
Verwechslungsmöglichkeiten

Siehe dazu auch → *Trochilia minuta* und "Taxonomie". Der in der Infraciliatur sehr ähnliche (bisher die einzige gut beschriebene Süßwasserform) *Trochilioides fimbriatus* FOISSNER, 1984b (Abb. 10 - 13) unterscheidet sich von *T. recta* (KAHL, 1928a) durch den dorsalen Vorhang der Reuse, den KAHL (1928a), BORROR (1972b) und DEROUX (1976b; trotz Silberimprägnation) bei ihren Arten nicht erwähnen. Die Nachprüfung ergab, daß dieser Vorhang in vivo nicht erkennbar ist und daher zumindest von den älteren Autoren auch nicht gesehen werden konnte. Daher sind *T. fimbriatus* und *T. recta* vermutlich zu synonymisieren. Da *T. fimbriatus* in saprobiologischen Listen noch nicht erfaßt ist (FOISSNER fand ihn bei SI = 2.5), wird er hier nicht beschrieben, aber zum Vergleich abgebildet (Abb. 10 - 13). Der ähnliche *Trochilioides artemiae* lebt ektoparasitisch auf *Artemia salina* (TUCOLESCO 1962b). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 6, 7 wichtig.

Ökologie

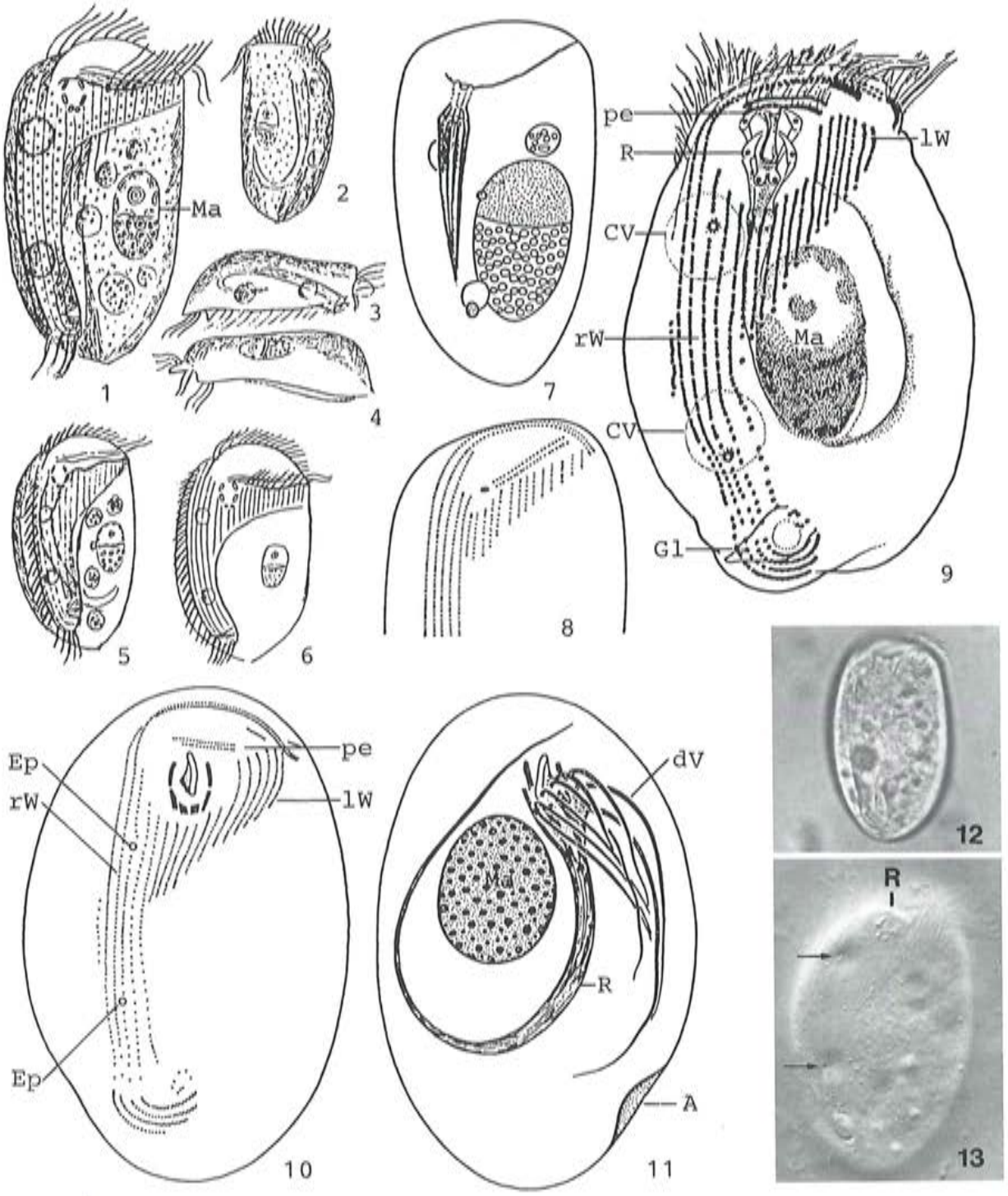
Vorkommen und Verbreitung: Die Art hat einen Verbreitungsschwerpunkt im mesosaproben (SI = 2.5) Süß- und Brackwasser (KAHL 1928a, 1931, KÜSTERS 1974, DEROUX 1976b). ALBRECHT (1984) charakterisiert sie als holo-euryhalin. FENCHEL (1969) fand sie regelmäßig in marinen Sedimenten bei hohen (bis 150 mg/l) H_2S-Konzentrationen, aber auch im Übergangsbereich O_2/H_2S. PAX (1948) meldet sie aus Schwefelquellen. Bisher nur aus Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt hauptsächlich Schwefelbakterien wie *Beggiatoa*, *Thiovolum* und *Macromonas* (KAHL 1928a, PAX 1948, FENCHEL 1968). FENCHEL (1968) fand in einem Individuum Diatomeen. Im Süßwasser dienen vielleicht auch Fadenbakterien aus der Familie der Chlamydobacteriaceae als Nahrung (BERNERTH 1982). Sie fand *T. recta* bei folgenden Verhältnissen: SI 2.1 - 2.9, 2 - 26 °C, pH 7.1 - 8.5, 350 - 720 µS/cm, 1.5 - 12 mg/l O_2, 4.5 - 27.6 DOC, 5×10^3 - 1.4×10^5 GKZ/ml (Standard-Nährkartonscheiben, 48 h bei 30 °C); <400 - 6500 mg/l Cl^- (ALBRECHT 1984, 1986). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 25 mg.



Ökogramm (aus BERNERTH 1982): Die prozentuale Verteilung der Funde von *Trochilioides recta* im Temperatur- und Sauerstoffspektrum des Mains beim Großkraftwerk Staudinger (Einlauf = Punktraster; Auslauf = Diagonalstreifen; andere Probestellen im Kraftwerk = weiß).

Saprobielle Einstufung (nach WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. MAUCH et al. (1985): SI = 2.5. Sehr zweifelhaft, vermutlich öfters verschiedene Arten vermengt!



Trochilioides recta (1 - 4, 6, aus KAHL 1928a; 5, aus KAHL 1931; 7, 8, aus BORROR 1972b; 9, aus DEROUX 1976b). **1, 5, 6:** Ventralansichten in vivo, 35 μm, 45 μm, 30 μm. **2:** Dorsalansicht in vivo. **3, 4:** Rechts und links laterale Ansichten in vivo. **7:** Ventralansicht mit Reuse, Kernapparat und kontraktilen Vakuolen, 45 μm. **8:** Vorderer Teil des ventralen Wimpernkleides nach Silberimprägnation. **9:** Wimpernkleid der Ventralseite nach Silberimprägnation, 36 μm.
Trochilioides fimbriatus (10, 11, aus FOISSNER 1984b; 12, 13 Originale). **10, 11:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. **12, 13:** Lebendaufnahme im Durchlicht und im Interferenzkontrast. Die Pfeile weisen auf die Exkretionspori der kontraktilen Vakuolen. A = After (Cytopyge), CV = kontraktile Vakuole, dV = dorsaler Vorhang der Reuse, Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Gl = Griffel, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, pe = periorale Wimpernreihen, R = Reuse, rW = rechtes Wimpernfeld.

4.2 Ordnung Oligotrichida BÜTSCHLI, 1887

Die Oligotrichen sind eine gut abgegrenzte Gruppe von reduziert bewimperten Ciliaten, die schon früh die Aufmerksamkeit der Protozoologen auf sich gelenkt hat, weil sie besonders im Meeresplankton weit verbreitet ist und fossilierungsfähige Gehäuse besitzt. Nach den klassischen Studien von KOFOID & CAMPBELL (1929, 1939) und KAHL (1932) wurde es aber recht still um sie, was schon CORLISS (1979) beklagte. Das hat sich radikal geändert, seit man entdeckte, daß viele Oligotrichen mixotroph sind, d. h. isolierte Plastiden enthalten, die vermutlich von der Beute stammen. Die Chloroplasten werden nicht sofort verdaut sondern in Vakuolen eingeschlossen, in denen sie mehrere Wochen überleben und photosynthetisch aktiv sind. Daher spricht man von "Plastiden-Ciliaten"; sie werden nun physiologisch und morphologisch intensiv untersucht. Außerdem besteht etwa 30 % des marinen Mikrozooplanktons (und vermutlich auch des limnischen) aus oligotrichen Ciliaten, die sich von Bakterien, heterotrophen und autotrophen Flagellaten und Algen ernähren und daher eine wichtige Komponente des "microbial loop" sind. Für ausführlichere Informationen verweisen wir auf die Arbeiten von LAVAL-PEUTO et al. (1986), JONSSON (1986), STOECKER & SILVER (1987), STOECKER et al. (1987, 1989), LAVAL-PEUTO & RASSOULZADEGAN (1988) und FENCHEL & JONSSON (1988).

Die Oligotrichida sind durch 4 Merkmale charakterisiert: (i) Die somatische Bewimperung ist mehr oder weniger stark reduziert und die Wimpern sind häufig zu langen oder sehr kurzen Borsten umgebildet; (ii) Der Oralapparat nimmt immer das ganze vordere Ende ein, und die mächtig entwickelten adoralen Membranellen dienen sowohl der Fortbewegung als auch der Ernährung; (iii) Die Stomatogenese ist apokinetal, d. h. sie erfolgt ohne Beteiligung von parentalen (elterlichen) Basalkörpern (Wimpern); (iv) Der Makronucleus besitzt ein sogenanntes "Reorganisationsband" (wie bei den Hypotrichen!), das nur kurz vor und während der Teilung sichtbar wird; es entsteht durch lokale und sequentielle Replikation der DNS.

Die Ordnungsmerkmale sind mit den herkömmlichen lichtmikroskopischen Untersuchungsmethoden ohne Schwierigkeiten erkennbar, meist schon bei 100-facher Vergrößerung. Die meisten Arten sind relativ klein (50 - 150 μm), fallen aber trotzdem sofort auf, weil sie sehr rasch schwimmen, springen und/oder kreiseln. Die feinstrukturelle Analyse ist erst am Beginn; eine dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex liegt noch nicht vor.

Die letzten zusammenfassenden Darstellungen stammen von KAHL (1932) und KOFOID & CAMPBELL (1939). Die Alpha-Taxonomie ist bei den Oligotrichen besonders stark vernachlässigt worden. Die Arten sind daher in vivo schwierig zu determinieren und in wichtigen Fällen muß die Identifikation durch Silberimprägnation verifiziert werden. Über die Klassifikation herrschen geteilte Meinungen. Wir folgen CORLISS (1979), der die Ordnung in 2 Unterordnungen teilt, nämlich in die Oligotrichina und die Tintinnina. SMALL & LYNN (1985) haben dagegen eine neue Unterklasse, Choreotrichia, errichtet mit den Ordnungen Choreotrichida und Oligotrichida. Bei den Oligotrichina ist die adorale Membranellenzone ventral offen, bei den gehäusebewohnenden Tintinnina bildet sie einen scheinbar geschlossenen apikalen Kreis (→ Abbildungen im Bilderschlüssel).

Die Ordnung umfaßt zur Zeit rund 1300 Arten, von denen aber nur 11 saprobiologisch klassifiziert sind. Das ist verständlich, weil fast alle Arten ausschließlich planktisch im Süß- und Meerwasser leben. Die Oligotrichen sind darin ein so charakteristisches Element, daß man die planktische Ciliaten-Gemeinschaft als "*Oligotrichetea*" bezeichnen kann. Nur wenige Arten leben halbsessil, d. h. können sich mit einem Schleimfaden anheften oder ihr Gehäuse (Lorica) an natürliche und künstliche Substrate ankleben (besonders → *Tintinnidium semiciliatum*). In Fließgewässern ist nur das halbsessile → *Strobilidium caudatum* häufig, während in stehenden Gewässern die planktische → *Hal-*

teria grandinella fast allgegenwärtig ist. Im Boden und im Belebtschlamm kommen nur wenige Arten vor (FOISSNER 1987b).

Die meisten Oligotrichen fressen autotrophe Flagellaten und Algen (Kieselalgen, Grünalgen etc.), manche (z. B. *Halteria*) bevorzugen Bakterien.

Spezielle morphologische Anpassungen an die planktische Lebensweise sind nicht bekannt. Die extrem langen (20 - 40 μm) Cilien der adoralen Membranellen, die mächtige Ruderapparate bilden, halten sie wohl in Schwebe. Das oft schwere Gehäuse der Tintinniden ist ihrer planktischen Lebensweise wegen der Erhöhung der Sinkgeschwindigkeit wenig dienlich. Man vermutet, daß dieser Nachteil durch den Vorteil ausgeglichen wird, sich relativ rasch aus der Bahn potentieller Räuber (z. B. Crustaceen) entfernen zu können, indem sie ihre Schwimmbewegungen einstellen und dadurch rasch absinken. Die meist relativ langen Reproduktionszeiten, besonders der loricaten Arten, weisen darauf hin, daß sie mehr K- als r-selektioniert sind. Als spezielle physiologische Anpassung ist die schon oben erwähnte Fähigkeit hervorzuheben, isolierte Plastiden ihrer Beute photosynthetisch aktiv zu halten. Die gebildeten Kohlenhydrate könnten eine "Aufbesserung" der Nahrung sein (FINLAY 1990).

Vermutlich können die meisten Arten Ruhezysten bilden, zumindest für *Halteria* ist dies gesichert, da sie häufig aus luftgetrockneten Bodenproben isoliert worden und sehr verbreitet in ephemeren Gewässern ist (FOISSNER 1987b, DINGFELDER 1962). Ein besonders interessantes Verhalten zeigt das in Tide-Tümpeln lebende *Strombidium oculatum*. Wenn die Flut einsetzt, enzystiert es sich und klebt die Zysten am Substrat fest, so daß sie nicht ausgespült werden können. Sobald die Ebbe beginnt, schlüpfen die Zellen wieder aus ihren Zysten (FAURE-FREMIET 1949).

Das Kohlenstoff : Volumen-Verhältnis beträgt für Lugol-fixierte Zellen 0.19 pg/μm^3, für Formalin-fixiertes Material 0.14 pg/μm^3 (PUTT & STOECKER 1989).

Oligotrichida

adorale Membranellenzone

scheinbar geschlossener apikaler Kreis



ventral offen



Gehäuse; Makronucleus

nicht vorhanden; nieren- bis hufeisenförmig

caudale Wimpernspirale; Länge

vorhanden; > 40 µm



Strobilidium caudatum

nicht vorhanden; < 40 µm



S. humile

meist vorhanden (kann verlassen werden, Zellen werden kugelig); kugelig bis leicht ellipsoid

Gehäuse; Anzahl der Makronucleus-Teile

amphorenförmig; 2



Codonella cratera

50 - 70 µm

zylindroid; 1

Sichere Bestimmung nur mit Versilberung möglich (→ Kinetendiagramm)! Mit folgenden Hilfskriterien erreicht man eine annähernd sichere Determination.
50 - 200 µm



Gehäusekonsistenz

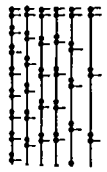
relativ weich

Ökologie

planktisch

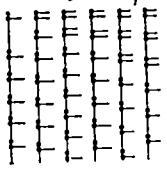
Gehäusebreite

meist < 30 µm



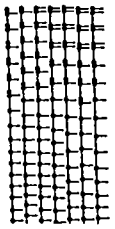
Tintinnidium pusillum

meist > 35 µm



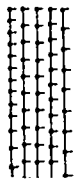
T. fluviatile

festsitzend im Aufwuchs



T. semiciliatum

relativ fest



Tintinnopsis cylindrata

Extrusome; Körperbewimperung; Grösse

vorhanden; kurze kaum sichtbare Wimpern; 40 - 90 µm

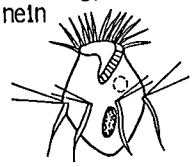


Strombidium viride

nicht vorhanden; lange Springborsten in der Äquatorebene; 20 - 50 µm

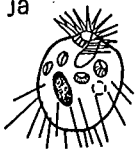
Springborsten; Symbiontische Algen

kräftig; nein



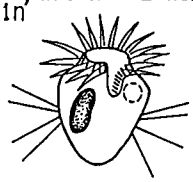
Pelagohalteria cirrifera

fein; ja



Halteria chlorelligera

fein, aus 1 - 2 Wimpern; nein



Halteria grandinella

Halteria chlorelligera KAHL, 1932

1932 *Halteria grandinella* var. *chlorelligera* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 505.
1935 *Halteria chlorelligera* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 840.
1986 *Halteria chlorelligera* KAHL, 1932 - MAEDA, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 21: 16 (Revision).

Taxonomie

Wiederbeschreibung nach versilbertem Material und Lebendbeobachtungen dringend erforderlich. Der Brackwassernachweis von BIERNACKA (1963) in der Danziger Bucht ist fragwürdig, da es sich nach der Abbildung und dem sehr unklaren Text vermutlich um eine andere Art oder Gattung handelt (ausgeprägt hufeisenförmiger Kern, paarige Borsten, Ausrichtung der Mundes). Vermutlich öfters mit *Pelagohalteria viridis* verwechselt, was bei den ökologischen Daten zu berücksichtigen ist.

Differentialdiagnose

1) Größe 40 - 50 μm.
2) Gestalt kugelig bis ovoid (Abb. 1).
3) Makronucleus ellipsoid, in Körpermitte (Abb. 1).
4) Kontraktile Vakuole ventral links neben der Mundhöhle (Abb. 1).
5) Plasma stets dicht gefüllt mit großen symbiontischen Algen, die ein rotes Stigma haben, also keine Zoochlorellen sind (Abb. 1).
6) Somatische Bewimperung nach KAHL (1932) wie bei → *H. grandinella*, d. h. 7 Borstengruppen, die etwas derber sein sollen und daher wohl aus mehr Wimpern aufgebaut sind.
7) Orale Bewimperung vermutlich wie bei → *H. grandinella*.

Verwechslungsmöglichkeiten

Es ist besonders auf die große Ähnlichkeit mit *Pelagohalteria viridis* (FROMENTEL, 1876) hinzuweisen (Abb. 2 - 6). Diese Art ist kleiner (20 - 30 μm) und kommt vermutlich nur im Plankton oligo- bis mesotropher Seen vor, z. B. Bodensee und Lake Roetjern in Norwegen (MÜLLER pers. Mitt., FOISSNER et al. 1988). Die somatische Bewimperung von *P. viridis* besteht aus 8 - 11, meist 9 Borstengruppen mit je einer senkrechten und waagrechten Reihe von Wimpern. Man achte darauf, daß auch → *P. cirrifera* und → *H. grandinella* durch ingestierte Algen zuweilen grün gefärbt sind. Zur Unterscheidung muß dann der Aufbau der Borsten verwendet werden; weitere Verwechslungsmöglichkeiten siehe auch → *H. grandinella*. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6 wichtig.

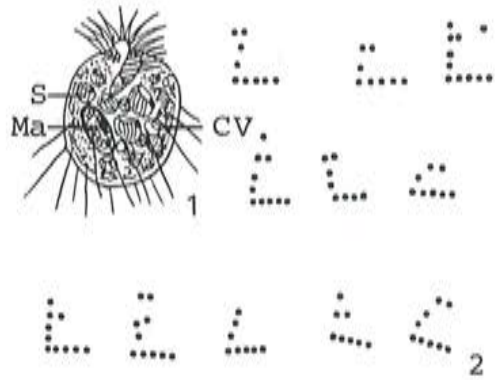
Ökologie

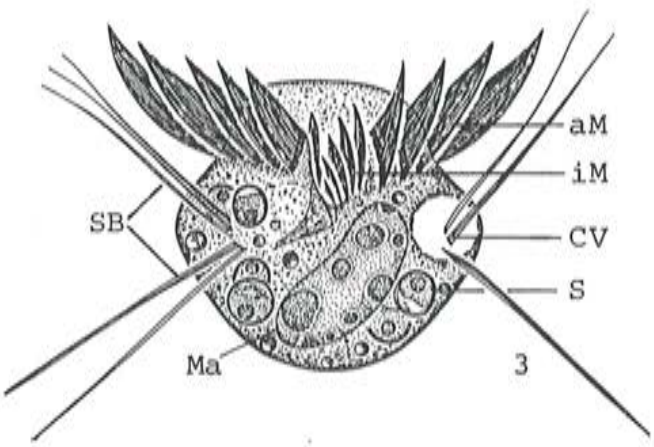
Vorkommen und Verbreitung: Sehr selten, von uns bisher nicht gefunden. Als Sapropelform (KAHL 1932) wird *H. chlorelligera* erwartungsgemäß von FINLAY et al. (1988) in 0.5 - 2 m Tiefe eines stark eutrophen Teiches mit einer 0.8 m breiten Oxykline in 1 - 1.8 m Tiefe gefunden. Weitere,

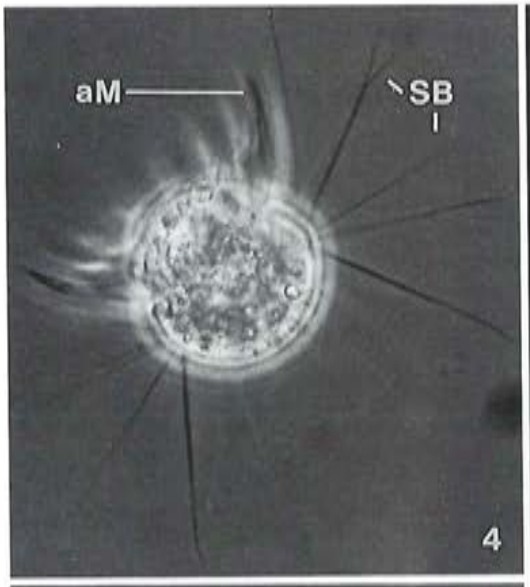
nicht durch Abbildungen belegte Nachweise: breiter, seichter Fluß im Südosten der USA (PATRICK 1961), tschechischer Hochmoorsee (SRAMEK-HUSEK 1949).

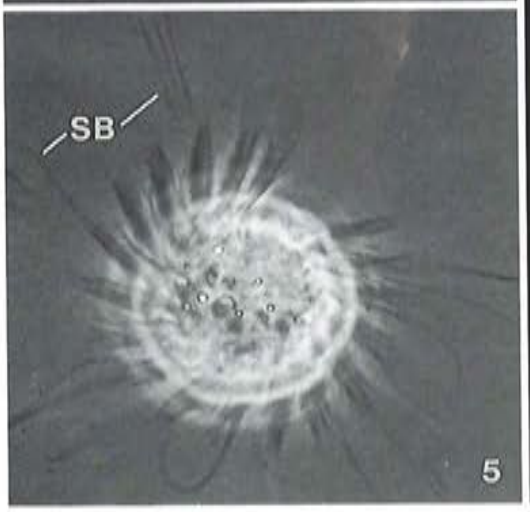
Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich Algen mit einer Größe um 5 μm (FINLAY et al. 1988). Biomasse von 10^6 Individuen 45 mg (berechnet aus der durchschnittlichen Körpergröße). PATRICK (1961) fand die Art bei folgenden Verhältnissen: pH 7.2, 2.2 mg/l Cl^-, 1.2 Ges.-Härte (dH°), 6.8 mg/l Ca^{2+}, 1.1 mg/l Mg^{2+}, 0.04 mg/l Fe^{2+}, 0.001 mg/l NO_2^--N, 0.005 mg/l NO_3^--N, 0.33 mg/l NH_4^+-N, 0.001 mg/l PO_4^{2-}-P.

Saprobielle Einstufung: (nach SLADECEK et al. 1981): o; o = 10. WEGL (1983) und FOISSNER (1988a) erweitern das Spektrum: o; o = 8, b = 2, I = 4, SI = 1.2. Da KAHL (1932) *H. chlorelligera* aber aus dem Sapropel beschreibt, sind diese Einstufungen wenig glaubhaft. Wir vermuten, daß SLADECEK et al. (1981) die Art mit *P. viridis* verwechselt haben. Wir empfehlen, *H. chlorelligera* vorläufig aus der Liste der Indikatororganismen zu streichen oder gegen *P. viridis* zu tauschen, da die wenigen Daten für eine gesicherte Einstufung nicht ausreichen.











Halteria chlorelligera (1, aus KAHL 1932). 1: Ventralansicht in vivo, 50 μm.

Pelagohalteria viridis (2 - 6, aus FOISSNER et al. 1988). 2: Variabilität in der Anordnung der Wimpern im horizontalen und vertikalen Teil der Borstengruppen. 3: Ventralansicht in vivo, 30 μm. 4, 5: Ventral- und Apikalansicht frei beweglicher Zellen im Phasenkontrast. 6: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Dorsalseite. Große Pfeile: horizontale, kleine Pfeile: vertikale Teile der Borstengruppen. aM = äußere adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, iM = innere adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, S = symbiontische Algen, SB = Springborsten.

Halteria grandinella (MUELLER, 1773) DUJARDIN, 1841

1773 *Trichoda grandinella* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 77 (ohne Abbildung).
1841 *Halteria grandinella* (MÜLLER, 1776) - DUJARDIN, Zoophytes, p. 414 (kombinierender Autor).
1932 *Halteria grandinella* (O. F. MÜLLER, 1786) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 504 (Revision).
1986 *Halteria grandinella* (O. F. MÜLLER, 1786) - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 417 (Revision).
1986 *Halteria grandinella* (MÜLLER, 1773) - MAEDA, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 21: 14 (Revision).
1989 *Halteria grandinella* (MÜLLER, 1773) - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 149 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Von den etwa 12 Arten der Gattung *Halteria* s. l. (DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986, MAEDA 1986) wurden bisher nur drei versilbert: → *H. grandinella* (GRAIN 1972, SONG & WILBERT 1989, eigene Untersuchungen), die Bodenform *H. decemsulcata* (SZABO 1934) und *Pelagohalteria viridis* (→ *H. chlorelligera*). Die meisten Beschreibungen basieren daher fast ausschließlich auf Lebendbeobachtungen und statistisch nicht abgesicherten morphometrischen Merkmalen (Anzahl der Springborsten und der adoralen Membranellen, Form des Mundbodens). Unterschiede in der Anzahl der Springborsten können durch das Verkleben der Wimpern verursacht sein. Unterschiede in der Anzahl der adoralen Membranellen können aus den Schwierigkeiten resultieren, die kleinen inneren Membranellen genau zu erfassen. Solange keine morphometrischen Analysen von versilbertem Material vorliegen, betrachten wir die meisten dieser Arten, im Gegensatz zu DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986), als Variationen der Art *Halteria grandinella*.

Ausführlich wurde von TAMAR (1968, 1974, 1990) eine *Halteria* untersucht, deren Springborsten am Ende gabelförmig gespalten sind. TAMAR (1968) errichtete für sie die Art *H. bifurcata*. Eine solche Spaltung der Springborsten findet man manchmal auch bei *H. grandinella* (Abb. 7, 9) und bei *Pelagohalteria viridis* (→ *H. chlorelligera*). Es ist möglich, daß diese Spaltung durch Umwelteinflüsse oder durch eine leichte Schädigung bei der mikroskopischen Beobachtung verursacht wird. Solange *H. bifurcata* nicht versilbert worden ist, betrachten wir sie ebenfalls als mutmaßliches Synonym von *H. grandinella*.

Differentialdiagnose

1) Durchmesser 20 - 40 µm, meist um 30 µm.

2) Gestalt kugelig bis plump spindelförmig oder ellipsoid. Vorne (bei gewölbtem Mundboden) und hinten breit gerundet (Abb. 3, 6, 7, 9, 10, 14 - 16). Mundboden zuweilen leicht eingesenkt, wodurch ein zierlicher Kragen entsteht, an dem die adoralen Membranellen inserieren (Abb. 3, 14).

3) Makronucleus kugelig, ovoid oder auch abgeflacht, was aber ein Präparationsartefakt sein kann. Liegt in der Zellmitte (Abb. 3, 6 - 8, 12).

4) Kontraktile Vakuole ventral oberhalb des Äquators, links neben der Mundhöhle (Abb. 3, 6 - 8, 12).

5) In der Äquatorialzone 7 - 10 ziemlich regelmäßig verteilte, vertikal angeordnete Wimpernreihen, die durch Fibrillen verbunden sind (Abb. 2, 3, 6 - 11, 13 - 16). In der einzelnen Wimpernreihe

lassen sich nach Silberimprägnation 3 - 6 Basalkörperpaare erkennen, die 3 - 4 Gruppen bilden. Die beiden oberen Gruppen tragen je eine Wimper, den beiden unteren Gruppen entspringen jeweils zwei Wimpern, die zu den 2 unteren Springborsten verkleben (Abb. 5). Insgesamt erkennt man somit vier "Springborsten", die 15 - 25 μm lang sind (Abb. 3, 5, 8, 9, 13 - 16). Fallweise verkleben auch die beiden oberen Wimpern, dann erkennt man nur 3 Borsten in jeder Reihe (Abb. 6 - 8). Wir empfehlen daher, die Borstenzahl nicht als "in vivo" - Bestimmungsmerkmal zu verwenden (→ Taxonomie).

6) Die Gesamtzahl der adoralen Membranellen beträgt bei *H. grandinella* (in Klammern die Werte unter Einschluß aller mutmaßlichen Synonyme) 22 - 25 (18 - 26) und kann unterteilt werden in 15 - 16 (13 - 17) äußere Membranellen, die um den apikalen Pol (Mundboden) ziehen und in 7 - 8 (5 - 10) innere Membranellen, die sich in der Mundhöhle befinden. Die Wimpern der äußeren Membranellen sind deutlich länger (15 - 25 μm) als jene der inneren Membranellen (4 - 10 μm). Am rechten Rand des Mundes eine unscheinbare undulierende Membran (Abb. 1 - 4, 6 - 10, 12, 14 - 16).

7) Bewegung typisch. Schwimmt unter Rotation um die eigene Körperachse geradeaus, wobei der Mundpol vorne liegt. Diese gradlinige Bewegung wird zuweilen unterbrochen durch plötzliche, weite Sprünge, wofür in der Literatur die medianen (Spring)Borsten verantwortlich gemacht werden.

Verwechslungsmöglichkeiten

In der Morphologie sehr ähnlich → *H. chlorelligera*, die jedoch etwas größer und durch symbiontische Algen grün gefärbt ist (Vorsicht: auch *H. grandinella* kann durch gefressene Algen grün sein!). Arten der Gattung *Pelagohalteria* besitzen kräftige hintere Springborsten (→ *P. cirrifera*). Wenig Geübte mögen *H. grandinella* mit Arten aus den Gattungen → *Mesodinium* (keine adoralen Membranellen → *M. acarus*), → *Strombidium* (ohne Springborsten → *S. viride*) und → *Strobilidium* (ohne Springborsten; auch die inneren adoralen Membranellen liegen frontal → *S. caudatum*) verwechseln. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Häufig, weit verbreitet im Plankton perenner und astatischer stagnierender Gewässer. Seltener im Neuston (BICK 1958), in Fließgewässern und im Brackwasser. Nur wenige, nicht ausreichend belegte marine Nachweise. Kommt auch häufig in nassen und zeitweilig überschwemmten Böden vor (FOISSNER 1987b). Tritt meist ganzjährig auf mit Individuenmaxima im Frühjahr und Herbst (KRAMER 1964, GROLIERE 1977, SANDERS et al. 1989). Seltener wurde ein "zweisaisonales" Vorkommen nur im Frühjahr und Herbst beobachtet (BICK & KUNZE 1971, DETCHEVA 1979).

Im Plankton wurde *H. grandinella* unter anderen in einem eutrophen Weiher in Bonn mit bis zu 216 Ind./ml (WILBERT 1969), in kleinen Teichen in Kanada (TAYLOR 1979a), in amerikanischen Seen (TAMAR 1965) und mit bis zu 666 Ind./l im Epilimnion eines oligotrophen russischen Stausees in 6 m Tiefe (NEBRAT 1975) gefunden. ALEKPEROV (1983) zählte 80 Ind. /l in 0 - 38 m Tiefe eines 103 m tiefen russischen Stausees; FINLAY et al. (1988) ermittelten 10 - 60 Ind./ml im Bereich der Oxykline (1.0 - 1.8 m Tiefe) eines eutrophen Teiches in England.

Im Aufwuchs wurde *H. grandinella* (entsprechend ihrer kugeligen Gestalt und den langen Borsten) nur selten beobachtet. Auf natürlichen Substraten (Ufersteine, Detritusanschwemmungen) fanden sie TAMAS & GELLERT (1959) und GELLERT & TAMAS (1959), auf künstlichen (Objektträger, Polyurethanschwämme) MÜCKE (1979) und PRATT et al. (1986). Als oxybionte Sapropelform

(BICK & KUNZE 1971, WILBERT 1969) auch in, auf und über der obersten Sedimentschicht, z. B. im Bodenschlamm eutropher Weiher und Baggerseen bei Bonn (REINNARTH 1979), gedüngter und ungedüngter Fischteiche (GRABACKA 1971) und im Schlick des Süßwasserwatts der Elbe (PFANNKUCHE et al. 1975). *Halteria grandinella* findet sich auch häufig in astatischen Kleingewässern (Moortümpel, Baumhöhlen, Kannen von Kannenpflanzen, alpine Kleingewässer, Ackerfurchen, Regenpfützen, Waldtümpel, Reisfelder), da sie trocken-resistente Zysten bilden kann (KRAMER 1964). Nachweise in Höhlen haben GITTLESON & HOOVER (1969) zusammengestellt. Je eine Fundmeldung aus dem Kühlwasserstrom eines Kraftwerkes (BERNERTH 1982), aus dem Grundwasser (WEGELIN 1966) und aus einem Tropfkörper (LACKEY 1938a).

DETCHEVA (1983a, b, c) fand *H. grandinella* in bulgarischen Flüssen und BERECZKY (1977) in der ungarischen Donau noch bei einer Strömung ≥1.5 m/sec. Weitere Nachweise in Fließgewässern: Flüsse und Wildbäche in den USA (PATRICK 1961, BOVEE 1960), kleine, oligo- bis polysaprobe Fließgewässer im Stadtgebiet von Salzburg (HASLAUER & HAIDER 1976), eutrophe Waldbäche bei Bonn (JUTRCZENKI 1982), ß-mesosaprobe Flüsse in Baden-Württemberg (Neckar, Enz, Kocher, Donau; BUCK 1961), detritusreicher Sand der Elbe bei Hamburg (GRIMM 1968).

KRISHNAMOORTHI & SARKAR (1981) fanden *H. grandinella* in einem sekundären Stabilisationsteich in Indien bei BSB_5-Konzentrationen von 50 - 80 mg/l. Auch GRABACKA (1973) ermittelte für das Vorkommen in Fischteichen zur Abwasserbehandlung eine BSB_5-Konzentration von ≤150 mg/l und einen Sauerstoffgehalt von 12 - ≥2 mg/l. In Fischteichen bei München verschwand *H. grandinella* allerdings als einzige ß-mesosaprobe Form zusammen mit den oligosaproben Ciliaten nach der Beschickung mit kommunalem Abwasser (KAUFMANN 1958).

Sicher belegt aus Europa, den USA und Australien. Nicht durch morphologische Daten abgesicherte Nachweise aus vielen anderen Teilen der Welt; Verbreitung daher sehr wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt vorwiegend Bakterien mit einer Rate von 67 - 1276 Zellen/h (SANDERS et al. 1989). Bestimmte Bakterienarten (*Aerobacter aerogenes*, *Pseudomonas fluorescens* und drei *Neisseria*-Species) wurden in Fütterungsversuchen bevorzugt (TAYLOR 1979a). Gelegentlich werden auch Flagellaten (KAHL 1932, GELLERT 1961) und Algen mit einer Größe von 2 - 5 µm ingestiert (NOLAND 1925, FINLAY et al. 1988). Angaben zur Biomasse von 10^6 Individuen reichen je nach Population von 8 - 17 mg (COWELL 1960, DILLON & HOBBS 1973, NEBRAT 1975, TAYLOR 1978), wohl meist um 12 mg (Durchschnitt). Nach NEBRAT (1975) liegt die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen bei 112 µl/h. TAYLOR (1978) fand eine relativ niedrige maximale spezifische Wachstumsrate von 0.072 h^{-1} in der exponentiellen Phase, was einer Generationszeit von rund 14 h entspricht. Nach BICK & KUNZE (1971) und TAYLOR (1979b) häufig vergesellschaftet mit *Cyclidium* spp.

NH_4^+ und H_2S toleriert *H. grandinella* auch in höheren Konzentrationen (→ Tabelle), wenn gleichzeitig O_2 anwesend ist (BICK 1958, WILBERT 1969). In Modellversuchen mit Pepton als Verunreinigungsquelle trat *H. grandinella* innerhalb der ersten 5 Tage nach abgeschlossener Nitrifikation und zunehmendem O_2-Gehalt auf (GREISER 1974, SCHMERENBECK 1975). Schwermetallen gegenüber reagiert *H. grandinella* uneinheitlich. Nach einer $CuSO_4$-Applikation von ≥2.5 µg Cu^{2+}/l ist sie nicht mehr nachweisbar (LELAND & KENT 1981). Pb, Zn und Hg werden nicht akkumuliert und besitzen in dieser Reihenfolge zunehmende Giftigkeit; nach FERNANDEZ-LEBORANS et al. (1985) wird Blei aber bis zu Konzentrationen ≤ 500 µg/l akkumuliert. In Modellgewässern verschwindet die Art bei Konzentrationen von Pb ≥500 µg/l, von Zn ≥200 µg/l und von Hg ≥2 µg/l. Kombinationen von Schwermetallen (Pb/Zn, Pb/Cd) scheinen stärker giftig zu sein als die einzelnen Komponenten (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986, 1988, FERNANDEZ-LEBORANS et al. 1987).

Halteria grandinella ist nach den Labor- und Freilandbefunden von NOLAND (1925), BERECZKY (1977) und TAMAR (1965) thermophil (Optimum 20 °C). Dies bekräftigen Untersuchungen von MOLTMANN (1978) in Modell-Selbstreinigungsstrecken: hier tritt die Art erstmals bei 20 °C auf, Temperaturen ≥35 °C werden jedoch nicht mehr ertragen. WILBERT (1977) findet dagegen in Peptonabbauversuchen ein Vorkommen bereits bei 5 °C, jedoch nicht mehr bei ≥ 20 °C. Ferner gibt es zahlreiche Literaturhinweise über gehäuftes Vorkommen in den weniger warmen Jahreszeiten (Frühjahr und Herbst). HECKMAN (1974) fand die Art z. B. in südostasiatischen Reisfeldern bei Wassertemperaturen von 10 - 50 °C. *Halteria grandinella* ist daher vermutlich eurytherm; andere Faktoren mögen ihr Wachstum begrenzen. Die Untersuchungen von WANG (1928) und WILBERT (1969) deuten darauf hin, daß sie z. B. von *Didinium nasutum* und Rotatorien gefressen wird.

Tabelle: Milieuspektra von ***Halteria grandinella***. Spalte 1, aus DETCHEVA (1972, 1975, 1978, 1979, 1983a, b, c; zahlreiche Analysen bulgarischer Fließgewässer); 2, aus BERECZKY (1977; viele Analysen der ungarischen Donau); 3, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung, von uns ergänzt mit Daten von LACKEY (1938a), PATRICK (1961), PATRICK et al. (1967) und FOISSNER et al. (1982); Spalte 4, aus BICK & KUNZE (1971; Optimalbereiche des Vorkommens, von uns ergänzt mit Daten von KRAMER (1964; Massenvorkommen).

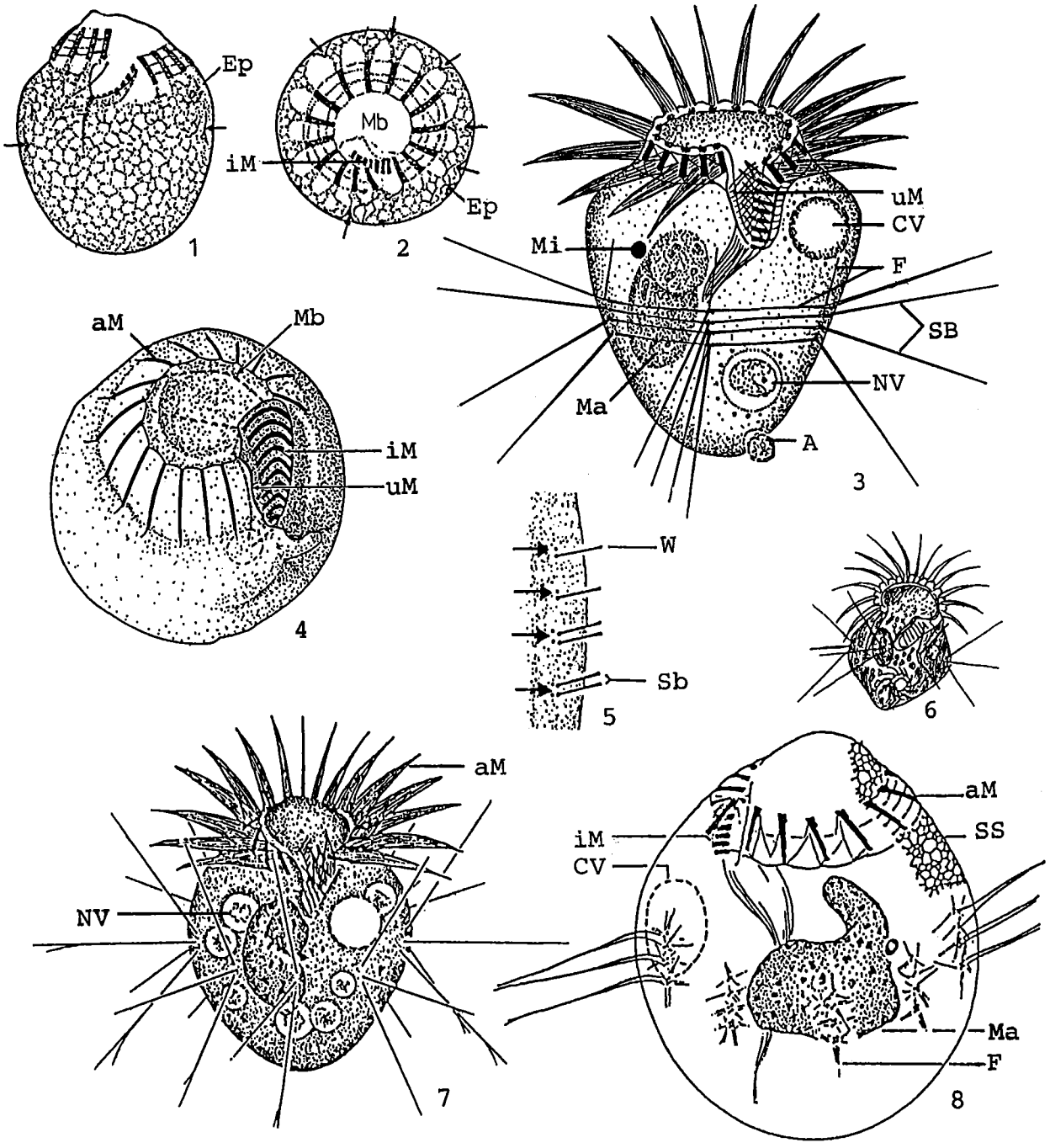
Faktor	Referenz			
	1	2	3	4
Saprobität	o,b,a,p	-	b	-
Frequenz (%)	1 - 16.3	-	-	-
°C	10 - 29	18 - 22	0.8 - 35	25
pH	7.3 - 8.7	7.6 - 8.1	4.2 - 9.8	6.4 - 7.5
O_2 (mg/l)	2.5 - 12.0	6.1 - 10.2	0 - 38	0.1 - 9.7
O_2 (Sättigung %)	6 - 133	-	0 - 360	-
BSB_5 (mg/l)	0.9 - 23.7	3.9 - 5.1	0.3 - 2.0	-
CSB (mg/l)	3.3 - 110.6	-	-	-
H_2S (mg/l)	-	-	0 - 2.3	-
Ca^{2+} (mg/l)	32 - 658	-	3.6 - 101	12.8
Mg^{2+} (mg/l)	0 - 136.2	-	0.3 - 29.3	-
Gesamthärte (dH°)	12.8 - 46.4	-	0.8 - 21	-
CO_2 (mg/l)	-	-	0 - 56	5 - 30
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	-	0.003 - 0.9	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 3.6	0.1 - 0.8	0 - 19.4	0 - 1.6
NO_3^--N (mg/l)	0 - 11	0.6 - 1.3	0.1 - 0.4	-
NO_2^--N (mg/l)	0 - 0.3	0.01 - 0.1	0 - 0.1	-
Cl^- (mg/l)	9.6 - 171	-	0 - 29.0	-
SO_4^{2-} (mg/l)	78 - 942	-	0 - 1636	-
Fe^{2+} (mg/l)	0 - 2.2	-	0.01 - 0.72	0.2 - 1.6
Salinität (%)	0.04 - 0.05	-	0 - 0.35	Süßwasser
Bakterienzahl/ml (Plattenmethode)	-	-	33 - $17x10^6$	33 - 2250

Die Salztoleranz der Süßwasserform reicht in Versuchen bei direkter Applikation bis 0.15 %, bei Adaptation bis 0.3 % Salzgehalt (FINLEY 1939, AX & AX 1960). Über diesen Grenzen schlüpfen auch keine Zellen aus zuvor gebildeten Zysten. Dies stimmt mit Beobachtungen von KAHL (1928b) überein der die Art regelmäßig und oft in Salzwasserstellen bei Oldesloe (Schleswig-Holsten) mit bis zu 0.3 % Salzgehalt fand. WILBERT & KAHAN (1981) beobachteten *H. grandinella* sogar noch bei 0.05 - 18.0 % Salzgehalt im Roten Meer und im Solar Lake in Israel; die Determination wurde

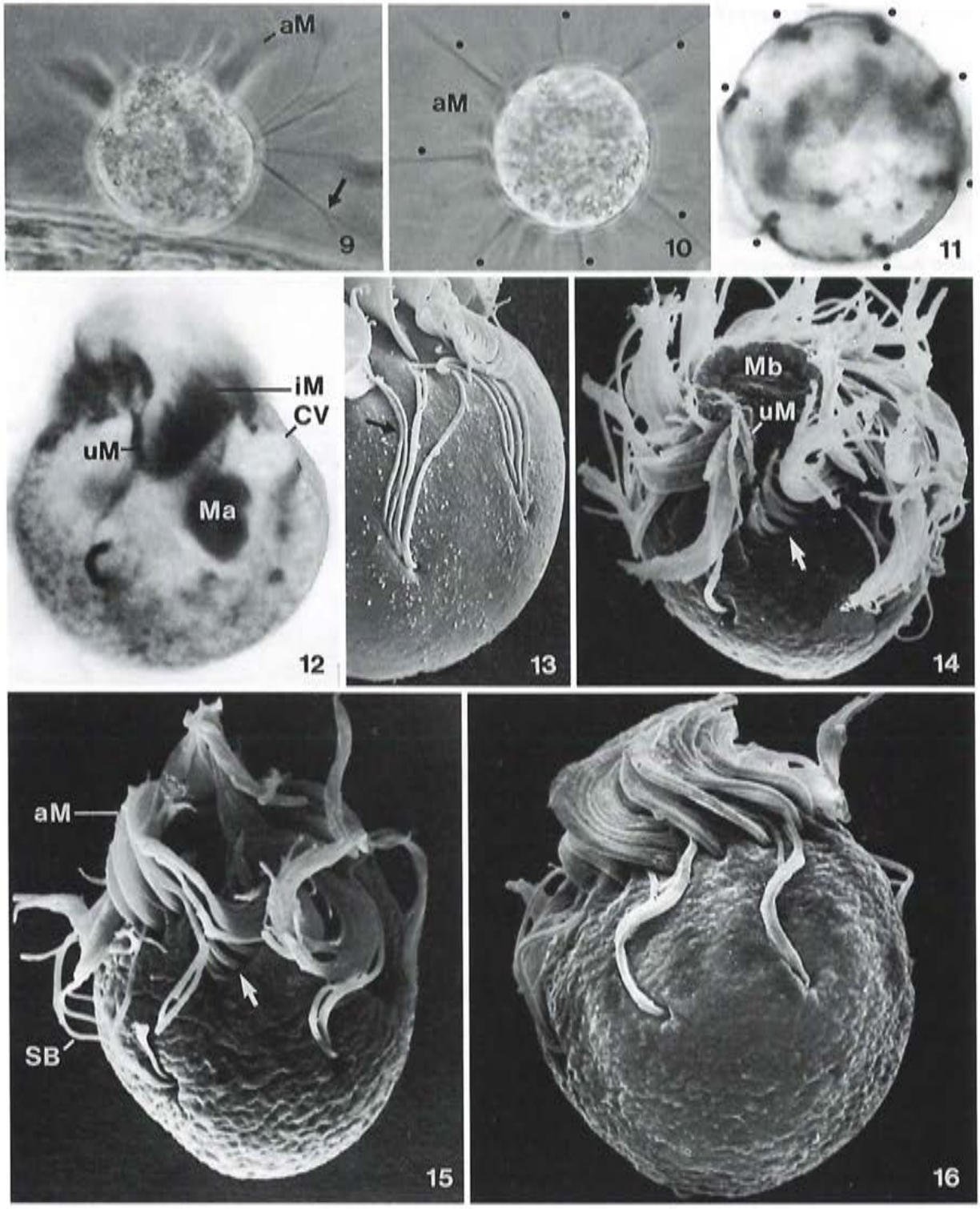
jedoch nicht durch Silberimprägnation abgesichert. Autökologische Datensammlung für den limnischen Bereich → Tabelle, für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

Zusätzliche autökologische Daten von DETCHEVA (1979, 1983a, b, c): 5.3 - 6989 mg/l Ges.-Feststoffgehalt, 189 - 299 mg/l HCO_3^-, 0 - 0.4 mg/l Phenole und 0 - 0.02 mg/l Cyanid. LACKEY (1938a) ermittelte aus 11 Proben verschiedener Gewässer folgende Daten: 0 - 172 mg/l Al^{2+}, 60 mg/l kolloidale Schwebstoffe, 90 mg/l Ges.-Feststoffgehalt. KRAMER (1964) gibt für das SBV einen Fundbereich zwischen 0.2 - 1.2 ml HCl an, eine Massenvermehrung fand er bei einem SBV von 1.2 ml HCl. BICK & KUNZE (1971) ermittelten für freies NH_3-N einen Fundbereich zwischen 0 - 0.66 mg/l.

Saprobielle Einstufung: (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; o = 1, b = 7, a = 2, I = 3, SI = 2.1. BICK & KUNZE (1971) stufen etwas schlechter ein: b; o = 1, b = 6, a = 3, I = 3. Bei sehr starker Verschmutzung (z. B. NH_4^+-N → Tabelle) wurden nur wenige Individuen für kurze Zeit gefunden (GREISER 1974). Massenvorkommen wurden nur unter ß-mesosaproben Bedingungen beobachtet (KRAMER 1964). Da andererseits mehrere Fundmeldungen für alphameso- bis polysaprobe Fließgewässer (HANUSKA 1962, JOSA 1974, DETCHEVA 1983a, b, c) und für alphamesosaprobe Kleingewässer (MIEGEL 1982, FOISSNER et al. 1982) vorliegen, schließen wir uns der Einstufung von BICK & KUNZE (1971) an.



Halteria grandinella (1, 2, aus FAURE-FREMIET 1953; 3, aus FOISSNER 1987b; 4, aus GRAIN 1972; 5, 7, 8, aus SONG & WILBERT 1989; 6, aus KAHL 1932). **1, 2, 4**: Ventral- und Apikalansichten nach nasser Silbernitratimprägnation. Pfeile: somatische Borstengruppen. **3**: Ventralansicht, kombiniert aus Lebendbeobachtungen und Protargolpräparaten, 30 μm. **5**: Detail der somatischen Bewimperung nach Protargolimprägnation. Pfeile: unbewimperte Basalkörper. **6, 7**: Ventralansichten in vivo, 30 μm, 25 μm. **8**: Links laterale Ansicht nach Protargolimprägnation. Das Silberliniensystem (Silbernitratimprägnation) bildet ein sehr engmaschiges Gitter. A = After (Cytopyge), aM = äußere adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, F = Fibrillen, iM = innere adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, SB, Sb = Springborsten, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, W = Wimpern.



Halteria grandinella (9, 10, aus FOISSNER 1979d; 11 - 16, Originale). **9, 10**: Seiten- und Frontalansicht in vivo. Pfeil: gespaltene Springborste. Punkte: äquatoriale Borstengruppen. **11, 12**: Optischer Querschnitt und Ventralansicht nach Protargolimprägnation. Punkte: äquatoriale Borstengruppen. **13**: Detail der somatischen Bewimperung im Rasterelektronenmikroskop. Die oberen 2 Springborsten (Pfeil) bestehen aus je 1 Wimper, die unteren werden von je 2 Wimpern gebildet. **14 - 16**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventral- und Dorsalseite. Pfeile: innere adorale Membranellen. aM = äußere adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, iM = innere adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, SB = Springborsten, uM = undulierende Membran.

Pelagohalteria cirrifera (KAHL, 1932) FOISSNER, SKOGSTAD & PRATT, 1988

1932 *Halteria grandinella* var. *cirrifera* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 505.
1935 *Halteria cirrifera* KAHL, Tierwelt Dtl., 30: 840.
1962 *Halteria cirrifera* (KAHL, 1932) - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 476 (Lebendbeobachtungen und Ökologie).
1986 *Halteria cirrifera* KAHL, 1932 - MAEDA, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 21: 15 (Revision).
1988 *Pelagohalteria cirrifera* (KAHL, 1932) - FOISSNER, SKOGSTAD & PRATT, J. Protozool., 35: 491 (kombinierende Autoren).

Nomenklatur und Taxonomie

Von KAHL (1932) zuerst als Varietät von → *H. grandinella* beschrieben. Später (1935) erhob er sie in den Artrang. Umstellung in die Gattung *Pelagohalteria* aufgrund des Aufbaus der Borstengruppen, die aus einer vertikalen und einer horizontalen Reihe von Wimpern bestehen. Die Wimpern der horizontalen Reihen bilden die starken Springborsten (vgl. die kurze Beschreibung von *Pelagohalteria* bei → *H. chlorelligera*). Die Umstellung von *Halteria* zu *Pelagohalteria* bedarf noch der Absicherung durch Silberimprägnation.

Differentialdiagnose

1) Größe 25 - 50 µm.
2) Gestalt kugelig bis plump spindelförmig (Abb. 1, 2).
3) Makronucleus ellipsoid, liegt etwa im Zentrum der Zelle (Abb. 2). Die Abbildung von KAHL (1932) zeigt offensichtlich einen Teilungskern, worauf die Mundanlage am Körperhinterende hinweist (Abb. 1).
4) Kontraktile Vakuole nahe der Körpermitte, am oberen Rand des äquatorialen Gürtels von Springborsten (Abb. 1).
5) Adorale Membranellenzone und undulierende Membran soweit bekannt wie bei → *H. grandinella* (Abb. 1, 2).
6) Zellen farblos, können aber durch ingestierte Algen grün gefärbt sein.
7) Sieben somatische Borstengruppen, genustypisch zweigeteilt in je eine vordere, schwächere und eine hintere, stärkere Gruppe, die an der Basis 3 - 5 µm breit und schräg nach hinten gerichtet ist. Die stärkeren hinteren Borsten ähneln den Cirren der hypotrichen Ciliaten (Abb. 1, 2).

Verwechslungsmöglichkeiten

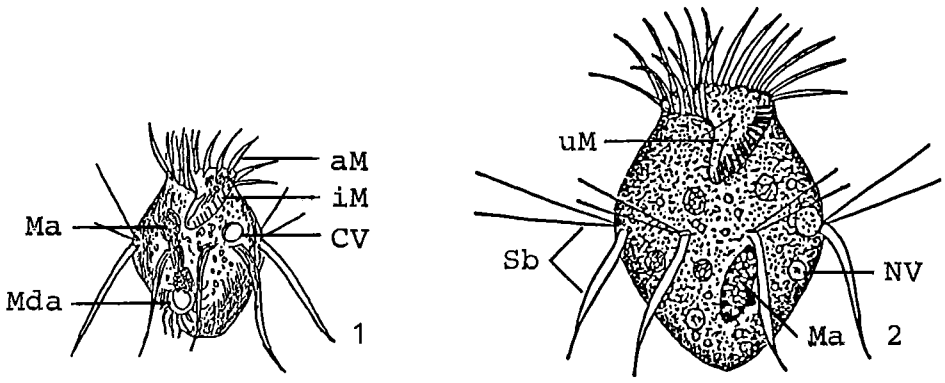
Bei → *Halteria grandinella* sind die somatischen Borsten viel zarter und nur in einer vertikalen Reihe angeordnet. → *H. chlorelligera* und *Pelagohalteria viridis* (siehe → *H. chlorelligera*) sind durch symbiontische Algen grün gefärbt. Auch sind bei *P. viridis* und bei *H. chlorelligera* die "Cirren" bzw. Borsten weniger kräftig. Weitere Verwechslungsmöglichkeiten → *H. grandinella*. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 6, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Nach KAHL (1932) und LIEBMANN (1962) verbreitet, häufig, stets planktisch in reinen, stehenden Gewässern; zu allen Jahreszeiten. Wir haben diese Art bisher jedoch noch nicht gefunden. Alle Nachweise sind nicht durch morphologische Daten belegt, eine Vermengung mit *P. viridis* und → *H. grandinella* ist daher nicht auszuschließen. Von WILBERT (1969) im Winterplankton eines eutrophen Weihers in Bonn gefunden, mit einem Individuenmaximum im März (7 Ind./ml). Gehäuftes Vorkommen im gleichen Weiher nach BICK & KUNZE (1971) vom Frühjahr bis zum Herbst. RECK (1987) fand im eutrophen Plußsee bei Plön im Sept./Okt. in 0 - 4 m Tiefe bis 1200 Ind./l. Weitere Fundorte: kalkreicher, durch Abwässer verschmutzter Bach des Wienerwaldes, Österreich (WENINGER 1974), detritusarmer Sandstreifen in der Elbe (GRIMM 1968), Bodenschlamm gedüngter, stark acider und ungedüngter, eisen- und carbonatreicher Fischteiche (GRABACKA 1971), oligo- bis hypertrophe Seen gemäßigter und subtropischer Klimate der USA (BEAVER & CRISMAN 1989). Ein Nachweis aus Afrika (DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986).

Spezielle autökologische Daten: Frißt vermutlich vorwiegend Algen (LIEBMANN 1962, BICK & KUNZE 1971). Biomasse von 10^6 Individuen 35 mg (berechnet aus der durchschnittlichen Körpergröße). BICK & KUNZE (1971) und RECK (1987; Angaben in Klammern) fanden die Art bei folgenden Verhältnissen: o; 2.9 - 11.5 °C (13.5 - 15.3), pH 7.4 - 8.8 (8 - 8.6), 1.4 - 38 mg/l O_2 (7.2 - 8.3), 12 - 360 % O_2 (71 - 80), 0.1 - 1.9 mg/l NH_4^+-N, 0 - 1.2 mg/l H_2S. WENINGER (1974) gibt für seine Fundstelle folgende Daten: 640 µS/cm, pH 8 - 8.3, 11.4 - 27 ml $KMnO_4$-Verbrauch, 23.5 dH^o (Ges.-Härte), 0.6 - 2 mg/l NH_4^+-N, 0.01 - 0.1 mg/l NO_2^--N, 1.2 mg/l PO_4^{3-}-P, 14 - 25 mg/l Cl^-.

Saprobielle Einstufung: (nach SLADECEK et al. 1981): o - b; o = 7, b = 3, I = 4, SI = 1.3. WEGL (1983) und FOISSNER (1988a) erweitern das Spektrum: o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Nach LIEBMANN (1962) besonders empfindlich gegenüber organischen Verunreinigungen und ein guter Indikator für die Oligosaprobie. Dies wird durch die autökologischen Daten (bis 2 mg/l NH_4^+-N) und die Fundorte (z. B. gedüngte Fischteiche, hypertrophe Seen) nicht gestützt. Da Verwechslungen mit anderen Arten wahrscheinlich sind, verzichten wir aber auf eine Änderung der Einstufung. Bedarf der weiteren Untersuchung an gut determiniertem Material.



Pelagohalteria cirrifera (1, aus KAHL 1932; 2, aus LIEBMANN 1962). **1, 2:** Ventralansichten in vivo, beide Individuen um 40 µm. aM = äußere adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, iM = innere adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, Mda = Mundanlage, NV = Nahrungsvakuole, Sb = Springborsten, uM = undulierende Membran.

Strombidium viride STEIN, 1867

1867 *Strombidium viride* STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 163 (ohne Abbildung).
1899 *Strombidium viride* STEIN - ROUX, Revue suisse Zool., 6: 610 (erste Abbildung).
1922 *Strombidium viride* STEIN 1867 - PENARD, Études Infusoires, p. 219 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1932 *Strombidium viride* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 492 (erster revidierender Autor).
1985 *Strombidium viride* STEIN, 1867 - MAEDA & CAREY, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 19: 17 (Revision).
1991 *Strombidium pelagicum* KRAINER, Europ. J. Protistol., 27: 62 (Silberimprägnation; unserer Meinung nach synonym mit *S. viride).*

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) vermutet 3 sehr nahe verwandte Arten. Eine 40 - 60 μm große, gelbe, in größeren Gewässern pelagisch auftretende Form ohne Zoochlorellen bezeichnet er als forma *pelagica* (Abb. 2). Ob es sich um selbständige Arten handelt, muß durch Versilberung geklärt werden. Das *S. viride* var. *planctonicum* STEIN in RUTTNER ist ein nomen nudum (FOISSNER & FOISSNER 1988). Sehr wahrscheinlich gibt es mehrere ähnliche Salz- und Brackwasserarten, etwa das *S. viride* von DRAGESCO (1963) oder BORROR (1963). Diese Bestimmungen sind nicht gesichert, weil sie in einigen Merkmalen von der maßgeblichen Wiederbeschreibung abweichen und das sehr charakteristische "Anlagen-Organell" nicht erwähnt wird.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 40 - 90 x 30 - 55 μm, meist 50 - 70 x 40 - 45 μm.

2) Gestalt obovoid, Mundboden flach, hinten meist deutlich konisch verjüngt. Im Bereich des Gürtels oft 1 - 2 seichte zirkumäquatoriale Kerben (Abb. 1 - 4, 7, 12 - 15, 17, 18, 21 - 24). Bei fixierten Individuen ist der Cortex in der hinteren Körperhälfte etwas abgehoben und bildet eine eigene, aus 1 - 2 μm großen, polyedrischen Plättchen (aus Polysaccharid) aufgebaute Hülle, die auch in vivo gut erkennbar ist (Abb. 1 - 3, 6, 7, 10, 16, 19).

3) Makronucleus kugelig bis ellipsoid, ungefähr in Körpermitte (Abb. 1, 2, 4, 5, 7, 20).

4) Kontraktile Vakuole nicht erkennbar (nicht vorhanden? die von ROUX 1901 in der Äquatorialebene gezeichnete ist vermutlich durch Pressen pathologisch entstanden; Abb. 5). PENARD (1922) und KAHL (1932) beschreiben einen Ringkanal, der unter der hinteren "Kranzfurche", das ist bei der zirkumäquatorialen Wimpernreihe, den Körper umzieht und osmoregulatorische Funktion haben soll. Ein mehrfach gewundenes, auch in vivo erkennbares Organell (vermutlich Mundanlage) liegt in der hinteren Körperhälfte und mündet im Bereich der ventralen Wimpernreihe in die Gürtelregion (Abb. 1 - 3, 7 - 10, 13 - 16, 19).

5) Eine zirkumäquatoriale Wimpernreihe etwas hinter oder in der Mitte des Körpers, besteht vermutlich aus Basalkörperpaaren, von denen nur jeweils ein Basalkörper eine etwa 2 μm lange, leicht keulenförmige, unbewegliche Wimper trägt (KRAINER unveröff.). Darüber befindet sich ein 4 - 7 μm breiter, feinmaschiger Gürtel, an dem die Extrusome befestigt sind. Ventral zieht vom Gürtel bis zum Hinterende eine Wimpernreihe, die aus Basalkörperpaaren aufgebaut ist; jeweils nur der vordere Basalkörper trägt eine kurze, borstenartige Wimper (Abb. 1 - 4, 6, 10, 11, 13, 15, 17 - 22).

6) Im äquatorialen Gürtel inseriert ein Kranz von etwa 12 - 16 sehr eng stehenden "Trichocystenbündeln" (etwa 20 Extrusome pro Bündel; 16 - 22 μm lang) die, entsprechend der Körperform, eine trichterförmige Figur bilden (Abb. 1 - 5, 7, 13 - 16, 21 - 23).

7) Am Vorderende 16 äußere adorale Membranellen (Basen etwa 5 μm lang), die in Aufsicht einen offenen Kreis bilden. Sie gehen kontinuierlich in die 8 - 16 inneren Membranellen über, die sich ventral in der Mundhöhle befinden (so wie bei → *Halteria*). Die ventrale Ausnehmung der "Mundgrube" ist in vivo schwierig erkennbar und reicht nicht bis zur Gürtelregion. Am rechten Rand der Mundhöhle eine in vivo kaum erkennbare undulierende Membran (Abb. 1 - 7, 10, 12 - 15, 17, 18, 20, 21, 24).

8) Cytoplasma dicht gefüllt mit 1 - 2 μm großen, grünen Algen. Zum Teil ist das Plasma vollgestopft mit Granula von gefressener Nahrung und erscheint bunt gefärbt (auch bei anderen Arten! Abb. 1 - 5, 7, 12 - 15). ROGERSON et al. (1989) belegen mit TEM-Untersuchungen, daß keine symbiontischen Algen, sondern intakte Plastiden von gefressenen Algen im Plasma gespeichert werden. Bei KAHLs Form mit Zoochlorellen, die kein rotes Stigma haben, handelt es sich offensichtlich um solche "squestered chloroplasts".

9) Bewegt sich zeitweise lange auf einem Fleck rüttelnd, um plötzlich pfeilschnell davonzuschießen (KAHL 1932). Unruhig, in weiter linksdrehender Spirale vorwärtsschwimmend (KRAINER 1988).

Verwechslungsmöglichkeiten

Bei *Strombidium mirabile* PENARD, 1916 und *S. fallax* (ZACHARIAS, 1895) sind die inneren Membranellen deutlich von den äußeren Membranellen getrennt. Außerdem reicht die ventrale Ausnehmung beim Mund über die äquatoriale Gürtelregion hinaus. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4 (mehrfach gewundenes Organell), 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: *Strombidium viride* ist ein typisches und häufiges Planktonciliat und findet sich daher nur ausnahmsweise in kleinen, nicht gestauten Fließgewässern. Häufig in Seen (z. B. Baikalsee, GAJEWSKAJA 1933; in fast allen größeren Alpenseen, RUTTNER 1937), Stauseen und Flüssen (z. B. Donau, BERECZKY 1977; bis 3000 Ind./l in der Wolga, MAMAEVA 1979) sowie in pflanzenreichen Tümpeln, Teichen und Gräben (z. B. Salzburger Uni-Teich). BEAVER & CRISMAN (1989) fanden es im Plankton vieler Seen der USA, und zwar in allen Trophiestufen (oligotroph sauer, oligotroph basisch, mesotroph, eutroph, hypertroph). Sporadisch auch in obersten Sand- und Schlammschichten von Flüssen (BARTSCH & HARTWIG 1984). Mehrere Autoren fanden es in Mooren, z. B. STEIN (1867) in Torfstichen und GROLIERE (1977) 23000 Ind./l im September zwischen Torfmoosen eines Gebirgssees (1240 m). Bei den Peptonabbauversuchen von BICK & SCHMERENBECK (1971) tritt es nur zu Versuchsbeginn im freien Wassser auf und überlebt den Milieuwechsel nur etwa 2 Tage. Bei Nachweisen aus dem Boden handelt es sich sicher um Fehlbestimmungen (FOISSNER 1987b), da es vermutlich keine Dauerzysten bilden kann. DINGFELDER (1962) fand es jedoch gelegentlich in Wald- und Wegpfützen (25000 - 125000 Ind./l) und KRAMER (1964) in Aufgüssen von getrockneten Tümpelböden. Geht anscheinend nicht ins Brackwasser (→ Taxonomie). Nach den Experimenten von AX & AX (1960) mit Freilandmaterial aus dem Süßwasser überlebt *S. viride* eine direkte Überführung bis zu 0.5% Salzgehalt. HECKY & KLING (1981) fanden ein *S.* cf. *viride* im Tanganyika See (Afrika). Bisher aus Eurasien und Nordamerika nachgewiesen.

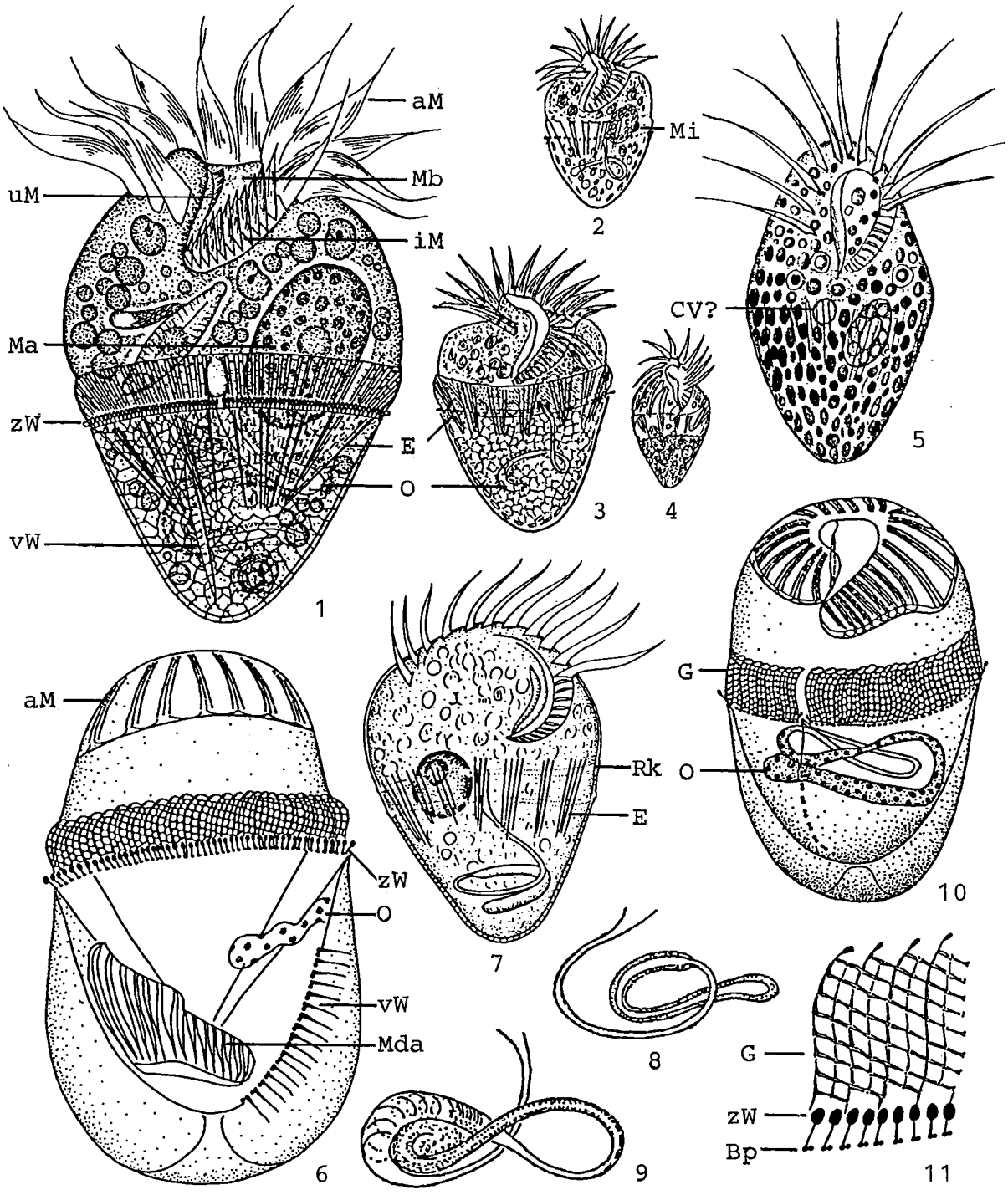
Spezielle autökologische Daten: Frißt Kieselalgen (*Cyclotella*), Chlorophyceen (*Kirchneriella*), Flagellaten und vermutlich auch Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen 50 mg (LUK'JANOVICH 1973,

NEBRAT 1975, eigene Berechnung aus der durchschnittlichen Größe). Aus einem Stausee in Rußland meldet NEBRAT (1975) im Sommer 5303 Ind./l mit einer Biomasse von 0.265 mg/l. Er berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 386 μl/h. Aus einem Teich in Rußland melden KUZNETSOVA & ARSLANOVA (1981) im Juli etwa 2143 Ind/l, mit einer jährlichen Biomasseproduktion von 0.0897 g/m^3 und einem jährlichen Produktion/Biomasse Quotient von 0.293. Tritt das ganze Jahr über bei Temperaturen von 2.8 - 22 °C auf, Optimaltemperatur 5 - 15 °C (Frühjahr und Herbst), maximale Entwicklung bei 10.5 °C (FINDENEGG 1953). WILBERT (1969) fand etwa 25000 Ind./l im April im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. ROGERSON et al. (1989) fanden bis zu 13000 Ind./l im Juni in einem eutrophen Teich in Großbritannien. Es trat immer über der Oxykline (0 - 1.6 m Tiefe) und nie im anaeroben tieferen Bereich (max. = 3.6 m) auf. TAYLOR (1984) gibt interessante Daten zum Phosphorhaushalt; er fand bis 3000 Ind./l im Ontariosee (Nordamerika). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

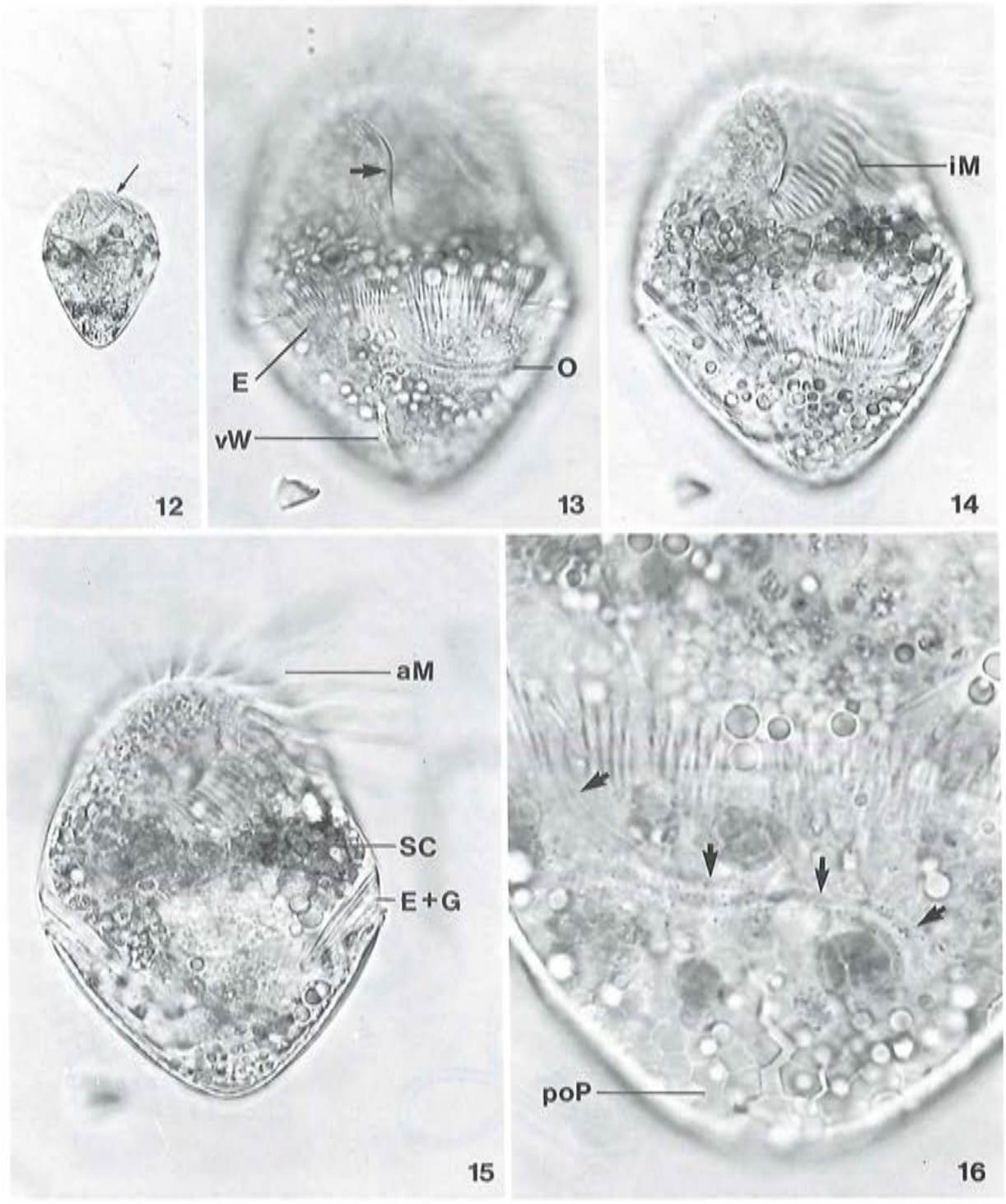
Tabelle: Milieuspektra von ***Strombidium viride***. Die Angaben von NOLAND (1925) basieren auf 10 Analysen von 8 verschiedenen Gewässern der USA, jene von BICK (1972b) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen verschiedener Gewässer in Deutschland, jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland). Die vierte Spalte enthält nur die Daten von RECK (1987) ab einer Dichte von >500 Ind./l.

Faktor	NOLAND	BICK	RECK	RECK >500 Ind./l
pH	7.2 - 8.3	6.1 - 8.2	7.3 - 9.5	8.6 - 9.1
°C	1.8 - 15.5	1.5 - 16.5	3.9 - 21	8.5 - 18.2
O_2 (mg/l)	2.4 - 13.6	0.7 - 12.0	0.2 - 15.9	6.5 - 13.1
O_2 (Sätt. %)	28.4 - 141	-	2 - 163	67 - 119
CO_2 (mg/l)	-	3.5 - 19.4	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0 - 5.9	0.02 - 0.35	0.03 - 0.04
NO_3^--N (mg/l)	-	0 - 3.62	-	-

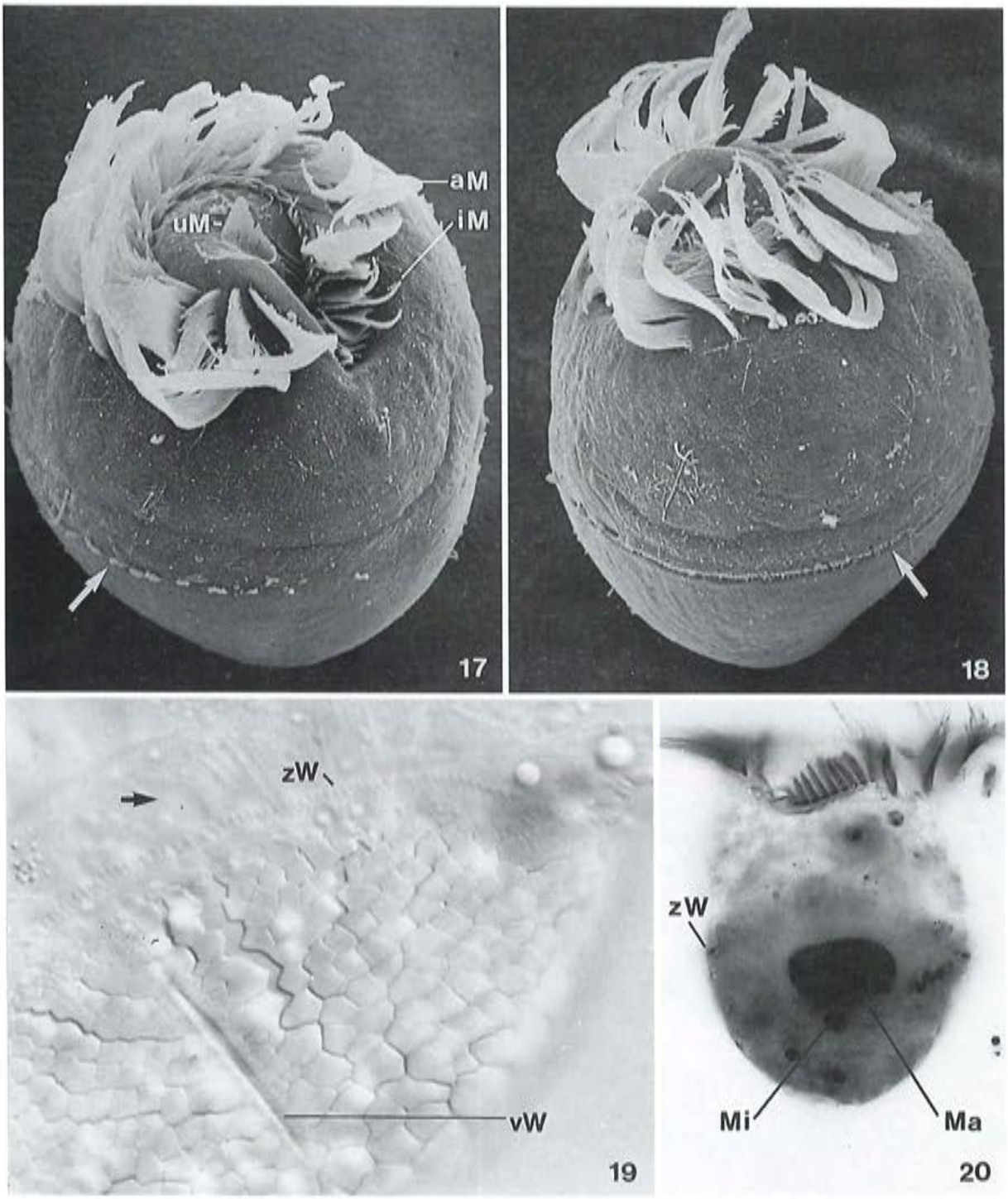
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, MAUCH et al. 1985, FOISSNER 1988a): b; o = 1, b = 8, a = 1, I = 4, SI = 2.0. Diese Einstufung paßt in etwa auf die faunistischen und ökologischen Daten. Gründliche autökologische Untersuchungen an gut determiniertem Material (Silberimprägnation) sind aber empfehlenswert.



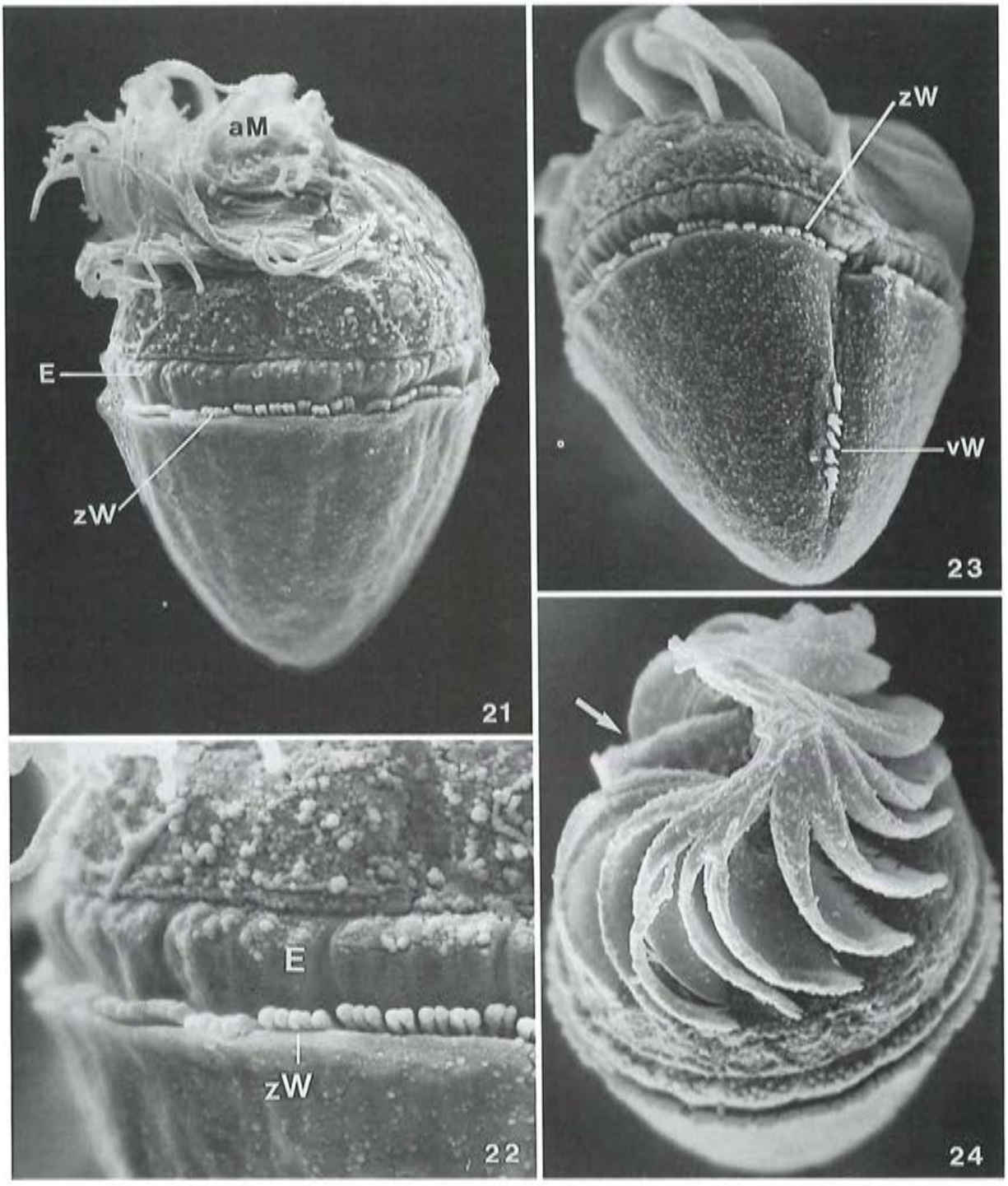
Strombidium viride (1, Original; 6, 10, 11, KRAINER unveröffentlicht; 2 - 4, aus KAHL 1932; 5, aus ROUX 1899; 7 - 9 aus PENARD 1922). **1 - 5, 7:** Ventralansichten in vivo, 75 μm, 50 μm, 80 μm, 60 μm, 75 μm, ? μm. **6, 10:** Rechts laterale und ventrale Ansicht nach Protargolimprägnation. Deutlich ist der abgelöste Cortex zu erkennen, 56 μm, 43 μm. **8, 9:** Junges und etwas fortgeschrittenes Entwicklungsstadium des gewundenen Organells (Mundanlage ?) in vivo. **11:** Schematisiertes Detail der Gürtelregion nach Protargolimprägnation. aM = äußere adorale Membranellen, Bp = Basalkörperpaar, CV = kontraktile Vakuole ?, E = Extrusome, G = feinmaschiges Gitter, iM = innere adorale Membranellen, Mda = Mundanlage, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mi = Mikronucleus, O = gewundenes Organell (= Mda), Rk = Ringkanal, uM = undulierende Membran, vW = ventrale Wimpernreihe, zW = zirkumäquatoriale Wimpernreihe.



Strombidium viride (12 - 16, Originale; Durchlicht). 12: Frei bewegliches Exemplar mit typischer Körperform. Der Pfeil weist auf die inneren adoralen Membranellen. 13 - 15: Ein leicht gepreßtes Exemplar in 3 verschiedenen Fokusebenen aufgenommen. Der Pfeil weist auf den rechten Rand der Mundhöhle. 16: Hinterende mit gewundenem Organell (Pfeile) und polyedrischen Plättchen stärker vergrößert. aM = äußere adorale Membranellen, E = Extrusome, E + G = Extrusome im Gürtel, iM = innere adorale Membranellen, O = gewundenes Organell, poP = polyedrische Plättchen der postäquatorialen Hülle, SC = squestered chloroplast, vW = ventrale Wimpernreihe.



Strombidium viride (17 - 20, Originale). **17, 18**: Ventrale und links laterale Ansicht im Rasterelektronenmikroskop von 2 Individuen aus dem Salzburger Uni-Teich. Die zirkumäquatoriale Wimpernreihe ist andeutungsweise erkennbar (Pfeile). **19**: Hinterende mit Hülle aus polyedrischen Plättchen im Interferenzkontrast. Der Pfeil weist auf die Mündung des gewundenen Organells im Gürtel. **20**: Ventralansicht nach Protargolimprägnation (Bodensee-Population). aM = äußere adorale Membranellen, iM = innere adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, uM = undulierende Membran, vW = ventrale Wimpernreihe, zW = zirkumäquatoriale Wimpernreihe.



Strombidium viride (21 - 24, Originale von einer Population aus dem Salzburger Uni-Teich; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **21**: Dorso-laterale Ansicht. **22**: Ventrale Ansicht schräg von hinten. **23**: Detail des Gürtels. **24**: Laterale Ansicht schräg von vorne. Der Pfeil weist auf den Eingang zur Mundhöhle. aM = äußere adorale Membranellen, E = Extrusome, vW = ventrale Wimpernreihe, zW = zirkumäquatoriale Wimpernreihe.

Strobilidium caudatum (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987

1876 *Strombidion caudatum* FROMENTEL, Études Microzoaires, p. 264.
1887 *Strombidium gyrans* STOKES - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1887: 37 (Synonym).
1922 *Strobilidium gyrans* (STOKES) SCHEWIAKOFF 1893 - PENARD, Études Infusoires, p. 214 (ausführliche Beschreibung und erste gute Abbildungen).
1932 *Strobilidium* (*Strombidium*) *gyrans* (STOKES, 1887) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 510 (Revision).
1962 *Strobilidium* (*Strombidium*) *gyrans* (STOKES) KAHL - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 478 (Lebendbeobachtungen und Ökologie).
1986 *Strobilidium gyrans* (STOKES, 1887) SCHEWIAKOFF, 1892 - MAEDA, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 21: 36 (Revision).
1987 *Strobilidium caudatum* (FROMENTEL, 1874) - FOISSNER, Arch. Protistenk., 133: 225 (kombinierender Autor).
1991 *Strobilidium caudatum* (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987 - PETZ & FOISSNER, Europ. J. Protistol. (im Druck; maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Nomenklatur und Taxonomie

In Anlehnung an KAHL (1932) wird die Art fast ausschließlich als *S. gyrans* geführt. Nach FOISSNER (1987a) muß sie jedoch FROMENTEL zugeschrieben werden. Bei ihm ist das Veröffentlichungsdatum mit der Jahreszahl 1874 falsch angegeben (Korrektur in FOISSNER & FOISSNER 1988). "*Strombilidium*" ist eine sekundäre falsche Schreibweise (FOISSNER 1987a). *Strobilidium caudatum* hat weitere Synonyme (z. B. *Strombidium claparedei* KENT, 1881; *S. adhaerens* SCHEWIAKOFF, 1893; *Strombidium intermedium* MASKELL, 1887; *Turbilina instabilis* ENRIQUES, 1908b; *Strombidium gyrans* var. *transsilvanicum* LEPSI, 1926), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. Nach den älteren lichtmikroskopischen Untersuchungen reichen die in vivo sehr schwierig erkennbaren Wimpernreihen bis zu den Membranellen. Das wird durch die an Silberimprägnationen und im Rasterelektronenmikroskop durchgeführten Untersuchungen von PETZ & FOISSNER (1991) nicht bestätigt. Sie belegen, daß die Wimpernreihen etwa in der Mitte der Zellen beginnen. PETZ & FOISSNER diskutieren überzeugend, daß das von DEROUX (1974) aus dem Brackwasser beschriebene *S. gyrans* (Abb. 11) eine andere Art ist (Wimpernreihen erstrecken sich von den adoralen Membranellen bis zum Hinterende; Oralapparat kopfig vom Zellkörper abgesetzt). Auch das *S. gyrans* von FERNANDEZ-LEBORANS (1983) erscheint uns zweifelhaft, weil man die typische Wimpernspirale nicht erkennt, die adoralen Membranellen extrem lang sind und die Art in vivo 85 - 90 μm lang ist!

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 35 - 70 x 30 - 45 μm, meist 50 - 60 x 40 μm groß.

2) Gestalt kelch- oder verkehrt birnenförmig, das verschmälerte Hinterende quer abgestutzt (Abb. 1 - 4, 6, 8 - 10, 12 - 16, 19 - 24).

3) Dicht unterhalb der adoralen Membranellenzone 1 hufeisenförmiger Makronucleus (Abb. 3 - 5, 9, 10, 12 - 14, 16, 18, 19).

4) Kontraktile Vakuole ventro-lateral im letzten Körperdrittel (Abb. 1 - 4, 6, 9, 10, 12 - 14, 19).

5) In der hinteren Körperhälfte 5 - 7, meist 5 Wimpernreihen am Rand unscheinbarer leistenartiger Erhebungen der Pellicula (Spiralrippen; in vivo schwierig erkennbar! Abb. 21 - 23). Meist ziehen 3 Wimpernreihen etwa von der Mitte der Zelle bis ans Körperende, wo sie (von hinten gesehen)

in einer auffallenden links gewundenen Spirale enden. 2 - 3 weitere kurze Reihen reichen nicht bis zum Hinterende. Die Wimpern sind niedrige, zur Seite gelegte, 2 - 3 μm lange Borsten (Abb. 4, 7 - 10, 13 - 17, 20, 24 - 26).

6) Am Vorderende 22 - 30 adorale Membranellen (Basen etwa 8 μm lang), die in Aufsicht scheinbar einen Kreis, tatsächlich aber eine flache Spirale bilden. Am Mundeingang einige verlängerte Membranellen, in der Mundhöhle mindestens 1 verkürzte Membranelle. Mundboden etwas vorgewölbt. Am rechten Rand der Mundhöhle eine in vivo kaum erkennbare undulierende Membran (Abb. 3 - 5, 9, 10, 12 - 16, 18 - 24).

7) Kann sich mit einem von der Wimpernspirale abgesonderten Schleimfaden an verschiedene Substrate (Wasserpflanzen, Objektträger, etc.) anheften. An diesem oft mehr als körperlang werdenden Faden pendelt *S. caudatum* um die Längsachse rotierend umher, löst sich plötzlich ab und schießt blitzschnell und wirbelnd davon (Abb 1, 9, 10, 21 - 23). Weitere Einzelheiten zum Schleimfaden und zur Bewegung bei GRIM & HALCROW (1979) und TAMAR (1979). Der Schleimfaden wird meist nur dann ausgebildet, wenn man die Zellen etwa 10 - 20 Minuten ungestört läßt.

Verwechslungsmöglichkeiten

Andere Arten dieser Gattung heften sich nicht mit einem Schleimfaden oder dem Hinterende an das Substrat, leben also planktisch. *Strobilidium velox* FAURE-FREMIET, 1924 hat etwa 10 sehr auffallende, schwach spiralig verlaufende Rippen und findet sich wohl nur im Plankton. Die viel kleinere → *S. humile* PENARD, 1922 (12 - 40 μm) besitzt nur 3 Wimpernreihen. Die etwas größere (70 - 100 x 50 - 70 μm) *S. lacustris* FOISSNER et al., 1988 hat 9 - 10 gleichlange Wimpernreihen, die das zugespitzte Hinterende nicht erreichen. Die etwa 105 μm große *S. mirabile* VUXANOVICI, 1962 hat angeblich einen kugeligen bis ellipsoiden Makronucleus. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 5, 7 wichtig. Am besten bestimmt man *S. caudatum* nach der Wimpernspirale am Hinterende, die einzigartig und auch in vivo ziemlich leicht zu erkennen ist.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Vorwiegend in pflanzenreichen Tümpeln, Teichen, Gräben und kleinen (z. B. Amper, Vils) und großen (z. B. Donau, Elbe) Fließgewässern. Fakultativ auch im Plankton von Seen (z. B. Baikalsee; GAJEWSKAJA 1933), Stauseen und Flüssen. Entwickelt sich oft in Proben (Kulturen) von obersten Sand- und Schlammschichten aus Fischteichen, Seen und Flüssen (z. B. GRABACKA 1982, BARTSCH & HARTWIG 1984, BLATTERER 1990). Mehrere Autoren fanden es in Mooren, z. B. GROLIERE (1977) 22000 Ind./l zwischen Torfmoosen eines Gebirgssees (1240 m), HADA (1967) im Moos von kleinen Tümpeln und Gräben der Antarktis und Japans. Bei Nachweisen aus dem Boden handelt es sich sicher um Fehlbestimmungen (FOISSNER 1987b). Auch nicht in astatischen Gewässern, da es vermutlich keine Dauerzysten bilden kann. Nach VERSCHAFFELT (1929) geht *S. caudatum* ins oligo- bis mesohaline Brackwasser. AGAMALIEV (1986) fand es in ausgesüßten Lagunen des Kaspischen Meeres bis 0.34 % Salzgehalt. Bei der Brackwasserform von DEROUX (1974), die Schwankungen des Salzgehaltes von 0.3 - 3.5 % zweimal täglich ertragen kann, handelt es sich um eine andere Art (→ Taxonomie). Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus Australien fehlen.

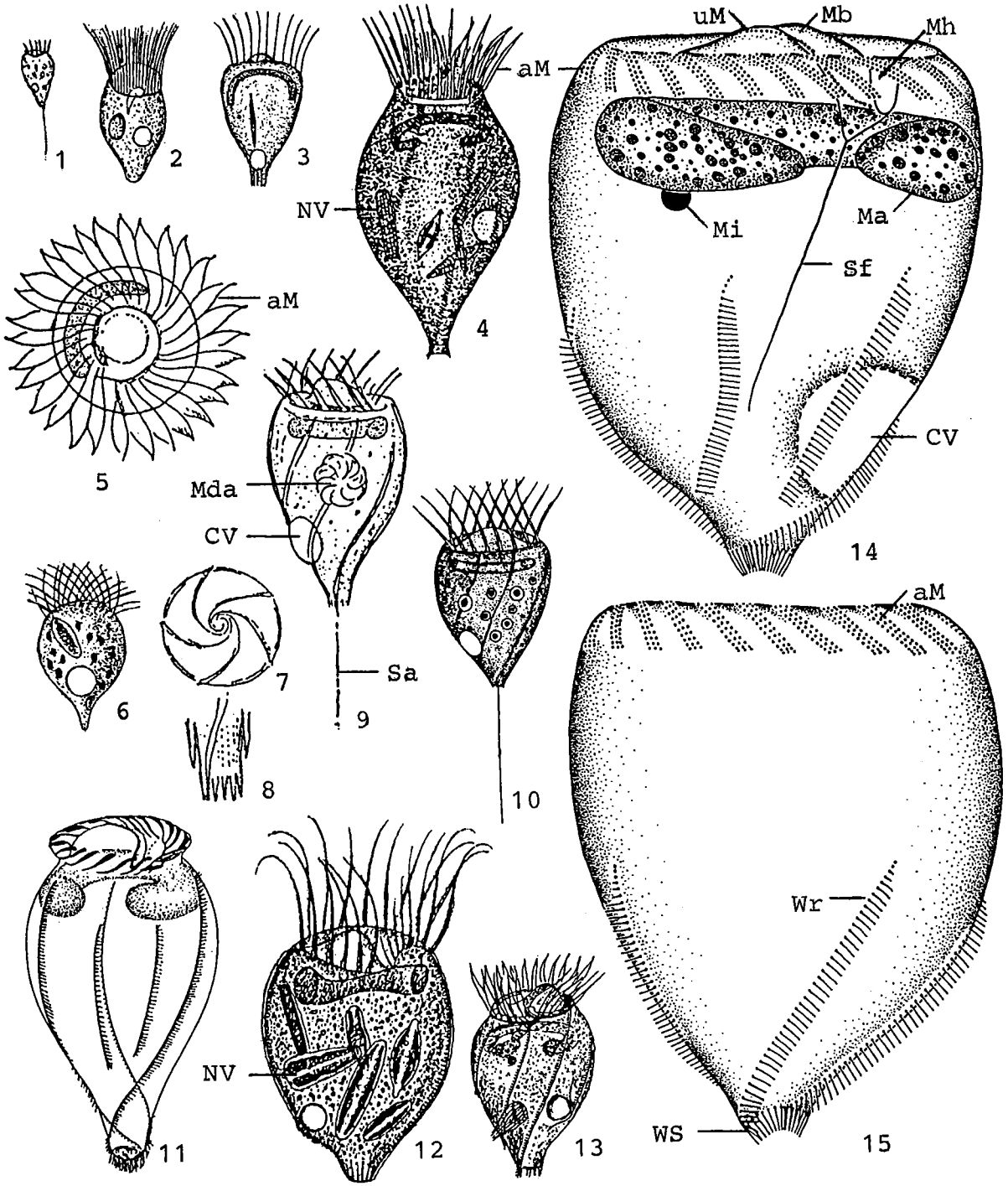
Spezielle autökologische Daten: Frißt Kieselalgen (*Gomphonema, Achnanthes*) und Flagellaten, vermutlich auch Bakterien. GRIM & HALCROW (1979) fütterten ihre Kulturen mit *Chlamydomonas reinhardii*. Biomasse von 10^6 Individuen 43 mg (LUK'JANOVICH 1973), 50 mg (NEBRAT 1975), 45 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Aus einem Stausee in Rußland meldet NEBRAT (1975) im Frühling 1636 Ind./l mit einer Biomasse von 0.98 mg/l. Er berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 386 μl/h. In Teichen der USA fanden SAROJINI & NAGABHUS-

HANAM (1967) Individuen mit einer Biomasse von nur 22 mg/10^6Ind. und einer Respirationsrate von 100 µl O_2/h/10^6Ind. (n = 12). Aus einem Teich in Rußland melden KUZNETSOVA & ARSLANOVA (1981) im Juli etwa 4000 Ind./l. Tritt ganzjährig auf, bevorzugt aber die kühlere Jahreszeit (HEUSS 1976). LACKEY (1942) fand 2000 Ind./l in einem Fluß in Tennessee (USA), WILBERT (1969) etwa 60000 Ind./l Ende Juli im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. TAYLOR (1984) gibt Daten zum Phosphorhaushalt. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

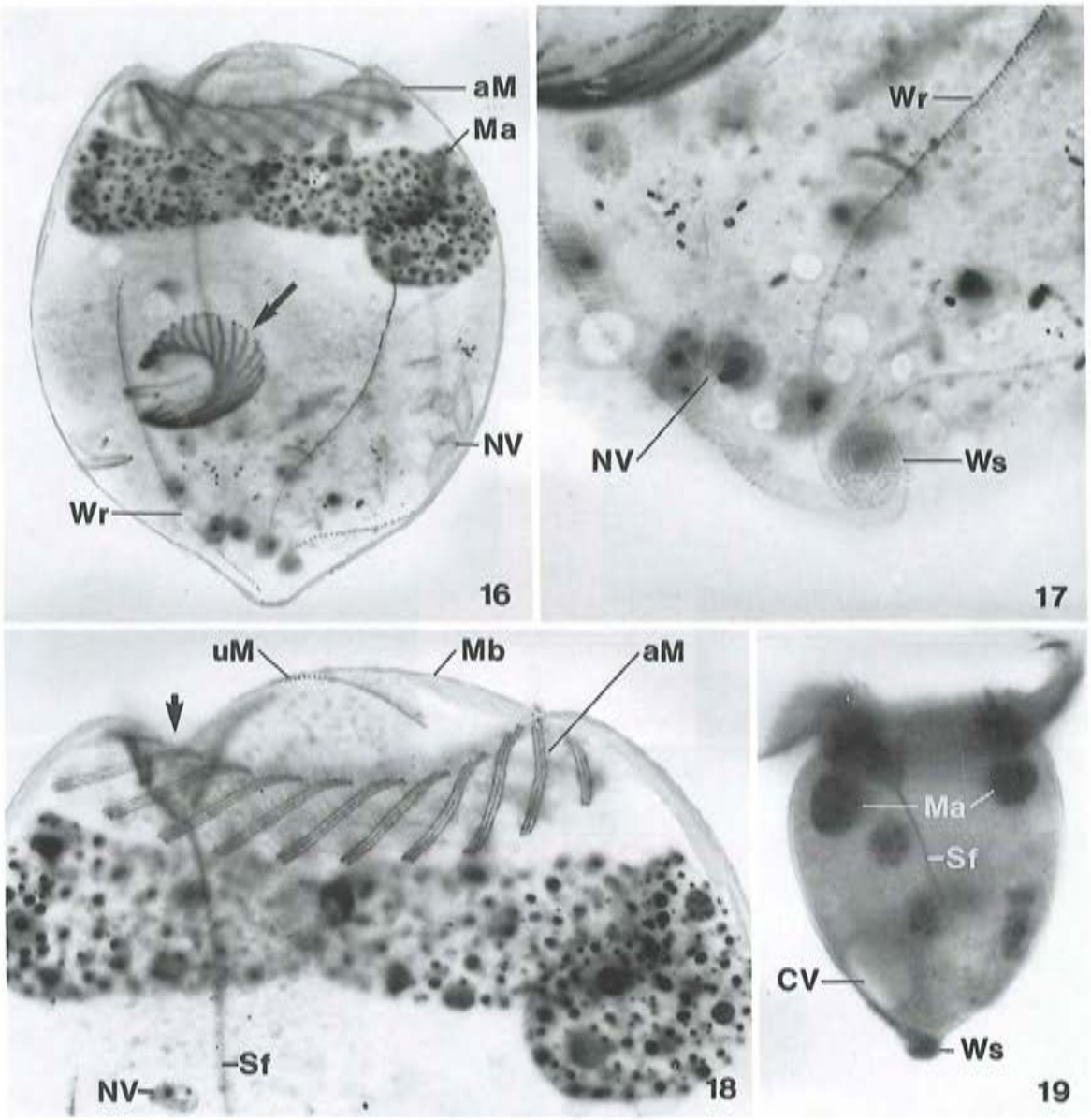
Tabelle: Milieuspektra von ***Strobilidium caudatum***. Spalte 1, aus FOISSNER et al. (1982; 3 Analysen von alpinen, perennen Kleingewässern in den Hohen Tauern, Österreich); Spalte 2, aus PATRICK et al. (1967; 8 Analysen aus dem Savannah River in den USA); Spalte 3, aus DETCHEVA (1979; einige Analysen aus bulgarischen Fließgewässern; Frequenz = 2.1); Spalte 4, aus GRIM & HALCROW (1979; mehrere Analysen aus 2 Bergseen in 1500 - 2100 m Seehöhe in Arizona, USA); Spalte 5, aus HASLAUER & PICHLER (1979; 2 Analysen von 2 Bächen Salzburgs, Österreich).

	Referenz				
Faktor	1	2	3	4	5
Saprobität	o - b	-	b - a	-	2.4 - 2.6
pH	4.9 - 5.8	6.5 - 7.0	7.8 - 8.5	7.4 - 9.0	8.4 - 8.7
°C	5.3 - 8.0	18.5 - 28	17 - 20	19 - 29	9.7 - 10.5
O_2 (mg/l)	9.0 - 9.1	>5.0 - 9.0	6.0 - 7.4	4 - 11	9.9 - 10.3
O_2 (Sätt. %)	97 - 115	-	78.8 - 83.6	10 - 84	92.5 - 94.6
BSB_5 (mg/l)	-	0.26 - 2.01	3 - 7	-	2.9 - 6.4
Gesamth. (dH°)	0.2 - 1.26	0.56 - 2.8	-	-	12.1 - 13.3
$KMnO_4$-V. (mg/l)	9 - 51	-	53.4 - 59.1	-	9 - 12
NH_4^+-N (mg/l)	0.16 - 0.47	0.001 - 0.17	0.12	-	0.39 - 0.57
NO_3^--N (mg/l)	0 - 0.18	0.001 - 0.01	0.15 - 0.27	-	0.85 - 1.11
NO_2^--N (mg/l)	0	0.07 - 0.39	0.1 - 0.16	-	0.03 - 0.09
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.17 - 0.2	0.004 - 0.16	-	-	0.11 - 0.92
Cl^- (mg/l)	-	1 - <10	-	900 - 1000	5.4 - 6.7
CO_2 (mg/l)	1.3 - 2.2	1 - 10	-	0 - 20	-
Ca^{2+} (mg/l)	-	2.0 - 5.84	56.1 - 60.1	7.25 - 41.5	61.3 - 70.1
Mg^{2+} (mg/l)	-	<3	37.1 - 85.1	3.75 - 66.2	14.9 - 15.2
Fe^{3+} (mg/l)	0	0.01 - 0.04	0.63 - 0.7	-	0.01

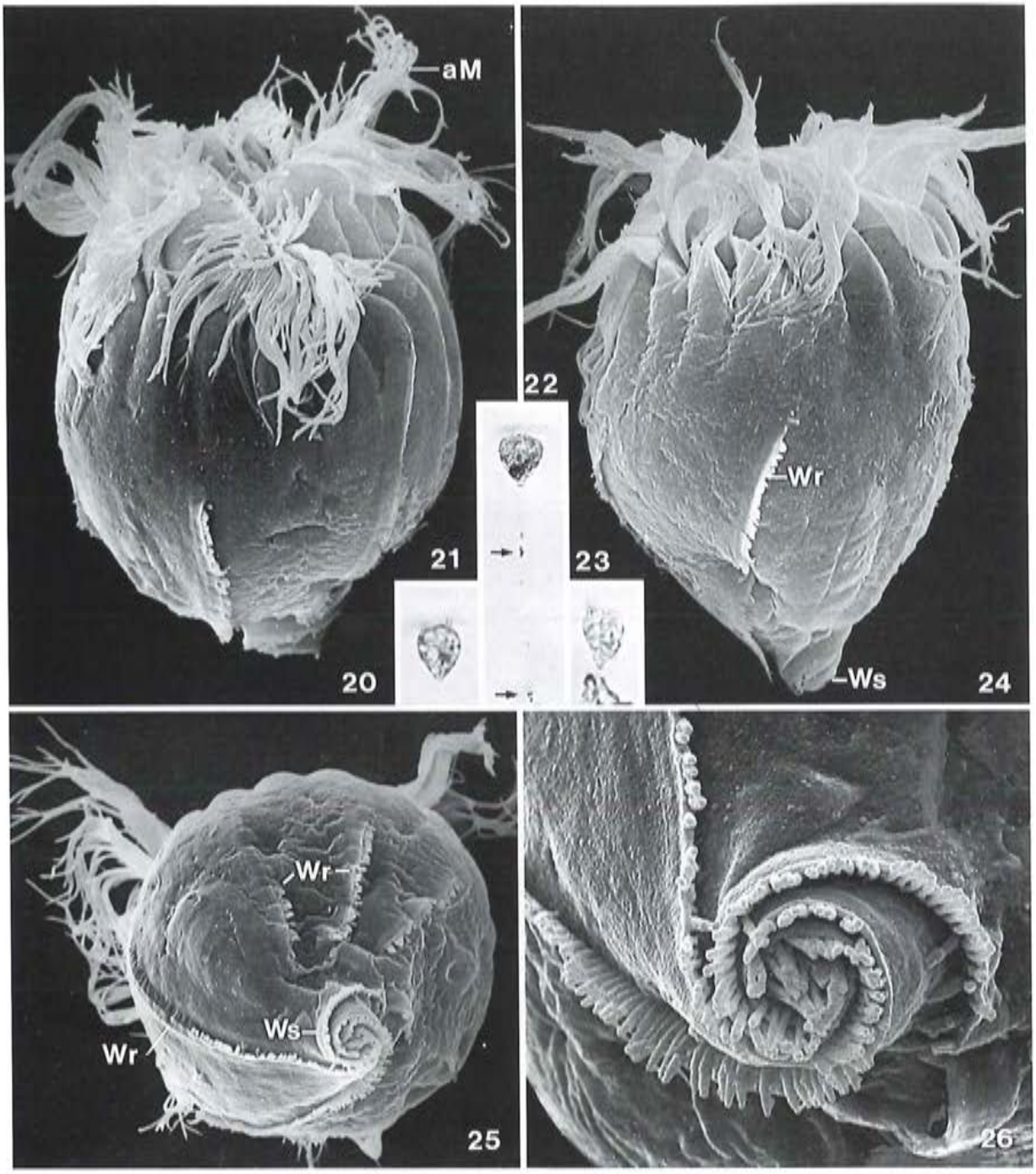
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, FOISSNER 1988a): o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4 (*S. gyrans* bzw. *S. caudatum*). WEGL (1983): o - b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5 (*S. gyrans*). MORAVCOVA (1977): b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.4 (offensichtlich falsch berechnet). MAUCH et al. 1985: SI = 2.5. CHORIK (1968) zählte bis zu 300 Ind./l in alpha- bis betamesosaproben Stauseen und Flüssen. CASPERS & SCHULZ (1960) fanden *S. caudatum* in einem hypertrophen Stadtkanal von Hamburg bei niedrigen O_2-Gehalten und hohen CO_2- und NH_4-Werten. DETCHEVA (1979) und HASLAUER & PICHLER (1979) fanden es bei beta- bis alphamesosaproben Verhältnissen (→ Tabelle). HEUSS (1976) erachtet die Einstufung von *S. caudatum* als oligosaprobe Leitform durch LIEBMANN (1962) als unzutreffend. Auch das Auftreten in Proben von Sedimentoberflächen, z. B. aus dem hypertrophen Salzburger Uni-Teich deutet darauf hin (BLATTERER 1990). KÜHN (1940) hingegen fand *S. caudatum* im klaren Wasser einer Quelle und erachtet die Art als sehr empfindlich gegen O_2-Schwund. Auch die Funde (→ Tabelle) von PATRICK et al. (1967) und FOISSNER et al. (1982) befinden sich in oligo- bis betamesosaproben Bereichen. Eine Erweiterung des Spektrums erscheint daher vorerst nicht angebracht. Wir empfehlen die Einstufung von WEGL (1983). Bedarf weiterer Untersuchungen.



Strobilidium caudatum (1, aus FROMENTEL 1876; 2, aus KENT 1881; 3, aus STOKES 1887b; 4, aus LIEBMANN 1962; 5, 7 - 9, aus PENARD 1922; 6, aus MASKELL 1887; 10, aus WANG & NIE 1933; 11, aus DEROUX 1974 ist eine andere Art; 12, aus SCHEWIAKOFF 1893; 13, aus KAHL 1932; 14, 15, aus PETZ & FOISSNER 1991). **1, 9, 10**: Individuen mit ausgebildetem Schleimfaden in vivo, 22 μm (?), ? μm, 65 μm. **2 - 4, 6, 12, 13**: Individuen ohne Schleimfaden in vivo, 75 μm, 55 μm, 65 μm, 38 μm, ? μm, 60 μm. **5**: Frontalansicht. **7, 8**: Ansichten der Wimpernspirale von hinten und von der Seite. **11**: Brackwasserform von DEROUX (→ Taxonomie). **14, 15**: Bewimperung der Dorsal- und Ventralseite nach Protargolimprägnation, 47 μm. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mda = Mundanlage, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole mit Kieselalgen, Sa = Schleimfaden, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen, WS = Wimpernspirale.



Strobilidium caudatum (16 - 19, aus PETZ & FOISSNER 1991; Protargolimprägnation). **16**: Teilungsbereites Individuum mit Mundanlage (Pfeil). **17**: Detail des Hinterendes mit Wimpernspirale. Man erkennt deutlich den Aufbau der Spirale aus 3 Wimpernreihen. **18**: Detail des Vorderendes. Die adoralen Membranellen sind aus je 3 Wimpernreihen zusammengesetzt. Der Pfeil markiert den Mundeingang. **19**: Totalansicht. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, NV = Nahrungsvakuole mit Kieselalgen und Flagellaten, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihe, Ws = Wimpernspirale.



Strobilidium caudatum (20 - 26, aus PETZ & FOISSNER 1991; 20, 24 - 26: rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen einer Population aus einem Waldteich in der Nähe von Salzburg; 21 - 23: Lebendaufnahmen aus dem Salzburger Uni-Teich). **20, 24**: Ventral- und Dorsalansicht. Die kurzen Wimpern inserieren unter niedrigen Pellicula-Leisten und ragen schräg hervor. **21**: Freischwimmendes Individuum. **22, 23**: Mit langem und kurzem Schleimfaden festgeheftete Individuen. Die Pfeile weisen auf Detritusspartikel, die dem Schleimfaden anhaften. **25**: Ansicht von hinten mit Wimpernspirale. **26**: Wimpernspirale stärker vergrößert. aM = adorale Membranellen, Wr = Wimpernreihe, Ws = Wimpernspirale.

Strobilidium humile PENARD, 1922

1922 *Strobilidium humile* PENARD, Études Infusoires, p. 218.
1932 *Strobilidium humile* PENARD, 1922 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 512 (erster revidierender Autor).
1986 *Strobilidium humile* PENARD, 1922 - MAEDA, Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, 21: 41 (Revision).
1988 *Strobilidium humile* PENARD, 1922 - KRAINER, Diss. Univ. Graz, p. 162 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).

Taxonomie

Strobilidium conicum KAHL, 1932 (Abb. 16) aus einem Brackwassertümpel der Elbe ist möglicherweise ein Synonym (bedarf Silberimprägnation).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 12 - 38 x 15 µm, meist 20 - 25 µm lang.

2) Gestalt zylindro-konisch bis rübenförmig (Abb. 1, 5, 6, 8 - 11), in den Protargolpräparaten auch rübenförmig oder kugelig (Abb. 2, 3, 17 - 21). Bei Erwärmung oder Deckglasdruck runden sich die Individuen stets ab.

3) Dicht unterhalb der adoralen Membranellenzone 1 wurst- bis hufeisenförmiger Makronucleus (Abb. 1, 2, 5, 6, 8 - 10, 17, 19).

4) Kontraktile Vakuole am Körperrand im letzten Körperdrittel, wölbt sich bei maximaler Füllung blasenartig vor (Abb. 1, 5, 6, 9 - 11, 21).

5) Konstant 3 fast körperlange ventro-laterale Wimpernreihen am Rand unscheinbarer leistenartiger Erhebungen der Pellicula (manchmal am Hinterende erkennbar). Die Wimpern sind niedrige, zur Seite gelegte, 2 - 3 µm lange Borsten (Abb. 1, 2, 4). Nach Protargolimprägnation finden sich entlang der Wimpernreihen und z. T. verstreut unter der Pellicula stäbchenartige Gebilde (vermutlich Extrusome), die in vivo nicht erkennbar sind (Abb. 2, 17 - 21).

6) 19 - 22 ($\bar{x}$ = 20.1, n = 10) adorale Membranellen (Cilien etwa halbkörperlang), die in Aufsicht einen Kreis, tatsächlich aber eine flache Spirale bilden. Am Mundeingang und in der Mundhöhle einige verkürzte Membranellen. Mundboden flach. Am rechten Rand der Mundhöhle eine in vivo kaum erkennbare undulierende Membran (Abb. 1, 2, 4, 7, 11, 19 - 22).

7) Rotiert nach PENARD (1922) sehr schnell geradeaus. Nach KAHL (1932) rotiert sie langsam auf einem Fleck, zuckt kurz hin und her und schießt plötzlich weit davon.

Verwechslungsmöglichkeiten

Das sehr ähnliche, 22 - 30 µm große *S. hyalinum* MIRABDULLAEV, 1985 (Abb. 13 - 15) besitzt 6 Wimpernreihen. Das etwa 28 µm große *S. saltans* VUXANOVICI, 1962 (Abb. 12) hat 14 - 16 Längsstreifen am Körper. *Strobilidium velox* FAURE-FREMIET, 1924 und *S. lacustris* FOISSNER et al., 1988 sind viel größer (70 - 100 µm) und haben 9 - 10 Wimpernreihen. Nach eigenen unveröffentlichten Untersuchungen gibt es weitere ähnliche, noch nicht beschriebene Arten. In Fließgewässern ist besonders darauf zu achten, daß man *S. humile* nicht mit → *Tintinnidium semiciliatum* (mehr Wimpernreihen, Makronucleus kurz ellipsoid, kontraktile Vakuole in der vorderen Körper-

hälfte) verwechselt, das recht ähnlich aussieht, wenn es sein Gehäuse verlassen und sich kontrahiert hat. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5 wichtig.

Ökologie

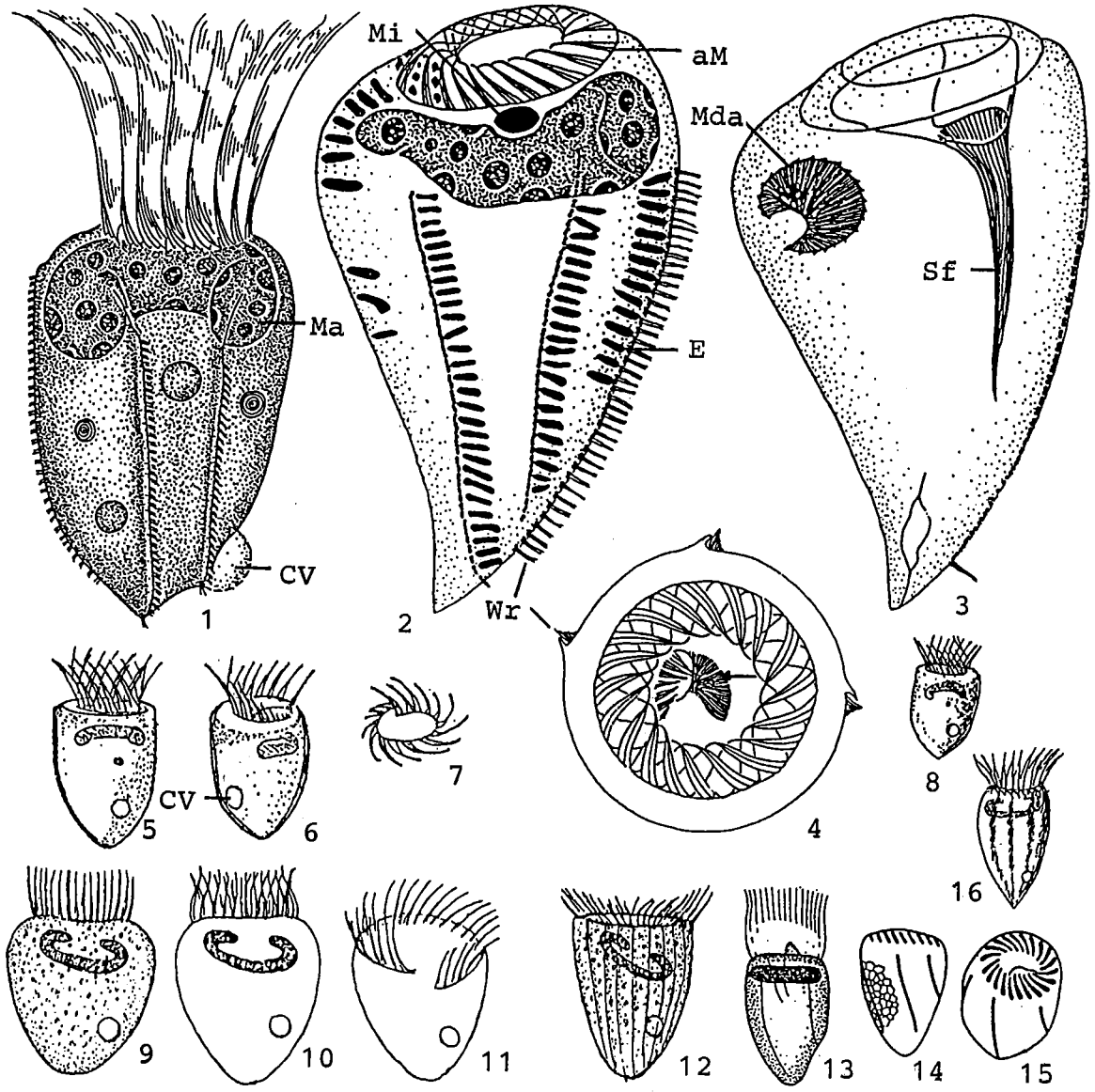
Vorkommen und Verbreitung: PENARD (1922) entdeckte *S. humile* im Detritus eines Teiches bei Genf. Mehrere Autoren fanden es stets planktisch in Seen (z. B. KAHL 1932, VUXANOVICI 1962, RECK 1987). BICK (1972b) bezeichnet die Art als fakultative Planktonform verschiedener Gewässertypen, z. B. eutropher Teiche. BEAVER & CRISMAN (1989) fanden sie im Plankton vieler Seen der USA, und zwar in allen Trophiestufen (oligotroph sauer, oligotroph basisch, mesotroph, eutroph, hypertroph), wobei die Individuenzahl mit steigender Trophie zunahm (bis 26800 Ind./l bei Hypertrophie). NOSEK & BERECZKY (1981) melden sie aus einem Nebenarm der Donau, BARTSCH & HARTWIG (1984) sporadisch aus Sedimenten des Hamburger Hafens. HEUSS (1976) fand sie ganzjährig mit ziemlich breiter ökologischer Potenz vereinzelt bis häufig im Plankton von 2 Flüssen Deutschlands. Wir haben *S. humile* in Fließgewässern bisher noch nie gefunden. Bei den Peptonabbauversuchen von BICK & SCHMERENBECK (1971) tritt es nur zu Versuchsbeginn im freien Wassser auf und überlebt den Milieuwechsel nur etwa 5 Tage. MADONI & GHETTI (1981a) melden es in 6 % der Proben aus rotating discs (Scheibentauchtropfkörper). Nicht in astatischen Gewässern, da es vermutlich keine Dauerzysten bilden kann. Bisher in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt kleine (z. B. *Cyclotella*) aber auch körperlange pennate Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 4 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). KRAINER (1988) fand *S. humile* von Oktober bis Mai mit einem Maximum von 1756 Ind./l in 2 meso- bis eutrophen Schotterteichen der Steiermark (Österreich). RECK (1987) meldet die Art Mitte August bis Ende September mit bis zu 3281 Ind./l aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland). LACKEY (1942) fand 1000 Ind./l in einem Fluß in Tennessee (USA), WILBERT (1969) etwa 50000 Ind./l im April im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

Tabelle: Milieuspektra von ***Strobilidium humile***. Die Angaben von BICK (1972b) basieren auf einer unbekannten Anzahl von Analysen vermutlich aus eutrophen Teichen und Modellgewässern, jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland). Die dritte Spalte enthält die Daten von RECK (1987) ab einer Dichte von >1000 Ind./l.

Faktor	BICK	RECK	RECK >1000 Ind./l
pH	7.6 - 8.1	8.4 - 9.3	8.4 - 8.8
°C	-	14.7 - 20.2	14.8 - 16.4
O_2 (mg/l)	1 - 8.7	6.5 - 11.5	9.9 - 10.3
O_2 (Sättigung %)	-	66 - 126	97 - 102
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 5.9	0.02 - 0.05	0.02 - 0.03

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): o - b; o = 2, b = 8, I = 4, SI = 1.8. MAUCH et al. (1985): SI = 2.0. Das Vorkommen in Tropfkörpern, die starke Entwicklung in eutrophen Seen und Teichen und die Toleranz gegen O_2-Schwund und hohen Ammoniumgehalt zeigen, daß diese Einstufungen mit einem alphamesosaproben Anteil ergänzt werden sollten. Keiner der Nachweise ist allerdings durch Silberimprägnation abgesichert. Da es wie oben erwähnt, noch mehrere recht ähnliche Arten gibt, ist mit Fehlbestimmungen zu rechnen. Deshalb verzichten wir auf eine Änderung der Einstufung. Sie sollte erst auf der Basis autökologischer Untersuchungen an gut determiniertem (Silberimprägnation) Material vorgenommen werden.

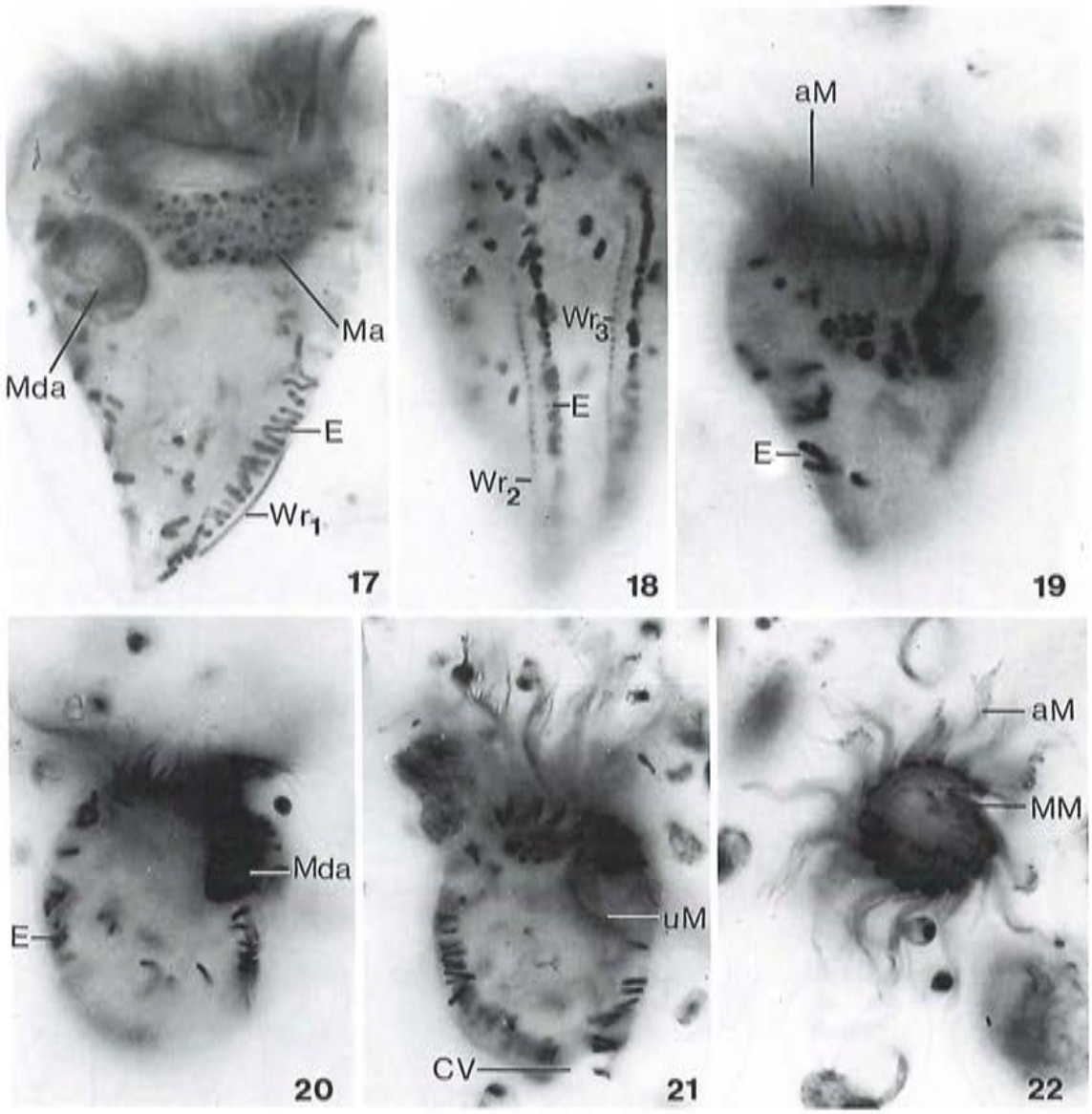


Strobilidium humile (1 - 4, aus KRAINER 1988; 5 - 7, aus PENARD 1922; 8, aus KAHL 1932; 9 - 11, aus VUXANOVICI 1962). **1, 5, 6, 8 - 11:** Ventral- und Lateralansichten in vivo, 27 μm, ? μm, 20 μm, 20 μm. **2, 3:** Bewimperung und innere Organisation nach Protargolimprägnation, 32 μm. **4:** Stark schematisierte Frontalansicht nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die undulierende Membran. **7:** Frontalansicht der Wimpernspirale in vivo. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mda = Mundanlage, Mi = Mikronucleus, Sf = Schlundfasern, Wr = Wimpernreihen.

Strobilidium saltans (12, aus VUXANOVICI 1962) in vivo, 28 μm.

Strobilidium hyalinum (13 - 15, aus MIRABDULLAEV 1985). **13:** Ventralansicht in vivo, 20 μm. **14, 15:** Lateral- und schräge Frontalansicht nach Silberimprägnation.

Strobilidium conicum (16, aus KAHL 1932) in vivo, 50 μm.



Strobilidium humile (Originale; 17 - 19 aus einem Schotterteich in der Steiermark, Österreich; Präparat H. KRAINER; 20 - 22 aus dem Plankton des Bodensees; Präparat H. MÜLLER). **17, 18**: Ein typisches Individuum in 2 verschiedenen Fokusebenen, die die 3 somatischen Wimpernreihen zeigen. **19 - 21**: Lateralansichten mit stark imprägnierten Extrusomen. **22**: Frontalansicht. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mda = Mundanlage, MM = Mundmembranellen, uM = undulierende Membran, Wr1, Wr2, Wr3 = Wimpernreihen 1 - 3.

Tintinnidium fluviatile (STEIN, 1863) KENT, 1881

1863 *Tintinnus fluviatile* STEIN, Amtl. Ber. Dt. Natrf. u. Ärzte, 37: 161 (ohne Abbildung).
1881 *Tintinnidium fluviatilis* STEIN - KENT, Manual infusoria II, p. 611 (revidierender und kombinierender Autor; bei seiner Art dürfte es sich um *Tdm. semiciliatum* handeln, weil sie festsitzend ist).
1885 *Tintinnidium fluviatile* STEIN - ENTZ, Mitt. zool. Stn Neapel 6: 186 (ausführliche Lebendbeobachtungen, erste Abbildungen).
1929 *Tintinnidium fluviatile* (STEIN) KENT - KOFOID & CAMPBELL, Univ. Calif. Publs Zool., 34: 10 (Revision).
1932 *Tintinnidium fluviatile* STEIN, 1863 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 516 (Revision).
1979 *Tintinnidium fluviatile* STEIN, 1863 - FOISSNER & WILBERT, J. Protozool., 26: 94 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1981 *Tintinnidium fluviatile* STEIN, 1863 - BERNATZKY, FOISSNER & SCHUBERT, Zool. Scr., 10: 83 (Gehäusemorphologie).

Taxonomie

Wurde früher mit der ähnlichen marinen Art *Tdm. inquilinum* (MÜLLER, 1776) identifiziert. Eine Synonymie dieser Arten ist nach wie vor nicht auszuschließen, da *Tdm. inquilinum* noch nicht mit Silberimprägnationsverfahren untersucht worden ist. Bei anderen marinen Funden (z. B. GOLD & MORALES 1975, CAPRIULO 1982) handelt es sich vielleicht um das sehr ähnliche *T. mucicola*. Die vielen Nachweise eines festsitzenden *Tintinnidium fluviatile* (STEIN, 1863) sind sehr wahrscheinlich Populationen von → *Tdm. semiciliatum* (STERKI, 1879) und gehen auch dort in die Ökologie ein.

Differentialdiagnose

1) Im Gehäuse sitzende, gestreckte Individuen mit Stiel etwa 120 - 200 x 25 - 30 µm groß, meist um 150 µm (breiter als → *Tdm. pusillum*). Kontrahierte Zellen etwa 30 - 50 µm lang.

2) Gestalt kelchförmig. Stiel meist um 60 µm lang, geht je nach Kontraktionszustand abrupt (gestreckte Individuen) oder kontinuierlich (leicht kontrahierte Zellen) in den zylinderförmigen Körper über (Abb. 1, 2, 4, 5, 7, 10). Beim Mundeingang befindet sich eine Vorwölbung (Ventrallobus, nur bei gestreckten Individuen sichtbar), die die 2 Ventralorganellen trägt. Das Ciliat kann sich in sein Gehäuse zurückziehen (Abb. 5, 10, 11) oder es verlassen, wobei es so wie → *Tdm. semiciliatum* verschiedene Formen annimmt (Abb. 6, 8).

3) Meist etwas unterhalb der Mitte 1 ellipsoider bis nierenförmiger Makronucleus (Abb. 1, 2, 4 - 8, 10, 11).

4) Kontraktile Vakuole in der Nähe des Vorderendes (Abb. 1, 2, 4 - 8, 10, 11).

5) 10 - 11, meist 10 Wimpernreihen, die durchgehend aus Basalkörperpaaren aufgebaut sind. Von den vorderen 0 - 3 (meist 3) Paaren tragen beide Basalkörper 9 - 12 µm lange Wimpern, von den anderen besitzt jeweils nur der hintere Basalkörper eine 5 - 8 µm lange Wimper. Ein wimpernfreies Feld unterhalb der beiden in der Regel schräg zur Körperlängsachse verlaufenden Ventralorganellen (Abb. 1). Einzelheiten sind schematisiert im Diagramm dargestellt (Abb. 3).

6) 12 - 14 (ENTZ 1885 gibt 16) adorale Membranellen (Basen 8.5 - 9.5 µm lang), von denen die inneren sukzessive verlängert sind (Mundmembranellen, etwa 20 µm) und in die Mundhöhle ziehen (Abb. 1).

7) Gehäuse zylinder- bis leicht trichterförmig, 95 - 167 x 38 - 49 μm ($\bar{x}$ = 135 x 43 μm, n = 76, äußere Abmessungen der 4 von BERNATZKY et al. 1981 untersuchten Populationen; innerer Gehäusedurchmesser nach ENTZ 1885 20 - 35 μm), hinten meist gerundet oder mehr oder minder quer abgestutzt, besteht aus einer leicht gelben bis braunen, flexiblen, gelatinösen Masse (mit Methylenblau nur wenig anfärbbar), an die Kieselalgen, Detritus, Mineralkörner etc. angelagert sind. Typisch sind kleine bräunliche Kugeln, die im Elektronenmikroskop eine warzenartige Oberfläche zeigen (Abb. 1, 2, 4, 5, 7, 9 - 18). Interessante Beobachtungen zur Teilung des Gehäuses bei RECK (1987). Sie gibt für eine Population aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland) folgende Größen: ausgeformte Gehäuse 255 - 280 x 55 - 60 μm (n = 5), unfertige Gehäuse 75 - 172 x 35 - 50 μm (n = 17), teilungsbereite Gehäuse 350 - 380 x 20 - 70 μm (n = 5).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Tintinnidium pusillum* ist deutlich schlanker (50 - 150 x 15 - 30 μm) als *Tdm. fluviatile* ($\bar{x}$ = 135 x 43 μm) und die Basen der adoralen Membranellen sind kürzer (5.0 - 5.5 μm bzw. 8.5 - 9.5 μm). Die Wimpernreihen des oft festsitzenden → *Tdm. semiciliatum* sind im vorderen Teil aus Basalkörperpaaren (nicht immer beide bewimpert), dahinter aus einzelnen Basalkörpern aufgebaut. → *Tintinnopsis cylindrata* hat nur einzelne Wimpern und ein stabileres, hauptsächlich aus Mineralteilchen aufgebautes Gehäuse. → *Codonella cratera* und *Stenosemella lacustris* FOISSNER & O'DONOGUE, 1990 haben ein sehr stabiles Gehäuse, 2 Makronucleus-Teile und einen anderen Typ der Bewimperung. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 6, 7 wichtig.

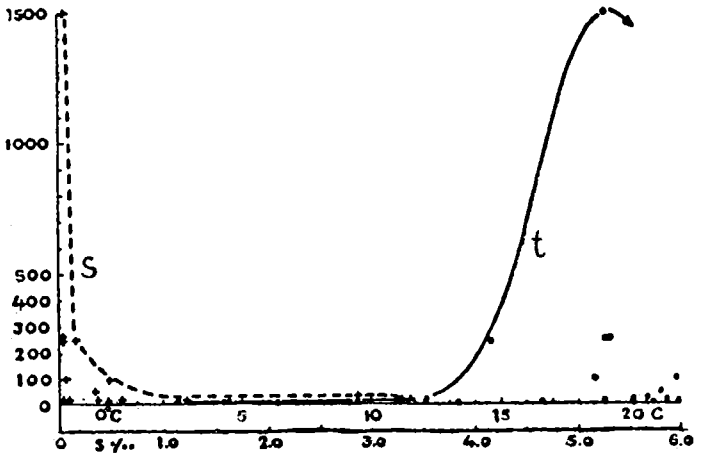
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig im Plankton von Seen, Teichen, Stauseen und großen Flüssen (z. B. Donau, Wolga). Nicht in astatischen Gewässern (kann vielleicht keine Dauerzysten bilden). Nach SCHULZ (1965), HALME (1958), BIERNACKA (1956) und VERSCHAFFELT (1929) geht *Tdm. fluviatile* auch ins oligohaline Brackwasser. Die Salztoleranz ist aber sehr gering (→ Ökogramm). ZHADIN & GERD (1961, zitiert in HAMMER 1986) fanden die Art (nicht durch Silberimprägnation abgesichert!) aber im Chelkar Lake (Rußland) bei 0.59 - 0.66 % Salinität (mesohalin). Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch. Nachweise aus Australien, Afrika und den Polarregionen fehlen.

Tabelle: Milieuspektra von ***Tintinnidium fluviatile.*** Die Angaben von BERECZKY (1977) basieren auf vielen Analysen aus reineren Abschnitten der Donau in Ungarn, jene von FOISSNER & WILBERT (1979) auf 2 Analysen aus dem Obertrumersee bei Salzburg (Österreich), jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee. Die vierte Spalte enthält die Daten von RECK (1987) ab einer Dichte von mehr als 500 Ind./l.

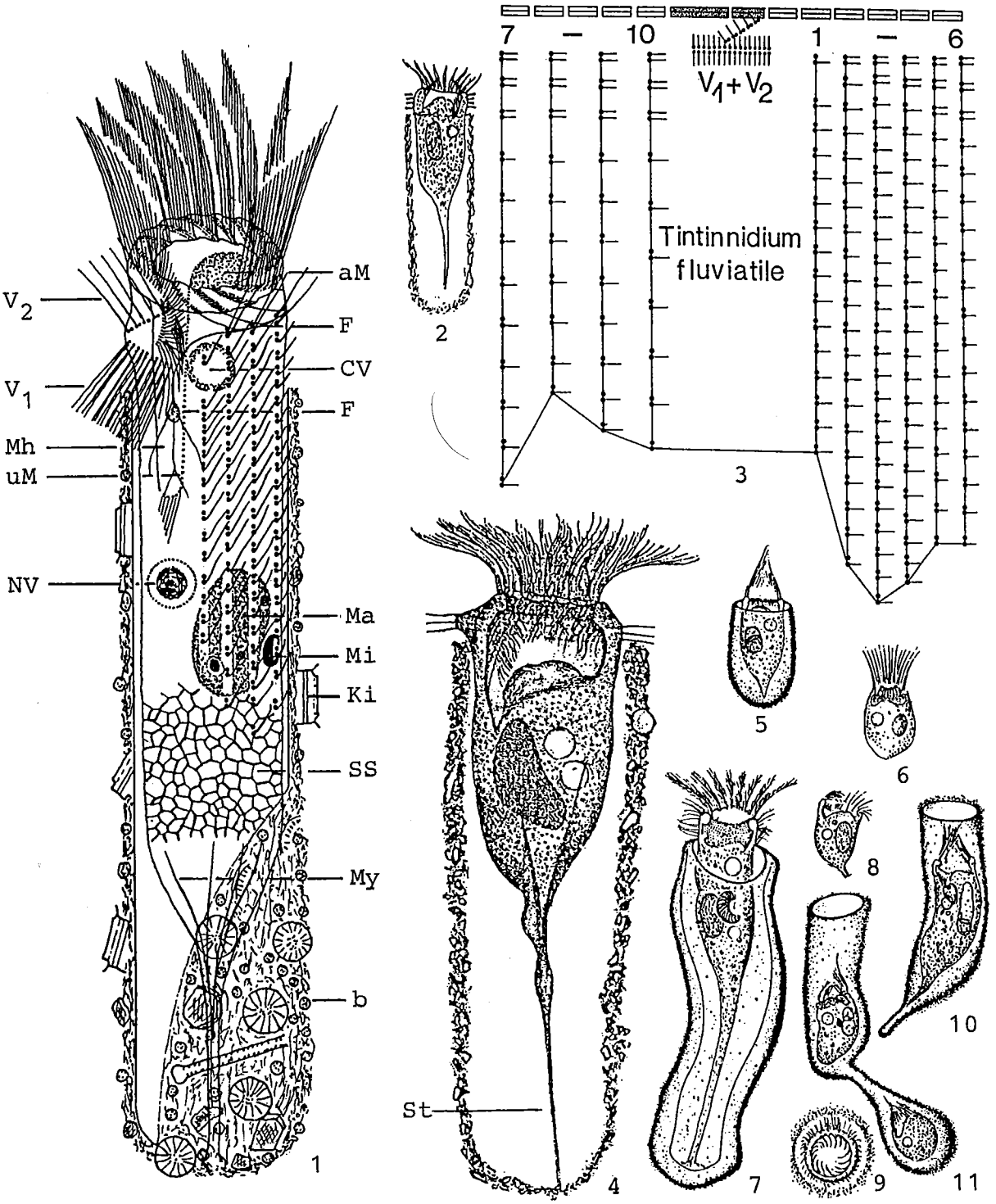
Faktor	BERECZKY	FOISSNER & WILBERT	RECK	RECK >500 Ind./l
pH	7.2 - 7.8	8.7 - 8.9	7.2 - 9.3	7.7 - 9.1
°C	11 - 20	17.1 - 18.5	3.9 - 18.2	5 - 10.7
O_2 (mg/l)	9 - 14	4.7 - 6.5	0.6 - 15.9	1.2 - 10.7
O_2 (Sätt. %)	-	-	5 - 163	10 - 84
BSB_5 (mg/l)	3.6 - 5.5	-	-	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	17.6 - 19.2	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.16 - 0.47	<0.016	0.034 - 0.35	0.4 - 0.18
NO_3^--N (mg/l)	0.47 - 0.59	0.16 - 0.2	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0 - 0.01	0.003	-	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	<0.017	-	-

Spezielle autökologische Daten: Frißt Grünalgen, Kieselalgen und Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen 20 mg (NEBRAT 1975, MAMAEVA 1979), 11.8 mg (SEBESTYEN 1958), 50 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Aus einem Stausee in Rußland meldet NEBRAT (1975) im Frühling 3303 Ind./l mit einer Biomasse von 0.124 mg/l. Er berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 180 μl/h. Aus einem Teich in Rußland melden KUZNETSOVA & ARSLANOVA (1981) im August 1430 Ind/l mit einer monatlichen Biomasseproduktion von 0.0264 g/m^3. Tritt das ganze Jahr über auf, bevorzugt anscheinend kühlere Temperaturen: 3.8 - 21 °C, Optimaltemperatur 10 - 18 °C, maximale Entwicklung bei 13.9 °C (FINDENEGG 1953). Entwicklungsmaxima meist von Frühling bis Herbst, z. B. 12000 Ind./l in einem See in der Schweiz (ODERMATT 1970), 11000 Ind./l in der Elbe (SCHULZ 1965). Autökologische Datensammlung → Ökogramm und → Tabelle.

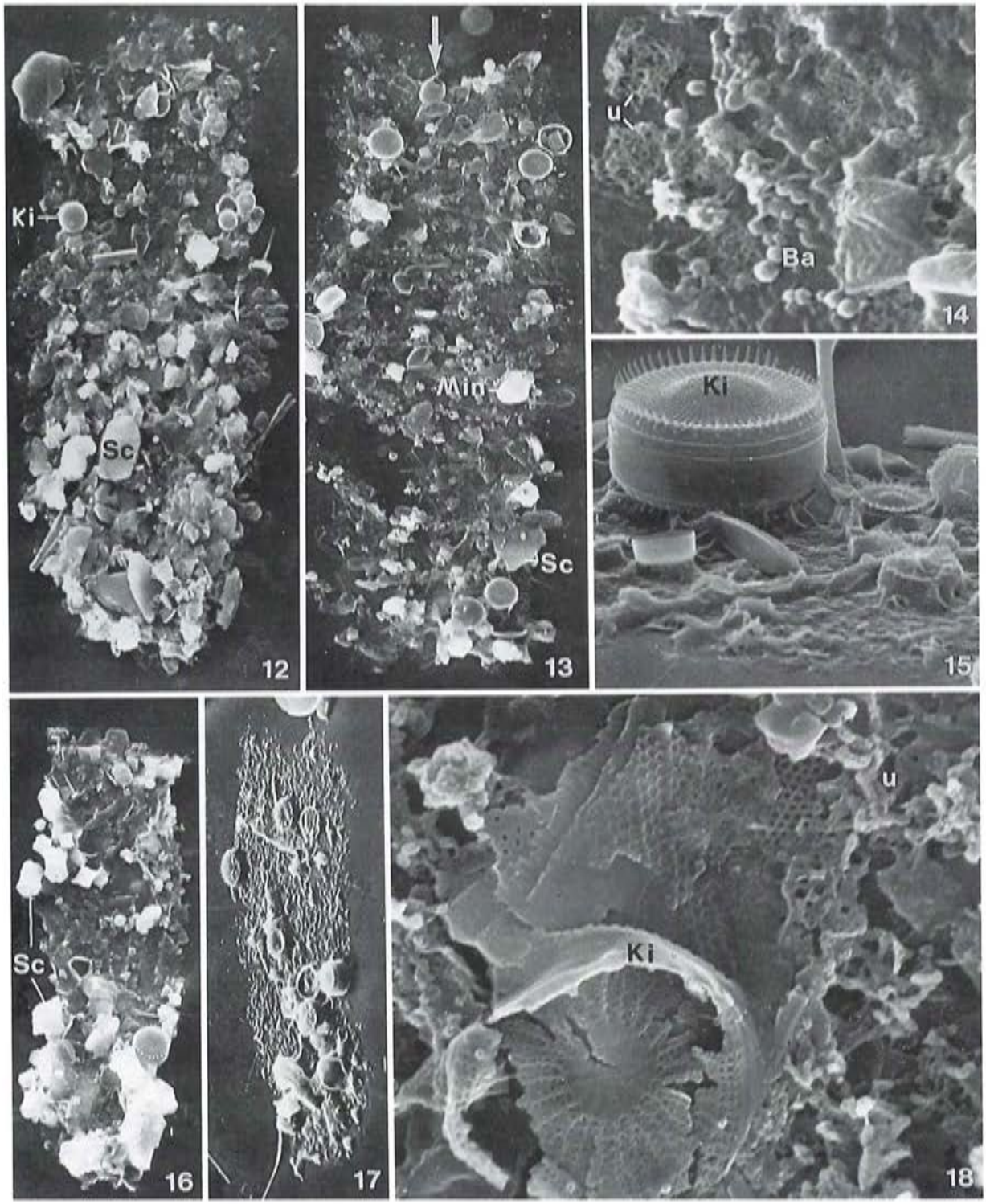


Ökogramm (aus HALME 1958): Verhalten von *Tintinnidium fluviatile* zu Wassertemperatur (t) und Salzgehalt (S). Ordinate: Individuen pro Liter.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983): o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. FOISSNER (1988a): o - b; o = 5, b = 5, I = 3, SI = 1.5 (incl. *Tdm. emarginatum*; → *Tdm. semiciliatum*). MORAVCOVA (1977): b = 9, a = 1, I = 5, SI = 2.4 (offensichtlich falsch berechnet). MAUCH et al. (1985): SI = 2.0. Nur bei Nachweisen aus dem Plankton großer Flüsse (z. B. BERECZKY 1977, MAMAEVA 1979, SCHULZ 1965) dürfte es sich tatsächlich um *Tdm. fluviatile* handeln. Funde in kleineren Fließgewässern (BELIKHOFF 1936, LACKEY 1938a) sind vermutlich *Tdm. semiciliatum*. Bis weiteres Datenmaterial vorliegt, sollte die Einstufung von FOISSNER (1988a) beibehalten werden. Dazu passen viele Nachweise aus sehr klaren, oligotrophen Gewässern (z. B. FAURE-FREMIET 1924, SCHÖNBORN 1985) und leicht bis stark eutrophen Seen und Teichen (z. B. FOISSNER & WILBERT 1979, BERNATZKY et al. 1981, RECK 1987).



Tintinnidium fluviatile (1, 3, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 2, aus KAHL 1932; 4, aus FAURE-FREMIET 1924; 5 - 11, aus ENTZ 1885). **1, 2, 4, 7:** Ventral- und Dorsalansichten kombiniert nach Lebendbeobachtungen (Körperform, Gehäuse) und Protargolimprägnation (Bewimperung), 212 μm, 150 μm, 140 μm, ? μm. **3:** Schema der Bewimperung nach Protargolimprägnation. **5, 10:** Kontrahierte, ins Gehäuse zurückgezogene Exemplare. **6, 8:** Freischwimmende Individuen. **9:** Apikalansicht. **11:** Teilendes Individuum. aM = adorale Membranellen, b = bräunliche Kugeln, CV = kontraktile Vakuole, F = Fibrillen, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, My = Myonem (kontraktile Fasern) des Stiels, Ki = Kieselalgen, NV = Nahrungsvakuole, SS = Silberliniensystem nach trockener Silbernitratimprägnation. uM = undulierende Membran, V_1, V_2 = Ventralorganellen.



Tintinnidium fluviatile (12 - 16, 18, aus BERNATZKY et al. 1981; 17, aus FOISSNER & WILBERT 1979). 12 - 18: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Gehäusen und Teilen von Gehäusen. Der Pfeil in 13 weist auf ein kugelförmiges Gehäuse eines anderen Planktonorganismus. Ba = kugelförmige Auflagerungen ohne Oberflächenstruktur (vermutlich kokkale Bakterien), Ki = ganze und Bruchstücke von Kieselalgen, Min = Mineralkörner, Sc = scharfkantige Schollen, u = unregelmäßig begrenzte, warzige Kügelchen (vermutlich Eisenbakterien).

Tintinnidium pusillum ENTZ, 1909

1909 *Tintinnidium pusillum* ENTZ, Arch. Protistenk., 15: 118 (ohne Abbildung).
1929 *Tintinnidium pusillum* ENTZ - KOFOID & CAMPBELL, Univ. Calif. Publs Zool., 34: 15 (Revision).
1939 *Tintinnidium pusillum* ENTZ - HADA, Trans. Sapporo nat. Hist. Soc. 16: 39 (erste Abbildungen des Gehäuses).
1979 *Tintinnidium pusillum* ENTZ, 1909 - FOISSNER & WILBERT, J. Protozool., 26: 94 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Wurde von Kahl (1932) in seiner monographischen Bearbeitung der Ciliaten übersehen.

Differentialdiagnose

1) Im Gehäuse sitzende, gestreckte Individuen mit Stiel etwa 150 x 25 µm groß. Im Durchschnitt schlanker als → *Tdm. fluviatile*.

2) Gestalt kelchförmig. Stiel meist um 50 µm lang, geht je nach Kontraktionszustand abrupt (gestreckte Individuen) oder kontinuierlich (leicht kontrahierte Zellen) in den zylinderförmigen Körper über (Abb. 1, 2, 11). Das Ciliat kann sich in sein Gehäuse zurückziehen oder es verlassen, wobei es so wie → *Tdm. semiciliatum* verschiedene Formen annimmt (Abb. 6, 8, 10).

3) Meist etwas unterhalb der Mitte 1 ellipsoider bis nierenförmiger Makronucleus (Abb. 1, 2, 6, 8, 10).

4) Kontraktile Vakuole in der Nähe des Vorderendes (Abb. 2, 6).

5) 9 - 11, meist 10 Wimpernreihen, die durchgehend aus Basalkörperpaaren aufgebaut sind. Nur beim vorderen Paar jeder Wimpernreihe tragen beide Basalkörper 10 - 15 µm lange, ziemlich steife Wimpern, die beim Schwimmen schräg nach hinten gerichtet sind. Von den anderen Paaren besitzt nur der hintere Basalkörper 5 - 8 µm lange Wimpern. Unterhalb der beiden in der Regel schräg zur Körperlängsachse verlaufenden Ventralorganellen ein wimpernfreies Feld (Abb. 1, 2, 8 - 10). Einzelheiten sind schematisiert im Diagramm dargestellt (Abb. 3).

6) 11 - 13 (ENTZ 1909a gibt 16) adorale Membranellen (Basen 5.0 - 5.5 µm lang), von denen die inneren sukzessive verlängert sind (Mundmembranellen, etwa 11 µm) und in die Mundhöhle ziehen (Abb. 1, 2, 7 - 9).

7) Gehäuse ziemlich fragil, zylinderförmig, 100 - 150 x 25 - 30 µm (äußerer Durchmesser; FOISSNER & WILBERT 1979; n = 10), 48 - 90 x 18 - 24 µm (innerer Durchmesser; ENTZ 1909a), 53 - 80 x 19 - 21 µm (HADA 1939), 53 - 60 x 16 - 20 µm (SOUTO 1973). Gehäuse hinten manchmal etwas erweitert und meist gerundet, selten zugespitzt, besteht aus einer leicht bis deutlich braunen Masse, die sich mit Methylenblau intensiv anfärbt. Im vorderen Teil des Gehäuses ist die sonst sehr dichte Belegung mit Fremdkörpern (Kieselalgen, Detritus, Mineralkörner etc.) meist gering und die Wandstärke nimmt ab (Abb. 1, 2, 4 - 6, 11). Interessante Beobachtungen und Abbildungen zur Morphologie und Teilung des Gehäuses bei RECK (1987, 1988). Sie gibt für eine Population aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland) folgende Größen: ausgeformte Gehäuse 48 - 61 x 14.5 - 23 µm ($\bar{x}$ = 57 x 18.5, n = 60), unfertige Gehäuse 15 - 38 x 16 - 20 µm ($\bar{x}$ = 33 x 19, n = 21), teilungsbereite Gehäuse 79 - 89 x 19 - 20 mm ($\bar{x}$ = 83 x 20, n = 5). Weiters soll das Gehäuse zäher in der Konsistenz sein als jenes von → *Tdm. fluviatile*.

Verwechslungsmöglichkeiten

Das Gehäuse von → *Tdm. fluviatile* ist deutlich gedrungener ($\bar{x}$ = 135 x 43 µm) als jenes von → *Tdm. pusillum* (50 - 150 x 25 - 30 µm) und die Basen der adoralen Membranellen sind länger (8.5 - 9.5 µm bzw. 5.0 - 5.5 µm). Außerdem scheinen die Wimpern des ersten Basalkörperpaares bei *Tdm. pusillum* auffälliger verlängert zu sein. Die Wimpernreihen des oft festsitzenden → *Tdm. semiciliatum* sind im vorderen Teil aus Basalkörperpaaren (nicht immer beide bewimpert), dahinter aus einzelnen Basalkörpern aufgebaut. → *Tintinnopsis cylindrata* hat nur einzelne Wimpern und ein stabileres, hauptsächlich aus Mineralteilchen aufgebautes Gehäuse. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 5, 6, 7 wichtig.

Ökologie

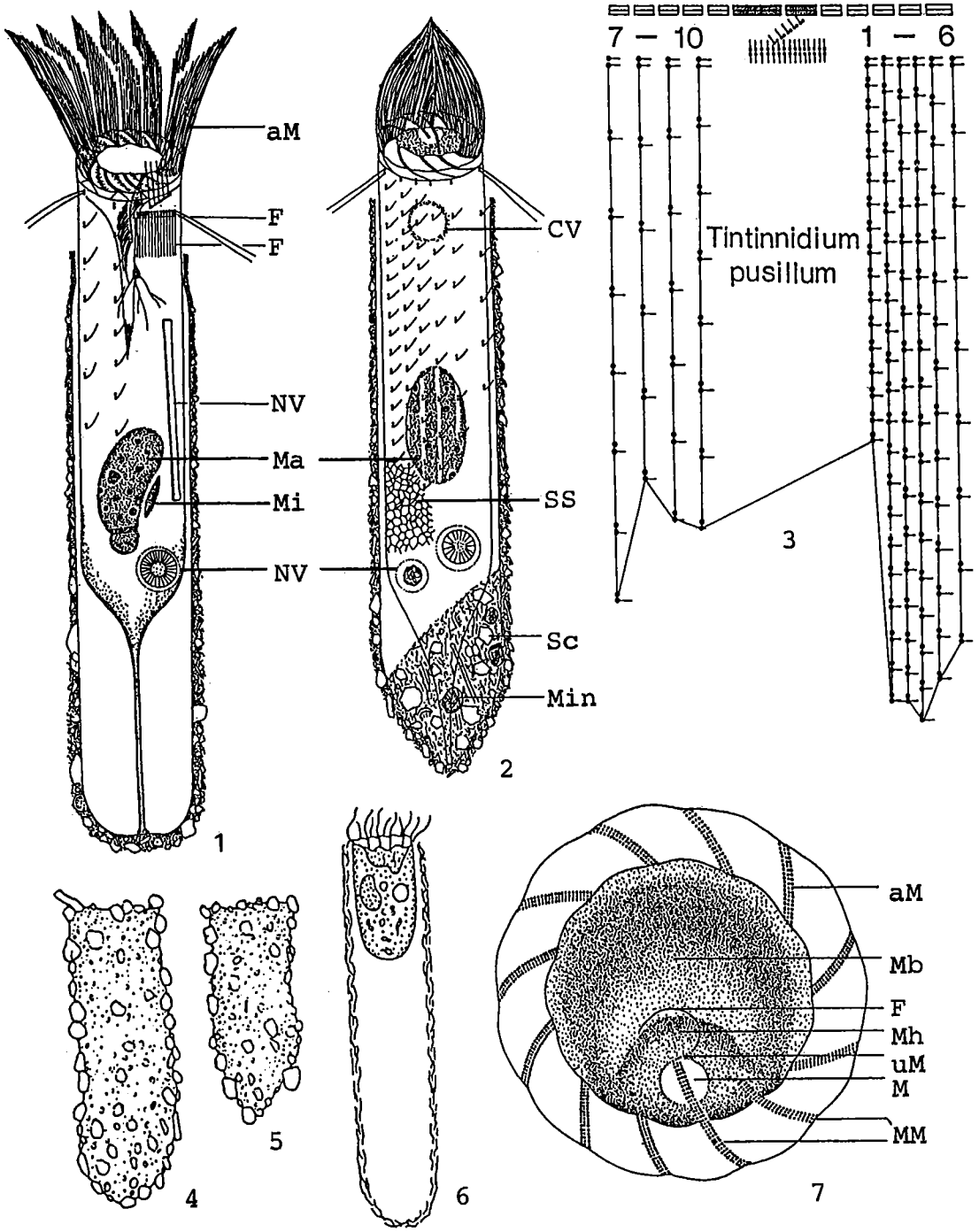
Vorkommen und Verbreitung: ENTZ (1909a) und JACZO (1940) fanden *Tdm. pusillum* in Fischteichen Ungarns. FOISSNER & WILBERT (1979) beobachteten im Frühjahr und im Herbst bis 70 Individuen/l im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn. KRAINER (1988) fand im Frühjahr und im Herbst bis 3496 Ind./l = 92,3 mg/m^3 im Oberflächenplankton eines meso- bis eutrophen Schotterteiches in der Steiermark (Österreich). Er vermutet, daß feinste, aufgewirbelte Mineralteilchen die Entwicklung dieser Art begünstigen. Nach VERSCHAFFELT (1929) geht *Tdm. pusillum* in Holland sogar etwas ins Brackwasser, ihre optimale Entwicklung erreicht es aber im betamesosaproben Süßwasser. Weitere nicht eindeutig belegte Nachweise: Donau in Ungarn, Plankton von Fischteichen, Flüsse und Seen in Rußland, in Stauseen Japans, Rio de la Plata in Argentinien (z. B. MAMAEVA 1979, HADA 1939, SOUTO 1973). Bisher in Eurasien und Südamerika gefunden.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Cryptophyceen (*Rhodomonas*), Kieselalgen (*Stephanodiscus*) und Bakterien. RECK (1987) gibt Freßraten bis zu 11 Zellen/Ind./h und Filtrierraten bis zu 40 µl/Ind./h. Sie fand bis zu 34386 Ind./l im Mai im Plußsee. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 7 mg (SEBESTYEN 1958), 40 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Autökologische Datensammlung → Tabelle.

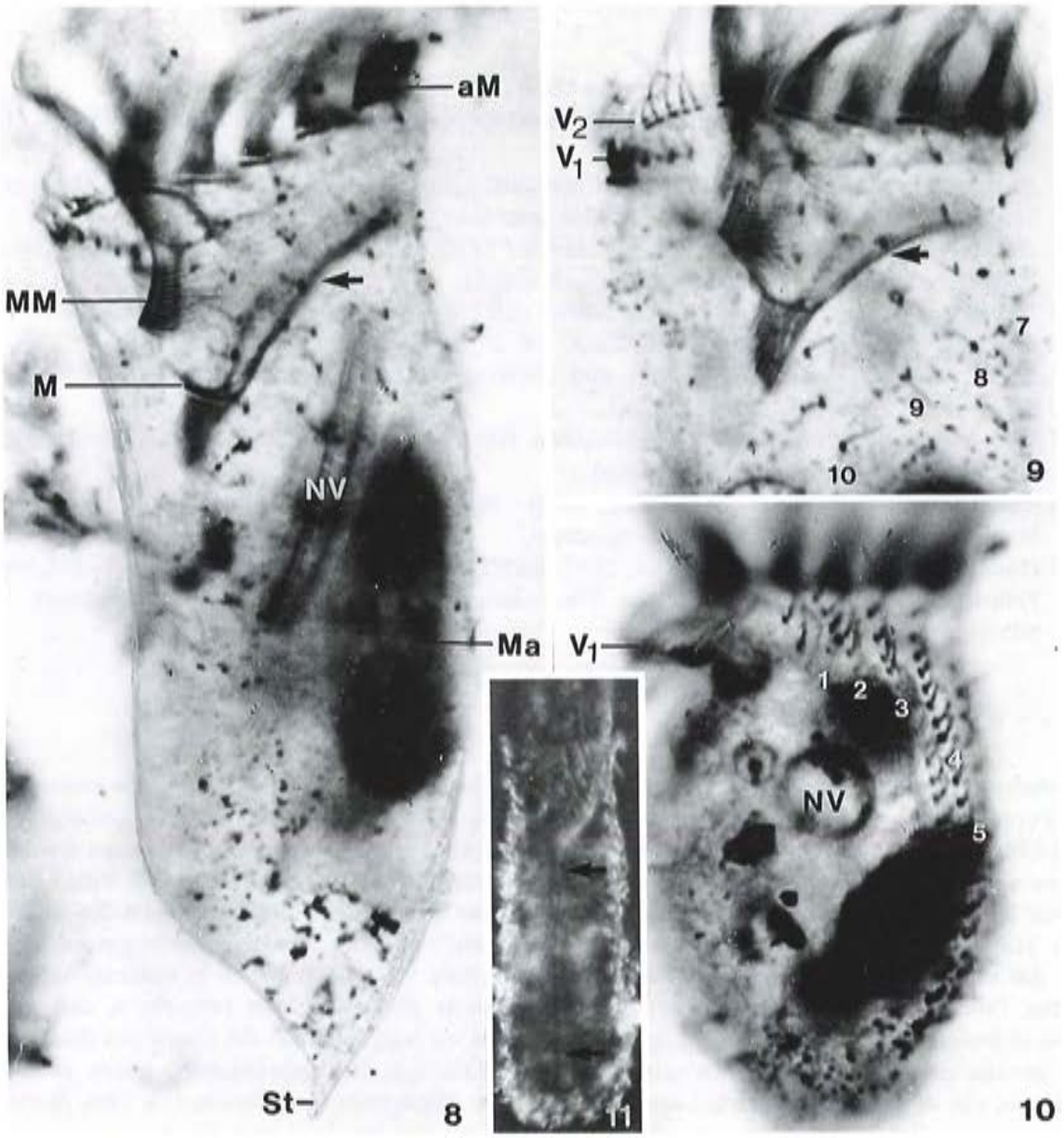
Tabelle: Milieuspektra von ***Tintinnidium pusillum***. Die Angaben von WILBERT (1969; aus FOISSNER & WILBERT 1979) basieren auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus dem Poppelsdorfer Weiher in Bonn, jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee. Die dritte Spalte enthält die Daten von RECK (1987) ab einer Dichte von mehr als 4000 Ind./l.

Faktor	WILBERT	RECK	RECK > 4000 Ind./l
pH	7.4 - 8.9	7.3 - 9.0	7.3 - 8.9
°C	8.1 - 16.4	3.9 - 16.4	4.2 - 9.0
O_2 (mg/l)	1.4 - 27.0	0.7 - 13	6 - 13
O_2 (Sättigung %)	-	6 - 112	46 - 112
CO_2 (mg/l)	0 - 23.4	-	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0 - 0.4	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 1.7	0.03 - 1.4	0.05 - 0.3
NO_3^--N (mg/l)	2.5 - 7.2	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0 - 0.11	-	-
Bakterienzahl/ml (Direktzählung)	2 - 19.7 x 10^6	-	-

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Das Vorkommen in meso- bis eutrophen Weihern, Seen und Schotterteichen (z. B. WILBERT 1969, RECK 1987, KRAINER 1988) und die Funde in mesosaproben Flüssen und Stauseen (z. B. MAMAEVA 1979, SOUTO 1973) deuten auf einen Verbreitungsschwerpunkt in der Betamesosaprobie. Wir schlagen vor: b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2. Bedarf weiterer Untersuchungen an gut bestimmten (Silberimprägnation) Material.



Tintinnidium pusillum (1, 3, 7, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 2, Original; 4, 5, aus HADA 1939; 6, aus MAMAEVA 1979). **1, 2:** Ventral- und Dorsalansichten kombiniert nach Lebendbeobachtungen (Körperform, Gehäuse) und Protargolimprägnation (Bewimperung), 160 µm. **3:** Schema der Bewimperung nach Protargolimprägnation. **4, 5:** Gehäuseformen, 85 µm, 55 µm. **6:** Kontrahiertes Exemplar im vorderen Teil des Gehäuses. **7:** Bewimperung des Oralapparates. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, F = Fibrillen, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, Min = agglutinierte Mineralteilchen, MM = Mundmembranellen, NV = Nahrungsvakuole mit Kieselalgen, Sc = scharfkantige Schollen, SS = Silberliniensystem (trockene Silbernitratimprägnation), uM = undulierende Membran.



Tintinnidium pusillum (8 - 10, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 11, Original). **8 - 10:** Rechts und links laterale Ansichten nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die undulierende Membran, die vom Mundboden zum Zellmund zieht. **11:** Lebendaufnahme im Interferenzkontrast. Beachte den langen Stiel (Pfeile) bei diesem voll ausgestreckten Exemplar. aM = adorale Membranellen, M = Mund, Ma = Makronucleus, MM = Mundmembranellen, NV = Nahrungsvakuole mit Kieselalgen, St = Rest des Stiels. V_1, V_2 = Ventralorganellen, 1 - 5, 7 - 10 = Wimpernreihen.

Tintinnidium semiciliatum (STERKI, 1879) KENT, 1881

1879 *Tintinnus semiciliatus* STERKI, Z. wiss. Zool., 32: 460.
1881 *Tintinnidium semiciliatus* STERKI und *Strombidinopsis gyrans* KENT, Manual infusoria II, p. 612, 614 (Revision und Synonym).
1887 *Tintinnidium fluviatile* var. *emarginatum* MASKELL, Trans. Proc. N. Z. Inst., 20: 11 (Synonym).
1922 *Tintinnidium ranunculi* PENARD, Études Infusoires, p. 236 (Synonym).
1926 *Tintinnidium ranunculi* PENARD *semiciliatum* STERKI? - KAHL, Arch. Protistenk., 55: 252 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1929 *Tintinnidium semiciliatum* (STERKI) KENT und *Tintinnidium ranunculi* PENARD - KOFOID & CAMPBELL, Univ. Calif. Publs Zool., 34: 15 (Revision).
1932 *Strombidinopsis gyrans* KENT, 1881 und *Tintinnidium semiciliatum* STERKI, 1879 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 515, 516 (Revision).
1962 *Strombidinopsis gyrans* KENT - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 477 (Lebendbeobachtungen).
1989 *Tintinnidium emarginatum* (MASKELL, 1888) - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 151 (Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1990 *Tintinnidium semiciliatum* (STERKI, 1879) KENT, 1881 - BLATTERER & FOISSNER, Arch. Protistenk., 138: 103 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die vielen Nachweise eines festsitzenden *Tintinnidium fluviatile* (STEIN, 1863) sind sehr wahrscheinlich Populationen von *Tdm. semiciliatum*. Die Beschreibungen von *Tdm. fluviatile* var. *emarginatum* MASKELL, 1887 (Abb. 12 - 15) und *Tdm. ranunculi* (Abb. 10, 11) stimmen mit unseren Beobachtungen an *Tdm. semiciliatum* überein (vgl. PENARD 1922, KAHL 1926, SONG & WILBERT 1989). In den Freilandproben findet man diese Art fast immer nur freischwimmend, da sie ihr Gehäuse beim Transport der Proben verläßt. Daher vermuten wir, daß auch *Strombidinopsis gyrans* KENT, 1881 nur ein freischwimmendes *Tdm. semiciliatum* ist (Abb. 9, 23). Wir haben in unseren Aufzeichnungen *Tdm. semiciliatum* früher tatsächlich als *S. gyrans* geführt, bis wir bemerkten, daß es ein Gehäuse besitzt. Bei der Differentialdiagnose verwenden wir hauptsächlich die Daten aus den beiden letzt genannten Arbeiten der Synonymieliste. Bei der Ökologie und Saprobiologie gehen auch Befunde ein, die zu den Synonymen bekannt sind. Auch die Fließgewässernachweise von *Tdm. fluviatile* (ausgenommen Potamoplankton von sehr großen Flüssen) werden dazu gestellt.

Differentialdiagnose

1) Im Gehäuse sitzende, gestreckte Individuen mit Stiel 70 - 140 x 20 - 40 μm groß, meist um 100 x 30 μm. Maximal kontrahierte Zellen etwa 45 μm, freischwimmende Exemplare nach unseren Messungen 30 - 50 μm, nach LIEBMANN (1962) 50 - 80 μm lang.

2) Gestalt kelchförmig. Stiel bis 50 μm lang, geht kontinuierlich oder abrupt in den Kelch über (Abb. 1, 3, 7, 12, 13, 24). Das Ciliat kann sich ganz in sein Gehäuse zurückziehen, wobei der Stiel verschwindet und die Zelle zylindrisch wird (Abb. 10, 14, 18, 25). Bei Störung verläßt es sein Gehäuse, der Stiel verschwindet und die Gestalt wird zylindroid, ellipsoid oder kugelig (Abb. 2, 5, 6, 8, 9, 11, 15 - 17, 19, 23, 27 - 29).

3) Meist etwas unterhalb der Mitte 1 ellipsoider Makronucleus mit vielen schollenförmigen Nucleolen (Abb. 1 - 3, 6, 10, 11, 16, 17, 28, 29).

4) Kontraktile Vakuole in der Nähe des Vorderendes, auch bei ganz kontrahierten Individuen immer in der vorderen Hälfte (Abb. 1 - 3, 7, 8, 10, 11, 15 - 18; bei dem mutmaßlichen Synonym *S. gyrans* aber angeblich in der hinteren Hälfte, Abb. 9).

5) 12 - 15, meist 13 - 14 Wimpernreihen, die vorne aus Basalkörperpaaren (meist 4 - 7, nicht immer beide bewimpert), hinten aus einzelnen Wimpern aufgebaut sind. Alle Wimpern etwa 3 - 4 μm lang. Ein wimpernfreies Feld unterhalb der beiden in der Regel schräg zur Körperlängsachse verlaufenden Ventralorganellen (Abb. 1 - 3, 5, 6, 11, 16, 17, 19, 21, 27, 28, 30). Einzelheiten sind schematisiert im Diagramm dargestellt (Abb. 4).

6) 14 - 15 adorale Membranellen (Basen 5 - 7 μm), von denen 3 sukzessive verlängert sind (6 - 12 μm, Mundmembranellen) und in die Mundhöhle ziehen. Die undulierende Membran zieht vom rechten Rand der Mundhöhle bis zu ihrem Grund (Abb. 1 - 3, 5, 6, 8, 17, 19 - 22, 27 - 30).

7) Gehäuse zylindrisch, 70 - 130 x 40 - 52 μm (äußerer Durchmesser; 20 - 35 μm innerer Durchmesser), hinten meist gerundet, sitzt auf verschiedenen Substraten (Wasserpflanzen, Deckgläser, etc.), besteht aus einer farblosen bis braunen, flexiblen, gallertartigen Masse, an die Detritus, Bakterien, Flagellaten sowie kleine Grün- und Kieselalgen angelagert sein können (Abb. 1, 3, 7, 10, 12 - 14, 24 - 26). SONG & WILBERT (1989) fanden sowohl einzelne Individuen als auch unregelmäßig verzweigte Kolonien mit 60 - 250 x 25 - 35 μm Größe (Abb. 18). *Tintinnidium semiciliatum* verläßt bei der Probenahme sehr leicht das Gehäuse; legt man über Nacht Deckgläser auf die Oberfläche frischer Proben, so setzt sich das Ciliat fest, baut ein neues Gehäuse und kann gut beobachtet werden (Abb. 24 - 26).

Verwechslungsmöglichkeiten

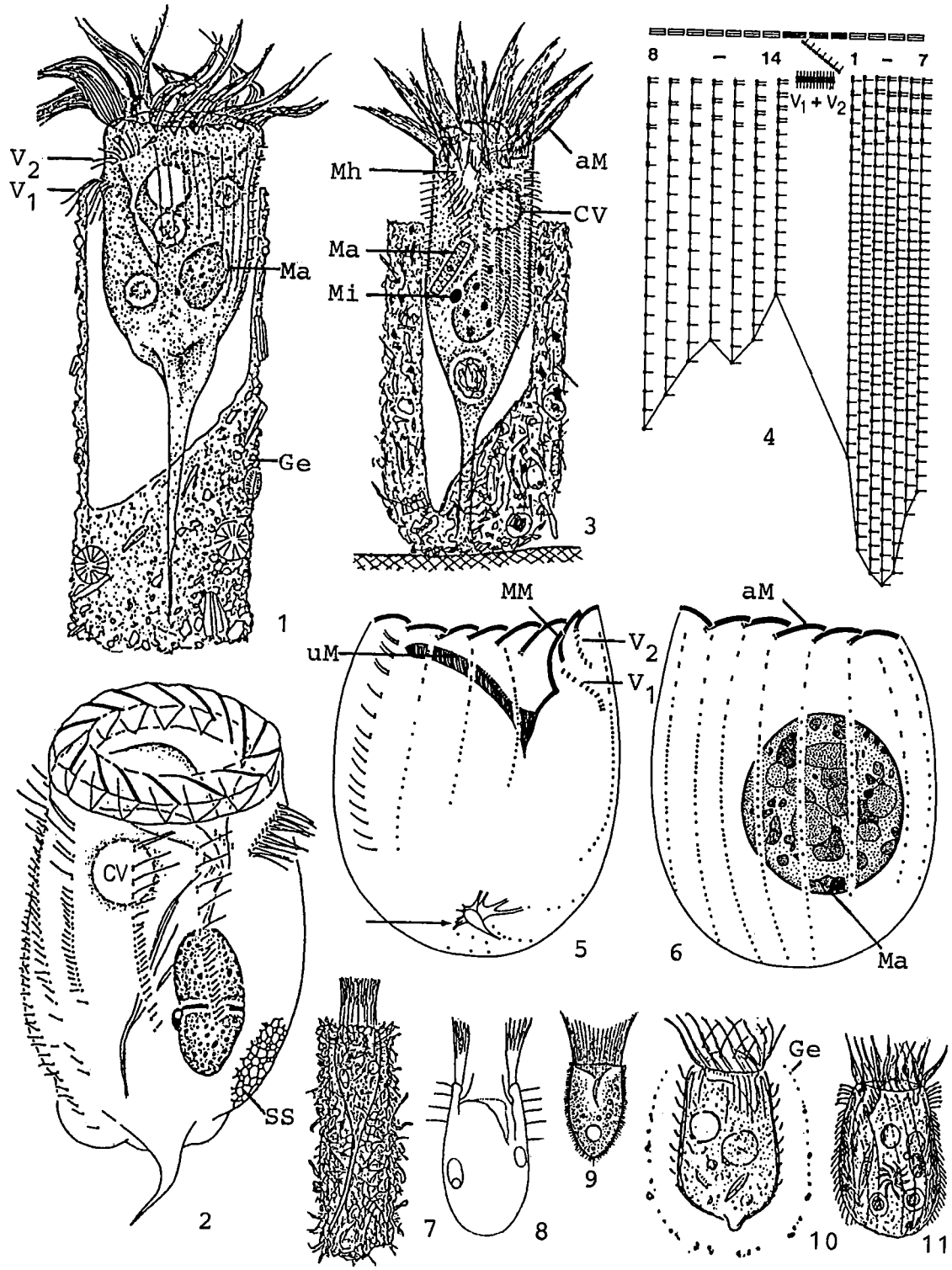
Allein das Auftreten in Fließgewässern deutet schon stark auf *Tdm. semiciliatum* hin, besonders wenn festsitzende Exemplare gefunden werden. Die Wimpernreihen von *Tdm. semiciliatum* sind im vorderen Teil aus Basalkörperpaaren (nicht immer beide bewimpert), dahinter aus Einzelwimpern aufgebaut (Abb. 4). Das unterscheidet es gut von anderen Tintinniden. Die Wimpernreihen des größeren (meist um 150 μm) → *Tdm. fluviatile* und des etwas schlankeren (etwa 25 μm) → *Tdm. pusillum* werden durchgehend von Basalkörperpaaren gebildet, von denen nur der hintere Basalkörper bewimpert ist. → *Tintinnopsis cylindrata* hat nur einzelne Wimpern und ein stabileres, vermutlich aus Mineralteilchen aufgebautes Gehäuse. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 5, 7 wichtig.

Ökologie

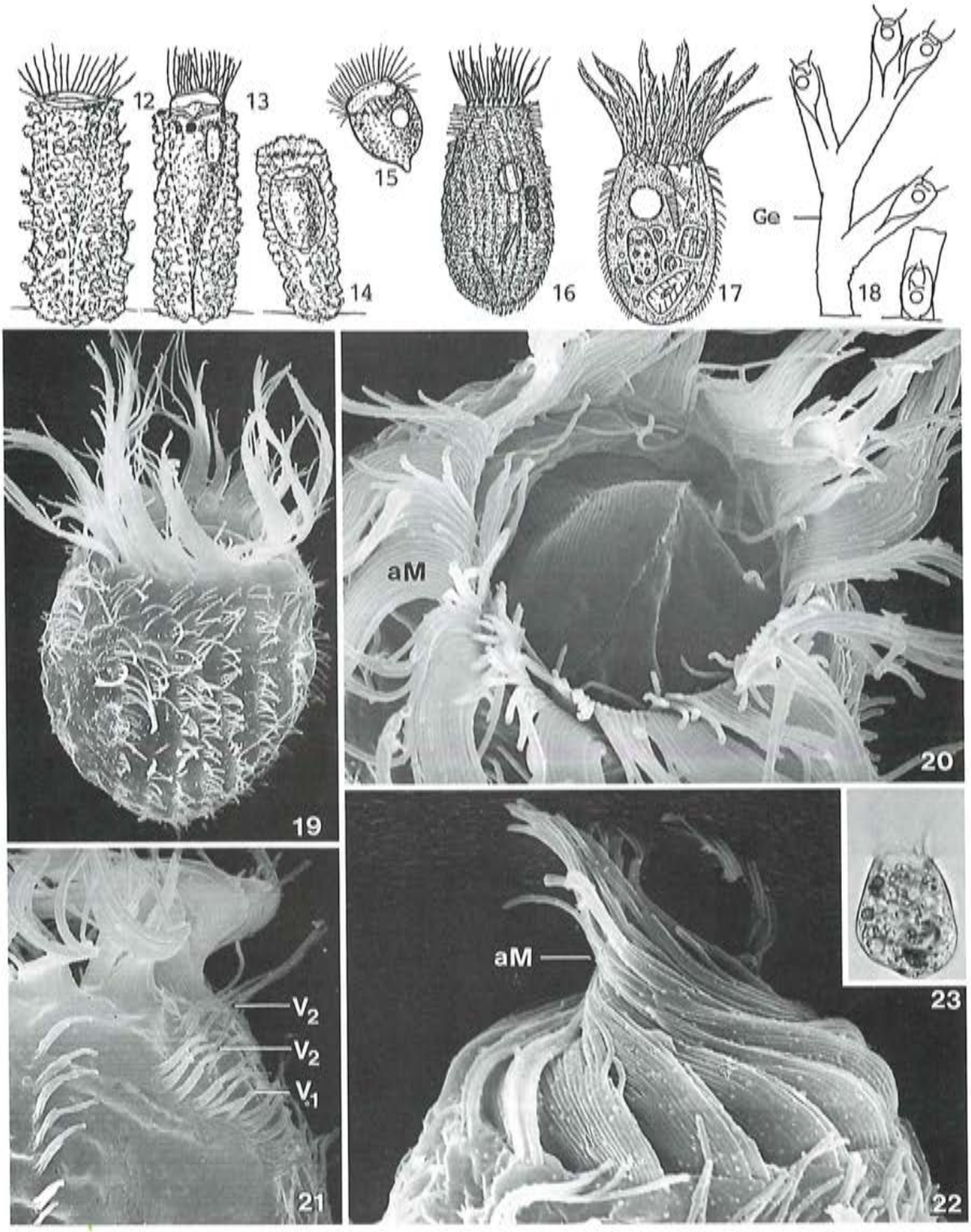
Vorkommen und Verbreitung: STERKI (1879) fand *Tdm. semiciliatum* in einem Aquarium auf Pflanzen sitzend. MASKELL (1887) beobachtete es ebenfalls auf Pflanzen und selten auf Stielen von peritrichen Ciliaten *(Epistylis, Zoothamnium)*. ENTZ (1909a, b), PENARD (1922) KAHL (1926) und LIEBMANN (1962) fanden es in verkrauteten Gräben und Tümpeln, SONG & WILBERT (1989) im Winter und Juni im Poppelsdorfer Weiher in Bonn. SLADECKOVA (1964) fand bis 29 Ind./cm^2 auf eingehängten Objektträgern in Stauseen in der Tschechoslowakei. RIEDEL-LORJE (1981) meldet es (sessil) aus der Elbemündung. Wir fanden es im Periphyton von mesosaproben Fließgewässern (Amper und Vils in Bayern, Ager und Traun in Österreich). *Tintinnidium fluviatile* var. *lata* VUXANOVICI, 1961 aus dem Mündungsbereich der Donau ist vermutlich ebenfalls *Tdm. semiciliatum*. Die Nachweise aus einem finnischen See, im Plankton von Stauseen und künstlichen Fischteichen in Russland sind zweifelhaft, da sie wohl nach der nicht durch Versilberung belegten Abbildung von MAMAEVA (1979) bestimmt wurden. Bisher aus Europa, Amerika und Neuseeland gemeldet.

Spezielle autökologische Daten: Frißt kokkale Grünalgen und kleine Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 40 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Das folgende Milieuspektrum von NUSCH (1970; aus BICK 1972a) basiert auf einer unbekannten Anzahl von Aufwuchsanalysen aus 2 Stauseen eines Flusses in der Bundesrepublik Deutschland: 6.9 - 7.7 pH, 2 - 15 °C, 12 - 14 mg/l O_2, <0.08 mg/l NH_4^+-N, 2 - 5 mg/l CO_2, 0.3 - 2.5 x 10^6 Keimzahl/ml (Membranfiltertechnik). Die Angaben von MIHAILOWITSCH (1989) basieren auf 17 - 19 Aufwuchsanalysen aus solebelasteten Fließgewässern der Bundesrepublik Deutschland: 7.6 - 8.0 pH, 4.2 - 20.5 °C, 7.6 - 11.2 mg/l O_2, 0.07 - 0.5 mg/l NH_4^+-N, 0.3 - 4.6 mg/l NO_3^--N, 0.03 - 0.8 mg/l NO_2^--N, 14.9 - 89.4 mg/l CO_2, 39.7 - 141.8 mg/l Cl^-, 56.6 - 98 mS/m Leitfähigkeit.

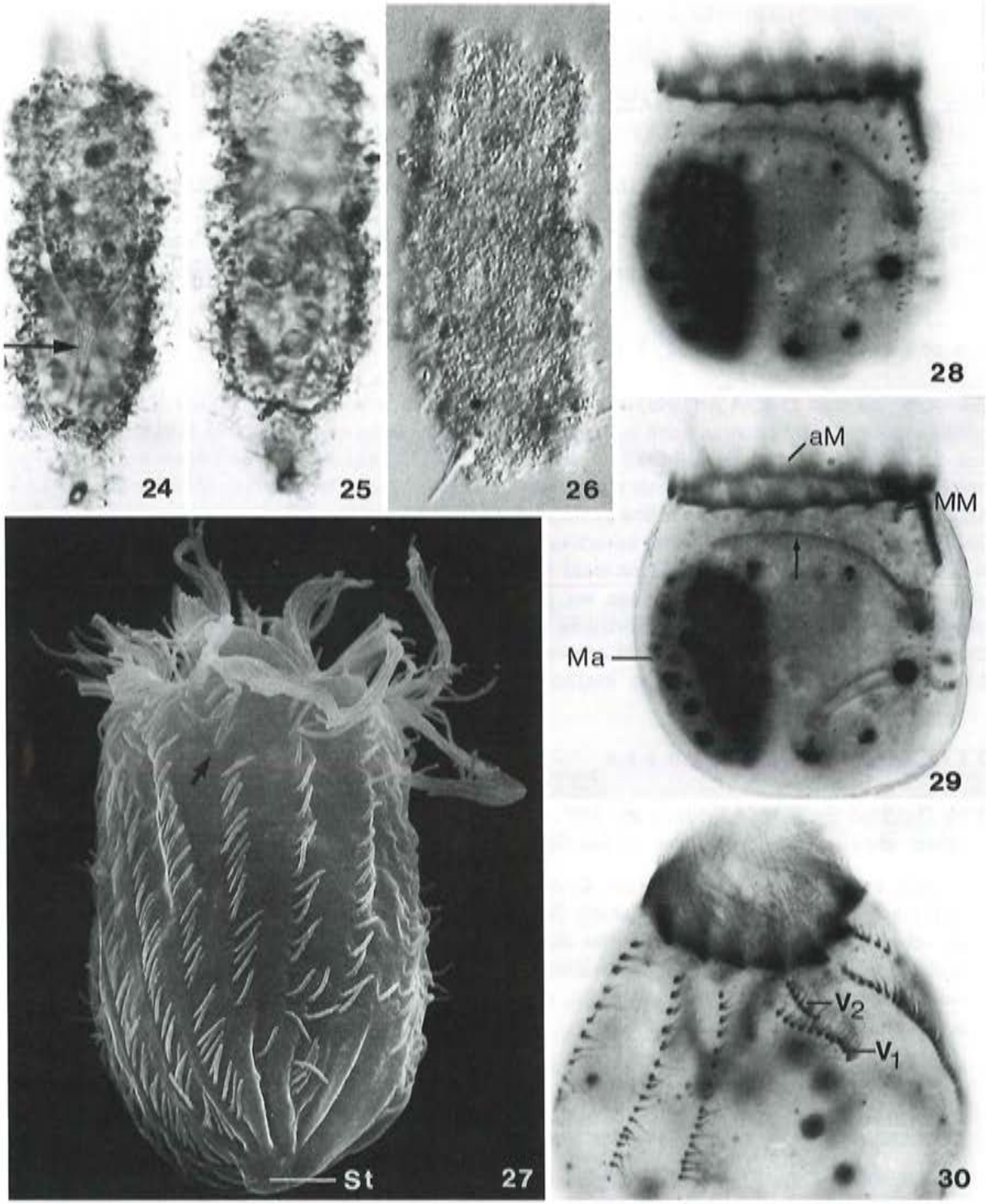
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0 (*S. gyrans*) und o - b; o = 3, b = 7, I = 4, SI = 1.7 (*T. emarginatum*). Nach LIEBMANN (1962) ist *S. gyrans* oligosaprob bis leicht betamesosaprob und meidet verschmutzte Gewässer. Die Daten von MIHAILOWITSCH (1989) und unsere ziemlich regelmäßigen Funde in der beta- bis alphamesosaproben Amper weisen aber auf einen Verbreitungsschwerpunkt in der Betamesosaprobie, weshalb wir die von SLADECEK et al. (1981) für *S. gyrans* gegebene Einstufung (b; o = 2, b = 6, a = 2, I = 3, SI = 2.0) bevorzugen.



Tintinnidium semiciliatum (1, 2, aus SONG & WILBERT 1989; 3 - 6, aus BLATTERER & FOISSNER 1990; 7, 8, aus STERKI 1879; 9, aus KENT 1881; 10, aus PENARD 1922; 11, aus KAHL 1932). **1, 3, 7, 10**: Ventral- und Dorsalansichten gestreckter Individuen, kombiniert nach Lebendbeobachtungen und Protargolimprägnation, 100 μm, 123 μm, 170 μm, 45μm. **2, 5, 6**: Bewimperung der rechten und linken Seite nach Protargolimprägnation, 50 μm, 45 μm. Der Pfeil weist auf das Myonem des Stiels. **4**: Schema der Bewimperung nach Protargolimprägnation. **8, 9, 11**: Kontrahierte Individuen ohne Gehäuse in vivo, 60 μm. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus (bzw. in Abb. 3 irrtümlich eine Nahrungsvakuole mit einer Kieselalge), Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, MM = Mundmembranellen, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, V_1, V_2 = Ventralorganellen.



Tintinnidium semiciliatum (12 - 15, aus MASKELL 1887; 16, aus LIEBMANN 1962; 17, aus BLATTERER & FOISSNER 1990; 18, aus SONG & WILBERT 1989; 19 - 23, rasterelektronen- und lichtmikroskopische Aufnahmen, Originale). **12 - 14, 18:** Gestreckte und leicht kontrahierte Individuen mit Gehäuse in vivo, 115 µm, 115 µm, ? µm, 200 µm. **15 - 17, 23:** Freischwimmende, kontrahierte Individuen ohne Gehäuse in vivo, 45 µm, 65 µm, 55 µm. **19:** Links laterale Ansicht. **20, 22:** Details der Mundbewimperung im geöffneten und geschlossenen Zustand. **21:** Rechts laterale Ansicht mit Ventralorganellen. aM = adorale Membranellen, Ge = Gehäuse, V_1, V_2 = Ventralorganellen.



Tintinnidium semiciliatum (24 - 26, aus BLATTERER & FOISSNER 1990; 27 - 30, Originale). **24**: Gestrecktes Individuum mit Stiel (Pfeil) im Durchlicht. **25**: Dasselbe Individuum in das Gehäuse zurückgezogen. **26**: Leicht gequetschtes leeres Gehäuse im Interferenzkontrast. **27**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Dorsalseite eines leicht kontrahierten Individuums. Der Pfeil weist auf Wimpernpaare am Beginn der Reihen. **28 - 30**: Körper- und Mundbewimperung nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die undulierende Membran, die von oben zum Zellmund zieht. aM = adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, MM = Mundmembranellen, St = Rest des Stiels, V_1, V_2 = Ventralorganellen.

Tintinnopsis cylindrata KOFOID & CAMPBELL, 1929

1892 *Tintinnopsis cylindrica* DADAY, Természetr. Füz., 15: 201.
1909 *Tintinnopsis cylindrica* DADAY und *Tintinnopsis fusiformis* DADAY - ENTZ, Math. naturwiss. Ber. Ung. 25: 204 (Revision).
1929 *Tintinnopsis cylindrata* - KOFOID & CAMPBELL, Univ. Calif. Publs Zool., 34: 33 (Revision).
1932 *Tintinnopsis cylindrata* KOFOID-CAMPBELL, 1892 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 517 (Revision).
1979 *Tintinnopsis cylindrata* DADAY, 1892 - FOISSNER & WILBERT, J. Protozool., 26: 97 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Nomenklatur und Taxonomie

Der Artname von DADAY (1892) war praeokkupiert und wurde von KOFOID & CAMPBELL (1929) ersetzt. Später wurden noch mehrere sehr ähnliche Arten aus limnischen Habitaten beschrieben, z. B. *Tps. illinoisensis* HEMPEL, 1898 (Abb. 8, 10, 11) aus Flüssen und Seen der USA, *Tps. wrayi* WAILES, 1938 (Abb. 12) aus einem See in England und *Tintinnidium ephemeridum* HILLIARD, 1968 (Abb. 13) aus einem See in Alaska. Diese und andere Arten, z. B. aus dem Baikalsee (sh. GAJEWSKAJA 1933) basieren ausschließlich auf geringen Unterschieden in der Form und Größe des Gehäuses. Solange diese Arten nicht durch Unterschiede in der Morphologie der Zellen (Bewimperung) belegt werden, betrachten wir sie als nicht determinierbar und als synonym mit *Tps. cylindrata*. Bei den meisten Formen wird es sich um unfertige Gehäuse dieser Art oder von → *Codonella cratera* handeln. Manche sind offensichtlich auch Testaceen, z. B. die von POLLINGHER & KIMOR (1967) beschriebene *Tps. amphora* aus dem See Genezareth.

Differentialdiagnose

1) Im Gehäuse sitzende Individuen mit Stiel meist um 95 x 20 μm groß. Gestreckte Individuen ragen immer etwas aus dem Gehäuse heraus (vgl. → Merkmal 7).

2) Gestalt kelchförmig. Stiel meist um 40 μm lang, geht je nach Kontraktionszustand abrupt (gestreckte Individuen) oder kontinuierlich (leicht kontrahierte Zellen) in den zylinderförmigen Körper über. Beim Mundeingang befindet sich eine Vorwölbung (Ventrallobus, nur bei gestreckten Individuen sichtbar), die die 2 Ventralorganellen trägt (Abb. 14). Das Ciliat kann sich in sein Gehäuse zurückziehen oder es verlassen, wobei es so wie → *Tdm. semiciliatum* verschiedene Formen annimmt (Abb. 2, 4, 14, 15).

3) Meist etwas unterhalb der Mitte 1 ellipsoider bis nierenförmiger Makronucleus (Abb. 1, 2, 14 - 16).

4) Kontraktile Vakuole in der Nähe des Vorderendes (Abb. 1, 2, 4).

5) 9 - 10 Wimpernreihen, die durchgehend aus einzelnen Basalkörpern (durchschnittlich 4.5 - 14.4/Wimpernreihe, n = 10) aufgebaut sind und 5 - 8 μm lange Wimpern besitzen. Unterhalb der beiden in der Regel schräg zur Körperlängsachse verlaufenden Ventralorganellen ein wimpernfreies Feld (Abb. 1, 2, 14, 15). Einzelheiten sind schematisiert im Diagramm dargestellt (Abb. 3).

6) 11 adorale Membranellen (Basen 4 - 5 μm lang), von denen die inneren sukzessive verlängert sind (Mundmembranellen, etwa 10 μm) und in die Mundhöhle ziehen (Abb. 1, 2, 14).

7) Gehäuse zylinder- bis leicht trichterförmig, 65 - 90 x 27 - 29 μm ($\bar{x}$ = 80 x 28 μm, n = 10; FOISSNER & WILBERT 1979), 52 - 83 x 20 - 23 μm ($\bar{x}$ = 60 x 21, n = 13; BERNATZKY

et al. 1981), 40 - 50 x 12 - 15 µm (DADAY 1892), 72 - 152 x 28 - 40 µm (ENTZ 1909a) groß, hinten meist gerundet, manchmal auch merklich zugespitzt. Die mit Methylenblau nicht anfärbbare Grundsubstanz wird von sehr vielen, etwa 10 µm großen, schollenartigen Platten (wahrscheinlich mineralischer Natur) bedeckt, kann aber teilweise auch großflächig freiliegen (FOISSNER & WILBERT 1979, RECK 1987). Aufgelagert sind wieder ziemlich viele organische (Kieselalgen, Flagellaten etc.) und anorganische (Detritus) Fremdkörper (Abb. 1, 2, 4 - 7, 18 - 21). Die Gehäusegröße und der Belag mit Fremdkörpern zeigen jahreszeitliche Unterschiede. Interessante Beobachtungen und Abbildungen zur Morphologie und Teilung des Gehäuses bei RECK (1987). Sie gibt für eine Population aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland) folgende Größen: ausgeformte Gehäuse 100 - 120 x 20 - 22 µm (n = 5), unfertige Gehäuse 40 - 90 x 18 - 40 µm (n = 20), teilungsbereite Gehäuse 135 - 140 x 20 - 25 µm (n = 10). Frisch geteilte Gehäuse entsprechen in der Form ganz jenen des Synonyms *Tps. fusiformis* DADAY, 1892 (Abb. 9; vgl. RECK 1987, ENTZ 1909a, b).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die Gehäuse von → *Tdm. fluviatile*, → *Tdm. pusillum* und → *Tdm. semiciliatum* sind weicher und die Wimpernreihen der Zellen sind zumindest im vorderen Teil aus Basalkörperpaaren (nicht immer beide bewimpert) aufgebaut. → *Codonella cratera* und *Stenosemella lacustris* FOISSNER & O'DONOGHUE, 1990 haben ebenfalls ein sehr stabiles, aber krugförmiges Gehäuse, 2 Makronucleus-Teile und einen anderen Typ der Infraciliatur. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: DADAY (1892) und JACZO (1940) fanden *Tps. cylindrata* in Fischteichen Ungarns. FOISSNER & WILBERT (1979) und BERNATZKY et al. (1981) melden sie vereinzelt das ganze Jahr, besonders häufig im April, aus einem mäßig eutrophierten Schotterteich bei Salzburg. SEBESTYEN et al. (1951) zählten bis 2188 Ind./l im Plattensee (Ungarn). Weitere nicht eindeutig belegte Nachweise: Donau in Ungarn, Elbemündung, Flüsse in Rußland (z. B. Wolga) und

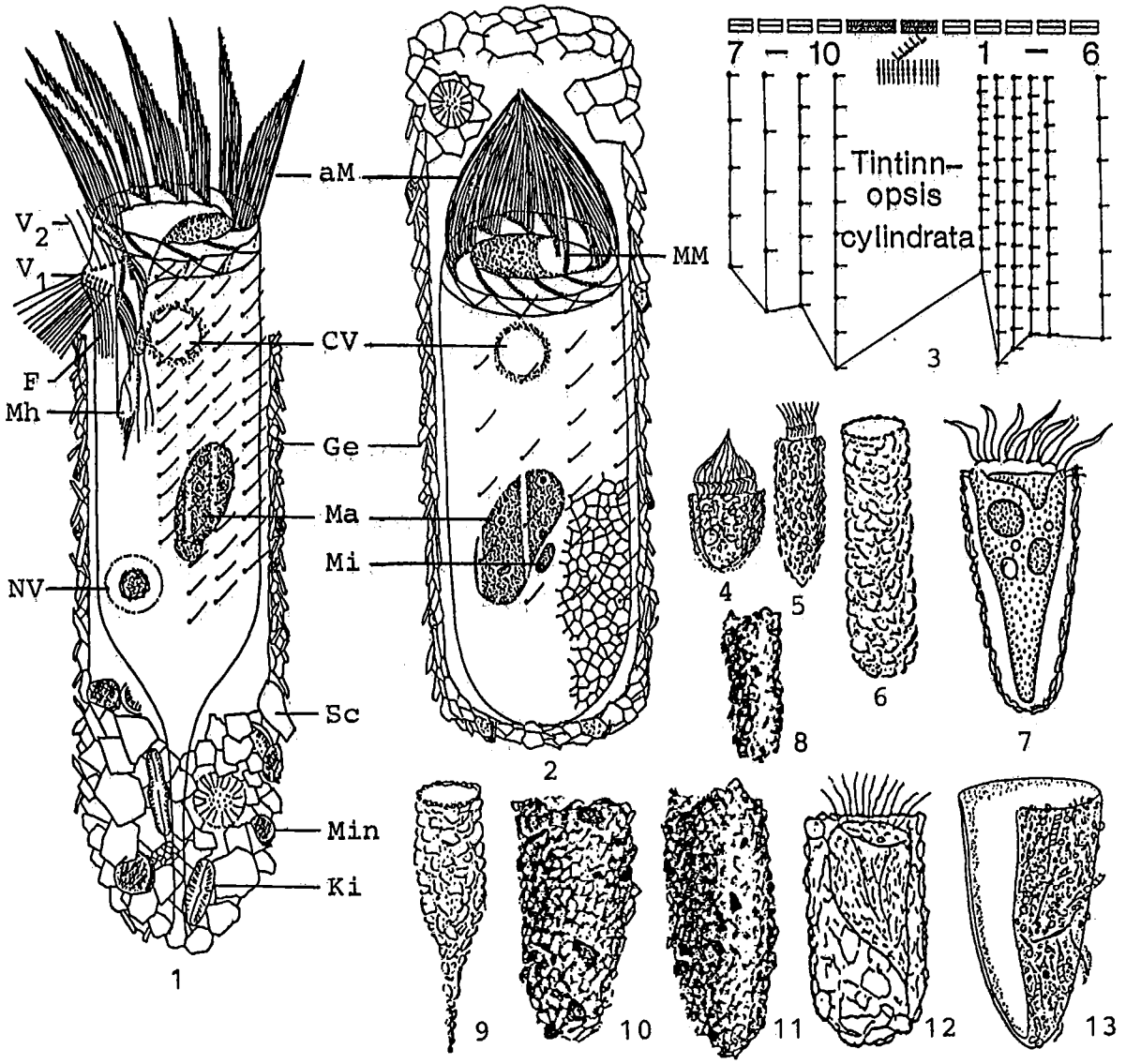
Tabelle: Milieuspektra von ***Tintinnopsis cylindrata***. Die Angaben von PATRICK et al. (1967) basieren auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus meso- bis eutrophen Flußstauen in Nordamerika, jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland). Die dritte Spalte enthält die Daten von RECK (1987) bei einer Dichte von 709 Ind./l (n = 1).

Faktor	PATRICK et al.	RECK	RECK 709 Ind./l
pH	6.5 - 7.0	8.5 - 9.3	9.2
°C	23 - 28	15.5 - 17.3	16.9
O_2 (mg/l)	>5 - 7	2.9 - 15.9	11.7
O_2 (Sättigung %)	-	29 - 163	120
BSB_5 (mg/l)	0.5 - 1.0	-	-
CO_2 (mg/l)	5 - 10	-	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.017 - 0.033	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0.045 - 0.05	0.05
NH_3-N (mg/l)	0.009 - 0.03	-	-
NO_3^--N (mg/l)	0.07 - 0.2	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0.001 - <0.007	-	-
Cl^- (mg/l)	5 - <10	-	-

Nordamerika, Teiche und Stauseen in Rußland und in der Tschechoslowakei, Teiche in Japan (z. B. PATRICK et al. 1967, MAMAEVA 1979, BARTSCH & HARTWIG 1984, KUSANO 1985). Bisher nur in Eurasien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt kokkale Grünalgen und vermutlich auch Kieselalgen. Biomasse von 10^6 Individuen 10 mg (MAMAEVA 1979), 30 mg (NEBRAT 1975), 20 mg (aus der durchschnittlichen Größe errechnet). Aus einem Stausee in Rußland meldet NEBRAT (1975) im Frühling 350 Ind./l mit einer Biomasse von 0.00002 g/l. Er berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 251 μl/h.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 7, a = 3, I = 4, SI = 2.3. MORAVCOVA (1977): b; b = 10, I = 5, SI = 2.3 (offensichtlich falsch berechnet). Da die meisten Nachweise aus meso- bis eutrophen Seen und aus dem Plankton beta- bis alphamesosaprober Flüsse stammen, bevorzugen wir die von SLADECEK et al. (1981) vorgeschlagene Einstufung. Bedarf weiterer Untersuchungen an gut determiniertem (Silberimprägnation) Material.

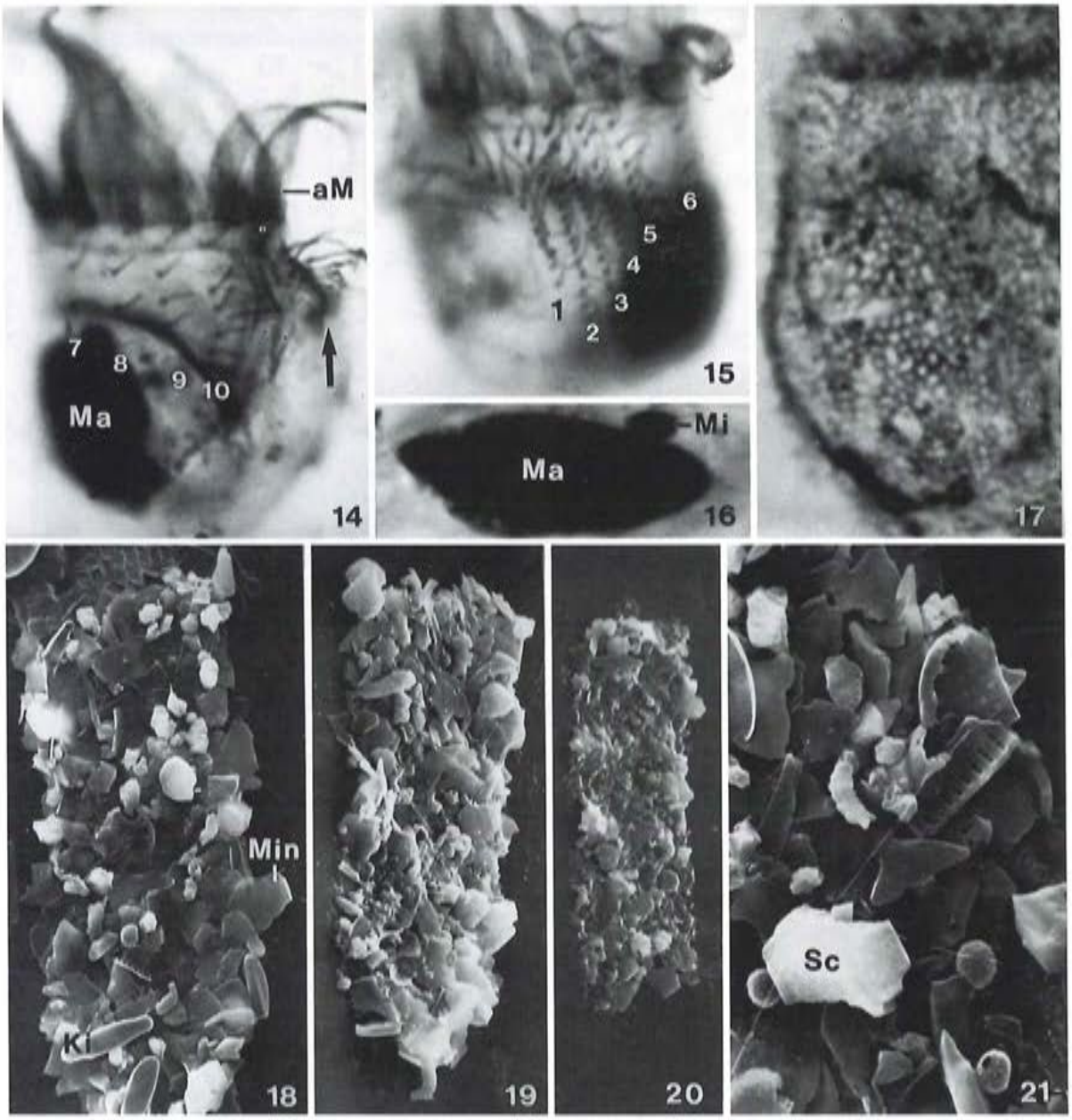


Tintinnopsis cylindrata (1, 3, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 2, Original; 4, 5, nach ENTZ 1909b aus KAHL 1932; 6, 9, aus DADAY 1892; 7, aus MAMAEVA 1979). 1, 2, 4, 5, 7: Ventral- und Dorsalansichten kombiniert nach Lebendbeobachtungen (Körperform, Gehäuse) und Protargolimprägnation (Bewimperung), 97 µm, 97 µm, 50 µm, 70 µm, ? µm. 3: Schema der Bewimperung nach Protargolimprägnation. 6, 9: Gehäuseformen, 45 µm, 40 µm. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, F = Fibrillen, Ge = Gehäuse, Ki = Kieselalgen, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, Min = Mineralkörner, MM = Mundmembranellen, NV = Nahrungsvakuole, Sc = scharfkantige Schollen, V_1, V_2 = Ventralorganellen.

Tintinnopsis illinoisensis (8, 10, 11, aus HEMPEL 1898). Gehäuse etwa 60 mm lang.

Tintinnopsis wrayi (12, aus WAILES 1938). Gehäuse etwa 50 mm lang.

Tintinnopsis ephemeridum (13, aus HILLIARD 1968). Gehäuse etwa 150 µm lang.



Tintinnopsis cylindrata (14, 15, 17, 18, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 16, 20, Originale; 19, 21, aus BERNATZKY et al. 1981). **14, 15:** Rechts und links laterale Ansicht nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die Ventralorganellen. **16:** Kernapparat nach Protargolimprägnation. **17:** Teil des sehr engmaschigen Silberliniensystems nach trockener Silbernitratimprägnation. **18 - 21:** Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von Gehäusen und Teil eines Gehäuses. aM = adorale Membranellen, Ki = Kieselalgen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Min = Mineralkörner, Sc = scharfkantige Schollen, 1 - 10 = Wimpernreihen.

Codonella cratera (LEIDY, 1877) IMHOF, 1885

1877 *Difflugia cratera* LEIDY, Proc. Acad. nat. Sci. Philad., Jahr 1877, p. 307 (ohne Abbildung).
1879 *Difflugia cratera* LEIDY - LEIDY, Geol. Surv. Terr., 12: 108 (erste Abbildungen).
1885 *Codonella cratera* (LEIDY ?) - IMHOF, Zool. Anz., 8: 293 (kombinierender Autor).
1885 *Codonella lacustris* ENTZ, Mitt. zool. Stn Neapel, 6: 196 (ausführliche Lebendbeobachtungen).
1909 *Codonella lacustris* (ENTZ sen.) - ENTZ, Math. naturwiss. Ber. Ung., 25: 207 (ausführliche Lebendbeobachtungen).
1929 *Codonella cratera* (LEIDY) VORCE - KOFOID & CAMPBELL, Univ. Calif. Publs Zool., 34: 58 (Revision).
1932 *Codonella (Difflugia* 1877 - *Tintinnus* 1879) *cratera* (LEIDY, 1877) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 517 (Revision).
1979 *Codonella cratera* (LEIDY, 1877) - FOISSNER & WILBERT, J. Protozool., 26: 97 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).
1981 *Codonella cratera* (LEIDY, 1879) - BERNATZKY, FOISSNER & SCHUBERT, Zool. Scr., 10: 82 (Gehäusemorphologie).

Taxonomie

Diese Art, die LEIDY (1877, 1879) als beschalte Amöbe beschrieb, wurde in viele Varietäten zersplittert (ENTZ 1885, IMHOF 1886, DADAY 1892, ZACHARIAS 1905, ENTZ 1909b, KOFOID & CAMPBELL 1929, KAHL 1932, GAJEWSKAJA 1933, NIE 1933, HADA 1939, MOROZOVSKAYA & POLISHCHUK 1969). Die Varietäten und andere ähnliche Arten basieren aber ausschließlich auf geringen Unterschieden in der Form und Größe des Gehäuses. Der Aufbau aus Fremdkörpern, die Farbe und die Größe (Frühjahrs-Gehäuse sind größer) variieren jedoch nach Jahreszeit und/oder Biotop (Abb. 16 - 35; z. B. BERNATZKY et al. 1981, PEJLER 1962, ENTZ 1909b). Die Spiralstruktur des Aufsatzes ist oft nur an der Innenseite des Gehäuses erkennbar (Abb. 19, 20). Bei jungen Individuen besteht der Aufsatz nur aus 1 - 2 Ringen oder er fehlt (Abb. 30, 31). ENTZ (1909b) fand bei Gehäusen, die nur wenig mit Fremdkörpern belegt waren, in der Grundsubstanz ein sehr feines Netzwerk aus fünf- bis sechseckigen Feldern und unterscheidet daher *C. lacustris* forma *reticulata* und *C. lacustris* forma *laevis*. Solange diese Varietäten und Arten nicht durch Unterschiede in der Morphologie der Zellen (Bewimperung) belegt werden, betrachten wir sie als nicht determinierbar und als synonym mit *C. cratera* (LEIDY, 1877). In der saprobiologischen Literatur wird die Art gelegentlich als *Tintinnopsis lacustris* (ENTZ, 1904) geführt.

Differentialdiagnose

1) Im Gehäuse sitzende, gestreckte Individuen mit Stiel meist um 70 x 25 µm groß, ragen immer deutlich aus dem Gehäuse heraus.

2) Gestalt kelch- bis trichterförmig. Stiel etwa 20 µm lang, ist auch bei gestreckten Individuen nur undeutlich vom zylindroiden Körper abgesetzt. Kein Ventrallobus (Abb. 1, 2, 6, 8, 10, 11). Das Ciliat kann sich in sein Gehäuse zurückziehen oder es verlassen, wobei es so wie → *Tdm. semiciliatum* verschiedene Formen annimmt (Abb. 12, 13).

3) Meist etwas unterhalb der Mitte 2 kugelige bis nierenförmige Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 2, 8, 12, 13).

4) Kontraktile Vakuole in der Nähe des Vorderendes (Abb. 1, 8).

5) 29 - 32 deutlich spiralig verlaufende Wimpernreihen. Links der Mundhöhle ein dichtes laterales Wimpernfeld, das etwa 10 µm lange, biegsame Wimpern besitzt. Darunter eine kurze Ventro-La-

teralreihe aus einzelnen Wimpern. Rechts der Mundhöhle eine lange Ventralreihe, bei der die Basalkörper paarweise angeordnet sind, aber nur der jeweils hintere eine 15 - 20 μm lange Wimper besitzt. Alle anderen Wimpernreihen beginnen mit je einem Basalkörperpaar, das zwei 15 - 20 μm lange Wimpern trägt. Darauf folgen einzelne Basalkörper mit nur etwa 10 μm langen Wimpern (Abb. 1, 2, 8, 11 - 15). Einzelheiten sind schematisiert im Diagramm dargestellt (Abb. 3).

6) 15 adorale Membranellen (Basen 9.5 - 10.5 μm lang), von denen die inneren leicht verlängert sind (Mundmembranellen, etwa 12 μm) und in die Mundhöhle ziehen (Abb. 1, 2, 13).

7) Gehäuse 43 - 63 x 31 - 49 μm ($\bar{x}$ = 52 x 37 μm, n = 52, 5 Populationen in BERNATZKY et al. 1981) groß, mit Methylenblau nur wenig anfärbbar, gliedert sich in Wohnkammer und Aufsatz. LEIDY (1879) gibt folgende Maße: ganzes Gehäuse 56 - 72 x 36 - 42 μm, Aufsatzhöhe 28 - 36 μm. Andere Autoren (z. B. FAURE-FREMIET 1924) geben ähnliche Maße wie BERNATZKY et al. und LEIDY; alle Längenangaben zwischen 40 und 80 μm. Wohnkammer im Umriß meist kreisförmig, selten pentagonal oder dreieckig. Aufsatz zylindroid oder trichterförmig, in Frontalansicht immer kreisrund, besteht aus einer Spirale mit 3.5 - 4.5 Windungen, die insbesondere außen oft nicht erkennbar sind (Abb. 7, 8, 11, 17, 19, 22, 28). Das Baumaterial der Gehäuse besteht je nach Angebot aus ganzen oder Bruchstücken von Kieselalgen (z. B. *Cyclotella*, *Stephanodiscus*), scharfkantigen, unregelmäßig geformten Schollen und annähernd hexagonalen Kristallen (vermutlich Mineralteilchen; → Taxonomie; Abb. 1, 2, 5 - 11, 16 - 35). Sie werden von einer sich mit Protargolsilber intensiv imprägnierenden Substanz verkittet.

Verwechslungsmöglichkeiten

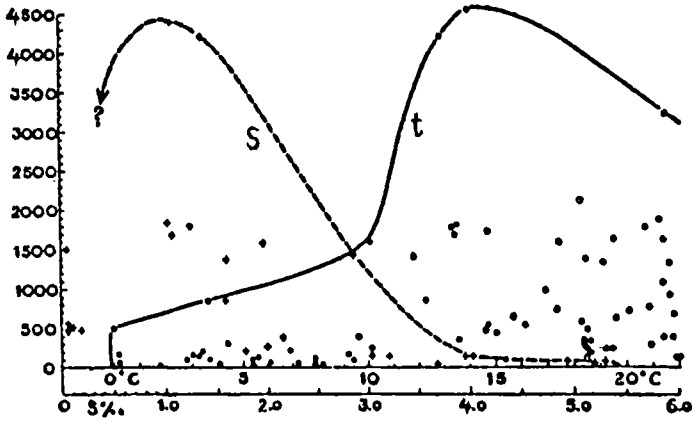
Codonella cratera unterscheidet sich durch die beiden Makronucleus-Teile so deutlich von den anderen hier behandelten Tinntinniden, daß man auch gehäuselose Exemplare determinieren kann. Bei wichtigen Untersuchungen sollte zur Identifikation aber auch die Bewimperung herangezogen werden, da es möglich ist, das es weitere ähnliche Arten gibt (→ Taxonomie). *Stenosemella lacustris* FOISSNER & O'DONOGHUE, 1990 ist ebenfalls zweikernig, hat aber ein herzförmiges Gehäuse mit einem nur etwa 4 μm hohen Aufsatz und ist bisher nur aus Australien bekannt. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig im Plankton von Seen, Teichen, Stauseen und großen Flüssen (z. B. Donau, Elbe, Wolga). Mehrere Funde aus Altarmen von Flüssen und natürlichen und künstlichen Fischteichen. Ein Nachweis aus einem Moorteich in der Bundesrepublik Deutschland (ZACHARIAS 1903). Nicht in astatischen Gewässern, kleinen Fließgewässern und im Boden (bisher keine Dauerzysten bekannt). Nach HALME (1958), BIERNACKA (1956) und VERSCHAFFELT (1929) geht *C. cratera* auch ins oligohaline Brackwasser. Die Salztoleranz ist aber sehr gering (→ Diagramm). SCHULZ (1965) fand nur leere Gehäuse im oligohalinen Brackwasser der Elbe. GESSNER (1937) fand sie bei etwa 0.24 % Salzgehalt in ausgesüßten Lagunen der Insel Rügen (Bundesrepublik Deutschland). SOUTO (1973, 1974) meldet sie aus der Flußmündung des Rio de la Plata (Argentinien). Die Gehäuse von *C. cratera* finden sich auch fossil in Seesedimenten (FREY 1964); vermutlich können sie für paläolimnologische Zwecke verwendet werden. Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch; Nachweise aus Australien, Afrika und den Polarregionen fehlen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt Kieselalgen, vermutlich auch Grünalgen und Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen 50 mg (MAMAEVA 1979; vermutlich nach der Größe des Gehäuses berechnet), 17 mg (LUK'JANOVICH 1973), 20 mg (NEBRAT 1975 und eigene Berechnung aus der durchschnittlichen Größe). Aus einem Stausee in Rußland meldet NEBRAT (1975) im Frühling 289 Ind./l mit einer Biomasse von 0.016 mg/l. Er berechnete für die O_2-Konsumption von 10^6 Individuen 180 μl/h. Aus einem Teich in Rußland melden KUZNETSOVA & ARSLANOVA (1981) im August

4040 Ind/l mit einer monatlichen Biomasseproduktion von 0.109 g/m^3. Tritt das ganze Jahr über auf, bevorzugt anscheinend kühlere Temperaturen: 4.7 - 18.3 °C, Optimaltemperatur 8 - 15 °C (Mai - Juni), maximale Entwicklung bei 11.2 °C (FINDENEGG 1953). Entwicklungsmaxima meist von Frühling bis Herbst, z. B. 12000 Ind./l in einem See in der Schweiz (ODERMATT 1970), 16800 Ind./l in einem Stausee und 5200 Ind./l in einem Teich in England (GOULDER 1975, 1976), 2800 Ind./l in der Wolga (Rußland; MAMAEVA 1979). Es gibt noch viele weitere Abundanzangaben in der Literatur, die hier aber nicht angeführt werden, weil sie für die Saprobiologie nicht wesentlich sind. TAYLOR & LEAN (1981) geben für den Phosphorumsatz eines Individuums 0.54 µl/h an. Autökologische Datensammlung → Ökogramm und → Tabelle.

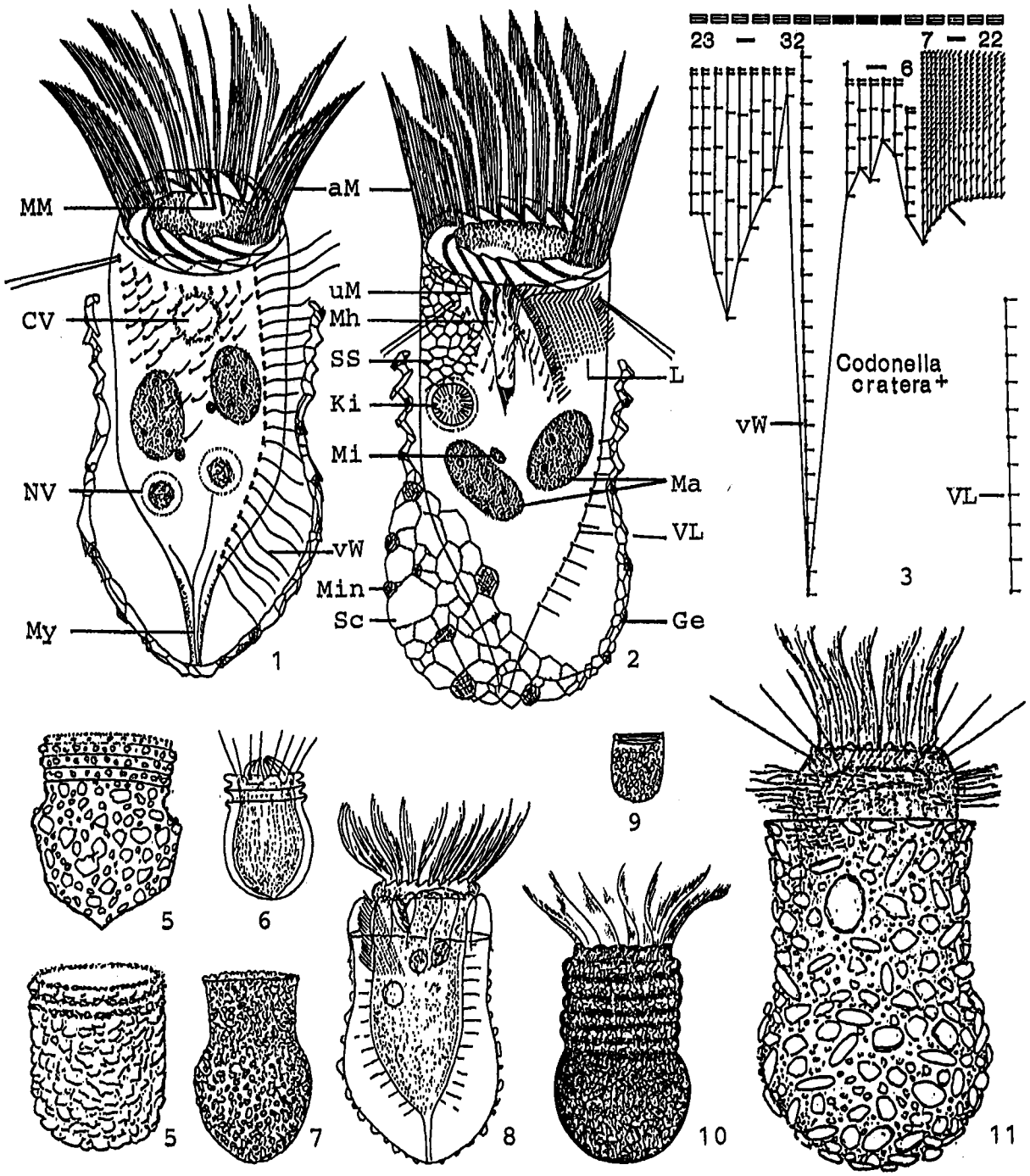


Ökogramm (aus HALME 1958): Verhalten von *Codonella cratera* zu Wassertemperatur (t) und Salzgehalt (S). Ordinate: Individuen pro Liter.

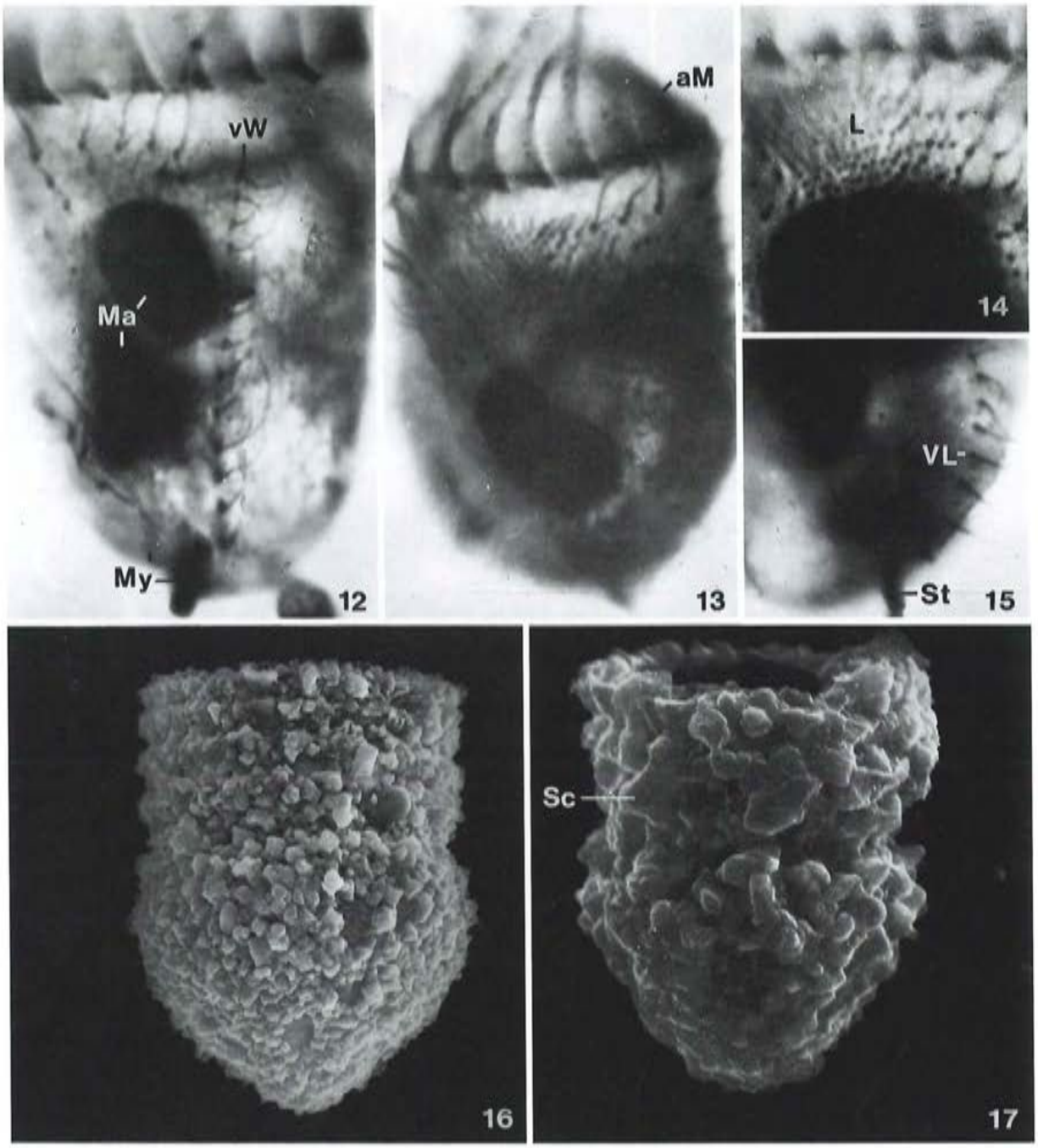
Tabelle: Milieuspektra von *Codonella cratera*. Die Angaben von PATRICK et al. (1967) basieren auf einer unbekannten Anzahl von Analysen aus meso- bis eutrophen Flüssen in Nordamerika (vermutlich Einfluß von Stauseen), jene von FOISSNER & WILBERT (1979) auf 2 Analysen aus dem Obertrumer See bei Salzburg (Österreich), jene von RECK (1987) auf vielen Analysen aus dem Plußsee (Bundesrepublik Deutschland). Die vierte Spalte enthält die Daten von RECK (1987) ab einer Dichte von >10 Ind./l.

Faktor	PATRICK et al.	FOISSNER & WILBERT	RECK	RECK, >10 Ind./l
pH	6.5 - 7.0	8.7 - 8.9	7.3 - 9.1	7.3 - 7.4
°C	23 - 28	17.1 - 18.5	3.5 - 17.7	3.5 - 4.8
O_2 (mg/l)	5 - 7	4.7 - 6.5	0.9 - 13.9	2.2 - 6.5
O_2 (Sätt. %)	-	-	7 - 118	17 - 50
BSB_5 (mg/l)	0.5 - 1.0	-	-	-
CO_2 (mg/l)	5 - 10	-	-	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.003 - 0.017		-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	<0.02	0.03 - 0.3	-
NH_3-N (mg/l)	0.009 - 0.03	-	-	-
NO_3^--N (mg/l)	0.07 - 0.2	0.16 - 0.2	-	-
NO_2^--N (mg/l)	0.001 - <0.007	0.003	-	-
Cl^- (mg/l)	5 - <10	-	-	-

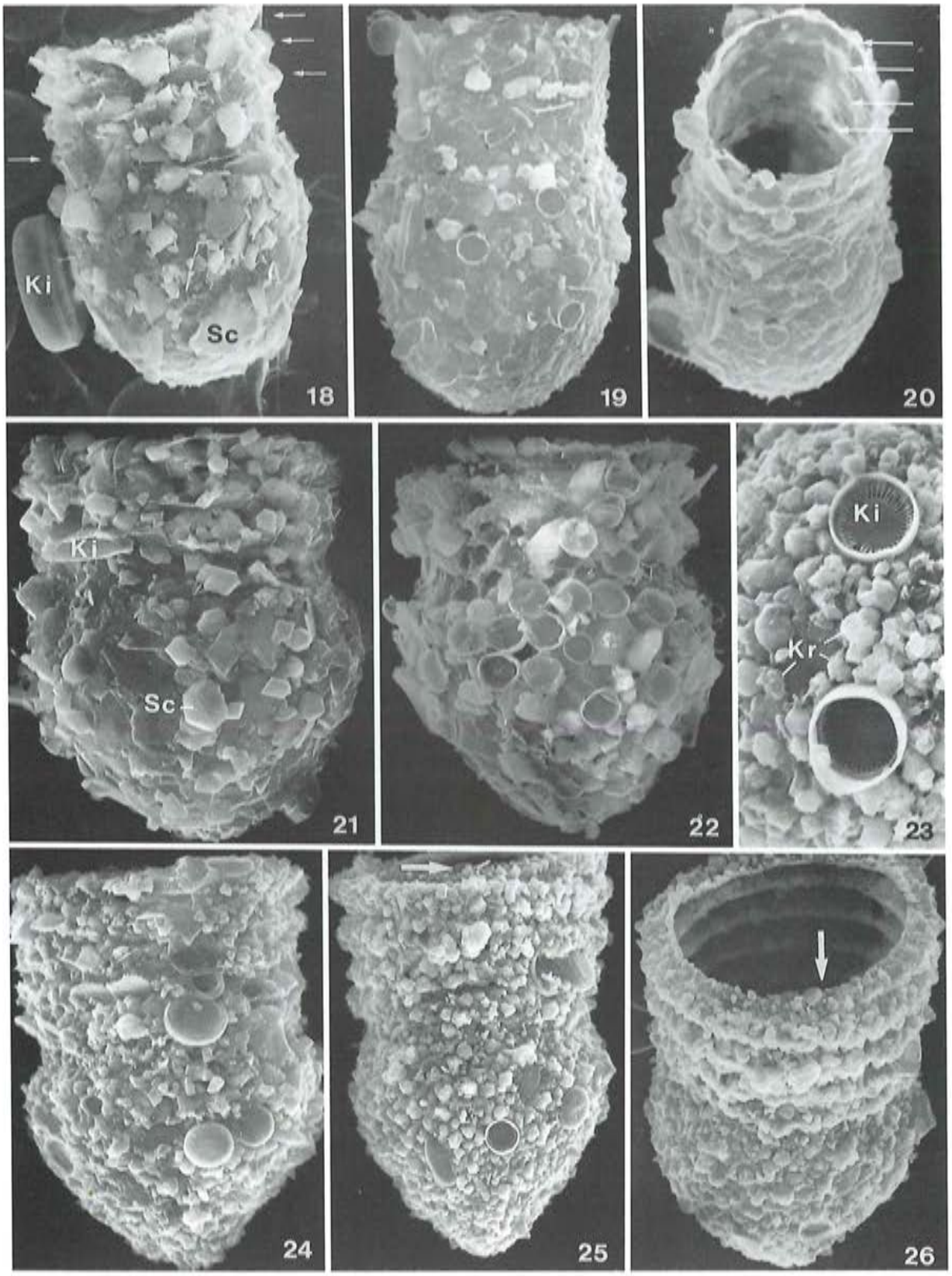
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981; WEGL 1983 für das Synonym *Tintinnopsis lacustris*; FOISSNER 1988a): o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. WEGL (1983) gibt für *C. cratera*: o - b; o = 4, b = 6, SI = 1.6. MAUCH et al. 1985: SI = 2.0. Bei Nachweisen aus dem Plankton großer Flüsse (z. B. MAMAEVA 1979, SCHULZ 1965, BELIKHOFF 1936) dürfte es sich eher um betamesosaprobe Verhältnisse handeln. Daher übernehmen wir die Einstufung von WEGL (1983). Dazu passen viele Nachweise aus sehr klaren, oligotrophen (z. B. FAURE-FREMIET 1924, SCHÖNBORN 1985) und leicht bis hypertrophen Seen und Teichen (z. B. FOISSNER & WILBERT 1979, BERNATZKY et al. 1981, RECK 1987). Bedarf weiterer Untersuchungen.



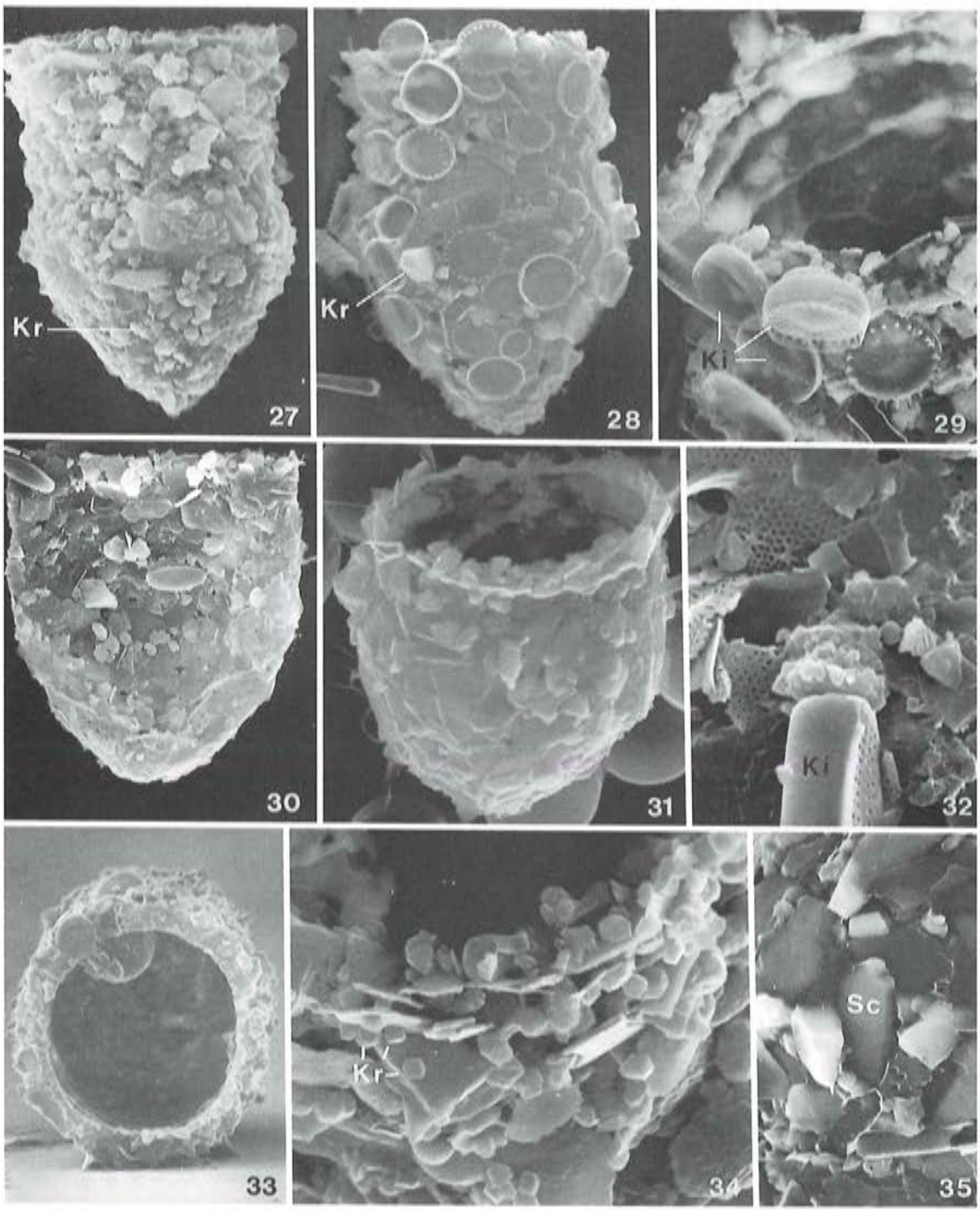
Codonella cratera (1 - 3, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 5, aus ENTZ 1885 und DADAY 1892; 6, 8, aus KAHL 1932; 9, aus KAHL 1932 nach DADAY 1892; 7, aus LEIDY 1879; 10, aus NIE 1933; 11, aus FAURE-FREMIET 1924). 1, 2, 6, 8, 10, 11: Ventral- und Dorsalansichten kombiniert nach Lebendbeobachtungen (Körperform, Gehäuse) und Protargolimprägnation (Bewimperung), 70 µm, 70 µm, ? µm, ? µm, ? µm, 80 µm. 3: Schema der Bewimperung nach Protargolimprägnation. 5, 7, 9: Formvarianten von Gehäusen, ? µm, ? µm, 50 µm, ? µm. aM = adorale Membranellen, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ki = Kieselalgen (Nahrung), L = laterales Wimpernfeld (Wimpern verkürzt gezeichnet!), Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, Min = agglutinierte Mineralkörner, MM = Mundmembranellen, My = Myonem (kontraktile Fasern) des Stiels, NV = Nahrungsvakuole, Sc = scharfkantige Schollen, SS = Silberliniensystem nach trockener Silbernitratimprägnation, uM = undulierende Membran, VL = ventro-laterale Wimpernreihe, vW = ventrale Wimpernreihe.



Codonella cratera (12 - 15, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 16, 17, aus BERNATZKY et al. 1981). **12 - 15:** Rechts und links laterale Ansichten und Details der Bewimperung nach Protargolimprägnation. **16 - 17:** Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von adulten Gehäusen. aM = adorale Membranellen, L = laterales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, My = Myonem (kontraktile Fasern) des Stiels, Sc = scharfkantige Schollen, St = Stiel, VL = ventro-laterale Wimpernreihe, vW = ventrale Wimpernreihe.



Codonella cratera (18, aus FOISSNER & WILBERT 1979; 19 - 26, aus BERNATZKY et al. 1981). **18 - 26**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von adulten Gehäusen und Teilen von Gehäusen. Die Pfeile in 18, 20 weisen auf die 4 spiralig verlaufenden Leisten des Aufsatzes. Die Pfeile in 25, 26 weisen auf das Ende des spiraligen Aufsatzes. Ki = Kieselalgen, Kr = annähernd hexagonale Kristalle, Sc = scharfkantige Schollen.



Codonella cratera (27 - 35, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; aus BERNATZKY et al. 1981). 27 - 29, 32 - 34: Adulte Gehäuse und Teile von adulten Gehäusen. 30, 31, 35: Juvenile Gehäuse bzw. Teil eines juvenilen Gehäuses. Ki = Kieselalgen, Kr = annähernd hexagonale Kristalle, Sc = scharfkantige Schollen.

4.3 Unterklasse Hypotrichia STEIN, 1859

Die Hypotrichen sind eine ziemlich einheitliche, leicht erkennbare Gruppe von Ciliaten, die sowohl in limnischen und marinen als auch in terrestrischen Biotopen weit verbreitet, meist aber nicht sehr abundant ist. Fast jeder kennt die im Süßwasser häufig vorkommende *Stylonychia mytilus*. In Abwasserreinigungsanlagen erreichen Arten aus den Gattungen *Euplotes* und *Aspidisca* manchmal hohe Abundanzen; ihre Weidetätigkeit führt zur Bildung gut absetzbarer, kompakter Flocken.

Die hypotrichen Ciliaten wurden bereits von MÜLLER (1773, 1786), EHRENBERG (1838) und STEIN (1859b) ausführlich bearbeitet. Die letzte zusammenfassende Darstellung und die Beschreibung vieler neuer Arten lieferte KAHL (1932). Eine detaillierte Bearbeitung der großteils autochthonen terrestrischen Formen erfolgte erst in den letzten Jahrzehnten u. a. durch GELLERT (1956), BUITKAMP (1977) und FOISSNER (1982, 1987b, c). Eine umfangreiche Neubearbeitung der Gruppe ist in Vorbereitung (BERGER 1992).

Die Hypotrichen sind durch folgende Merkmale charakterisiert: (i) Der Körper ist dorso-ventral meist abgeflacht und häufig sehr flexibel; (ii) Die Bewimperung der Ventralseite besteht aus vielen Polykinetiden, den sogenannten Cirren, jene der Dorsalseite überwiegend aus Dikinetiden, das sind Basalkörperpaare, bei denen aber nur der vordere Basalkörper bewimpert ist (Abb. 1); (iii) Der Oralapparat befindet sich auf der linken vorderen Körperhälfte. Er besteht aus einer großen, meist fragezeichenförmigen adoralen Membranellenzone auf der linken Seite und 2 undulierenden Membranen in der Mediane der Zelle (Abb. 1, 2). Eine Ausnahme bildet die Gattung → *Aspidisca*, bei der die Membranellenzone eher unauffällig und zweigeteilt ist; (iv) Der Makronucleus besitzt ein sogenanntes "Replikationsband" (wie bei den → Oligotrichen!), das nur kurz vor und während der Zellteilung sichtbar wird; es entsteht durch lokale und sequentielle Replikation der DNS; (v) Die Stomatogenese ist para- oder apokinetal, d. h. das Anlagenfeld für den Mund entsteht mit oder ohne Einbeziehung elterlicher Cirren. Die Cirren selbst entstehen aus vielen (z. B. bei *Urostyla*) oder wenigen (z. B. bei *Oxytricha*) schräg oder längs gerichteten Anlagen.

Die Hypotrichen sind mit den herkömmlichen lichtmikroskopischen Methoden anhand der Merkmale (i) - (iii), besonders aber wegen der typischen Cirren, ohne Schwierigkeiten von den anderen Großgruppen der Ciliaten zu unterscheiden. Die Artbestimmung ist dagegen oft schwierig, obwohl einige Arten durch Besonderheiten in der Lebensweise oder durch auffallende morphologische Details sehr einfach zu erkennen sind. Für eine zuverlässige Determination der meisten Formen ist eine gründliche in vivo Untersuchung mit dem Ölimmersionsobjektiv erforderlich, da die Anordnung der Cirren besonders für den Ungeübten oft schwierig erkennbar ist; bei einigen ist Silberimprägnation unerläßlich.

Auch die Terminologie ist wegen der vielen verschiedenen Typen und der teilweise noch ungeklärten Homologien sehr kompliziert. Deshalb haben wir 3 charakteristische Muster und verschiedene Mundtypen in den Abb. 1 a - d und 2 a - h vereinfacht dargestellt. Für die Bestimmung von *Euplotes*- und *Aspidisca*-Arten ist außerdem das dorsale Silberliniensystem wichtig (Abb. 3 a - e). Das Silberliniensystem der anderen Gruppen ist ein unregelmäßiges Engmaschengitter und für die Artbestimmung nicht verwertbar (→ Abb. 17 bei *Stichotricha aculeata*).

Eine zufriedenstellende Klassifikation der Hypotrichen, deren Ahnen die Heterotrichen sein dürften, ist bisher nicht gelungen (CORLISS 1979, BERGER 1992). Während früher höhere Taxa nur nach der Anordnung der Cirren unterschieden wurden, verwendet man jetzt in zunehmendem Maße ultrastrukturelle Merkmale (z. B. BORROR 1972a, SMALL & LYNN 1985, FLEURY 1988). Die dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex einer *Euplotes*-Art zeigt Abb. 4 a. Die Verankerung der

Cirren im Cortex erfolgt durch verschiedene Fibrillensysteme, die teilweise auch in den Silberpräparaten erkennbar sind (Abb. 4 b, → Abb. 12 bei *Paraurostyla weissei*).

Die Unterklasse umfaßt zur Zeit etwa 700 Arten, von denen hier 46 saprobiologisch klassifiziert sind. Von den eingestuften Arten lebt *Hypotrichidium conicum* planktisch, *Kerona pediculus* epizoisch auf Hydren und Bryozoen, die übrigen findet man vorwiegend im Aufwuchs und im Detritus.

Besonders auffallend ist die Lebensweise des sehr seltenen *Ancystropodium maupasi* FAURE-FREMIET (nicht eingestuft), das sich mit seinem langen, kontraktilen Hinterende, ähnlich einem peritrichen Ciliat, am Substrat festheftet und Nahrung einstrudelt. Die Ernährung der Hypotrichen ist recht unterschiedlich. Kleinere Arten, wie z. B. *Aspidisca* spp. ernähren sich fast ausschließlich von Bakterien, viele andere sind omnivor, nicht selten findet man sogar Kannibalismus. Die meisten hypotrichen Ciliaten sind im Vergleich z. B. zu den → Colpodiden mehr K- als r-selektioniert (LÜFTENEGGER et al. 1985). Vermutlich können die meisten Hypotrichen Ruhezysten bilden (→ Abb. 14 bei *Paraurostyla weissei*); Arten der vorwiegend terricolen Gattungen *Paraholosticha* und *Keronopsis* teilen sich sogar in Cysten, dürften also mehr r-selektiert sein (DIECKMANN 1989).

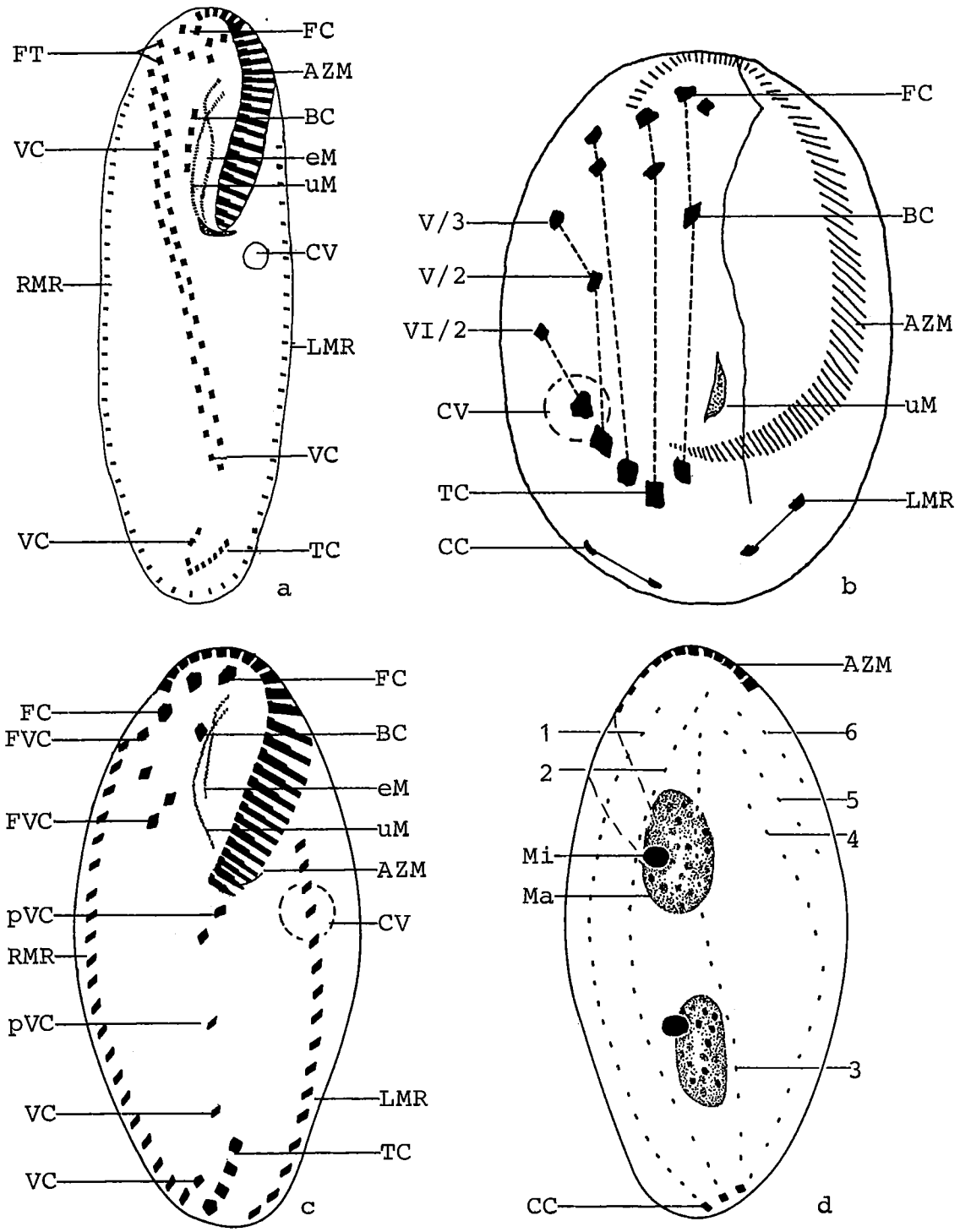


Abb. 1 a - d. Anordnung und Bezeichnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen bei drei häufigen Hypotrichen-Gruppen (aus JUTRCZENKI 1982, GATES 1985, BERGER et al. 1985). **a**: *Holosticha*-Typ. Die leicht schräg verlaufende Ventralreihe aus zickzackförmig angeordneten Cirren (= Midventralreihe) ist auch für die Gattungen *Urostyla* und *Uroleptus* charakteristisch, besonders aber bei *Urostyla grandis* schwierig erkennbar. **b**: *Euplotes*-Typ. Die strichlierten Linien verbinden jene Cirren, die während der Teilung aus derselben Cirrenanlage entstehen. **c**: *Oxytricha*-Typ; findet sich auch bei den Gattungen *Stylonychia*, *Histriculus*, *Steinia*, *Sterkiella* und *Tachysoma*. **d**: Dorsalansicht. (Wimpern nicht eingezeichnet). AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, eM = endorale Membran, FC = Frontalcirren, FVC = Frontoventralcirren, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren, V/2, V/3, VI/2 = Frontoventralcirren die für die Unterscheidung von *Euplotes*-Arten wichtig sind, 1 - 6 = dorsale Wimpernreihen 1 - 6.

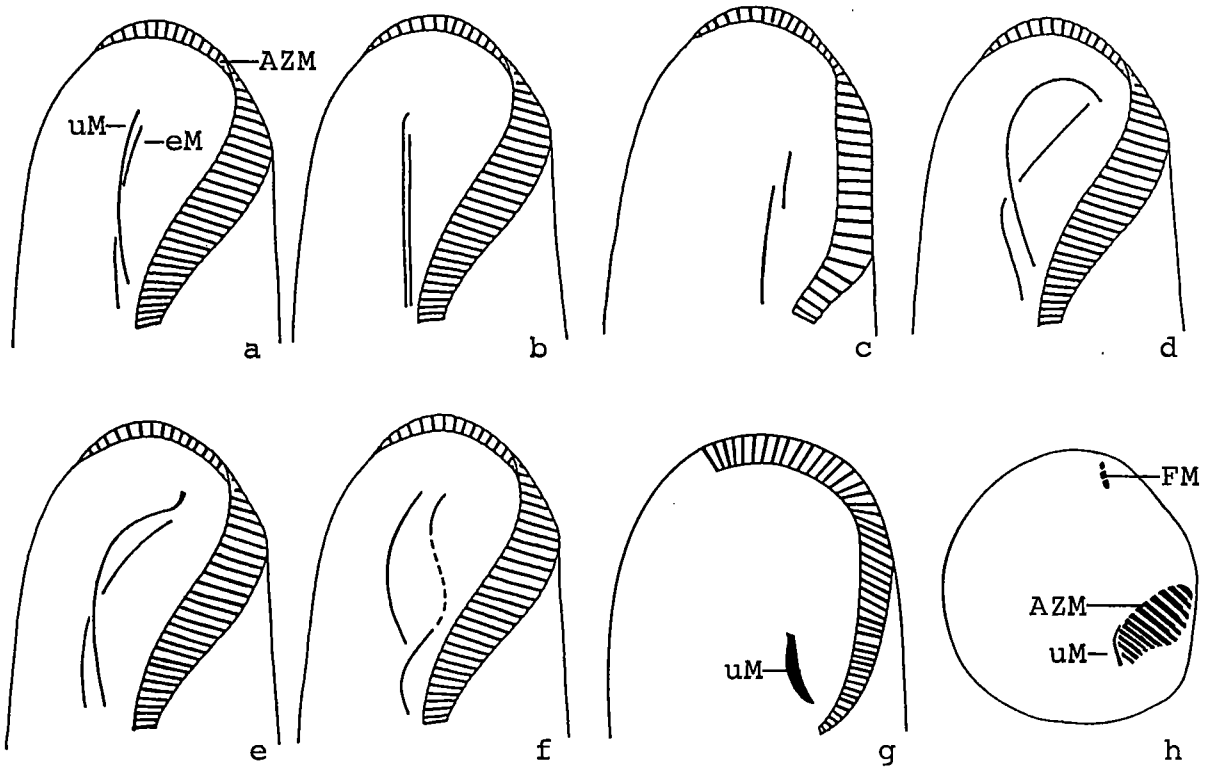


Abb. 2 a - h. Schematisierte Oralstrukturen verschiedener Hypotrichen-Gattungen (aus FOISSNER 1989; ergänzt). **a:** Häufigster Typ (z. B. *Oxytricha*, *Tachysoma*, *Gastrostyla*, *Holosticha*). Die beiden undulierenden Membranen sind leicht gebogen und überkreuzen sich. **b:** *Stylonychia*-Typ. Die beiden Membranen sind ± gerade und verlaufen parallel. **c:** *Gonostomum*-Typ. Die Membranen sind kurz und gegeneinander verschoben. **d:** *Cyrtohymena*- Typ. Die beiden Membranen sind stark gebogen und überkreuzen sich. **e:** *Notohymena*-Typ. Die Membranen sind gebogen und überkreuzen sich, die undulierende Membran ist vorne etwas verbreitert und nach vorne gerichtet. **f:** *Steinia*-Typ. Die undulierende Membran ist deutlich gebogen, die endorale verläuft sinusförmig und ist im mittleren Teil fragmentiert. **g:** *Euplotes*-Typ. Die undulierende Membran ist breitflächig, eine endorale fehlt. **h:** *Aspidisca*-Typ. Die undulierende Membran ist sehr klein, eine endorale fehlt. AZM = adorale Membranellenzone, eM = endorale Membran, FM = Frontalmembranellen, uM = undulierende Membran.

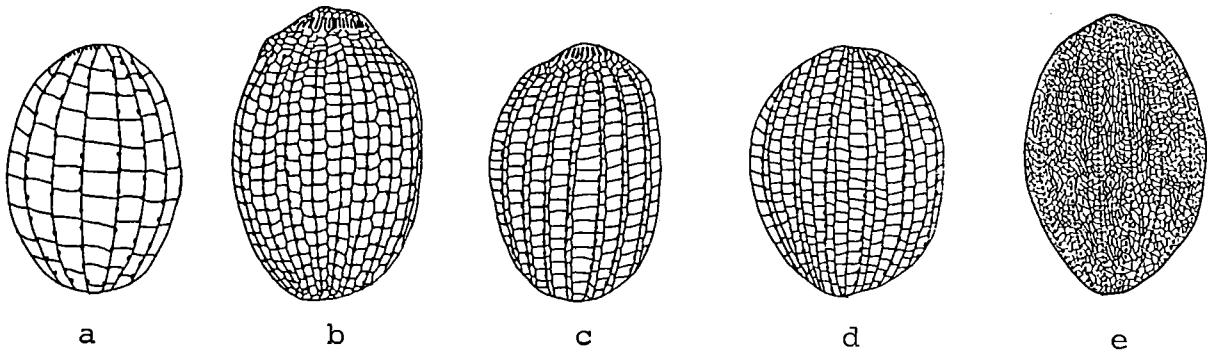


Abb. 3 a - e. Dorsale Silberliniensysteme von *Euplotes* (aus CURDS 1975b). **a:** "Single-vannus type". **b:** "Double-eurystomus type". **c:** "Double-patella type". **d:** "Multiple type". **e:** "Complex type".

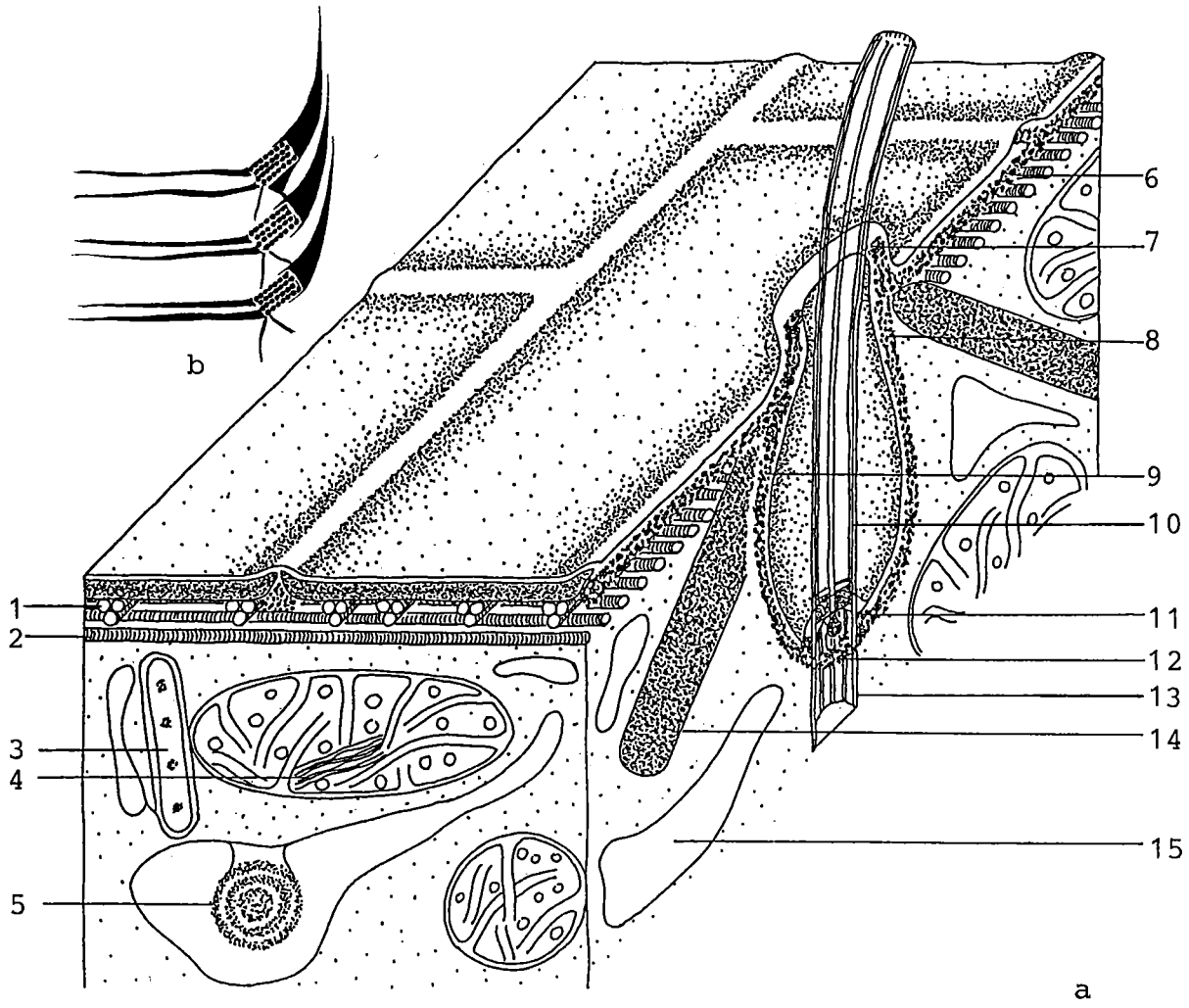
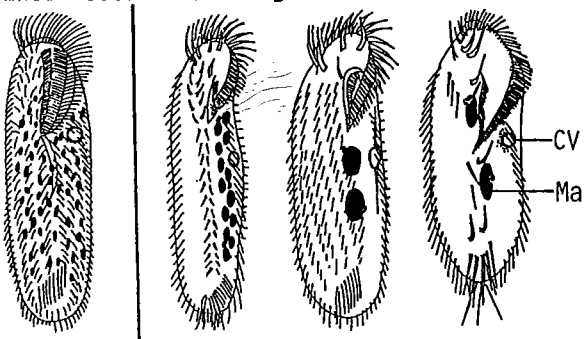


Abb. 4a. Dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex und des Cytoplasmas der Dorsalseite von *Euplotes moebiusi* (aus FOISSNER 1978a). Die Rekonstruktion basiert auf elektronenmikroskopischen Befunden von versilberten Individuen. **b:** Schematische Darstellung der Fibrillensysteme (schwarz) bei 3 linken Marginalcirren (punktiert) von *Gastrostyla steinii* (aus GRIM 1972). 1, 2 = subpelliculäres Mikrotubuli-Gitter, 3 = endosymbiontische Bakterien, 4 = Mitochondrium, 5 = Lithosom, 6 - 9, 11, 12 = Teile des Silberliniensystems, 10 = Dorsalwimper, 13 = vorderer Basalkörper der Dikinetide aus dem die Dorsalwimper entspringt, 14 = sekretorische Ampulle, 15 = endoplasmatisches Retikulum.

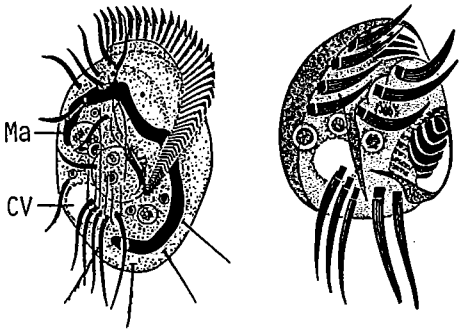
Hypotrichia I

Gestalt; Cirrenreihen; kontraktile Vakuole; Makronucleus

lang elliptisch; mindestens 2 deutliche Marginalreihen; am linken Körperrand; zwei- oder mehrteilig



kurz elliptisch; keine oder sehr kurz; am rechten Körperrand; einteilig und C-förmig



Euplotes *Aspidisca*

Hypotrichia II

Lebensweise

nicht epizoisch

Verlauf der Cirrenreihen

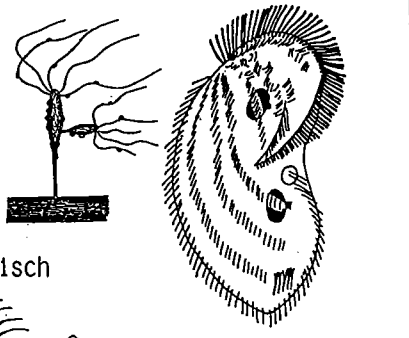
geradlinig

Hypotrichia III – VII

spiralig

Lebensweise

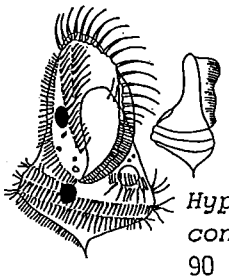
epizoisch auf Hydren und Bryozoen



Kerona pediculus
130 - 205 µm

vorwiegend im Aufwuchs und Detritus (in röhrenförmigen Gehäusen, wird jedoch häufig verlassen)

planktisch



Hypotrichidium conicum
90 - 120 µm

adorale Membranellenzone

gerade *Stichotricha*

korkenzieherartig *Chaetospira*

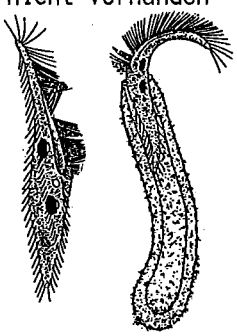
Zoochlorellen

vorhanden



S. secunda
100 - 220 µm

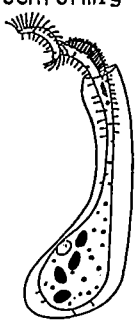
nicht vorhanden



S. aculeata
90 - 120 µm

Gehäuse

vasenförmig



C. muelleri
200 - 300 µm

schlauchförmig



C. remex
150 - 560 µm

Hypotrichia II

Hypotrichia I

adorale Membranellenzone

gross, in der vorderen Körperhälfte (Abb. 2g)
Euplotes

klein, in der hinteren Körperhälfte (Abb. 2h)
Aspidisca

Körperlänge

≤70 µm

90 - 230 µm

Dorsalseite

mit 1 - 2 Dornen

mit Rippen

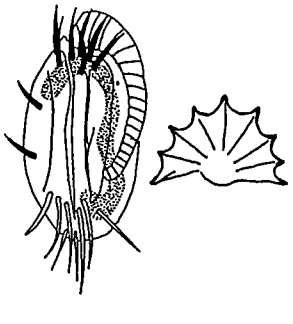
glatt

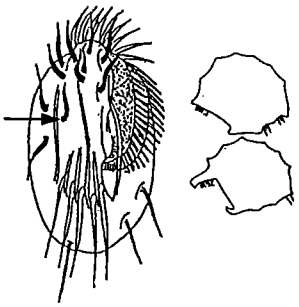


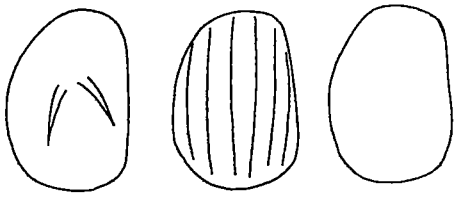
Cirrus V/2; Dorsalseite

fehlt; stets mit deutlichen Rippen

vorhanden (Pfeil); meist keine deutlichen Rippen







A. turrita 35 - 50 µm

A. cicada 25 - 40 µm

A. lynceus 35 - 50 µm

E. affinis 40 - 70 µm

E. moebiusi 45 - 70 µm

sichere Bestimmung nur mit Versilberung möglich: dorsales Silberliniensystem; Kragen

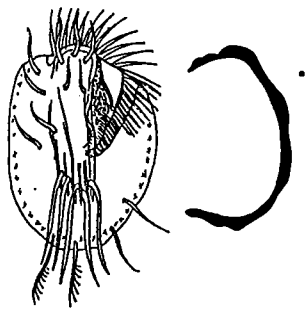
double-patella Typ (Abb. 3c); unauffällig

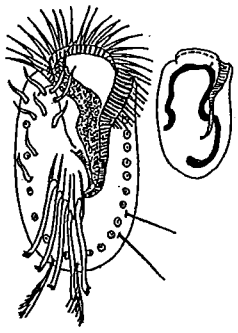
double-eurystomus Typ (Abb. 3b); auffallend

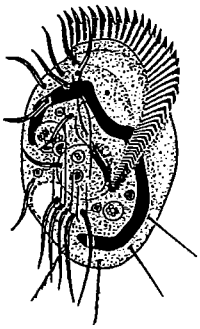
Körperlänge; Makronucleus; Anzahl der dorsalen Wimpernreihen; adorale Membranellenzone

140 - 230 µm; 3-förmig; meist 10; deutlich sigmoid gekrümmt

105 - 165 µm; meist C-förmig; meist 8; undeutlich sigmoid gekrümmt







E. patella 90 - 120 µm

E. eurystomus

E. aediculatus

Hypotrichia III

Hypotrichia I

Midventralreihe

vorhanden

Anzahl der Cirrenreihen (ausser Midventralreihe)

9 - 16



Midventralreihe sehr schwierig erkennbar! Trennung von den ebenfalls viele Cirrenreihen besitzenden Paraurostylen und Pleurotrichen anhand der Anzahl der Makronucleus-Teile aber leicht möglich

Urostyla grandis
250 - 400 µm

2

hinteres Körperende

kurz zugespitzt oder schwanzartig ausgezogen

Uroleptus

Körperlänge; hinteres Körperende

300 - 500 µm; schwanzartig ausgezogen

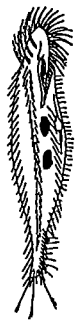
Gestalt; Körperlänge

fast wurmförmig, drehrund; 300 - 500 µm



U. rattulus

lang elliptisch, etwa 2 : 1 abgeflacht; 300 - 400 µm



U. piscis

100 - 230 µm; kurz zugespitzt

Körperlänge; Kontraktilität; Anzahl der Transversalcirren

um 100 µm; mässig stark (ca. 30 %); 7 - 11



U. gallina

180 - 230 µm; stark (ca. 50 %); 13 - 22



U. musculus

gerundet

Holosticha

Anzahl der Makronucleus-Teile

2

Lage der kontraktilen Vakuole; Körperlänge

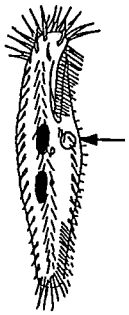
deutlich unterhalb Körpermitte; 60 - 90 µm



Vorsicht! Leicht mit Tachysoma pellionellum zu verwechseln; achte auf die Lage der kontraktilen Vakuole (Pfeil)

H. pullaster

in Körpermitte; 120 - 170 µm



H. kessleri

mehr als 2

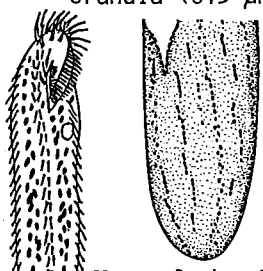
Anzahl der Makronucleus-Teile; subpelliculäre Granula

9 - 23; schwierig erkennbare Stäbchen



H. monilata
90 - 160 µm

etwa 100; leicht erkennbare gelbgrüne Granula (0,5 µm)



H. multistilata
130 - 170 µm

Hypotrichia IV

nicht vorhanden

Hypotrichia IV

Hypotrichia III

Anzahl der Cirrenreihen

- 3 oder mehr
  - Zoochlorellen
    - vorhanden
      - *Paraurostyla viridis* 115 - 175 µm
      - *Paraurostyla weissei* 150 - 300 µm
    - nicht vorhanden
      - gelbgrüne subpelliculäre Granula; Anzahl der Transversalcirren
        - vorhanden; 6 - 9
        - nicht vorhanden; 4 oder 5
          - Anzahl der Cirrenreihen
            - 6 - 8
              - *Pleurotricha grandis* 200 - 400 µm
            - 3
              - Anzahl der Makronucleus-Teile
                - 4, selten 6
                - 2
- 2
  - Mundfeld
    - hell und gross, vorne spiralig eingerollt, mit auffallender grubenartiger Vertiefung
      - *Steinia platystoma* 80 - 150 µm
    - anders

Körper

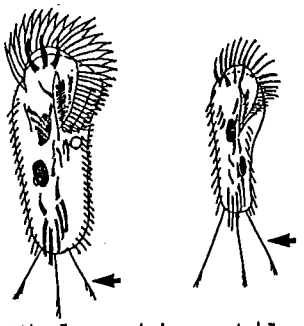
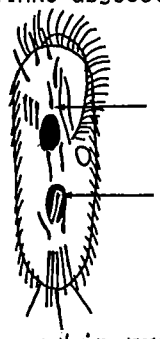
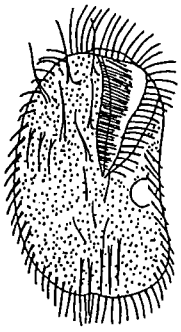
- starr wie ein Brett
  - **Hypotrichia V**
  - (folge im Zweifelsfall → Hypotrichia VI)
- flexibel
  - Zoochlorellen
    - vorhanden
      - *Oxytricha chlorelligera* etwa 115 µm
    - nicht vorhanden
      - **Hypotrichia VI**
      - (folge im Zweifelsfall → Hypotrichia V)

Hypotrichia V

(sehr schwierig zu determinieren; Artbeschreibungen einsehen!)

Hypotrichia IV

Caudalcirren

- deutlich länger als die Marginalcirren
  - Anzahl der Mikronuclei
    - 1 zwischen den beiden Makronucleus-Teilen
      - 
      - *Stylonychia stylomuscorum* 60 - 110 µm
    - mindestens 1 an jedem Makronucleus-Teil
      - Gestalt; Caudalcirren
        - im vorderen Bereich deutlich verbreitert; sehr lang und weit angeordnet
          - 
          - *Stylonychia mytilus* Komplex 90 - 350 µm
        - elliptisch oder parallelseitig; mässig lang, weit bis sehr eng angeordnet
          - Bestimmung schwierig: Gestalt; Caudalcirren; Lage des linken Frontoventralcirrus
            - fast parallelseitig; Hinterende breit gerundet; weit angeordnet; deutlich von den anderen Frontoventralcirren nach links abgesetzt
              - 
              - *Stylonychia putrina* 120 - 150 µm
            - elliptisch bis parallelseitig, Hinterende mässig breit gerundet; schmal angeordnet; nicht von den anderen Frontoventralcirren abgesetzt (häufigste der 3 Arten)
              - 
              - *S. pustulata* 50 - 200 µm
            - elliptisch, Hinterende schmal gerundet; eng angeordnet; nicht von den anderen Frontoventralcirren abgesetzt
              - 
              - *S. vorax* 85 - 120 µm
- kaum länger als die Marginalcirren oder nicht vorhanden
  - Caudalcirren; Hinterende
    - vorhanden, aber kaum erkennbar; breit gerundet
      - 
      - *Sterkiella histriomuscorum* 100 - 150 µm
    - nicht vorhanden; breit abgestutzt, manchmal leicht eingekerbt
      - 
      - *Histriculus vorax* 140 - 190 µm

Hypotrichia VI

Hypotrichia IV

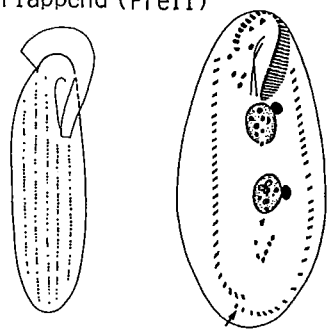
Cytoplasma; subpelliculäre Granula

diffus orange, rötlich oder bräunlich gefärbt; vorhanden

ungefärbt; nicht vorhanden

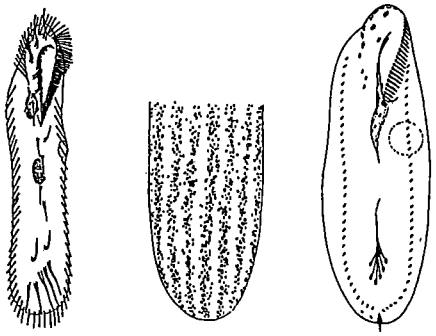
Färbung des Cytoplasmas; subpelliculäre Granula; Anzahl der Dorsalreihen ; Marginalreihen

orange bis rötlich; zitronengelb, in schmalen Längsreihen angeordnet; 4; hinten deutlich überlappend (Pfeil)



Oxytricha haematoplasma
120 - 180 µm

bräunlich; bräunlich, in breiten Längsreihen angeordnet; 5; hinten nicht überlappend (Pfeil)



O. ferruginea
150 - 260 µm

Anzahl und Lage der Mikronuclei

1 zwischen den beiden Makronucleus-Teilen

1 oder mehrere an jedem Makronucleus-Teil

Hypotrichia VII

hinterste Marginalcirren

nicht auffallend

deutlich verstärkt und verlängert



Tachysoma bicirratum
60 - 90 µm

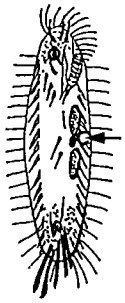
Länge der Dorsalwimpern

10 - 15 µm
(leicht mit Cirren zu verwechseln!)

etwa 6 µm

Körperlänge; Gestalt; Caudalcirren

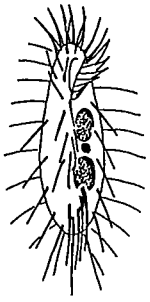
55 - 100 µm; schmal elliptisch; nicht vorhanden



Vorsicht! Leicht mit Holosticha pullaster zu verwechseln; achte auf die Lage der kontraktilen Vakuole (Pfeil)

Tachysoma pellionellum

40 - 60 µm; eiförmig; vorhanden (schwierig erkennbar)



Oxytricha setigera



Oxytricha saprobia
100 µm

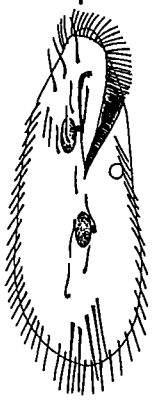
Hypotrichia VII

(sehr schwierig zu determinieren; Artbeschreibungen einsehen!)

Hypotrichia VI

Gestalt; Körperlänge

eiförmig; 130 - 180 µm



Oxytricha fallax
130 - 180 µm

kurz oder lang elliptisch oder fast parallelseitig; 60 - 120 µm

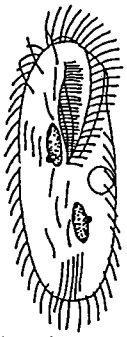
Anzahl und Anordnung der Caudalcirren

2, deutlich verlängert, meist etwas nach rechts gerichtet



Oxytricha similis
60 - 110 µm

3, kaum länger als die Marginalcirren



Oxytricha hymenostoma
70 - 120 µm

Bestimmungsschlüssel für Arten mit subpelliculären Granula

1. Cytoplasma ± farblos.....3
- Cytoplasma orange, rötlich oder bräunlich gefärbt.....2
2. Granula zitronengelb, in kurzen, schmalen Längsreihen angeordnet; Cytoplasma orange oder rötlich.....*Oxytricha haematoplasma*
- Granula bräunlich, in breiten Längsreihen angeordnet; Cytoplasma bräunlich.....*Oxytricha ferruginea*
3. 2 Makronucleus-Teile.....*Paraurostyla weissei*
- Mehr als 2 Makronucleus-Teile.....4
4. Etwa 9 - 23 Makronucleus-Teile.....*Holosticha monilata*
- Etwa 100 oder mehr Makronucleus-Teile.....5
5. Etwa 10 - 17 Cirrenreihen.....*Urostyla grandis*
- 2 Marginalreihen und 1 Midventralreihe...*Holosticha multistilata*

(Hinweis: es gibt auch noch andere gefärbte oder granulierte Arten die saprobiologisch aber noch nicht erfaßt sind!)

Stichotricha aculeata WRZEŚNIOWSKI, 1866

1859 *Stichotricha secunda* PERTY - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 175 (pro parte: Tafel X, Fig. 9 - 11, 13).
1866 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI, Wykaz Szkoty Glownej Warszawskiej, No. 5: 19 (lateinische Diagnose; ohne Abbildung).
1870 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOSWKI, Z. wiss. Zool., 20: 477 (nochmals als neue Art beschrieben; deutsche Übersetzung der Dissertation von WRZESNIOWSKI 1867; Abbildungen).
1930 *Stichotricha acuminata* WANG, Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, 6: 11 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel bei Nanking, China).
1932 *Stichotricha secunda* PERTY, 1852 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 559 (erster revidierender Autor; → Taxonomie von *S. secunda*).
1954 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI (einschließlich der formae *sociabilis*, *elongata*, *typica* und *sapropelica*) - GELEI, Acta biol. hung., 5: 320 (durch Abbildung belegter Nachweis aus temporären Tümpeln in Ungarn).
1980 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI, 1870 - FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 5: 100 (maßgebliche Wiederbeschreibung; durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus alpinen Kleingewässern Österreichs).
1992 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI, 1866 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Da *S. aculeata* nach unseren Erfahrungen häufiger vorkommt als → *S. secunda*, nehmen wir diese Art in die Liste der Indikatororganismen auf. STEIN (1859b) hat offensichtlich beide Arten vermengt. Die von CZAPIK & JORDAN (1976) in Anlehnung an KAHL (1932) falsch bestimmte Population ist ungenügend dargestellt. *Stichotricha opisthotonoides* SMITH wird von BORROR (1972) als Synonym der *S. aculeata* und von BERGER (1992) als unbestimmbar eingestuft.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 90 - 120 μm x 15 - 25 μm, kontrahiert um 90 μm lang.

2) Gestalt schlank spindelförmig, kontrahiert lang oval und mit kurz zugespitztem Vorderende. "Hals" bei gestreckten Zellen nach dorsal gebogen, zuckt meist hastig hin und her und ist auf Dreiviertel seiner Länge kontrahierbar (Abb. 1 - 4, 7 - 10, 12, 20 - 26, 28, 29, 32, 33).

3) Cytoplasma ohne Zoochlorellen. Gehäuse röhrenförmig, bis 500 μm lang, sehr elastisch, wird meist schon während des Herausnehmens aus der Probe vom Bewohner verlassen, häufig ± gebogen, farblos (junge) bis bräunlich (alte), oft am Detritus festgeklebt. Innenwand glatt, außen durch anhaftende Fremdkörper (Bakterien, Diatomeen, Detritus usw.) unregelmäßig (Abb. 2, 8, 9, 19 - 25). Gelegentlich werden leere Testaceen-Schalen und Eier von Rotatorien besiedelt; bei starker Vermehrung bilden sich sogar kolonienähnliche Verbände (Abb. 13, 14, 18, 19; STEIN 1859b, GELEI 1954).

4) Konstant 2 in vivo etwa 14 x 8 μm große Makronucleus-Teile, jeder mit meist 1 Mikronucleus (Abb. 1, 3 - 6, 8 - 10, 12, 26).

5) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwas unterhalb des Mundes (Abb. 1, 3, 4, 7 - 10, 12).

6) Vier Frontalcirren und konstant 4 leicht bis mäßig stark spiralig verlaufende Cirrenreihen, die den Rand der Zelle deutlich kerben. Reihe 1 beginnt links des Mundes, die Reihen 2 und 3 beginnen unmittelbar hinter den Frontalcirren, Reihe 4 beginnt etwas unterhalb der Mitte der Länge der Membranellenzone. Cirren in vivo etwa 13 μm lang. 1 kleiner, in vivo kaum erkennbarer Buccalcirrus auf der Höhe der endoralen Membran (Abb. 5, 26, Pfeile). Transversalcirren fehlen (Abb. 1 - 12, 15 - 17, 26 - 34).

7) Eine körperlange, spiralig verlaufende dorsale Wimpernreihe mit etwa 7 μm langen Wimpern; eine zweite mit etwa 15 μm langen Borsten erstreckt sich entlang des linken Randes der Membranellenzone (Anzahl und Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nur nach Silberimprägnation erkennbar). Knapp über dem vorderen Ende der Cirrenreihe 1 eine kurze, schräg gestellte Reihe, die bereits bei geringer Vergrößerung gut erkennbar ist, da die Cilien auffallend lang sind (z. B. Abb. 23, großer Pfeil). Caudalcirren fehlen vermutlich (Abb. 12, 16, 28 - 30, 32, 33, 35).

8) Adorale Membranellenzone ca. 50 % der Körperlänge, besteht aus etwa 40 Membranellen, die obersten werden meist fühlerartig nach vorne gestreckt (Abb. 3 - 10, 12, 14, 22 - 24). Mundfeld sehr schmal. Undulierende Membran lang, verläuft parallel zur adoralen Membranellenzone, endorale Membran ziemlich kurz (Abb. 1 - 12, 15 - 17, 21, 26 - 30, 32, 34).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Stichotricha secunda* hat stets Zoochlorellen, → *Chaetospira*-Arten haben eine deutlich korkenzieherartig gewundene adorale Membranellenzone. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 8 wichtig.

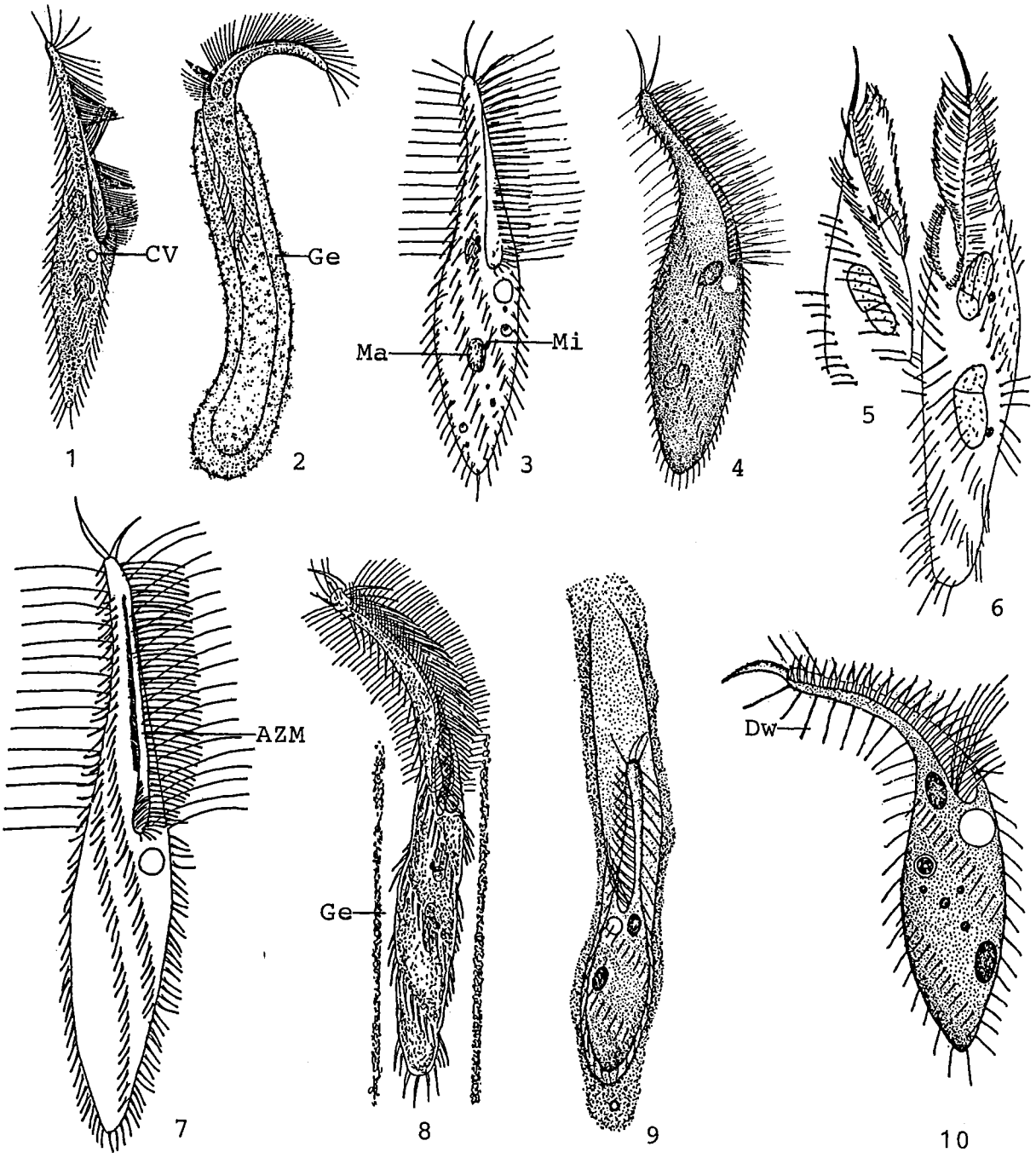
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet, jedoch weitgehend auf stehende Gewässer beschränkt (Tümpel mit *Sphagnum* sp. und *Lemna* sp., eutrophe Weiher, Litoral von Seen, alpine Kleingewässer, Altwässer). GRABACKA (1977) fand sie gemeinsam mit → *S. secunda* in Karpfenteichen, die mit Abwässern von der Rübenzuckerherstellung beschickt wurden. GROLIERE (1977) zählte in einem *Sphagnum*-Tümpel bis zu 15 Individuen/ml. Nachweise aus terrestrischen Biotopen nicht durch Abbildungen belegt. Bisher in Europa, China, USA und Afrika (DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986) nachgewiesen.

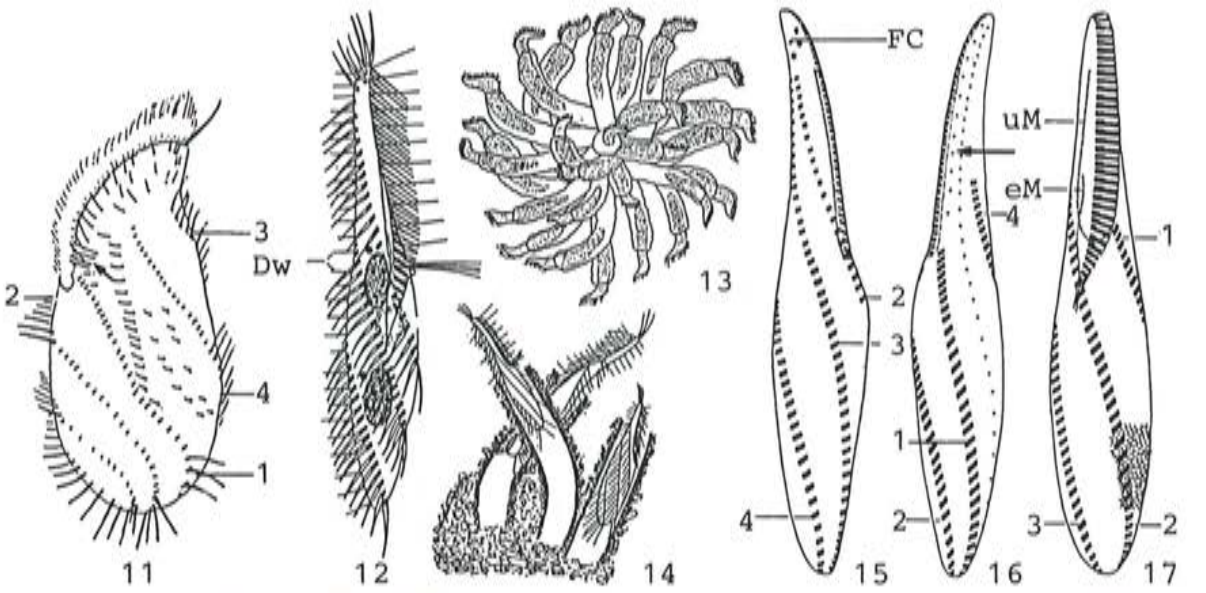
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien und kokkale Grünalgen (GELEI et al. 1954, FOISSNER 1980a). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 20 mg. MATIS (1975) fand *S. aculeata* in Straßenpfützen und Entwässerungsgräben bei 4.5 - 17 °C, pH 6.0 - 6.9 und geringen Sauerstoffkonzentrationen von 1.5 - 2.6 mg/l. FOISSNER et al. (1982) geben für Populationen aus alpinen Kleingewässern in Österreich folgende autökologische Daten (10 Analysen von 8 verschiedenen Fundorten): b - a, 5.3 - 20.0 °C, pH 4.9 - 5.8, 5.9 - 13.0 mg/l O_2 (73 - 178 % Sättigung), 12 - 54 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.0 - (2.0 ?) mg/l H_2S, 0.18 - 1.26 mmol/l Gesamthärte, 0.0 - 5.3 mg/l CO_2 (frei), 0.0 - 0.26 mg/l PO_4^{3-}-P, 0.08 - 1.94 mg/l NH_4^+-N, 0 - 0.45 mg/l NO_3^--N, 0 - 3 mg/l NO_2^--N, 0.0 - 0.2 mg/l Fe^{3+}, 0.3 - 9 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). MIHAILOWITSCH (1989) fand *S. aculeata* in solebelasteten Fließgewässern in Deutschland bei folgender Wasserbeschaffenheit (n = 2): 13.4 - 16.6 °C, pH 7.3 - 7.8, 15.8 - 65.1 mg/l CO_2, 6.1 - 8.5 mg/l O_2, 0.07 - 12.8 mg/l NH_4^+-N, 0.03 - 0.06 NO_2^--N, 0.3 - 1.4 mg/l NO_3^--N, 96 - 21059 mg/l Cl^-, 80 - 5370 mS/m spez. Leitfähigkeit.

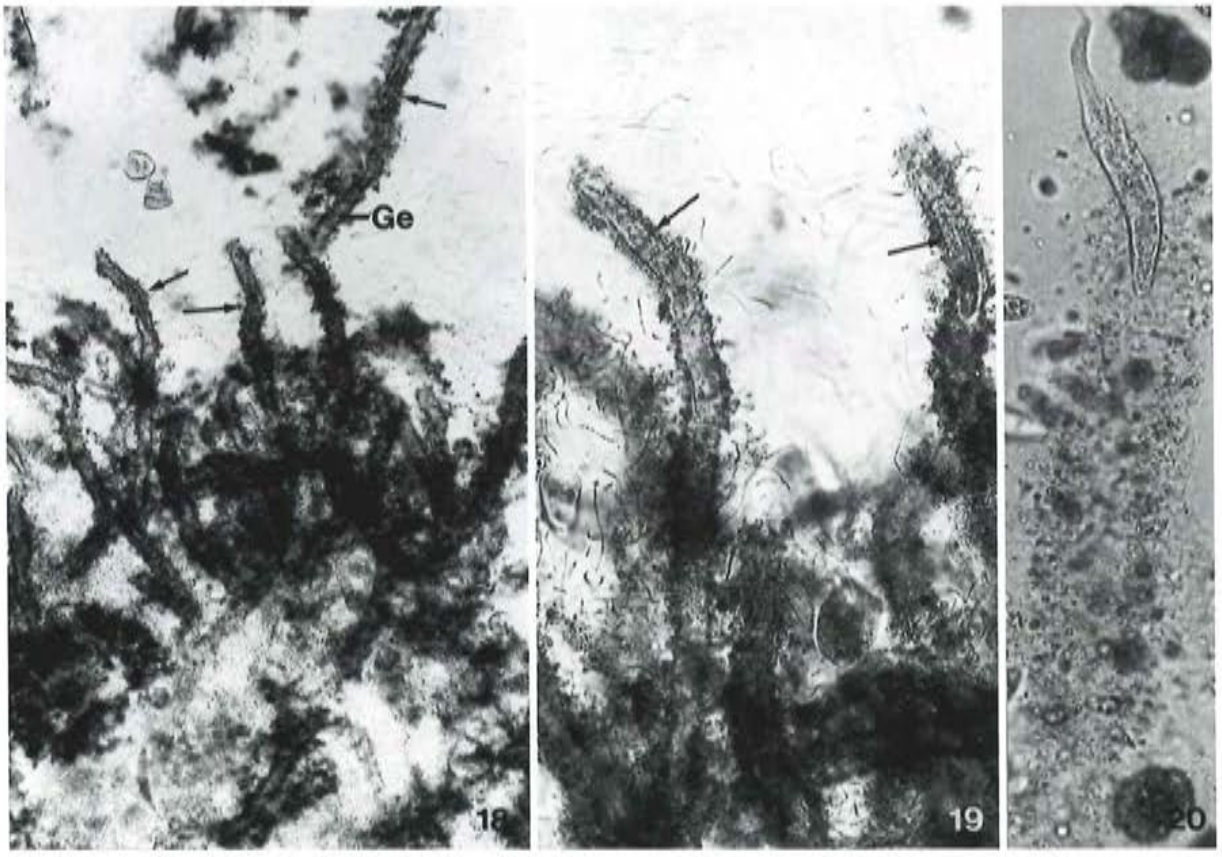
Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Nach den Untersuchungen von FOISSNER et al. (1982) bevorzugt *S. aculeata* beta- bis alphamesosaprobe, eutrophe stehende Gewässer. Auch die

übrigen Nachweise entsprechen weitgehend diesen Angaben. KAHL (1932) fand sie dagegen im Kraut katharober Gewässer. Nachweise aus polysaproben Biotopen sind uns nicht bekannt. Wir schlagen daher folgende Klassifikation vor: b - a; o = 1, b = 5, a = 4, I = 2, SI = 2.3. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.

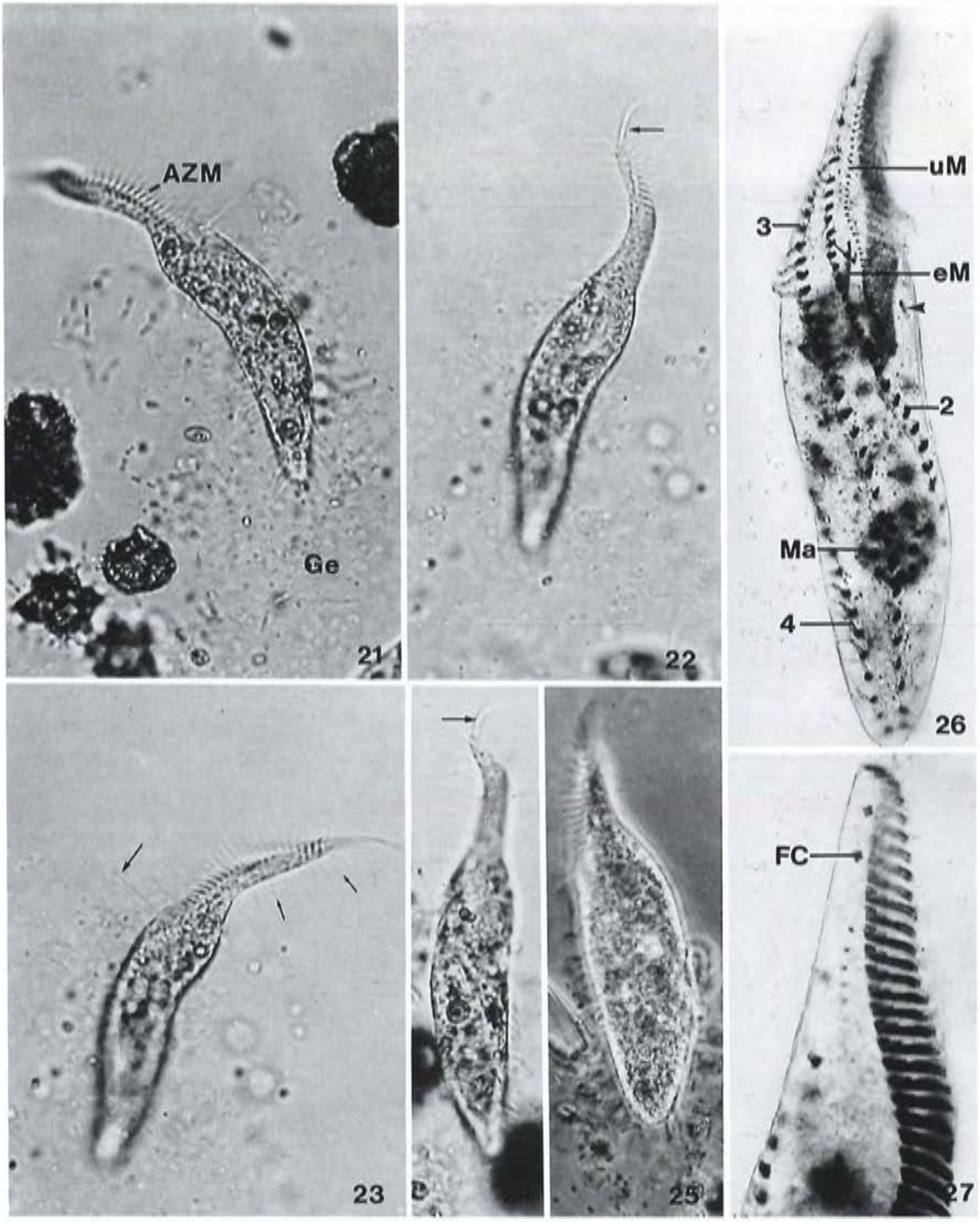


Stichotricha aculeata (1, 2, aus STEIN 1859b; 3, nach ROUX 1901 aus BERGER 1992; 4, aus WANG & NIE 1933; 5, 6, aus GELEI 1954; 7, nach WRZESNIOWSKI 1867 aus BERGER 1992; 8, aus KAHL 1932; 9, 10, aus WANG 1930). **1, 3, 4, 7, 10**: Ventralansichten in vivo, ? μm, 91 μm, ? μm, ? μm, 117 μm. **2, 8, 9**: Individuen in Wohnröhren, ? μm, ? μm, 290 μm (Länge des Gehäuses). **5, 6**: Anordnung der Cirrenreihen, wahrscheinlich nach der Opalblau-Methode von BRESSLAU, 6 = 117 μm. Der Pfeil in Abb. 5 markiert den unauffälligen Buccalcirrus. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus.

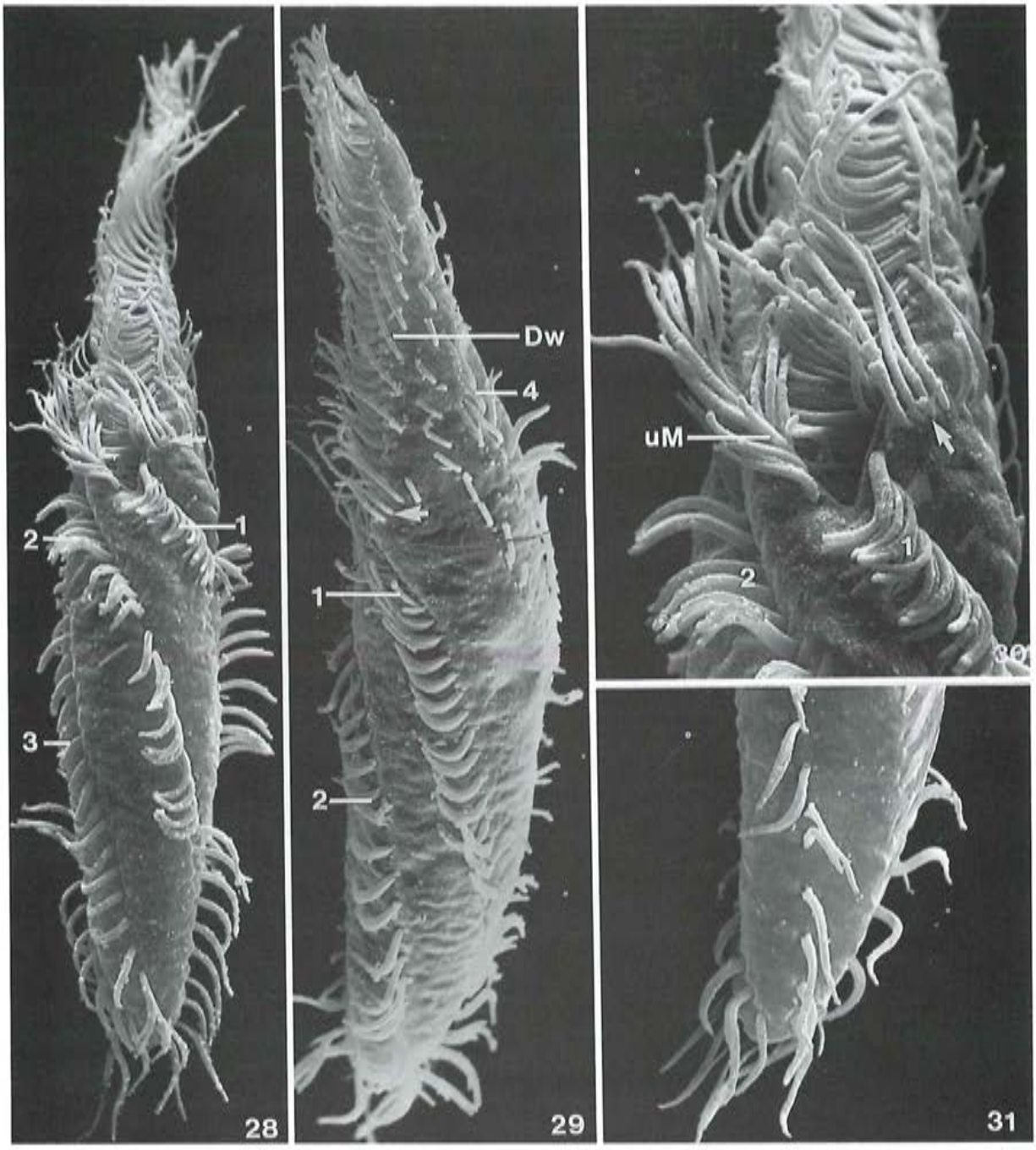




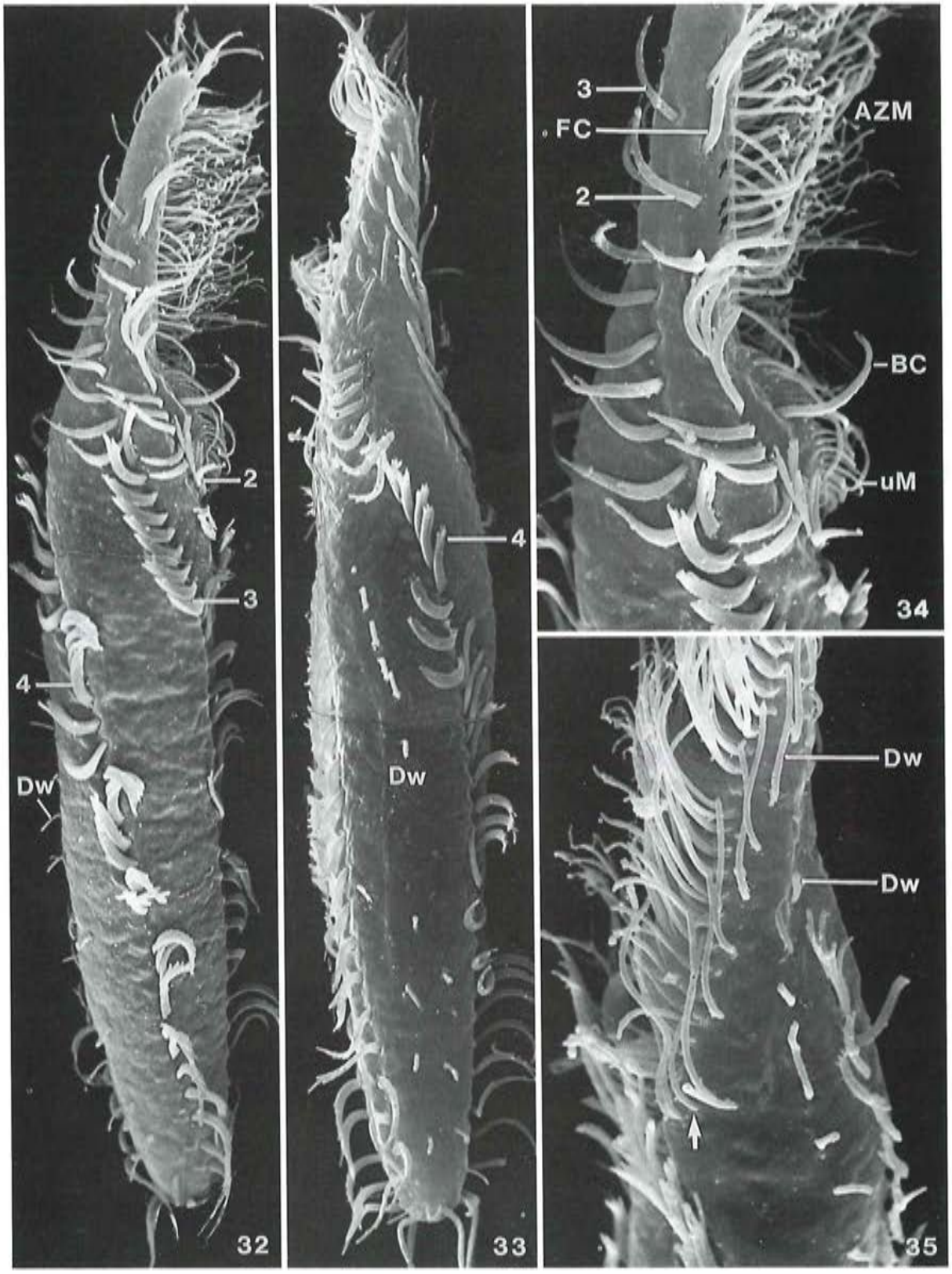
Stichotricha aculeata (11, 13, aus GELEI 1954; 12, 14 - 17, aus FOISSNER 1980b; 18 - 20, Originale). **11**: Anordnung der Cirrenreihen, wahrscheinlich nach der Opalblau-Methode von BRESSLAU, 100 μm. Der Pfeil markiert die kurze schräge Wimpernreihe. **12**: Rechts laterale Ansicht in vivo, 97 μm. **13, 14**: Kolonien. **15 - 17**: Anordnung der Cirrenreihen und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 120 μm. Der Pfeil in Abb. 16 weist auf die kurze dorsale Wimpernreihe, in Abb. 17 ist links unten ein Teil des engmaschigen Silberliniensystems nach trockener Versilberung eingezeichnet. **18 - 20**: Bewohnte Gehäuse (Pfeile). Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, FC = Frontalcirren, Ge = Gehäuse, uM = undulierende Membran, 1 - 4 = Cirrenreihen 1 - 4.



Stichotricha aculeata (21 - 24, 26, 27, Originale; 25, aus FOISSNER 1980b). **21 - 25**: Individuen bei der Nahrungsaufnahme. Die Pfeile in den Abb. 22, 24 weisen auf die vordersten Membranellen. Die kleinen Pfeile in Abb. 23 markieren die Dorsalwimpern, der große weist auf die langen Wimpern der kurzen schrägen Reihe nahe dem vorderen Ende der Cirrenreihe 1. **26**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf den kleinen Buccalcirrus, die Pfeilspitze auf die kurze Wimpernreihe. **27**: Vorderer Körperabschnitt nach Protargolimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, eM = endorale Membran, FC = Frontalcirrus, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus-Teil, uM = undulierende Membran, 2, 3, 4 = spiralig angeordnete Cirrenreihen 2, 3, 4.



Stichotricha aculeata (28 - 31, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **28, 29**: Anordnung der Cirrenreihen und der dorsalen Wimpernreihen. Der Pfeil weist auf die verlängerten Wimpern. **30**: Mundbereich. Der Pfeil markiert die kurze Reihe mit den langen Wimpern. **31**: Hinteres Körperende. Dw = Dorsalwimpern, uM = undulierende Membran, 1 - 4 = Cirrenreihen 1 - 4.



Stichotricha aculeata (32 - 35, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **32, 33**: Anordnung der Cirrenreihen und dorsalen Wimpernreihen. **34, 35**: Rechts und links laterale Ansicht des Oralapparates. Der Pfeil in Abb. 35 markiert die kurze Wimpernreihe mit den langen Wimpern. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, Dw = Dorsalwimpern, FC = Frontalcirrus, uM = undulierende Membran, 2 - 4 = Cirrenreihen 2 - 4.

Stichotricha secunda PERTY, 1849

1849 *Stichotricha secunda* PERTY, Mitt. naturf. Ges. Bern, Jahr 1849: 169 (ohne Abbildung).
1852 *Stichotricha secunda* PERTY, Zur Kenntniss kleinster Lebensformen, p. 153 (nochmals als neue Art beschrieben; Abbildungen).
1858 *Stichochaeta cornuta* CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 152 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus Gewässern bei Berlin).
1859 *Stichotricha secunda* PERTY - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 175 (pro parte: Tafel X, Fig. 12; Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1901 *Stichotricha secunda* PERTY - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 97 (durch Abbildung belegter Nachweis aus limnischen Biotopen der Schweiz).
1932 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI, 1870 (einschließlich der "forma *sapropelica*") - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 560 (erster revidierender Autor; → Taxonomie).
1968 *Stichotricha aculeata* WRZESNIOWSKI, 1870 - CHORIK, Planktonwimpertiere, p. 126 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus kleinen Gewässern Moldaviens).
1992 *Stichotricha secunda* PERTY, 1849 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

KAHL (1932) hat die beiden Arten *S. secunda* (mit Zoochlorellen) und → *S. aculeata* (ohne Zoochlorellen) verwechselt und dadurch wahrscheinlich einige Fehlbestimmungen verursacht, z. B. jene von CZAPIK & JORDAN (1976). Die marine Population von BORROR & EVANS (1979) hat 4 Makronucleus-Teile und eine korkenzieherartig gewundene adorale Membranellenzone; vermutlich war es → *Chaetospira muelleri*. *Stichotricha secunda* sensu WANG (1925) ist wahrscheinlich eine → *Blepharisma*-Art, da die kontraktile Vakuole ganz hinten liegt. *Stichotricha aculeata* var. *pectinata* VUXANOVICI ist ein Synonym, das in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommt (BERGER 1992). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 100 - 220 x 20 - 35 μm (ROUX 1901), nach PERTY (1852b) etwa 105 - 140 μm lang.

2) Gestalt schlank spindelförmig, im Bereich der adoralen Membranellenzone deutlich verschmälert. Leicht kontraktil (Abb. 1 - 6).

3) Cytoplasma stets mit Zoochlorellen. Gehäuse seltener zu beobachten als bei → *S. aculeata* (Abb. 1 - 6).

4) Konstant 2 Makronucleus-Teile, meist mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 6).

5) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwas unterhalb des Mundes (Abb. 1 - 4, 6).

6) Anzahl und Anordnung der Cirrenreihen noch nicht genau bekannt, vermutlich aber so wie bei → *S. aculeata* in 4 spiralig verlaufenden Reihen (Abb. 2 - 4, 6).

7) Anzahl und Anordnung der dorsalen Wimpernreihen unbekannt, wahrscheinlich aber wie bei → *S. aculeata*. Dorsalwimpern im Bereich der adoralen Membranellenzone deutlich verlängert und abgespreizt (Abb. 2, 4 - 6).

8) Adorale Membranellenzone in vivo 40 - 50 % der Körperlänge. Mundfeld schmal (Abb. 1 - 4, 6).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Stichotricha aculeata* hat keine Zoochlorellen. → *Chaetospira*-Arten haben eine auffallende, korkenzieherartig gewundene adorale Membranellenzone. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 8 wichtig.

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet aber eher selten. Bevorzugt stehende und langsam fließende Gewässer (Litoral von Seen, versumpftes Quellwasser zwischen dichtem Rasen von *Sphagnum*, Torfstiche). GRABACKA (1977) fand *S. secunda* in Karpfenteichen, die mit Abwässern von der Rübenzuckerherstellung beschickt waren. NUSCH (1970) zählte im September bis zu 20 Individuen/cm^2 im Aufwuchs des oligo- bis betamesosaproben Vorbeckens der Genkeltalsperre. RECK (1987) fand in einem kleinen eutrophen Waldsee im Pelagial bis in maximal 18 m Tiefe kleine, an Detritus-Flocken festgeheftete Kolonien (max. 520 Ind./l in 7 m Tiefe). MADONI & GHETTI (1977, 1980, 1981b) fanden bis zu 8 Individuen/cm^2 in beta- bis alphamesosaproben Fließgewässern Italiens. ENTZ (1904) beobachtete *S. secunda* in den Schalen beschalter Amöben und in der Gallerte der erbsenförmigen Grünalge *Chaetophora pisiformis* und bemerkt, daß er sie fast mit der ebenfalls kugelige Kolonien bildenden Peritrichenart → *Ophrydium versatile* verwechselt hätte. Die Fundmeldungen aus marinen Habitaten und Tropfkörpern sind nicht durch Abbildungen belegt (VERSCHAFFELT 1929, LACKEY 1938a). Nachweise aus terrestrischen Biotopen gelten als unglaubwürdig. Bisher in Europa, Asien, Neuseeland (SCHEWIAKOFF 1893), Nordamerika und Paraguay (DADAY 1905) nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, kleine Algen (*Chlamydomonas* sp.), *Euglena* sp., Diatomeen, Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 30 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle. WANG (1928) fand sie selten in

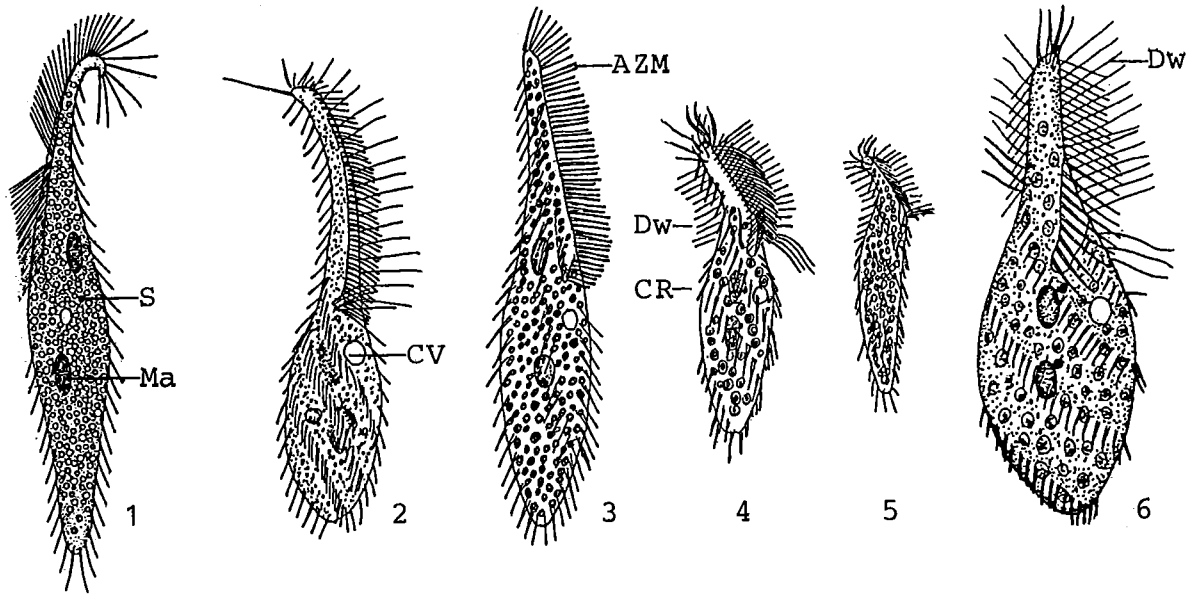
Tabelle: Milieuspektra von ***Stichotricha secunda***. Die Angaben von NOLAND (1925) basieren auf 5 Analysen verschiedener Gewässer in den USA, jene von PATRICK et al. (1967) auf zahlreichen Analysen des Savannah River in den USA, jene von MADONI & GHETTI (1981b) auf monatlichen Proben über 1 Jahr aus einem Bach in Norditalien und jene von DETCHEVA (1983c) auf Analysen vom Flußsystem der Maritza, Bulgarien.

Faktor	NOLAND	PATRICK et al.	MADONI & GHETTI	DETCHEVA
Frequenz (%)	6.2	-	-	0.3
pH	7.6 - 9.8	-	7.7 - 8.0	-
°C	4.5 - 28.5	23.0 - 28.0	2.5 - 8.0	-
O_2 (mg/l)	4.8 - 10.7	7.0 - 9.0	11.9 - 15.0	6.3
O_2 (% Sättigung)	67 - 174	-	-	63
BSB_5 (mg/l)	-	0.5 - 1.0[1]	-	9.8
CSB (mg/l)	-	-	7 - 25	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	14.3
NH_4^+-N (mg/l)	-	0.001 - 0.009	0.31 - 0.62	0.047
NO_3^--N (mg/l)	-	0.07 - 0.2	1.2	1.76
NO_2^--N (mg/l)	-	< 0.001 - 0.001	0.009 - 0.015	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.003 - 0.017	0.17 - 0.20	-
Cl^- (mg/l)	-	3 - 5	10.6	22.4

[1] Kein Zeitraum angegeben, vermutlich BSB_5.

einem Tümpel bei O_2-Konzentrationen von 3.8 - 7.5 mg/l. MIHAILOWITSCH (1989) gibt für Populationen aus solebelasteten Fließgewässern aus Deutschland folgende autökologische Daten (n = 4): 14.6 - 18.3 °C, pH 7.1 - 7.8, 11.1 - 30.9 mg/l CO_2 (frei), 3.1 - 9.2 mg/l O_2, 0.12 - 2.8 mg/l NH_4^+-N, 0.04 - 0.13 mg/l NO_2^--N, 0.6 - 4.9 mg/l NO_3^--N, 118 - 12869 mg/l Cl^-, 83 - 3430 mS/m. RECK (1987) gibt für die Population aus dem Pelagial eines kleinen Waldsees folgende autökologischen Daten: 4.4 - 17.8 °C, 1.1 - 10.4 mg/l O_2 (25 - 134 % Sättigung), pH 7.4 - 9.2, 0.06 - 0.4 mg/l NH_4^+.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): o; o = 7, b = 3, I = 4, SI = 1.3. Diese Einstufung paßt auf die Daten von NUSCH (1970) und PATRICK et al. (1967) und einige faunistische Angaben. Die Milieuspektra von MADONI & GHETTI (1981b), DETCHEVA (1983c), GRABACKA (1977) und MIHAILOWITCH (1989) weisen dagegen auf eine Bevorzugung der Betamesosaprobie oder der Beta- bis Alphamesosaprobie. Da eine Vermischung der ökologischen Daten von *S. secunda* und → *S. aculeata*(→ Taxonomie) nicht ausgeschlossen werden kann, verzichten wir auf eine Änderung der saprobiellen Valenzen. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Stichotricha secunda (1, aus STEIN 1859b; 2, nach CLAPAREDE & LACHMANN 1858 aus BERGER 1992; 3, nach ROUX 1901 aus BERGER 1992; 4, 5, aus KAHL 1932; 6, aus CHORIK 1968). 1: Links laterale Ansicht in vivo, ? µm. 2 - 6: Rechts laterale Ansichten in vivo, 80 µm, 171 µm, ? µm, ? µm, 120 µm. Abb. 5 ist die forma *sapropelica*. AZM = adorale Membranellenzone, CR = Cirrenreihen, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, Ma = Makonucleus-Teil, S = symbiontische Algen (Zoochlorellen).

Chaetospira muelleri LACHMANN, 1856

1856 *Chaetospira mülleri* LACHMANN, Arch. Anat., Physiol. wiss. Med., Jahr 1856: 364.
1897 *Stichospira paradoxa* STERKI, Am. Nat., 31: 535 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis; Fundort fraglich, wahrscheinlich USA).
1932 *Chaetospira mülleri* LACHMANN, 1856 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 561 (erster revidierender Autor).
1949 *Chaetospira mülleri* LACHMANN - FROUD, Q. Jl microsc. Soc., 90: 150 (ausführliche Beschreibung der Biologie).
1963 *Chaetospira mülleri* LACHMANN - SLADECKOVA & SLADECEK, Sb. vys. Sk. chem.-technol. Praze, 7: 523 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem betamesosaproben Stausee der Tschechoslowakei).
1989 *Chaetospira muelleri* LACHMANN, 1856 - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 153 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und biometrischer Charakterisierung einer Population aus einem eutrophen Weiher in Bonn).
1992 *Chaetospira muelleri* LACHMANN, 1856 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Für die von ENTZ (1879) aus einem Salzteich beschriebene Population wurde von KAHL (1932) eine neue Art, *C. entzi*, errichtet. *Chaetospira muelleri* hat noch weitere Synonyme (z. B. *Stichotricha ampulla* KELLICOTT, *S. urnula* GRUBER), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen (BERGER 1992).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo gestreckt 200 - 300 μm, ins Gehäuse zurückgezogen nur etwa 60 μm lang.

2) Körper im gestreckten Zustand keulenförmig, adorale Membranellenzone dabei korkenzieherartig gewunden, ragt aus dem farblosen, pseudochitinösen, manchmal mit Sandkörnchen oder Detritus bedeckten Gehäuse. Gehäuse variabel, meist jedoch schlank vasen- oder keulenförmig (Abb. 1 - 4, 7 - 9).

3) Meist 4, selten 1 - 8 ellipsoide Makronucleus-Teile. Zwischen dem letzten und vorletzten Teil 1 Mikronucleus (Abb. 2, 7, 10, 11).

4) Kontraktile Vakuole seitlich im erweiterten Körperabschnitt (Abb. 1, 2, 7).

5) Je 2 spiralig verlaufende Ventral- und Marginalreihen. Linke Ventralreihe mit 44 - 60, rechte mit 47 - 71 Cirren. Linke Marginalreihe mit 52 - 57, rechte mit 35 - 62 Cirren (Abb. 7, 10 - 12).

6) Drei spiralig verlaufende Dorsalreihen, Reihe 1 endet nahe dem Cytostom, Reihen 2 und 3 fast körperlang. Dorsalwimpern etwa 2 μm lang. Caudalcirren fehlen (Verlauf der Reihen nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 10 - 12).

7) Adorale Membranellenzone im gestreckten Zustand etwa 45 % der Körperlänge, besteht aus 46 - 61, meist 53 Membranellen. Mundfeld eng und flach. Undulierende Membranen fast parallel verlaufend (Abb. 1, 2, 7, 10 - 12).

Verwechslungsmöglichkeiten

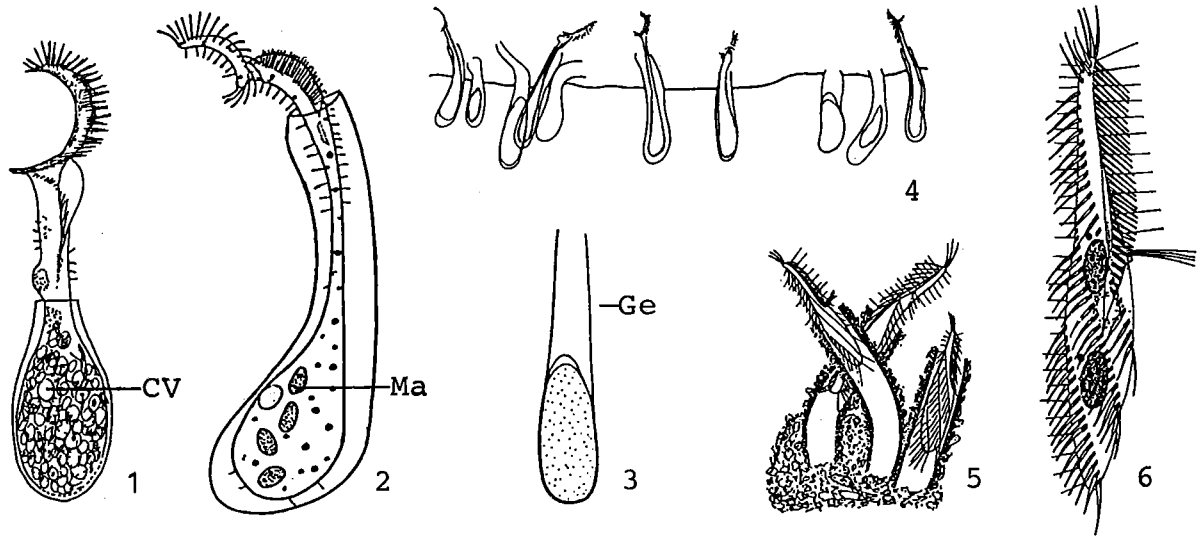
→ *Chaetospira remex* hat ein bis zu 1.25 mm langes, schlauchförmiges Gehäuse. → *Stichotricha*-Arten bauen ebenfalls Gehäuse und haben auch spiralig verlaufende Cirrenreihen, ihr vorderes Ende ist jedoch nicht korkenzieherartig gewunden (Abb. 5, 6). Für die Bestimmung sind besonders die Merkmale 2, 3, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in stehenden, meist leicht eutrophen Gewässern, selten in Fließgewässern. Gehäuse an oder in abgestorbenen Pflanzenteilen (meist *Lemna* sp., *Cladophora* sp., *Riccia* sp.) festgeheftet, oft in Gruppen. Vereinzelt auch glaubwürdige Nachweise aus marinen Habitaten (JONES 1974). Bildet Ruhezysten (Abb. 3), kommt aber nicht im Boden vor. Bisher in Europa, Asien und den USA nachgewiesen.

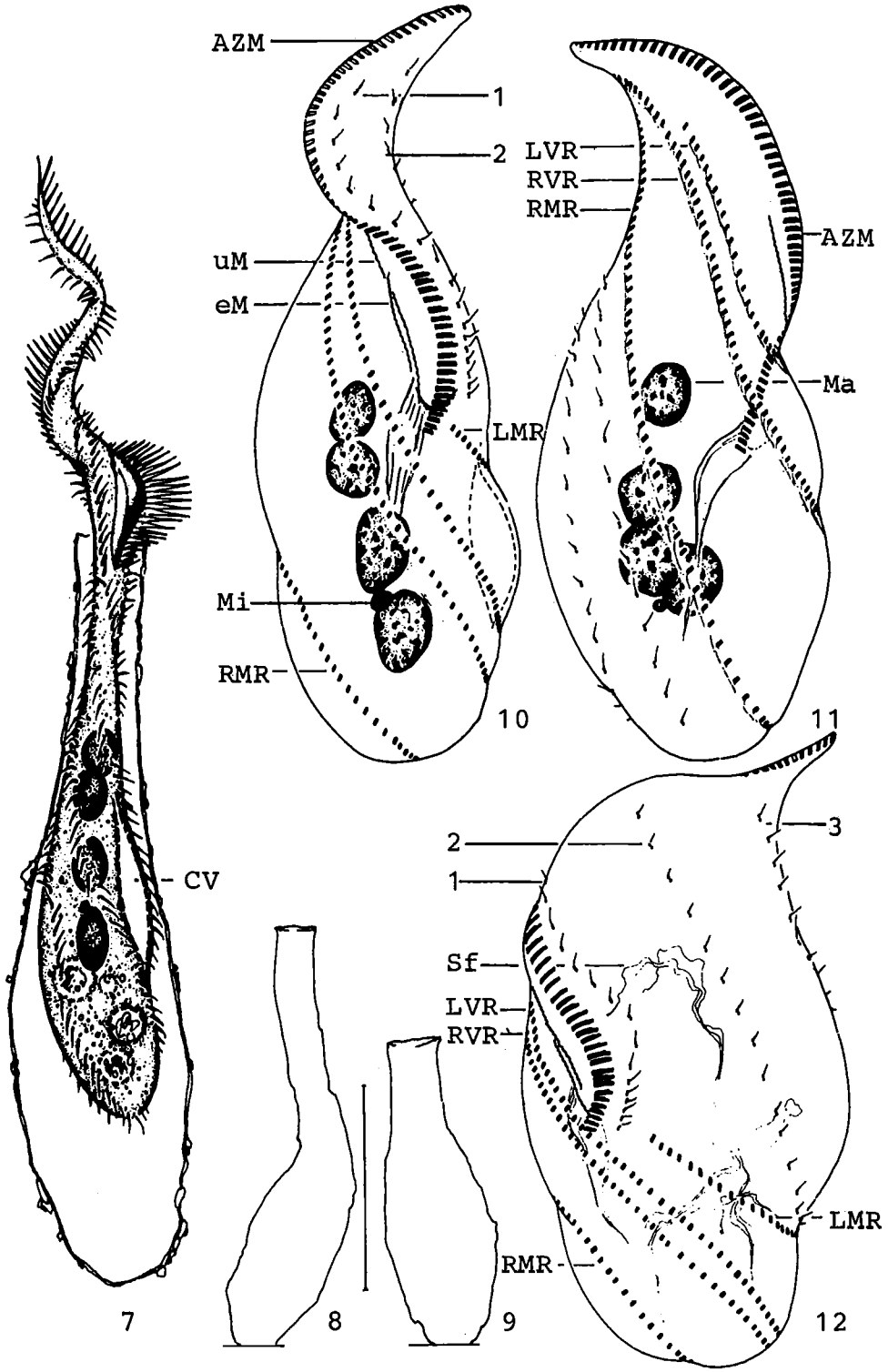
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Diatomeen, Flagellaten (*Bodo* sp.). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 350 mg (SCHÖNBORN 1977), nach eigenen Berechnungen nur etwa 80 mg. BICK (1972a) gibt für *C. muelleri* folgende autökologische Daten: 12 - 19 °C, pH 7.6 - 9.0, 5.1 - 14.0 mg/l O_2, 0 - 11 mg/l freies CO_2, 0 - 0.4 mg/l NH_4^+-N. Bevorzugt nach RIEDEL-LORJE (1981) Wassertemperaturen von 15 - 25 °C und Chloridwerte von < 500 mg/l. MIHAILOWITSCH (1989) fand *C. muelleri* in solebelasteten Fließgewässern bei folgenden Verhältnissen (n = 7): 5.9 - 20.5 °C, pH 7.2 - 8.0, 11.4 - 87.3 mg/l CO_2, 2.9 - 8.0 mg/l O_2, 0.09 - 0.66 mg/l NH_4^+-N, 0.04 - 0.10 mg/l NO_2^--N, 1.06 - 7.2 mg/l NO_3^--N, 40 - 2322 mg/l Cl^-, 56 - 837 mS/m. Jahresproduktion in einem alphamesosaproben Bereich der Saale (Deutschland) etwa 1900 Individuen/m^2 (SCHÖNBORN 1977).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; o = 1, b = 8, a = 1, I = 4, SI = 2.0. Diese Einstufung bedarf der Überprüfung, da auch Nachweise aus abwasserbelasteten Biotopen vorliegen.



Chaetospira muelleri (1, nach LACHMANN 1856 aus BERGER 1992; 2 - 4, aus FROUD 1949). 1, 2: Gestreckte Individuen in vivo, 183 µm, 180 µm. 3: Zyste, 100 µm. 4: Gruppe von fressenden, ruhenden und enzystierten Individuen. CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus-Teil.

Stichotricha aculeata (5, 6, aus FOISSNER 1980b). 5: 3 Tiere, deren Gehäuse in einer Detritusflocke eingebaut sind. 6: Rechts laterale Ansicht in vivo, 97 µm.



Chaetospira muelleri (7 - 12, aus SONG & WILBERT 1989). 7: Ansicht eines gestreckten Individuums in vivo, 280 µm. 8, 9: 2 verschiedene Gehäuseformen, Maßstrich = 100 µm. 10 - 12: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen in ventraler, rechts lateraler und dorsaler Ansicht nach Protargolimprägnation, 61 µm, 59 µm, 52 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, eM = endorale Membran, LMR = linke Marginalreihe, LVR = linke Ventralreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, RVR = rechte Ventralreihe, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, 1 - 3 = dorsale Wimpernreihen 1 - 3.

Chaetospira remex (HUDSON, 1875) KAHL, 1932

1875 *Archimedea remex* HUDSON, Mon. microsc. J., 14: 169.
1932 *Chaetospira (Archimedea) remex* HUDSON, 1875 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 563 (kombinierender und erster revidierender Autor).
1963 *Chaetospira remex* HUDSON - SLADECKOVA & SLADECEK, Sb. vys. Sk. chem.-technol. Praze, 7: 525 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einer Talsperre in der Tschechoslowakei).
1972 *Chaetospira remex* HUDSON - BICK, Ciliated protozoa, p. 187 (Bestimmungsbuch für Ciliaten des Saprobiensystems).
1992 *Chaetospira remex* (HUDSON, 1975) KAHL, 1932 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Wenig bekannte Art. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo in gestrecktem Zustand etwa 150 - 560 μm, nach HUDSON (1875) etwa 280 μm lang. Gehäuse 300 - 1250 μm lang.

2) Hintere Körperhälfte mehr oder minder zylindroid, adorale Membranellenzone korkenzieherartig gewunden. Sehr kontraktil. Gehäuse schlauchförmig, weich und zart, meist mit Fremdkörpern belegt (Abb. 1 - 3).

3) Anzahl der Makronucleus-Teile unbekannt, nach KAHL (1932) soll nur 1 vorhanden sein, was unwahrscheinlich ist.

4) Kontraktile Vakuole seitlich etwa in der Mitte des Körpers auf der Höhe des Mundes (Abb. 1).

5) Anordnung und Anzahl der Cirrenreihen sowie dorsale Bewimperung unbekannt, vermutlich jedoch recht ähnlich wie bei → *C. muelleri*.

Verwechslungsmöglichkeiten

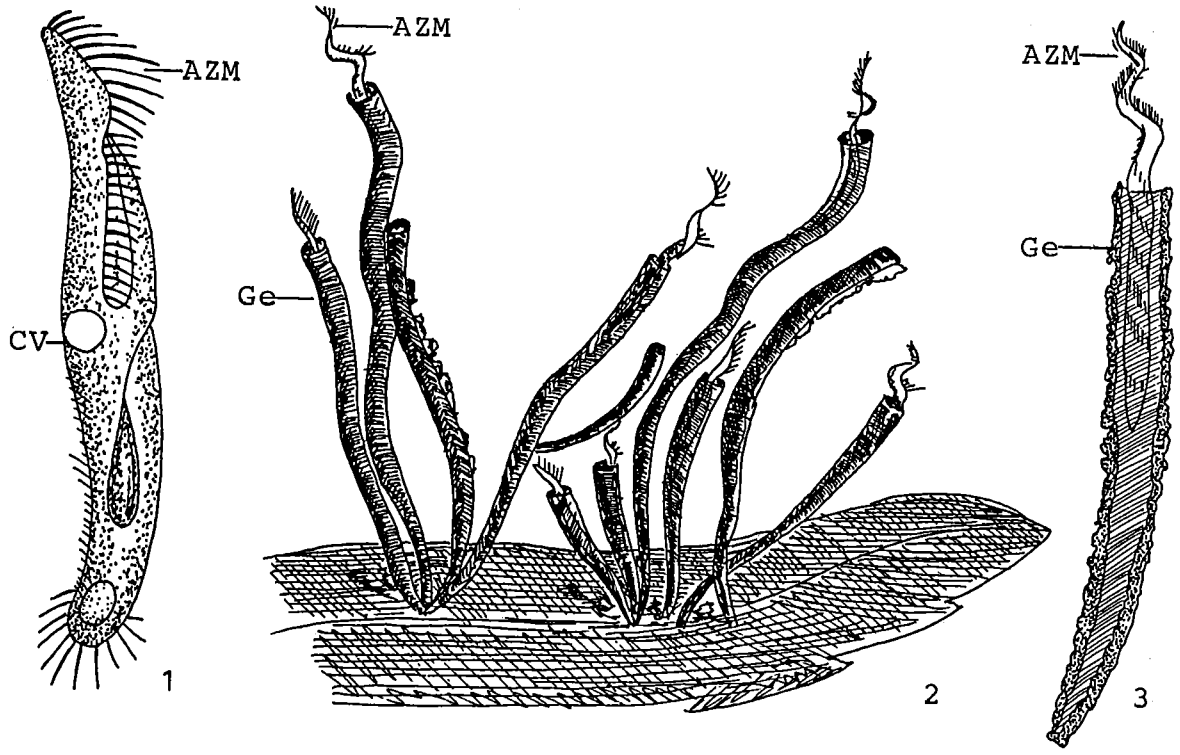
Unterscheidet sich von → *C. muelleri* durch die Form des Gehäuses (vasen- oder keulenförmig) und von Arten der Gattung → *Stichotricha* durch die korkenzieherartig gewundene adorale Membranellenzone. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1 und 2 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene Art, meist in stehenden oder sehr langsam fließenden Gewässern, oft in Gruppen an Steinen, Pflanzen oder Detritus festgeheftet. Mehrere Nachweise aus eutrophen Trinkwassertalsperren (SLADECKOVA & SLADECEK 1963, SLADECKOVA 1968). NUSCH (1970) fand im Spätsommer etwa 100 Individuen/cm^2 im oligo- bis betamesosaproben Vorbecken der Genkeltalsperre, BRD. Bei höheren Strömungsgeschwindigkeiten nur in schlammigen Bereichen, wo das Gehäuse eingenischt werden kann (ALBRECHT 1984). Entwicklungsmaxima in den Sommermonaten. Bisher in Europa, USA, Südamerika und Neuseeland nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Flagellaten, Diatomeen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 250 mg (bei einer Länge von 280 μm). PATRICK et al. (1967) fanden *C. remex* in einem Fluß in den USA bei folgenden Verhältnissen: 23 - 28 °C, 7.0 - 9.0 mg/l O_2, 1.0 - < 5.0 mg/l BSB_5, 0.001 mg/l NH_3-N, 0.001 - < 0.007 mg/l NO_2^--N, 0.2 - < 0.7 mg/l NO_3^--N, 0.03 - 0.17 mg/l PO_4^{3-}-P. BICK (1972a) gibt folgende autökologische Daten: 15 - 22 °C, pH 7.1 - 8.0, 10 - 12 mg/l O_2, 0 - 6 mg/l freies CO_2, 0 - 0.08 mg/l NH_4^+-N, 500000 - 3000000 Bakterien/ml (Membranfiltermethode). Bevorzugt nach ALBRECHT (1984) einen SI <2.6, Wassertemperaturen von 15 - 25 °C und Chloridkonzentrationen von 400 - 5000 mg/l.

Saprobielle Einstufung: SLADECEK et al. (1981) stufen *C. remex* mit einem Saprobienindex von 2.7 (b = 3, a = 7) ein. Die faunistischen und die autökologischen Daten weisen jedoch auf die Bevorzugung weniger verschmutzter Gewässer. Wir schlagen daher folgende geänderte Einstufung vor: b - a; o = 1, b = 5, a = 4, I = 2, SI = 2.3. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Chaetospira remex (1, 2, nach HUDSON 1875 aus BERGER 1992; 3, nach SLADECKOVA & SLADECEK 1963 aus BERGER 1992). 1: Körperform eines ins Gehäuse (nicht gezeichnet) zurückgezogenen Individuums, 285 μm. 2: Mehrere Individuen, deren Gehäuse an einem Blatt festgeheftet sind. 3: Ausgestrecktes, Nahrung einstrudelndes Exemplar. Länge des Gehäuses 315 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse.

Hypotrichidium conicum ILOWAISKY, 1921

1921 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, Rab. volzh. biol. Stat., 6: 97, 103.
1932 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, 1921 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 555 (erster revidierender Autor).
1962 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY 1921 - DINGFELDER, Arch. Protistenk., 105: 610 (durch Abbildung belegter Nachweis aus ephemeren Gewässern Bayerns).
1970 *Hypotrichidium conicum* ILLOWAISKY, 1921 - DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, (Numéro hors-série): 113 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Kamerun).
1972 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, 1921 - TUFFRAU, Protistologica, 8: 258 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Frankreich).
1975 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, 1921 - STILLER, Acta zool. hung., 21: 228 (Revision).
1984 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, 1921 - FLEURY & FRYD-VERSAVEL, Protistologica, 20: 535 (Darstellung der Morphologie und Morphogenese nach Silberimprägnation; maßgebliche Wiederbeschreibung).
1992 *Hypotrichidium conicum* ILOWAISKY, 1921 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

In den letzten 20 Jahren wurden viele weitere *Hypotrichidium*-Arten beschrieben. Die meisten sind jedoch ungenügend dargestellt. Auch die am besten beschriebenen Arten, *H. conicum* und *H. tisiae* (GELEI), unterscheiden sich nur sehr wenig, so daß nach BERGER (1992) eine Identität nicht ausgeschlossen werden kann (→ Verwechslungsmöglichkeiten). Zur Klärung dieses Problems sind noch weitere detaillierte Untersuchungen erforderlich. Vielleicht gibt es nur die Typusart? *Hypotrichidium conicum* hat mehrere Synonyme (z. B. *H. africanum* JANKOWSKI), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen (BERGER 1992).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 90 - 120 x 70 μm.

2) Gestalt mehr oder minder birnenförmig, Hinterende deutlich verbreitert, mit auffallendem spitzen, cytoplasmatischem Fortsatz. Nur vorderer Bereich dorso-ventral etwas abgeflacht (Abb. 1 - 4).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 3, 7 - 9).

4) Kontraktile Vakuole etwa auf der Höhe des Cytostoms (Abb. 1).

5) Vor den undulierenden Membranen konstant ein Cirrus, rechts davon 4 unterschiedlich lange und gegeneinander versetzte Frontoventralreihen mit 4 - 5, 8 - 10, 7 - 15 und 17 - 20 Cirren. Hinten 6 spiralig verlaufende Cirrenreihen (genaue Anordnung und Anzahl der Cirren nur nach Silberimprägnation erkennbar; Abb. 3 - 9).

6) Konstant 3 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar). Dorsalwimpern in vivo etwa 2 - 4 μm lang (Abb. 4 - 6, 9).

7) Adorale Membranellenzone aus etwa 40 Membranellen aufgebaut. Mundfeld sehr groß und tief. Undulierende Membranen gebogen und überkreuzend (Abb. 1 - 3, 5, 7, 8).

Verwechslungsmöglichkeiten

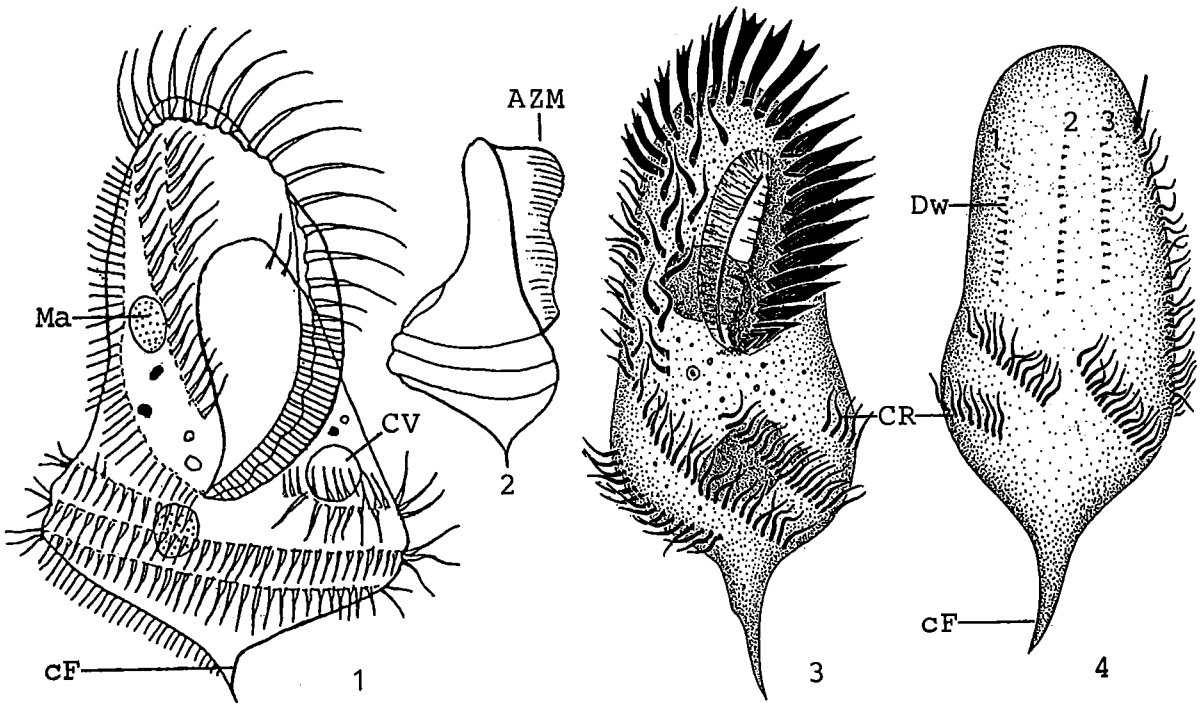
Eine sehr charakteristische und daher leicht kennbare Gattung, deren Arten aber schwierig (Silberimprägnation!) trennbar sind. *Hypotrichidium tisiae* hat nach der Originalbeschreibung hinten nur 5 spiralig angeordnete Cirrenreihen, ein weißliches Cytoplasma (bei *H. conicum* braungrau oder goldfarbig; ILOWAISKY 1921), eine etwas kürzere adorale Membranellenzone und eine weiter nach vorne verlagerte kontraktile Vakuole (GELEI 1929). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 5, 6 wichtig.

Ökologie

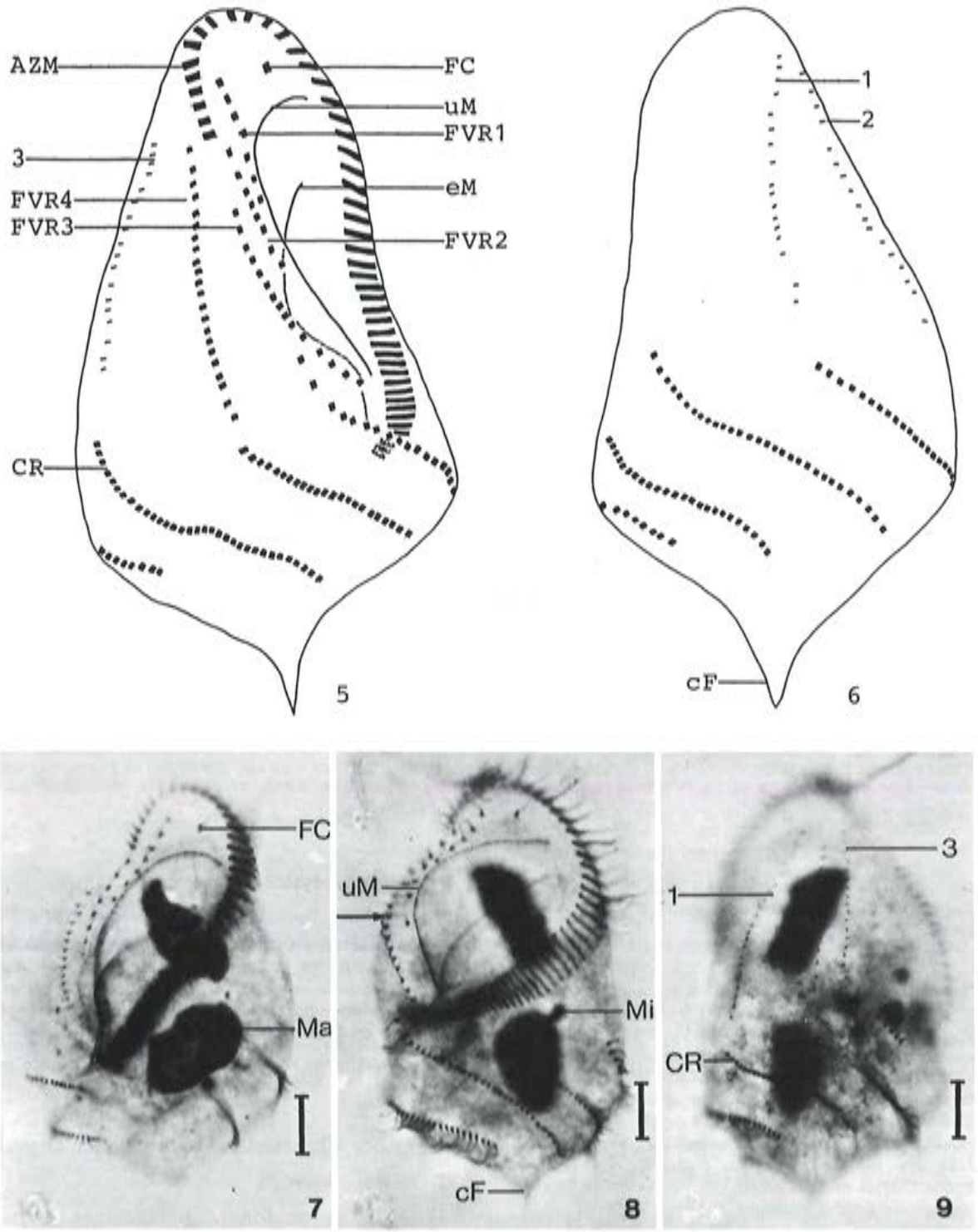
Vorkommen und Verbreitung: Planktisch. Meist in ephemeren, eutrophen stehenden (z. B. Wegpfützen, Weidetümpel, seichte Tümpel in Überschwemmungsgebieten) und sehr langsam fließenden Gewässern. ILOWAISKY (1921) und FLEURY & FRYD-VERSAVEL (1984) entdeckten sie in Teichen und Tümpeln. DINGFELDER (1962) fand bis zu 20 Individuen/ml in Pfützen von schwach befahrenen Wegen. Nachweise aus Belebtschlammanlagen nicht durch Abbildungen belegt (CURDS & FEY 1969, CURDS & COCKBURN 1970a). Ein sicherer Nachweis aus einem Aestuar in den USA (JONES 1974). Funde aus echten marinen Biotopen fehlen. Der Nachweis von TIRJAKOVA & MATIS (1987) aus feuchten Waldmoosen ist nicht durch Abbildungen belegt. FOISSNER et al. (1985) fanden jedoch *H. tisiae* im Boden einer Heißlände im Tullnerfeld (Österreich). Bisher in Europa, USA, Japan (HATANO & WATANABE 1981) und Afrika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Algen (Diatomeen, *Chlorogonium* sp., Desmidiaceen), Flagellaten (z. B. *Dinobryon* sp.) und Ciliaten (z. B. *Halteria* sp., *Coleps* sp.). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 150 mg. MATIS (1975) fand *H. conicum* in einem Entwässerungsgraben in der Tschechoslowakei bei folgenden Verhältnissen: 3 - 20 °C, pH 6.4 - 7.2, 1.5 - 5.8 mg/l O_2. DINGFELDER (1962) beobachtete sie bei pH-Werten von 5.8 - 7.6 und Wassertemperaturen bis zu 43 °C.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b - p; b = 3, a = 4, p = 3, I = 2, SI = 3.0. Indiziert nach CURDS & COCKBURN (1970b) bei Belebtschlammanlagen einen Ablauf-BSB_5 von 21 - 30 mg/l. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig determinierten Populationen.



Hypotrichidium conicum (1, 2, nach ILOWAISKY 1921 aus STILLER 1975; 3, 4, aus DRAGESCO 1970). **1, 2**: Ventral- und Lateralansicht in vivo, 90 - 120 μm. **3, 4**: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 90 μm, 88 μm. Der Pfeil in Abb. 4 markiert die Frontoventralreihe 4. AZM = adorale Membranellenzone, CR = spiralig angeordnete Cirrenreihen am Hinterende, CV = kontraktile Vakuole, cF = cytoplasmatischer Fortsatz, Dw = Dorsalwimpern, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, 1 - 3 = dorsale Wimpernreihen 1 - 3.



Hypotrichidium conicum (5 - 9, aus FLEURY & FRYD-VERSAVEL 1984; Protargolimprägnation). *5, 6*: Lateralansichten, 7 μm. 7 - 9: Anordnung der Cirren und Wimpernreihen auf der Ventral- und Dorsalseite, Maßstriche = 20 μm. Der Pfeil in Abb. 8 markiert die Frontoventralreihe 3. AZM = adorale Membranellenzone, CR = spiralig angeordnete Cirrenreihen am Hinterende, cF = cytoplasmatischer Fortsatz, eM = endorale Membran, FC = linker Frontalcirrus, FVR1 - FVR4 = Frontoventralreihe 1 - 4, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, uM = undulierende Membran, 1 - 3 = dorsale Wimpernreihen 1 - 3.

Urostyla grandis EHRENBERG, 1830

1830 *Urostyla grandis* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss., Jahr 1830: 43 (ohne Abbildung).
1838 *Urostyla grandis* EHRENBERG, 1830 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 369 (erster revidierender Autor; Abbildung).
1859 *Urostyla grandis*. EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 195 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1885 *Urostyla trichogaster* STOKES, Ann. Mag. nat. Hist., 15: 444 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Delaware Fluß, USA).
1932 *Urostyla grandis* EHRB., 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 565 (Revision).
1972 *Urostyla grandis* EHRBG. - JERKA-DZIADOSZ, Acta Protozool., 10: 75 (Darstellung der Morphologie und Morphogenese nach Silberimprägnation).
1983 *Urostyla grandis* EHRENBERG, 1830 - BORROR & WICKLOW, Acta Protozool., 22: 113 (Revision).
1989 *Urostyla grandis* EHRENBERG, 1830 - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 157 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und biometrische Charakterisierung einer Population aus einem eutrophen Weiher).
1992 *Urostyla grandis* EHRENBERG, 1830 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Urostyla grandis hat nach BERGER (1992) mehrere Synonyme (z. B. *Oxytricha fusca* PERTY, *U. elongata* STOKES; → Abb. 3), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 250 - 400 x 80 - 120 μm, meist 300 - 350 μm lang.

2) Gestalt meist breit elliptisch, manchmal ± parallelseitig oder nach hinten bzw. nach vorne birnenförmig verbreitert. Stark ernährte Exemplare können durch riesige Nahrungsvakuolen deformiert sein. Körperenden breit gerundet. Etwa 2.5 - 3 : 1 abgeflacht. Sehr weich und flexibel, leicht kontraktil (Abb. 1 - 4, 6, 7, 9, 18, 19).

3) Etwa 70 - 150 (meist 110), in vivo etwa 8 - 15 x 3 - 5 μm große, in der ganzen Zelle verteilte Makronucleus-Teile. Etwa 3 - 16, nach TITTLER (1935) bis über 40, in vivo ca. 5 μm große, kugelige Mikronuclei (Abb. 1, 12 - 14).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand deutlich oberhalb der Körpermitte, während der Diastole mit langen Zuführungskanälen (Abb. 3, 6, 9, 11).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, in kurzen Längsreihen angeordnete subpelliculäre Granula (Ölimmersion verwenden!). Granula leicht ellipsoid, in vivo etwa 1 μm groß, gelbgrün oder gelbbraun gefärbt, so daß die Zellen bei schwacher Vergrößerung gelblich erscheinen (Abb. 6, 16, 17).

6) Ventralfläche dicht mit Cirrenreihen bedeckt (z. B. Abb. 1). 4 - 10 , meist 7 Buccalcirren rechts neben der undulierenden Membran. Am Vorderende beginnt eine bogenförmige Reihe von Cirren (= Midventralreihe), die aus etwa 18 - 27 schräg angeordneten Cirrenpaaren besteht und meist in der Körpermitte endet (Abb. 10, 12, 15, VC). Die Cirren werden von vorne nach hinten kontinuierlich dünner. Zwischen der Midventralreihe und den Buccalcirren noch etwa 6 - 10 leicht verstärkte Cirren. Hinter dem Mund eine schmale, wimpernfreie Zone; links davon 4 - 8, meist

5, rechts davon 5 - 8, meist 6 oder 7 zum Teil verkürzte Cirrenreihen (Marginal- und Ventralreihen). 8 - 13, meist 10 in einer schrägen Reihe angeordnete, kaum verstärkte Transversalcirren, die das Körperende nicht überragen (genaue Anordnung der Cirren nur nach Protargolimprägnation erkennbar; Abb. 1, 10, 12, 13, 15, 18 - 21).

7) Meist 3, selten 4 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Protargolimprägnation gut erkennbar). Vorderes Ende der äußersten rechten Marginalreihe ebenfalls aus bewimperten Basalkörperpaaren aufgebaut. Dorsalwimpern in vivo etwa 2 - 4 μm lang. Caudalcirren fehlen (Abb. 5, 11).

8) Adorale Membranellenzone in vivo etwa 35 - 40 % der Körperlänge, besteht aus 50 - 70, meist etwa 60 Membranellen. Undulierende Membranen gebogen und überkreuzend. Mundfeld groß (Abb. 1, 10, 12 - 14, 18 - 20).

Verwechslungsmöglichkeiten

Kann wegen der Größe, der Gestalt und der subpelliculären Granula leicht mit → *Paraurostyla weissei* (2 Makronucleus-Teile, meist 200 - 250 x 50 - 80 μm groß, 3 deutlich verstärkte Frontalcirren, keine Midventralreihe, 6 - 8 dorsale Wimpernreihen) und *Pseudourostyla cristata* (JERKA-DZIADOSZ; 300 - 450 μm lang, etwa 50 kleine Makronucleus-Teile, 1 Buccalcirrus) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 3, 5 - 7 wichtig.

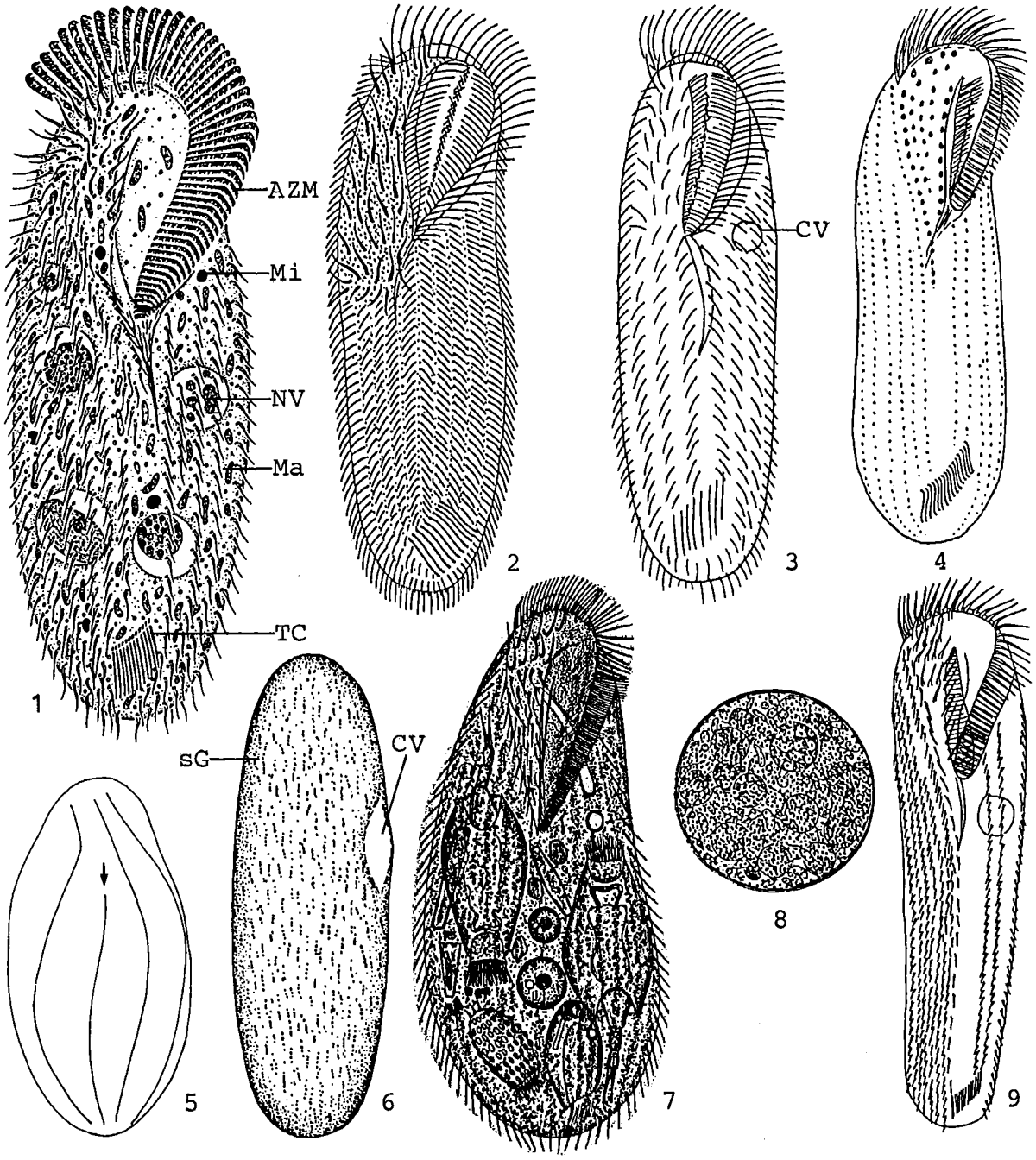
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen Biotopen, jedoch nie recht häufig. Bevorzugt stehende Gewässer (Seen, Teiche, Altwässer, schlammige Regenpfützen, sumpfige Wiesen), in Fließgewässern hauptsächlich in den lenitischen und langsam fließenden Bereichen bis etwa 40 cm/s Strömungsgeschwindigkeit (SCHMERENBECK 1975). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Aestuaren (z. B. TENT 1981, AGAMALIEV 1986, bis 0.34 % Salinität) und dem Meer (BORROR 1962). Von REUTER (1961) in wasserübergossenem dürrem Gras gefunden (Abb. 9). Mehrere Nachweise aus Böden sind nicht durch Abbildungen belegt und gelten als unglaubwürdig. Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen fehlen. Bisher in Europa, Asien, Japan und Nord- und Südamerika nachgewiesen.

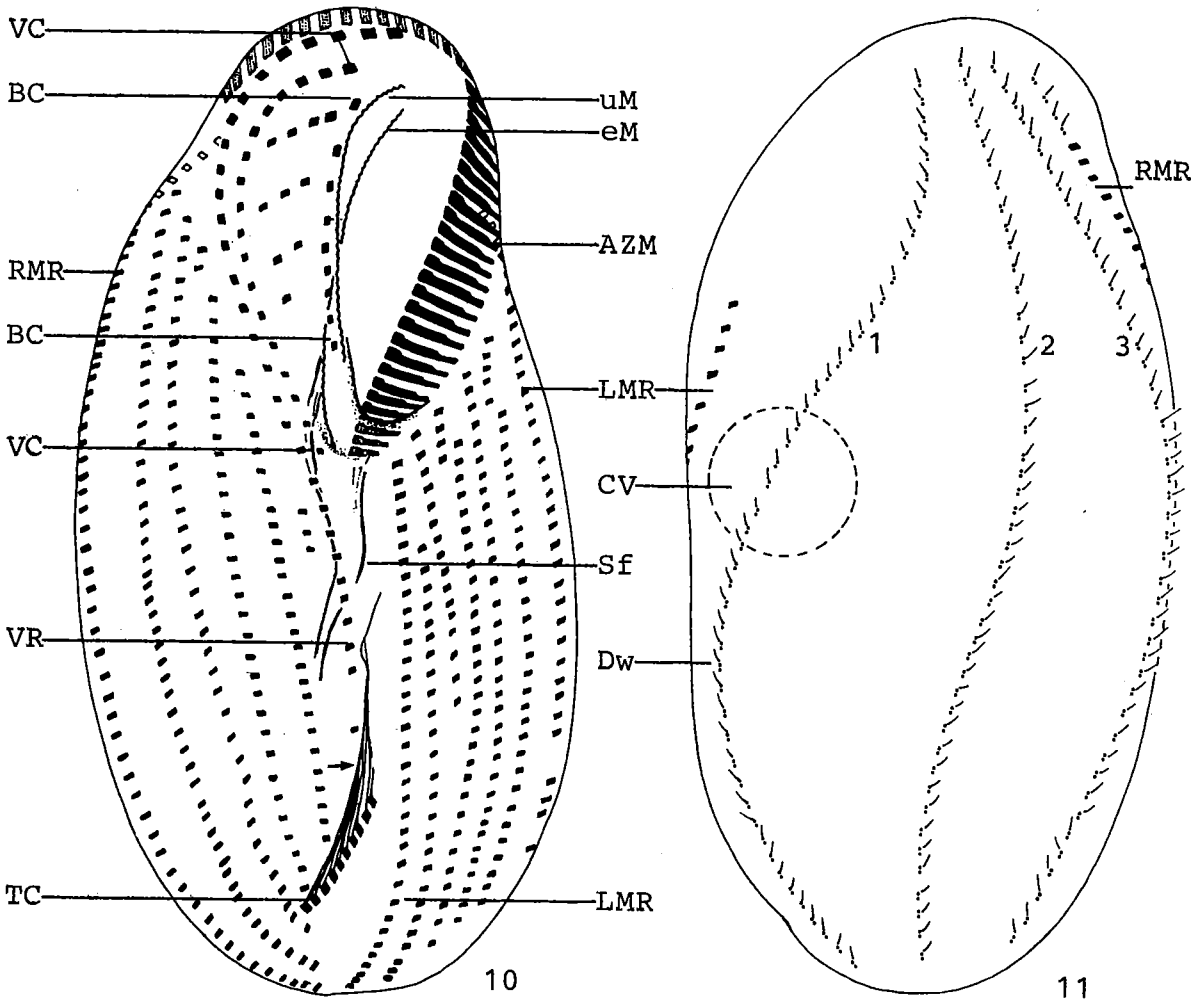
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Sehr gefräßig. Frißt Algen (*Chlorogonium* sp., *Closterium* sp., Diatomeen), Testaceen (*Trinema enchelys*), Ciliaten (z. B. *Colpidium* sp., Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes, *Coleps* sp.), Rädertiere und Nematoden (*Anguillula* sp.). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 500 mg für Individuen mit 300 x 100 μm. Wegen der recht variablen Größe sollte jedoch die Biomasse stets neu berechnet werden. FENCHEL & FINLAY (1983) nehmen für die Population von PIGON (1953) ein Biovolumen von 166000 μm^3 an (entspricht 166 mg/10^6 Individuen), MICHIELS (1974) ermittelt lediglich 80 mg. DILLON & HOBBS (1973) berechnen für *U. trichogaster* ein offensichtlich falsches Biovolumen von 10 x 10^7 μm^3 (entspräche 0.1 kg/10^6 Individuen). Sauerstoffverbrauch aktiver Individuen je Stunde = 1.7 x 10^{-3} μl/Individuum, jener von enzystierten Individuen etwa 1.5 x 10^{-4} μl/Individuum (PIGON 1953, 1954). Untere pH Toleranzgrenze 4.7. BRAGG (1960) fand *U. grandis* in einem See in Oklahoma bei folgenden Verhältnissen: 6 - 24 °C, pH 6.0 - 8.4, 3.6 - 10 mg/l O_2. CAIRNS & YONGUE (1973) geben für eine Population aus einem Fluß in North Carolina folgende autökologische Daten: 24 - 28 °C, pH 6.7 - 7.3, 6.6 - 10.2 mg/l O_2, 1.4 - 5.4 mg/l BSB (vermutlich BSB_5), 0 - 0.09 mg/l NH_4^+-N, 0.04 - 0.15 mg/l NO_3^--N, 0.06 - 0.14 mg/l PO_4^{3-}-P, 12 - 18 mg/l Cl^-. Wir fanden *U. grandis* u. a. in 2 Bächen des Wienerwaldes bei folgenden Werten: pH 8.3, 12 °C, 600 - 690 μS/cm, 12 - 13 mg/l O_2 (115 % Sättigung), 2.4 mg/l BSB_5, 7 - 12 mg/l CSB, 0.03 - 0.04 mg/l NH_4^+-N, 3.0 - 6.8 mg/l NO_3^--N, 0.04 - 0.44 mg/l PO_4^{3-}-P, 1600 - 3300 Bakterien/ml (22 °C, Plattenmethode), Saprobienindex 2.3 - 2.2, Was-

sergüteklasse II mit Neigung zu II-III. Nach FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA (1986) recht empfindlich gegenüber Zink- und Bleibelastung. *Urostyla grandis* wird gelegentlich von *Podophrya urostylae*, einem Suktor parasitiert (STEIN 1859b).

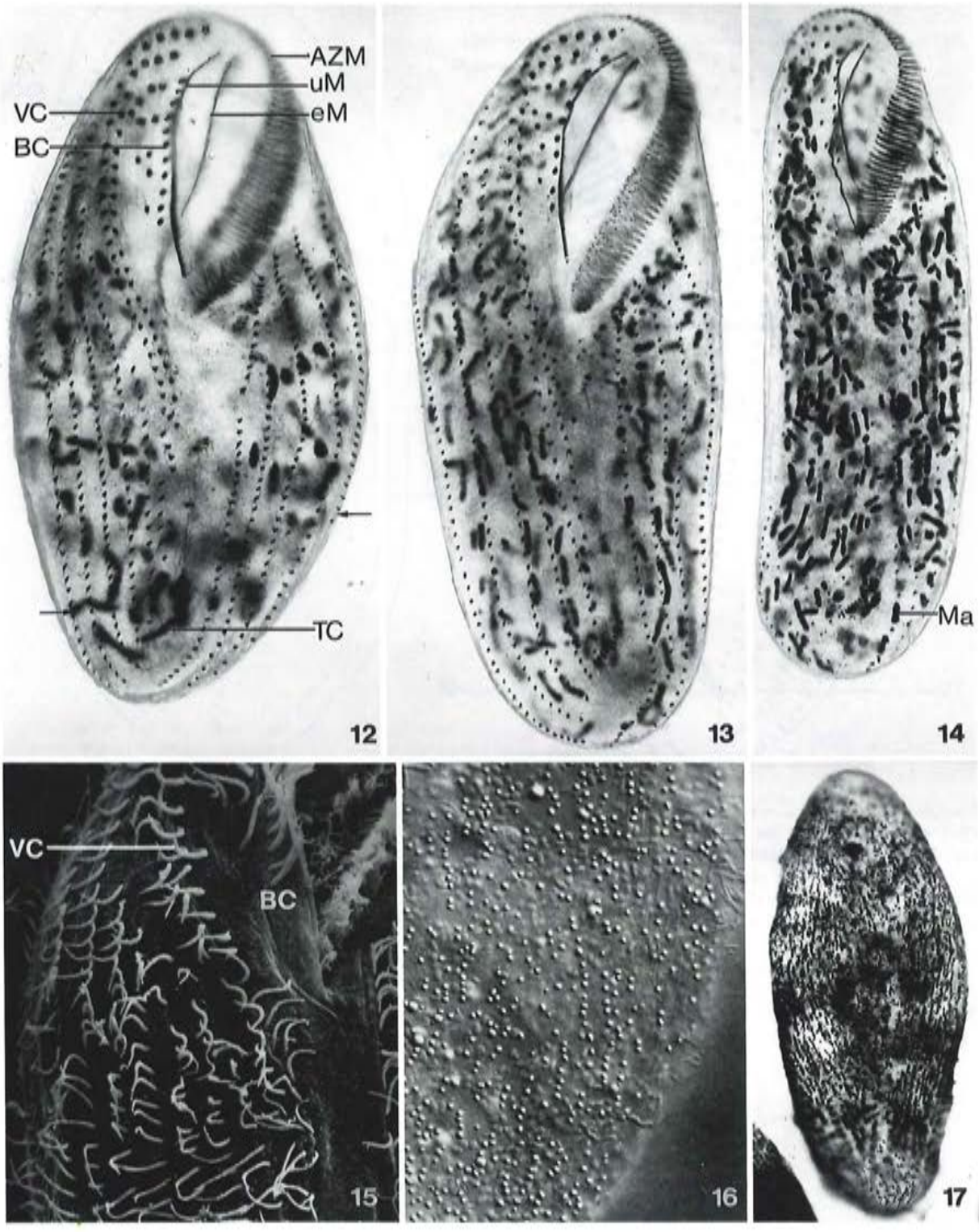
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 3, a = 7, I = 4, SI = 2.7. Diese Bewertung muß durch weitere autökologische Untersuchungen überprüft werden. Möglicherweise muß der betamesosaprobe Anteil leicht erhöht werden.



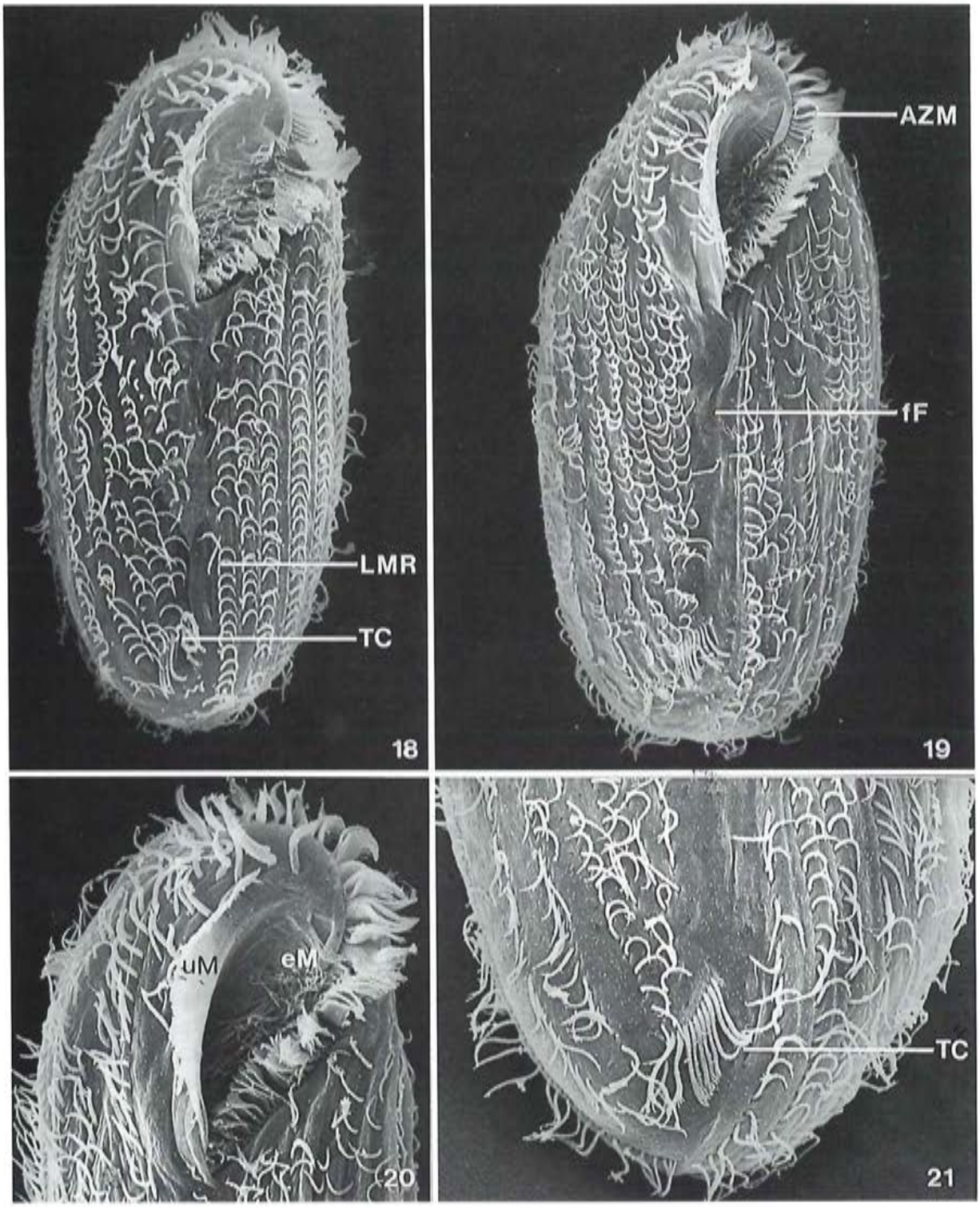
Urostyla grandis (1, 8, aus GANNER unveröffentlicht; 2, aus STOKES 1885b; 3, nach STOKES 1891 aus BERGER 1992; 4, aus KAHL 1932; 5, 6, aus SONG & WILBERT 1989; 7, aus STEIN 1859b; 9, nach REUTER 1961 aus BERGER 1992). **1 - 4, 9**: Ventralansichten in vivo, 300 µm, 348 µm, 300 µm, ? µm, ? µm. **5**: Schematische Darstellung der Dorsalseite eines Individuums mit einer zusätzlichen vierten dorsalen Wimpernreihe (Pfeil). **6**: Dorsalansicht in vivo, 430 µm. **7**: Mit Rädertieren, Ciliaten und Algen vollgefressenes Individuum, ? µm. **8**: Ruhezyste in vivo. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus- Teil, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, sG = subpelliculäre Granula, TC = linker Transversalcirrus.



Urostyla grandis (10, 11, aus SONG & WILBERT 1989; Protargolimprägnation). **10:** Anordnung der Cirren, 290 μm. Der Pfeil weist auf Fibrillen, die von den Transversalcirren nach vorne ziehen. **11:** Anordnung der dorsalen Wimpernreihen, 290 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = vorderster und hinterster Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, LMR = äußerste und innerste linke Marginalreihe, RMR = äußerste rechte Marginalreihe, Sf = Schlundfasern, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, VC = vorderstes und hinterstes der etwa 18 - 27 Cirrenpaare der Midventralreihe, VR = innerste Ventralreihe, 1 - 3 = dorsale Wimpernreihen 1 - 3.



Urostyla grandis (12 - 17, Originale). **12, 13**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation. Die Pfeile in Abb. 12 markieren die äußerste linke und rechte Marginalreihe. **14**: Verteilung der zahlreichen Makronucleus-Teile, Protargolimprägnation. **15**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Midventralreihe. **16**: Subpelliculäre Granula (ca. 1 μm groß) im Interferenzkontrast. **17**: Anordnung der subpelliculären Granula nach Protargolimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, eM = endorale Membran, Ma = Makronucleus-Teil, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Cirren der Midventralreihe.



Urostyla grandis (18 - 21, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **18, 19**: Ventralansichten. **20, 21**: Vorderer und hinterer Körperabschnitt in Ventralansicht. AZM = adorale Membranellenzone, eM = endorale Membran, fF = cirrenfreies Feld zwischen dem Mund und den Transversalcirren, LMR = innerste linke Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran.

Holosticha kessleri (WRZEŚNIOWSKI, 1877) WRZEŚNIOWSKI, 1877

1877 *Oxytricha kessleri* WRZESNIOWSKI, Z. wiss. Zool., 29: 275, 278 (erwähnt Zugehörigkeit zur Gattung *Holosticha*).
1932 *Holosticha (Oxytricha) kessleri* (WRZESNIOWSKI, 1877) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 581 (erster revidierender Autor).
1932 *Amphisia kessleri* (WRZESNIOWSKY 1877) - WANG & NIE, Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, 8: 356 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Südchinesischen Meer).
1979 *Holosticha kessleri* - BORROR, J. Protozool., 26: 547 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis von der Ostküste der USA).
1983 *Holosticha kessleri* WRZ., 1877 - BORROR & WICKLOW, Acta Protozool., 22: 115 (Revision).
1992 *Holosticha kessleri* (WRZESNIOWSKI, 1877) WRZESNIOWSKI, 1877 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Oxytricha wrzesniowskii MERESCHKOWSKY wird von BERGER (1992) als mutmaßliches Synonym geführt (Abb. 5). *Holosticha kessleri* var. *aquae-dulcis* von BUCHAR (1957) ist mit → *H. pullaster* identisch. Die Determination von CALKINS (1901) ist sicher falsch, da seine Population nur 5 Transversalcirren hat. Die von SARMIENTO & GUERRA (1960) und RICCI et al. (1982) beschriebenen Populationen gelten als unbestimmbar (BERGER 1992). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo 120 - 170 µm lang, etwa 3.5mal so lang wie breit.

2) Gestalt lang elliptisch, in der Mitte meist deutlich verbreitert. Vorderende gerundet, hinteres ± deutlich quer abgestutzt. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Sehr flexibel und sehr kontraktil (Abb. 1 - 4).

3) Zwei Makronucleus-Teile mit je einem Mikronucleus (Abb. 1, 2, 4).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in Körpermitte (Abb. 1, 4).

5) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren, 1 kräftiger Buccalcirrus am vorderen Ende der undulierenden Membranen. In der Mediane etwa 20 - 25 schräg angeordnete Cirrenpaare (= Midventralreihe). Etwa 10 - 15 J-förmig angeordnete Transversalcirren, von denen besonders die hintersten kräftig verstärkt sind und das Körperende deutlich überragen. Je 1 linke und rechte Marginalreihe (Abb. 1 - 4). Nahe dem vorderen Ende der rechten Marginalreihe wahrscheinlich 2 Frontoterminalcirren.

6) Dorsalwimpern etwa 2 - 4 µm lang (Abb. 1, 2). Anzahl der dorsalen Wimpernreihen unbekannt. Caudalcirren fehlen vermutlich.

7) Adorale Membranellenzone 30 - 35 % der Körperlänge, Mundfeld schmal (Abb. 1 - 4).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Holosticha pullaster* ist kleiner (60 - 90 µm) und hat die kontraktile Vakuole hinter der Körpermitte. → *Holosticha monilata* hat mehr (etwa 9 - 23) Makronucleus-Teile. Die marine *H. gibba* (STEIN) besitzt nur 5 Transversalcirren. *Pseudokeronopsis*-Arten, z. B. *P. rubra* (EHRENBERG) haben viele, in 2 Reihen angeordnete Cirren am Frontalfeld. *Urostyla*-Arten (z. B. → *U. grandis*)

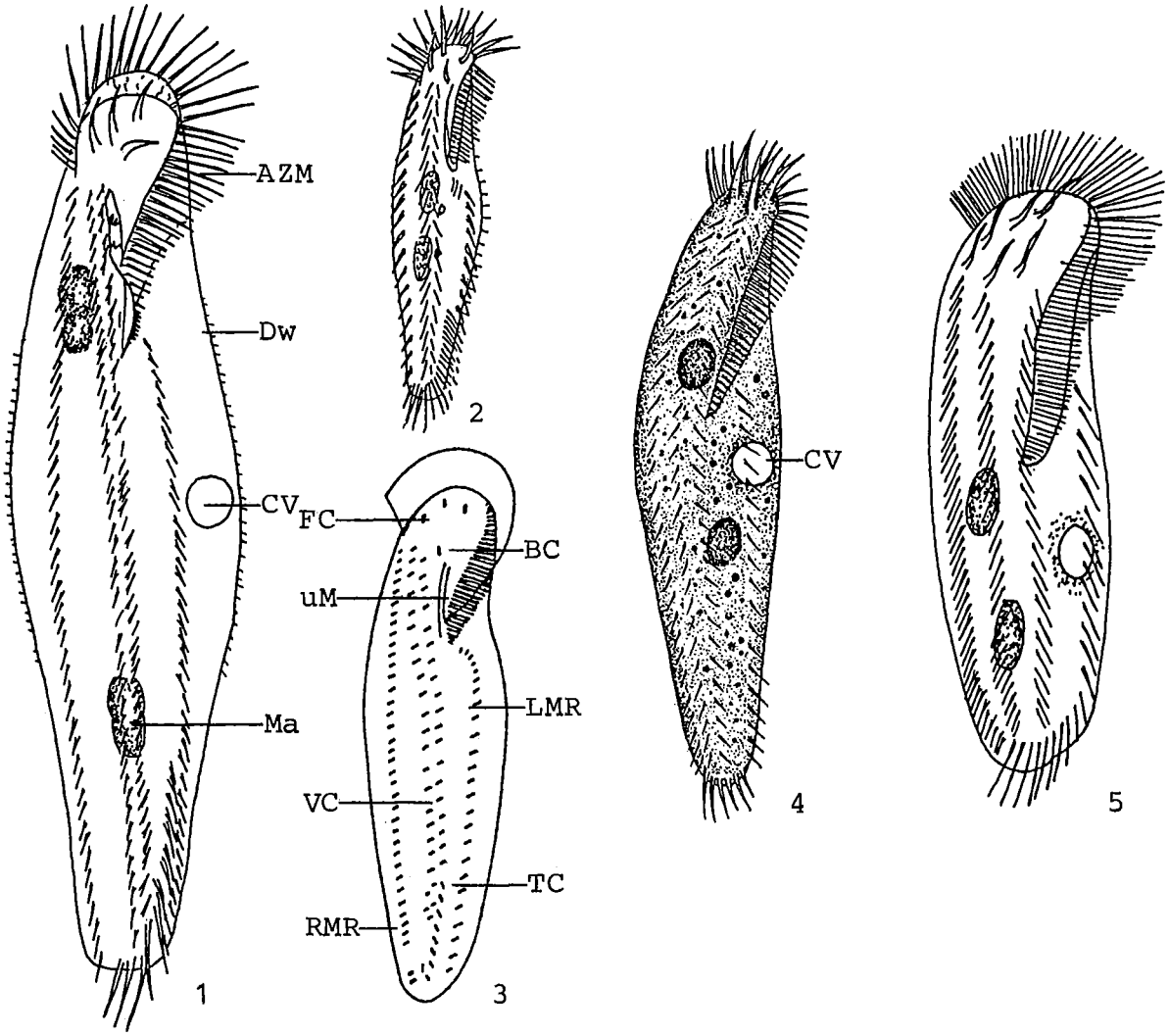
sind durch mehrere linke und rechte Marginalreihen leicht abzugrenzen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1 - 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Wahrscheinlich auf marine Habitate und Brackwasser beschränkt. WEBB (1956) fand *H. kessleri* noch bei einer Salinität von 1.2 %. KNÜPLING (1979) zählte im Elbe-Aestuar bis zu 12 Individuen/cm^2, KÜSTERS (1974) in der Nordsee bei Sylt etwa 40 Individuen/cm^2. Von ALBRECHT (1984) in stark salz- und abwasserbelasteten (SI 2.5 - 3.0) Bereichen der Weser nachgewiesen (Chlorid meist > 5000 mg/l). Abundanzmaxima im Herbst. Nachweise aus dem Süßwasser und dem Boden nicht durch Abbildungen belegt (z. B. GELLERT 1956, WILBERT 1969). Bisher in Küstengewässern Europas, Chinas und Nordamerikas sicher nachgewiesen. Von SCHEWIAKOFF (1893) auf den Sandwich-Inseln beobachtet.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Diatomeen, Detritus (WEBB 1956). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 66 mg. KÜSTERS (1974) gibt für seine Populationen aus dem Königshafen in Sylt folgende autökologische Daten: 1.4 - 3.1 % Salinität, pH 7.7 - 9.1, 3.5 - 12.7 mg/l O_2, obere Temperaturgrenze = 30 °C, 12 x 10^6 - 72 x 10^6 Bakterien/ml (Direktzählung). Die autökologischen Daten von PATRICK et al. (1967) vom Savannah Fluß (USA) werden hier nicht angeführt, da der Nachweis unsicher ist.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - b; b = 4, a = 5, p = 1, I = 2, SI = 2.7. Diese Einstufung scheint realistisch, da die meisten Nachweise aus Hafengebieten der Nord- und Ostsee stammen, die bekanntermaßen stets eine mehr oder minder starke Abwasserbelastung aufweisen (KAHL 1932, LACKEY 1938a, BOCK 1952, BIERNACKA 1962, RIEDEL-LORJE 1981). Die Einstufung muß jedoch durch weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen überprüft werden.



Holosticha kessleri (1, nach WRZESNIOWSKI 1877 aus BERGER 1992; 2, aus KAHL 1932; 3, aus BORROR 1979; 4, aus WANG & NIE 1932). **1, 2, 4**: Ventralansichten in vivo, 151 µm, 160 µm, 155 µm. **3**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 124 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = linker Transversalcirrus, uM = undulierende Membranen, VC = eines der etwa 20 - 25 schräg angeordneten Cirrenpaare, die die Midventralreihe bilden.

Oxytricha wrzesniowskii, ein mutmaßliches Synonym von *H. kessleri* (5, nach MERESCHKOWSKY 1877 aus BERGER 1992). **5**: Ventralansicht in vivo, 125 µm.

Holosticha monilata KAHL, 1928

1928 *Holosticha monilata* KAHL, Arch. Hydrobiol., 19: 212.
1932 *Keronopsis (Holosticha) monilata* (KAHL, 1928) - KAHL, Tierwelt Dtl., 32: 577 (erster revidierender Autor; partim, Abb. 9).
1970 *Keronopsis monilata* (KAHL, 1928) - DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun (Numéro hors-série): 107 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Kamerun).
1974 *Holosticha lacazei* MAUPAS - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 57 (Fehlbestimmung; durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1975 *Keronopsis monilata* KAHL, 1932 - GROLIERE, Protistologica, 11: 484 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Tümpeln in Frankreich).
1981 *Holosticha similis* STOKES, 1886 - FOISSNER & DIDIER, Annls Stn limnol. Besse, 15: 260 (Fehlbestimmung; maßgebliche Wiederbeschreibung).
1983 *Holosticha intermedia* (BERGH, 1889) KAHL, 1932 - BORROR & WICKLOW, Acta Protozool., 22: 121 (Fehlbestimmung; Revision).
1992 *Holosticha monilata* KAHL, 1928 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Wiederbeschreibung von *H. similis* STOKES durch BORROR & WICKLOW (1983) bestätigt die Originalbeschreibung, nach der die vielen Frontalcirren in 2 bogenförmigen Reihen angeordnet sind (→ Abb. 15). Die Art ist daher in die Gattung *Pseudokeronopsis* zu stellen. *Holosticha monilata* hat dagegen nur 4 verstärkte Frontalcirren. KAHL (1932) hat offensichtlich beide Formen vermengt. *Holosticha intermedia* (BERGH) hat viele kleine Makronucleus-Teile und ist daher nicht mit *H. monilata* identisch (BERGER 1992).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 90 - 160 x 30 - 50 μm, nach KAHL (1928b) bis 200 μm.

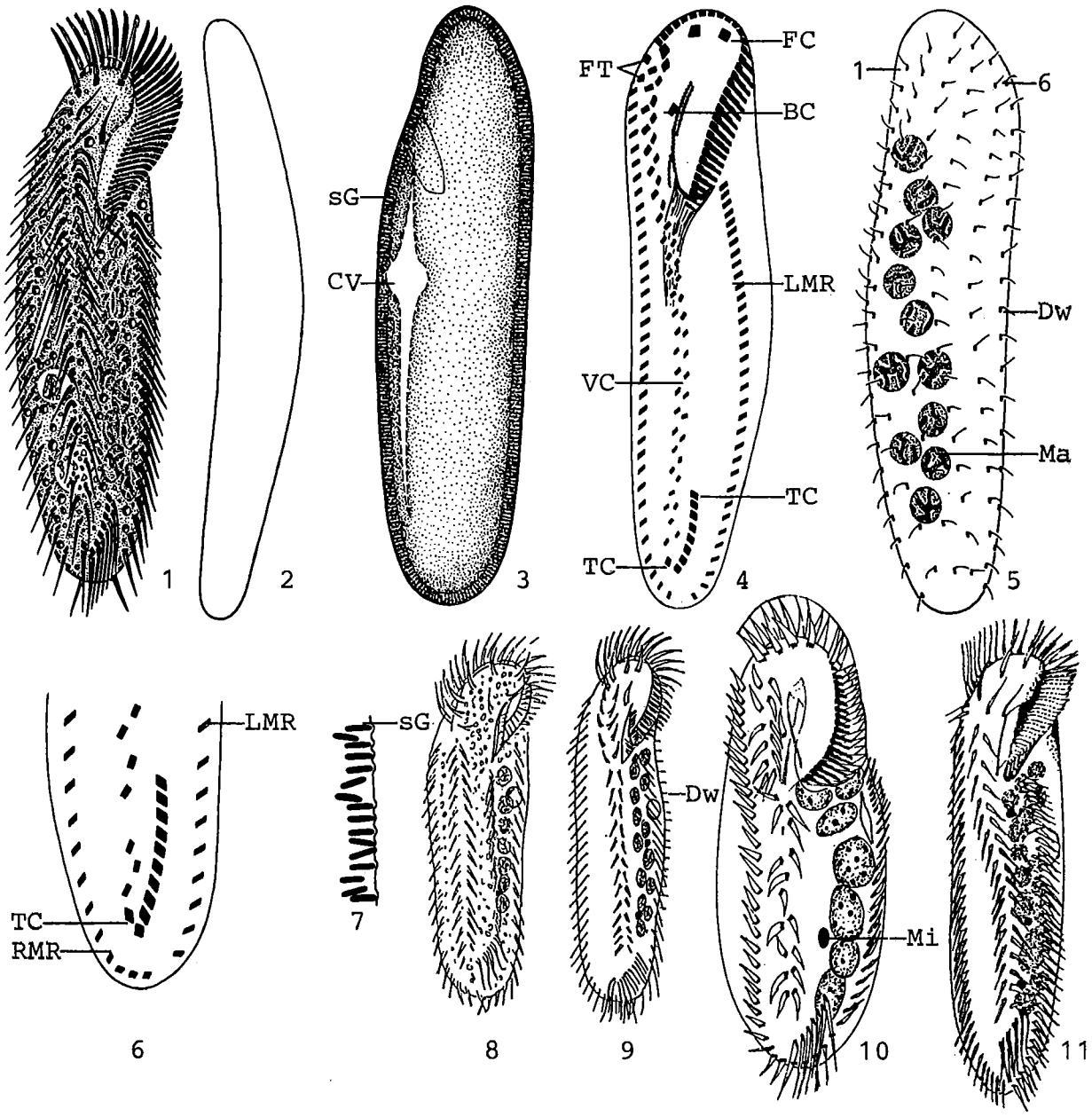
2) Gestalt lang elliptisch, Enden mäßig breit gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Sehr flexibel und leicht kontraktil (Abb. 1 - 6, 8 - 14).

3) 9 - 23, meist etwa 10 - 12 kugelförmige bis breit ellipsoide, in vivo etwa 8 - 10 x 4 - 6 μm große Makronucleus-Teile, die in einer oder 2 undeutlichen Reihen links der Mediane zwischen adoraler Membranellenzone und Transversalcirren liegen. Mehrere in vivo ca. 5 x 3 μm große Mikronuclei zwischen den Makronucleus-Teilen (Abb. 5, 8 - 11, 13, 14, 16).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte, während der Diastole mit 2 langen Zuführungskanälen (Abb. 3, 8, 9).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, in vivo 1.5 - 2 x 1 μm große, farblose Stäbchen (Mucocysten ?), die ausgestoßen werden können und sich mit Protargol meist intensiv imprägnieren. Stäbchen in vivo selbst mit der Ölimmersion sehr schwierig erkennbar (Abb. 3, 7); färben sich aber intensiv mit Methylgün-Pyronin.

6) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren, hinter dem rechten ein weiterer verstärkter Cirrus. Konstant 1 Buccalcirrus etwas oberhalb der Mitte der undulierenden Membranen. 19 - 27, meist ca. 23 schräg angeordnete Cirrenpaare, die eine fast körperlange Doppelreihe (= Midventralreihe) bilden. Nahe dem distalen Ende der adoralen Membranellenzone 2 Frontoterminalcirren. Etwa 7 - 10, meist 9 deutlich verstärkte, hakenförmig angeordnete Transversalcirren, nur die hinteren



Holosticha monilata (1 - 7, aus FOISSNER & DIDIER 1981; 8, aus KAHL 1928b; 9, aus KAHL 1932; 10, aus PÄTSCH 1974; 11, aus BORROR & WICKLOW 1983; 1 - 3, 8, 9, in vivo; 4 - 6, 10, 11, nach Protargolimprägnation). **1, 8, 9:** Ventralansichten, 130 µm, ? µm; 150 µm. **2:** Lateralansicht, 143 µm. **3:** Dorsalansicht mit Stäbchensaum, 143 µm. **4, 10, 11:** Anordnung der Cirren und Kernapparat, 148 µm, 114 µm, 118 µm. **5:** Anordnung der dorsalen Wimpernreihen und der Makronucleus- Teile, 148 µm. **6:** Anordnung der Cirren im hinteren Körperabschnitt, 26 µm. **7:** Körperrand mit protargolaffinen Stäbchen (Mucocysten ?) im optischen Schnitt. BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, FC = linker Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, sG = subpelliculäre Granula (Stäbchen), TC = Transversalcirren, VC = eines der 19 - 27 schräg angeordneten Cirrenpaare, die eine Doppelreihe (= Midventralreihe) bilden, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

überragen das Körperende deutlich. 21 - 46, meist 39 rechte und 25 - 45, meist 37 linke Marginalcirren. Marginalreihen hinten fast aneinanderstoßend (Abb. 1, 4, 6, 8 - 14, 16).

7) Ziemlich konstant 6 fast körperlange dorsale Wimpernreihen, deren Wimpern in vivo etwa 4 μm lang sind. Caudalcirren fehlen (Reihen nur im Interferenzkontrast oder nach Protargolimprägnation gut erkennbar; Abb. 5, 9, 17).

8) Adorale Membranellenzone in vivo etwa 1/3körperlang, besteht aus 30 - 44, meist 37 Membranellen (Protargolimprägnation). Undulierende Membranen gebogen und überkreuzend (Abb. 1, 4, 9, 14, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

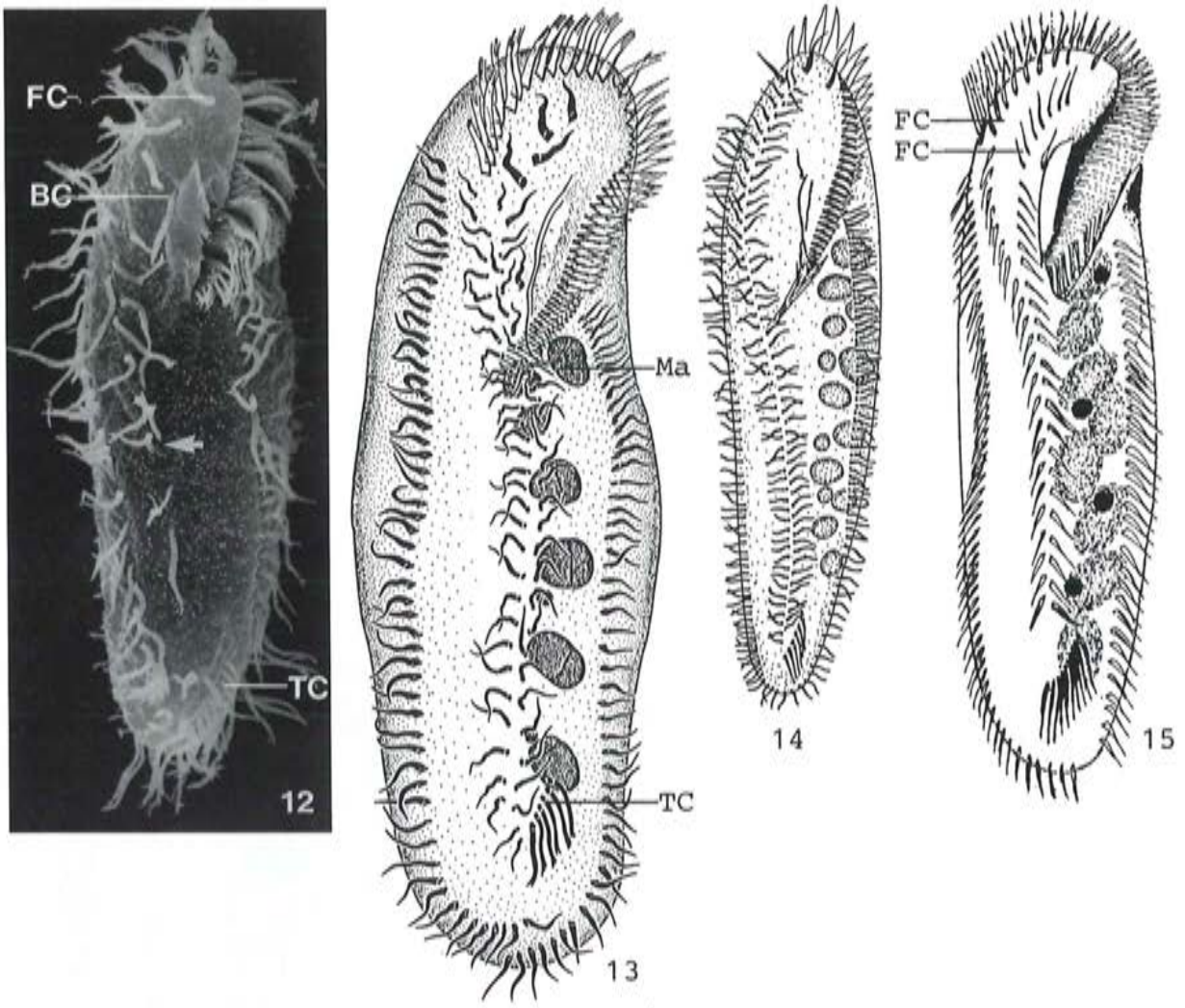
Ähnelt hinsichtlich Größe, Kernausstattung und Ciliatur *Pseudokeronopsis similis* (mehrere Frontalcirren in 2 Bögen angeordnet, Abb. 15). → *Holosticha multistilata* hat sehr kleine, gelbgrüne subpelliculäre Granula, viel mehr (etwa 100) Makronucleus-Teile, 2 - 4 Buccalcirren, meist 3 dorsale Wimpernreihen und eine wesentlich kürzere Midventralreihe. Wurde möglicherweise oft mit *H. vernalis* vermengt. Da STOKES (1887a) bei dieser Art jedoch den Kern nicht gesehen hat, ist anzunehmen, daß sie sehr viele kleine Makronucleus-Teile hat (BERGER 1992). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3 und 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet, aber nie zahlreich in limnischen Biotopen (Fließgewässer, Seen, Teiche). Nachweise aus marinen Habitaten nicht sicher belegt (DRAGESCO 1960, HARTWIG 1973). Sehr selten in terrestrischen Biotopen, z. B. in der Flechte *Usnea filipendula* auf *Picea abies* (FOISSNER 1986). Bisher in Europa, Nordamerika und Afrika nachgewiesen.

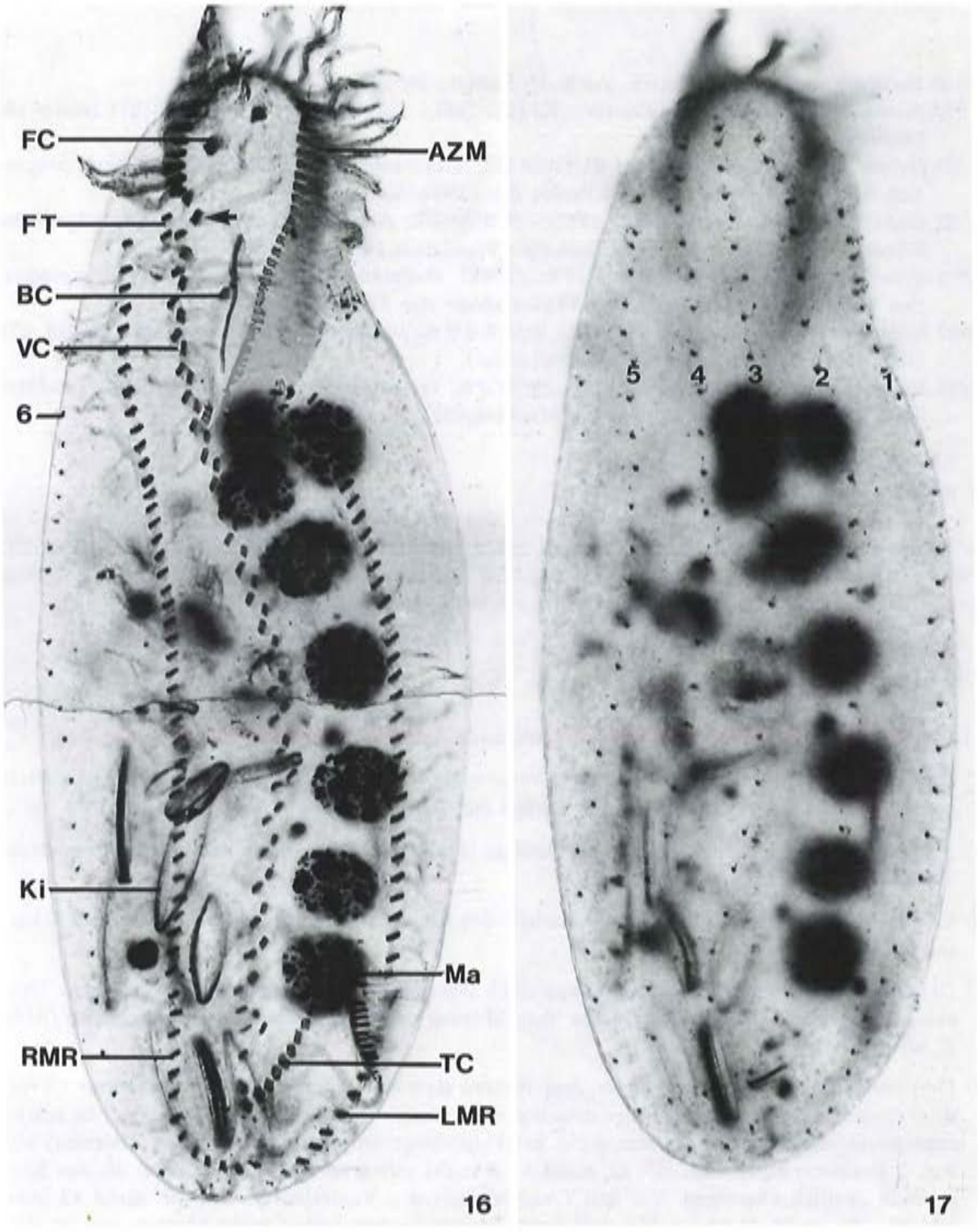
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Diatomeen und kokkale Grünalgen (Abb. 16). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 52 mg. Ziemlich einförmige Verteilung über die Faktoren Chlorid, osmotische Amplitude, Temperatur, Strömung, Saprobienindex und Jahreszeit (ALBRECHT 1984). Nach FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA (1986) wenig empfindlich gegenüber Blei- und Zinkbelastung und noch bei 0.5 mg/l Bleiacetat und 0.2 mg/l Zinkchlorid beobachtet.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 1, a = 8, p = 1, I = 4, SI = 3.0. Diese enge Einstufung widerspricht der Feststellung ALBRECHT's (1984), wonach die Art euryök sein soll. Auch wir finden die Art immer wieder in beta- und alphamesosaproben Gewässern und schlagen daher folgende leicht modifizierte Bewertung vor: a - b; b = 3, a = 6, p = 1, I = 3, SI = 2.8. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Holosticha monilata (12, Original; 13, aus DRAGESCO 1970; 14, aus GROLIERE 1975). **12:** Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme eines Individuums mit auffallend kurzer Midventralreihe. Der Pfeil markiert das Ende der Reihe. Die feinen, hellen Punkte sind wahrscheinlich die ausgestoßenen Stäbchen (Mucocysten). **13, 14:** Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 172 μm, 237 μm. BC = Buccalcirrus, FC = linker Frontalcirrus, Ma = Makronucleus-Teil, TC = Transversalcirren.

Pseudokeronopsis similis (15, aus BORROR & WICKLOW 1983). **15:** Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 147 μm. FC = Frontalcirren die in 2 gebogenen Reihen angeordnet sind und hinten in die Midventralreihe übergehen.



Holosticha monilata (16, 17 Originale). **16, 17**: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation. Der Pfeil in Abb. 16 weist auf den verstärkten Cirrus hinter dem rechten Frontalcirrus. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, FC = mittlerer Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, Ki = gefressene Kieselalgen, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Cirrenpaar der Midventralreihe, 1 - 6 = dorsale Wimpernreihen 1 - 6.

Holosticha multistilata KAHL, 1928

1928 *Holosticha multistilata* KAHL, Arch. Hydrobiol., 19: 212.
1932 *Keronopsis (Holosticha) multistilata* KAHL, 1928 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 574 (erster revidierender Autor).
1977 *Holosticha multistilata* KAHL - BUITKAMP, Acta Protozool., 16: 269 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus dem Boden der Elfenbeinküste).
1982 *Holosticha multistilata* (KAHL, 1932) - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 50 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach einer terricolen Population aus Österreich).
1982 *Holosticha multistilata* KAHL - JUTRCZENKI, Decheniana, 135: 109 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem Fließgewässer der BRD).
1983 *Holosticha multistylata* KAHL, 1928 - BORROR & WICKLOW, Acta Protozool., 22: 114, 121 (Revision; inkorrekte sekundäre Schreibweise).
1992 *Holosticha multistilata* KAHL, 1928 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Wird von mehreren Autoren (z. B. BORROR 1972a, BORROR & WICKLOW 1983, HEMBERGER 1982) als identisch mit *H. muscorum* KAHL, 1932 betrachtet, was jedoch nach FOISSNER (1982) und BERGER (1992) nicht gerechtfertigt ist (→ Verwechslungsmöglichkeiten).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 130 - 170 x 35 - 45 µm, nach KAHL (1932) sogar 200 - 350 µm lang.

2) Gestalt ellipsoid, nach hinten meist leicht verschmälert. Vorderende breit, Hinterende oft schmal gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Sehr flexibel und leicht kontraktil (Abb. 1 - 3, 6, 7, 11).

3) Etwa 100 lang elliptische oder bohnenförmige, regellos im Cytoplasma verteilte Makronucleus-Teile (Abb. 5, 7, 15).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand oberhalb der Körpermitte, während der Diastole mit 2 kurzen Zuführungskanälen (Abb. 2, 7 - 9).

5) Dicht unter der Pellicula in kurzen Längsreihen angeordnete, etwa 0.5 µm große, gelbgrüne Granula, die der Zelle schon bei schwacher Vergrößerung eine leicht gelbgrüne Färbung geben (Abb. 2, 10).

6) Drei verstärkte Frontalcirren, hinter dem rechten stets ein weiterer deutlich verstärkter Cirrus. 2 - 4 Buccalcirren rechts neben der undulierenden Membran. Etwa 12 - 20, meist 13 - 16 schräg angeordnete Cirrenpaare, die eine meist halbkörperlange Doppelreihe (= Midventralreihe) bilden. 2 Frontoterminalcirren. 4 - 12, meist 5 - 8 leicht verstärkte Transversalcirren, die das Körperende deutlich überragen. Vor den Transversalcirren 2 Ventralcirren. 30 - 52, meist 42 linke und 35 - 55, meist 42 rechte Marginalcirren. Marginalreihen hinten leicht überlappend, so daß eine hinten scheinbar geschlossene Marginalreihe entsteht (Abb. 1, 4, 6 - 9, 11 - 15).

7) Drei dorsale Wimpernreihen, Reihe 1 vorne deutlich verkürzt. Nach BUITKAMP (1977) 4 Reihen. Dorsalwimpern in vivo etwa 4 µm lang. Caudalcirren fehlen (Abb. 5, 11, 12, 14).

8) Adorale Membranellenzone in vivo etwa 1/3körperlang, besteht aus 28 - 38, meist etwa 31 Membranellen. Mundfeld tief eingesenkt, undulierende Membranen deutlich gebogen und überkreuzend (Abb. 1, 4, 6 - 9, 11 - 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

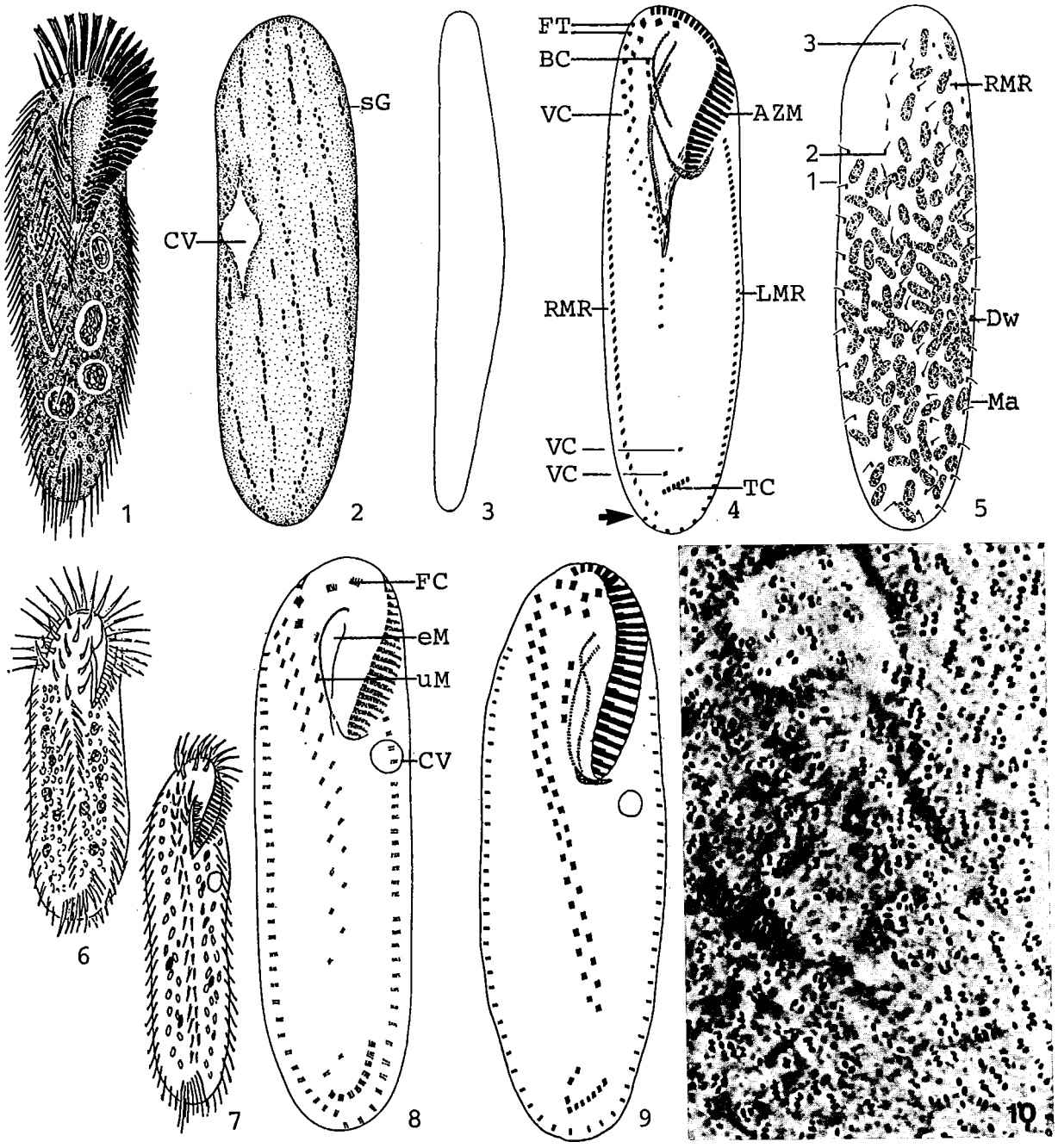
In vivo nur schwierig von den beiden sehr ähnlichen Arten *H. muscorum* KAHL (38 - 55, meist 48 adorale Membranellen; etwa 200 Makronucleus-Teile; 5 - 9, meist 7 Buccalcirren; 8 - 15, meist 12 Transversalcirren, die den Körperrand kaum überragen; Midventralreihe reicht bis zu den Transversalcirren) und *H. adami* FOISSNER (Marginalreihen hinten offen) zu unterscheiden. → *H. monilata* hat meist nur 10 - 12 in einer Reihe angeordnete Makronucleus-Teile, nur 1 Buccalcirrus und 6 Dorsalkineten. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5, 6, 8 wichtig.

Ökologie

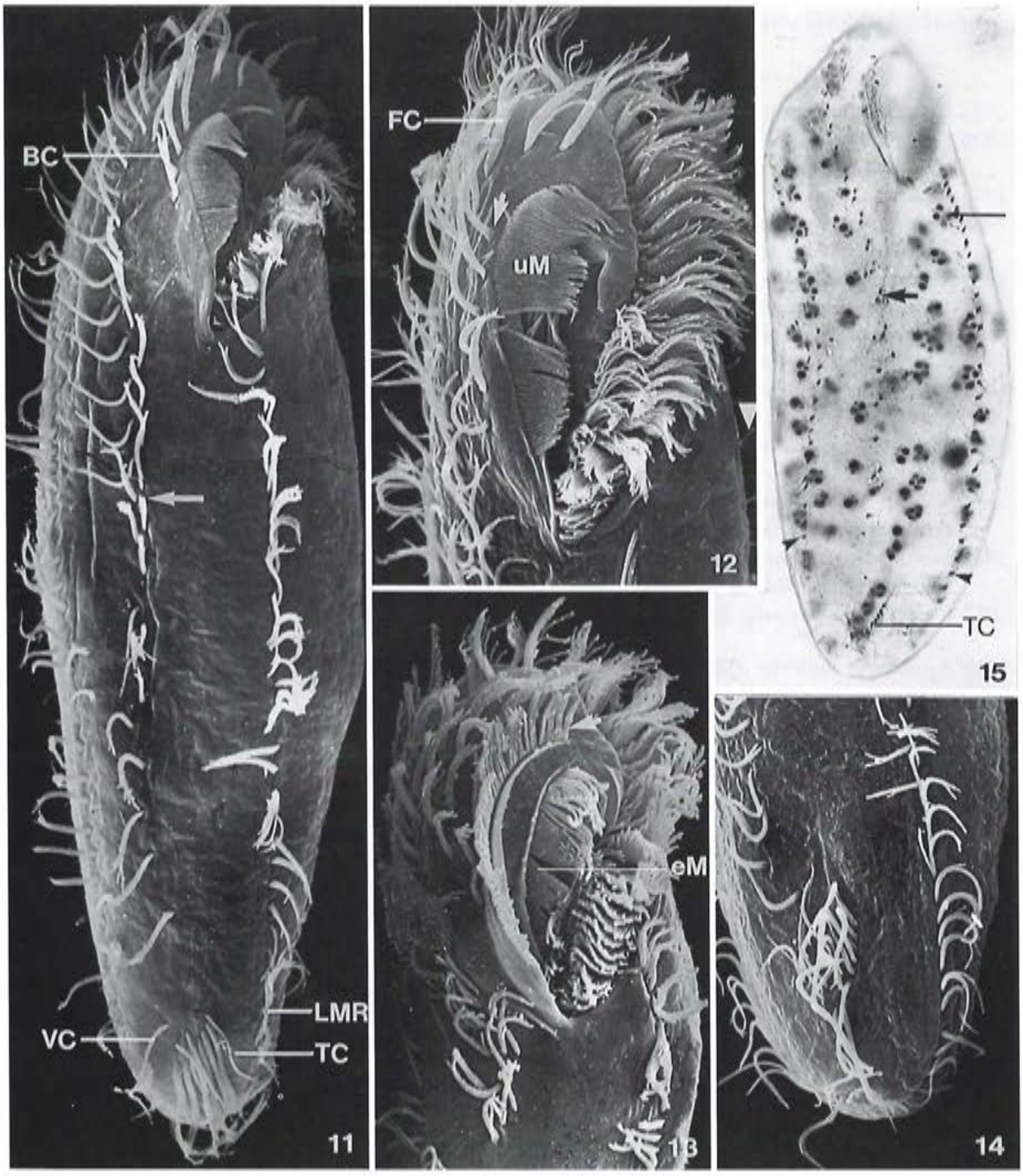
Vorkommen und Verbreitung: Eine der wenigen Ciliaten-Arten, die sowohl in Fließgewässern als auch im Boden regelmäßig vorkommen. Von KAHL (1928b) bei Hamburg in Salzwasserstellen mit 2.5 % Salinität gefunden. Nachweise aus marinen Habitaten nicht sicher belegt (AGAMALIEV 1971). Bisher in Europa, USA und Afrika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt fädige Blaualgen, Diatomeen, Pilze, Pilzsporen, Zooflagellaten, Testaceen und Ciliaten. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 109 - 130 mg (FOISSNER 1987b, BUITKAMP 1979). Autökologische Datensammlung für den Boden bei FOISSNER (1981a; als *H. alpestris*) und FOISSNER et al. (1985).

Saprobielle Einstufung: Erfolgte bisher nicht. Von KAHL (1928b) als polysaprob und sehr ausdauernd bezeichnet. Von JUTRCZENKI (1982) vereinzelt im anthropogen gering belasteten Annaberger Bach nahe Bonn bei guten Sauerstoffverhältnissen gefunden. Wir finden diese Form regelmäßig, aber nie häufig in beta- bis alphamesosaproben Fließgewässern (z. B. Amper bei München). Wegen der offensichtlich relativ breiten ökologischen Valenz schlagen wir daher vorerst folgende Klassifikation vor: a - b; b = 4, a = 5, p = 1, I = 2, SI = 2.7. Diese Bewertung bedarf der Überprüfung durch weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig determinierten Populationen.



Holosticha multistilata (1, 2, 4, 5, aus FOISSNER 1982; 3, 10, Originale; 6, 7, aus KAHL 1928b, 1932; 8, nach BUITKAMP 1977 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 9, aus JUTRCZENKI 1982; 1 - 3, 6, 7, 10, in vivo; 4, 5, 8, 9, nach Protargolimprägnation). **1, 6, 7**: Ventralansichten, 165 μm, ? μm, 250 μm. **2**: Dorsalansicht mit den subpelliculären Granula, 143 μm. **3**: Lateralansicht, 150 μm. **4, 8, 9**: Anordnung der Cirren, 116 μm, 145 μm, 198 μm. Der Pfeil in Abb. 4 weist auf die überlappenden Marginalreihen. **5**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen und der Makronucleus-Teile, 116 μm. **10**: Subpelliculäre Granula im Bereich des Frontalfeldes. AZM = adorale Membranellenzone, BC = vorderster Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, FC = linker Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, sG = subpelliculäre Granula, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = eines der 12 - 20 schräg angeordneten Cirrenpaare, die eine Doppelreihe (= Midventralreihe) bilden und 2 Ventralcirren vor den Transversalcirren, 1 - 3 = dorsale Wimpernreihen 1 - 3.



Holosticha multistilata (11 - 14, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; 15, nach Protargolimprägnation). **11**: Ventralansicht. Der Pfeil markiert einen Ventralcirrus der Midventralreihe. **12, 13**: Ventralansichten des vorderen Körperendes mit "geschlossener" und "offener" undulierender Membran. Der Pfeil in Abb. 12 markiert den vordersten Buccalcirrus, die Pfeilspitze eine Dorsalwimper. Der Pfeil in Abb. 13 weist auf die vordersten Cilien der undulierenden Membran. **14**: Hinteres Körperende in Ventralansicht. **15**: Ventralansicht. Der kleine Pfeil markiert einen Makronucleus-Teil, der große ein Cirrenpaar der Midventralreihe. Die Pfeilspitzen weisen auf den hinteren Bereich der linken und rechten Marginalreihe. BC = Buccalcirrus, eM = endorale Membran, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Holosticha pullaster (MUELLER, 1773) nov. comb.

1773 *Trichoda pullaster* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 81 (ohne Abbildung).
1838 *Oxytricha pullaster* MÜLLER, 1773 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 366 (erster revidierender Autor).
1876 *Oxytricha alba* FROMENTEL, Études microzoaires, p. 268 (Synonym).
1932 *Holosticha simplicis* WANG & NIE, Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, 8: 353 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Chinesischen Meer).
1957 *Holosticha kessleri* WRZESNIOWSKI var. *aquae-dulcis* BUCHAR, Cas. národ. Mus., 126: 139 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus der Tschechoslowakei).
1960 *Holosticha danubialis* KALTENBACH, Wass. Abwass. Wien, Jahr 1960: 167 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus der Donau).
1962 *Holosticha retrovacuolata* TUCOLESCO, Annls Spéléol., 17: 105 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einer Höhle in Rumänien).
1963 *Holosticha rhomboedrica* VUXANOVICI, Studii Cerc. Biol., 15: 206 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus Rumänien).
1974 *Holosticha diademata* (REES) KAHL - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 56 (Fehlbestimmung; durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1980 *Holosticha retrovacuolata* TUCOLESCO, 1962 - FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 5: 104 (durch Abbildung belegter Nachweis aus alpinen Kleingewässern).
1987 *Holosticha danubialis* KALTENBACH, 1960 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 133: 229 (Taxonomie).
1992 *Holosticha pullaster* (MÜLLER, 1773) - BERGER, Protozenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

EHRENBERG (1838) charakterisiert die Art folgendermaßen: 58 μm, etwa 10 Schwanzborsten (= Transversalcirren). Weiters stimmt die Körperform mit den späteren Beschreibungen gut überein, so daß nach BERGER (1992) kaum Zweifel an der angeführten Synonymie bestehen, obwohl die nach hinten verlagerte kontraktile Vakuole erstmals von FROMENTEL (1876) beschrieben wird. Da REES (1883) bei der marinen *Holosticha diademata* keine kontraktile Vakuole gesehen hat und KAHL (1932) in seiner Wiederbeschreibung diese in die Körpermitte zeichnet, wird *H. diademata* nicht als Synonym angesehen. *Holosticha pullaster* hat nach BERGER (1992) noch weitere Synonyme (z.B. *Oxytricha micans* ENGELMANN, *Amphisia multiseta* STERKI, *Keronopsis litoralis* GELLERT & TAMAS, *Holosticha coronata* VUXANOVICI), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 60 - 90 x 20 - 30 μm.

2) Gestalt elliptisch, in der Mitte oft bauchig erweitert, linker Rand vorne meist deutlich eingezogen. Enden gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper sehr flexibel und leicht kontraktil (Abb. 1 - 14).

3) Kernapparat meist rechts der Mediane im mittleren Drittel der Zelle, besteht aus 2 in vivo etwa 10 x 6 μm großen Makronucleus-Teilen, denen je 1 kugeliger, in vivo etwa 3 μm großer Mikronucleus anliegt (Abb. 1, 3 - 7, 9).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand hinter der Körpermitte, etwa am Beginn des letzten Körperdrittels, bereits mit schwacher Vergrößerung gut erkennbar (Abb. 1 - 5, 7, 9 - 11, 14).

5) Drei leicht verstärkte Frontalcirren, 1 Buccalcirrus unmittelbar hinter dem mittleren Frontalcirrus, 2 Frontoterminalcirren etwas oberhalb dem vorderen Ende der rechten Marginalreihe. Unmittelbar rechts der Mediane etwa 9 - 15 schräg angeordnete Cirrenpaare (= Midventralreihe). 7 - 12 leicht verstärkte, J-förmig angeordnete Transversalcirren, die den hinteren Körperrand deutlich überragen. Etwa 10 - 15 rechte und linke Marginalcirren, die 3 vorderen der linken Reihe sind stets unmittelbar hinter der adoralen Membranellenzone fast quer zur Körperlängsachse angeordnet (Details der Anordnung der Cirren wegen der geringen Größe der Art nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1, 3 - 7, 9, 10 - 12).

6) Vier dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar). Dorsalwimpern in vivo etwa 2 μm lang (Abb. 6, 9). Caudalcirren fehlen.

7) Adorale Membranellenzone mit deutlicher Unterbrechung (Abb. 1, Pfeil), etwa 1/3körperlang, besteht aus 20 - 28 Membranellen. Undulierende Membranen gebogen und überkreuzend. Mundfeld klein (Abb. 1, 3 - 7, 9 - 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wurde früher vermutlich oft mit → *Tachysoma pellionellum* (kontraktile Vakuole etwa in Körpermitte, Dorsalwimpern 10 - 15 μm lang, keine schräg angeordneten Cirrenpaare) und *H. diademata* (marin, kontraktile Vakuole in der Körpermitte) verwechselt. → *Holosticha kessleri* ist größer (120 - 170 μm), hat die kontraktile Vakuole in der Körpermitte und ist wahrscheinlich auf marine Biotope beschränkt. → *Holosticha monilata* ist ebenfalls größer und hat 9 bis 23 Makronucleus-Teile. Die nach hinten verlagerte kontraktile Vakuole (Merkmal 4) erlaubt bereits bei schwacher Vergrößerung eine rasche und verläßliche Determination!

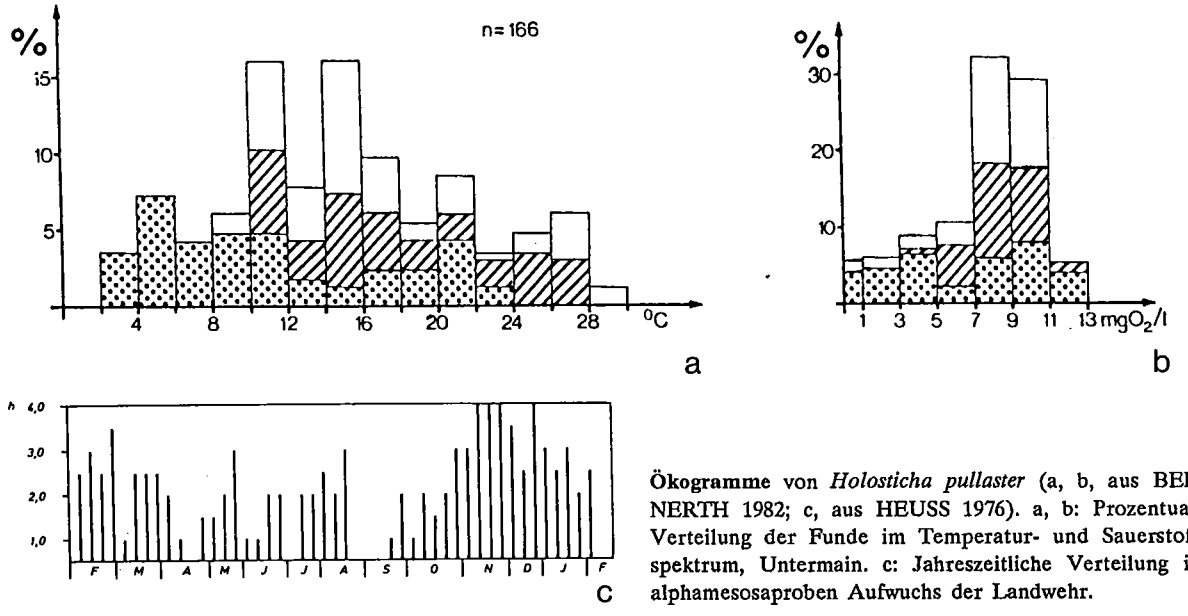
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: In limnischen Biotopen (Fließgewässer, Seen, Kleingewässer) wohl eine der häufigsten Hypotrichen-Arten, was auch durch die zahlreichen Synonyme belegt wird. Oft mit → *Tachysoma pellionellum* vergesellschaftet. Nach HEUSS (1976) vermehrtes Vorkommen in den Herbst- und Wintermonaten (→ Ökogramm c). Dies wird durch die Befunde von BERNERTH (1982) teilweise bestätigt, die diese sonst recht regelmäßig vorkommende Art von Juni bis September nur gelegentlich nachweisen konnte. Es ist auffallend, daß *H. pullaster* mit ihrem breiten ökologischen Spektrum (→ Tabelle) nicht in Abwasserreinigungsanlagen, insbesondere im Belebtschlamm vorkommt. Möglicherweise ist dies auf die für diese Biotope charakteristischen, sehr niedrigen Sauerstoffkonzentrationen (meist < 2 mg/l) zurückzuführen, die zwar ertragen werden können, der Optimalbereich liegt jedoch über 5 mg/l (BERNERTH 1982, → Ökogramm b). Dieser Wert wird selbst in organisch stark belasteten Fließgewässern meist deutlich überschritten. Mehrere sichere Nachweise aus Salzgewässern bis 18 % Salinität (WILBERT & KHAHAN 1981, WILBERT 1986b) und dem Meer. Die Nachweise von Überschwemmungsböden aus der Tschechoslowakei sind nicht durch Abbildungen belegt (TIRJAKOVA 1988). Bisher in Europa, Asien, Nordamerika und im Inlandeis der Antarktis (WILBERT persönliche Mitt.) nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Diatomeen und kokkale Grünalgen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 12 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle und → Ökogramme a, b. GROLIERE et al. (1990; als *H. diademata* wahrscheinlich falsch bestimmt) fanden bis zu 26 Individuen/ml in einem organisch gering bis mäßig stark belasteten, eutrophen (etwa 0.6 mg/l PO_4^{3-}-P) Fließgewässer.

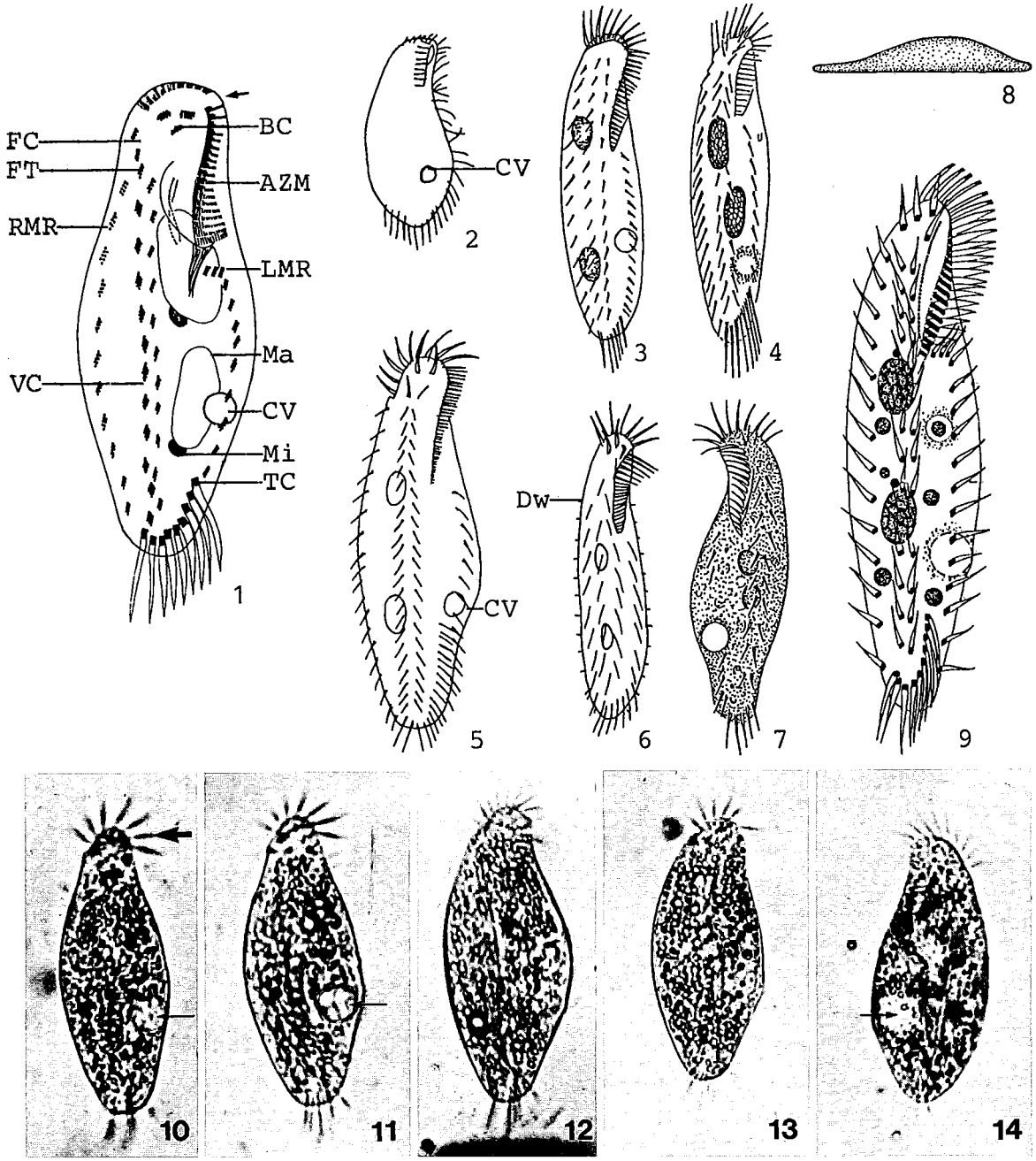
Tabelle: Milieuspektra von ***Holosticha pullaster***. Spalte 1, aus HEUSS (1976; provisorisch als *H. kessleri* bestimmt; 163 Analysen aus Fließgewässern der BRD); 2, 3, aus BERNERTH (1982; 2 = Gesamtvorkommen, 3 = Optimumbereich; viele Analysen vom Untermain im Bereich der Kühlwassereinleitung eines Kraftwerkes); 4, eigene Daten (Gesamtvorkommen in verschiedenen Fließgewässern Österreichs); 5, eigene Daten (nur häufiges und massenhaftes Vorkommen berücksichtigt).

Faktor	Referenz						
	1	2	3	4	n	5	n
Frequenz (%)	-	-	-	32		15	
pH	6.2 - 9.6	6.6 - 8.1	-	7.1 - 8.6	(44)	7.2 - 8.4	(20)
°C	0 - 21	2 - 30	-	3 - 13	(44)	3.5 - 11	(11)
O_2 (mg/l)	2.4 - 27	0.2 - 12	>5	8 - 14	(44)	8.1 - 13.7	(20)
O_2 (Sättigung %)	26 - 240	-	-	68 - 128	(44)	70 - 114	(20)
BSB_5 (mg/l)	1.3 - 44	-	-	0.4 - >8.6	(44)	0.9 - 6.8	(20)
DOC (mg/l)	-	6.4 - 27	-	1.7 - 2.7	(6)	-	
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	4.1 - 13.7	(33)	4.1 - 12.8	(17)
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	6.3 - 170	-	-	6 - 51	(37)	8 - 39	(18)
NH_4^+-N (mg/l)	0.08 - 13.5	-	-	<0.01 - 2.4	(44)	<0.01 - 0.8	(20)
NO_3^--N (mg/l)	-	-	-	0.4 - 15	(41)	0.4 - 5.2	(18)
NO_2^--N (mg/l)	-	-	-	0 - 0.06	(33)	0.002 - 0.02	(14)
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.07 - 4.0	-	-	0.006 - 0.8	(40)	0.006 - 0.25	(16)
Bakterienzahl/ml ($x10^6$;Plattenmethode)	-	0.005 - 0.2	0.14 - 0.2	0.0001 - 1.3	(40)	0.0003 - 1.3	(20)



Ökogramme von *Holosticha pullaster* (a, b, aus BERNERTH 1982; c, aus HEUSS 1976). a, b: Prozentuale Verteilung der Funde im Temperatur- und Sauerstoffspektrum, Untermain. c: Jahreszeitliche Verteilung im alphamesosaproben Aufwuchs der Landwehr.

Saprobielle Einstufung: Diese häufige Form wurde bisher nicht eingestuft. ALBRECHT (1984) erachtet eine saprobielle Bewertung wegen ihrer Euryökie als wenig sinnvoll. Auch wir fanden sie in Fließgewässern in einem Bereich von Güteklasse I-II bis Güteklasse III-IV bei Saprobienindizes von 1.8 - 3.1. Häufiges oder massenhaftes Vorkommen wurde in einem Bereich von Güteklasse II mit Neigung zu I-II bis Güteklasse III-IV und Saprobienindizes von 2.1 - 3.1 festgestellt; es zeigt sich jedoch ein deutlicher Verbreitungsschwerpunkt im beta- und alphamesosaproben Belastungsbereich. Wir schlagen daher folgende Verteilung der saprobiellen Valenzen vor: b - a; o = 1, b = 4, a = 4, p = 1, I = 1, SI = 2.5.



Holosticha pullaster (1, aus PÄTSCH 1974; 2, nach FROMENTEL 1876; 3, nach WANG & NIE 1932; 4, nach TUCOLESCO 1962; 5, nach BUCHAR 1957; 6, nach VUXANOVICI 1963; 7, nach KALTENBACH 1960; 8, 9, aus FOISSNER 1980b. 2, 3, 5, aus BERGER 1992; 4, 6, 7, aus FOISSNER 1987a; 10 - 14, Originale. 1, nach Protargolimprägnation; 2 - 14, in vivo). **1**: Anordnung der Cirren, 70 μm. Der Pfeil weist auf die Unterbrechung der adoralen Membranellenzone. **2 - 6**: Ventralansichten, 70 μm, 62 μm, 90 μm, 80 μm, 65 μm. **7**: Ansicht von dorsal auf die Ventralseite fokussiert, 80 μm. **8**: Lateralansicht. **9**: Ventralansicht, 88 μm. **10 - 13**: Ventralansichten. Die kleinen Pfeile in den Abb. 10, 11 markieren die kontraktile Vakuole, der große die adorale Membranellenzone. **14**: Dorsalansicht. Der Pfeil markiert die kontraktile Vakuole. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, FC = rechter Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = eines der 9 - 15 schräg angeordneten Cirrenpaare, die die Midventralreihe bilden.

Uroleptus gallina (MUELLER, 1786) nov. comb.

1786 *Trichoda gallina* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 209.
1838 *Uroleptus musculus* (MÜLLER, 1773) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 358 (erster revidierender Autor).
1859 *Uroleptus musculus* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 177 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Uroleptus musculus* (MÜLLER, 1786) STEIN - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 550 (Revision).
1990 *Paruroleptus gallina* (MÜLLER, 1786) - FOISSNER, OLEKSIV & MÜLLER, Arch. Protistenk., 138: 202 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und morphometrischer Analyse).
1992 *Uroleptus gallina* (MÜLLER, 1786) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Bereits EHRENBERG (1838) und STEIN (1859b) vermuten, daß *Trichoda musculus* MÜLLER ein Rädertier ist. STEIN (1859b) betont weiters, daß seine Population eher *T. gallina* entspricht, die vor kurzem von FOISSNER et al. (1990) wiederbeschrieben wurde. Da die von BERGER (1992) als Typusart der Gattung *Uroleptus* festgelegte → *U. piscis* nach der Wiederbeschreibung von KAHL (1932) Transversalcirren hat, gilt die Gattung *Paruroleptus* als Synonym von *Uroleptus*. Die Population von WANG (1925) ist unbestimmbar. Weitere Einzelheiten siehe BERGER (1992).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 110 x 50 μm, mäßig stark kontraktil (bis 30 %), daher nach Protargolimprägnation nur 45 - 67 x 28 - 42 μm ($\bar{x}$ = 60 x 35 μm, n = 18). Nach STEIN (1859b) in vivo 116 - 208 μm lang.

2) Gestalt fischchenförmig, vorne verschmälert und gerundet, hinten sehr kurz geschwänzt. Breiteste Stelle oft in der hinteren Hälfte, die rechts vorspringt, wodurch der meist nach rechts gebogene, kurze Schwanz ziemlich scharf betont wird. Leicht abgeflacht (Abb. 1 - 4, 10, 11).

3) Zwei etwa 11 x 9 μm große Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus. Vereinzelt Individuen mit nur 1 Makronucleus-Teil (Abb. 1, 4 - 6, 8, 9).

4) Kontraktile Vakuole ganz am linken Rand in Körpermitte (Abb. 1, 4, 10).

5) Konstant 3 Frontalcirren, 1 Cirrus hinter dem rechten Frontalcirrus und 1 Buccalcirrus bogenförmig angeordnet. 1 - 2, meist 2 Frontoterminalcirren. 18 - 24 ($\bar{x}$ = 20.6, n = 18) rechte und 12 - 21 ($\bar{x}$ = 17.3, n = 18) linke Cirren in der Midventralreihe, Cirren der rechten Reihe wesentlich größer als jene der linken Reihe. 7 - 11, meist 9 recht auffallende, bogenförmig angeordnete Transversalcirren, von denen die untersten den Körperrand etwas überragen. 17 - 28 ($\bar{x}$ = 24, n = 18) rechte und 16 - 23 ($\bar{x}$ = 19, n = 18) linke Marginalcirren. Cirren einheitlich etwa 20 μm lang (Abb. 1, 4, 7 - 11).

6) Dorsalwimpern in vivo etwa 3 μm lang, meist in 4, selten in 5 körperlangen und 1 stark verkürzten Reihe angeordnet (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). An der Schwanzspitze konstant 3 Caudalcirren (Abb. 1, 5, 6).

7) Adorale Membranellenzone etwa 38 % der Körperlänge, besteht aus 26 - 32 ($\bar{x}$ = 29.8, n = 18) Membranellen. Mundfeld schmal, tief eingesenkt, rechts von den nur leicht gebogenen undulierenden Membranen begrenzt (Abb. 1, 4, 7 - 9).

Verwechslungsmöglichkeiten

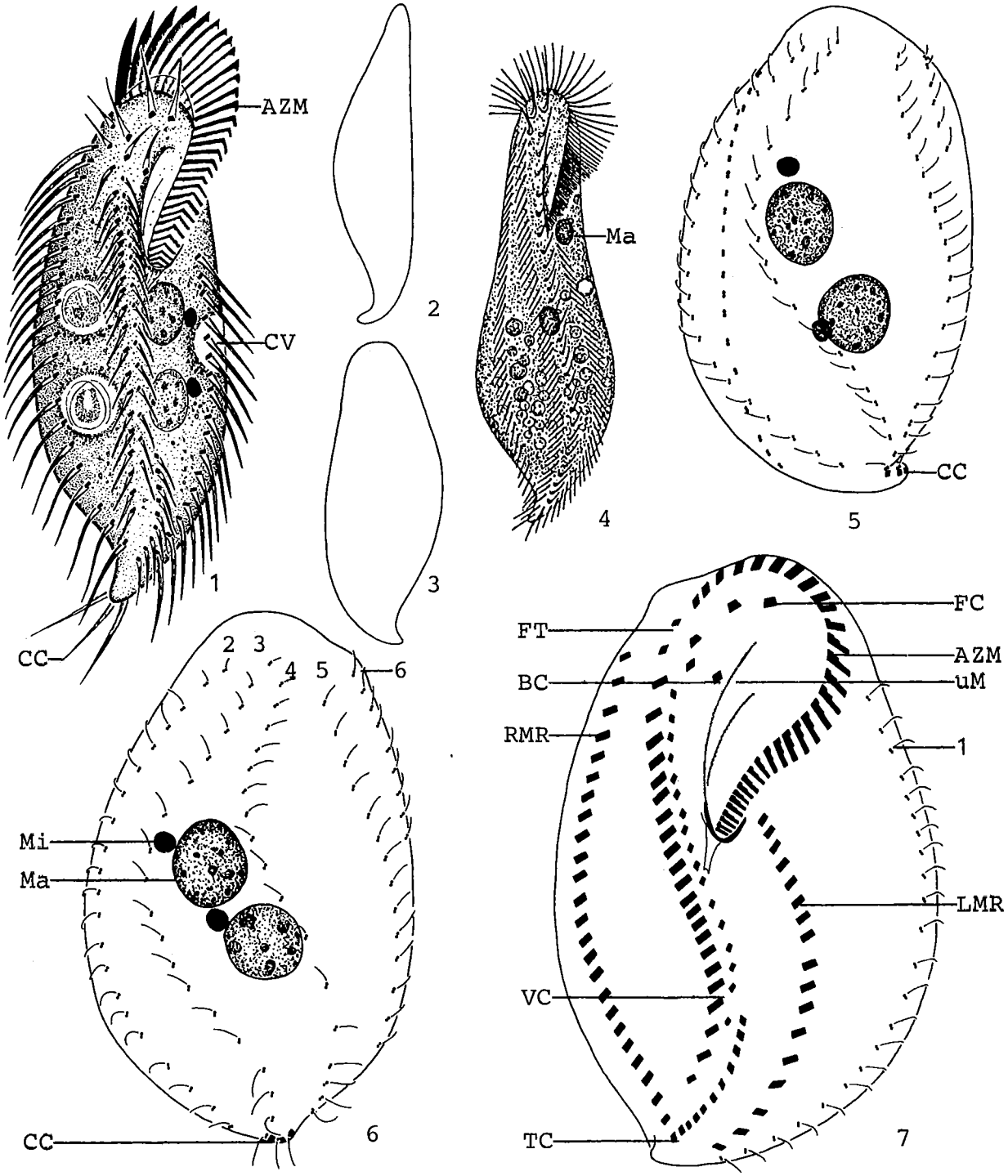
Unterscheidet sich von der in vivo 180 - 230 µm langen, aber sonst recht ähnlichen → *U. musculus* (KAHL) durch die wesentlich geringere Kontraktilität und zahlreiche morphometrische Merkmale. *Uroleptus caudatus* (STOKES) ist 120 - 350 µm lang und hat nur etwa 5 Transversalcirren. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 1, 2, 5, 7 wichtig.

Ökologie

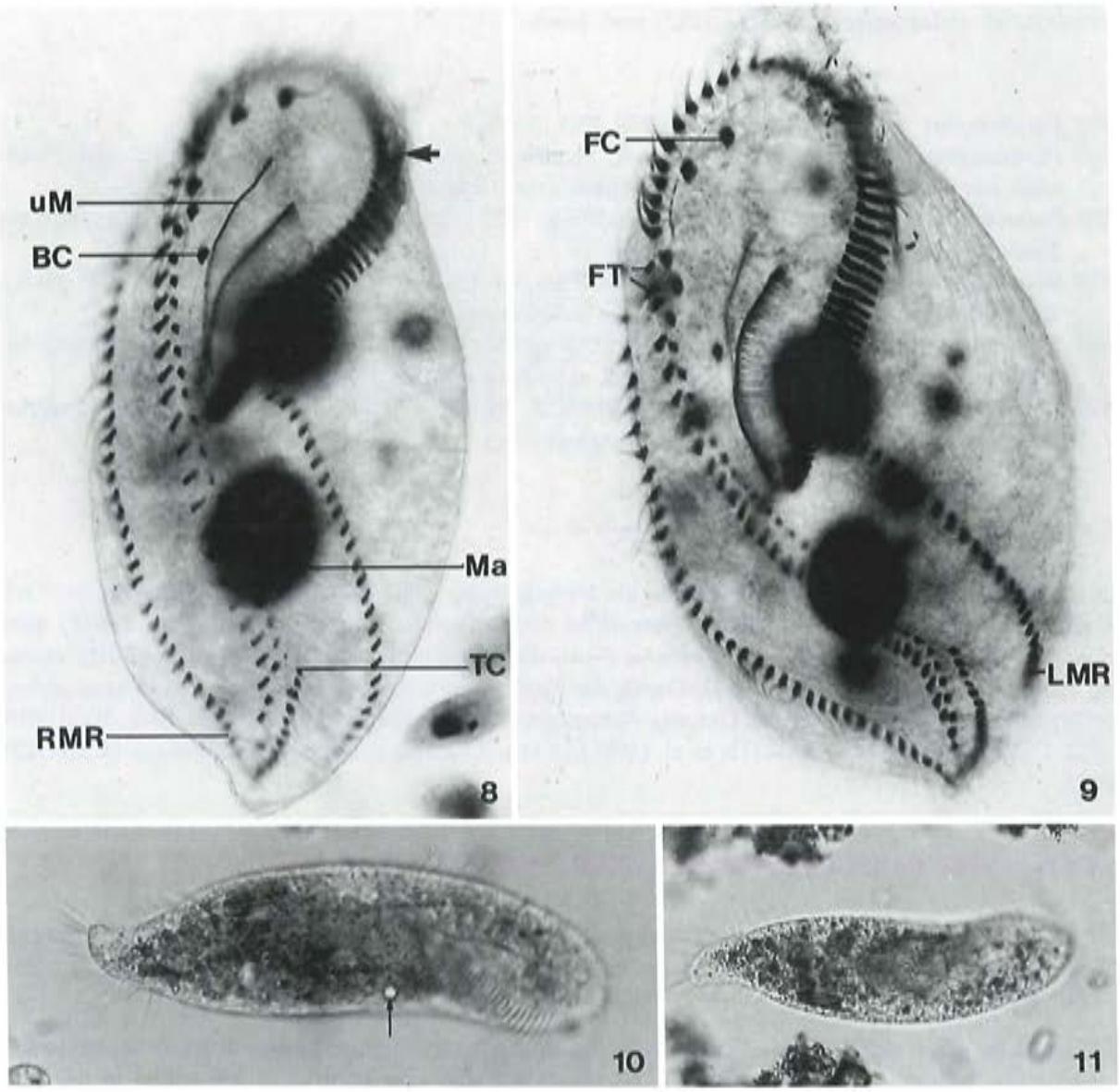
Vorkommen und Verbreitung: Eine nicht sehr häufige Art in eutrophen stehenden und langsam fließenden Gewässern (Tümpel, Uferdetritus größerer Seen, versumpfte Wiesengräben, Moorgewässer, verkrautete Bäche), erreicht gelegentlich auch höhere Abundanzen. Nach CURDS (1975a) auch in Tropfkörpern. Einzelne, nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus marinen Biotopen. Nachweise aus terrestrischen Biotopen beruhen wohl auf Fehlbestimmungen (FOISSNER 1987b). Bisher in Europa, USA, Japan (MURAMATSU 1957), Neuseeland und der Antarktis (HADA 1966) nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Grünalgen, besonders *Chlamydomonas* sp., die während der Verdauung rot und orange werden, wodurch das Ciliat sehr bunt erscheint. Biomasse von 10^6 Individuen nach DILLON & HOBBS (1973) etwa 300 mg, nach unseren eigenen Berechnungen nur etwa 72 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Die Beschränkung von *U. gallina* auf den betamesosaproben Bereich muß durch weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen abgesichert werden, da auch Nachweise aus stärker verunreinigten Gewässern vorliegen (LIEPA 1983). Auch ein Vorkommen in Tropfkörpern wäre nach dieser Einstufung kaum denkbar (CURDS 1975a).



Uroleptus gallina (1 - 3, 5 - 7, aus FOISSNER et al. 1990; 4, aus STEIN 1859b). **1, 4**: Ventralansichten in vivo, 108 μm, ? μm. **2, 3**: Lateral- und Dorsalansicht in vivo. **5**: Individuum mit nur 5 dorsalen Wimpernreihen, Protargolimprägnation, 67 μm. **6, 7**: Anordnung der Wimpernreihen auf der dorsalen und der Cirren auf der ventralen Seite, Protargolimprägnation, 71 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = linker Frontalcirrus, FT = vorderer Frontoterminalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Cirren der Midventralreihe, 1 - 6 = dorsale Wimpernreihen 1 - 6.



Uroleptus gallina (8 - 11, Originale). **8, 9**: Ventralansichten nach Protargolimprägnation. Der Pfeil in Abb. 8 weist auf die adorale Membranellenzone. **10, 11**: Ventral- und Dorsalansicht in vivo. Der Pfeil in Abb. 10 markiert die kontraktile Vakuole. BC = Buccalcirrus, FC = linker Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran.

Uroleptus musculus (KAHL, 1932) **nov. comb.**

1932 *Paruroleptus musculus* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 588.
1933 *Paruroleptus novitas* HORVATH, Arch. Protistenk., 80: 286 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem natronhaltigen Wasser ephemerer Tümpel in Ungarn).
1935 *Paruroleptus musculus* KAHL 1932 - WANG & NIE, Sinensia, 6: 493 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel in China).
1970 *Holosticha contractilis* DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, (Numéro hors-série): 109 (Synonym; durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Kamerun).
1984 *Paruroleptus musculus* KAHL, 1932 - FOISSNER, Stapfia, 12: 109 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und morphometrischer Analyse).
1992 *Uroleptus musculus* (KAHL, 1932) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) führt *Paruroleptus* lediglich als Untergattung von *Holosticha*. Der Name in der Originalbeschreibung lautet daher richtig *Holosticha (Paruroleptus) musculus*. Da KAHL (1932) aber keine Typusart festgelegt hat, ist *Holosticha (Paruroleptus)* KAHL, 1932 invalid. Der gültige Autor von *Paruroleptus* ist WENZEL (1953). Durch die Festlegung von → *U. piscis* (mit Transversalcirren) als Typusart von *Uroleptus* ist die Gattung *Paruroleptus* jedoch hinfällig (BORROR 1972, BERGER 1992). Die Population von MARTIN et al. (1981) ist mit *U. caudatus* (STOKES) identisch (BERGER 1992).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 180 - 230 x 50 - 80 µm, stark kontraktil (bis 50 %), daher nach Protargolimprägnation nur 74 - 100 x 29 - 56 µm ($\bar{x}$ = 91 x 47 µm, n = 10). Nach KAHL (1932) 150 - 200 µm lang.

2) Gestalt im gestreckten Zustand schlank bis mäßig breit fischförmig, hinten deutlich verschmälert und stets nach rechts gebogen. Etwa 2 : 1 abgeflacht und sehr kontraktil, besonders in der hinteren Körperhälfte, wird dann breit obovoid (Abb. 3 - 10).

3) Zwei in vivo etwa 20 x 14 µm große Makronucleus-Teile mit je 1 - 2, in vivo 4 µm großen Mikronuclei (Abb. 2 - 7).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand dicht vor der Körpermitte (Abb. 3 - 5, 8).

5) Konstant 3 Frontalcirren, 1 Cirrus hinter dem rechten Frontalcirrus und 1 Buccalcirrus bogenförmig angeordnet. 2 - 3 Frontoterminalcirren. 28 - 36 ($\bar{x}$ = 31.2, n = 10) rechte und 23 - 32 ($\bar{x}$ = 26.2, n = 10) linke Cirren in der Midventralreihe, Cirren der rechten Reihe wesentlich kräftiger als jene der linken Reihe. 13 - 19 ($\bar{x}$ = 15.7, n = 10), nach DRAGESCO (1970) bis 22 bogenförmig angeordnete Transversalcirren, die den hinteren Körperrand deutlich überragen. 35 - 46 ($\bar{x}$ = 39, n = 10) rechte und 23 - 40 ($\bar{x}$ = 31, n = 10) linke Marginalcirren. Cirren einheitlich etwa 20 µm lang (Abb. 1, 3 - 7).

6) Dorsalwimpern in vivo 5 µm lang, in 4 körperlangen und 1 stark verkürzten Reihe angeordnet (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Caudalcirren fehlen vermutlich (Abb. 2, 3).

7) Adorale Membranellenzone im gestreckten Zustand etwa 30 % der Körperlänge, besteht aus 45 - 58 ($\bar{x}$ = 54, n = 10) Membranellen. Mundfeld mäßig breit, nur wenig eingesenkt, undulierende Membranen leicht gebogen und überkreuzend (Abb. 1, 3 - 7, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

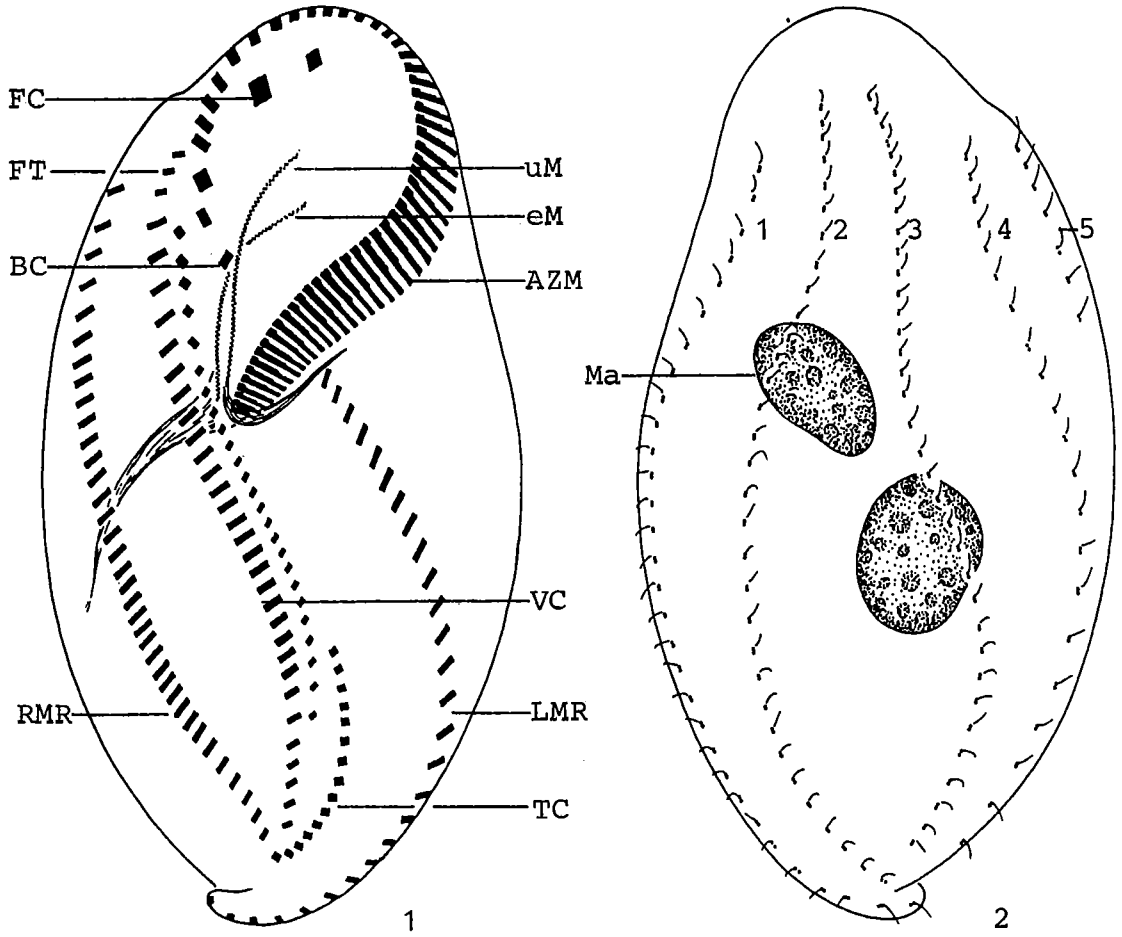
Unterscheidet sich von dem wesentlich kleineren (in vivo etwa 110 x 50 µm), aber sonst recht ähnlichen → *U. gallina* durch die viel stärkere Kontraktilität und zahlreiche morphometrische Merkmale. Weitere ähnliche Arten sind → *U. piscis* (250 - 400 µm lang, deutlicher walzenförmiger Schwanz) und *U. caudatus* (STOKES) (120 - 350 µm lang, nur etwa 5 Transversalcirren). Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 1, 2, 5, 7 wichtig.

Ökologie

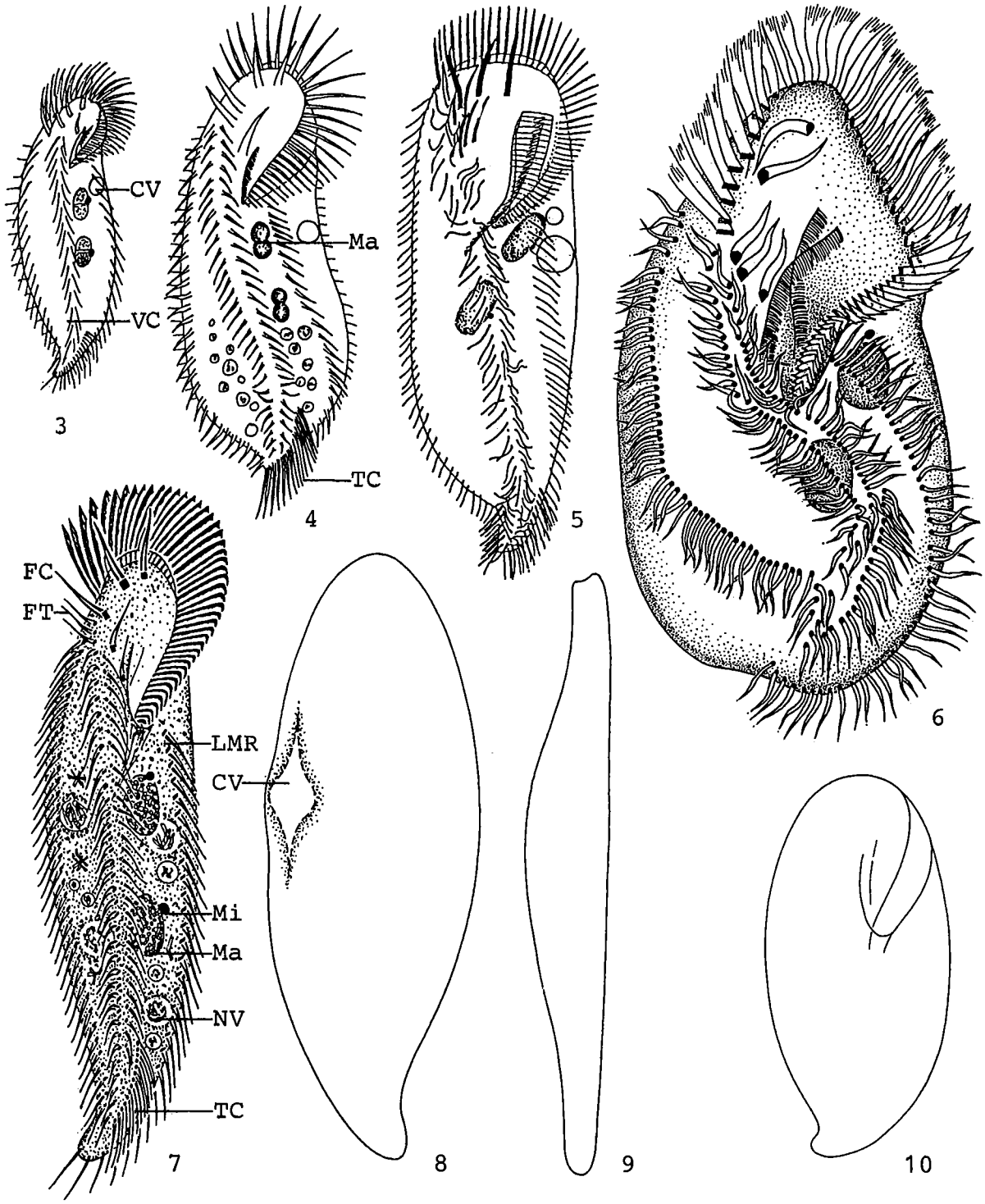
Vorkommen und Verbreitung: Eine nicht sehr häufige Art in stehenden und mesosaproben fließenden Gewässern, meist am Bodenschlamm oder im Algenauftrieb, nach KAHL (1932) seltener zwischen Wasserpflanzen. Von GRABACKA (1977) am Bodenschlamm eines mit dem Abwasser einer Rübenzuckerfabrik beschickten Fischteiches, von NOSEK & BERECZKY (1981) im Potamoplankton der mesosaproben Donau bei Göd (Ungarn) gefunden. Nachweise aus marinen Biotopen nicht durch Abbildungen belegt (z. B. VACELET 1961, AGAMALIEV 1971). Terrestrische Nachweise sind vermutlich Fehlbestimmungen. Bisher in Europa, Afrika und China nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, einzellige Algen (*Chlorogonium* sp.; WIACKOWSKI 1988) und Ciliaten (*Vorticella* spp.). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 214 mg. DETCHEVA (1972, 1983b) fand *U. musculus* in verschiedenen bulgarischen Fließgewässern bei folgenden Verhältnissen: Frequenz 0.9 - 1.2 %, 22 - 24 °C, pH 7.8 - 7.9, 8.6 - 12.7 mg/l O_2 (100 % Sättigung), 2.9 - 3.0 mg/l BSB_5, 14 - 24 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 58.1 - 66.1 mg/l Ca^{2+}, 12.8 - 32.8 mg/l Mg^{2+}, 0.08 - 0.16 mg/l NH_4^+-N, 2.03 - 4.20 mg/l NO_3^--N, 0.04 - 0.17 mg/l NO_2^--N. FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA (1988) zählten 32 bzw. 21 Individuen/10 ml in Proben aus einen Fluß in Spanien, die mit 1000 µg/l Bleiacetat bzw. 10 µg/l Cadmiumacetat versetzt waren.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 1, a = 8, p = 1, I = 4, SI = 3.0. Diese Einstufung widerspricht etwas der Feststellung von KAHL (1932), wonach die Art ziemlich katharob ist. FOISSNER (1984a) fand seine Population in einem Aufguß mit Pflanzenresten und Schlamm aus einem mesosaproben Bach. Die Nachweise von DETCHEVA (1972, 1983b) indizieren mit BSB_5-Werten von 3 mg/l betamesosaprobe Verhältnisse. Die Einstufung von *U. musculus* bedarf daher der Überprüfung an glaubwürdig determinierten Populationen. Wir vermuten eher eine Bevorzugung des Übergangsbereiches von Alpha- auf Betamesosaprobie.



Uroleptus musculus (1, 2, aus FOISSNER 1984a). **1, 2:** Anordnung der ventralen Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 90 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, eM = endorale Membran, FC = mittlerer Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren der Midventralreihe, 1 - 5 = dorsale Wimpernreihen 1 - 5.



Uroleptus musculus (3, aus KAHL 1932; 4, nach WANG & NIE 1935 aus BERGER 1992; 5, aus HORVATH 1933; 6, nach DRAGESCO 1970 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 7 - 10, aus FOISSNER 1984a). **3, 4:** Ventralansichten in vivo, 180 μm, 137 μm. **5:** Anordnung der Cirren nach Osmiumtoluidinblaufärbung, 250 μm. **6:** Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 98 μm. **7:** Ventralansicht eines schlanken Individuums in vivo, 208 μm. **8 - 10:** Dorsalansicht eines breiten Individuums, Lateralansicht, Ventralansicht eines maximal kontrahierten Individuums in vivo. CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, FT = Frontoterminalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren der Midventralreihe.

Uroleptus piscis (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831

1773 *Trichoda piscis* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 73 (ohne Abbildung).
1831 *Uroleptus piscis* E.! - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 117 (kombinierender Autor).
1859 *Uroleptus piscis* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 178 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1882 *Amphisia piscis* - KOWALEWSKI, Pam. fizyogr., 2: 409 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Polen).
1932 *Paruroleptus (Amphisia) piscis* (KOWALEWSKI, 1882) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 587 (Revision; maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1935 *Paruroleptus (Amphisia) piscis* KAHL 1932 - WANG & NIE, Sinensia, 6: 491 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel nahe Nanking, China).
1992 *Uroleptus piscis* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1831 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Uroleptus piscis sensu KAHL (1932) wird von BERGER (1992) als Typusart von *Uroleptus* fixiert. Die von BORROR (1972) festgelegte zweifelhafte Form *Trichoda musculus* MÜLLER ist wahrscheinlich ein Rädertier und demnach als Typusart nicht zugelassen (ICZN, Artikel 67 g). STEIN (1859b) zeichnet zwar keine Transversalcirren, er schreibt jedoch, daß der Schwanz von den längsten und kräftigsten, gewöhnlich stark abstehenden Randwimpern eingefaßt wird, eine Eigentümlichkeit, die auch KOWALEWSKI (1882) und KAHL (1932) zeichnen. Da die Transversalcirren schwierig erkennbar sind, ist nicht auszuschließen, daß STEIN (1859b) sie übersehen hat. Weitere Einzelheiten siehe BERGER (1992). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 300 - 400 μm, nach KOWALEWSKI (1882) bis 800 μm lang, nach WANG & NIE (1935) 250 - 300 x 60 - 70 μm.

2) Gestalt lang elliptisch, deutlich geschwänzt, vorne mäßig breit gerundet. In der Körpermitte am breitesten. Schwanz mehr oder minder walzenförmig, am Ende gerundet oder sogar leicht keulenförmig. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Flexibel und ziemlich kontraktil (Abb. 1 - 4).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile etwa in der Körpermitte leicht links der Mediane mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 4).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte, nach STEIN (1859b) auf der Höhe des Mundes (Abb. 1 - 4).

5) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren und 1 kräftiger Buccalcirrus. In der Mediane eine Reihe aus zahlreichen, schräg angeordneten Cirrenpaaren (= Midventralreihe). Etwa 12 - 15, ± J-förmig angeordnete, in vivo schwierig erkennbare Transversalcirren. Linke Marginalcirren im Schwanzbereich verlängert und deutlich vom Körper abgespreizt (Abb. 1 - 4).

6) Dorsalwimpern kurz (3 - 5 μm). Anzahl und Anordnung der Wimpernreihen unbekannt. Nach KAHL (1932) 3 deutlich verlängerte, hinten ausgefranste Caudalcirren (Abb. 1 - 3).

7) Adorale Membranellenzone etwa 30 % der Körperlänge. Mundfeld schmal (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

→ *Uroleptus rattulus* ist schmäler, fast drehrund und kaum kontraktil, hat einen langen, zugespitzten Schwanz und möglicherweise keine Transversalcirren. Weitere ähnliche Arten sind → *U. musculus* (180 - 230 µm lang, kein so ausgeprägter Schwanz, 13 - 22 Transversalcirren), *U. caudatus* (STOKES; 120 - 350 µm, nur etwa 5 Transversalcirren) und *U. lemani* JANKOWSKI (250 - 300 µm lang, subpelliculäre Granula vorhanden; → Abb. 4, 5 bei *U. rattulus*). Hinsichtlich der Körperform besteht eine gewisse Ähnlichkeit mit *Urosoma cienkowskii* KOWALEWSKI (in vivo etwa 200 µm lang, Midventralreihe fehlt, 5 Transversalcirren; → Abb. 6 bei *U. rattulus*). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in stehenden und langsam fließenden Gewässern (Tümpel, Seen, Talsperren, Altwässer, Höhlengewässer), meist in geringer Abundanz auf Makrophyten oder im Detritus wühlend, nach DINGFELDER (1962) auch in Wegpfützen mit faulendem Pflanzenmaterial. MADONI (1979, 1980) und MADONI & GHETTI (1977) zählten bis zu 24 Individuen/cm^2 in beta- bis alpha- und alphamesosaproben Bereichen des Flußsystems des Parma (Italien). WANG & NIE (1935) und BIERNACKA (1962) fanden die Art zahlreich in einem saproben Süßwassertümpel in China und in einem Brackwassertümpel an der Ostseeküste bei einem Salzgehalt von 0.23 - 0.5 %. Mehrere, nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus marinen Habitaten, u. a. dem Elbe-Aestuar (TENT 1981). Gelegentlich in Tropfkörpern (LACKEY 1938a). Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig (FOISSNER 1987b, 1988a). Bisher in Europa, Asien, Japan (MURAMATSU 1957), Nord- und Südamerika und Afrika (Ägypten; SCHEWIAKOFF 1893) nachgewiesen.

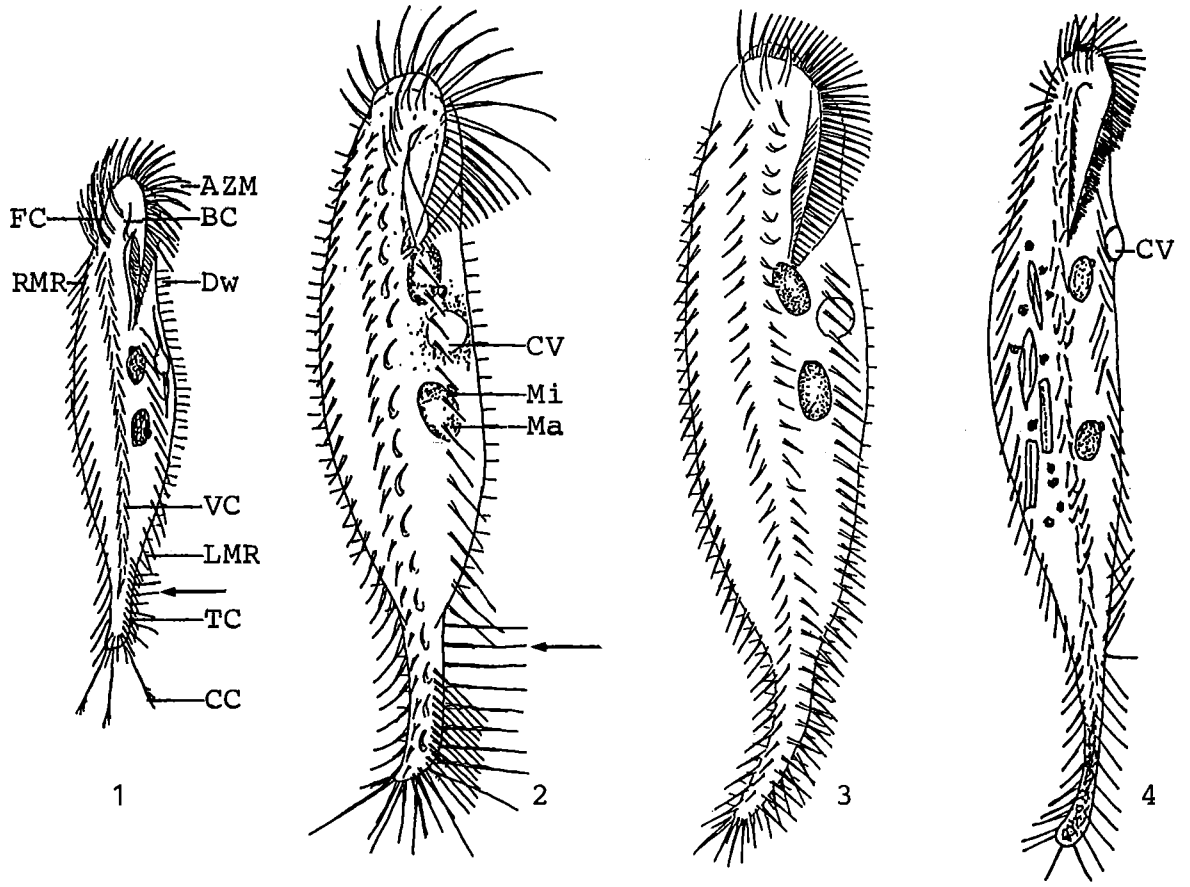
Tabelle: Milieuspektra von ***Uroleptus piscis***. Spalte 1, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 2, aus HEUSS (1976; 32 Funde aus 4 Fließgewässern nahe Krefeld, BRD); 3, aus MADONI & GHETTI (1981; mehrere Analysen von betameso- bis polysaproben Bereichen eines Baches in Italien); 4, aus DETCHEVA (1983c; mehrere Analysen vom Flußsystem der Maritza, Bulgarien); 5, aus MIHAILOWITSCH (1989; aus solebelasteten Fließgewässern Deutschlands, n = 4 - 5).

Faktor	Referenz				
	1	2	3	4	5
Saprobität	-	-	-	b, a	-
Frequenz (%)	-	-	-	4.2	-
pH	6.4 - 7.2	6.6 - 9.3	7.3 - 8.4	7.2 - 7.6	7.6 - 7.9
°C	1 - 22.5	0.8 - 21.2	10.5 - 25.0	10.6	3.5 - 12.0
O_2 (mg/l)	6.7 - 16.9[1]	2.4 - 26.7	3.8 - 11.3	3.0 - 10.4	8.6 - 38.1[3]
O_2 (Sättigung %)	-	26 - 240	-	30 - 103	-
BSB_5 (mg/l)	-	2.8 - 28.4	-	1.3 - 12.2	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	17 - 79	4 - 61[2]	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0.05 - 4.42	-	0 - 0.61	0.08 - 0.8
NO_3^--N (mg/l)	-	-	0.20 - 2.06	0 - 2.76	2.3 - 3.4
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0.01 - 1.92	0 - 0.46	0.04 - 0.10
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.03 - 1.58	0.05 - 1.29	-	-

[1] BICK & KUNZE (1971) geben offensichtlich irrtümlich 169 mg/l an. [2] CSB. [3] unwahrscheinlicher Wert.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (bis zu 72000 Individuen/d mit einem Gesamtvolumen von etwa 301000 μm^3; SCHÖNBORN 1981), Blaualgen, Diatomeen. Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem Fließgewässer (4 - 14 °C, Jahresmittelwert = 8,5 °C, 80 - 90 % O_2-Sättigung, Saprobienindex = 2.6) 24 - 120 h, im Mittel etwa 72 h. Biomasse von 10^6 Individuen nach SCHÖNBORN (1981) etwa 488 mg, nach eigenen Berechnungen bei einer Größe von 350 x 70 μm etwa 400 mg. SCHÖNBORN (1981) gibt noch weitere produktionsbiologische Daten für den beta- bis alphamesosaproben Ammerbach nahe Jena: 419 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 136400 Individuen/m^2 bzw. 66.3 mg/m^2, P/B = 348. Autökologische Datensammlung → Tabelle. SRAMEK-HUSEK (1958) fand *U. piscis* selten bei betamesosaproben Verhältnissen im Diatomeen-Aufwuchs (2.8 °C, pH 6.1). MATIS (1975) gibt für Funde aus Wegpfützen und Entwässerungsgräben folgende Werte: 3 - 22.4 °C, pH 6.0 - 7.2, 2.7 - 6.2 mg/l O_2. HEUSS (1976) fand die Art noch bei H_2S-Konzentrationen von 0.76 mg/l.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 3, a = 7, I = 4, SI = 2.7. Die in der Tabelle angeführten Daten, insbesondere die großen Streubreiten der BSB_5- und $KMnO_4$-Werte und die Fundorte weisen auf eine etwas breitere saprobielle Valenz hin. Die Einstufung bedarf daher der Überprüfung an glaubwürdig determinierten Populationen.



Uroleptus piscis (1, aus KAHL 1932; 2, nach KOWALEWSKI 1882 aus BERGER 1992; 3, nach WANG & NIE 1935 aus BERGER 1992; 4, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992). 1 - 4: Ventralansichten in vivo, 350 μm, ? μm, 267 μm, ? μm. Die Pfeile in den Abb. 1 und 2 weisen auf die verlängerten linken Marginalcirren. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Cirren der Midventralreihe.

Uroleptus rattulus STEIN, 1859

1859 *Uroleptus rattulus* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 180.
1932 *Uroleptus rattulus* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 549 (Revision).
1968 *Uroleptus rattulus* STEIN, 1859 - CHORIK, Planktonwimpertiere, p. 122 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Gewässern Moldaviens).
1992 *Uroleptus rattulus* (STEIN, 1859) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die von BORROR (1972a), BORROR & WICKLOW (1983) und FOISSNER (1988a) vorgeschlagene Synonymie mit *Uroleptus lamella* EHRENBERG erscheint nach BERGER (1992) wegen der großen Längenunterschiede sehr zweifelhaft (*U. lamella*: bis 116 μm; *U. rattulus*: bis 416 μm). Obwohl aus keiner der Beschreibungen hervorgeht, daß *U. rattulus* Transversalcirren besitzt, wird sie vorläufig in der Gattung *Uroleptus* belassen. JANKOWSKI (1979) hat für die Population von DRAGESCO (1960) eine eigene Art, *U. lemani*, errichtet (Abb. 4, 5). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo bis zu 416 x 45 μm (STEIN 1859b), nach CHORIK (1968) bis 500 μm lang.

2) Gestalt fast drehrund, kaum kontraktil und vergleichsweise starr, der mittlere Teil vermag sich jedoch in weitem Bogen zu krümmen. Körper im Bereich der kontraktilen Vakuole am breitesten, nach vorne leicht konvergierend und schmal gerundet, nach hinten stetig verschmälert und in einen langen, zugespitzten Schwanz auslaufend. Beim Rückwärtsschwimmen krümmt sich der Schwanz hakenförmig nach vorne (Abb. 1 - 3).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile etwa in Körpermitte leicht links der Mediane, jeder Teil mit 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 3).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand oberhalb der Körpermitte, meist zwischen den beiden Makronucleus-Teilen (Abb. 1 - 3).

5) Mindestens 3 deutlich verstärkte Frontalcirren. In der Mediane eine Reihe aus zahlreichen, schräg angeordneten Cirrenpaaren (= Midventralreihe). Transversalcirren möglicherweise fehlend. Je 1 linke und rechte Marginalreihe (Abb. 1 - 3).

6) Dorsalwimpern kurz (< 5 μm). Anzahl und Anordnung der dorsalen Wimpernreihen unbekannt.

7) Adorale Membranellenzone nur etwa 1/5 der Körperlänge. Mundfeld sehr schmal (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

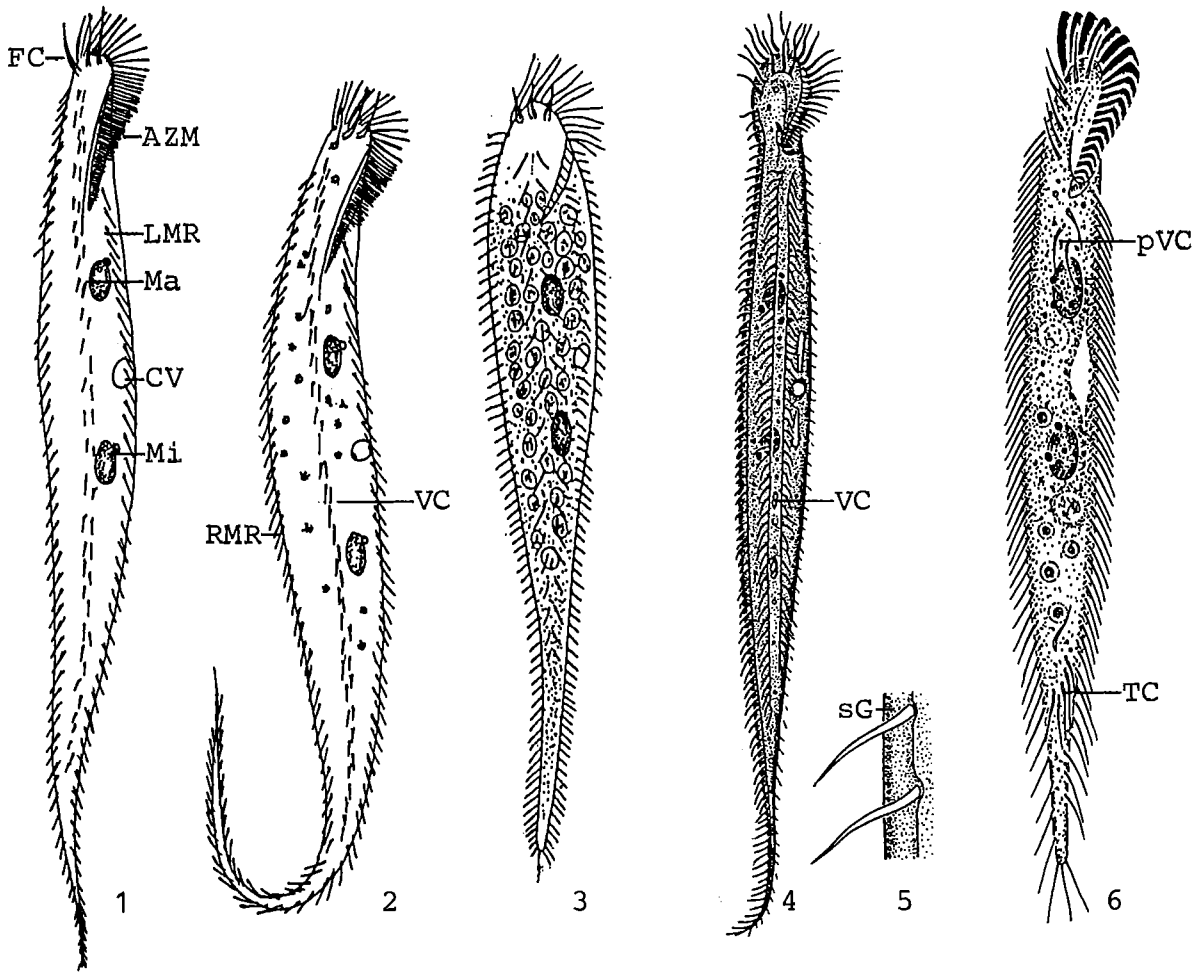
Eine Verwechslung ist nur mit → *Uroleptus piscis* (etwas breiter und flexibler, am Ende abgerundeter walzenförmiger Schwanz, Transversalcirren vorhanden) und *U. lemani* (250 - 300 μm lang, subpelliculäre Granula vorhanden; Abb. 4, 5) möglich. Hinsichtlich Körperform besteht eine gewisse Ähnlichkeit mit *Urosoma cienkowskii* KOWALEWSKI (in vivo etwa 200 μm lang, keine Midventralreihe, 5 Transversalcirren; Abb. 6). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene Art, meist in stehenden oder langsam fließenden Gewässern (Seen, Tümpel, Moore, Torfstiche) zwischen absterbenden Algen und im Detritus. Von GRABAKKA (1971, 1977) in ungedüngten Fischteichen und am Bodenschlamm eines mit dem Abwasser einer Rübenzuckerfabrik beschickten Fischteiches gefunden. MADONI & GHETTI (1977) und MADONI (1989) zählten bis zu 24 Individuen/cm^2 im Flußsystem des Parma bzw. nur 1 Exemplar/cm^2 im Benthal einer 70 m tiefen, oligo- bis mesotrophen Talsperre (Italien). Ein nicht durch Abbildungen belegter Nachweis aus dem Brackwasser (VERSCHAFFELT 1929). Bisher in Europa, Asien und den USA (EDMONDSON 1920) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien und Algen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 400 mg. DETCHEVA (1983c) fand *U. rattulus* mit geringer Frequenz (0.6 %) unter betamesosaproben Verhältnissen im Flußsystem der Maritza (Bulgarien) bei folgenden Verhältnissen: 11.8 - 16.2 °C, pH 7.4 - 7.5, 5.3 - 7.7 mg/l O_2 (49 - 79 % Sättigung), 4.2 - 10.6 mg/l BSB_5, 70 - 80 mg/l Ca^{2+}, 0 - 13 mg/l Mg^{2+}, 189 - 223 mg/l HCO_3^-, 67 - 117 mg/l SO_4^{2-}, 22 - 25 mg/l Cl^-, 9.8 - 14.0 °dH, 0.15 - 0.26 mg/l NH_4^+-N, 0.41 - 1.02 mg/l NO_3^--N, 0.006 - 0.012 mg/l NO_2^--N, 0.06 - 0.07 mg/l Fe^{2+}.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Der von DETCHEVA (1983c) angegebene BSB_5-Bereich von 4 - 10 mg/l weist eher auf die Güteklasse II - III hin. LIEPA (1983) fand sie ebenfalls in etwas stärker organisch belasteten Fließgewässern. Die saprobiologische Einstufung von *U. rattulus* muß durch weitere autökologische und saprobiologische Daten an glaubwürdig determinierten Populationen verifiziert werden.



Uroleptus rattulus (1, 2, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 3, aus CHORIK 1968). **1 - 3**: Ventralansichten in vivo, 1, 2 = ? µm, 3 = 476 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, FC = linker Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, VC = zick-zackförmig angeordnete Cirren der Midventralreihe.

Uroleptus lemani (4, 5, aus DRAGESCO 1960). **4**: Ventralansicht in vivo, 210 µm. **5**: Rechter Körperrand mit subpelliculären Granula (sG).

Urosoma cienkowskii (6, aus FOISSNER 1984a). **6**: Ventralansicht in vivo, 200 µm. pVC = postorale Ventralcirren, TC = Transversalcirren.

Paraurostyla viridis (STEIN, 1859) BORROR, 1972

1859 *Urostyla viridis* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 206.
1901 *Urostyla viridis* STEIN - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 96 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Genfersee).
1932 *Urostyla viridis* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 567 (erster revidierender Autor).
1972 *Paraurostyla viridis* (STEIN, 1859) - BORROR, J. Protozool., 19: 10 (kombinierender Autor).
1974 *Parurostyla viridis* (STEIN) BORROR - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 56 (inkorrekte sekundäre Schreibweise; durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1992 *Paraurostyla viridis* (STEIN, 1859) BORROR, 1972 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Populationen von KAHL (1932) und PÄTSCH (1974) weichen im Oralapparat und in der ventralen Cirrenausstattung etwas von den weitgehend übereinstimmenden Darstellungen STEIN's (1859b) und ROUX's (1901) ab und erinnern an die Gattung *Onychodromopsis* STOKES. Die Identifikation als *P. viridis* sollte daher nach der Originalbeschreibung erfolgen, auf der auch großteils die Differentialdiagnose beruht (BERGER 1992). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo etwa 115 - 175 μm lang, mehr als 3mal so lang wie breit.

2) Gestalt lang elliptisch, in der Mitte am breitesten, nach vorne und hinten deutlich verschmälert. Enden schmal gerundet, Vorderende meist etwas nach links gebogen (Abb. 1, 2). Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper wenig flexibel.

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile mit je einem Mikronucleus (Abb. 1, 2).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in der Körpermitte (Abb. 1 - 3).

5) Cytoplasma stets mit symbiontischen Algen ("Zoochlorellen"; Abb. 1 - 3, 5).

6) Drei kräftig verstärkte Frontalcirren, 5 Transversalcirren, die das hintere Körperende nicht überragen. Nach Abb. 1 etwa 14 Cirrenreihen (einschließlich Marginalreihen). Nach KAHL (1932) und PÄTSCH (1974) hinter den verstärkten Frontalcirren noch 3 - 4 weitere verstärkte Cirren sowie 2 einzelne Cirren oder 2 kurze Reihen hinter dem Mund und nur 5 - 8 lange Cirrenreihen (Reihen nur nach Silberimprägnation gut zählbar; Abb. 4, 5).

7) Adorale Membranellenzone etwa 38 % der Körperlänge. Mundfeld sehr schmal (Abb. 1). Nach KAHL (1932) und PÄTSCH (1974) adorale Membranellenzone etwa 1/3 körperlang, undulierende Membranen kurz und parallel verlaufend (Abb. 4, 5).

Verwechslungsmöglichkeiten

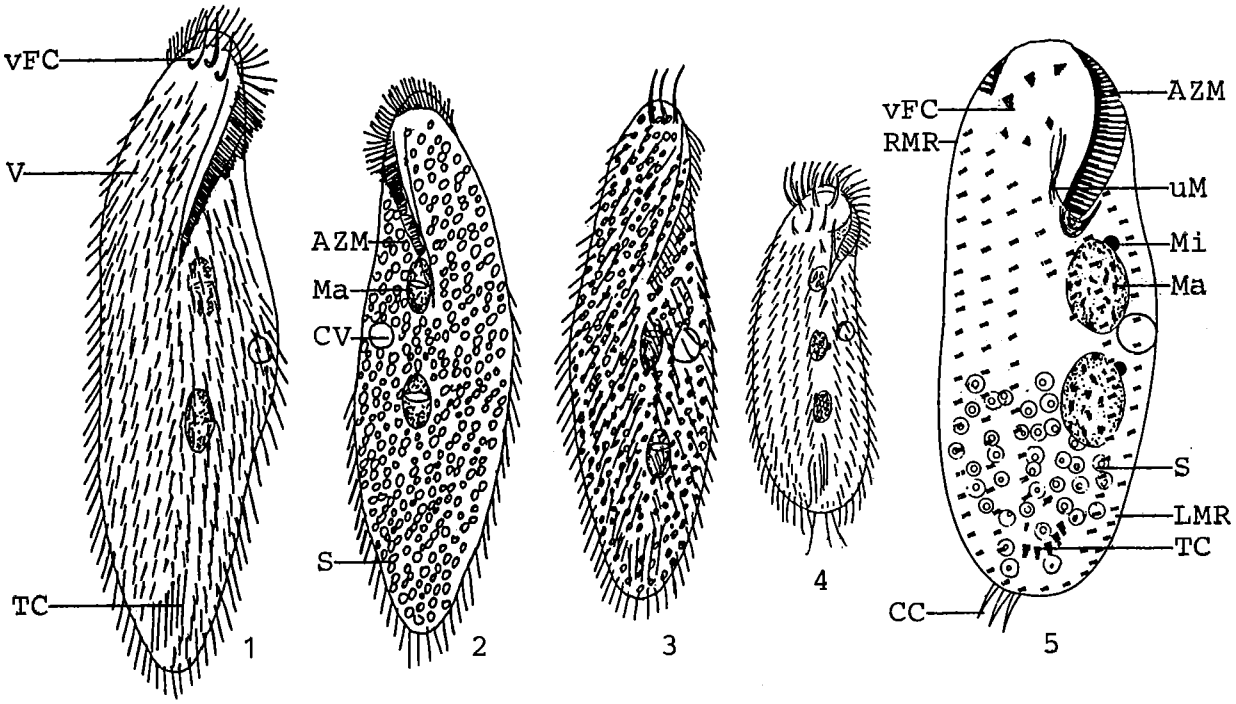
Kann wegen der symbiontischen Algen und der zahlreichen Cirrenreihen kaum mit einer anderen Art verwechselt werden. Die etwas abweichenden Wiederbeschreibungen weisen jedoch darauf hin, daß vielleicht mehrere recht ähnliche Arten existieren. Die Cirrenanordnung sollte daher an silberimprägniertem Material überprüft werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene Art, nach STEIN (1859b) und ROUX (1901) jedoch verbreitet in stehenden Gewässern (z. B. Torfstichen) und sumpfigen Gräben, nach KAHL (1932) und PÄTSCH (1974) besonders im Winter häufig im Sapropel des Süßwassers bzw. vereinzelt in einem durch Grund- und Regenwasser gespeisten eutrophen Teich. Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig. Bisher in Europa und Nord- und Südamerika (z. B. PATRICK et al. 1967) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Rhodobakterien (KAHL 1932). Biomasse von 10^6 Individuen nach MICHIELS (1974) 291 mg, nach unseren eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe nur etwa 87 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Diese Einstufung paßt gut auf die Fundortangaben, doch sollte sie an glaubwürdig determiniertem Material überprüft werden.



Paraurostyla viridis (1, 2, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 3, nach ROUX 1901 aus BERGER 1992; 4, aus KAHL 1932; 5, aus PÄTSCH 1974). **1, 3, 4:** Ventralansichten in vivo, ? μm, 100 μm, 160 μm. In Abb. 1 sind die symbiontischen Algen nicht eingezeichnet. **2:** Dorsalansicht in vivo, ? μm. **5:** Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, S = symbiontische Algen, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membranen, V = Ventralreihen, vFC = vordere Frontalcirren.

Paraurostyla weissei (STEIN, 1859) BORROR, 1972

1859 *Urostyla weissei* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 192.
1932 *Urostyla weissei* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 568 (erster revidierender Autor).
1962 *Urostyla weissei* STEIN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 360 (saprobiologische Charakteristik).
1965 *Urostyla weissei* STEIN - JERKA-DZIADOSZ, Acta Protozool., 3: 345 (Wiederbeschreibung).
1972 *Paraurostyla weissei* (STEIN, 1859) - BORROR, J. Protozool., 19: 9 (Errichtung der Gattung *Paraurostyla*).
1974 *Paraurostyla weissei* (STEIN) BORROR - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 55 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1985 *Paraurostyla weissei* (STEIN, 1859) - WIRNSBERGER, FOISSNER & ADAM, Zool. Scr., 14: 1 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1986 *Paraurostyla weissei* (STEIN, 1859) BORROR, 1972 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 435 (kurze taxonomische Monographie).
1992 *Paraurostyla weissei* (STEIN, 1859) BORROR, 1972 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die von CLAPAREDE & LACHMANN (1858) beschriebenen Arten *Oxytricha urostyla* und *O. multipes* werden von BERGER (1992) als mutmaßliche Synonyme von *P. weissei* geführt. WIRNSBERGER et al. (1985b) vermuten, daß *P. weissei*, so wie → *Stylonychia mytilus*, ein Schwesterarten-Komplex ist. Die Art hat nach BERGER (1992) mehrere Synonyme (z. B. *Urostyla flavicans* WRZESNIOWSKI, *U. polymicronucleata* MERRIMAN, *U. coei* TURNER), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. Objekt zahlreicher ultrastruktureller und biochemischer Untersuchungen (z. B. JERKA-DZIADOSZ 1980).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 150 - 300 μm, meist 200 - 250 x 50 - 80 μm.

2) Gestalt lang elliptisch oder fast parallelseitig. Körperenden gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Weich und flexibel (Abb. 1 - 6, 10, 11, 15 - 17).

3) Zwei ellipsoide oder ovoide, in vivo etwa 20 x 12 μm große Makronucleus-Teile. 3 - 6, meist 4 Mikronuclei (Abb. 1 - 6, 8, 12).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand oberhalb der Körpermitte mit langen Zuführungskanälen (Abb. 1, 2, 4, 6).

5) Dicht unter der Pellicula sehr viele, etwa 1 μm große, kugelige, gelbgrüne Granula (Mucocysten), in kleinen Gruppen überwiegend entlang der Cirren- und dorsalen Wimpernreihen angeordnet; verleihen dem Ciliat bei kleiner Vergrößerung eine gelbgrüne Färbung (Ölimmersion verwenden; Abb. 13).

6) 3 - 4 verstärkte Frontalcirren, 1 verstärkter Buccalcirrus, 1 - 2 verstärkte Cirren hinter den rechten Frontalcirren, je 1 linke und rechte Marginalreihe, 3 - 5, meist 4 Ventralreihen, 6 - 9, meist 8 schräg angeordnete Transversalcirren (Abb. 1 - 7, 10 - 12, 15, 16).

7) 6 - 8, meist 7 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Dorsalwimpern etwa 3 μm lang. 10 - 18, meist 13 kaum verlängerte Caudalcirren an den dorsalen Wimpernreihen 1, 2 und 4 (Abb. 8, 12, 17).

8) Adorale Membranellenzone etwa 37 % der Körperlänge, besteht aus 28 - 63, meist 45 Membranellen. Undulierende Membranen kräftig gebogen und überkreuzend (Abb. 1 - 7, 10 - 12, 15, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

Kann wegen der Größe, der Gestalt und der subpelliculären Granula leicht mit → *Urostyla grandis* (300 - 400 μm lang, 100 und mehr kleine Makronucleus-Teile, mehrere linke Marginalreihen) und *Pseudourostyla cristata* (JERKA-DZIADOSZ 1964; 300 - 450 μm lang, etwa 50 kleine Makronucleus-Teile, viele Frontalcirren, 7 linke Marginalreihen) verwechselt werden. Ähnelt hinsichtlich der Gestalt, der Größe, des Kernapparates und der subpelliculären Granula auch *Parurosoma granulifera* BERGER (2 - 3 Cirrenreihen in der rechten Körperhälfte, Anzahl und Anordnung der Frontal-, Ventral- und Transversalcirren wie bei *Oxytricha*; Abb. 9). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 und 6 wichtig.

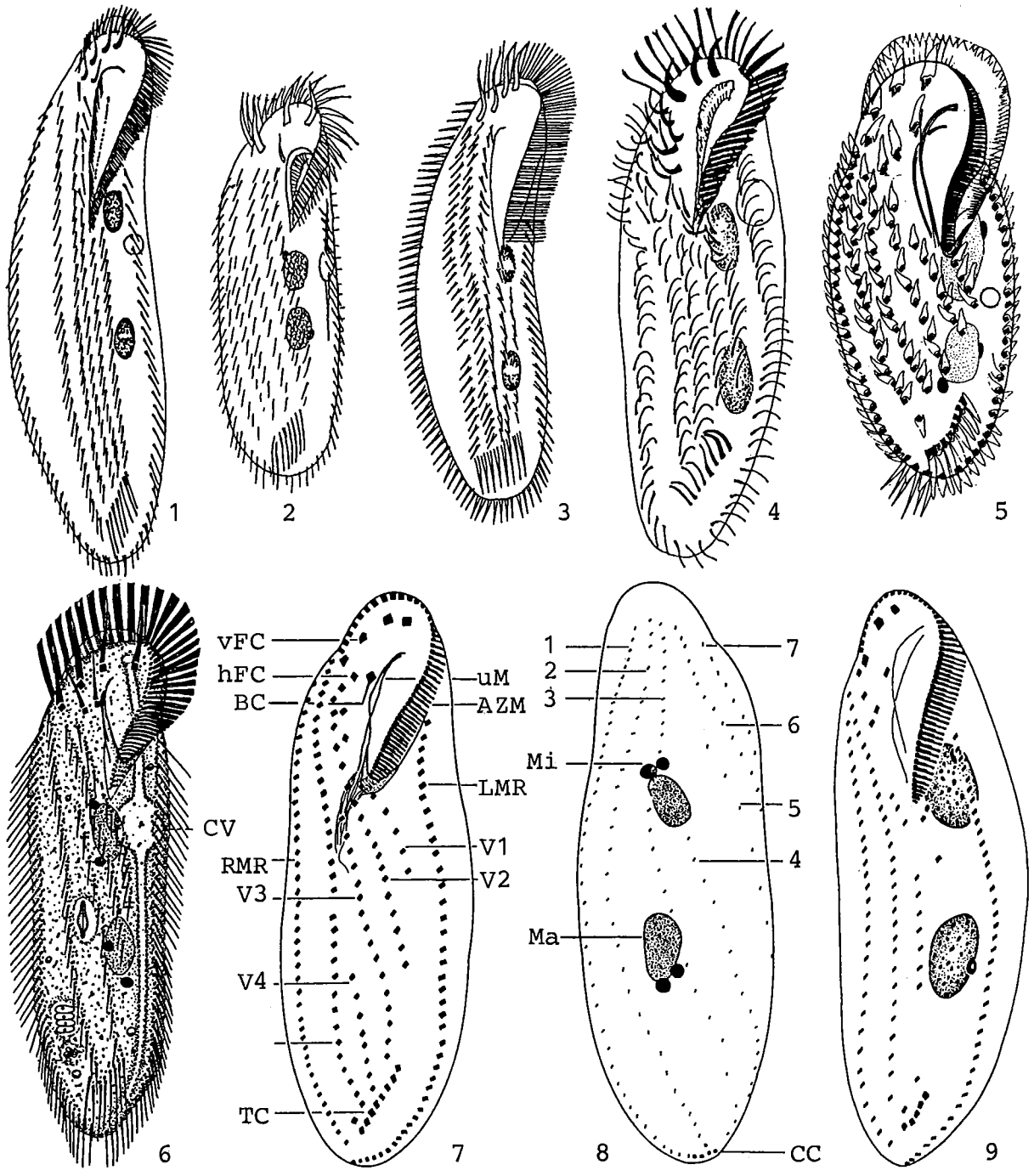
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in stehenden und fließenden, mäßig bis stark verschmutzten Gewässern. Hier häufig auf Schlammbänken. Selten in Tropfkörpern und in Belebtschlammanlagen (LIEBMANN 1962, CURDS 1975a). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus marinen Biotopen, u. a. dem Elbe-Aestuar. Terrestrische Funde gelten als unglaubwürdig, obwohl sie Ruhezysten bildet (Abb. 14). Bisher in Europa, Asien, Nordamerika und Afrika nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Algen (*Chlamydomonas rheinhardtii*), Diatomeen, Flagellaten, Testaceen (*Arcella* sp.), Ciliaten (Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes). Generationszeit etwa 8 - 24 h bei 18 - 23 °C und Fütterung mit *Chlorogonium* sp. (JERKA-DZIADOSZ 1965, AMMERMANN & MUENZ 1982, JERKA-DZIADOSZ & BANACZYK 1983). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 240 mg. BICK & KUNZE (1971) geben folgende autökologische Charakteristik: 0.3 - 7.8 mg/l O_2, 13.5 - 24.5 mg/l BSB_5. Von LIEBMANN (1962) nicht bei O_2-Werten unter 3 mg/l und pH-Werten unter 6.5 gefunden, von MATIS (1975) dagegen in einem Entwässerungsgraben bei Sauerstoffkonzentrationen von nur 1.3 - 2.2 mg/l (15 - 20 °C, pH 6.9) nachgewiesen. DETCHEVA (1972, 1976, 1979, 1983b, c) fand *P. weissei* in verschiedenen Fließgewässern Bulgariens bei folgenden Verhältnissen: o, b, a, Frequenz 0.87 - 3.3 %, 9 - 24 °C, pH 7.4 - 7.8, 5.8 - 11.0 mg/l O_2 (54 - 100 % Sättigung), 1.5 - 15.7 mg/l BSB_5, 54 - 195 mg/l Ca^{2+}, 0 - 80 mg/l Mg^{2+}, 155 - 283 mg/l HCO_3^-, 58 - 941 mg/l SO_4^{2-}, 13 - 257 mg/l Cl^-, 0.02 - 1.53 mg/l NH_4^+-N, 0.3 - 11.2 mg/l NO_3^--N, 0 - 0.12 mg/l NO_2^--N, 0 - 1.5 mg/l Fe^{2+}. Ist nach KLAPPER (1963) noch bei Chloridwerten von 6640 mg/l nachzuweisen. KLIMOWICZ (1972) fand bis zu 383 Individuen/ml in sehr schwach belastetem Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.144 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.039 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 3.908 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 90.4 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 3.6 mg/l, Temperatur des Belebtschlammes = 4 - 9 °C, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 7.8.

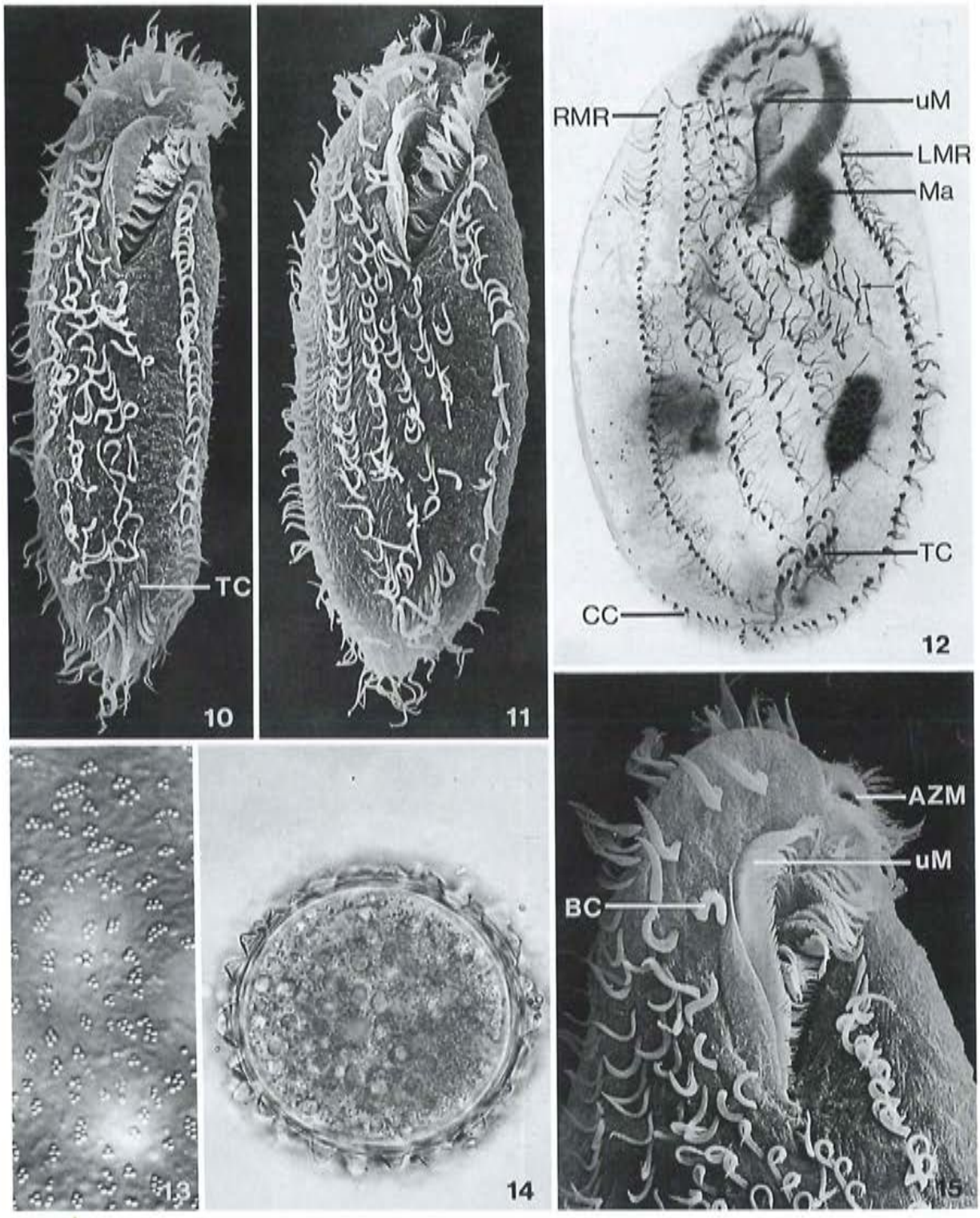
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Meidet nach LIEBMANN (1962) verjauchtes Wasser. Da die Art offensichtlich in einem recht breiten BSB_5-Bereich vorkommt und auch wir sie ziemlich regelmäßig in der beta- bis alphamesosaproben Amper finden (Abb. 10 - 15), erscheint uns eine Beschränkung auf den

alphamesosaproben Bereich nicht gerechtfertigt. Wir schlagen daher folgende saprobielle Einstufung vor: a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9.

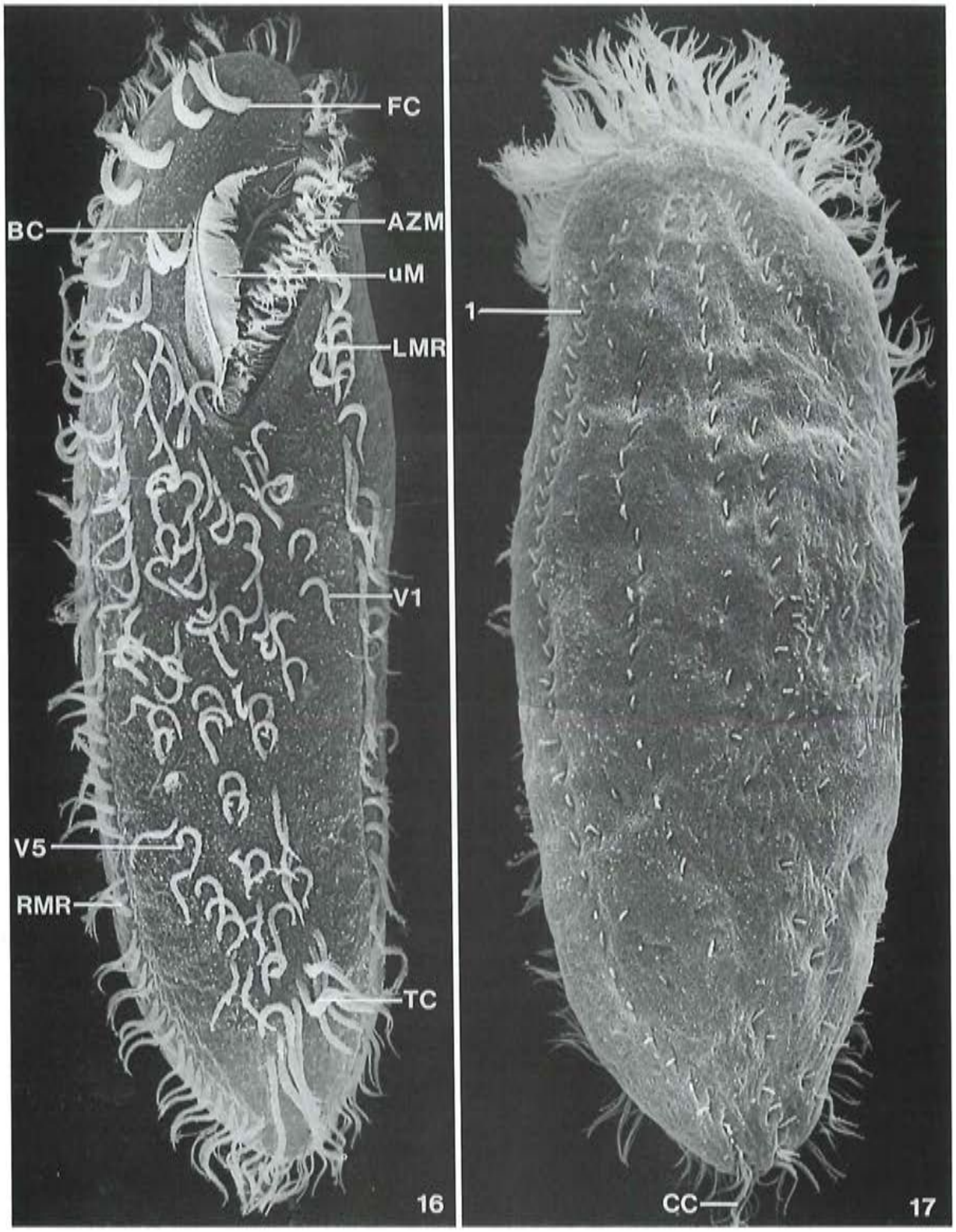


Paraurostyla weissei (1, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 2, aus KAHL 1932; 3, nach LIEBMANN 1962 aus BERGER 1992; 4, aus JERKA-DZIADOSZ 1965; 5, aus PÄTSCH 1974; 6 - 8, aus WIRNSBERGER et al. 1985b). **1 - 3, 6**: Ventralansichten in vivo, ? µm, 280 µm, 170 µm, 197 µm. **4, 5, 7**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, ? µm, 213 µm, 161 µm. Der Strich in Abb. 7 weist auf die durchgehende fünfte Ventralreihe **8**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen und Kernapparat nach Protargolimprägnation, 161 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, hFC = hintere Frontalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membranen, vFC = vordere Frontalcirren, V1 - V4 = Ventralreihe 1 - 4, 1 - 7 = dorsale Wimpernreihen 1 - 7.

Parurosoma granulifera (9, aus BERGER 1992). **9**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 190 µm.



Paraurostyla weissei (10 - 15, Originale). **10, 11**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventralseite. **12**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation. Der kleine Pfeil markiert ein Fibrillenbündel, das vom Cirrus nach vorne zieht. **13**: Subpelliculäre Granula im Interferenzkontrast. **14**: Ruhezyste mit warziger Wand. **15**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme des Oralapparates. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran.



Paraurostyla weissei (16, 17, Originale). **16, 17**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventral- und Dorsalseite. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, FC = linker Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, V1, V5 = Ventralreihe 1 und 5, 1 = dorsale Wimpernreihe 1.

Kerona pediculus (MUELLER, 1773) BLOCHMANN, 1886

1773 *Cyclidium pediculus* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 54 (ohne Abbildung).
1838 *Kerona polyporum* EHRENBERG, 1835 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 368 (Synonym).
1859 *Kerona polyporum* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 173 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1886 *Kerona pediculus* O. F. MÜLL - BLOCHMANN, Mikroskopische Thierwelt, p. 76 (kombinierender Autor).
1930 *Kerona polyporum* EHRENB. - CAVALLINI, Archo zool. ital., 14: 1 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Kerona polyporum* EHRENBERG - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 569 (Revision).
1974 *Kerona polyporum* EHRENBERG - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 54 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1982 *Kerona polyporum* EHRENBERG, 1835 - HEMBERGER & WILBERT, Arch. Protistenk., 125: 262 (Revision; maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1992 *Kerona pediculus* (MÜLLER, 1773) BLOCHMANN, 1886 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Die Nomenklatur dieser Art wird ausführlich von FOISSNER (1987a) und BERGER (1992) diskutiert. Im Großteil der Literatur wird sie fälschlich unter dem Namen *K. polyporum* geführt. *Alastor polyporum* ist keine eigene Art wie HEMBERGER & WILBERT (1982) meinen, sondern lediglich eine Kombination der EHRENBERG'schen Form mit der ungültigen Gattung *Alastor* PERTY. Die recht ähnliche Art *Peritromus hydrarum* CHARDEZ ist sehr ungenügend dargestellt und wird von BERGER (1992) als mutmaßliches Synonym von *K. pediculus* geführt.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 130 - 205 x 70 - 110 μm, meist um 180 x 95 μm.

2) Gestalt nieren- oder bohnenförmig, vorne breit, hinten schmal gerundet. Ventral eben, dorsal konvex (Abb. 1, 2, 4 - 6, 9, 10).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile mit je einem Mikronucleus (Abb. 1, 3, 5, 10).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in Körpermitte, etwas unterhalb des Mundes (Abb. 1, 2).

5) Konstant 6 leicht bis stark gebogene Frontoventralreihen (Abb. 2, 5); Reihe 1: 17 - 19, meist 18 Cirren; Reihe 2: 15 - 16, meist 16; Reihe 3: 17 - 18, meist 18; Reihe 4: 20 - 21, meist 21; Reihe 5: 25 - 29, meist 27; 6: 25 - 27, meist 25. Reihen 3 und 4 oft durch eine Lücke unterbrochen. 4 - 5, meist 5 kräftig verstärkte Transversalcirren, die das hintere Körperende nicht überragen. Vor den undulierenden Membranen meist 4, manchmal 6 Buccalcirren. Je 1 linke und rechte Marginalreihe (Abb. 1, 2, 5, 10).

6) Zahlreiche ungeordnete dorsale Wimpernreihen (Anordnung nur nach Silberimprägnation erkennbar). Wimpern in vivo etwa 5 - 6 μm lang. Konstant 3 Caudalcirren (Abb. 4).

7) Adorale Membranellenzone etwa 50 % der Körperlänge, besteht aus 60 - 64 Membranellen. Mundfeld relativ eng und flach. Undulierende Membranen leicht gebogen (Abb. 1, 2, 5, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

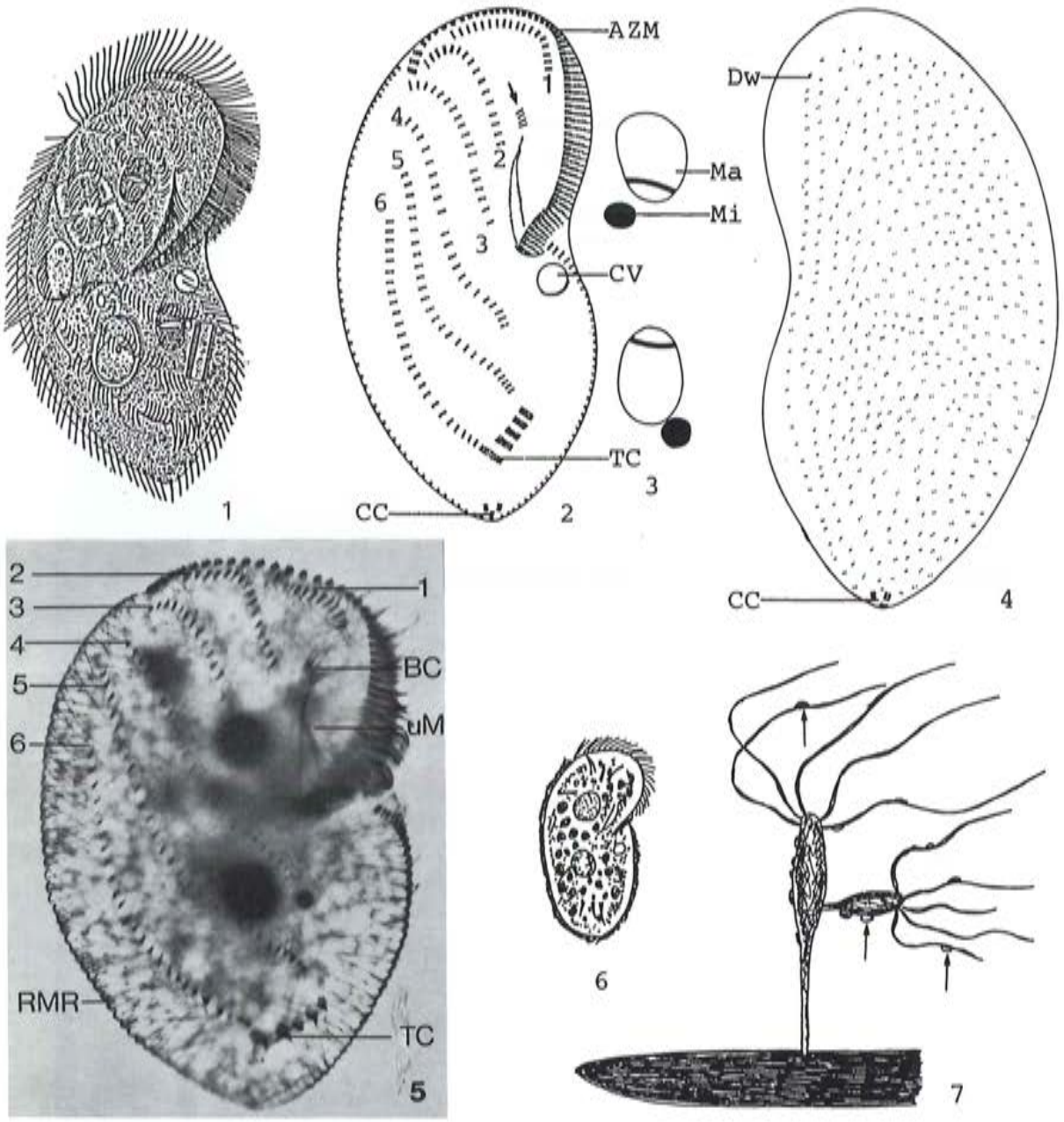
Kann wegen der charakteristischen Lebensweise auf *Hydra* spp. und Bryozoen mit keiner anderen Hypotrichen-Art verwechselt werden ("Polypenlaus", Abb. 7 - 9). → *Trichodina pediculus* EHRENBERG, ebenfalls unter dem Trivialnamen "Polypenlaus" bekannt, ist ein peritriches Infusor. Für die Identifikation sind besonders die Lebensweise und das Merkmal 5 wichtig.

Ökologie

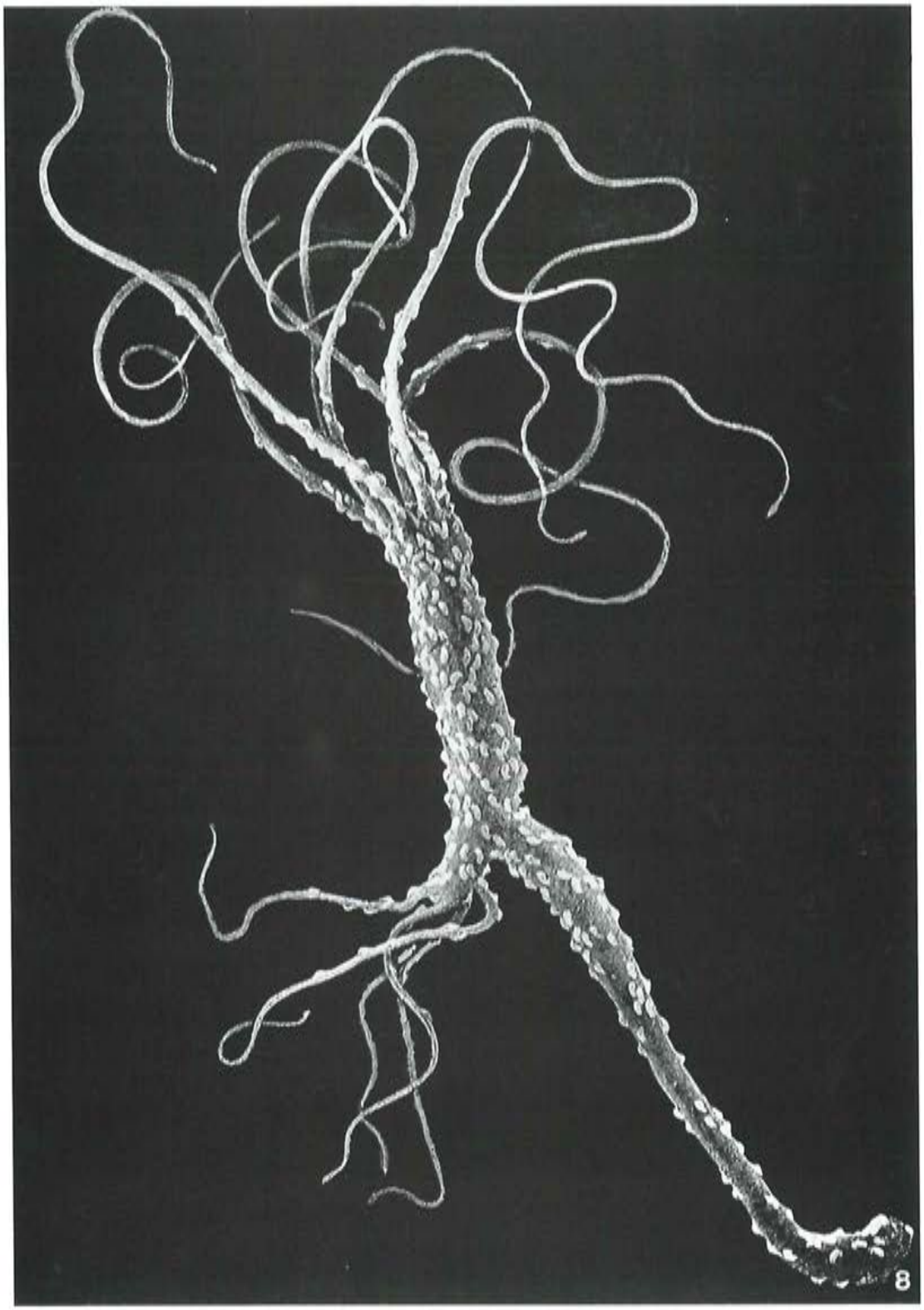
Vorkommen und Verbreitung: Epizoisch auf Süßwasserpolypen der Gattung *Hydra*, wie *H. oligactis*, *H. vulgaris*, *H. viridissima* und *H. attenuata* und auf Bryozoen (*Cristatella mucedo*, *Plumatella* sp.; SVEC 1897, WARREN & ROBSEN 1987); einzelne abgefallene Exemplare gelegentlich auch frei im Wasser schwimmend. Ob es sich bei *K. pediculus* um einen Parasiten oder um einen harmlosen Kommensalen handelt, ist noch nicht endgültig geklärt. Nach HILL (1965) werden die Hydren bei hohen Abundanzen von *Kerona* geschädigt. SCHLICK (1973) dagegen betont, daß sich stark besiedelte Hydren auch vermehren. Die oben genannten Hydren finden sich nach HEITKAMP (1986) und WEGL (1983) in verschiedensten kleinen und großen, oligo- und betamesosaproben, stehenden und fließenden Gewässern; *H. oligactis* besonders im Pflanzenbewuchs an gut beleuchteten Stellen, *H. viridissima* auch in schnellfließenden Mittelgebirgsbächen in Moospolstern und im Interstitial. Oft mit der ebenfalls auf *Hydra* spp. epizoischen Peritrichen-Art → *Trichodina pediculus* vergesellschaftet. Keine Nachweise aus marinen und terrestrischen Biotopen. Bisher in Europa, USA, China und Neuseeland (SCHEWIAKOFF 1893) nachgewiesen. Von den mitteleuropäischen Hydren ist nach HEITKAMP (1986) nur *H. viridissima* kosmopolitisch verbreitet.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Algen (z. B. *Trachelomonas* sp., *Phacus* sp., *Euastrum* sp., Diatomeen, Desmidiaceen; WANG & NIE 1933), nach KAHL (1932) und SCHNEIDER (1985) auch Epidermiszellen, abgeschossene Nesselkapseln und Nahrungsreste von *Hydra* sp. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 230 mg. Meist etwa 8 - 18 Individuen je Polyp, nach CAVALLINI (1930; Abb. 8) und COLEMAN (1965) aber auch 100 - 200 Individuen je Hydra, wobei jedoch die Wachstumsraten geringer sind als bei niedrigeren Abundanzen und die Tendenz besteht auf andere Hydren abzuwandern.

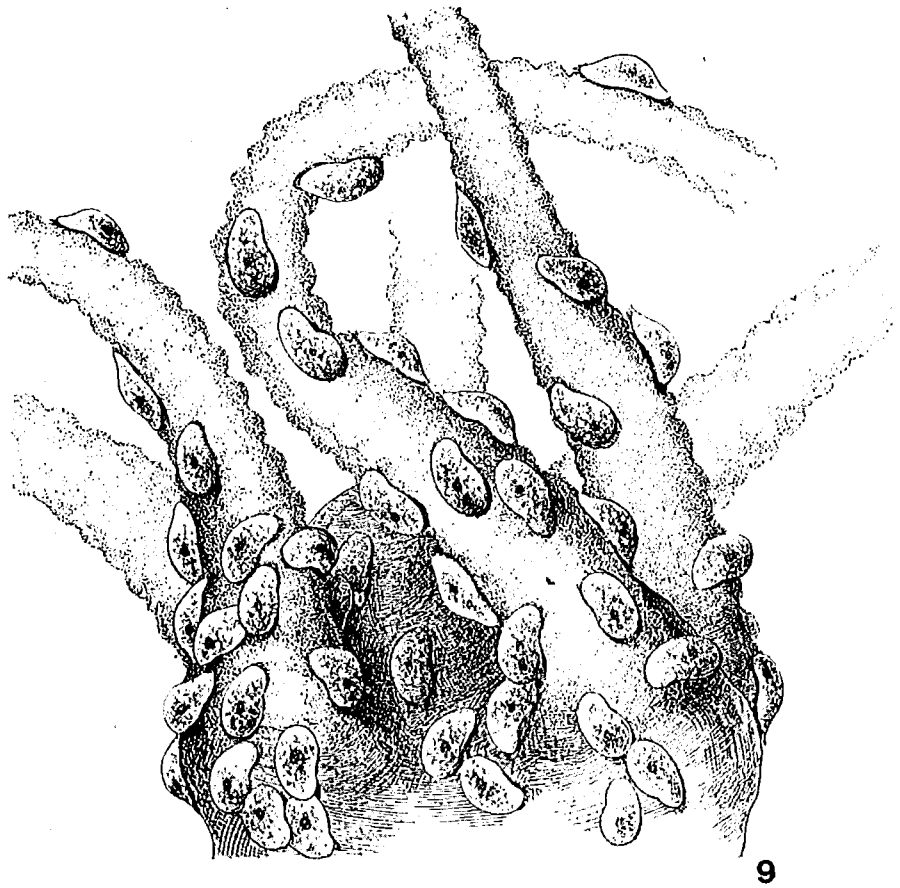
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Die meisten Hydren und Bryozoen, auf deren Vorkommen *K. pediculus* angewiesen ist, sind nach WEGL (1983) als betamesosaprob mit Saprobienindizes von 1.5 - 1.8 und saprobiellen Valenzen von o = 6 und b = 4 bis o = 3, b = 6 und a = 1 eingestuft. Wir schlagen daher vor, die saprobiologische Klassifikation von *K. pediculus* leicht zu modifizieren: b - o; o = 4, b = 5, a = 1, I = 2, SI = 1.7.



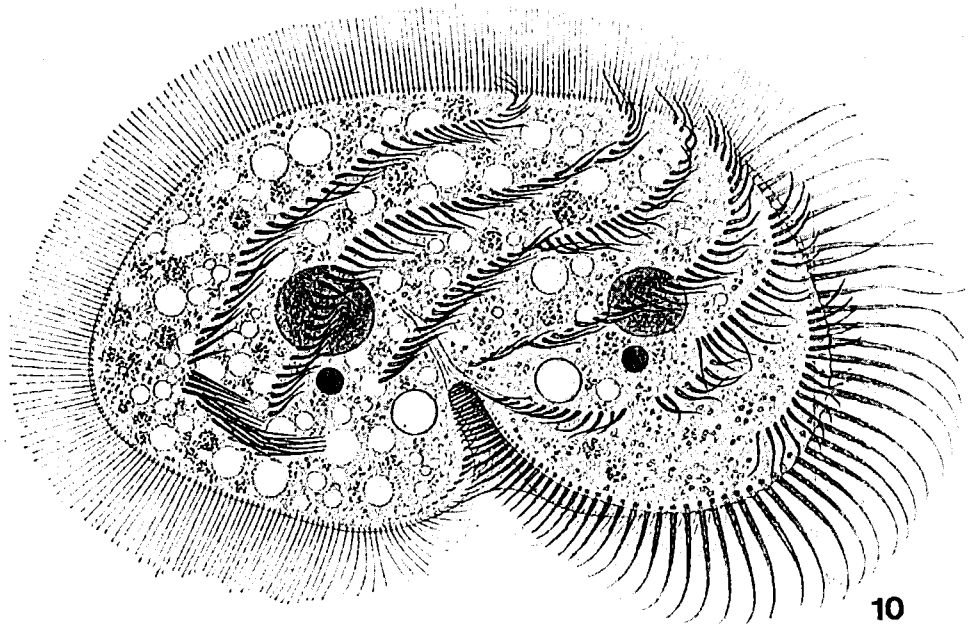
Kerona pediculus (1, aus STEIN 1859b; 2 - 4, aus HEMBERGER & WILBERT 1982, leicht modifiziert; 5, aus FLEURY et al. 1985; 6, 7, nach EHRENBERG 1838). **1, 6:** Ventralansichten in vivo, ? µm, ? µm. **2, 5:** Anordnung der Cirren auf der Ventralseite nach Protargolimprägnation, 190 µm, 138 µm. Der Pfeil in Abb. 2 markiert die Buccalcirren. **3:** Kernapparat. **4:** Anordnung der zahlreichen dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, ? µm. **7:** Mehrere Individuen (Pfeile) auf einer *Hydra* sp. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirren, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Ansatzstellen der Dorsalwimpern, Ma = Makronucleus-Teil mit Replikationsband, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membranen, 1 - 6 = Frontoventralreihen 1 - 6.



Kerona pediculus (8, aus CAVALLINI 1930). 8: *Hydra* sp. mit zahlreichen Individuen von *K. pediculus*.



9



10

Kerona pediculus (9, 10, aus CAVALLINI 1930). 9: *Hydra* sp. mit zahlreichen Individuen von *K. pediculus*. 10: Anordnung der Cirren auf der Ventralseite in vivo, etwa 130 μm.

Gastrostyla mystacea (STEIN, 1859) STERKI, 1878

1859 *Oxytricha mystacea* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 188.
1878 *Oxytricha mystacea* STEIN - STERKI, Z. wiss. Zool., 31: 57 (erwähnt Zugehörigkeit zur Gattung *Gastrostyla*).
1932 *Holosticha mystacea* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 585 (erster revidierender Autor).
1985 *Gastrostyla minima* HEMBERGER, Arch. Protistenk., 130: 406 (Synonym; durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Gewässern und Böden Perus).
1988 *Holosticha mystacea* (STEIN, 1859) - FOISSNER, Hydrobiologia, 166: 16 (saprobiologische Revision).
1992 *Gastrostyla mystacea* (STEIN, 1859) STERKI, 1878 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

STERKI (1878) erkannte als erster, daß diese Art der Gattung *Gastrostyla* ENGELMANN angehört. Obwohl er sie nicht formell neu kombinierte, ist er nach BERGER (1992) als gültiger kombinierender Autor anzuerkennen. Für die Zugehörigkeit zu *Gastrostyla* sprechen die Ventralreihe, der meist deutlich verstärkte, aus dieser Reihe links herausgerückte postorale Ventralcirrus, die 5 verstärkten Transversalcirren und die Körperform. *Gastrostyla minima* stimmt nach der ventralen Cirrenanordnung, besonders auch bezüglich der deutlich nach vorne verlagerten Transversalcirren, der Körperform und dem Habitat gut mit der STEIN'schen Art überein (BERGER 1992). Die Population von VUXANOVICI (1963) gilt nach BERGER (1992) als unbestimmbar. Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 120 - 173 x 43 - 70 μm.

2) Gestalt länglich ovoid, rechter Rand konvex, links in der Mitte manchmal leicht nach innen gezogen, vorderes Körperdrittel auffallend stark verschmälert (Abb. 1, 2).

3) Zwei Makronucleus-Teile, meist 2 Mikronuclei (Abb. 1, 2, 4).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in der Körpermitte (Abb. 2).

5) Drei verstärkte Frontalcirren, 1 Buccalcirrus. Insgesamt etwa 22 - 26 Frontal- und Ventralcirren. Ventralreihe im Bereich des Mundes unterbrochen. Unmittelbar hinter dem Mund ein meist kräftiger, aus der Ventralreihe links herausgerückter Cirrus (Abb. 3, Pfeil). 5 verstärkte Transversalcirren, die das hintere Körperende nicht überragen (Abb. 1 - 3).

6) Fünf dorsale Wimpernreihen (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut erkennbar). Reihen 1 - 3 körperlang, Reihen 4 und 5 hinten stark verkürzt. Dorsalwimpern 5 - 6 μm lang. 3 von der linken Marginalreihe nur undeutlich abgesetzte und gegenüber den Marginalcirren kaum verlängerte Caudalcirren, die relativ weit rechts stehen (Abb. 3).

7) Adorale Membranellenzone etwa 40 % der Körperlänge, besteht aus etwa 32 - 35 Membranellen. Undulierende Membranen deutlich gebogen und überkreuzend (Silberimprägnation; Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

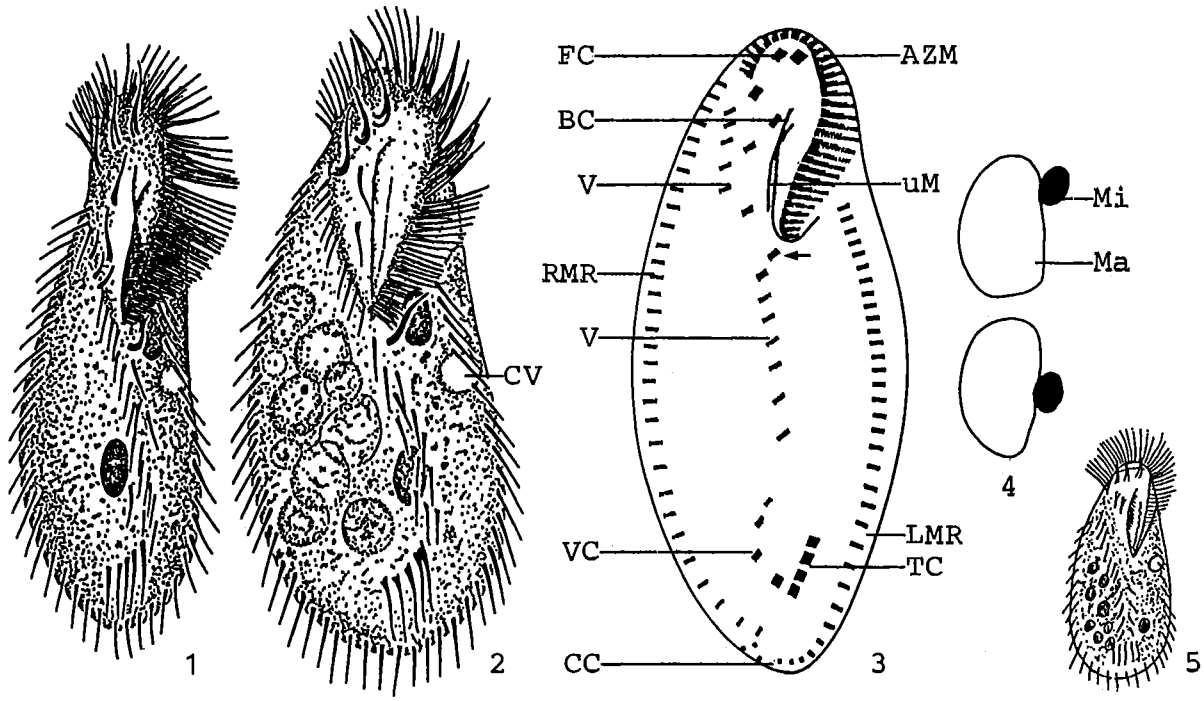
Unterscheidet sich von den anderen *Gastrostyla*-Arten mit 2 Makronucleus-Teilen in der Anordnung der Transversalcirren (*G. setifera*: 2 deutlich getrennten Gruppen) und in der Anzahl der Caudalcirren (*G. dorsicirrata*: 7 - 12, meist 10). Kann in vivo wegen der Ventralreihe mit *Holosticha*-Arten (Ventralreihe besteht aus zickzackförmig angeordneten Cirren; → *H. monilata*) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 und 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Selten, aber wo es vorkommt offensichtlich recht zahlreich. Originalfundort ist eine Jauchegrube nahe Dresden. STEIN (1859b) fand die Art in zahlreichen Exemplaren auch noch in einem saproben Tümpel. HEMBERGER (1985) konnte sie in limnischen und terrestrischen Biotopen Südamerikas nachweisen. Er gibt jedoch keine autökologische Daten. Unsichere Nachweise aus Asien und Australien (BHATIA 1936, DADAY 1898).

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Euglenophyceen und peritriche Ciliaten. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 120 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): p; a = 3, p = 7, I = 4, SI = 3.7. Wurde früher als Alphamesosaprobier klassifiziert (KOLKWITZ 1950). Sämtliche Einstufungen beruhen aber offensichtlich auf den Fundortangaben von STEIN (1859b). Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Gastrostyla mystacea (1, 2, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 3, 4, aus HEMBERGER 1985; 5, nach STEIN 1859b aus KAHL 1932). 1, 2, 5: Ventralansichten in vivo, ? µm, ? µm, 150 µm. 3: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 125 µm. Der Pfeil weist auf den deutlich aus der Ventralreihe herausgerückten postoralen Ventralcirrus (vgl. Abb. 1, 2). 4: Kernapparat nach Protargolimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = mittlerer Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membranen, V = Ventralreihe, beim Mund unterbrochen, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Gastrostyla steinii ENGELMANN, 1862

1862 *Gastrostyla steinii* ENGELMANN, Z. wiss. Zool., 11: 383.
1901 *Gastrostyla steinii* ENGLM. - ROUX, Mém. Inst. natn. génev., 19: 100 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Genfersee).
1932 *Gastrostyla steini* ENGELMANN, 1861 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 595 (erster revidierender Autor).
1972 *Gastrostyla steini* ENGELMANN - BICK, Ciliated protozoa, p. 184 (Bestimmungsbuch für Ciliaten des Saprobiensystems).
1982 *Gastrostyla steinii* ENGELMANN, 1862 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 71 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach einer terricolen Population).
1992 *Gastrostyla steinii* ENGELMANN, 1862 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Häufig fälschlich "*steini*" geschrieben. KAHL (1932) hat die Art irrtümlich mit der Jahreszahl 1861 zitiert. Die Arten *G. vorax* NUSSBAUM, *G. philippinensis* SHIBUYA, *G. parasteinii* SMALL & LYNN und *Histrio lemani* DRAGESCO sind nach BERGER (1992) jüngere subjektive Synonyme von *G. steinii*, die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 140 - 320 x 47 -100 μm, meist 140 - 200 x 50 - 80 μm.

2) Gestalt orthogonal bis mäßig breit ellipsoid, hinten meist etwas breiter als vorne. Körperenden breit gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper wenig flexibel, nicht kontraktil (Abb. 1 - 6).

3) Meist 4, selten 6 in vivo etwa 15 x 10 μm große Makronucleus-Teile, die in der Mediane oder leicht links davon liegen. 1 - 7, meist 3 - 6 Mikronuclei (Abb. 1 - 4, 8).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte mit 2 langen Zuführungskanälen (Abb. 1, 2, 6).

5) Drei verstärkte Frontalcirren, 1 kräftiger Buccalcirrus, 5 oder 6 weitere Cirren auf dem Frontalfeld und 9 - 11 Ventralcirren, die zusammen eine unregelmäßige, im Bereich des Mundes unterbrochene Ventralreihe bilden. Meist 4, manchmal 5 kräftig verstärkte Transversalcirren (Abb. 1 - 4, 7).

6) Sechs dorsale Wimpernreihen (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut erkennbar). Reihen 1 - 4 vorne leicht bis deutlich, Reihen 5 und 6 hinten stark verkürzt. Dorsalwimpern etwa 3 μm lang. 3 von der linken Marginalreihe nur undeutlich abgesetzte und gegenüber den Marginalcirren kaum verlängerte Caudalcirren (Abb. 7, 8).

7) Adorale Membranellenzone etwa 40 % der Körperlänge, besteht aus etwa 31 - 40 Membranellen. Undulierende Membranen deutlich gebogen, in der Mitte überkreuzend (nur nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 4, 7).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die anderen *Gastrostyla*-Arten haben 8 (*G. muscorum* KAHL) oder nur 2 [*G. setifera* (ENGELMANN), *G. dorsicirrata* FOISSNER, → *G. mystacea*] Makronucleus-Teile. Kann in vivo wegen der

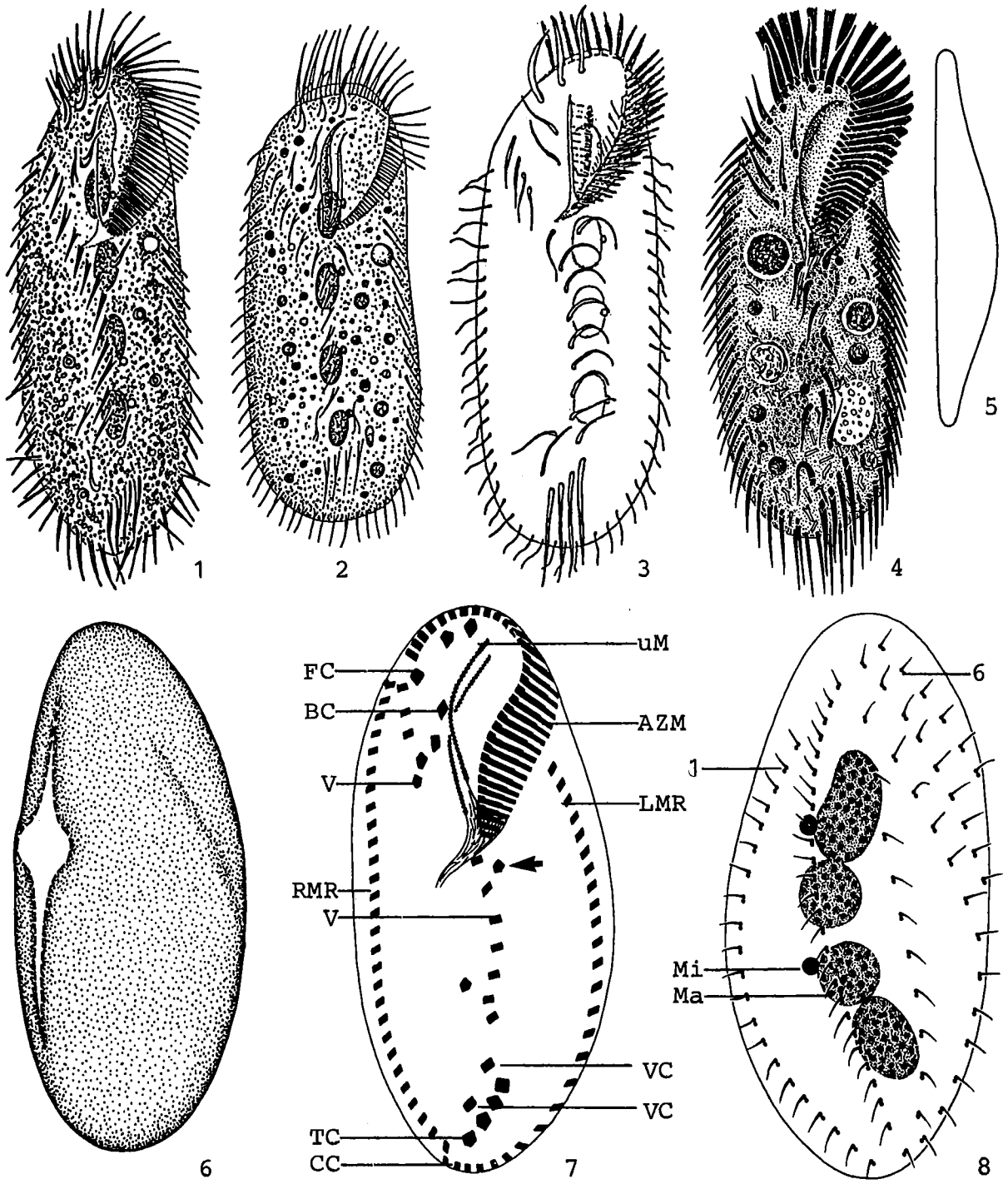
Ventralreihe mit *Holosticha*-Arten (Ventralreihe besteht aus zickzackförmig angeordneten Cirren; → z. B. *Holosticha monilata*) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3 und 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in terrestrischen (Boden, Moose) und limnischen (Gräben, beta- bis alphamesosaprobe Fließgewässer, Seen) Biotopen, jedoch selten häufig. Nachweise aus Abwasserbehandlungsanlagen liegen nicht vor. Fehlt auch im Brack- und Meerwasser (BICK 1967, 1968b). Bisher in Europa, Japan, USA, Afrika und Neuseeland (SCHEWIAKOFF 1893) nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Escherichia coli*, *Enterobacter aerogenes*, *Acinetobacter calcoaceticus*), Diatomeen, Grünalgen (*Chlorogonium elongatum*, *Gonium pectorale*), Trockenhefe, Flagellaten (*Chilomonas paramecium*), Ciliaten (Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes) und insbesondere in Kulturen auch aktive und enzystierte Artgenossen (WENZEL 1974, WENZEL & KORFF 1981). Generationszeit bei 16 °C und Fütterung mit *Chlorogonium elongatum* etwa 19 h, bei 21 °C 14 h, bei 26 °C 11 h (WEYER 1930), nach TORRES et al. (1980) bei 20 ± 1 °C und Fütterung mit *Chlorogonium* sp. etwa 10 h. Nur sehr geringe Teilungsrate bei 6 - 8 °C. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 122 mg (FOISSNER 1987b). BICK (1972a) gibt für *G. steinii* folgende Grenzwerte des Vorkommens an: 5 - 25 °C, pH 6.5 - 9.5, 0 - 9 mg/l O_2, 0 - 72 mg/l freies CO_2, 0.1 - 43 mg/l NH_4^+-N, 60000 - 8 x 10^6 Bakterien/ml (Plattenmethode). Tritt nach MÜNCH (1970) auch noch bei Temperaturen von 35 °C auf. Die untere pH-Toleranzgrenze liegt nach BICK & DREWS (1973) bei 5.0. Autökologische Datensammlung für den Boden bei FOISSNER et al. (1985).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Diese Einstufung stimmt gut mit den Fundortangaben überein.



Gastrostyla steinii (1, nach ENGELMANN 1862 aus BERGER 1992; 2, aus ROUX 1901; 3, aus HORVATH 1933; 4 - 8, aus FOISSNER 1982). 1 - 4: Ventralansichten in vivo, 240 µm, 246 µm, ? µm, 170 µm. 5: Lateralansicht in vivo. 6: Dorsalansicht in vivo. Links im Bild die kontraktile Vakuole. 7: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 91 µm. Der Pfeil weist auf einen Cirrus, der stets links aus der Ventralreihe herausgerückt ist. 8: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 91 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren (die letzten 3 - 5 Cirren der linken Marginalreihe), FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membranen, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, V = Ventralreihe, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Pleurotricha grandis STEIN, 1859

1859 *Pleurotricha grandis* STEIN, Lotos, 9: 4 (ohne Abbildung).
1859 *Pleurotricha grandis* STEIN - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 169 (ausführliche Beschreibung nach Lebendbeobachtung).
1905 *Pleurotricha* sp. - CONN, Bull. Conn. St. geol. nat. Hist. Surv., 2: 59 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Connecticut, USA).
1932 *Pleurotricha grandis* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 593 (erster revidierender Autor).
1935 *Pleurotricha grandis* STEIN 1859 - WANG & NIE, Sinensia, 6: 495 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem See in Nanking, China).
1992 *Pleurotricha grandis* STEIN, 1859 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Das von CONN (1905) abgebildete Exemplar ist nur 94 μm lang, was nicht einmal der Hälfte der kleinsten von STEIN (1859b) angegebenen Größe entspricht. Da jedoch die übrigen Merkmale (Körperform, Anordnung der Cirren) gut übereinstimmen, erachtet BERGER (1992) die beiden Populationen als konspezifisch. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 208 - 416 μm, etwa 2.2mal so lang wie breit.
2) Gestalt breit elliptisch, vorne breit, hinten meist schmal gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Starr (Abb. 1 - 3).
3) Zwei Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 3).
4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa auf der Höhe des Mundes (Abb. 1 - 3).
5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5, in 2 deutlich getrennten Gruppen angeordneten Transversalcirren. Nur die beiden rechten Transversalcirren überragen den hinteren Körperrand deutlich. 3 - 4 linke und rechte Marginalreihen. Marginalcirren deutlich schwächer als die übrigen Cirren (Abb. 1 - 3).
6) Dorsalwimpern etwa 2 - 4 μm lang. Caudalcirren fehlen.
7) Adorale Membranellenzon etwa 42 % der Körperlänge. Mundfeld groß, vorne bogenförmig begrenzt (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

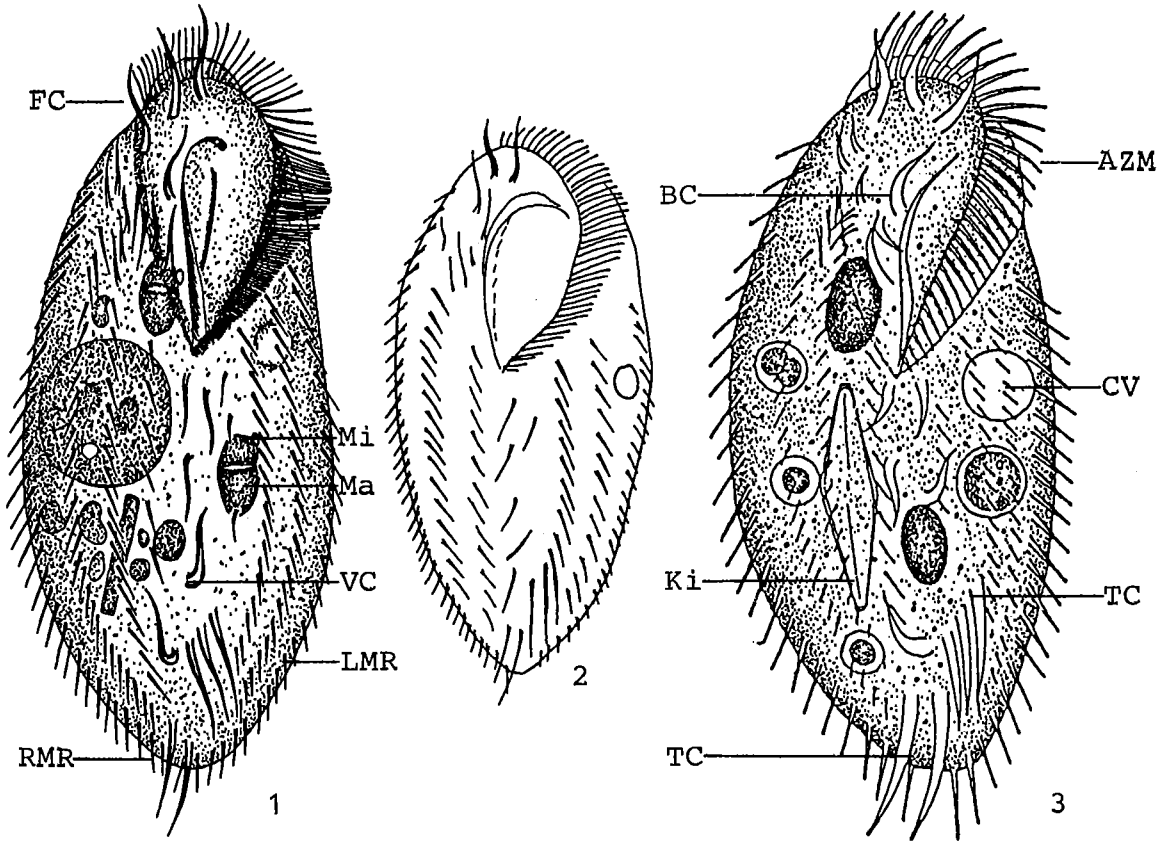
Die häufiger vorkommende Art, *P. lanceolata* (EHRENBERG), ist meist etwas kleiner und hat nur 1 linke Marginalreihe. *Pleurotricha grandis* kann bei oberflächlicher Beobachtung hinsichtlich Körpergröße, Körperform und Anordnung der Cirren mit *Laurentiella*-Arten (Caudalcirren vorhanden, mehr Transversalcirren und Makronucleus-Teile, Ventralreihen vorhanden, sehr großes Mundfeld), *Coniculostomum monilata* (DRAGESCO & NJINE; Caudalcirren vorhanden, moniliformer Makronucleus, 1 linke Marginalreihe, sehr großes Mundfeld) und *Parurosoma*-Arten (flexibel, Caudalcirren vorhanden) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5, 6 (fehlende Caudalcirren), 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ziemlich sicher auf limnische Biotope beschränkt. Bevorzugt hier offensichtlich stehende oder sehr langsam fließende Gewässer mit abgestorbenen Pflanzenteilen. Insgesamt aber recht selten. Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig (FOISSNER 1987b). Bisher in Europa, USA und Asien nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt u. a. Diatomeen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 1300 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Die strikte Beschränkung auf den betamesosaproben Bereich beruht nach MAUCH (1976) nur auf der Einstufung von SLADECEK (1973). Nach den Angaben von STEIN (1859b) und WANG & NIE (1935) wird jedoch eher der beta- bis alphamesosaprobe und alphamesosaprobe Bereich bevorzugt. Die Einstufung bedarf daher der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Pleurotricha grandis (1, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 2, nach CONN 1905 aus BERGER 1992; 3, aus WANG & NIE 1935). 1 - 3: Ventralansichten in vivo, ? µm, 94 µm, 273 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, Ki = gefressene Kieselalge, LMR = äußere linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = äußere rechte Marginalreihe, TC = linker bzw. rechter Transversalcirrus, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Oxytricha chlorelligera KAHL, 1932

1932 *Oxytricha chlorelligera* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 601.
1968 *Oxytricha chlorelligera* KAHL, 1932 - CHORIK, Planktonwimpertiere, p. 133 (durch Abbildung belegter Nachweis aus kleinen Gewässern Moldaviens).
1992 *Oxytricha chlorelligera* KAHL, 1932 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Bestimmung von HORVATH (1939) wird von BERGER (1992) nicht anerkannt, da HORVATH keine symbiontischen Algen erwähnt. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 115 μm, 3 - 3.5mal so lang wie breit.
2) Gestalt schlank oval, vorne leicht nach links geneigt. Körperenden mäßig breit gerundet. Flexibel, etwas kontraktil (Abb. 1, 2).
3) Zwei Makronucleus-Teile etwa in der Körpermitte. Vermutlich nur 1 Mikronucleus (Abb. 1, 2).
4) Kontraktile Vakuole am linken Rand deutlich vor der Körpermitte (Abb. 1, 2).
5) Cytoplasma stets mit symbiontischen Algen ("Zoochlorellen"; Abb. 1, 2).
6) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Frontalcirren deutlich verstärkt, von den Transversalcirren ragen nur die beiden rechten etwas über den hinteren Körperrand (Abb. 1).
7) Dorsalwimpern in vivo 2 - 4 μm lang. 3 kaum von der linken Marginalreihe abgesetzte Caudalcirren (Silberimprägnation! Abb. 1).
8) Adorale Membranellenzone etwa 1/3körperlang (Abb. 1, 2).

Verwechslungsmöglichkeiten

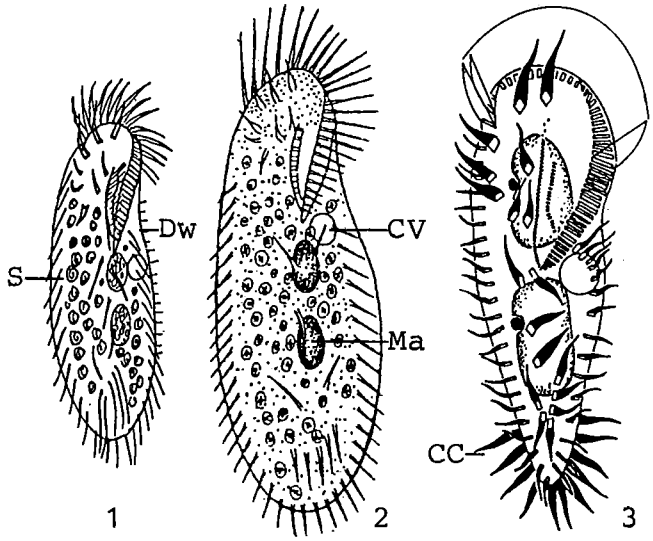
Kann wegen der symbiontischen Algen und der Anordnung der Cirren nur mit *Pseudostrombidium planctonticum* HORVATH (in vivo 120 - 160 μm lang, Hinterende mehr oder minder zugespitzt, viele Caudalcirren, planktisch; Abb. 3) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene Art, nach den bisher vorliegenden Nachweisen eher auf stehende oder sehr langsam fließende Gewässer (Ufer größerer Seen, Tümpel, lenitische Bereiche von Fließgewässern) beschränkt. Nach KAHL (1932) selten in (zwischen?) *Utricularia* sp. Von AGAMALIEV (1986) mäßig häufig in einer Süßwasserlagune des Kaspischen Meeres gefunden. Bisher in Europa, USA, Asien und Afrika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Flagellaten und Diatomeen (VÖRÖSVARY 1950). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 35 mg. BICK (1957) fand *O. chlorelligera* in einem Fallaubtümpel regelmäßig nur während des Winters, als wegen der fehlenden Beschattung genügend Licht für die Assimilation der symbiontischen Algen vorhanden war. Es herrschten folgende Verhältnisse: pH 6.4 - 7.0, 0.2 - 2.0 mg/l O_2, 0 - 0.68 mg/l NO_3^--N, 0 - 2.33 mg/l NH_4^+-N, 0 - 1.1 mg/l H_2S. PATRICK et al. (1967) fanden *O. chlorelligera* im Savannah Fluß (USA) bei folgenden Verhältnissen: 20 - 23 °C, 1 - 3 mg/l Cl^-, 7.0 - 9.0 mg/l O_2, 1 - <5 mg/l BSB_5, 3 - <10 mg/l Ca^{2+}, 0.07 - 0.2 mg/l NO_3^--N, 0.001 - 0.007 mg/l NO_2^--N, 0.017 - 0.033 mg/l PO_4^{3-}-P, 1 - >10 mg/l SO_4^{2-}. Verträgt nach AX & AX (1960) einen maximalen Salzgehalt von 0.2 %.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Die strikte Beschränkung auf den alphamesosaproben Bereich muß noch durch weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen bestätigt werden.



Oxytricha chlorelligera (1, aus KAHL 1932; 2, aus CHORIK 1968). 1, 2: Ventralansichten in vivo, 115 µm, 125 µm. CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, Ma = Makronucleus-Teil, S = symbiontische Algen.

Pseudostrombidium planctonticum (3, aus WILBERT 1986a). 3: Ventralansicht in vivo und nach Protargolimprägnation, 203 µm. CC = Caudalcirren.

Oxytricha fallax STEIN, 1859

1859 *Oxytricha fallax* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 189.
1932 *Oxytricha fallax* STEIN, 1932 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 602 (erster revidierender Autor).
1961 *Oxytricha fallax* STEIN, 1859 - REUTER, Acta zool. fenn., 99: 19 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Felsentümpeln in Finnland).
1962 *Oxytricha fallax* STEIN - LIEBMANN, Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie I, p. 359 (saprobiologische Charakteristik).
1969 *Oxytricha fallax* STEIN, 1859 - CURDS, Wat. Pollut. Res., 12: 67 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Belebtschlamm).
1972 *Oxytricha fallax* STEIN - BICK, Ciliated protozoa, p. 180 (Bestimmungsbuch für Ciliaten des Saprobiensystems).
1992 *Oxytricha fallax* STEIN, 1859 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

BORROR (1972a) synonymisiert zahlreiche Arten (u. a. → *O. hymenostoma*) mit *O. fallax*. Dem stimmt BERGER (1992) nicht zu. Mit *O. fallax* darf nämlich nur eine etwa 150 µm große, im Umriß eiförmige *Oxytricha* identifiziert werden. Mehrere als *O. fallax* wiederbeschriebene Populationen werden von BERGER (1992) zu *O. hymenostoma* gestellt, andere gelten als unbestimmbar. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo 130 - 180 µm lang, etwa 2.5mal so lang wie breit.
2) Gestalt nach hinten mehr oder minder kräftig ovoid erweitert, hinteres Körperende breit gerundet. Sehr dehnbar und kontraktil (Abb. 1 - 7).
3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile, meist 2 Mikronuclei (Abb. 1 - 7).
4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 1 - 7).
5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Frontal- und Transversalcirren deutlich verstärkt. Die Transversalcirren überragen das hintere Körperende leicht (links) bis deutlich (rechts; Abb. 1 - 7).
6) Dorsalwimpern etwa 3 µm lang. Anzahl und Anordnung der dorsalen Wimpernreihen unbekannt. Caudalcirren unauffällig.
7) Adorale Membranellenzone 40 - 45 % der Körperlänge (Abb. 1 - 7).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wurde vermutlich oft mit → *O. hymenostoma* (70 - 110 µm lang, Gestalt parallelseitig) verwechselt. Ähnelt hinsichtlich Körperform und Körpergröße der terrestrischen Art *O. bimembranata* SHIBUYA. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ziemlich sicher auf limnische Biotope beschränkt. Bevorzugt eutrophe stehende Gewässer und deutlich mit organischen Stoffen belastete Fließgewässer. Findet sich hier oft in aus fadenförmigen Bakterien bestehenden Belägen. MADONI & GHETTI (1977) fanden in beta- bis alphamesosaproben Bereichen im Flußsystem des Parma (Italien) bis zu 48 Individuen/cm^2. Nach DINGFELDER (1962) auch in Wegpfützen (bis zu 30 Individuen/ml). Manchmal in Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern (LIEBMANN 1962, CURDS 1975a). LACKEY (1938a) fand in Tropfkörpern bis zu 500 Individuen/ml; diese Nachweise sind jedoch ebenso wie jene aus Imhoff-Tanks und dem Meer nicht durch Abbildungen belegt. Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig. Bisher in Europa, Asien, USA, Südamerika (BOVEE 1957), Afrika (SCHEWIAKOFF 1893) und der Antarktis (THOMPSON 1972) nachgewiesen, jedoch nicht alle Funde durch Abbildungen belegt. Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus subtilis*), Algen, Diatomeen, Flagellaten, Ciliaten (z. B. *Uronema parduczi*, *Dexiostoma campyla*), Detritus. Nach FOISSNER & SCHIFFMANN (1974) können große Nahrungsvakuolen mehr als 40 Individuen von *U. parduczi* enthalten. Kürzeste Generationszeit bei 20 °C etwa 7 h (WOODRUFF 1905). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 155 mg, nach REUTER (1963) etwa 91 mg. Empfindlich gegenüber sehr geringem Sauerstoffgehalt des Wassers, bei 3 - 5 mg/l O_2 und bei pH 6.8 - 7.5 am regelmäßigsten zu finden, verträgt keine größeren pH-Wert Schwankungen (LIEBMANN 1962). Autökologische Datensammlung → Tabelle. PRIMC (1983) fand

Tabelle: Milieuspektra von ***Oxytricha fallax***. Spalte 1, aus LACKEY (1938a; 14 Nachweise aus verschiedenen limnischen und marinen Biotopen der USA); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus CAIRNS & YONGUE (1973; 4 Probenahmestellen in einem Fluß in den USA, Analysenanzahl ?); 4, MADONI & GHETTI (1981b; alphamesosaprober Bereich eines Baches in Norditalien, Analysenanzahl ?); 5, aus DETCHEVA (1972, 1975, 1976, 1978, 1979, 1983c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 6, aus PATRICK et al. (1967; zwei Analysen aus einem gering belasteten Fluß in den USA).

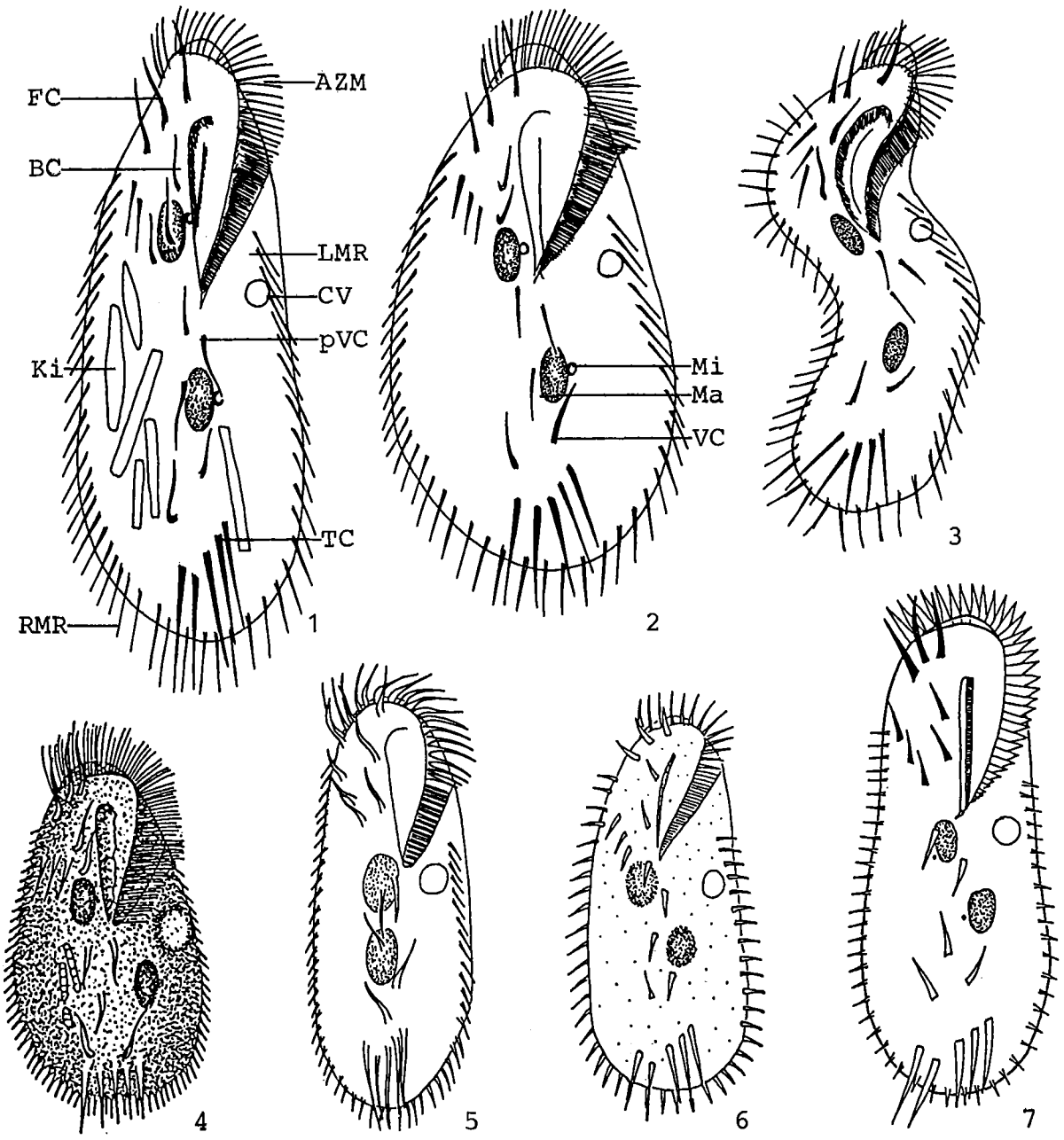
	Referenz					
Faktor	1	2	3	4	5	6
Saprobität	-	-	-	a	b - a	-
Frequenz (%)	7.3	-	-	-	1.1 - 5.8	-
pH	4.6 - 7.5	6.8 - 7.5	6.6 - 6.7	7.6 - 7.9	6.8 - 8.3	-
°C	-	5.0 - 56.0	25.0 - 27.0	1.8 - 7.0	7.0 - 24.0	-
O_2 (mg/l)	-	3.0 - 5.0	6.9 - 11.4	11.5 - 12.7	0.8 - 10.7	>6.0 - 8.0
O_2 (Sättigung %)	-	-	-	-	9 - 97	-
BSB_5 (mg/l)	-	-	3.5 - 10.3	-	2.7 - 26.7	0.5 - 1.0[1]
CSB (mg/l)	-	-	-	13 - 24	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0.23 - 0.38	0.03 - 0.10	-	0.03 - 0.19	0.005-0.04
NO_3^--N (mg/l)	-	-	0.25 - 0.40	1.60 - 3.20	0 - 11.0	-
NO_2^--N (mg/l)	-	-	-	0.02 - 0.04	0 - 0.29	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	-	0.06 - 0.07	0.17 - 0.20	-	0.01 - 0.03

[1] Kein Zeitraum angegeben, vermutlich BSB_5.

O. fallax unter experimentellen Bedingungen nur bei 10 - 15 °C, BIERLE (1970) gibt ebenfalls diesen Bereich (14 °C) für ein optimales Wachstum an, die obere Temperaturgrenze liegt jedoch bei 56 °C! (→ Tabelle). $LD_{50\ (48h)}$ von Bleiazetat und Bleinitrat sind 200 mg/l bzw. 200 - 250 mg/l; 300 mg/l bzw. 500 mg/l wirken sofort letal. 20 - 100 mg/l Bleiazetat bewirken bereits ein geringeres Größenwachstum (NASREEN & KHAN 1979, KHAN & NASREEN 1981). MORENO-BARON & LOPEZ-OCHOTERENA (1976) untersuchten die Wirkung von 3 anionischen Detergentien. 50 mg/l und 400 mg/l töteten die meisten Individuen innerhalb von 24 h bzw. 1 h. Die Identifikation des Testorganismus ist jedoch nicht durch Abbildungen belegt.

KLIMOWICZ (1972) fand bis zu 306 Individuen/ml in sehr schwach belastetem Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.144 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.039 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 3.908 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 90.4 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 3.6 mg/l, Temperatur des Belebtschlammes = 4 - 9 °C, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 7.8. KLIMOWICZ (1973) zählte bis zu 284 Individuen/ml bei einer Schlammbelastung von 0.06 kg BSB_5/kg.d.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 1, a = 8, p = 1, I = 4, SI = 3.0. Meidet nach LIEBMANN (1962) verjauchtes Wasser. Die vorliegenden chemischen Daten deuten darauf hin, daß die betamesosaprobe Valenz etwas erhöht werden sollte.



Oxytricha fallax (1 - 3, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 4, aus LIEBMANN 1962; 5, nach REUTER 1961 aus BERGER 1992; 6, aus CURDS 1969; 7, nach BICK 1972a aus BERGER 1992). 1: Ventralansicht in vivo. Normale Körperform, ? µm. 2: Ventralansicht in vivo. Kontrahiertes Individuum, ? µm. 3: Ein sich zwischen Detritus durchschlängelndes Individuum in vivo, ? µm. 4 - 7: Ventralansichten in vivo, 153 µm, ? µm, 157µm, 151 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, FC = mittlerer Frontalcirrus, Ki = gefressene Kieselalge, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Oxytricha ferruginea STEIN, 1859

1859 *Oxytricha ferruginea* STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 187.
1932 *Steinia (Oxytricha) ferruginea* STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 612 (erster revidierender Autor).
1961 *Steinia ferruginea* STEIN, 1859 - REUTER, Acta zool. fenn., 99: 19 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Brackwassertümpel in Finnland).
1968 *Oxytricha (Steinia) ferruginea* STEIN, 1859 - CHORIK, Planktonwimpertiere, p. 137 (durch Abbildung belegter Nachweis aus kleinen Gewässern Moldaviens).
1989 *Oxytricha ferruginea* STEIN, 1859 - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 162 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem eutrophen Weiher in Bonn).

Nomenklatur und Taxonomie

BERGER (1992) errichtet für *O. ferruginea* und → *O. haematoplasma* eine neue Gattung. Um nomenklatorischen Problemen vorzubeugen, wird hier auf die Nennung dieser Gattung verzichtet. Die Beschreibung von SONG & WILBERT (1989) paßt recht gut auf die Originalbeschreibung und die Darstellung von KAHL (1932), es besteht jedoch noch immer eine gewisse Unsicherheit, da STEIN (1859b) keine subpelliculären Granula beschreibt. Die Angaben über die subpelliculären Granula und die Cytoplasma-Färbung müssen daher nochmals überprüft werden.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 150 - 260 μm, etwa 4 - 4.5mal so lang wie breit.

2) Gestalt gestreckt, Körperränder weitgehend parallel, manchmal in der Mitte leicht eingezogen. Vorderes Ende oft leicht nach links geneigt, etwas schmäler gerundet als das hintere. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Flexibel und leicht kontraktil (Abb. 1- 5, 7, 10).

3) Zwei Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 4, 7, 9).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand deutlich oberhalb der Körpermitte (Abb. 1, 7, 8).

5) Dicht unter der Pellicula etwa 1 μm große, bräunliche, in breiten Längsreihen angeordnete Granula. Cytoplasma deutlich rosabräunlich oder bräunlich gefärbt (Abb. 10).

6) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Transversalcirren auffallend weit subterminal, die untersten erreichen gerade den hinteren Körperrand. Die postoralen Ventralcirren bilden eine fast gerade Reihe. Der rechte Frontalcirrus steht unmittelbar hinter dem distalen Ende der adoralen Membranellenzone. Die Marginalreihen überlappen sich hinten nicht (Abb. 1 - 4, 7, 8, 11).

7) Dorsalwimpern 3 - 4 μm lang, konstant in 5 Reihen angeordnet (Interferenzkontrast oder Silberimprägnation!). 1 - 2 ($\bar{x}$ = 1.7; n = 15) in vivo schwierig erkennbare Caudalcirren (Abb. 3, 4, 8, 9).

8) Adorale Membranellenzone knapp 1/3körperlang, weit auf den rechten Körperrand übergreifend. Mundfeld schmal, aber tief eingesenkt. Peristomlippe vorne kurz hakenförmig nach links gebogen. Undulierende Membranen leicht gekrümmt und überkreuzend (vorne nicht hakenförmig! Abb. 1 - 5, 7, 8, 11).

Verwechslungsmöglichkeiten

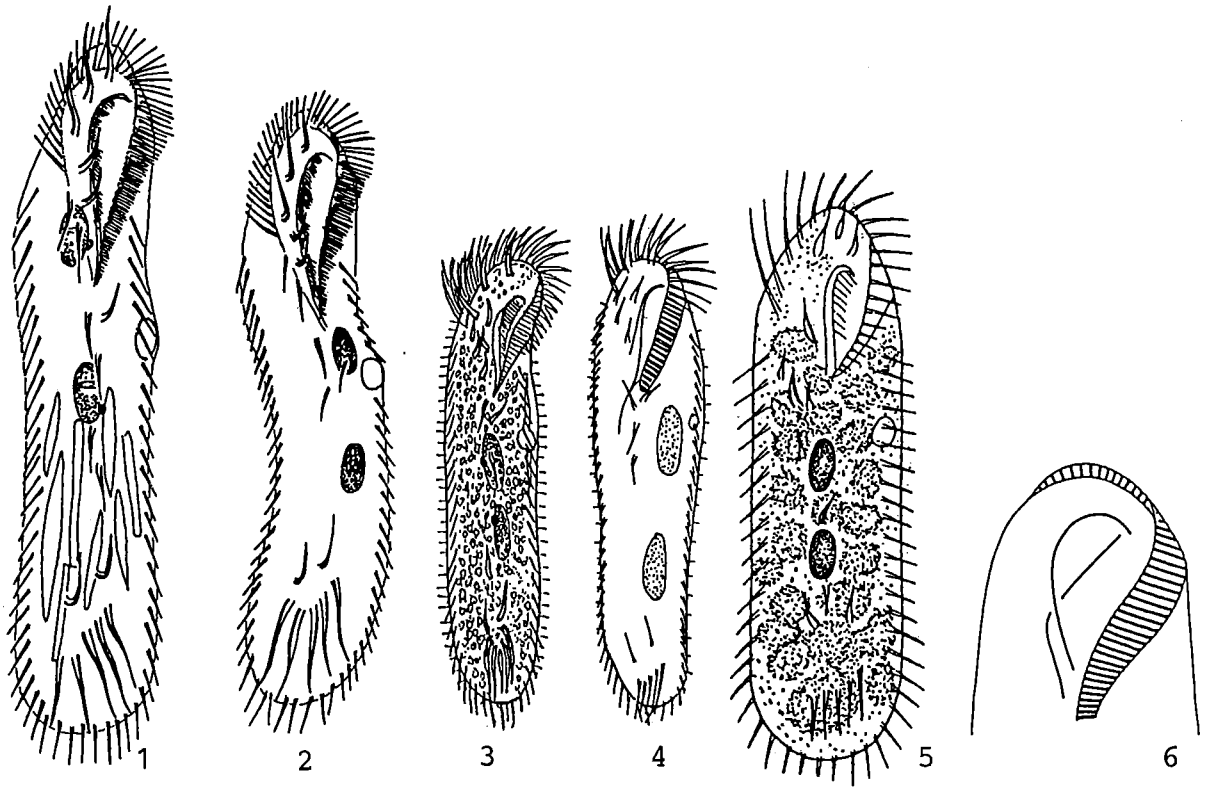
→ *Oxytricha haematoplasma* hat konstant 4 dorsale Wimpernreihen, überlappende Marginalreihen und die subpelliculären Granula sind zitronengelb oder leicht grünlich und in Längsreihen angeordnet. *Oxytricha aeruginosa* WRZESNIOWSKI, die wir wegen großer taxonomischer Unsicherheiten aus dem System der Indikatororganismen streichen, besitzt keine subpelliculären Granula; ihre Plasmafärbung wird durch rostrote Granula hervorgerufen. *Oxytricha ferruginea* kann wegen der Färbung auch mit *Cyrtohymena muscorum* (Transversalcirren überragen das hintere Körperende deutlich, Plasmafärbung durch rötliche Granula verursacht, undulierende Membranen stark gebogen → Abb. 6, auf terrestrische Biotope beschränkt) verwechselt werden. Es gibt noch weitere rötliche Arten in anderen Gattungen. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 5 - 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet, aber nie recht häufig in limnischen Biotopen. STEIN (1859b) fand sie in einem Bach in *Oscillatoria*-Watten zusammen mit → *Uroleptus piscis*. KAHL (1932) gibt reine, verkrautete Gräben und fäulnisfreien Detritus größerer Gewässer als bevorzugten Lebensraum an. Die Population von SONG & WILBERT (1989) stammt aus dem eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn (Phosphatgehalt etwa 0,07 mg/l). Mehrere Nachweise aus Brackwasserbiotopen (VERSCHAFFELT 1929, REUTER 1961, JONES 1974). Nachweise aus terrestrischen Biotopen gelten als unglaubwürdig, wurde hier vermutlich mit *Cyrtohymena muscorum* verwechselt, die in Moosen und Böden regelmäßig vorkommt (FOISSNER 1982, 1987b). Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

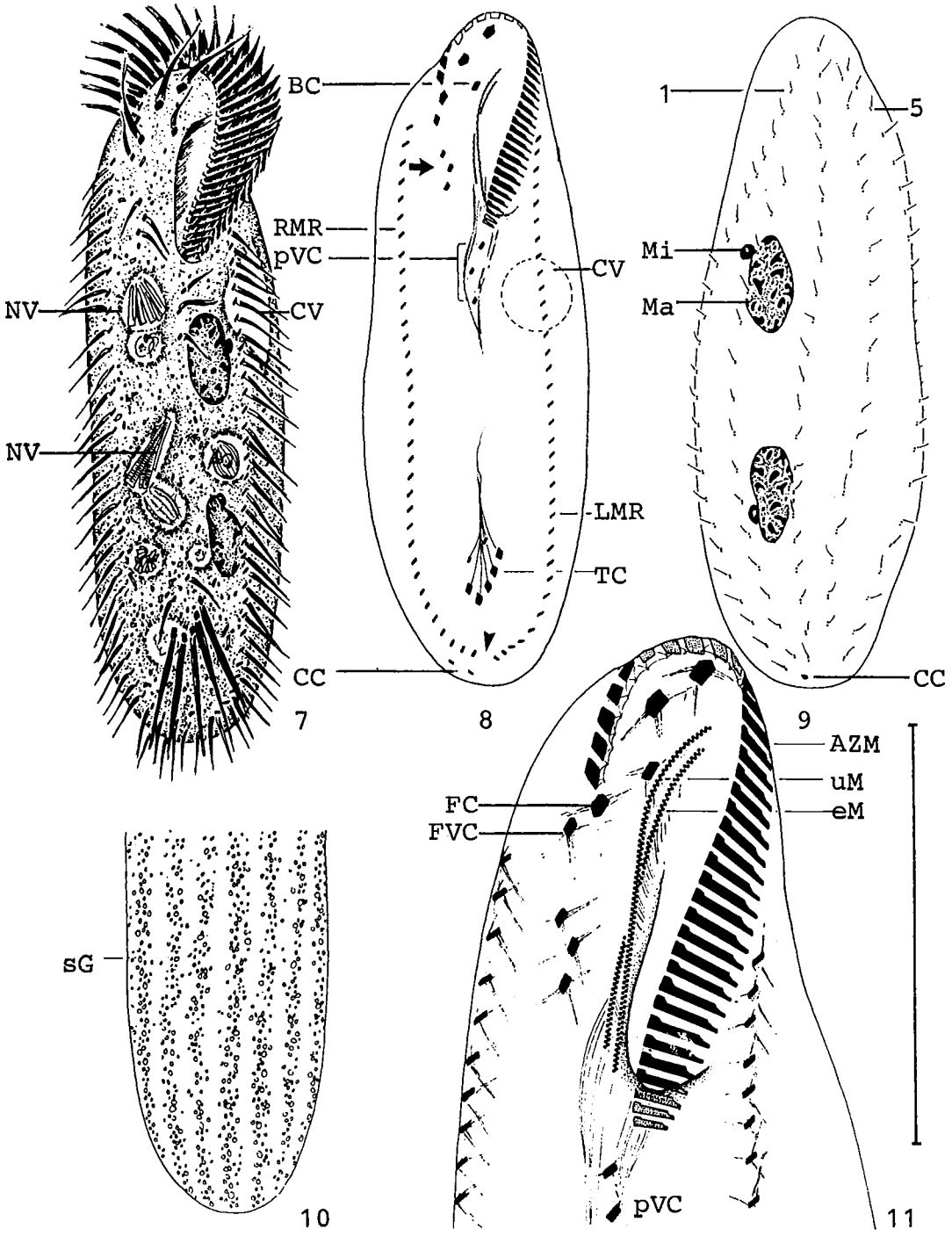
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Blaualgen, Algen, Diatomeen. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 125 mg. NOLAND (1925) fand *O. ferruginea* in verschiedenen Süßwasserbiotopen der USA bei folgenden Verhältnissen: 4.5 - 28.5 °C ($\bar{x}$ = 15.6 °C; n = 5), pH 7.5 - 9.8 (pH 8.2), 4.1 - 9.9 mg/l O_2 (6.9 mg/l), 53 - 174 % O_2-Sättigung (99 %). MADONI & GHETTI (1981b) fanden sie im Sommer vereinzelt in einem betamesosaproben Bach (SI = 2.1) in Italien unter folgenden Bedingungen: 23 - 25 °C, pH 8.1 - 8.4, 700 - 800 µS/cm spez. Leitfähigkeit (25 °C), 8.1 - 11.8 mg/l O_2, 19 - 21 mg/l CSB, 0.20 - 0.38 mg/l PO_4^{3-}-P, 0.16 - 1.33 mg/l NH_3, 0.63 - 1.58 mg/l NO_3^--N, 0.02 - 0.03 mg/l NO_2^--N, 40 - 43 mg/l Cl^-. MATIS (1975) fand die Art ebenfalls im Sommer in einem Entwässerungsgraben bei sehr niedrigen Sauerstoffkonzentrationen von 1.2 - 2.6 mg/l, 12.5 - 17 °C und pH 6.7 - 6.9.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): o; o = 7, b = 3, I = 4, SI = 1.3. Die niedrigen Sauerstoffkonzentrationen und die Nachweise aus eutrophen Gewässern deuten auf einen etwas zu hohen oligosaproben Anteil. Da nicht auszuschließen ist, daß *O. ferruginea* mit der recht ähnlichen → *O. haematoplasma* - die nach ersten Erfahrungen beta- bis alphamesosaprobe Bedingungen bevorzugt - vermengt wurde, bedarf die Einstufung der Überprüfung an glaubwürdig determinierten Populationen.



Oxytricha ferruginea (1, 2, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 3, aus KAHL 1932; 4, nach REUTER 1961 aus BERGER 1992; 5, aus CHORIK 1968). 1 - 5: Ventralansichten in vivo, 1, 2, 4 = ? μm, 3 = 250 μm, 5 = 150 μm.

6: Schematische Darstellung des Oralapparates der Gattung *Cyrtohymena* (aus FOISSNER 1989).



Oxytricha ferruginea (7 - 11, aus SONG & WILBERT 1989). 7: Ventralansicht in vivo, 204 μm. 8, 9: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 137 μm. Der Pfeil in Abb. 8 weist auf die 3 hinteren Frontoventralcirren, die Pfeilspitze auf die nicht überlappenden Marginalreihen. 10: Dorsalansicht der hinteren Körperhälfte in vivo. Die subpelliculären Granula bilden breite Bänder. 11: Vordere Körperhälfte in Ventralansicht nach Protargolimprägnation, Maßstrich = 50 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, eM = endorale Membran, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = vorderer Frontoventralcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuolen mit Kieselalgen, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalreihe, sG = subpelliculäre Granula, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, 1, 5 = dorsale Wimpernreihen 1 und 5.

Oxytricha haematoplasma BLATTERER & FOISSNER, 1990

1990 *Oxytricha haematoplasma* BLATTERER & FOISSNER, Arch. Protistenk., 138: 106.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 120 - 180 x 40 - 55 μm.

2) Gestalt oblong, vorne und hinten mäßig breit gerundet, rechter Körperrand fast gerade und vorne etwas schräg abgestutzt, linker leicht konvex. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Sehr biegsam (Abb. 1 - 3).

3) Zwei Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 4).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand deutlich oberhalb der Körpermitte (Abb. 1).

5) Dicht unter der Pellicula 0.5 - 1.4 μm große, zitronengelbe (manchmal grünliche), in Längsreihen angeordnete, kugelförmige Granula, die entlang der Cirren fehlen. Cytoplasma meist deutlich, selten nur schwach orange bis rötlich gefärbt. Die Cytoplasma-Färbung ist diffus und nicht durch lichtmikroskopisch erkennbare Granula hervorgerufen (Abb. 2).

6) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Transversalcirren auffallend weit subterminal, die untersten erreichen gerade den hinteren Körperrand. Die postoralen Ventralcirren bilden eine fast gerade Reihe. Der rechte Frontalcirrus befindet sich beim distalen Ende der adoralen Membranellenzone (Abb. 4, Pfeil). Die Marginalreihen überlappen hinten auffallend, weil die linke Reihe bis zum rechten Körperrand reicht (Abb. 1, 4).

7) Dorsalwimpern 3 - 4 μm lang, in 4 Reihen angeordnet (Interferenzkontrast oder Silberimprägnation!). Meist 1, selten kein ($\bar{x}$ = 0.8; n = 19) Caudalcirrus, der in vivo schwierig erkennbar ist (Abb. 1, 5).

8) Adorale Membranellenzone etwa 1/3körperlang, weit auf den rechten Körperrand übergreifend. Mundfeld schmal, aber tief eingesenkt. Peristomlippe vorne kurz hakenförmig nach links gebogen. Undulierende Membranen leicht gekrümmt und überkreuzend (vorne nicht hakenförmig! Abb. 1, 4).

Verwechslungsmöglichkeiten

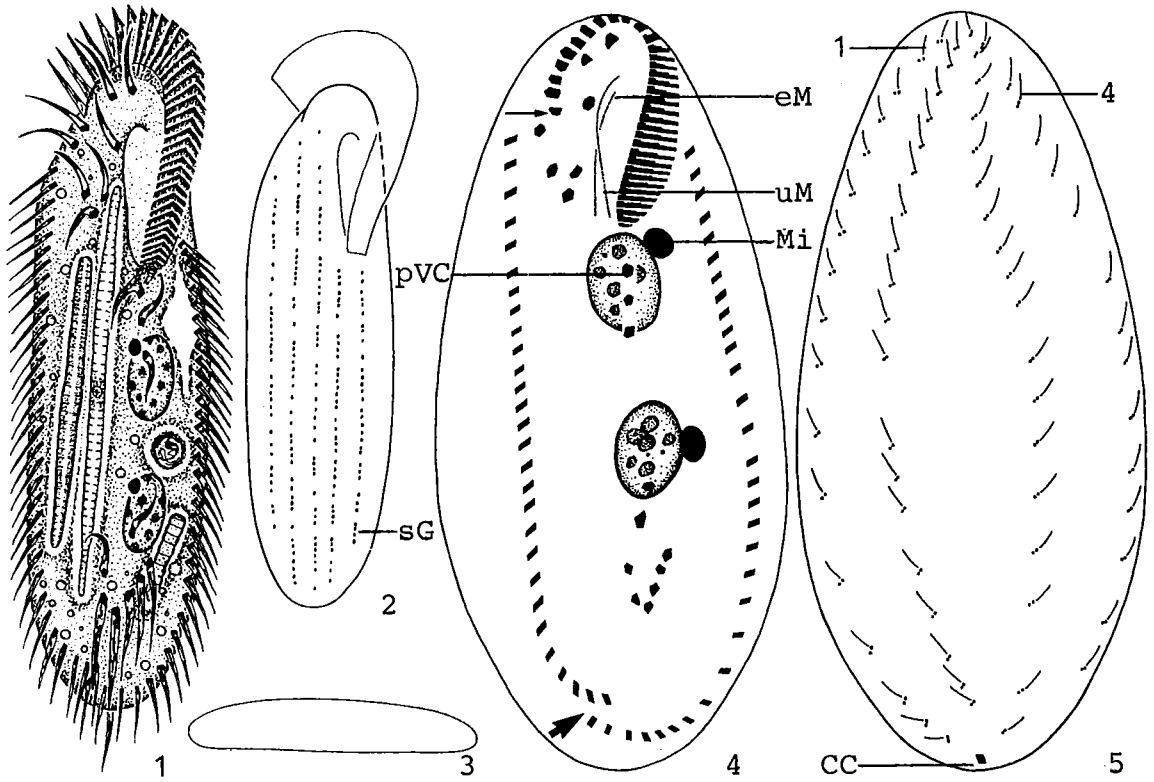
→ *Oxytricha ferruginea* hat konstant 5 dorsale Wimpernreihen, die subpelliculären Granula sind bräunlich und bilden breite Bänder. *Oxytricha aeruginosa* WRZESNIOWSKI besitzt keine subpelliculären Granula; ihre Plasmafärbung wird durch rostrote Granula hervorgerufen. Es gibt noch mehrere rötliche Arten, zum Teil in anderen Gattungen. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 5 - 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in Fließgewässern Österreichs (z. B. Ager, Traun, Salzach) und Deutschlands (z. B. Amper). Auch im Periphyton des Salzburger Uniteiches. Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Frißt *Oscillatoria* sp., Diatomeen (*Synedra ulna*), kokkale Grünalgen, *Euglena spirogyra*, *E. viridis*, Testaceen (*Trinema* sp.) und Ciliaten (*Chlamydonella* sp.). Tritt vorwiegend in den Sommermonaten auf. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 80 mg.

Saprobielle Einstufung. Erfolgte bisher nicht. Wir fanden *O. haematoplasma* in etwa 50 Proben vereinzelt bis häufig unter beta- bis alphamesosaproben Bedingungen. Wir schlagen vor: b - a; b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.4. Bedarf weiterer Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Oxytricha haematoplasma (1 - 5, aus BLATTERER & FOISSNER 1990). 1 - 3: Ventralansichten und Lateralansicht in vivo, 180 µm. 4, 5: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 105 µm. Der kleine Pfeil in Abb. 4 weist auf den rechten vorderen Frontalcirrus, der große auf die sich überlappenden Marginalreihen. CC = Caudalcirrus, eM = endorale Membran, Mi = Mikronucleus, pVC = vorderer postoraler Ventralcirrus, sG = subpelliculäre Granula, uM = undulierende Membran, 1, 4 = dorsale Wimpernreihen 1 und 4.

Oxytricha hymenostoma STOKES, 1887

1887 *Oxytricha hymenostoma* STOKES, Ann. Mag. nat. Hist., 20: 111.
1891 *Oxytricha ludibunda* STOKES, Jl R. microsc. Soc., 1891: 702 (Synonym; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel, USA).
1932 *Oxytricha hymenostoma* STOKES, 1887 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 603 (erster revidierender Autor).
1932 *Oxytricha ludibunda* STOKES, 1891 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 603.
1972 *Opistotricha macrostoma* DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun, 9: 119 (Synonym; durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus limnischen Biotopen Ugandas).
1981 *Oxytricha fallax* - HAMMERSMITH & GRIMES, J. Embryol. exp. Morph., 63: 19 (Fehlbestimmung; durch Elektronenmikroskopie belegter Nachweis aus einem See in Indiana, USA).
1986 *Oxytricha hymenostomata* STOKES, 1887 - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 461 (kurze taxonomische Monographie; inkorrekte sekundäre Schreibweise).
1992 *Oxytricha hymenostoma* STOKES, 1887 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Oft irrtümlich *"hymenostomata"* geschrieben. BERGER (1992) stimmt der von HEMBERGER (1982) vorgeschlagenen Synonymisierung der beiden von STOKES beschriebenen Arten zu, da aus den Originalbeschreibungen keine wesentlichen Unterschiede erkennbar sind. Identität mit → *O. fallax*, wie sie BORROR (1972a) vermutet, besteht nicht. *Oxytricha hymenostoma* hat nach BERGER (1992) noch weitere Synonyme (z. B. *O. elliptica* GELEI & SZABADOS, *O. lundi* DRAGESCO), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen. Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo ungefähr 70 - 110 μm lang, etwa 2.5mal so lang wie breit.

2) Gestalt elliptisch oder fast parallelseitig. Körperenden gerundet. Weich und flexibel (Abb. 1 - 5).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 3).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in Körpermitte (Abb. 1, 2).

5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Transversalcirren überragen den hinteren Körperrand nicht (links) bis deutlich (rechts; Abb. 1 - 4).

6) Sechs dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Reihe 4 vorne leicht, Reihen 5 und 6 hinten stark verkürzt. Dorsalwimpern in vivo etwa 3 μm lang. 3 gegenüber den Marginalcirren nur wenig verlängerte Caudalcirren an den Wimpernreihen 1, 2, 4 (Abb. 5).

7) Adorale Membranellenzone 40 - 45 % der Körperlänge. Undulierende Membranen gebogen und überkreuzend (Abb. 1 - 4).

Verwechslungsmöglichkeiten

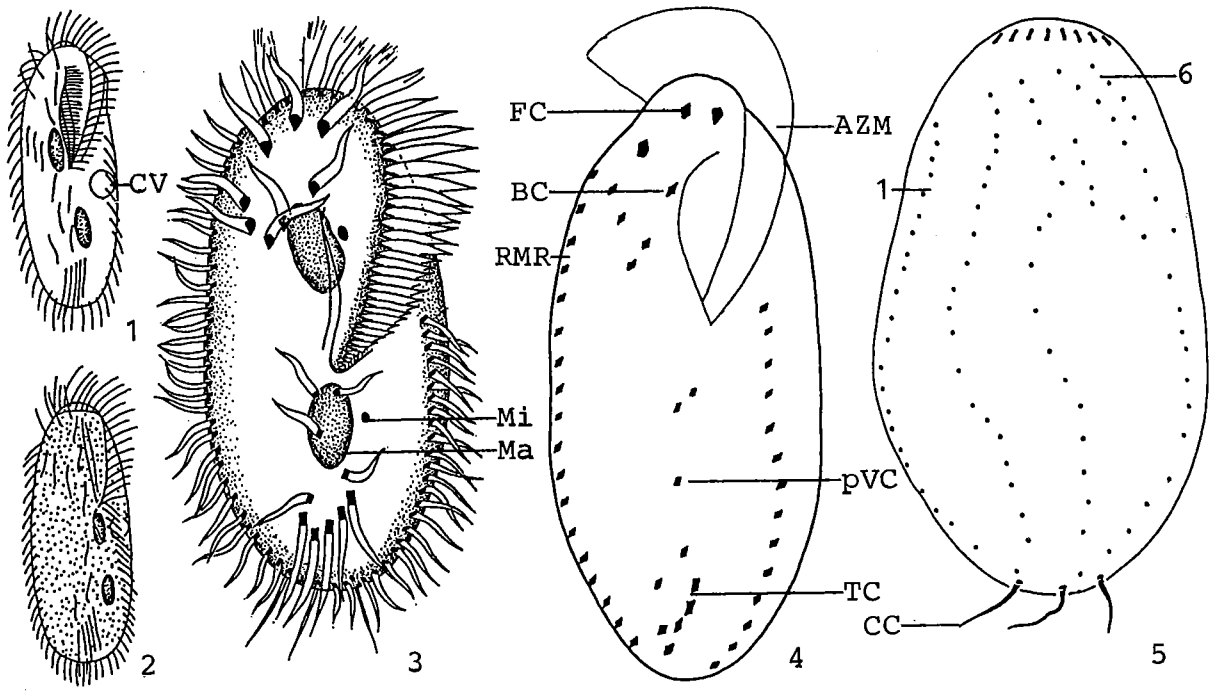
Wird oft mit → *O. fallax* (130 - 180 µm lang, Gestalt hinten ovoid erweitert) verwechselt. Ähnelt hinsichtlich Körpergröße und Kernausstattung einigen anderen limnischen *Oxytricha*-Arten, wie z. B. *O. multiseta* DRAGESCO (Gestalt lang elliptisch) und *O. variabilis* GROLIERE (Anzahl der Cirren auffallend variabel). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen Biotopen. Tritt auch in Belebtschlammanlagen, Tropfkörpern und Scheibentauchkörpern auf, besonders in der Einarbeitungsphase (CURDS 1966a, 1975a). Bisher in Europa, Asien, Japan, USA, Südamerika (SARMIENTO & GUERRA 1960), Afrika und der Antarktis (THOMPSON 1972) nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Algen (*Chlamydomonas* sp.) und Ciliaten, nach DAWSON (1919) auch Artgenossen. Generationszeit (Durchschnitt über 4 Monate; Kultur wahrscheinlich bei Raumtemperatur) etwa 10.5 h, kürzeste Generationszeit etwa 5 h (DAWSON 1919). HASHIMOTO (1961) ermittelte 6.8 h bei 25 - 27 °C und Fütterung mit *Chilomonas paramecium*. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 30 mg. PATRICK et al. (1967) fanden *O. hymenostoma* in einem Fluß in den USA bei folgenden Verhältnissen: >4.0 - 20.0 °C, 7 - <11 mg/l O_2, 0.5 - 1.0 mg/l BSB (Zeitraum nicht angegeben, wahrscheinlich BSB_5), 0.009 - 0.08 mg/l NH_3-N, <0.001 - <0.007 mg/l NO_2^--N, >0.05 - 0.2 mg/l NO_3^--N, >0.01 - 0.05 mg/l PO_4^{3-}-P. KLIMOWICZ (1973) zählte bis zu 2735 Individuen/ml im Belebtschlamm einer schwach belasteten Kläranlage bei folgenden Verhältnissen: mittlere Schlammbelastung = 0.04 kg BSB_5/kg.d, Trockensubstanz = 3.75 g/l, BSB_5-Abbau = 90 %, mittlerer Sauerstoffgehalt im Belebungsbecken = 3.4 mg/l, 5 - 16 °C, mittlerer pH des Zulaufes = 6.9.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): p; a = 2, p = 8, I = 4, SI = 3.8. Zur Absicherung dieser Einstufung sind noch weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen notwendig. Der hohe polysaprobe Anteil paßt jedoch gut auf die Beobachtung, daß *O. hymenostoma* in Abwasserreinigungsanlagen überwiegend während der Einarbeitungsphase auftritt. Nach den anderen Fundorten scheint die saprobielle Valenz etwas breiter zu sein.



Oxytricha hymenostoma (1, nach STOKES 1887a aus BERGER 1992; 2, nach STOKES 1891 aus BERGER 1992; 3, nach DRAGESCO 1972 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 4, nach HAMMERSMITH & GRIMES 1981 aus BERGER 1992; 5, aus DRAGESCO 1972). 1, 2: Ventralansichten in vivo, 100 μm, ? μm. 3: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 71 μm. 4: Anordnung der Cirren nach einer rasterelektronenmikroskopischen Aufnahme, 53 μm. 5: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 76 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = mittlerer Frontalcirrus, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = hinterster postoraler Ventralcirrus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = linker Transversalcirrus, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Oxytricha saprobia KAHL, 1932

1932 *Oxytricha saprobia* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 603.
1972 *Oxytricha saprobia* KAHL - BICK, Ciliated protozoa, p. 21 (Bestimmungsbuch für Ciliaten des Saprobiensystems).
1992 *Oxytricha saprobia* KAHL, 1932 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Sehr wenig bekannte Art. *Oxytricha saprobia* sensu VUXANOVICI (1963) gilt als unbestimmbar (BERGER 1992). Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 100 μm, ungefähr 2.6mal so lang wie breit.
2) Gestalt asymmetrisch, nach hinten deutlich verschmälert. Rechter Rand fast gerade, linker deutlich konvex. Körperenden gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Flexibel (Abb. 1, 2).
3) Zwei nur wenig voneinander getrennte Makronucleus-Teile etwa in der Mediane oder leicht links davon liegend. Dazwischen konstant nur 1 Mikronucleus (Abb. 1, 2).
4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 1, 2).
5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Frontal-, Frontoventral- und besonders die Transversalcirren kräftig verstärkt. Die Transversalcirren überragen das hintere Körperende leicht (links) bis deutlich (rechts). Marginalcirren lang und fein (Abb. 1, 2).
6) Dorsalwimpern in vivo etwa 6 μm lang. Caudalcirren unauffällig.
7) Adorale Membranellenzone etwa 37 % der Körperlänge. Distale Membranellen auffallend lang (Abb. 1, 2).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ähnelt hinsichtlich Kernausstattung und Körpergröße mehreren anderen *Oxytricha*-Arten, wie *O. crassistilata* KAHL (Dorsalwimpern 8 - 10 μm lang, 3 deutlich verlängerte Caudalcirren), *O. euglenivora* KAHL (Dorsalwimpern 10 - 15 μm lang, ausgeprägt spindelförmig), *O. ovata* KAHL (ovoid, Transversalcirren ragen nicht über das Körperende), *O. halophila* KAHL (Salzwasserform, Dorsalwimpern 2 - 4 μm lang) und *O. sphagni* KAHL (schmal elliptisch, Dorsalwimpern etwa 15 μm lang). → *Oxytricha setigera* und *O. balladyna* SONG & WILBERT (→ Abb. 12 - 14 bei *O. setigera*) sind kleiner (40 - 60 μm) und haben 10 - 15 μm lange Dorsalwimpern. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 5 wichtig.

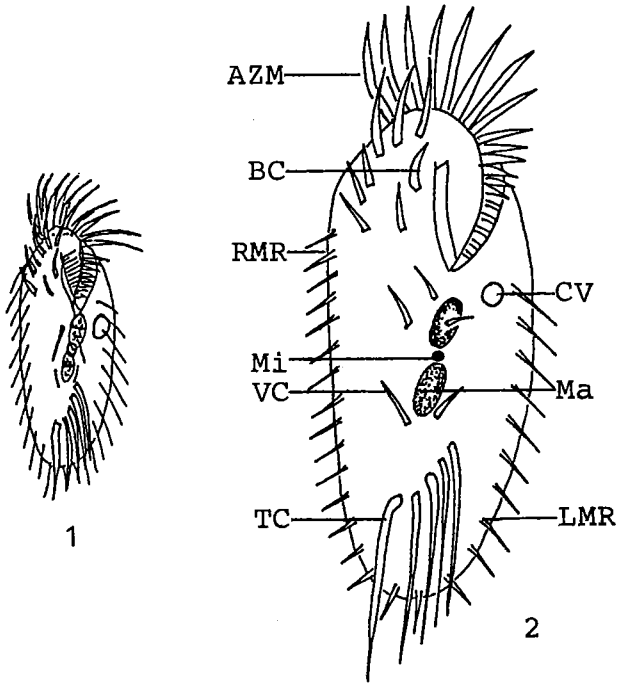
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eine ziemlich seltene Art, obwohl KAHL (1932) angibt, daß sie in limnischen Biotopen verbreitet ist. Er fand sie zeitweise häufig zwischen faulenden Grashalmen. Von BERECZKY (1977) und NOSEK & BERECZKY (1981) im Potamoplankton (15 - 25000 Ind./m^3)

der betamesosaproben Donau (Ungarn) gefunden. Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig. Bisher in Europa und den USA nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien und Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 34 mg. BERECZKY (1977) gibt folgende autökologische Daten: 10 - 12 °C, pH 7.6 - 8.0, 7.5 - 10.2 mg/l O_2, 5.1 - 7.9 mg/l BSB_5, 0.3 - 0.9 mg/l NH_4^+-N, 0.01 - 0.13 mg/l NO_2^--N. Entwickelt sich nach PRIMC (1983) bevorzugt bei niedrigen Wassertemperaturen (etwa 5 °C).

Saprobielle Einstufung nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - p; a = 6, p = 4, I = 3, SI = 3.4. Die Daten von BERECZKY (1977) weisen auf eine breitere Verteilung der Valenzen. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Oxytricha saprobia (1, aus KAHL 1932; 2, aus BICK 1972a, vermutlich eine Nachzeichnung aus KAHL 1932). 1, 2: Ventralansichten in vivo, 100 µm, 97 µm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = rechter Transversalcirrus, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Oxytricha setigera STOKES, 1891

1891 *Oxytricha setigera* STOKES, Jl R. microsc. Soc., Jahr 1891: 701.
1932 *Oxytricha setigera* STOKES, 1891 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 604 (erster revidierender Autor).
1932 *Steinia balladynula* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 614 (Synonym).
1977 *Oxytricha setigera* STOKES - BUITKAMP, Acta Protozool., 16: 272 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Böden der BRD und der Elfenbeinküste).
1982 *Oxytricha setigera* STOKES, 1891 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 83 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach einer terricolen Population).
1989 *Oxytricha setigera* STOKES, 1891 - SONG & WILBERT, Lauterbornia, 3: 164 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem Weiher in Bonn).
1992 *Oxytricha setigera* STOKES, 1891 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Wiederbeschreibungen von FOISSNER (1982) und SONG & WILBERT (1989) weichen im Kernapparat und der Anzahl der Marginalcirren von der Originalbeschreibung ab. Da die Art sehr klein ist, sind Fehlbeobachtungen durch STOKES (1891) wahrscheinlich. *Oxytricha setigera* hat nach BERGER (1992) noch mehrere Synonyme (z. B. *Oxytricha plana* GELEI & SZABADOS, *O. buitkampi* DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, *Tachysoma fusiformis* GELEI & SZABADOS), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 40 - 60 x 16 - 21 μm.

2) Gestalt meist lang ovoid, manchmal mit fast parallelen Körperrändern. Etwa 1.5 - 2 : 1 abgeflacht. Weich und flexibel (Abb. 1 - 5, 9).

3) Zwei ellipsoide, in vivo ungefähr 10 x 5 μm große Makronucleus-Teile. Konstant nur 1 in vivo etwa 3 μm großer, kugelförmiger Mikronucleus zwischen den beiden Makronucleus-Teilen (Abb. 2, 3, 8, 9, 11).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 2, 4, 5, 9).

5) Drei nur gering verstärkte Frontalcirren in einer schrägen Reihe angeordnet. 1 Buccalcirrus am hinteren Ende der undulierenden Membranen. Die 4 - 5 Frontoventral- und die 3 postoralen Ventralcirren sind auffallend weit nach hinten verlagert (Abb. 6, 7, 10). 2 Ventralcirren vor den 5 deutlich verstärkten, in vivo etwa 20 μm langen Transversalcirren, die das hintere Körperende weit überragen. Nur 6 - 8 rechte und linke Marginalcirren. Beide Marginalreihen beginnen auf der Höhe des Mundes (Abb. 3, 6, 10; Anordnung der Cirren wegen der geringen Größe nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar).

6) Konstant 4 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Reihe 4 hinten stark verkürzt, besteht manchmal nur aus 1 oder 2 Basalkörperpaaren. Dorsalwimpern in vivo 10 - 15 μm lang, meist leicht gebogen und senkrecht vom Körper abgespreizt. Meist 3, selten 4 in vivo etwa 18 μm lange Caudalcirren (Abb. 1 - 3, 8, 9, 11).

7) Adorale Membranellenzone 1/4 - 1/3körperlang, besteht aus 11 - 14 Membranellen. Undulierende Membranen deutlich gebogen und überkreuzt (Abb. 3, 7, 10).

Verwechslungsmöglichkeiten

Ist wegen der langen Dorsalwimpern und des einzelnen Mikronucleus in vivo leicht mit *Oxytricha balladyna* SONG & WILBERT (Buccalcirrus am vorderen Ende der undulierenden Membranen, 5 dorsale Wimpernreihen; Abb. 12 - 14), → *Tachysoma bicirratum* (hintere Marginalcirren deutlich verlängert, Caudalcirren fehlen) und → *Tachysoma pellionellum* (55 - 100 µm lang, Caudalcirren fehlen) zu verwechseln. → *Holosticha pullaster* hat die kontraktile Vakuole hinter der Körpermitte, 7 - 12 Transversalcirren, kurze Dorsalwimpern, viele zickzackförmig angeordnete Ventralcirren und 2 Mikronculei. Mit einiger Erfahrung ist *O. setigera* leicht daran erkennbar, daß die vordersten adoralen Membranellen auffallend radartig schlagen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 3, 5, 6 wichtig.

Ökologie

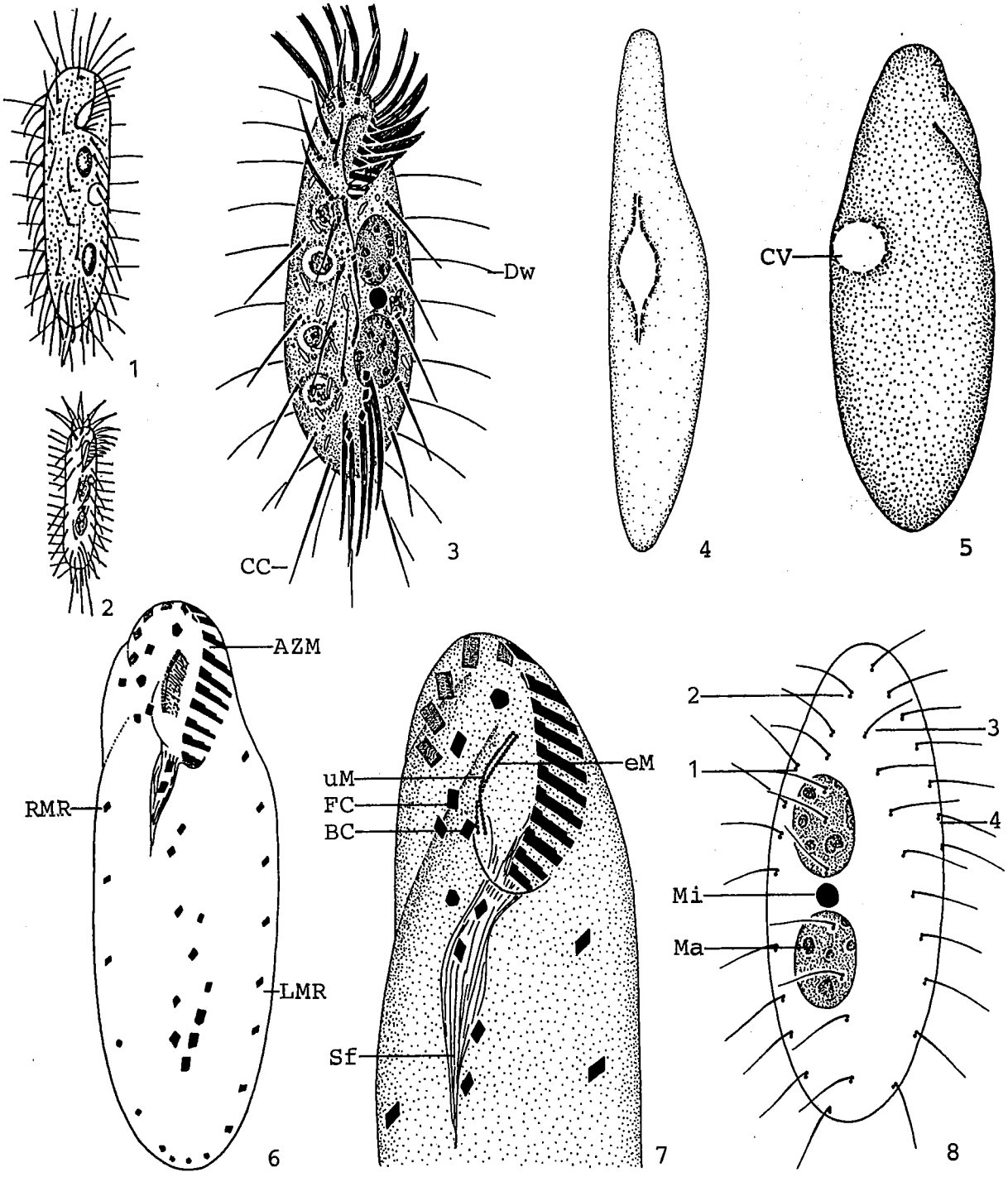
Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen (Fließgewässer, Seen, eutrophe Weiher, Regenpfützen) und terrestrischen Biotopen, manchmal recht häufig. *Oxytricha setigera* ist eine der wenigen Ciliaten-Arten, die glaubwürdig sowohl aus terrestrischen als auch typischen limnischen Lebensräumen nachgewiesen sind; im Meer kommt sie nicht vor. Verbreitung ziemlich sicher kosmopolitisch.

Tabelle: Milieuspektra von ***Oxytricha setigera***. Die Angaben von CAIRNS & YONGUE (1973) basieren auf Analysen von einem Fluß in North Carolina, USA (Analysenanzahl ?) und jene von DETCHEVA (1983c) auf Analysen vom Flußsystem der Maritza, Bulgarien. Unsere Daten stammen überwiegend von verschiedenen Fließgewässern in Salzburg und Oberösterreich. n = Anzahl der Analysen.

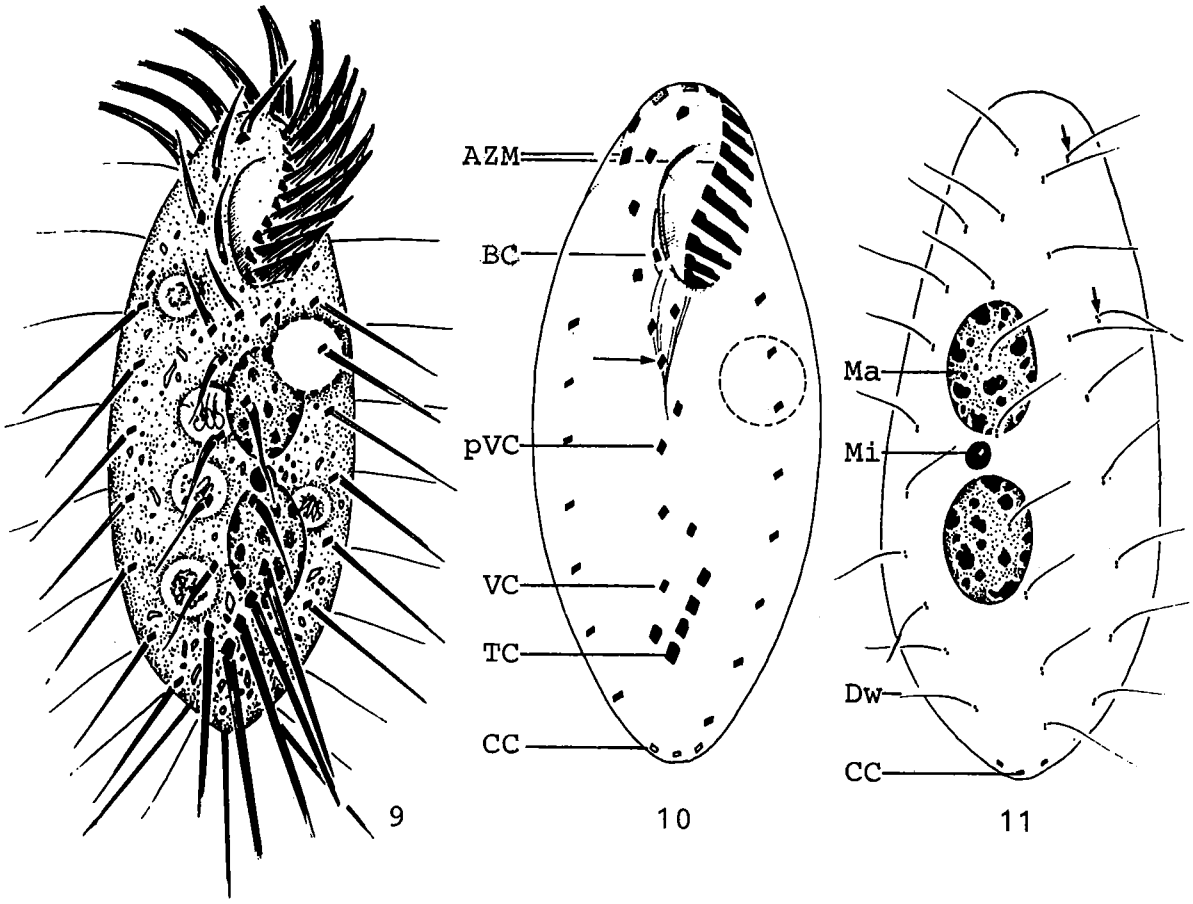
Faktor	CAIRNS & YONGUE	DETCHEVA	eigene Daten	n
Saprobität	-	a	o...b - a	
Frequenz (%)	-	0.6	11.1	
pH	6.6 - 7.3	6.6 - 7.4	7.0 - 8.7	(14)
°C	23 - 27	23	3 - 11	(14)
O_2 (mg/l)	6.6 - 9.5	3.5 - 6.2	7.8 - 13.1	(14)
O_2 (Sättigung %)	-	41 - 73	74 - 113	(14)
BSB_5 (mg/l)	1.0 - 6.0	11 - 12	0.7 - > 7.8	(14)
Gesamthärte (°dH)	-	13 - 14	3 - 13	(14)
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	5 - 6	2 - 25	(13)
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 0.7	0.04	0.01 - 0.95	(14)
NO_3^--N (mg/l)	0.3 - 0.8	0.4 - 1.1	0.5 - 6.6	(14)
NO_2^--N (mg/l)	-	-	0 - 0.01	(9)
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.05 - 0.3	-	0.01 - 0.7	(12)
Bakterien/ml x 10^6 (Plattenmethode, 22°C)		-	0.0004 - 1.3 -	(13)

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien und Zooflagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 8 mg (FOISSNER 1987b). BUITKAMP (1979) fand *O. setigera* überwiegend in Bodenproben, die bei 30 °C und 35 °C bebrütet wurden. Autökologische Datensammlungen für den limnischen Bereich → Tabelle. PATRICK et al. (1967) geben für eine Population aus einem gering belasteten Abschnitt des Savannah Flusses (USA) folgende autökologische Daten: 14.5 - 29.0 °C, 0.5 - <3.0 mg/l BSB_5, 0.001 - <0.007 mg/l NO_3^--N. Autökologische Datensammlung für den Boden siehe FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

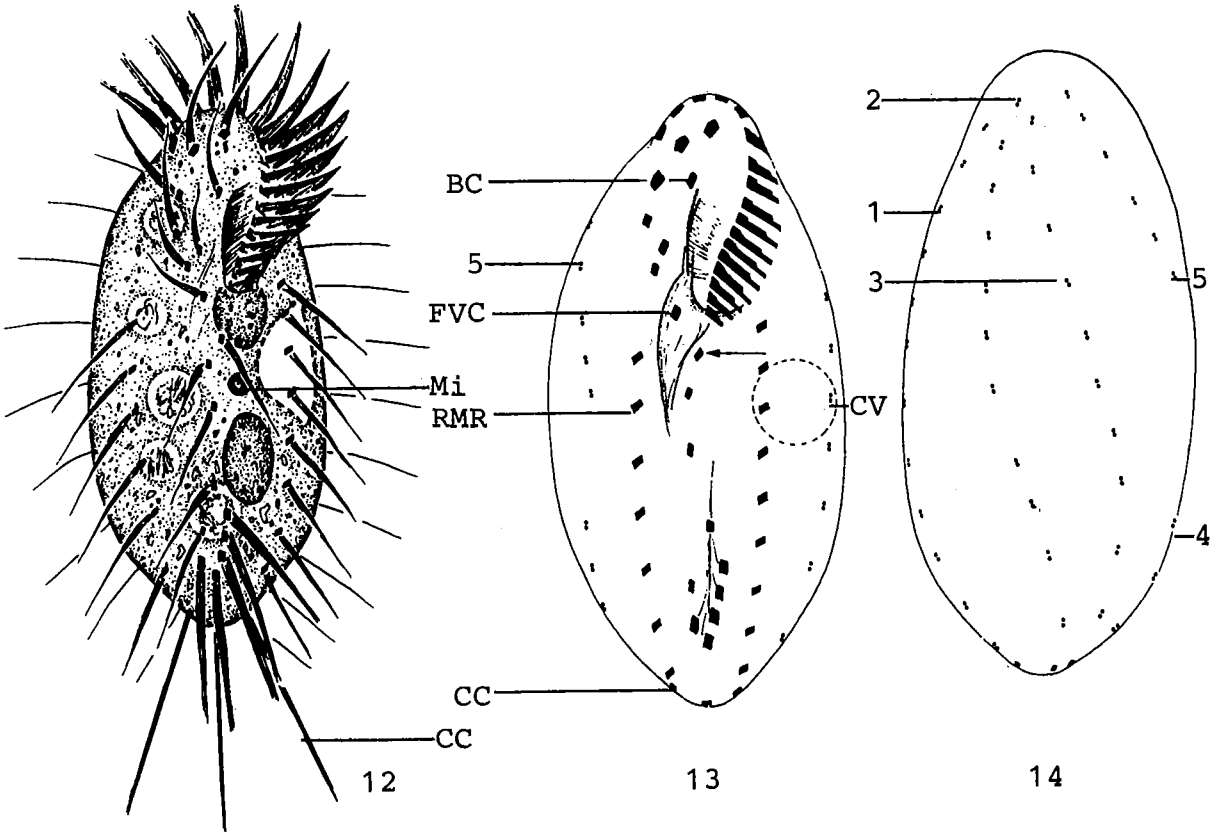
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - b; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6. Dies stimmt gut mit den Milieuspektra und den anderen Fundorten überein. Da jedoch nicht ausgeschlossen werden kann, daß sie manchmal mit der sehr ähnlichen *O. balladyna* verwechselt worden ist, sind weitere autökologische und saprobiologische Untersuchungen an glaubwürdig determinierten Populationen notwendig.



Oxytricha setigera (1, nach STOKES 1891 aus BERGER 1992; 2, aus KAHL 1932; 3, 5 - 8, aus FOISSNER 1982; 4, aus SONG & WILBERT 1989). **1 - 3**: Ventralansichten in vivo, 50 μm, 60 μm, 52 μm. **4, 5**: Lateral- und Dorsalansicht in vivo, 47 μm, 68 μm. **6, 7**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 47 μm, 26 μm. **8**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen und des Kernapparates nach Protargolimprägnation, 41 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, 1 - 4 = dorsale Wimpernreihen 1 - 4.



Oxytricha setigera (9 - 11, aus SONG & WILBERT 1989). **9**: Ventralansicht in vivo, 47 μm. **10**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 44 μm. Der Pfeil markiert den hinteren Frontoventralcirrus. **11**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen und des Kernapparates nach Protargolimprägnation, 44 μm. Die dorsale Wimpernreihe 4 besteht bei diesem Individuum nur aus 2 Basalkörperpaaren (Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = Dorsalwimpern, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = mittlerer postoraler Ventralcirrus, TC = hinterster Transversalcirrus, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.



Oxytricha balladyna (12 - 14, aus SONG & WILBERT 1989). **12**: Ventralansicht in vivo, 42 μm. **13**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 43 μm. Der Pfeil markiert den vorderen postoralen Ventralcirrus. **14**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 44 μm. BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FVC = hinterer Frontoventralcirrus, Mi = Mikronucleus, RMR = rechte Marginalreihe, 1 - 5 = dorsale Wimpernreihen 1 - 5.

Oxytricha similis ENGELMANN, 1862

1862 *Oxytricha similis* ENGELMANN, Z. wiss. Zool., 11: 388 (ohne Abbildung).
1932 *Opisthotricha (Oxytricha) similis* ENGELMANN, 1862 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 611 (erster revidierender Autor; maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1935 *Opisthotricha similis* (ENGELMANN) KAHL 1932 - WANG & NIE, Sinensia, 6: 502 (durch Abbildung belegter Nachweis aus einem Tümpel in Nanking, China).
1992 *Oxytricha similis* ENGELMANN, 1862 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Oxytricha similis wird von ENGELMANN (1862) in einer Fußnote und ohne Abbildung, aber mit ausreichender Charakterisierung beschrieben. Die von REUTER (1961) und PÄTSCH (1974) beschriebenen Populationen sind nach BERGER (1992) nicht mit *O. similis* identisch, da sie 3, und nicht wie von ENGELMANN (1862) und KAHL (1932) angegeben, 2 Caudalcirren besitzen. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 60 - 110 μm, meist etwa 80 - 100 μm, etwa 3.8mal so lang wie breit.
2) Gestalt lang elliptisch oder fast parallelseitig, abgeflacht. Körperenden gerundet (Abb. 1 - 3).
3) Zwei Makronucleus-Teile mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 3).
4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 1 - 3).
5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren, die den hinteren Körperrand deutlich überragen (Abb. 1 - 3).
6) Dorsalwimpern in vivo 2 - 4 μm lang. Nur 2 deutlich verlängerte Caudalcirren, die meist etwas nach rechts gerichtet sind (Abb. 1 - 3).
7) Adorale Membranellenzone etwa 1/4 der Körperlänge (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

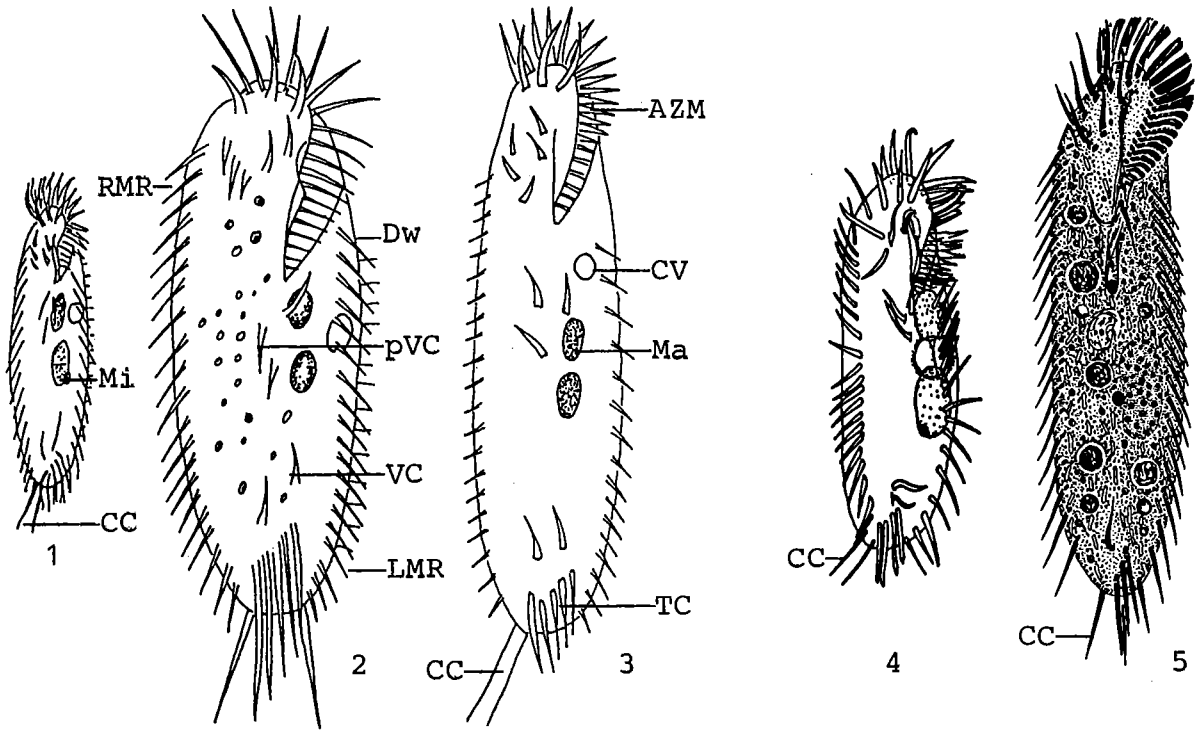
Kann wegen der Körpergröße, der Körperform und der beiden Caudalcirren leicht mit *Urosomoida longa* (GELEI & SZABADOS; 4 Transversalcirren; Abb. 4) und *U. agiliformis* FOISSNER (meist 2, selten 3 Transversalcirren, nur 1 Ventralcirrus vor den Transversalcirren; Abb. 5) verwechselt werden. → *Tachysoma pellionellum* hat keine Caudalcirren, 8 - 15 μm lange Dorsalwimpern und nur 1 Mikronucleus zwischen den beiden Makronucleus-Teilen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ziemlich sicher auf limnische Biotope beschränkt, bevorzugt hier offensichtlich beta- und alphamesosaprobe Fließgewässer. Tritt auch in Tropfkörpern und Belebungsanlagen auf (CURDS 1975a). Bisher in Europa, USA und Asien nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt wahrscheinlich überwiegend Bakterien, selten Flagellaten. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 14 mg. Breite Temperaturvalenz von etwa 5 - 30 °C, mit einem Optimum bei 10 °C (BICK & BERTRAM 1973, PRIMC 1983). BICK (1968a) gibt für *O. similis* folgende autökologische Daten: pH 8.9 - 9.8, 0 - 6.3 mg/l O_2, 0 - 12.4 mg/l NH_4^+-N, 2000 - 4000000 Bakterien/ml (Plattenmethode), in Natronseewasser bis 3.7 % Salinität. MADONI & GHETTI (1981b) fanden die Art vereinzelt in einen alphameso- bis polysaproben Abschnitt eines Baches in Italien unter folgenden Bedingungen: 18.5 - 19.0 °C, pH 7.8 - 8.5, 800 - 3150 µS/cm spez. Leitfähigkeit (25 °C), 88.5 - 1094 mg/l Cl^-, 0.58 - 1.92 mg/l NH_4^+-N, 0.11 - 2.22 mg/l NO_2^--N, 0.69 - 1.17 mg/l NO_3^--N, 0.35 - 1.02 mg/l PO_4^{3-}-P, 7.3 - 8.6 mg/l O_2 und 44 - 56 mg/l CSB. DETCHEVA (1983c) fand *O. similis* im Flußsystem der Maritza (Bulgarien) bei folgenden Verhältnissen: a, Frequenz 0.3 %, 25 °C, pH 7.6, 4.6 mg/l O_2 (57 % Sättigung), 7.2 mg/l BSB_5, 70 mg/l Ca^{2+}, 22 mg/l Mg^{2+}, 277 mg/l HCO_3^-, 131 mg/l SO_4^{2-}, 24.5 mg/l Cl^-, 15 °dH, 0.04 mg/l NH_4^+-N, 0.18 mg/l NO_3^--N, 0.04 mg/l Fe^{2+}. LEGNER (1975) fand bis zu 39 Individuen/ml in Wasserproben, die mit 0.2 g/l Glucose und 0.3 g/l Pepton versetzt wurden.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b - a; b = 5, a = 5, I = 3, SI = 2.5. Indiziert nach CURDS & COCKBURN (1970b) in Belebungsanlagen sehr gute Ablaufqualitäten mit BSB_5-Werten von <20 mg/l. Die Einstufung bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Oxytricha similis (1, aus KAHL 1932; 2, nach WANG & NIE 1935 aus BERGER 1992; 3, nach BICK 1972a aus BERGER 1992). 1 - 3: Ventralansichten in vivo, 90 µm, 66 µm, 105 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = mittlerer postoraler Ventralcirrus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Urosomoida longa (4, aus GELEI & SZABADOS 1950). 4: Ventralansicht nach Sublimatfixation, 140 µm. CC = Caudalcirren.

Urosomoida agiliformis (5, aus FOISSNER 1982). 5: Ventralansicht in vivo, 108 µm. CC = Caudalcirren.

Tachysoma bicirratum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) nov. comb.

1932 *Tachysoma furcata* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 605.
1991 *Oxytricha bicirrata* nom. nov. - Original nomenklatorischer Akt (→ Nomenklatur).
1992 *Tachysoma bicirratum* (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) führt *Tachysoma* lediglich als Untergattung von *Oxytricha*. Seine Art, *O. (Tachysoma) furcata*, ist daher jüngeres primäres Homonym von *O. furcata* SMITH. KAHL's Form muß daher neu benannt und kombiniert werden. Die von GELEI (1954) beschriebene Population ist nach BERGER (1992) nicht mit *T. bicirratum* identisch, da sie Caudalcirren, kurze Dorsalwimpern und nur 4 Transversalcirren besitzt. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 60 - 90 µm, etwa 2.7mal so lang wie breit.
2) Gestalt schlank ovoid, besonders vorne stark abgeflacht. Körperenden breit gerundet. Körper flexibel (Abb. 1).
3) Zwei nur wenig voneinander getrennte Makronucleus-Teile. Dazwischen konstant nur 1 Mikronucleus (Abb. 1).
4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 1).
5) Drei Frontal-, 1 Buccal-, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren, die deutlich über das hintere Körperende ragen. Hinterster rechter und linker Marginalcirrus auffallend lang und stark (Abb. 1).
6) Dorsalwimpern 10 - 15 µm lang, zart und weich. Caudalcirren fehlen (Abb. 1).
7) Adorale Membranellenzone etwa 1/3körperlang. Alle Membranellen auffallend stark. Mundfeld schmal (Abb. 1).

Verwechslungsmöglichkeiten

Die verlängerten hintersten Marginalcirren erinnern an die ebenfalls limnische *T. balatonicum* GELLERT & TAMAS (etwa 140 µm lang, 2 Mikronuclei, kurze Dorsalwimpern; Abb. 2). → *Oxytricha setigera* und *O. balladyna* SONG & WILBERT (→ Abb. 12 - 14 bei *O. setigera*) sind etwas kleiner (40 - 60 µm) und haben Caudalcirren, die jedoch in vivo oft schwierig von den Marginalcirren zu unterscheiden sind. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5, 6 wichtig.

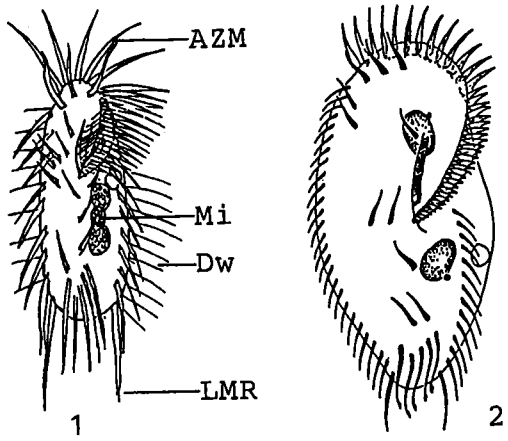
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ziemlich sicher auf limnische Biotope beschränkt. Nach KAHL (1932) eine typische Sapropelform, nach DINGFELDER (1962) besonders in der warmen Jahreszeit in

Wegpfützen mit faulenden Pflanzenteilen und auf überschwemmten Wiesen, manchmal bis zu 70 Individuen/ml. Bisher nur in Europa nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Rhodobakterien und kleine Algen, wobei es sich mit den beiden verlängerten Marginalcirren am Substrat festheftet (KAHL 1932). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 15 mg. MADONI & GHETTI (1981b) fanden *T. bicirratum* vereinzelt in einem beta- bis alphamesosaproben Abschnitt eines Baches in Italien bei folgenden Verhältnissen: 18 - 21 °C, pH 7.4 - 8.0, 440 - 470 µS/cm spez. Leitfähigkeit, 8.3 - 9.7 mg/l O_2, 11 - 13 mg/l CSB, 0.49 - 0.79 mg/l NH_4^+-N, 0.09 - 0.16 mg/l NO_2^--N, 1.6 - 5.0 mg/l NO_3^--N, 0.1 - 0.18 mg/l PO_4^{3-}-P. DETCHEVA (1983c) fand sie im Flußsystem der Maritza (Bulgarien) bei folgenden Verhältnissen: b - a; Frequenz 0.6 %, pH 6.8 - 7.4, 3.4 - 10.1 mg/l O_2 (39 - 89 % Sättigung), 12.5 mg/l BSB_5, 50 - 69 mg/l Ca^{2+}, 0 - 19 mg/l Mg^{2+}, 91 - 293 mg/l HCO_3^-, 14 - 107 mg/l SO_4^{2-}, 8.5 - 23.0 mg/l Cl^-, 7 - 14 °dH, 0.02 - 0.04 mg/l NH_4^+-N, 0.22 - 0.34 NO_3^--N, 0 - 0.006 mg/l NO_2^--N, 0.03 - 0.05 mg/l Fe^{2+}.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - p; b = 2, a = 4, p = 4, I = 2, SI = 3.2. SLADECEK et al. (1981) geben offensichtlich irrtümlich: s = p - i. Bedarf der Überprüfung.



Tachysoma bicirratum (1, aus KAHL 1932). 1: Ventralansicht in vivo, 60 - 90 µm. AZM = adorale Membranellenzone, Dw = Dorsalwimpern, LMR = hinterster, verlängerter Cirrus der linken Marginalreihe, Mi = Mikronucleus.

Tachysoma balatonicum (2, nach GELLERT & TAMAS 1958). 2: Ventralansicht nach Opalblauverfahren von BRESSLAU, 150 µm.

Tachysoma pellionellum (MUELLER, 1773) BORROR, 1972

1773 *Trichoda pellionella* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 80 (ohne Abbildung).
1838 *Oxytricha pellionella* (MÜLLER, 1773) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 364 (erster revidierender Autor).
1932 *Tachysoma (Oxytricha) pellionella* (MÜLLER-STEIN, 1859) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 617 (Revision).
1935 *Oxytricha pellionella* (MÜLLER) KAHL, 1932 - WANG & NIE, Sinensia, 6: 497 (durch Abbildung belegter Nachweis aus China).
1972 *Tachysoma pellionella* (MÜLLER, 1786) KAHL, 1932 - BORROR, J. Protozool., 19: 15 (kombinierender Autor).
1974 *Tachysoma pellionella* (O. F. MÜLLER) - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenk., 1: 65 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1975 *Tachysoma pellionella* (MÜLLER-STEIN, 1859) KAHL, 1932 - GROLIERE, Protistologica, 11: 491 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Tümpeln in Frankreich).
1981 *Tachysoma pellionella* (MÜLLER, 1786) - FOISSNER & DIDIER, Annls Stn limnol. Besse, 15: 259 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1992 *Tachysoma pellionellum* (MÜLLER, 1773) BORROR, 1972 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Da KAHL (1932) *Tachysoma* nur als Untergattung von *Oxytricha* führt, ist BORROR (1972) der gültige kombinierende Autor (BERGER 1992). Die Art hat nach BERGER (1992) noch mehrere Synonyme (z. B. *Stylonychia echinata* CLAPAREDE & LACHMANN, *Tachysoma mirabile* STOKES, *T. agile* STOKES), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 55 - 100 x 15 - 30 μm.

2) Gestalt lang elliptisch, manchmal auch leicht spindelförmig. Körperenden gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper weich und biegsam, leicht kontraktil (Abb. 1 - 3, 8 - 11).

3) Zwei in vivo etwa 10 x 5 μm große Makronucleus-Teile. Dazwischen konstant 1 in vivo etwa 3 μm großer, kugelförmiger Mikronucleus (Abb. 1, 4, 6 - 8, 10, 11).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in der Körpermitte (Abb. 2, 7 - 10).

5) Im vorderen und hinteren Viertel oft eine ringförmige Struktur ("Fettkorn"), die bereits bei geringer Vergrößerung gut erkennbar ist (Abb. 8, 10).

6) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren, 1 kleiner Buccalcirrus nahe dem vorderen Ende der undulierenden Membranen, 4 Frontoventral- und 3 postorale Ventralcirren, die jeweils fast in einer Reihe angeordnet sind. 2, sehr selten 3 Ventralcirren vor den 5 kräftig verstärkten, in vivo etwa 15 μm langen Transversalcirren, die das Körperende weit überragen und auffallend schalenförmig gespreizt werden. 9 - 16 (meist 14) linke und 12 - 16 (meist 14) rechte Marginalcirren (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut zählbar). Linke und rechte Marginalreihe enden vorne und hinten fast auf gleicher Höhe (Abb. 1, 4, 6, 7).

7) Konstant 6 dorsale Wimpernreihen. Dorsalwimpern vorne etwa 10 μm, hinten bis zu 15 μm lang, werden in vivo stets senkrecht abgespreizt und sind daher bereits bei schwacher Vergrößerung gut erkennbar. Caudalcirren fehlen (Abb. 1, 5, 6, 8, 10, 11).

8) Adorale Membranellenzone in vivo 1/4 - 1/3körperlang, besteht aus 17 - 25, meist etwa 20 Membranellen. Mundfeld schmal, undulierende Membranen leicht gebogen und überkreuzend (Abb. 1, 4, 6 - 11).

Verwechslungsmöglichkeiten

Eine leicht kenntliche Art! Der Unerfahrene mag sie in vivo vielleicht mit kleinen *Oxytricha*-Arten (z. B. → *O. setigera*: 40 - 60 μm lang, Caudalcirren vorhanden, 4 dorsale Wimpernreihen, Cirren sehr viel zarter) oder → *Holosticha pullaster* (kontraktile Vakuole deutlich hinter der Körpermitte, viele zickzackförmig angeordnete Ventralcirren, kurze Dorsalwimpern, 2 Mikronuclei) verwechseln. Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 3, 4, 6, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen Biotopen (Fließgewässer, Seen, Tümpel, Moore) und häufig mit → *Holosticha pullaster* vergesellschaftet. Erreicht bei Fließgeschwindigkeiten um 0.3 - 0.6 m/s vor allem nach vollendeten Mineralisationsprozessen hohe Abundanzen. Besonders bei hohen Fließgeschwindigkeiten und starker Diatomeenentwicklung ist der Anteil von *T. pellionellum* an der Gesamtabundanz der Ciliaten hoch (SCHMERENBECK 1975). Nach WILBERT (1969) und NUSCH (1970) Abundanzmaxima gehäuft in den Übergangsjahreszeiten. SCHÖNBORN (1982) zählte die höchsten Abundanzen (110 Individuen/cm^2) jedoch im Februar und fand eine Korrelation mit hohen Populationsdichten der Diatomeen. HEUSS (1976) beobachtete Abundanzmaxima im März und April und im Sommer. WILBERT (1969) zählte in einem eutrophen Weiher bis zu 900 Individuen/cm^2 und MADONI & GHETTI (1977) in einem beta- bis alphamesosaproben Bereich des Parma (Italien) bis zu 24 Individuen/cm^2. HEUSS (1976) fand in einem Fließgewässer bei H_2S-Konzentrationen von 0.4 - 1.3 mg/l "gestauchte" Individuen (Längen/Breiten-Verhältnis von 2.7 : 1), was darauf hinweist, daß polysaprobe Bedingungen nicht gut vertragen werden. Erreicht im Belebtschlamm Abundanzen bis zu 600 Individuen/ml (SCHERB 1968). Salzwassertoleranz im Experiment bis etwa 1.4 % (FINLEY 1930). Nachweise aus marinen Habitaten nicht durch Abbildungen belegt (z.B. ANDRUSSOWA 1886). Die zahlreichen Nachweise aus terrestrischen Biotopen sind sicher Fehlbestimmungen, vermutlich wurde sie mit → *Oxytricha setigera* verwechselt (BERGER 1992). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika, Afrika und Neuseeland nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Cyanobakterien, Algen (Diatomeen, Grünalgen). Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem Fließgewässer (0.5 - 18 °C) 24 - 336 h, im Mittel 95 - 106 h. 1 Individuum nimmt pro Tag etwa 48 - 84 Diatomeen und bis zu 7200 Bakterien auf. Die von der Population im Jahr konsumierte Nahrungmenge beträgt bis zu 10 g/m^2 (SCHÖNBORN 1982). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 34 mg (SCHÖNBORN 1981, 1982), nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe nur etwa 12 - 15 mg. Tagesproduktion im beta- bis alphamesosaproben Ammerbach nahe Jena im Mittel 0.2 mg/m^2 (Maximum = 1.5 mg/m^2 oder 44600 Individuen/m^2). SCHÖNBORN (1982) gibt für die mittlere Saale weitere produktionsbiologische Daten: 139000 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 37.1 x 10^6 Individuen/m^2 bzw. 1321 mg/m^2, P/B = 273. Untere pH Toleranzgrenze 4.0, obere Temperaturgrenze 40 °C (BICK & BERTRAM 1973, BICK & DREWS 1973). Nach WANG (1928) und MÜNCH (1970) werden jedoch niedrige Wassertemperaturen (bis ca. 15 °C) bevorzugt. STÖSSEL (1979) fand *T. pellionellum* in einem DOC-Bereich von 0.3 - 7.2 mg/l (kein Präferenzbereich). Autökologische

Datensammlung → Tabelle und Ökogramm. Weitere eigene autökologische Daten: spez. Leitfähigkeit = 71 - 1097 µS/cm (20 °C; n = 32), 0.9 - 91 mg/l Cl^- (16), 5.0 - 45 mg/l SO_4^{2-} (16), < 0.01 - 0.25 mg/l P_{total} (32), 5 - 19 mg/l CSB (12), < 10 - 13000 endotypische Coli/100 ml (44 °C; 26). MIHAILOWITSCH (1989) fand *T. pellionellum* ziemlich regelmäßig in solebelasteten Fließgewässern Deutschlands bei folgenden Verhältnissen (n = 68 - 76): 1.2 - 20.5 °C, pH 6.7 - 8.0, 11.1 - 187 mg/l CO_2 (frei), 1.2 - 17.6 mg/l O_2, 0.04 - 7.3 mg/l NH_4^+-N, 0.01 - 0.80 mg/l NO_2^--N, 0.38 - 13.4 mg/l NO_3^--N, 37 - 12763 mg/l Cl^-, 51 - 3590 mS/m spez. Leitfähigkeit.

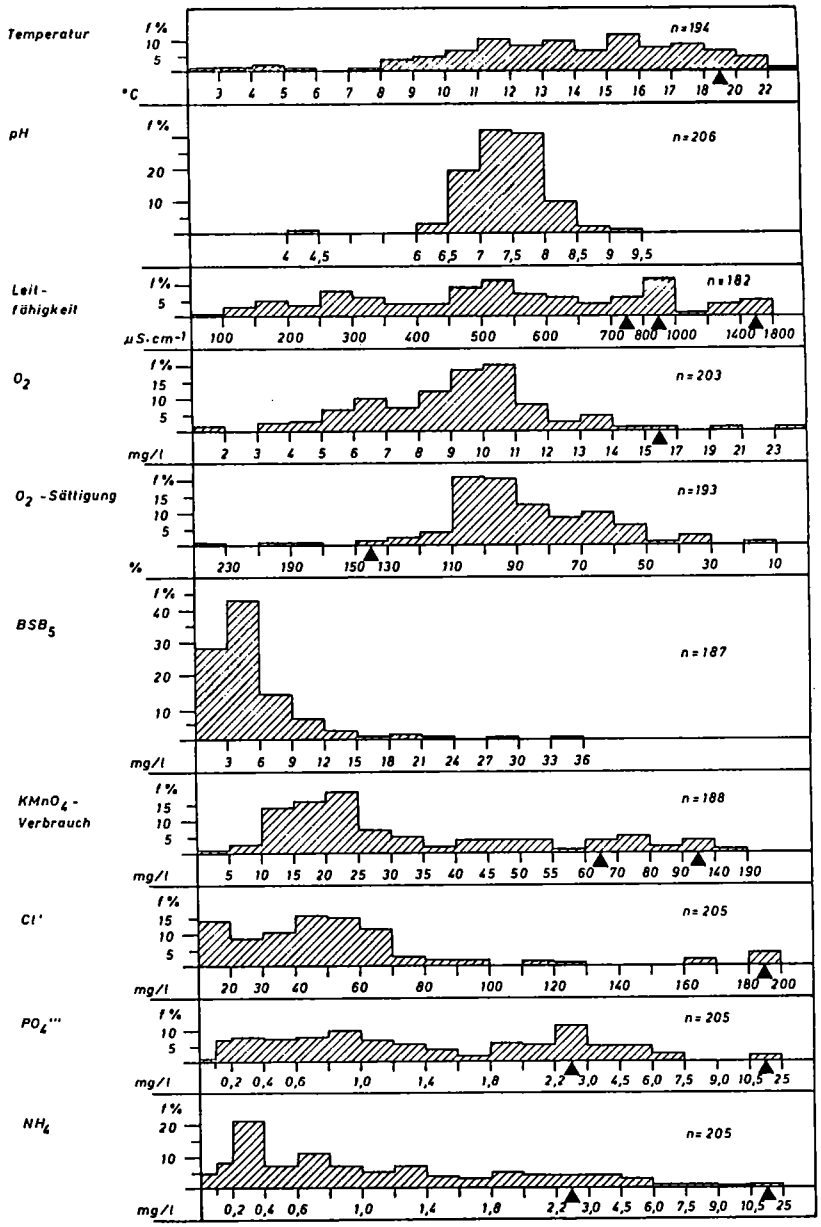
Tabelle: Milieuspektra von ***Tachysoma pellionellum***. Spalte 1, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 2, aus SCHMERENBECK (1975; Modellfließgewässer); 3, aus DETCHEVA (1972, 1975, 1976, 1978, 1979, 1983a, b, c; zahlreiche Analysen von bulgarischen Fließgewässern); 4, aus MADONI & GHETTI (1981b; Bach in Norditalien); 5, aus FOISSNER et al. (1982; 31 Analysen von alpinen, stagnierenden Kleingewässern); 6, eigene Daten (Gesamtvorkommen; verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = 18 - 35); 7, eigene Daten (nur häufiges Vorkommen; n = 3).

	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	a, b	o - a	-	b, a	o..b-b..a	b-b...a
Frequenz (%)	-	-	2.7 - 11	5	-	26	-
pH	6.4 - 9.1	4.9 - 8.5	6.3 - 8.2	7.6 - 8.4	4.8 - 5.8	7.0 - 8.6	7.1 - 8.2
°C	0 - 43	-	7 - 26	1.8 - 25	5 - 20	0.1 - 11	3.0 - 5.0
O_2 (mg/l)	0 - 22.5	1.2 - 9.5	3.4 - 15	8.1 - 13	2.8 - 11	7.3 - 14	12 - 13
O_2 (Sättigung %)	-	-	40 - 100	-	33 - 131	62 - 117	98 - 103
BSB_5 (mg/l)	11 - 25	0.4 - 41	1.0 - 22	-	-	0.8 - 4.7	1.7 - 2.3
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	-	1 - 7	3.2 - 14	9.4
$KMnO_4$-Verb. (mg/l)	-	-	0.6 - 69	13 - 24[1]	12 - 54	2.5 - 24	11 - 19
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 3.9	0 - 27	0.01- 155	-	0 - 0.8	0.01-1.5	< 0.05
NO_3^--N (mg/l)	-	10 - 99	0 - 9	0.6 - 3.2	0 - 0.2	0.2 - 3	0.4 - 1.2
NO_2^--N (mg/l)	-	0 - 67	0 - 0.6	<0.04	0	0 - 0.02	0 - 0.02
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	-	-	0.16-0.4	0 - 0.26	0 - 0.25	<0.05
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	1.2-204[2]	-	-	0.03-10[2]	0.0001-0.0045[3]	0.002-0.0043

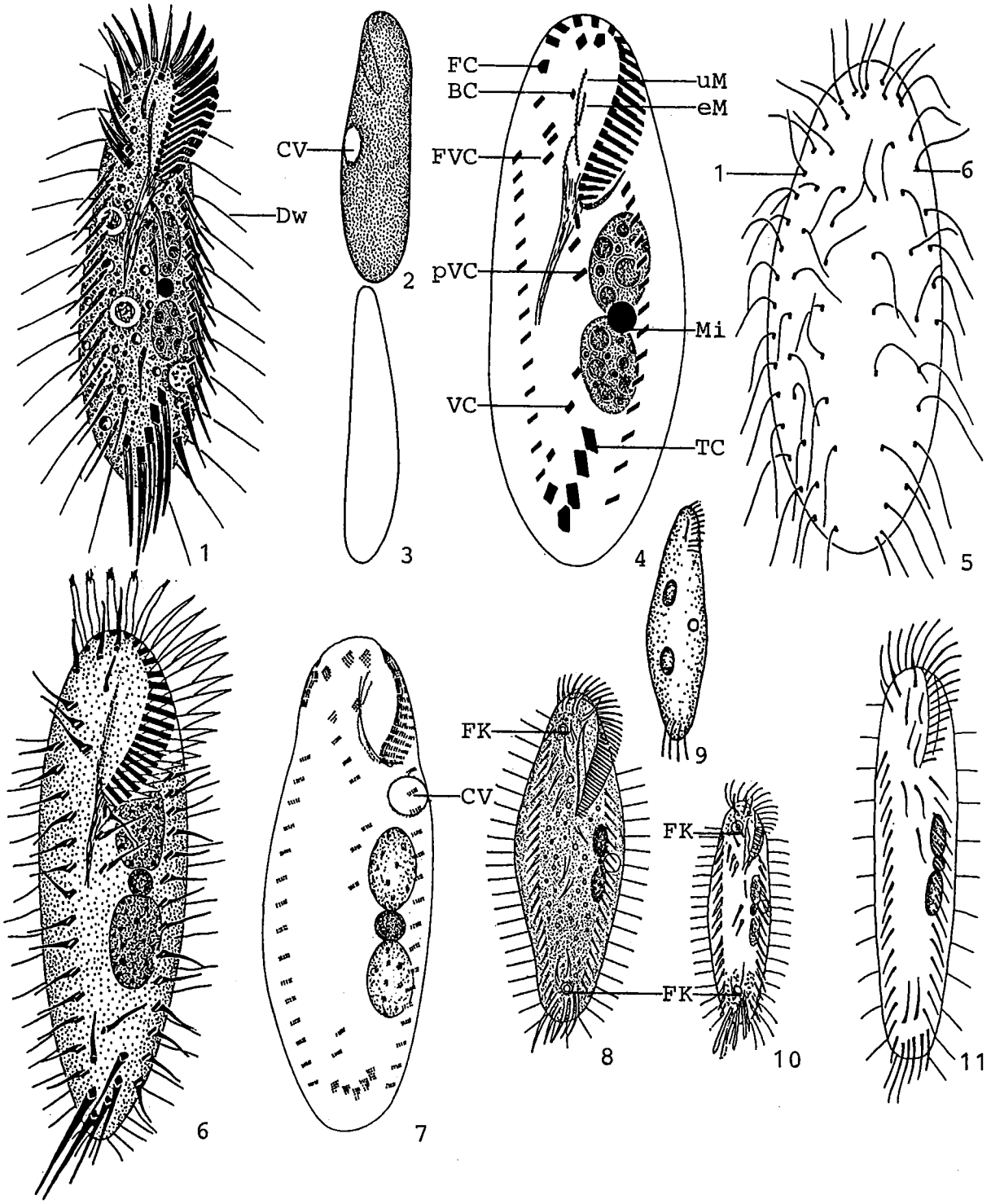
[1] CSB. [2] Direktzählung. [3] Plattenmethode, 22 °C.

Saprobielle Einstufung: Die saprobiologische Klassifikation von *T. pellionellum* ist recht unterschiedlich und reicht von betamesosaprob (SRAMEK-HUSEK 1958) über alphamesosaprob (z. B. KOLKWITZ & MARSSON 1909) bis zu alphameso- bis polysaprob (SLADECEK et al. 1981). Letztere geben folgende Verteilung der saprobiellen Valenzen: a - p; o = 1, b = 2, a = 3, p = 4, I = 1, SI = 3.0. Diese Einstufung, besonders die starke Betonung des polysaproben Anteils, entspricht nicht unseren Erfahrungen und den autökologischen Angaben (→ Tabelle und Ökogramm). Richtig scheint lediglich die breite saprobielle Valenz zu sein, jedoch ist ein deutlicher Schwerpunkt im beta- und alphamesosaproben Bereich erkennbar. HEUSS (1976) fand sie überwiegend bei BSB_5-Werten bis 9 mg/l (Ökogramm). Aus den eigenen Untersuchungen ergibt sich ein mittlerer Saprobienindex von 2.2 (1.7 - 2.6; n = 34), nimmt man nur die Werte bei gehäuftem Auftreten, ergibt sich ein Mittelwert von 2.3 (2.2 - 2.5; n = 3). Wir schlagen daher folgende Klassifikation vor: b - a; o = 1, b = 4, a = 4, p = 1, I = 1, SI = 2.5. Die von MORAVCOVA (1977) angegebene Verteilung (b = 3, a = 7, I = 4, SI = 2.6) erscheint zu eng. Tritt nach SCHERB (1968) in überwiegend

mit Molkereiabwasser beschickten Belebtschlammanlagen häufiger auf als in solchen mit städtischem Abwasser. Indiziert nach CURDS & COCKBURN (1970b) bei Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern einen Ablauf-BSB_5 von 11 - 20 mg/l.



Ökogramm von *Tachysoma pellionellum* (aus HEUSS 1976). Die Abbildung zeigt die prozentuale Verteilung der Funde (n) in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von 2 alphamesosaproben Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland.



Tachysoma pellionellum (1 - 5, aus FOISSNER & DIDIER 1981; 6, aus GROLIERE 1975; 7, aus PÄTSCH 1974; 8, aus WANG & NIE 1935; 9, nach EHRENBERG 1838 aus BERGER 1992; 10, aus KAHL 1932; 11, nach STOKES 1887a aus BERGER 1992. 1 - 3, 8 - 11, in vivo; 4 - 7, nach Protargolimprägnation). **1 - 3**: Ventral-, Dorsal- und Lateralansicht, 68 μm, 86 μm, 86 μm. **4, 6, 7**: Anordnung der Cirren, 48 μm, 64 μm, 69 μm. **5**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen, 41 μm. **8 - 11**: Ventralansichten, 75 μm, ? μm, 80 μm, 106 μm. BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, FC = rechter Frontalcirrus, FK = "Fettkorn", FVC = hinterster Frontoventralcirrus, Mi = Mikronucleus, pVC = hinterster postoraler Ventralcirrus, VC = Ventralcirrus vor den Transversalcirren, TC = linker Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Histriculus vorax (STOKES, 1891) CORLISS, 1960

1891 *Histrio vorax* STOKES, Jl R. microsc. Soc., Jahr 1891: 703.
1932 *Histrio vorax* STOKES, 1891 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 617 (erster revidierender Autor).
1960 *Histriculus vorax* (STOKES, 1891) - CORLISS, J. Protozool., 7: 275 (kombinierender Autor).
1966 *Histriculus vorax* (STOKES) CORLISS - CURDS, J. Protozool., 13: 155 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Belebtschlamm).
1992 *Histriculus vorax* (STOKES, 1891) CORLISS, 1960 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) führt *Histrio* lediglich als Untergattung von *Oxytricha*. In seiner Revision lautet daher der Name richtig *O. (Histrio) vorax*. Dies ist ein sekundäres Homonym von *O. (Stylonychia) vorax* in KAHL (1932; p. 619; → *Stylonychia vorax*). CURDS (1966b) beschreibt seine Population nur nach nasser Silberimprägnation. Es ist daher eine detaillierte Wiederbeschreibung des Lebendaspektes und nach Protargolimprägnation erforderlich. Sollte sich dabei zeigen, daß die Art Caudalcirren besitzt, wäre sie in die Gattung *Sterkiella* zu stellen. Die von CURDS (1965, 1966b) beschriebene endogene Knospung bedarf der Überprüfung; nach PANG & ZHANG (1981) handelt es sich um Kannibalismus.

Differentialdiagnose

1) In vivo meist 140 - 190 μm lang, etwa 1.8mal so lang wie breit. Kleine Individuen nur etwa 70 μm, große bis zu 250 μm lang.

2) Gestalt breit elliptisch, oft fast rechteckig. Hinterende breit abgestutzt und manchmal leicht eingebuchtet. Bei großen Individuen linker Rand konkav, rechter konvex. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper starr (Abb. 1, 2).

3) Zwei ellipsoide Makronucleus-Teile, jeder mit meist 2 Mikronuclei (Abb. 4).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwa in der Körpermitte (Abb. 1, 2).

5) Cytoplasma farblos, aber besonders bei großen Individuen durch zahlreiche Granula bei kleiner Vergrößerung dunkel erscheinend.

6) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 deutlich verstärkten Transversalcirren. Nach STOKES (1891) ragen nur die 3 rechten Transversalcirren deutlich über den hinteren Körperrand (Abb. 1 - 3).

7) Vier körperlange und 2 deutlich verkürzte dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Dorsalwimpern 2 - 4 μm lang. Caudalcirren fehlen vermutlich oder sind wie bei Arten der Gattung *Sterkiella* nur undeutlich von der linken Marginalreihe abgesetzt (Abb. 4).

8) Adorale Membranellenzone fast 50 % der Körperlänge. Mundfeld groß. Undulierende Membranen leicht gebogen (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

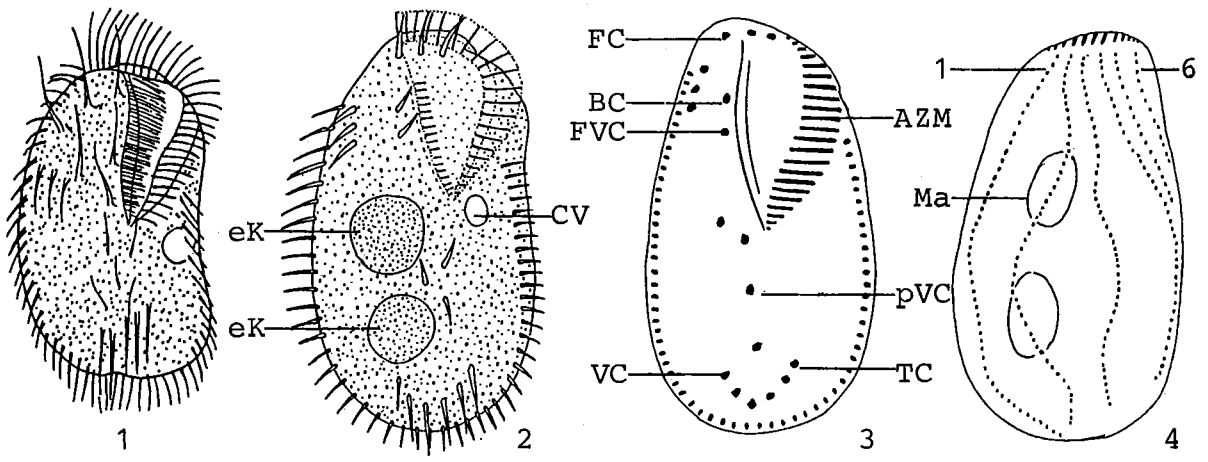
Histriculus histrio (MÜLLER) hat parallel verlaufende Körperränder, ein Längen/Breiten-Verhältnis von 2.6 : 1 und deutlich nach vorne verlagerte Transversalcirren, die das hintere, schmal gerundete Körperende nicht überragen. Ähnelt hinsichtlich Größe und Starrheit des Körpers den Arten des → *Stylonychia mytilus*-Komplexes (Körper nach hinten verschmälert; lange, auffallende Caudalcirren). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 6, 7 (fehlende oder undeutliche Caudalcirren) wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr selten, nur 2 durch Abbildungen belegte Nachweise. STOKES (1891) fand ihn in einem Teich mit sich zersetzenden Pflanzen, CURDS (1966b, 1975a) isolierte *H. vorax* aus Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern. BANINA (1983) fand ihn in Belebtschlammanlagen der Sowjetunion. Bisher in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (z. B. *Klebsiella aerogenes*, *Azotobacter chroococcum*, *Bacillus cereus*, *Escherichia coli*, *Streptococcus faecalis*). Die Aufnahme von *Chromobacterium violaceum* führt innerhalb von 3 h zum Tod. Generationszeit 4 - 12 h bei 25 °C und Fütterung mit *Pseudomonas ovalis* (CURDS 1966b, CURDS & VANDYKE 1966). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 350 mg.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; a = 10, I = 5, SI = 3.0. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Histriculus vorax (1, nach STOKES 1891; 2 - 4, aus CURDS 1966b). **1, 2:** Ventralansichten in vivo, 180 µm, 204 µm. **3, 4:** Anordnung der Cirren und der dorsalen Wimpernreihen nach nasser Silberimprägnation. Die beiden Makronucleus-Teile in Abb. 4 wurden nachträglich von uns eingezeichnet. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus,, CV = kontraktile Vakuole, eK = endogene Knospung, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = hinterer Frontoventralcirrus, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, pVC = hinterer postoraler Ventralcirrus, TC = linker Transversalcirrus, VC = Ventralcirrus vor den Transversalcirren, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Sterkiella histriomuscorum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) **nov. comb.**

1932 *Histrio muscorum* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 617.
1953 *Histrio similis* (QUENNERSTEDT 1867) - WENZEL, Arch. Protistenk., 99: 113 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus Bayern).
1982 *Histriculus muscorum* KAHL, 1932 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 80 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach einer terricolen Population).
1985 *Histriculus muscorum* (KAHL, 1932) - BERGER, FOISSNER & ADAM, Protistologica, 21: 303 (biometrischer Vergleich von 4 Populationen und Darstellung der Morphogenese).
1991 *Oxytricha histriomuscorum* nom. nov. - Original nomenklatorischer Akt (→ Nomenklatur).
1992 *Sterkiella histriomuscorum* (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur

KAHL (1932) führt *Histrio* lediglich als Untergattung von *Oxytricha*. Der Name in seiner Revision lautet daher richtig *O.* (*Histrio*) *muscorum*. Da das Vorhandensein eines Untergattungsnamens die Homonymie von Namen der Artgruppe nicht beeinflußt (ICZN 1985, Artikel 57 d), sind seine Arten *O.* (*Opisthotricha*) *muscorum*, *O.* (*Steinia*) *muscorum*, *O.* (*Histrio*) *muscorum* und → *O.* (*Stylonychia*) *muscorum* (KAHL 1932, p. 608, 613, 617, 619) objektive Homonyme, wovon 3 neu zu benennen sind. FOISSNER (1989) hat "*Steinia muscorum*" als Typusart von *Cyrtohymena* FOISSNER, 1989 festgelegt. Wir benennen daher die anderen Arten neu (sh. auch obige Liste und Synonymie-Liste von → *Stylonychia stylomuscorum*): *Oxytricha opisthomuscorum* nom. nov. (Basionym: *Oxytricha* (*Opisthotricha*) *muscorum* KAHL, 1932, Tierwelt Dtl., 25: 608).

Taxonomie

Die Typusart der Gattung *Histriculus* CORLISS, 1960, *H. histrio* (MÜLLER, 1773) CORLISS, 1960, hat keine Caudalcirren (FOISSNER unveröff., BERGER 1992). Für die Arten mit Caudalcirren, die bisher ebenfalls in der Gattung *Histriculus* untergebracht waren, errichten wir hier die Gattung *Sterkiella* nov. gen. mit folgender Diagnose: Oxytrichidae mit 16 - 18 Frontal-, Ventral- und Transversalcirren; Körper starr; Caudalcirren vorhanden, nicht oder kaum länger als die Marginalcirren; undulierende Membranen gebogen und überkreuzend. Typusart: *Oxytricha cavicola* KAHL, 1935, Tierwelt Dtl., 30: 841; *Sterkiella cavicola* (KAHL, 1935) nov. comb. [(ausführliche und maßgebliche Wiederbeschreibung in BERGER & FOISSNER 1987, Zool. Jb. Syst., 114: 213 als *Histriculus cavicola* (KAHL, 1935)]. Die anderen hierher gehörenden Arten werden in BERGER (1992) neu kombiniert.

Histrio macrostoma GELLERT & TAMAS ist nach BERGER (1992) ein Synonym von *S. histriomuscorum*, das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt. *Sterkiella histriomuscorum* wurde sicher oft mit *Histriculus similis* verwechselt (Abb. 9). QUENNERSTEDT (1867) fand diese Art im Meerwasser und beschreibt 2 Makronucleus-Teile. KAHL (1932) identifizert mit *H. similis* eine marine Form mit einem vierteiligen Makronucleus, was nach FOISSNER (1988a) und BERGER (1992) nicht gerechtfertigt ist. Da bisher keine Wiederbeschreibung nach einer marinen Population vorliegt und es sich bei den zahlreichen limnischen Nachweisen wahrscheinlich um Fehlbestimmungen handelt, verzichten wir auf die Darstellung von *H. similis* und scheiden ihn aus der Liste der Indikatororganismen aus. Sehr wahrscheinlich sind diese Arten überhaupt synonym.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 100 - 150 x 40 - 60 µm.

2) Gestalt meist parallelseitig, Enden breit gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Körper starr (Abb. 1, 4, 6, 8).

3) Zwei ellipsoide in vivo etwa 20 - 30 µm lange Makronucleus-Teile. Meist jeder Teil mit je 1 Mikronucleus, manchmal 1 Teil ohne Mikronucleus (Abb. 1, 3, 6, 8).

4) Kontraktile Vakuole am linken Rand etwas oberhalb der Körpermitte (Abb. 6, 8).

5) Drei leicht verstärkte Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 4 - 5 leicht verstärkten, in vivo ca. 30 µm langen Transversalcirren, die das hintere Körperende deutlich überragen. Meist 18 - 20 (16 - 24) rechte und 16 - 19 (12 - 21) linke Marginalcirren (Abb. 1, 2, 5 - 8).

6) Konstant 6 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Reihe 4 vorne leicht, Reihen 5 und 6 hinten stark verkürzt. Dorsalwimpern in vivo etwa 3 µm lang. Konstant 3 in vivo etwa 20 µm lange Caudalcirren an den dorsalen Wimpernreihen 1, 2 und 4; kaum länger als die Marginalcirren und daher in vivo schwierig erkennbar (Abb. 1, 3, 7, 8).

7) Adorale Membranellenzone etwa 40 % der Körperlänge, besteht aus 24 - 34, meist 29 - 31 Membranellen. Undulierende Membranen deutlich gebogen und überkreuzend (Abb. 1, 2, 5, 6, 8).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wurde sicher oft als *Histriculus similis* (marin) bestimmt (sh. Nomenklatur und Taxonomie; Abb. 9). Unterscheidet sich von den *Oxytricha*-Arten durch den starren Körper. *Stylonychia*-Arten (→ z. B. *S. pustulata*) haben gerade, nicht überkreuzende undulierende Membranen und meist deutlich verlängerte Caudalcirren. In terrestrischen Biotopen findet man auch häufig die vierkernige *Sterkiella cavicola* (KAHL; 140 - 220 µm lang, 30 - 70, meist 48 adorale Membranellen). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 5, 6, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen und terrestrischen (Boden, Moose) Biotopen. FERNANDEZ-LEBORANS (1982) fand bis zu 16 Individuen/ml in einem Fluß in Spanien. Manchmal auch in Belebtschlammanlagen (AUGUSTIN et al. 1985). Bisher in Europa, Asien, Nordamerika, Afrika und Australien nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

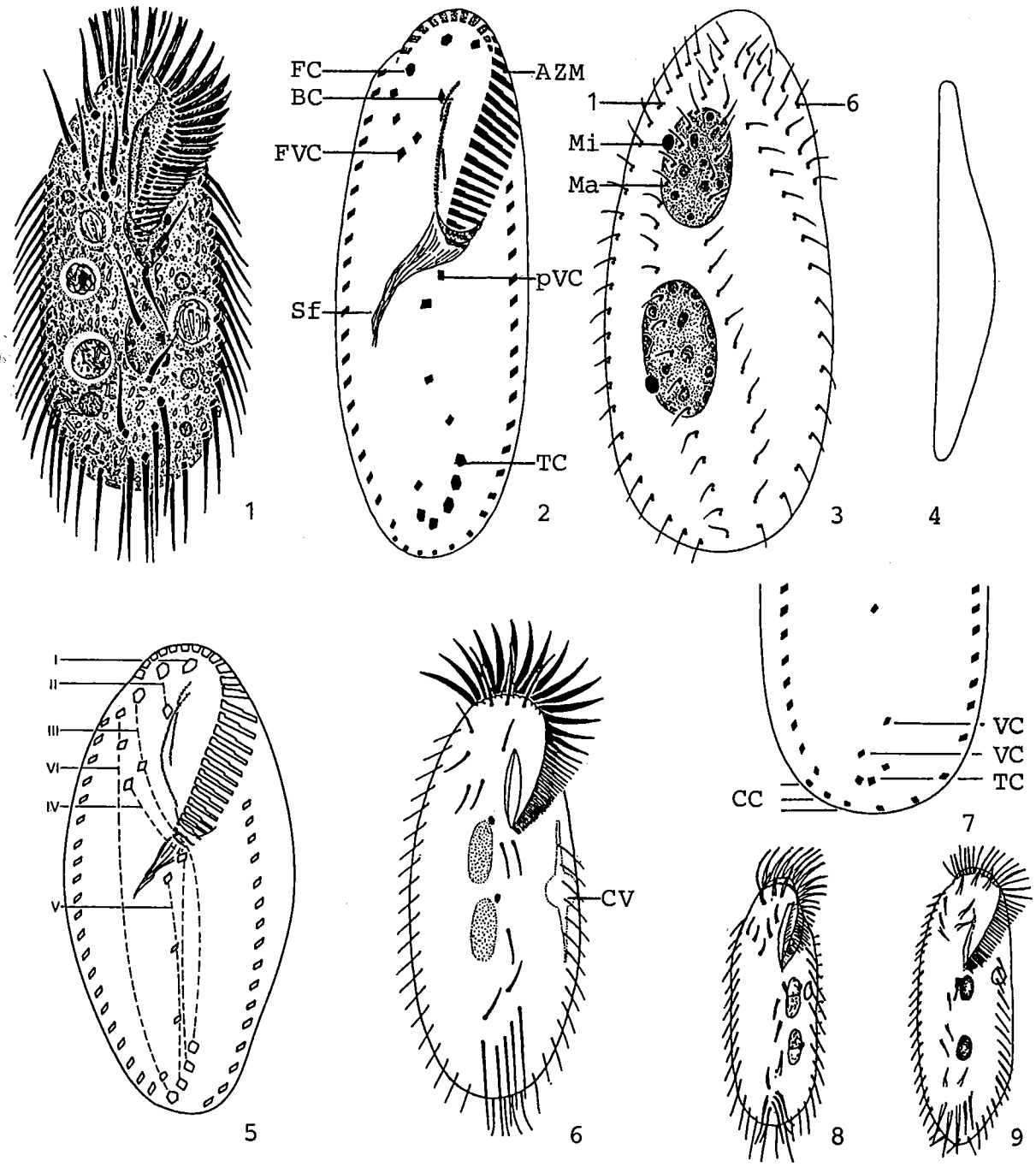
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Pseudomonas ovalis*), Pilze, Grünalgen, Diatomeen, Zooflagellaten, Nacktamöben, Ciliaten (z. B. *Colpidium colpoda*, *Pseudocyrtolophosis alpestris*, *Pseudochilodonopsis mutabilis*, *Tetrahymena* sp., *Vorticella astyliformis*). Generationszeit bei 26 °C und Fütterung mit Bakterien etwa 8 h (GIESE & ALDEN 1938). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 72 mg (FOISSNER 1987b). Autökologische Datensammlung für den limnischen Bereich → Tabelle, für den Boden bei FOISSNER (1981a), FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985). FERNANDEZ-LEBORANS (1982) gibt folgende Optimumwerte: 12.5 °C, pH 7.5, 3.5 mg/l O_2, 0 mg/l NH_4^+-N, 0.14 mg/l NO_2^--N, 0.13 mg/l NO_3^--N. Wir fanden *S. histriomuscorum* einmal mit hoher Abundanz (Häufigkeit 3) in einem polysaproben Bach (Saprobienindex = 3.4) bei folgenden Verhältnissen: pH 8.1, 8.7 °C, spez. Leitfähigkeit (20 °C) 540 µS/cm,

Tabelle: Milieuspektra von ***Sterkiella histriomuscorum***. Die Angaben von DETCHEVA (1972, 1975, 1979, 1983c) basieren auf vielen Analysen von bulgarischen Fließgewässern, jene von FERNANDEZ-LEBORANS (1982) auf 36 Analysen vom Manzanares Fluß (Madrid, Spanien). Die Originaldaten stammen von verschiedenen Fließgewässern Österreichs. n = Anzahl der Analysen.

Faktor	DETCHEVA	FERNANDES -LEBORANS	eigene Daten	n
Saprobität	a, b	a, p	b, a, p	
Frequenz (%)	0.3 - 2.5	66	11	
pH	7.2 - 8.3	6.8 - 9.5	6.6 - 8.3	(15)
°C	11 - 21	-0.5 - 28	0.3 - 13	(15)
O_2 (mg/l)	0.8 - 10.4	0.8 - 10.2	3.4 - 13.3	(15)
O_2 (Sättigung %)	9 - 95	-	31 - 115	(15)
BSB_5 (mg/l)	3.6 - 26.7	-	1.7 - 8.0	(14)
Gesamthärte (°dH)	10.9	-	6.4 - 13.8	(11)
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	7.6 - 102	-	11 - 46	(10)
NH_4^+-N (mg/l)	0.03 - 0.3	0 - 32	0.01 - 9.0	(15)
NO_3^--N (mg/l)	0.0 - 1.3	0 - 4.5	0.4 - 10.6	(15)
NO_2^--N (mg/l)	0.01 - 0.1	0 - 35	0 - 0.06	(8)
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	-	0.02 - 2.8	(15)
Bakterien/ml (Plattenmethode, 22°C)	-	-	1400 - 1.3 x 10^6	(13)

Säurekapazität 5.4 mval/l, Gesamthärte 13.8 °dH, 20 mg/l Cl^-, 20 mg/l SO_4^{2-}, 9 mg/l NH_4^+-N, 0.06 mg/l NO_2^--N, 0.65 mg/l NO_3^--N, 0.16 mg/l PO_4^{3-}-P, 2.2 mg/l P_{ges}, 30.4 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 3.4 mg/l O_2 (31 % Sättigung), BSB_2 >3.4 mg/l, 55 mg/l CSB, 184000 aerobe Kolonien/ml (22 °C, Plattenmethode), 330000 endotypische Coli/100 ml (44 °C, Plattenmethode). 100 µg/l Bleiacetat und 20 µg/l Zinkchlorid wirken letal (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986). Weitere Angaben zur Wirkung von Schwermetallen sh. FERNANDEZ-LEBORANS et al. (1987).

Saprobielle Einstufung: *Sterkiella histriomuscorum* wurde bisher nur von FERNANDEZ-LEBORANS (1982) saprobiologisch klassifiziert: a; a = 7, p = 3, I = 4, SI = 3.3. Die Einstufung als alphamesosaprober Indikator deckt sich weitgehend mit unseren Erfahrungen und den autökologischen Daten, wonach die Art in deutlich organisch belasteten Gewässern vermehrt vorkommt. Weiters paßt darauf gut die Beobachtung, daß sich *S. histriomuscorum* in bakterienreichen Bodenaufgüssen und im Belebtschlamm findet. Da man sie aber auch in betamesosaproben Gewässern immer wieder trifft, schlagen wir folgende Verteilung der saprobiellen Valenzen vor: a; b = 2, a = 6, p = 2, I = 3, SI = 3.0.



Sterkiella histriomuscorum (1 - 4, 7, aus FOISSNER 1982; 5, aus BERGER et al. 1985; 6, aus WENZEL 1953; 8, aus KAHL 1932. 1, 4, 6, 8, in vivo; 2, 3, 5, 7, nach Protargolimprägnation). 1, 6, 8: Ventralansichten, 128 μm, 140 μm, 100 μm. 2, 5: Anordnung der Cirren, 66 μm. Die strichlierten Linien in Abb. 5 verbinden jene Cirren, die bei der Teilung aus den Anlagen I - VI hervorgehen. 3: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen, 66 μm. 4: Lateralansicht, 142 μm. 7: Anordnung der Cirren in der hinteren Körperhälfte, 26 μm breit. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = hinterer Frontoventralcirrus, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = vorderer postoraler Ventralcirrus, Sf = Schlundfasern, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Histriculus similis (9, nach QUENNERSTEDT 1867 aus BERGER 1992). 9: Ventralansicht in vivo, 135 μm.

Stylonychia mytilus-Komplex

1773 *Trichoda mytilus* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 87 (ohne Abbildung).
1830 *Stylonychia mytilus* (MÜLLER) - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1830: 43 (kombinierender Autor).
1838 *Stylonychia mytilus* (MÜLLER, 1773) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 370 (erster revidierender Autor).
1859 *Stylonychia mytilus* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 147 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Stylonychia mytilus* EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 618 (Revision).
1983 *Stylonychia mytilus* EHRENBERG 1838 - AMMERMANN & SCHLEGEL, J. Protozool., 30: 292.
1983 *Stylonychia lemnae* AMMERMANN & SCHLEGEL, J. Protozool., 30: 291.
1986 *Stylonychia mytilus* und *Stylonychia lemnae* AMMERMANN & SCHLEGEL, 1983 - WIRNSBERGER, FOISSNER & ADAM, Arch. Protistenk., 132: 167 (morphologische Charakterisierung des Schwesterarten-Komplexes).
1992 *Stylonychia mytilus* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).
1992 *Stylonychia lemnae* AMMERMANN & SCHLEGEL, 1983 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbreitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Die Art *Stylonychia mytilus* wurde häufig irrtümlich EHRENBERG (1838) zuerkannt (z. B. KAHL 1932). Jedoch beschrieb sie bereits MÜLLER (1773) und schon EHRENBERG versetzte sie 1830 und nicht erst in seiner Revision von 1838 in die Gattung *Stylonychia*. AMMERMANN (1965) erkannte, daß die weit verbreitete Form *S. mytilus* aus 2 morphologisch kaum unterscheidbaren, genetisch jedoch deutlich verschiedenen Arten besteht. Die morphologische und biochemische Charakterisierung der beiden Arten erfolgte durch AMMERMANN & SCHLEGEL (1983) und STEINBRÜCK & SCHLEGEL (1983). Detaillierte morphometrische und morphogenetische Untersuchungen von WIRNSBERGER et al. (1986) ergaben nur bei der Anzahl der Basalkörperpaare einiger dorsaler Wimpernreihen statistisch signifikante Unterschiede zwischen *S. mytilus* und *S. lemnae* (sh. Punkt 6 der Differentialdiagnose). Die Autoren schlagen daher vor, bei feldökologischen Arbeiten diese Arten als "*Stylonychia mytilus*-Komplex" zu führen. Die Artengruppe hat nach BERGER (1992) mehrere Synonyme (z. B. *Trichoda silurus* MÜLLER, *Kerona dubius* FROMENTEL, *Stylonychia claviformis* GELEI, *S. kahli* DRAGESCO, *S. steinii* STILLER), die in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe sehr variabel, nach STEIN (1859b) 90 - 350 μm lang. *Stylonychia mytilus* meist 300 μm, *S. lemnae* meist 230 μm. Etwa 2.5mal so lang wie breit.

2) Gestalt sehr charakteristisch, d. h. vorne verbreitert, nach hinten mehr oder minder verschmälert. Hinteres Körperende breit abgestutzt. Vorderes und hinteres Viertel stark abgeflacht und daher hell erscheinend. Körper starr (Abb. 3, 5, 7 - 13, 16 - 19, 21, 22).

3) Konstant 2 Makronucleus-Teile etwa in der Mediane (Abb. 2, 3, 14, 15).

4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa auf der Höhe des Mundes (Abb. 3, 8, 10).

5) Drei Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Frontal- und Transversalcirren sehr kräftig. Rechter postoraler Ventralcirrus stets etwas weiter vorne stehend als der linke. Transversalcirren in 2 deutlich getrennten Gruppen angeordnet, nur die beiden rechten Cirren überragen den hinteren Körperrand deutlich (Abb. 1, 3, 4, 7 - 10, 13, 14, 18, 19, 22).

6) Konstant 6 dorsale Wimpernreihen. Reihen 1 - 4 vorne mäßig stark (*S. lemnae*) bis sehr stark (*S. mytilus*) umgebogen (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut erkennbar). *Stylonychia mytilus*: dorsale Wimpernreihe 1 = 85 - 111 Basalkörperpaare ($\bar{x}$ = ca. 98), Reihe 2 = 65 - 86 (76), Reihe 3 = 44 - 66 (62), Reihe 4 = 40 - 56 (50); *S. lemnae*: Reihe 1 = 65 - 81 (74), Reihe 2 = 49 - 69 (54), Reihe 3 = 33 - 40 (37), Reihe 4 = 30 - 39 (33). Reihen 5 und 6 hinten leicht bzw. stark verkürzt. Dorsalwimpern in vivo etwa 3 μm lang. Caudalcirren in vivo etwa 40 - 70 μm lang, am Ende zerfranst, weit getrennt angeordnet (Abb. 2, 3, 6 - 13, 15, 21, 22).

7) Adorale Membranellenzone etwa 50 - 55 % der Körperlänge, vorne deutlich kragenförmig nach dorsal gebogen (Abb. 17, 21 Pfeil), besteht aus 50 - 80, meist 60 - 75 Membranellen (nur nach Silberimprägnation gut zählbar). Undulierende Membranen ± gerade und nicht überkreuzend (Abb. 1, 4, 11 - 16, 18, 19, 22).

Verwechslungsmöglichkeiten

Arten des *S. mytilus*-Komplexes können wegen der charakteristischen Körperform, der meist beträchtlichen Größe und der langen, weit angeordneten Caudalcirren kaum mit einer anderen *Stylonychia*-Art verwechselt werden. Hinsichtlich Körperform und Größe bestehen Ähnlichkeiten mit *Laurentiella strenua* (DINGFELDER; mehrere ventrale Cirrenreihen, viele meist ungeordnete dorsale Wimpernreihen, 2 - 7, meist 4 Makronucleus-Teile). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in limnischen Biotopen, häufig im Benthal stehender Gewässer (Seen, Tümpel) und in gering durchströmten Bereichen von Fließgewässern. Auch astatische Kleingewässer werden besiedelt, da *S. mytilus* dickwandige Ruhezysten bilden kann (Abb. 20). NUSCH (1970) fand vom Februar bis Mai im Aufwuchs von Talsperren bis zu 30 Individuen/cm^2. Eher selten im Plankton (Abb. 18, 19, 21), in Belebtschlammanlagen und Tropfkörpern (CURDS 1969, 1975a, BANINA 1983). SCHERB (1968) zählte im Belebtschlamm bis zu 900 Individuen/ml. Vielfache Hinweise auf Brackwassertoleranz bis 1.8 % Salinität (z. B. FINLEY 1930, AX & AX 1960, BICK & KUNZE 1971, BICK 1972a); nach ROSTKOWSKA (1961) bewirkt eine 0.5 %ige NaCl-Lösung eine Resistenzsteigerung gegenüber den Substanzen Atebrin, Methylenblau, Chinosol, Phenol und Quecksilberchlorid, höhere NaCl-Konzentrationen werden jedoch nicht vertragen. KAHL (1932) fand sie in den Oldesloer Salzwasserstellen ebenfalls nur bis zu 0.2 % Salzgehalt. Vereinzelt auch Nachweise aus dem Meer, die aber nicht durch Abbildungen belegt sind. STOUT (1984) fand sie manchmal in Bodenproben von regelmäßig überfluteten Wiesen (Neuseeland). Sehr selten und immer nur vereinzelt im Boden (FOISSNER 1982, 1987b). Bisher in Europa, Asien, Nordamerika, Südamerika, Afrika und Australien nachgewiesen; Verbreitung des Komplexes sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Bacillus subtilis*, Rhodobakterien), Algen (*Chlorogonium* sp., *Melosira* sp.), Hefen (*Saccharomyces* sp.), Flagellaten, Ciliaten (*Tetrahymena* sp.). 1 Individuum nimmt pro Tag bis zu 2400 Diatomeen und andere Algen auf. Frißt auch Eier des Spulwurms *Ascaris suum* (SHARAVINA 1978). Generationszeit unter Kulturbedin-

gungen bei 23 - 30 °C etwa 10.5 - 13 h (KAUL & SAPRA 1983), unter natürlichen Verhältnissen in einem Fließgewässer (4 - 14 °C, Jahresmittelwert = 8.5 °C) 24 - 360 h, im Mittel etwa 118 h (SCHÖNBORN 1981, 1982). Biomasse von 10^6 Individuen ca. 400 mg (SCHÖNBORN 1981), jene der viel kleineren terrestrischen Population von FOISSNER (1982) nur etwa 70 mg. DILLON & HOBBS (1973) berechneten für eine Population aus Alaska 277 mg, MICHIELS (1974) ermittelte 199 mg, CHORIK & SHUBERNETSKY (1978) geben 900 mg an. Nach unseren Berechnungen aus der mittleren Größe beträgt die Biomasse etwa 350 mg. Tagesproduktion im beta- bis alphamesosaproben Ammerbach nahe Jena im Mittel 1.8 mg/m^2 (Maximum = 7.0 mg/m^2). SCHÖNBORN (1982) gibt für die alphamesosaprobe mittlere Saale weitere produktionsbiologische Daten: 1700 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 99000 Individuen/m^2 bzw. 39.8 mg/m^2, P/B = 57. Maximale Clearance-Rate ca. 5.5 x 10^{-3} ml/h (FENCHEL 1980a,b). Sauerstoffverbrauch eines Individuums etwa 2.3 nl O_2/h (CHORIK & SHUBERNETSKY 1978, KLEKOWSKI 1981, FENCHEL & FINLAY 1983). Autökologische Datensammlung für den limnischen Bereich → Tabelle und Ökogramm, für den Boden bei FOISSNER et al. (1985). MIHAILOWITSCH (1989) fand Arten des *S. mytilus*-Komplexes in Fließgewässern Deutschlands bei folgenden Verhältnissen (n = 11 - 13): 4.2 - 20.0 °C, pH 7.4 - 8.0, 13.5 - 89.4 mg/l CO_2 (frei), 4.5 - 9.3 mg/l O_2, 0.07 - 0.5 mg/l NH_4^+-N, 0.03 - 0.8 mg/l NO_2^--N, 0.3 - 6.0 mg/l NO_3^--N, 40 - 265 mg/l Cl^-, 57 - 151 mS/m spez. Leitfähigkeit. Eurytherm; DINGFELDER (1962) hat Arten des *S. mytilus*-Komplexes in Wegpfützen noch bei Was-

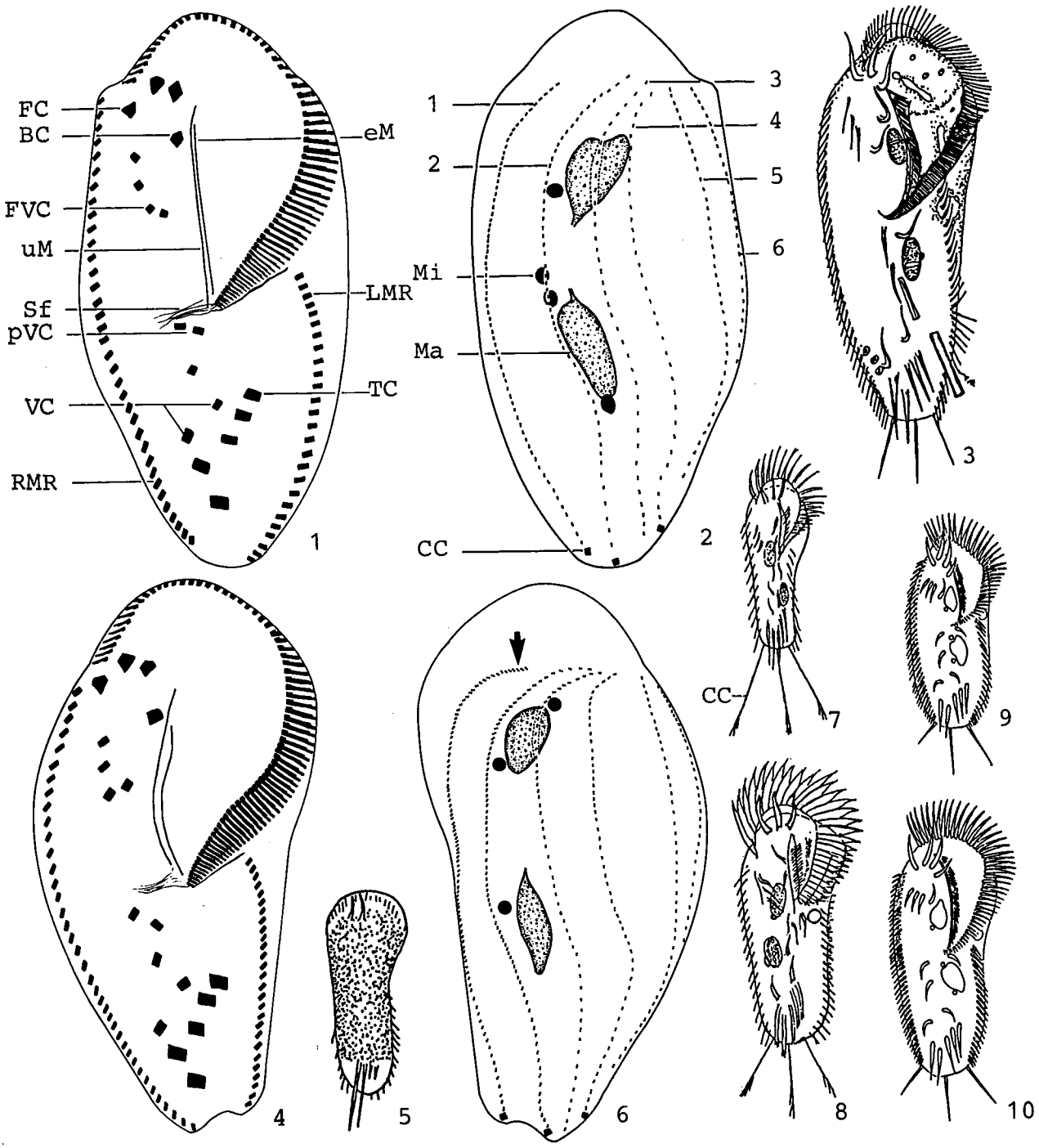
Tabelle: Milieuspektra des ***Stylonychia mytilus***-Komplexes. Spalte 1, aus CAIRNS (1964; 63 Analysen von Fließgewässern überwiegend aus den USA); 2, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 3, aus DETCHEVA (1972, 1975, 1976, 1978, 1979, 1983a, b, c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus MADONI & GHETTI (1981b; 6 Analysen von einem Fließgewässer in Norditalien); 5, aus FOISSNER et al. (1982; 9 Analysen von alpinen stagnierenden Kleingewässern); 6, aus FOISSNER et al. (1982; ein massenhaftes Vorkommen in einem alpinen stagnierenden Kleingewässer); 7, eigene Daten (verschiedene Fließgewässer in Österreich; n = 13 - 20).

	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	-	o - a	-	b - a	b - a	b - a...p
Frequenz (%)	31	-	1.4 - 9.8	-	-	-	15
pH	6.0 - 9.5	4.0 - 8.4	6.3 - 8.5	8.0 - 8.5	4.9 - 5.6	5.3	7.1 - 8.7
°C	4.0 - 40	2.0 - 25.0	0.6 - 25.0	17.5-21.0	2.5 - 20.0	9.7	0.2 - 12
O_2 (mg/l)	3.0 - 15.0	0 - 22.5	3.0 - 14.3	9.5 - 11.3	6.7 - 11.3	10.8	6.0 - 13.0
O_2 (%Sättig.)	-	-	30 - 103	-	86 - 148	123	55 - 105
BSB_5 (mg/l)	0.5 - 20[1]	2.0 - 24.5	1.3 - 49.0	-	-	-	1 - 7
Gesamthärte (°dH)	-	-	3 - 48	-	1.2 - 7.0	2.0	3.0 - 14.0
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	7.0 - 13[4]	4 - 76	76	2 - 76
NH_4^+-N (mg/l)	0.01 - 20[2]	0 - 20.2	0.25 - 8[2]	0.25-1.42	0 - 6.2	6.2	0 - 1.3
NO_3^--N (mg/l)	0.001 - 7	-	0 - 11.7	0.1 - 0.8	0 - 0.45	0	0.5 - 2.2
NO_2^--N (mg/l)	0.001 - 1.5	-	0 - 0.3	0.006-0.1	0 - 3.0	0	0 - 0.02
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0.03 - 3.3	-	-	0.13 - 0.7	0 - 0.09	0.09	0.02 - 0.27
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	0.006 - 5[3]	-	-	0.5 - 10[5]		0.001-1.3[3]

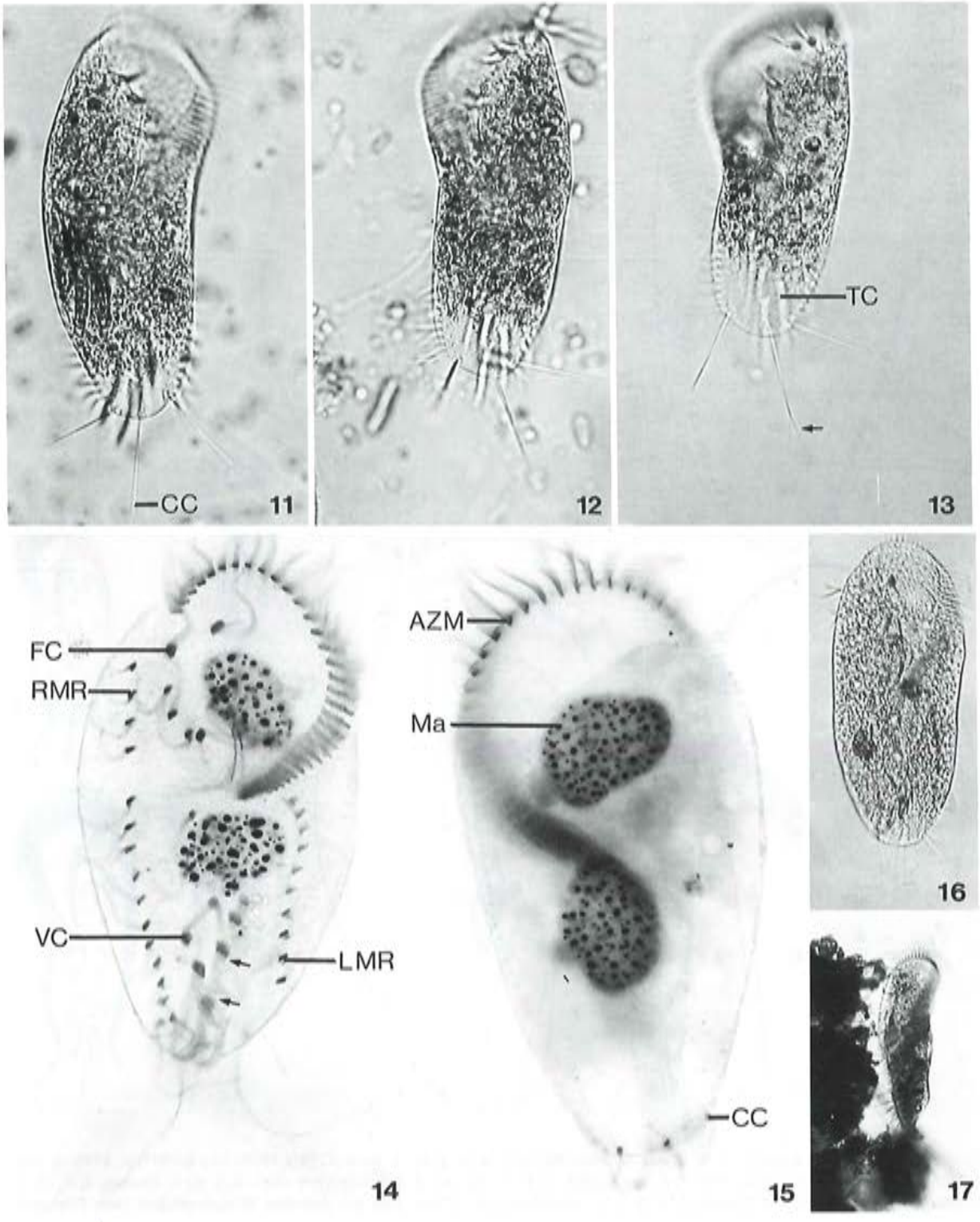
[1] Zeitraum nicht angegeben, aber vermutlich BSB_5. [2] NH_3-N. [3] Plattenmethode. [4] CSB. [5] Direktzählung.

sertemperaturen von 47 °C beobachtet. KAUL & SAPRA (1989) geben dagegen als obere Temperaturgrenze 30 °C an, und stellten fest, daß die Makronucleus-Fläche bei dieser Temperatur signifikant höher (1075 ± 43 μm^2) als bei 23 °C (781 ± 19 μm^2) ist. Bei 500 mg/l Bleiazetat finden sich in den Zellen 1.2 - 1.8 μm große Bleiablagerungen (FERNANDEZ-LEBORANS et al. 1985). Nach BOYKOVA (1981) überlebt *S. mytilus* 20 mg/l Blei (2.6 Teilungen/d), es kommt jedoch zu einem auffallenden Polymorphismus. Toleriert bei Anwesenheit von 50 μg/l Bleiazetat nicht mehr als 100 μg/l Zinkchlorid (FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA 1986). Häufig von Suktorien parasitiert (DIECKMANN 1985).

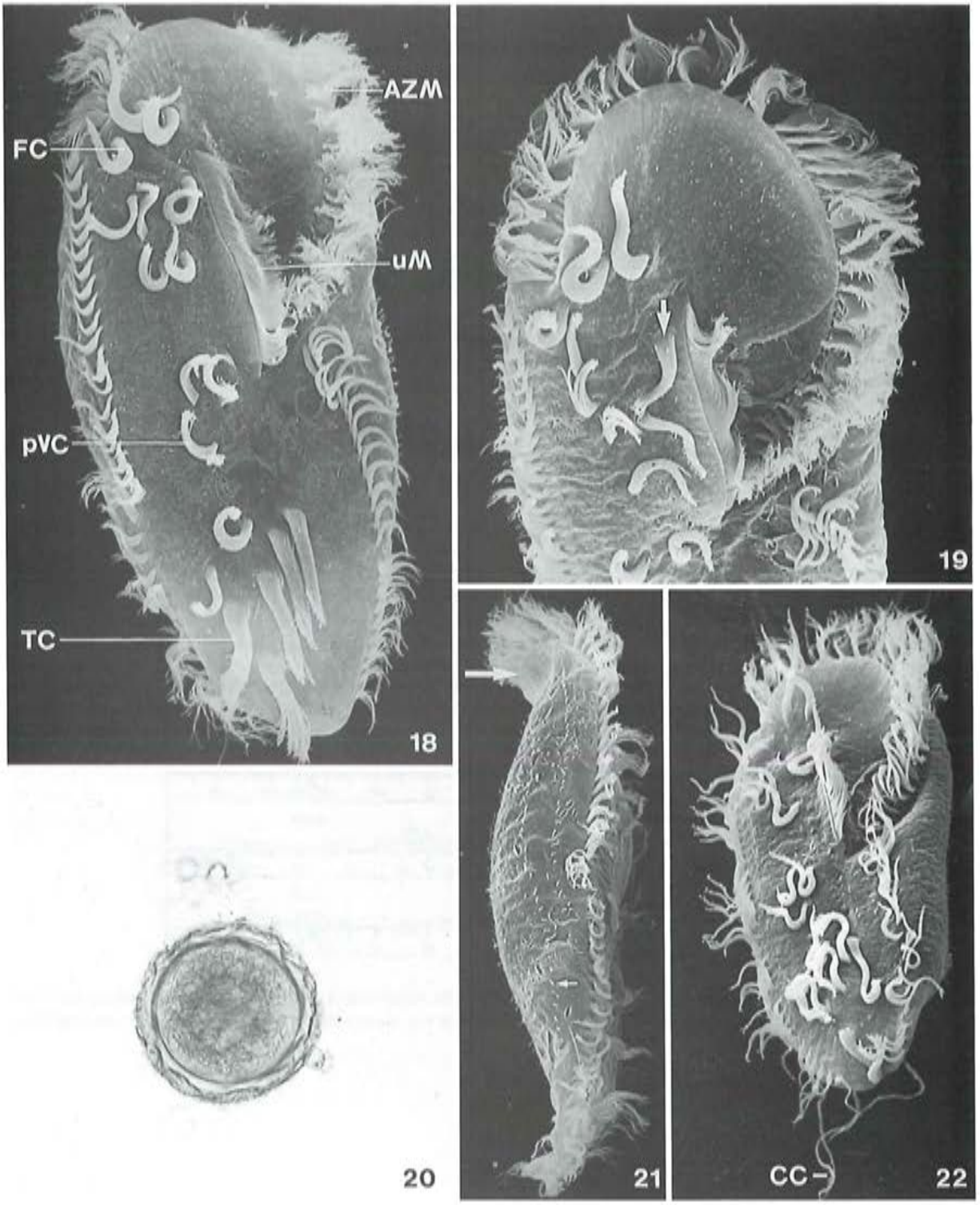
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9. Diese Einstufung stimmt gut mit unseren Erfahrungen und den vorliegenden autökologischen Daten überein (→ Tabelle, Ökogramm). Wir fanden die Arten des *S. mytilus*-Komplexes ebenfalls überwiegend in beta- bis alphamesosaproben und ausgewogen alphamesosaproben Fließgewässern (SI = 1.9 - 3.2). Die höchste Abundanz war im alphamesosaproben Bereich eines durch Zellstoff- und Papierindustrieabwässer stark belasteten Flusses in Oberösterreich bei 6.8 mg/l O_2 (65 % Sättigung) und 30 mg/l CSB zu verzeichnen. Tritt nach SCHERB (1968) in überwiegend mit Molkereiabwasser beschickten Belebtschlammanlagen häufiger auf als in Anlagen mit städtischem Abwasser.



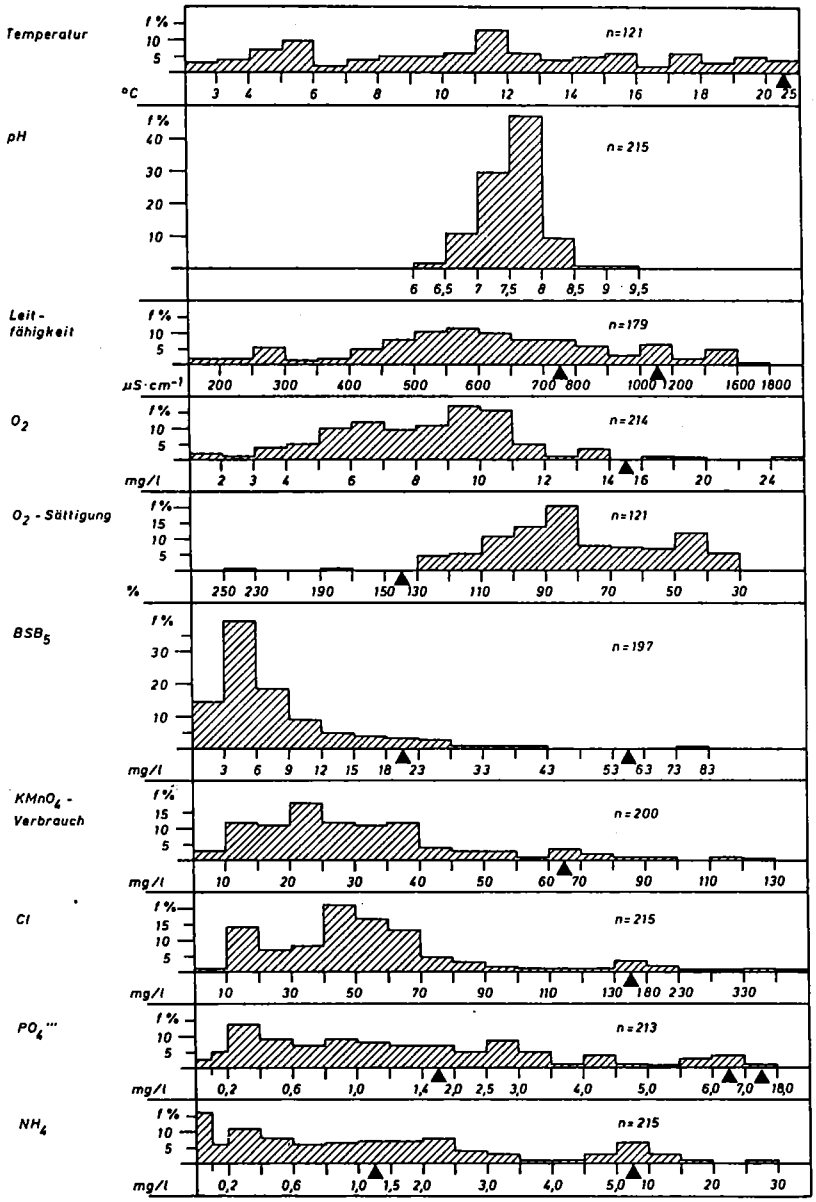
Stylonychia mytilus-Komplex (1, 2, 4, 6, aus WIRNSBERGER et al. 1986; 3, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 5, nach MÜLLER 1786 aus BERGER 1992; 7, 8, aus KAHL 1932; 9, 10, aus AMMERMANN 1965. 1, 2, 9, *S. lemnae*; 4, 6, 10, *S. mytilus*; 3, 5, 7, 8, *S. mytilus*-Komplex). 1, 2, 4, 6: Anordnung der Cirren und der dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 180 µm, 214 µm. Der Pfeil in Abb. 6 weist auf die sehr stark gebogenen Enden der dorsalen Wimpernreihen. 3, 5, 7 - 10: Ventralansichten in vivo, ? µm, ? µm, 100 µm, 250 µm, ? µm, ? µm. BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, eM = endorale Membran, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = Frontoventralcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalreihe, Sf = Schlundfasern, TC = linker Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, 1 - 6 = dorsale Wimpernreihen 1 - 6.



***Stylonychia mytilus*-Komplex** (Originale; 11 - 13, 16, 17, in vivo; 14, 15, nach Protargolimprägnation). **11, 16**: Ventralansichten. **12, 13**: Dorsalansichten. Der Pfeil in Abb. 13 markiert das zerfranste Ende des mittleren Caudalcirrus. **14**: Anordnung der Cirren. Bei diesem Individuum fehlt der mittlere Frontalcirrus. Die Pfeile markieren die Lücke zwischen den 2 rechten und den 3 linken Transversalcirren. **15**: Dorsalansicht. **17**: Lateralansicht. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.



***Stylonychia mytilus*-Komplex** (18, 19, 21, 22, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **18, 19, 21**: Ventralansichten und Lateralansicht einer großen planktischen Form aus dem Teich der Universität Salzburg. Der Pfeil in Abb. 19 markiert den Buccalcirrus. Der große Pfeil in Abb. 21 weist auf die kragenförmig nach dorsal gebogene adorale Membranellenzone, der kleine markiert eine Dorsalwimper. 20: Ruhezyste in vivo. 22: Ventralansicht. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, FC = rechter Frontalcirrus, pVC = hinterster postoraler Ventralcirrus, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membran.



Ökogramm vom *Stylonychia mytilus*-Komplex (aus HEUSS 1976). Die Abbildung zeigt die prozentuale Verteilung der Funde (n) in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von alphamesosaproben Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland.

Stylonychia pustulata (MUELLER, 1786) EHRENBERG, 1835

1786 *Kerona pustulata* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 246.
1835 *Stylonychia pustulata* - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1835: 164 (kombinierender Autor).
1838 *Stylonychia pustulata* (MÜLLER, 1786) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 371 (erster revidierender Autor).
1859 *Stylonychia pustulata* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 161 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Stylonychia pustulata* EHRENBERG, 1838-STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 619 (Revision).
1974 *Stylonychia putrina* STOKES - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 63 (Fehlbestimmung; durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer der BRD).
1985 *Stylonychia pustulata* (MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1838 - WIRNSBERGER, FOISSNER & ADAM, J. Protozool., 32: 262 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1992 *Stylonychia pustulata* (MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1835 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Die Art wurde häufig irrtümlicherweise EHRENBERG (1838) zuerkannt (z. B. KAHL 1932). Sie wurde jedoch bereits von MÜLLER (1786) beschrieben und schon von EHRENBERG (1835) in die Gattung *Stylonychia* versetzt. Die von BORROR (1972a) und WIRNSBERGER et al. (1985a) vorgenommene Synonymisierung mit *S. notophora* STOKES, erscheint nach BERGER (1992) nicht gerechtfertigt, da *S. notophora* anders angeordnete Transversalcirren besitzt (→ Verwechslungsmöglichkeiten). Die Art hat nach BORROR (1972a) und BERGER (1992) ein Synonym (*S. fissiseta* CLAPAREDE & LACHMANN), das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt.

Differentialdiagnose

1) Größe ziemlich variabel, in vivo 50 - 200 μm lang, meist 80 - 140 x 40 - 70 μm.

2) Gestalt meist breit elliptisch. Vorderende breit, Hinterende mäßig breit bis schmal gerundet. Mittlerer Bereich dorsal oft stark gewölbt. Körper starr (Abb. 1, 2, 5 - 8, 11, 12, 15, 17, 18).

3) Konstant 2 Makronucleus-Teile etwa in der Mediane (Abb. 1, 4, 7 - 10, 13, 16).

4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa auf der Höhe des Mundes (Abb. 1, 6-8).

5) Drei Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Linker Frontoventralcirrus dicht neben den anderen Frontoventralcirren (Abb. 3, Pfeilspitze). Transversalcirren hakenförmig angeordnet, zumindest die 4 rechten überragen den hinteren Körperrand deutlich (Abb. 1, 3, 8, 9 - 11, 13, 17, 18).

6) Konstant 6 dorsale Wimpernreihen (nur nach Silberimprägnation oder im Interferenzkontrast gut erkennbar), Reihen 1 - 4 körperlang, Reihen 5 und 6 hinten stark verkürzt. Wimpernreihen vorne nicht umgebogen. Dorsalwimpern in vivo etwa 3 μm lang. Caudalcirren in vivo 16 - 25 μm lang, am Ende nicht zerfranst (Abb. 1, 4, 6 - 8, 11, 12, 16, 17, 20).

7) Adorale Membranellenzone etwa 50 % der Körperlänge, besteht aus etwa 24 - 42, meist 35 Membranellen (nur nach Silberimprägnation gut zählbar). Undulierende Membranen ± gerade und nicht überkreuzend (Abb. 1, 3, 7 - 11, 13, 17 - 19).

Verwechslungsmöglichkeiten

In vivo leicht mit → *S. putrina* (Gestalt parallelseitig, linker Frontoventralcirrus deutlich von den anderen Frontoventralcirren abgesetzt, Ruhezyste mit glatter Wand), → *S. vorax* (hinteres Körperende schmal gerundet oder fast zugespitzt, Caudalcirren sehr eng angeordnet) und *S. notophora* (Transversalcirren in 2 deutlich getrennten Gruppen angeordnet) zu verwechseln. Nach REILLY & LILLY (1957) bestehen zwischen *S. pustulata* und *S. putrina* auch Unterschiede in den Nahrungsansprüchen. *Stylonychia bifaria* (STOKES) hat zwei deutlich getrennte Gruppen von Transversalcirren und vergleichsweise kurze Caudalcirren (BERGER 1992). Arten des → *S. mytilus*-Komplexes sind meist größer, vorne deutlich breiter als hinten, haben in 2 Gruppen angeordnete Transversalcirren und sind vor allem an den weit getrennt angeordneten, sehr langen und am Ende zerfransten Caudalcirren leicht erkennbar. Für die Identifikation sind die Merkmale 2, 5 und 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in Seen, Tümpeln und wenig verschmutzten, langsam fließenden Gewässern. Der Originalfundort ist jedoch die Nordsee bei Dänemark. MIHAILOWITSCH (1989) fand sie bei einem Cl^--Gehalt von 37 - 940 mg/l. Kommt aber auch in Tropfkörpern und Belebtschlammanlagen vor (CURDS 1969, 1975a). Erreicht in Tropfkörpern Abundanzen bis zu 2000 Individuen/ml (LACKEY 1938a). Glaubwürdige, durch Abbildungen belegte Nachweise aus terrestrischen Biotopen fehlen (FOISSNER 1987b). Verbreitung sicher kosmopolitisch.

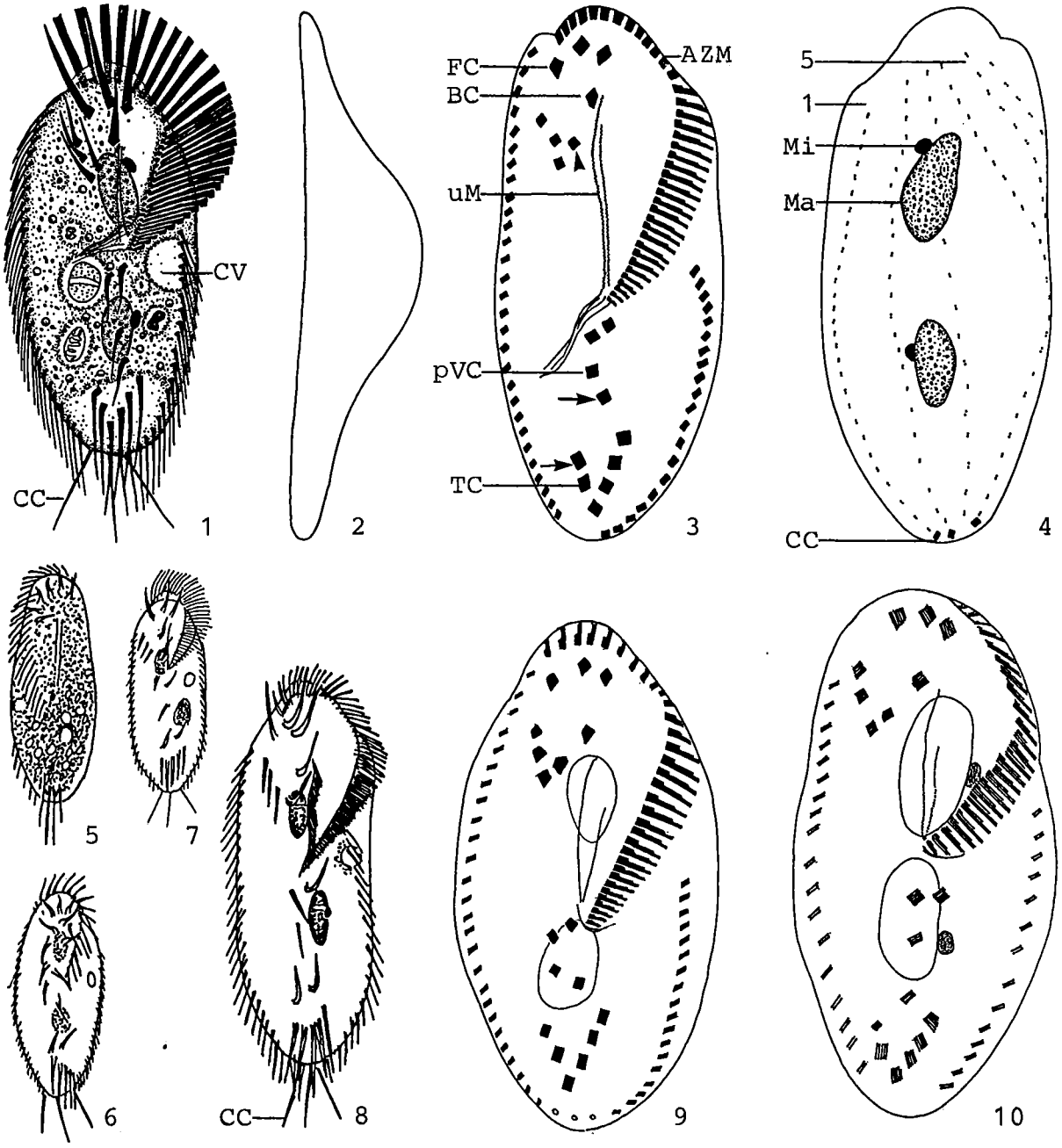
Tabelle: Milieuspektra von ***Stylonychia pustulata***. Die Angaben von BICK & KUNZE (1971) sind eine Literaturzusammenstellung, jene von PATRICK et al. (1967) beruhen auf zahlreichen Analysen des Savannah Flusses in den USA, jene von DETCHEVA (1975, 1978, 1979, 1983a, b, c) auf vielen Analysen von verschiedenen Fließgewässern Bulgariens, jene von MIHAILOWITSCH (1989) auf 33 Analysen aus solebelasteten Fließgewässern Deutschlands.

Faktor	BICK & KUNZE	PATRICK et al.	DETCHEVA	MIHAILOWITSCH
Saprobität	-	-	b - a	-
Frequenz (%)	-	-	0.9 - 3.6	-
pH	-	-	6.9 - 8.3	6.7 - 7.9
°C	1 - 22.5	> 8 - 23	4 - 26	3.4 - 20
O_2 (mg/l)	0.1 - 11.8	7.0 - 10.0	3.5 - 12.0	1.2 - 19.6
O_2 (% Sättigung)	-	-	45 - 100	-
BSB_5 (mg/l)	-	-	1.2 - 28.1	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.15 - 0.39	0.009 - < 1.0	0.05 - 0.8	0.07 - 1.3
NO_3^--N (mg/l)	-	0.07 - 0.2	0 - 1.6	2.2 - 6.2
NO_2^--N (mg/l)	-	0.001 - < 0.007	0 - 0.13	0.01 - 0.8
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.01 - 0.033	-	-

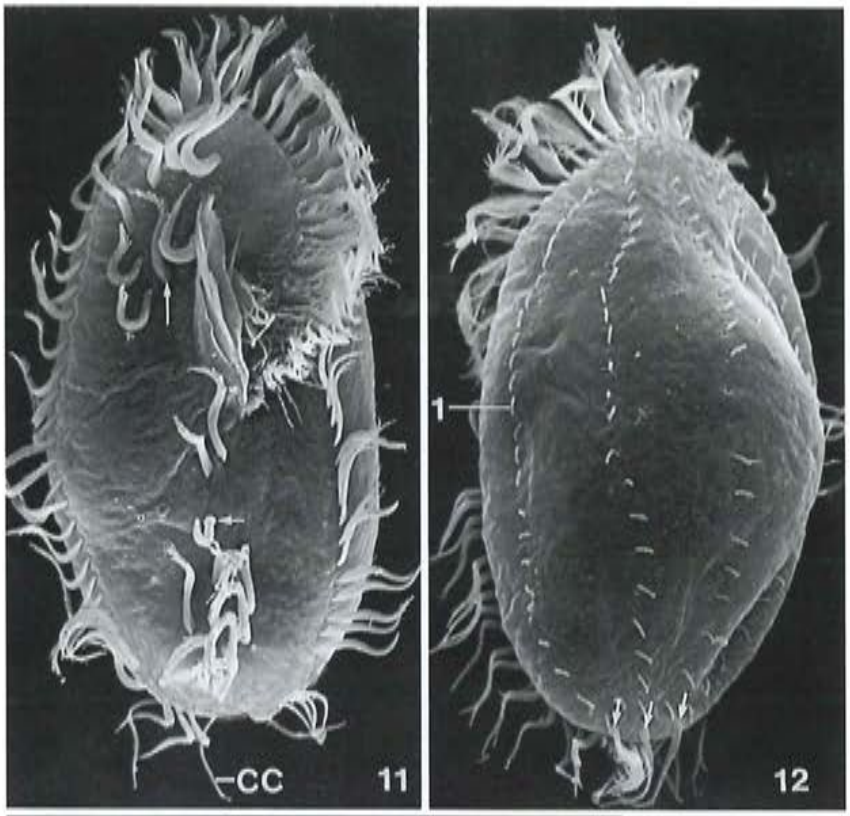
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Algen (*Chlorogonium elongatum*, *Euglena gracilis*, *Polytoma uvella*, *P. agilis*), Zooflagellaten, Ciliaten (Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes, *Dexiostoma campyla*). Generationszeit nach OKA et al. (1980) bei 25 °C und Fütterung mit *Chlorogonium elongatum* etwa 24 h, nach DASS & SAPRA (1965) bei 28 °C etwa 8 h. DARBY (1929) beobachtete bei pH 8.0 eine höhere Teilungsrate (44 Teilungen in 10 Tagen) als bei pH 6.1 - 6.5 (etwa 33 Teilungen in 10 Tagen). ZINGHER (1935) fand signifikante Unterschiede in der Körperlänge bei 7 °C ($\bar{x}$ = 99 μm; n = 925) und 25 °C ($\bar{x}$ = 90 μm; n = 308).

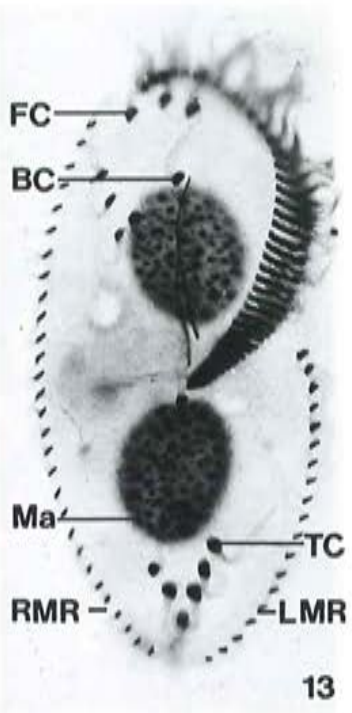
Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 80 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle.

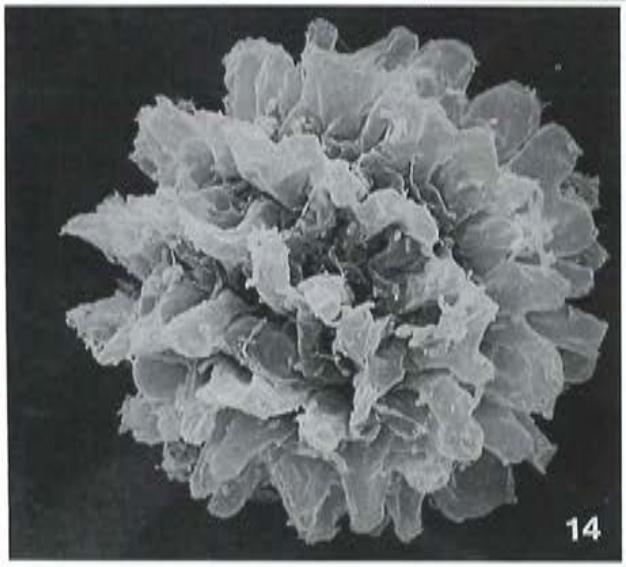
Saprobielle Einstufung: Die Einstufung dieser Art ist nicht sehr einheitlich. STEIN (1859b) fand sie auch in fauligen Infusionen und Mistpfützen. KOLKWITZ & MARSSON (1909) und KOLKWITZ (1950) werten sie dagegen als oligosaproben Indikator. FOISSNER (1988a) stuft sie in Anlehnung an SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) als ausgeprägt betamesosaprobe Form ein (b; b = 9, a = 1, I = 5, SI = 2.1). In Anbetracht der ziemlich unterschiedlichen Fundortangaben schlagen wir daher eine geringfügige Änderung der saprobiellen Valenzen vor: b; o = 1, b = 7, a = 2, I = 3, SI = 2.1. Der betamesosaprobe Verbreitungsschwerpunkt von *S. pustulata* steht jedoch außer Zweifel.

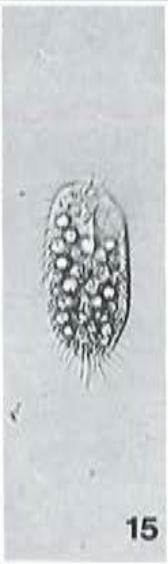


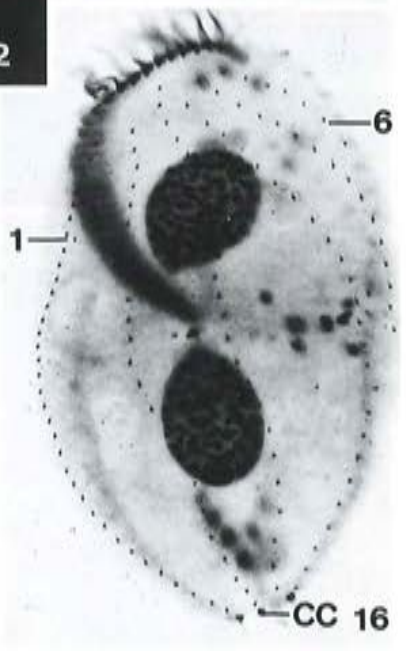
Stylonychia pustulata (1 - 4, aus WIRNSBERGER et al. 1985a; 5, nach MÜLLER 1786 aus BERGER 1992; 6, nach EHRENBERG 1838 aus BERGER 1992; 7, aus KAHL 1932; 8, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992; 9, aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986; 10, nach PÄTSCH 1974 aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986). **1, 2**: Ventral- und Lateralansicht in vivo, 82 μm, 107 μm. **3, 9, 10**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 80 μm. Die Pfeile in Abb. 3 weisen auf die Ventralcirren vor den Transversalcirren, die Pfeilspitze markiert den linken Frontoventralcirrus. **4**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation, 80 μm. **5**: Dorsalansicht in vivo, ? μm. **6 - 8**: Ventralansichten in vivo, ? μm, 150 μm, ? μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = hinterer postoraler Ventralcirrus, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membranen, 1, 5 = dorsale Wimpernreihe 1 und 5.



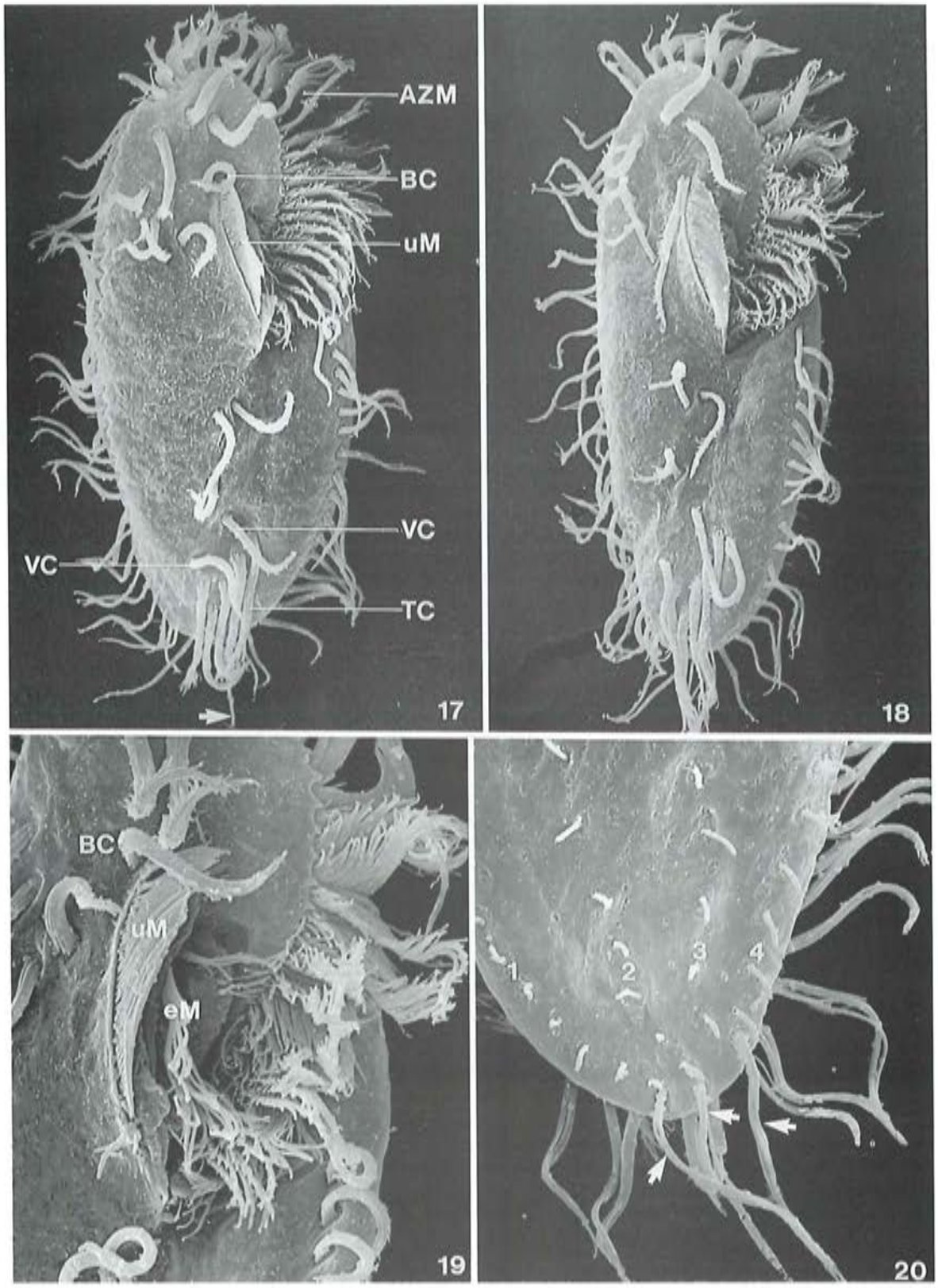








Stylonychia pustulata (11 - 16, Originale). **11, 12**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventral- und Dorsalseite. Die beiden Pfeile in Abb. 11 markieren den linken Frontoventralcirrus und den hinteren postoralen Ventralcirrus. Die Pfeile in Abb. 12 weisen auf die Caudalcirren. **13, 16**: Ventral- und Dorsalansicht nach Protargolimprägnation. **14**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Ruhezyste. **15**: Ventralansicht in vivo. BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.



Stylonychia pustulata (17 - 20, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **17, 18:** Ventralansicht eines breiteren und eines schmäleren Individuums. Der Pfeil in Abb. 17 markiert den mittleren Caudalcirrus. **19:** Mundfeld. **20:** Hinterer Körperabschnitt in Dorsalansicht. Die Pfeile weisen auf die 3 Caudalcirren an den Enden der dorsalen Wimpernreihen 1, 2 und 4. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, eM = endorale Membran, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, 1 - 4 = dorsale Wimpernreihen 1 - 4.

Stylonychia putrina STOKES, 1885

1885 *Stylonychia putrina* STOKES, Am. mon. microsc. J., 6: 187.
1888 *Stylonychia putrina*, STOKES - STOKES, J. Trenton nat. Hist. Soc., 1: 298.
1932 *Stylonychia putrina* STOKES, 1885 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 619 (erster revidierender Autor).
1969 *Stylonychia putrina* - GROLIERE, Annls Stn limnol. Besse, 4: 347 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem See in Frankreich).
1969 *Stylonychia putrina* STOKES, 1885 - CURDS, Wat. Poll. Res., 12: 70 (durch Abbildung belegter Nachweis aus Belebtschlamm).
1992 *Stylonychia putrina* STOKES, 1885 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) führt *Stylonychia* lediglich als Untergattung von *Oxytricha*. In seiner Revision lautet daher der Name richtig *O. (Stylonychia) putrina*. Die von DRAGESCO & NJINE (1971) beschriebenen Populationen sind nach BERGER (1992) mit *S. mytilus* und *S. notophora* identisch, da die Transversalcirren in 2 Gruppen getrennt sind. Die Populationen von PÄTSCH (1974) und DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986) werden wegen der Stellung der Cirren und der Körperform *S. pustulata* zugerechnet. Mehrere Beschreibungen gelten als unbestimmbar (BERGER 1992). Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo 120 - 150 μm lang, etwa 3mal so lang wie breit.

2) Gestalt fast parallelseitig, vorne etwas breiter als hinten. Körperenden breit gerundet. Körper starr (Abb. 1, 3).

3) Konstant 2 Makronucleus-Teile etwa in der Mediane (Abb. 1, 3).

4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa auf der Höhe des Mundes (Abb. 2, 3).

5) Drei Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Linker Frontoventralcirrus auffallend weit nach links (Abb. 1, Pfeil) und hinterer postoraler Ventralcirrus weit nach hinten verschoben (Abb. 1, Pfeilspitze). Transversalcirren überragen kaum (links) bis deutlich (rechts) den hinteren Körperrand (Abb. 2, 3).

6) Dorsalwimpern etwa 3 μm lang. Caudalcirren nur etwa 15 % der Körperlänge, weit getrennt angeordnet (Abb. 1 - 3).

7) Adorale Membranellenzone etwa 43 % der Körperlänge, besteht aus etwa 50 - 55 Membranellen (nur nach Silberimprägnation gut zählbar). Undulierende Membranen ± gerade und nicht überkreuzend (Abb. 1 - 3).

8) Ruhezyste mit glatter Wand.

Verwechslungsmöglichkeiten

In vivo leicht mit der häufiger vorkommenden → *S. pustulata* (Gestalt elliptisch, linker Frontoventralcirrus nicht von den anderen Frontoventralcirren abgesetzt) zu verwechseln. Die sichersten Unterscheidungskriterien sind die Ruhezyste (*S. putrina*: glatte Wand; *S. pustulata*: warzige Wand) und

der Entstehungsort des hinteren Mundfeldes bei der Teilung (*S. putrina*: links neben dem linken Transversalcirrus; *S. pustulata*: links neben den beiden vorderen postoralen Ventralcirren). Nach REILLY & LILLY (1957) bestehen zwischen *S. putrina* und *S. pustulata* auch Unterschiede in den Nahrungsansprüchen. → *Sterkiella histriomuscorum* hat meist nur 4 Transversalcirren, unauffällige Caudalcirren und überkreuzende undulierende Membranen. Für die Identifikation von Interphaseindividuen sind besonders die Merkmale 2, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Verbreitet in stehenden und fließenden Gewässern, meist zwischen sich zersetzenden Pflanzenteilen. Eher selten in Belebtschlammanlagen, Scheibentauchkörperanlagen und Stabilisierungsteichen (CURDS & COCKBURN 1970a, MADONI & GHETTI 1981a, KRISHNAMOORTHI & SARKER 1981). Verträgt nach BICK (1968a, b) Salinitäten bis zu 1.4 % und erreicht beim Zellstoffabbau im Brackwasser (0.7 % Salzgehalt) Abundanzen bis 750 Individuen/ml. Bisher in Europa, Nord- und Südamerika und Asien nachgewiesen.

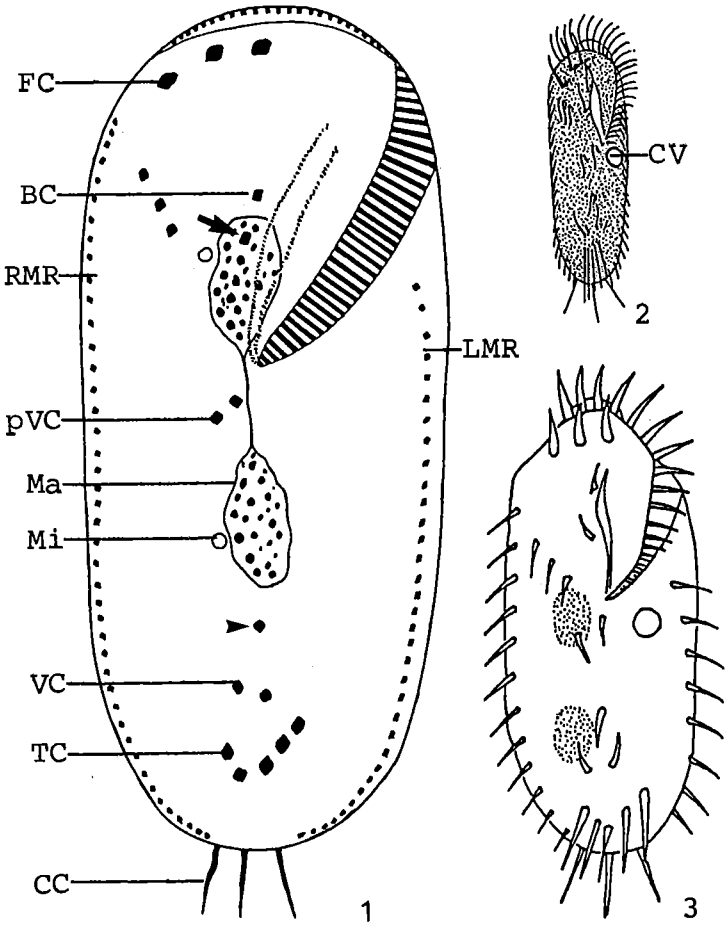
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Aerobacter* sp.), Algen (*Chlamydomonas* sp.) und Ciliaten (Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes). Generationszeit bei 23 °C und Fütterung mit *Chlorogonium elongatum* etwa 12 h (AMMERMANN & MUENZ 1982). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 68 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle. BICK (1972a) gibt folgende Optimalbereiche an: pH 6.5 - 7.0 und 0.1 - 1.0 mg/l O_2. Weiters gibt er noch einen Gesamtbereich von 0 - 2 mg/l NH_3 und 1000 - 20 x 10^6 Bakterien/ml (Plattenmethode) an. Diese Bereiche wurden später teilweise noch erweitert: 30 °C, pH 4.7, 30 - 40 mg NH_4^+-N (BICK & BERTRAM 1973, BICK & DREWS 1973, GREISER 1974, PRIMC 1983).

Tabelle: Milieuspektra von *Stylonychia putrina*. Die Angaben von BICK (1972b) sind eine Literaturzusammestellung, jene von PATRICK et al. (1967) beruhen auf zahlreichen Analysen des Savannah Flusses in den USA, jene von DETCHEVA (1983 c) auf vielen Analysen vom Flußsystem der Maritza, Bulgarien.

Faktor	BICK	PATRICK et al.	DETCHEVA
Saprobität	-	-	a
Frequenz (%)	-	-	0.9
pH	5.8 - 9.4	-	7.2 - 7.4
°C	2 - 25	23 - 28	17.5 - 25
O_2 (mg/l)	0 - 12.6	> 5 - 7.0	5.5 - 7.7
O_2 (% Sättigung)	-	-	67 - 80
BSB_5 (mg/l)	-	0.5 - 1.0[1]	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 17	0.03 - 0.05[2]	0.05 - 0.21
NO_3^--N (mg/l)	-	0.07 - 0.2	0 - 0.54
NO_2^--N (mg/l)	-	0.001 - < 0.007	0.03 - 0.46
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.017 - 0.033	-

[1] Zeitraum nicht angegeben, wahrscheinlich BSB_5. [2] NH_3-N.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Obwohl die Einstufung gut mit den Angaben von den Fundorten und den autökologischen Daten übereinstimmt, sollte sie durch weitere Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen überprüft werden.



Stylonychia putrina (1, aus GROLIERE 1969; 2, aus STOKES 1885a; 3, aus CURDS 1969). 1: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, ? μm. Der Pfeil weist auf den weit nach links verschobenen linken Frontoventralcirrus, die Pfeilspitze auf den weit nach hinten verlagerten hinteren postoralen Ventralcirrus. 2, 3: Ventralansichten in vivo, 123 μm, 150 μm. BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalreihe, TC = rechter Transversalcirrus, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Stylonychia stylomuscorum (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) **nov. comb.**

1932 *Stylonychia muscorum* KAHL, Tierwelt Dtl., 25; 619.
1957 *Stylonychia muscorum* KAHL 1932 - SRAMEK-HUSEK, Věst. čsl. zool. Spol., 21: 23 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Fluß Moravice, Tschechoslowakei).
1991 *Oxytricha stylomuscorum* nom. nov. - Original nomenklatorischer Akt (→ Nomenklatur).
1992 *Stylonychia stylomuscorum* (FOISSNER, BLATTERER, BERGER & KOHMANN, 1991) - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Die komplizierte Nomenklatur wird bei → *Sterkiella histriomuscorum* erläutert. Die Populationen von ALONSO & PEREZ-SILVA (1963a, b) und MATIS & DANISKOVA (1972) gelten als unbestimmbar. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo 60 - 100 μm lang, etwa 2.1mal so lang wie breit. Körper starr.

2) Gestalt breit elliptisch, nach hinten wenig verschmälert. Körperenden gerundet (Abb. 1 - 3).

3) Zwei ellipsoide, nur wenig voneinander getrennte Makronucleus-Teile. Dazwischen konstant nur 1 Mikronucleus (Abb. 1 - 3).

4) Drei Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Transversalcirren leicht verstärkt, überragen das hintere Körperende deutlich (Abb. 1 - 3).

5) Caudalcirren etwa 1.5mal so lang wie die Marginalcirren. Anzahl und Anordnung der dorsalen Wimpernreihen unbekannt. Dorsalwimpern kurz (< 4 μm; Abb. 1 - 3).

6) Adorale Membranellenzone 40 - 50 % der Körperlänge. Undulierende Membranen kurz und nicht überkreuzend (Abb. 1 - 3).

Verwechslungsmöglichkeiten

Kann wegen der besonderen Lage des Mikronucleus (zwischen den Makronucleus-Teilen) mit keiner anderen *Stylonychia*-Art verwechselt werden. Hinsichtlich Körperform und Cirrenausstattung besteht viel Ähnlichkeit mit der häufiger vorkommenden Art → *Sterkiella histriomuscorum* (2 Mikronuclei, meist nur 4 Transversalcirren). Von der in Größe, Gestalt und Kernapparat ähnlichen → *Oxytricha setigera* unterscheidet man sie leicht durch die kurzen Dorsalwimpern. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 3, 5 wichtig.

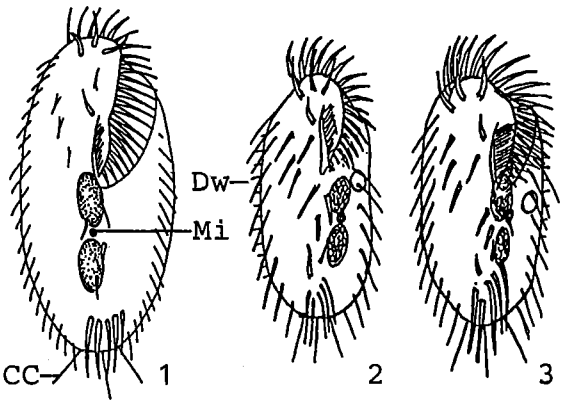
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Seltene Art. KAHL (1932) fand sie in Moosrasen aus Europa und Amerika, SRAMEK-HUSEK (1957) mehrmals in beta-, vereinzelt auch in alphamesosaproben Fließ-

gewässern. BUCK (1961) fand sie in verschiedenen, meist stark verunreinigten Fließgewässern Nordwürttembergs. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt hauptsächlich Diatomeen und Zooflagellaten (GELLERT 1956, GELLERT & TAMAS 1958). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 30 mg. Bevorzugt nach PRIMC (1983) höhere Wassertemperaturen (etwa 20 °C).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Die strikte Beschränkung auf den betamesosaproben Bereich bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen, zumal BUCK (1961) angibt, sie meist in stark verschmutzten Flüssen gefunden zu haben.



Stylonychia stylomuscorum (1, nach SRAMEK-HUSEK 1957; 2, 3, aus KAHL 1932). 1 - 3: Ventralansichten in vivo, ? µm, 80 µm, 80 µm. CC = Caudalcirren, Dw = Dorsalwimpern, Mi = Mikronucleus.

Stylonychia vorax STOKES, 1885

1885 *Stylonychia vorax* STOKES, Am. mon. microsc. J., 6: 188.
1888 *Stylonychia vorax*, STOKES - STOKES, J. Trenton nat. Hist. Soc., 1: 298.
1932 *Stylonychia vorax* STOKES, 1885 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 619 (erster revidierender Autor).
1942 *Stylonychia pustulata* - LILLY, Physiol. Zool., 15: 147 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus einem limnischen Biotop der USA).
1957 *Stylonychia vorax* STOKES 1885 - SRAMEK-HUSEK, Věst. čsl. zool. Spol., 21: 23 (durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Fluß Moravice, Tschechoslowakei).
1966 *Stylonychia ovalis* DRAGESCO, Protistologica, 2: 93 (Synonym; durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus dem Genfersee).
1992 *Stylonychia vorax* STOKES, 1885 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

KAHL (1932) führt *Stylonychia* lediglich als Untergattung von *Oxytricha*. In seiner Revision lautet daher der Name richtig *O. (Stylonychia) vorax*. Dies ist ein sekundäres Homonym von *O. (Histrio) vorax* in KAHL (1932, p. 617; → *Histriculus vorax*). Die Synonymisierung von *S. ovalis* mit *S. vorax* wurde bereits von BORROR (1972a) vorgenommen. Die von WIRNSBERGER et al. (1985a) beschriebene Population ist nach BERGER (1992) mit *S. bifaria* (STOKES) identisch. Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) In vivo etwa 85 - 123 μm lang, etwa 2.3mal so lang wie breit.

2) Gestalt elliptisch bis obovoid, vorne breit, hinten schmal gerundet oder fast zugespitzt. Körper starr (Abb. 1 - 5).

3) Konstant 2 Makronucleus-Teile etwa in der Mediane (Abb. 2, 3, 5).

4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa auf der Höhe des Mundes (Abb. 1 - 3).

5) Drei Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventral-, 3 postorale Ventral- und 2 Ventralcirren vor den 5 Transversalcirren. Transversalcirren hakenförmig angeordnet (nicht in 2 deutlich getrennte Gruppen aufgeteilt), alle Transversalcirren überragen das hintere Körperende (Abb. 1 - 3, 5).

6) Dorsalwimpern etwa 3 μm lang. Caudalcirren ungefähr 28 % der Körperlänge, sehr eng angeordnet, inserieren ganz am Körperende (Abb. 1 - 5).

7) Adorale Membranellenzone etwa 45 % der Körperlänge, besteht aus 41 - 60 Membranellen (nur nach Silberimprägnation gut zählbar). Undulierende Membranen ± gerade und nicht überkreuzend; Abb. 1 - 3, 5).

Verwechslungsmöglichkeiten

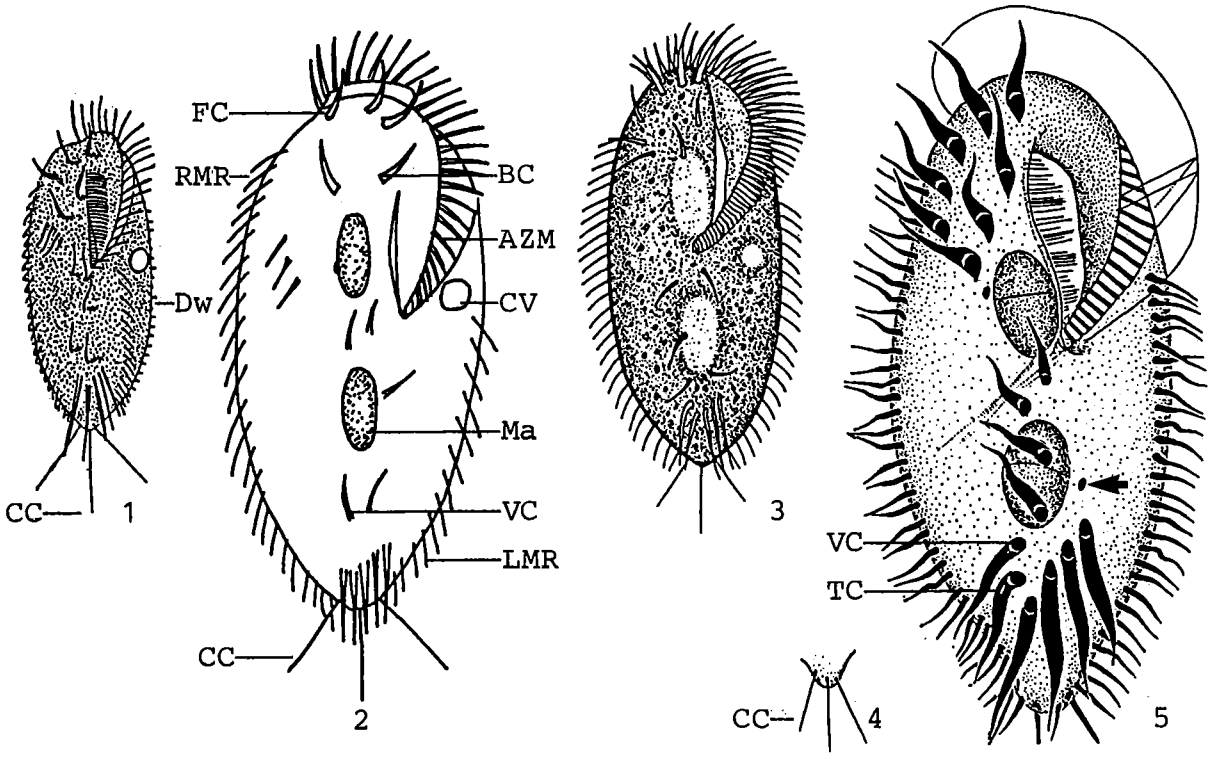
Kann wegen der Körpergröße mit → *S. pustulata* (hinteres Körperende gerundet oder abgestutzt, Caudalcirren etwas weiter angeordnet) und → *S. putrina* (Gestalt parallelseitig, hinteres Körperende breit gerundet, Caudalcirren weiter angeordnet) verwechselt werden. Unterscheidet sich von *S. bifaria*, *S. notophora* und vom → *S. mytilus*-Komplex u. a. durch die nicht in 2 Gruppen getrennten Transversalcirren. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 5, 6 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Ziemlich sicher auf limnische Biotope beschränkt. Bevorzugt hier offensichtlich stehende Gewässer und gering durchströmte Bereiche schwach belasteter Fließgewässer (SRAMEK-HUSEK 1957, 1958). Bisher in Europa und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Hefezellen, Diatomeen, Algen (*Euglena gracilis*, *Astasia klebsii*), Ciliaten (*Tetrahymena* sp., *Dexiostoma campyla*). *Glaucoma scintillans*, *Chilomonas paramecium* und die Algen *Stichococcus bacillaris* und *Chlorella* sp. sind nach LILLY (1942) und LILLY et al. (1949) keine adäquate Nahrung. Generationszeit bei etwa 26 °C 8 - 12 h (LILLY 1942). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 57 mg. JUTRCZENKI (1982) fand *S. vorax* in einem kleinen Bach der BRD bei einem BSB_5 < 1 mg/l.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 10, I = 5, SI = 2.0. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Stylonychia vorax (1, aus STOKES 1885a; 2, nach SRAMEK-HUSEK 1957 aus BERGER 1992; 3, aus LILLY 1942; 4, 5, aus DRAGESCO 1966a). 1 - 3: Ventralansichten in vivo, 123 µm, ? µm, 106 µm. 4: Hinteres Körperende mit den Caudalcirren. 5: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation, 127 µm. Die 3 Caudalcirren sind nicht in voller Länge dargestellt; der Pfeil weist auf den Mikronucleus. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus-Teil, RMR = rechte Marginalreihe, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.

Steinia platystoma (EHRENBERG, 1831) DIESING, 1866

1831 *Oxytricha platystoma* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss., Jahr 1831: 118 (ohne Abbildung).
1838 *Oxytricha platystoma* - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 365 (Abbildungen).
1859 *Oxytricha platystoma* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 190 (pro parte: Tafel XII, Fig. 17, 19, 20; ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1866 *Steinia platystoma* DIESING - DIESING, Sber. Akad. Wiss. Wien, 53: 114 (kombinierender Autor).
1932 *Steinia (Oxytricha) platystoma* EHRB.-STEIN, 1859 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 612 (erster revidierender Autor).
1955 *Steinia platystoma* - BARWICK, BEVERIDGE, BRAZIER, CLOSE, HIRSCHFELD, PILLAI, RAMSAY, ROBINSON, STEVENS & TODD, Tuatara, 5: 96 (durch Abbildung belegter Nachweis aus limnischen Biotopen Neuseelands).
1969 *Steinia platystoma* - GROLIERE, Annls Stn limnol. Besse, 5: 343 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem Tümpel in Frankreich).
1992 *Steinia platystoma* (EHRENBERG, 1831) DIESING, 1866 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Steinia platystoma wurde von EHRENBERG (1831, 1838) so ungenügend dargestellt, daß die Wiederbeschreibungen von STEIN (1859b), KAHL (1932) und GROLIERE (1969) maßgeblich sind. STEIN (1859b) hat sie mit *Cyrtohymena inquieta* vermengt; die Populationen von ROUX (1901), HORVATH (1933), DRAGESCO (1970) und BUITKAMP (1977) wurden falsch bestimmt; jene von FROMENTEL (1875) und BIERNACKA (1959) sind unbestimmbar (BERGER 1992). Eine detaillierte Darstellung der komplizierten Mundstrukturen der Gattung *Steinia* gelang erst FOISSNER (1989). Da beim Großteil der bislang darin enthaltenen Arten die undulierenden Membranen anders aufgebaut sind, errichtet er dafür die Gattung *Cyrtohymena* (→ Abb. 6 bei *Oxytricha ferruginea*). *Steinia platystoma* hat ein Synonym (*Oxytricha eurystoma* EHRENBERG), das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt. Ausführliche Wiederbeschreibung erforderlich.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 80 - 150 μm, meist 100 - 130 μm lang. Etwa 2 - 2.5mal so lang wie breit.

2) Gestalt mehr oder minder elliptisch, nach hinten wenig bis stark verschmälert. Rechter Rand konvex, linker meist gerade. Vorne breit, hinten schmal gerundet. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Starr (Abb. 5 - 12).

3) Zwei Makronucleus-Teile etwa in der Mediane liegend, mit je 1 Mikronucleus (Abb. 1, 2, 5, 9, 11, 12).

4) Kontraktile Vakuole am linken Körperrand etwa in der Körpermitte (Abb. 5, 9, 11, 12).

5) Drei deutlich verstärkte Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventralcirren, 3 postorale Ventralcirren und 2 Ventralcirren vor den 5 hakenförmig angeordneten Transversalcirren. Die beiden rechten Transversalcirren ragen etwa 2/3 über den hinteren Körperrand. Etwa 22 rechte und 17 linke Marginalcirren (nur nach Silberimprägnation gut zählbar; Abb. 1, 5, 9, 12).

6) Dorsalwimpern etwa 2 - 4 μm lang. 3 Caudalcirren (Abb. 5, 9).

7) Adorale Membranellenzone etwa 40 % der Körperlänge, aus etwa 42 - 45 Membranellen aufgebaut (nur nach Silberimprägnation gut zählbar). Mundfeld groß und hell, da es tief eingesenkt ist, vorne halbkreisförmig nach links gebogen und spiralig eingerollt. Am rechten Rand des Mundfeldes die kräftig gebogene, aber vorne nicht halbkreisförmig gekrümmte undulierende Membran. Endorale Membran sinusförmig, fragmentiert, verläuft etwa in der Mediane des Mundfeldes. Am oberen Ende des Mundfeldes eine grubenartige, in Aufsicht kreisförmige Vertiefung (Fragmentation und Verlauf der inneren undulierenden Membran nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1 - 5, 9 - 12).

Verwechslungsmöglichkeiten

Bei *Steinia sphagnicola* FOISSNER sind die 3 linken (vorderen) Transversalcirren durch einen breiten Zwischenraum von den 2 rechten (hinteren) getrennt. *Steinia bivacuolata* GELEI & SZABADOS hat 2 kontraktile Vakuolen und nur 4 Transversalcirren. Wegen des großen, hellen Mundfeldes kann *S. platystoma* leicht mit *Cyrtohymena*-Arten (stark gebogene und überkreuzte, nicht fragmentierte undulierende Membranen, keine grubenartige Vertiefung; → Abb. 6 bei *Oxytricha ferruginea*) verwechselt werden. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 4, 5, 7 wichtig.

Ökologie

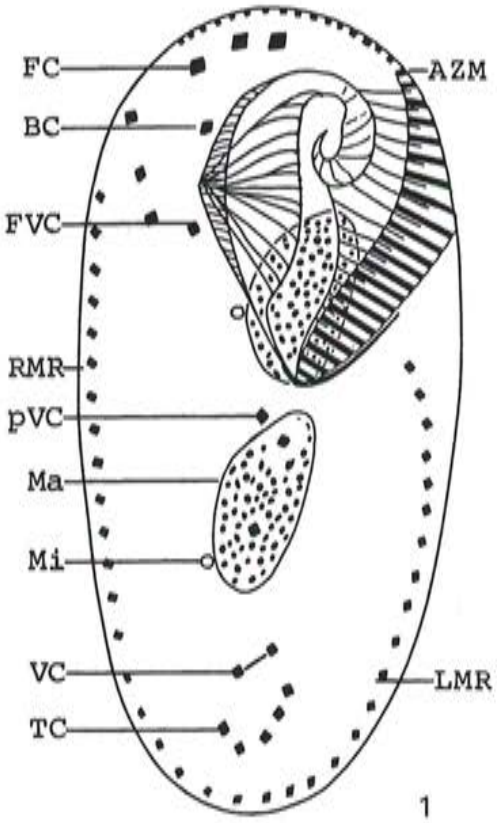
Vorkommen und Verbreitung: Selten, aber wo sie vorkommt, manchmal recht häufig und ausdauernd (KAHL 1932). Sicher auf limnische Biotope beschränkt, hier bevorzugt im Aufwuchs stehender oder langsam fließender Gewässer. Nach GROLIERE & NJINE (1973) erreichte *S. platystoma* bei einer niedrigen Sauerstoffkonzentration (→ Tabelle) im *Sphagnum*-Rasen eines kleinen, mesotrophen Tümpels im Mai eine maximale Abundanz von 3 Individuen/ml. MADONI & GHETTI (1977) fanden bis zu 32 Individuen/cm^2 in alphameso- bis polysaproben Stellen des Flußsystems des Parma (Italien). Die Nachweise aus terrestrischen Biotopen beruhen wohl auf Verwechslungen mit *Cyrtohymena*-Arten. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

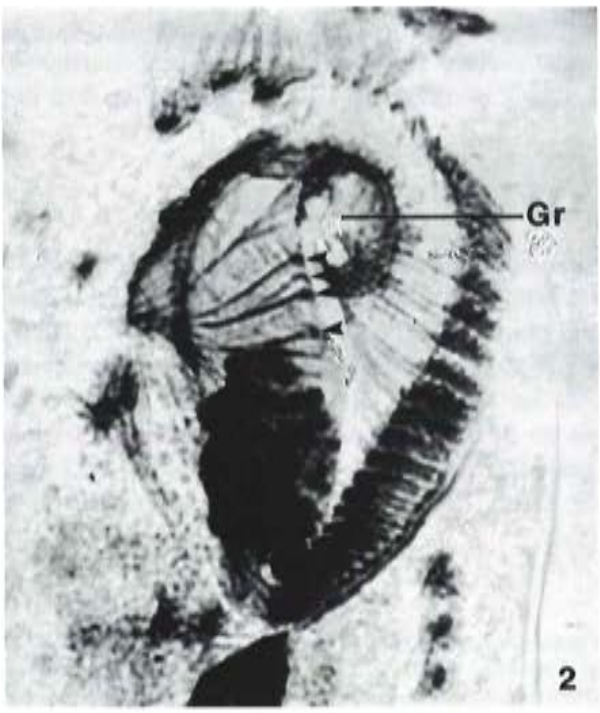
Tabelle: Milieuspektra von ***Steinia platystoma***. Die Angaben von DETCHEVA (1972) basieren auf 1 Analyse vom Fluß Ogosta in Bulgarien. GROLIERE & NJINE (1973) untersuchten einem *Sphagnum*-Tümpel in Frankreich. MADONI & GHETTI (1981b) fanden *S. platystoma* mit geringer Abundanz an 3 alphameso- bis polysaproben Stellen eines norditalienischen Fließgewässers.

Faktor	DETCHEVA	GROLIERE & NJINE	MADONI & GHETTI
Frequenz (%)	1.8	-	-
pH	7.7	5.0	7.4 - 8.5
°C	-	13	3.8 - 19
O_2 (mg/l)	12.7	1.5	6.0 - 12.1
O_2 (% Sättigung)	100	15	-
CSB (mg/l)	-	-	22 - 71
BSB_5 (mg/l)	5.0	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	3.3	0.77	0.4 - 3.0
NO_3^--N (mg/l)	11.7	3.2	0.5 - 2.6
NO_2^--N (mg/l)	0.04	-	0.03 - 2.2
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.033	0.22 - 1.4

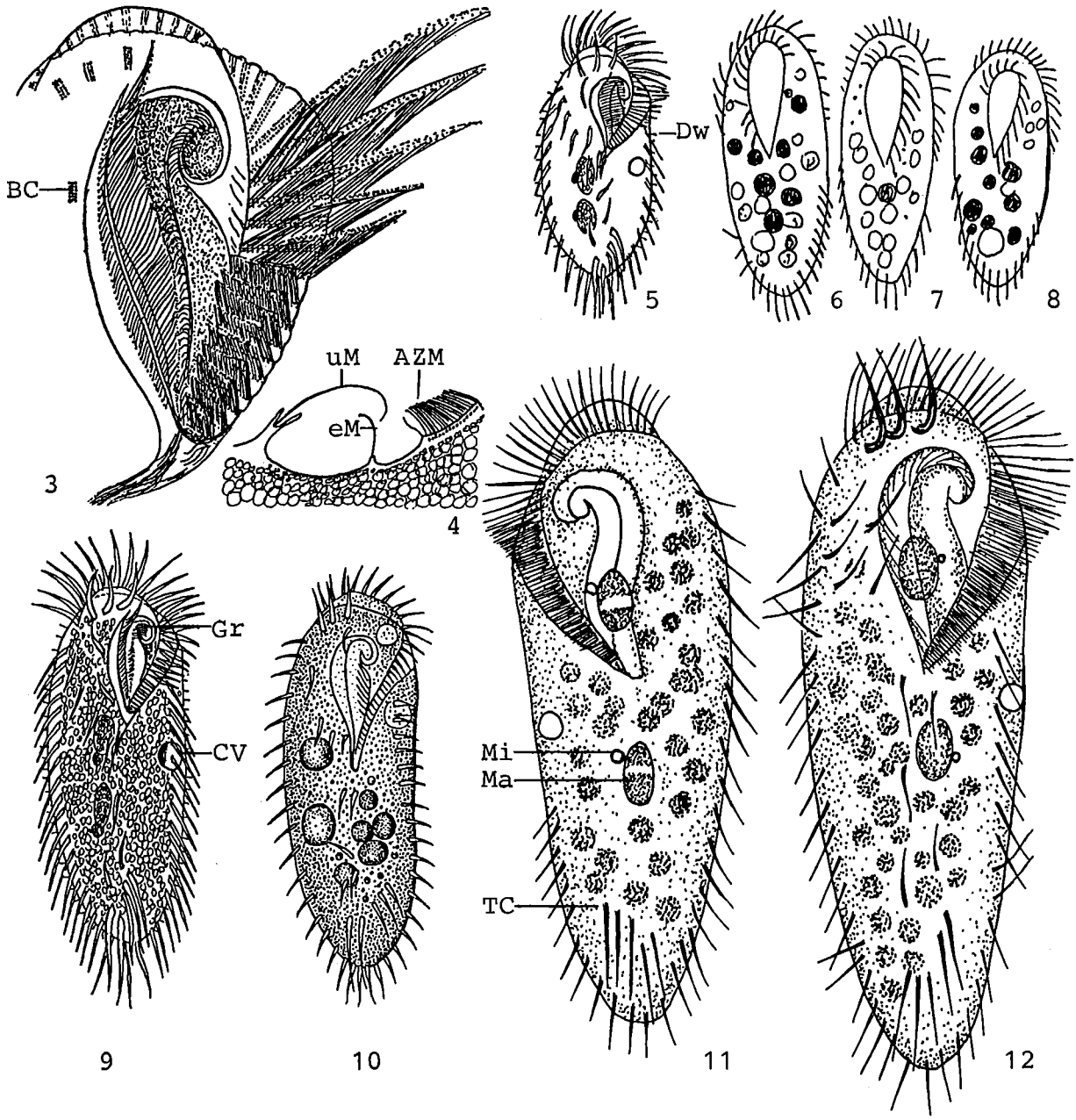
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Kieselalgen, autotrophe und heterotrophe Flagellaten (z. B. *Chlamydomonas* sp.) und kleine Ciliaten. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 75 mg. Autökologische Datensammlung → Tab.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b - a; b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.4. Diese Einstufung weicht etwas von der Feststellung KAHL's (1932) ab, wonach die Art nur in recht fauligen Gewässern vorkommt. Auch die Daten von GROLIERE & NJINE (1973) und MADONI & GHETTI (1981b) passen nicht dazu (15 % O_2-Sättigung, 22 - 71 mg/l CSB; → Tabelle). Die Einstufung bedarf daher der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.





Steinia platystoma (1, 2, aus GROLIERE 1969). **1**: Anordnung der Cirren und Kernapparat nach Protargolimprägnation, ? µm. **2**: Mundfeld in Ventralansicht nach Protargolimprägnation. Die Pfeilspitzen weisen auf die fragmentierte endorale (innere undulierende) Membran. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = hintere Frontoventralcirren, Gr = grubenartige Vertiefung, LMR = linke Marginalreihe, Ma = hinterer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = vorderer postoraler Ventralcirrus, RMR = rechte Marginalreihe, TC = rechter Transversalcirrus, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren.



Steinia platystoma (3 - 5, 9, aus KAHL 1932; 6 - 8, nach EHRENBERG 1838 aus BERGER 1992; 10, aus BARWICK et al. 1955; 11, 12, nach STEIN 1859b aus BERGER 1992). **3**: Adorale Membranellenzone und Mundfeld in vivo. **4**: Mundfeld im Querschnitt in vivo. **5**: Ventralansicht in vivo, 120 μm. **6 - 8**: Ventral- und Dorsalansichten in vivo, ? μm. **9, 10**: Ventralansichten in vivo, 160 μm, 102 μm. **11, 12**: Dorsal- und Ventralansicht in vivo, ? μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = endorale Membran, Gr = grubenartige Vertiefung, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran.

Euplotes affinis (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932

1841 *Ploesconia affinis* DUJARDIN, Zoophytes, p. 441.
1932 *Euplotes affinis* DUJARDIN, 1842 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 637 (erster revidierender Autor).
1932 *Euplotes affinis* f. *tricirrata* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 639.
1938 *Euplotes elegans* KAHL - GELEI, Mat. természettud. Ért., 57: 877 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus Wasserbehältern einer Wasserversorgungsanlage in Ungarn).
1974 *Euplotes affinis* DUJARDIN, 1842 - CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 27: 117 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus dem Belebtschlamm).
1975 *Euplotes affinis* (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932 - CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 28: 18 (Revision).
1978 *Euplotes affinis* DUJARDIN, 1842 - AGAMALIEV, Acta Protozool., 17: 440 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus dem Kaspischen Meer).
1992 *Euplotes affinis* (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Bei *E. affinis* von PÄTSCH (1974) fehlt offensichtlich nicht der Cirrus V/2 sondern der Cirrus V/3, so daß die Bestimmung als nicht gesichert gelten kann. Auch die Determination von SONG & WILBERT (1989) ist fragwürdig, weil der Cirrus V/3 so weit nach innen gerückt ist. Die Zeichnung ist sehr stark schematisiert. Bei der Population von AGAMALIEV (1978) ist das dorsale Silberliniensystem auffallend weitmaschig. *Euplotes affinis* sensu FOISSNER (1980b) hat ein dorsales Silberliniensystem vom "double-patella-Typ". Die von TUFFRAU (1960) vorgeschlagene Synonymie mit *E. charon* wird von CURDS (1975b) und BERGER (1992) nicht akzeptiert. Beide nehmen eine ausschließlich marine Verbreitung von *E. charon* (MÜLLER) an. Wir haben diese Art daher - und auch wegen der bestehenden großen taxonomischen Unsicherheiten - aus der Liste der Indikatororganismen gestrichen.

Differentialdiagnose

1) In vivo 40 - 70 μm lang, etwa 1.5mal so lang wie breit (Abb. 13).

2) Gestalt elliptisch, manchmal fast parallelseitig. Vorne links oft deutlich abgeschrägt. Zwischen und neben den Transversalcirren leistenförmige Erhebungen, von denen die dritte von links recht auffallend ist und bis zum Vorderende reicht (Abb. 14, 20). Dorsalseite ziemlich stark gewölbt, stets mit etwa 5 - 7 Rippen. Rippen meist schmal und scharfkantig, manchmal jedoch breit und gerundet (Abb. 1 - 3, 5, 6, 13 - 15, 18, 19, 21 - 23). Pellicula starr.

3) Makronucleus C-förmig bis undeutlich 3-förmig. Mikronucleus nahe dem vorderen Ende des Makronucleus (nur nach Silberimprägnation oder Färbung gut erkennbar; Abb. 2, 4, 6).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand auf der Höhe der Transversalcirren (Abb. 8).

5) Neun Frontoventralcirren (Cirrus V/2 fehlt), 5 Transversalcirren, 1 ("f. *tricirrata*") oder 2 linke Marginalcirren, 2 Caudalcirren. 8 (selten 6 oder 7) dorsale Wimpernreihen, mittlere Reihe mit 7 - 11, meist 9 Basalkörperpaaren (Anordnung und Anzahl der dorsalen Wimpernreihen nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 2, 3, 5 - 12, 14, 17 - 23).

6) Adorale Membranellenzone etwa 70 % der Körperlänge, besteht aus 18 - 30, meist etwa 25 Membranellen. Mundfeld eher schmal, rechts begrenzt von einer kräftig hochgewölbten Lippe, an de-

ren Vorderende der Buccalcirrus und 2 Frontalcirren inserieren. Im Mundfeld keine Falte. Undulierende Membran genustypisch (Abb. 2, 3, 5, 6, 8, 9, 14, 20, 22).

7) Silberliniensystem vom "double-eurystomus-Typ", jedoch treten dort, wo die Rippen sehr hoch sind, Bereiche des "double-patella-Typs" auf (siehe Charakterisierung der Unterklasse; Abb. 10 - 12, 16, 17).

Verwechslungsmöglichkeiten

Euplotes affinis ist durch die starke Rippung der Pellicula, die kleine Größe und den fehlenden Cirrus V/2 recht leicht erkennbar (Abb. 13 - 15). Bei → *E. moebiusi* sind die dorsalen und ventralen Rippen undeutlicher und er hat konstant 10 Frontoventralcirren. Die übrigen hier aufgenommenen *Euplotes*-Arten sind meist wesentlich größer (100 - 200 μm) und dorsal nicht oder kaum gerippt. → *Aspidisca cicada* ist noch kleiner und hat eine andere Körperform und Cirren- und Mundausstattung. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr weit verbreitet in mesosaproben stehenden und fließenden Gewässern. Erreicht nach CURTIS & CURDS (1971) in *Sphaerotilus*-Flocken nur geringe Abundanzen (< 10 Individuen/ml), von BICK & SCHMERENBECK (1971) in Modellgewässern aber bei hoher O_2-Zehrung (0.3 - 0.8 mg/l O_2 in 3 h) und beginnender Nitrifikation mit bis zu 500 Individuen/cm^2 beobachtet. Gelegentlich dominant im Belebtschlamm und Tauchtropfkörpern (BUCK 1968, WACHS 1968), von CURDS & COCKBURN (1970a) mit niedrigen Abundanzen auch in Tropfkörpern nachgewiesen. Erreicht nach BICK (1967, 1968b) in Zellstoffabbauversuchen bei einer Salinität von 0.7 % Abundanzen bis zu 5400 Individuen/ml, bei 1.4 % noch bis zu etwa 750 Individuen/ml, verträgt aber Salinitäten bis zu 3.5 %. Vereinzelt (etwas fragwürdige) Nachweise aus marinen Biotopen, u. a. dem Elbe-Aestuar und dem Kaspischen Meer (Abb. 4, 9, 12). Meldungen aus terrestrischen Biotopen beruhen wohl auf Verwechslungen mit Arten wie z. B. *E. finki* FOISSNER oder *E. muscicola* KAHL. Bisher in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (bis zu 7200 Individuen/d mit einem Gesamtvolumen von 30100 μm^3; SCHÖNBORN 1981), Diatomeen, kokkale Grünalgen, Flagellaten. Generationszeit unter natürlichen Verhältnissen in einem Fließgewässer (4 - 14 °C, Jahresmittelwert = 8.5 °C; 80 - 90 % O_2-Sättigung; Saprobienindex = 2.6) 24 - 120 h, im Mittel etwa 84 h. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 32 - 37 mg (SCHÖNBORN 1981, 1982, MICHIELS 1974), nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 18 mg. Autökologische Datensammlung → Tabelle. Weitere eigene autökologische Daten: spezifische Leitfähigkeit (20 °C) = 142 - 1097 μS/cm, n = 55 (nur häufiges oder massenhaftes Vorkommen: 298 - 1097 μS/cm, n = 13); Säurekapazität = 1.00 - 4.41 mVal/l, 39 (1.69 - 3.79, 10); Karbonathärte = 2.8 - 12.4 °dH, 37 (4.7 - 10.6, 9); Chlorid = 0.3 - 91 mg/l, 41 (2.6 - 31, 11); Sulfat = 5.0 - 184 mg/l, 36 (33.4 - 184, 10); Zink = 0.20 - 1.21 mg/l, 10 (0.31 - 1.21, 6); $P_{gelöst}$ = 0.009 - 0.13 mg/l, 10 (0.1 - 0.13, 2); P_{gesamt} = 0.006 - 1.23 mg/l, 43 (0.06 - 1.23, 12); DOC = 0.56 - 2.21 mg/l, 7; TOC = 0.61 - 4.13 mg/l, 10; BSB_2 = 0.1 - >8.0 mg/l, 37 (0.5 - >8.0, 7); Zahl endotypischer Coli (44 °C, Plattenmethode) = < 10 - 610000/100 ml, 41 (70 - 610000, 9). Untere pH Toleranzgrenze = 5.0, obere Temperaturgrenze = 30 °C (BICK & DREWS 1973, BICK & BERTRAM 1973). Verträgt nach BICK (1968a) bis zu 0.2 mg/l freies Ammoniak und 1 mg/l H_2S. *Euplotes affinis* zeigt nach PRIMC (1981, 1983) kein Temperaturoptimum und ist ziemlich indifferent gegen organische Belastung ($KMnO_4$-Verbrauch 20 - 400 mg/l). Hat nach ALBRECHT (1984) einen Verbreitungsschwerpunkt bei höheren Chloridwerten (> 5000 mg/l) und geringer Strömung, nach SCHMERENBECK (1975) kommt die Art auch während hoher Abbauintensitäten bei niedrigen NH_4-Konzentrationen und bei Fließgeschwindigkeiten von 0.6 m/s zur Massenentfaltung. Von STÖSSEL (1979) bei DOC-Werten von 0.5

- 5.1 mg/l gefunden (Präferenzbereich = 3.7 - 5.1 mg/l). SCHÖNBORN (1981, 1982) gibt produktionsbiologische Daten für eine Population aus dem beta- bis alphamesosaproben Ammerbach nahe Jena [135 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 9909 Individuen/m^2 bzw. 0.3 mg/m^2, P/B = 75] und der alphamesosaproben mittleren Saale (8 - 10 mg/l O_2, BSB_5 < 6 mg/l, Saprobienindex 2.5): 24800 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 3.8 x 10^6 Individuen/m^2 bzw. 122 mg/m^2, P/B = 153. Die von der Population der mittleren Saale im Jahr konsumierte Nahrungsmenge beträgt etwa 377 mg/m^2. KLIMOWICZ (1973) zählte bis zu 100 Individuen/ml in einem sehr schwach belasteten Belebtschlamm bei einem mittleren Sauerstoffgehalt von 7 mg/l und einer mittleren Schlammbelastung von etwa 0.06 kg BSB_5/kg.d; bevorzugt nach CURDS & COCKBURN (1970b) jedoch deutlich höhere Schlammbelastungen von etwa 0.23 - 0.43 kg BSB_5/kg.d.

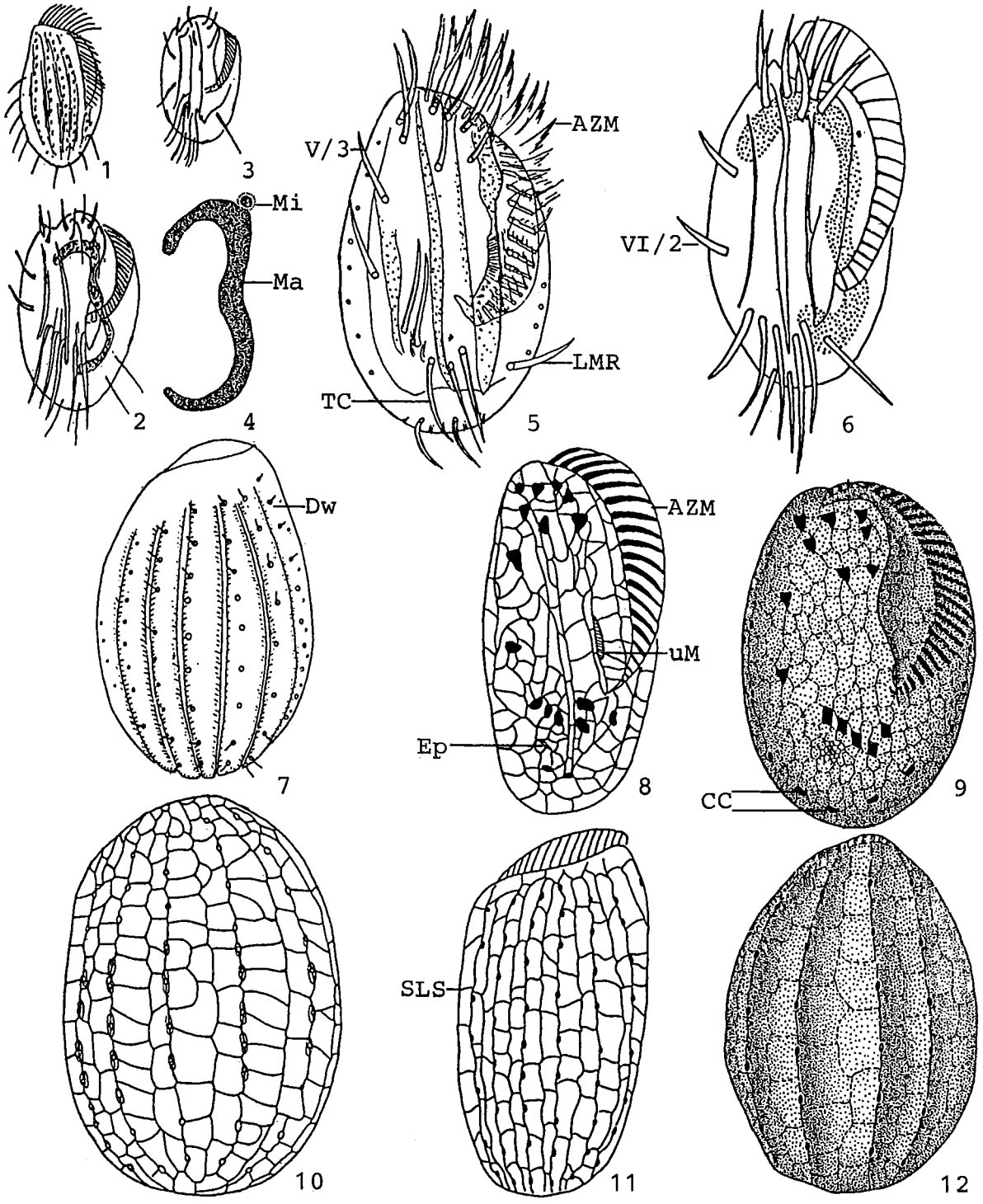
Tabelle: Milieuspektra von ***Euplotes affinis***. Spalte 1, aus PATRICK et al. (1967; mehrere Analysen von reineren Abschnitten des Savannah Flusses in den USA); 2, aus BICK (1972a; Literaturzusammenstellung); 3, aus DETCHEVA (1972, 1976, 1978, 1979, 1983c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus MADONI & GHETTI (1981b; 3 häufige Vorkommen im Herbst in einem alphameso- bis polysaproben Bach in Norditalien); 5, eigene Daten (Gesamtvorkommen; verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = 33 - 55, n_{Nitrit} = 10); 6, eigene Daten (nur häufiges und massenhaftes Vorkommen; n = 9 - 13); 7, aus MIHAILOWITSCH (1989; solebelastete Fließgewässer in Deutschland, n = 110 - 125).

	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	-	o...a-a,p	-	o...b-a...p	b - a...p	-
Frequenz (%)	-	-	1.1 - 12.2	-	41	10	-
pH	-	6.2 - 7.9	6.8 - 8.5	7.1 - 8.4	7.0 - 8.7	7.1 - 8.7	6.7 - 8.0
°C	20 - 23	0 - 25	5 - 25	19.5 - 25	0.1 - 12.8	0.2 -11	1.2 - 20.8
O_2 (mg/l)	7.0 - 9.0	0.1 - 7.1	2.2 - 12.7	1.6 - 7.2	6.1 - 13.9	6.1 - 12.7	1.2 - 21.9
O_2 (% Sätt.)	-	-	21 - 100	-	59 - 124	59 - 114	-
BSB_5 (mg/l)	1.0 -<5[1]	-	1.5 - 57.9	-	0.8 - <8	1.1 - <8	-
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	-	4.1 - 12.8	6.4 - 12.8	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	25 - 91[3]	6 - 76	13 - 58	-
NH_4^+-N (mg/l)	-	0 - 14	0.04 - 5[4]	0.7 - 3[4]	0 - 1.3	<0.01 - 1	0.04 - 14
NO_3^--N (mg/l)	0.07 - 0.2	-	0.23 - 12	0.88 - 2.4	0.20 - 14	0.38 - 6.6	0.60 - 22
NO_2^--N (mg/l)	<0.007	0 - 12	0 - 0.22	0.36 - 2.6	<0.036	<0.018	0.02 - 0.8
PO_4^{3-}-P (mg/l)	< 0.02	-	-	0.4 - 1.2	0.005- 0.9	0.006 - 0.7	-
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	0.005 - 12[2]	-	-	0.0001 - 1.3[2]	0.0008 - 1.3[2]	-

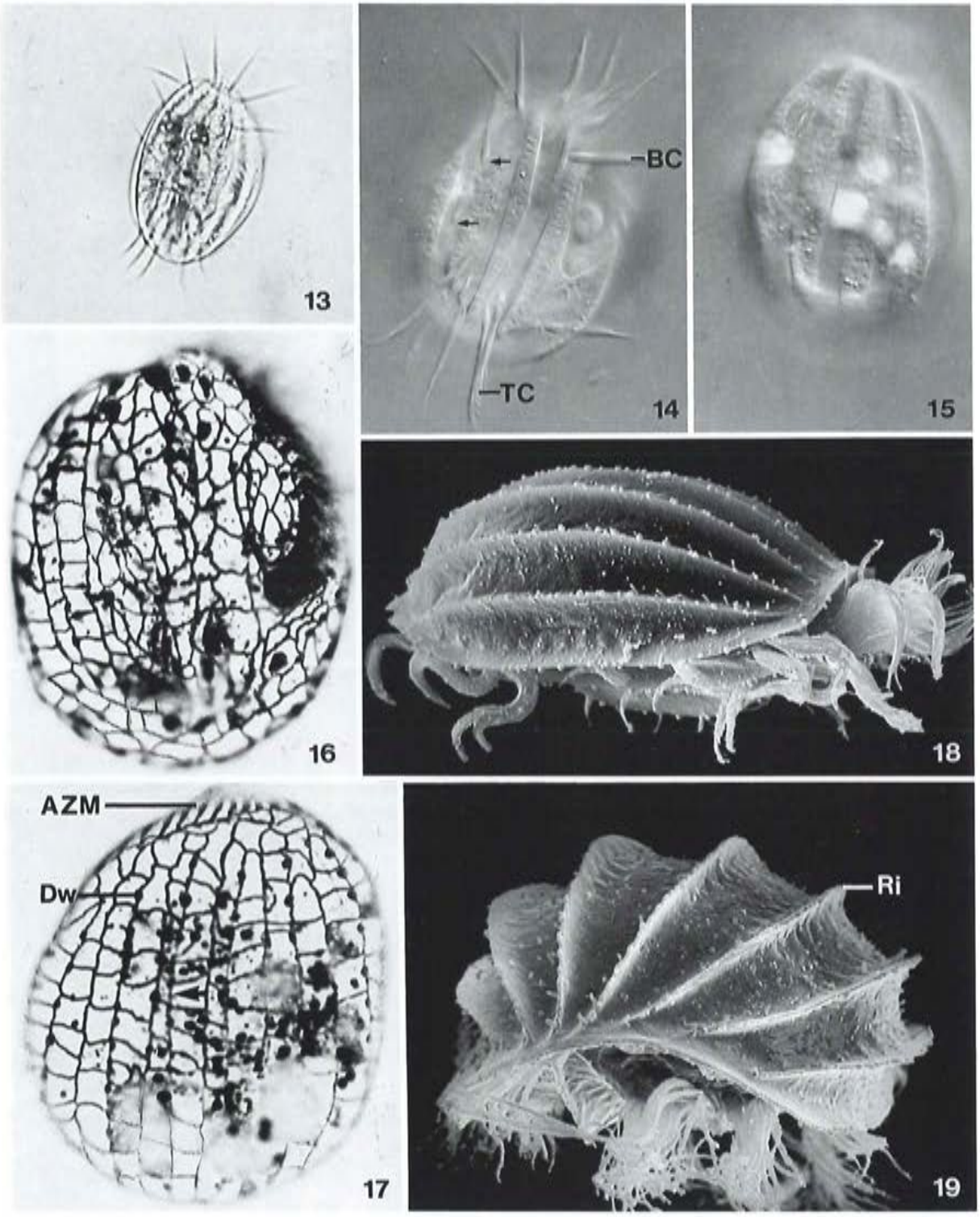
[1] Kein Zeitraum angegeben, wahrscheinlich BSB_5. [2] Plattenmethode. [3] CSB. [4] Als NH_3-N angegeben.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b - a; o = +, b = 6, a = 4, I = 3, SI = 2.4. *Euplotes affinis* besitzt ein ziemlich breites ökologisches Spektrum (ALBRECHT 1984; → Tabelle). Wir fanden sie in Fließgewässern mit Saprobienindizes von 1.8 - 3.5 bzw. 2.1 - 3.1, wenn man nur häufiges oder massenhaftes Vorkommen berücksichtigt. Dies und die faunistisch-ökologischen Daten legen daher folgende leicht korrigierte Einstufung nahe: b - a; b = 5, a = 4, p = 1, I = 2, SI = 2.6. Die von MORAVCOVA (1977) vorgeschlagene

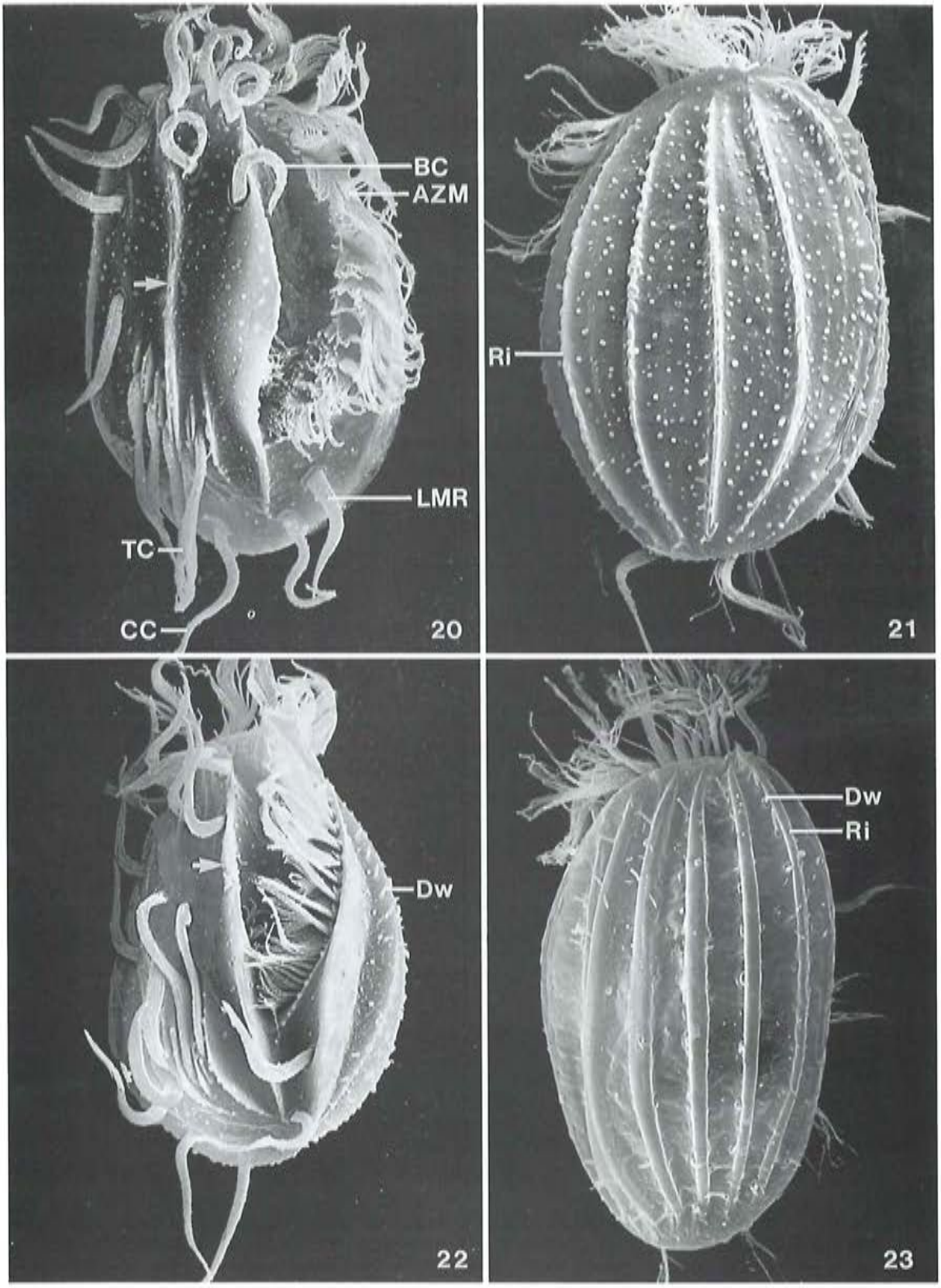
Klassifikation mit b = 3, a = 7, I = 4 und SI = 2.7 erscheint wegen der Euryökie der Art zu eng. BUCK (1971) empfiehlt ebenfalls eine Einstufung als Alphamesosaprobier (Indexschwerpunkt = 3.0). *Euplotes affinis* ist eine charakteristische Art in Belebtschlammanlagen mit Schlammstabilisierung und indiziert gute Ablaufqualitäten mit einem BSB_5 <20 mg/l (CURDS & COCKBURN 1970b, MADONI 1982).



Euplotes affinis (1, nach DUJARDIN 1841 aus KAHL 1932; 2, 3, aus KAHL 1932; 4, 9, 12, aus AGAMALIEV 1978; 5, 7, 10, aus GELEI 1938; 6, 8, 11, aus CURDS 1974). **1 - 3, 6**: Ventralansichten in vivo, 68 μm, 60 μm, 45 μm, 40 μm. **4**: Kernapparat nach Feulgen-Färbung. **5**: Anordnung der Cirren nach Osmium-Toluidinblau-Färbung, ? μm. **7**: Anordnung der dorsalen Wimpernreihen nach Osmium-Toluidinblau-Färbung, ? μm. **8, 9**: Ventralansichten nach nasser Silberimprägnation, ? μm, 43 μm. **10 - 12**: Dorsalansichten nach nasser Silberimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ep = Exkretionsporus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SLS = Silberliniensystem, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, V/3, VI/2 = Frontoventralcirren V/3 und VI/2.



Euplotes affinis (13 - 19, Originale). **13**: Ventralansicht in vivo. Beachte die starke Rippung. **14, 15**: Ventral- und Dorsalansicht im Interferenzkontrast. Die Pfeile markieren die Frontoventralcirren V/3 (vorne) und VI/2 (hinten). **16, 17**: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silberimprägnation. Beachte die "patella - Teile" des dorsalen Silberliniensystems (Pfeil). **18, 19**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen von rechts vorne und von hinten. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ri = Rippe, TC = Transversalcirren.



Euplotes affinis (20 - 23, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **20, 22**: Ventralseite. Der Pfeil in Abb. 20 weist auf die nach vorne reichende leistenförmige Pellicula-Rippe, jener in Abb. 22 auf die fast senkrecht aufgestellte Lippe. **21, 23**: Dorsalansichten mit schmalen (Abb. 21) und breiten Rippen (Abb. 23). AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = Dorsalwimpern, LMR = linke Marginalcirren, Ri = Rippe, TC = Transversalcirren.

Euplotes moebiusi KAHL, 1932

1932 *Euplotes moebiusi* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 634.
1932 *Euplotes moebiusi* forma *quadricirratus* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 634.
1936 *Euplotes moebiusi* DUJARDIN (KAHL) - KLEIN, Arch. Protistenk., 88: 1 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus dem Süßwasser).
1938 *Euplotes charon* - GELEI, Mat. természettud. Ért., 57: 862 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus der Theiß, Ungarn).
1978 *Euplotes moebiusi* f. *quadricirratus* - FOISSNER, Arch. Protistenk., 120: 89 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus einem Laubaufguß mit Wasser eines Baches bei Linz).
1992 *Euplotes moebiusi* KAHL, 1932 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Bestimmung von KLEIN (1936) wurde durch KAHL bestätigt. Die Identifikation von CURDS (1974, 1975b) ist daher sicher falsch, da das Silberliniensystem deutlich von den Beschreibungen von KLEIN (1936) und FOISSNER (1974, 1978a) abweicht. Die Population von SARMIENTO & GUERRA (1960) hat nur 9 Frontoventralcirren und ist möglicherweise mit *E. affinis* identisch. *Euplotes moebiusi* sensu BORROR (1963) wird von CURDS (1975b) mit *E. rariseta* CURDS, WEST & DORAHY synonymisiert.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 45 - 70 μm, etwa 1.5mal so lang wie breit (Abb. 12 - 14).

2) Gestalt elliptisch oder schlank oval, vorne links oft etwas abgeschrägt, rechts mit einem kleinen Vorsprung beim distalen Ende der adoralen Membranellenzone (Abb. 5, 14, Pfeil). Hinterende meist breit gerundet. Neben und zwischen den Transversalcirren leistenförmige Erhebungen. 2 sehr flache, oft kaum erkennbare Leisten auf der Ventralseite. Dorsalseite mäßig bis stark gewölbt, meist keine deutlichen Rippen (Abb. 1 - 15, 19 - 21). Pellicula starr.

3) Makronucleus C-förmig. Mikronucleus nahe dem vordersten Punkt des Makronucleus (nur nach Färbung oder Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 5, 22).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand auf der Höhe der Transversalcirren (Abb. 5, 13, 17).

5) Zehn (!) Frontoventralcirren (Cirrus V/2 vorhanden), 5 Transversalcirren, 2 linke Marginalcirren, 1 oder 2 (forma *quadricirratus*) Caudalcirren. 8 (selten 9) dorsale Wimpernreihen, mittlere Reihen mit je etwa 14 Basalkörperpaaren (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1, 2, 4 - 8, 12, 16 - 21).

6) Adorale Membranellenzone etwa 65 % der Körperlänge, besteht aus etwa 25 - 30 Membranellen. Undulierende Membran genustypisch. Mundfeld schmal, rechts von einer deutlichen, im Bereich der undulierenden Membran leicht vorgewölbten Lippe begrenzt (Abb. 1, 2, 4, 5, 6, 12, 17, 19).

7) Silberliniensystem vom "double-eurystomus-Typ" (siehe Charakterisierung der Unterklasse; Abb. 16, 18).

Verwechslungsmöglichkeiten

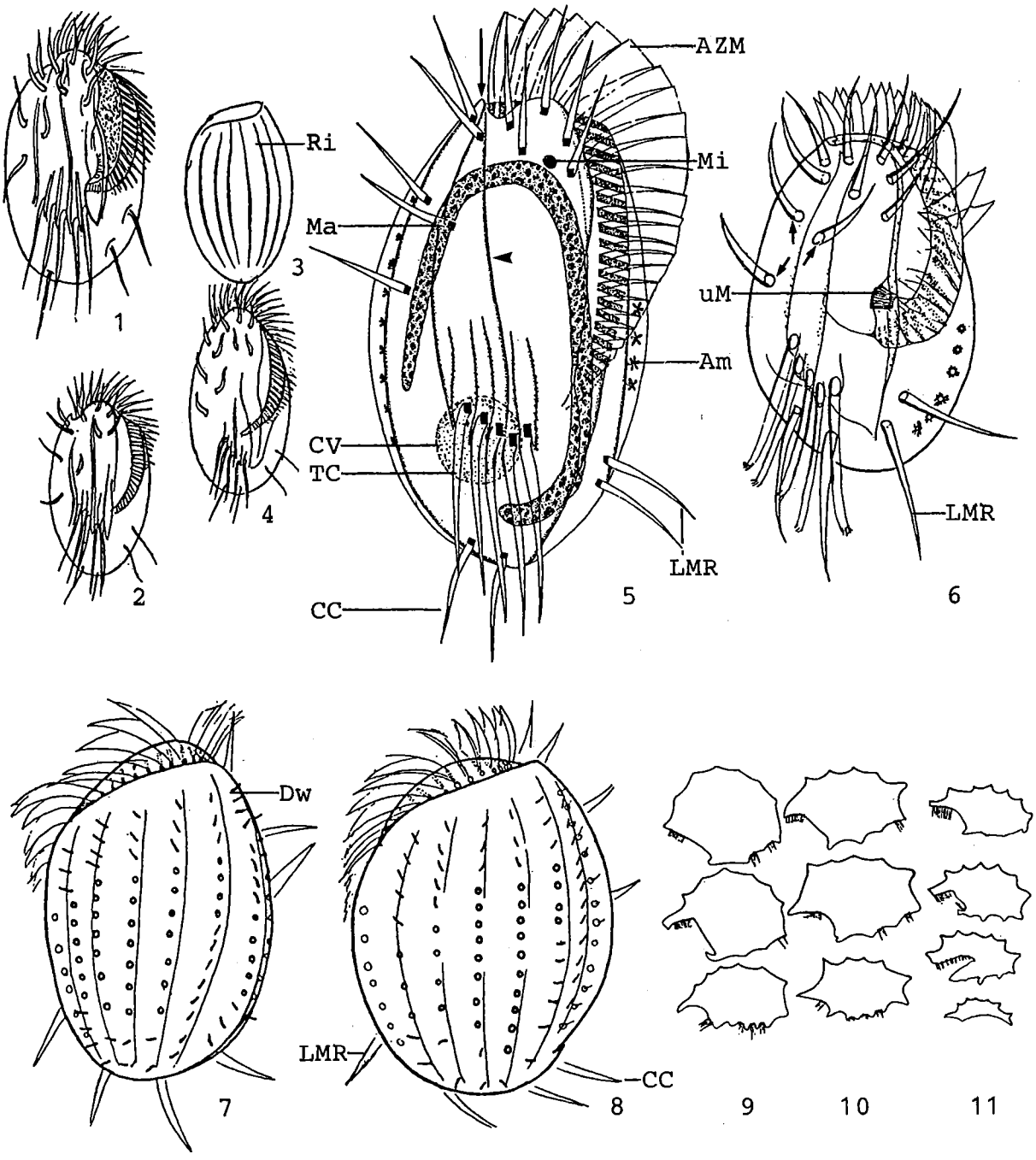
Ähnlich → *Euplotes affinis* (sehr deutliche dorsale und ventrale Rippen, nur 9 Frontoventralcirren - Cirrus V/2 fehlt). Die übrigen hier aufgenommenen *Euplotes*-Arten sind meist wesentlich größer (100 - 200 μm) und haben stets nur 9 Frontoventralcirren (Cirrus V/3 fehlt). Für die Identifikation sind daher besonders die Merkmale 1, 5, 7 wichtig.

Ökologie

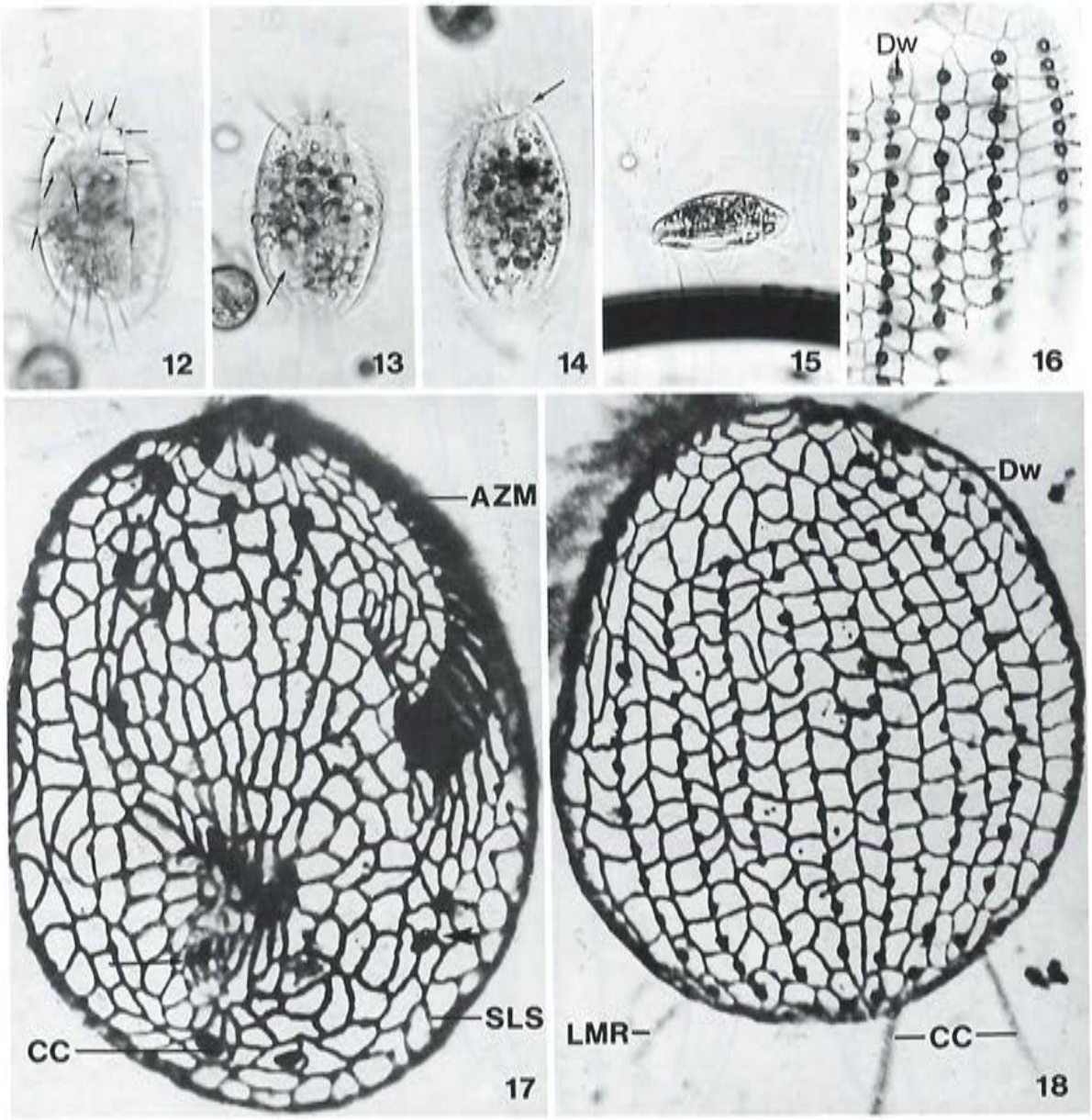
Vorkommen und Verbreitung: Nach unseren Erfahrungen sehr verbreitet im Süßwasser, ursprünglich aber im Kieler Hafen und den Oldesloer Salzwasserstellen gefunden. Mehrere Nachweise aus dem Meer. MADONI & GHETTI (1977) fanden bis zu 112 Individuen/cm^2 in alphamesosaproben Bereichen des Flußsystems des Parma (Italien). Von uns häufig in der beta- bis alphamesosapoben Amper bei München und gelegentlich in ephemeren Kleingewässern gefunden. Manchmal auch häufig in *Sphaerotilus*-Flocken, Belebtschlamm und Scheibentauchkörpern, vereinzelt in Tropfkörpern (z. B. CURTIS & CURDS 1971, MADONI & GHETTI 1981a, BANINA 1983). Bisher in Europa, USA und Indien (RAO & GANAPATI 1968) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, Diatomeen und Flagellaten. Vermag innerhalb 1 h maximal etwa 50 % des eigenen Volumens an Nahrung aufzunehmen, im zentralen Teil der adoralen Membranellenzone erreicht der Nahrungsstrom dabei Geschwindigkeiten bis zu 1000 μm/s. Optimale Nahrungspartikelgröße etwa 5 μm. Gesamtfilterfläche der adoralen Membranellenzone etwa 600 μm^2 (FENCHEL 1980b, 1986). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 10 mg (FENCHEL 1980a), nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe etwa 23 mg. FINLAY et al. (1987) fanden *E. moebiusi* (zusammen mit *Euplotes* sp. 12 Individuen/ml) in einem Salzsee in Afrika bei folgenden Verhältnissen: Cl^- = 2.6 g/l, SO_4^{2-} = 365 mg/l, Salinität = 25.3 g/l, spezifische Leitfähigkeit (25 °C) = 28500 μS/cm, P_{ges} = 2.5 mg/l, pH = 10 - 10.5, 22 °C. KLIMOWICZ (1973) zählte bis zu 18 Individuen/ml in einem schwach belasteten Belebtschlamm bei einem mittleren Sauerstoffgehalt von 7 mg/l und einer mittleren Schlammbelastung von nur 0.06 kg BSB_5/kg.d; nach CURDS & COCKBURN (1970b) werden dagegen deutlich höhere Schlammbelastungen von etwa 0.19 - 0.43 kg BSB_5/kg.d bevorzugt. CURDS und Mitarbeiter haben die Art jedoch vermutlich falsch bestimmt (siehe Taxonomie).

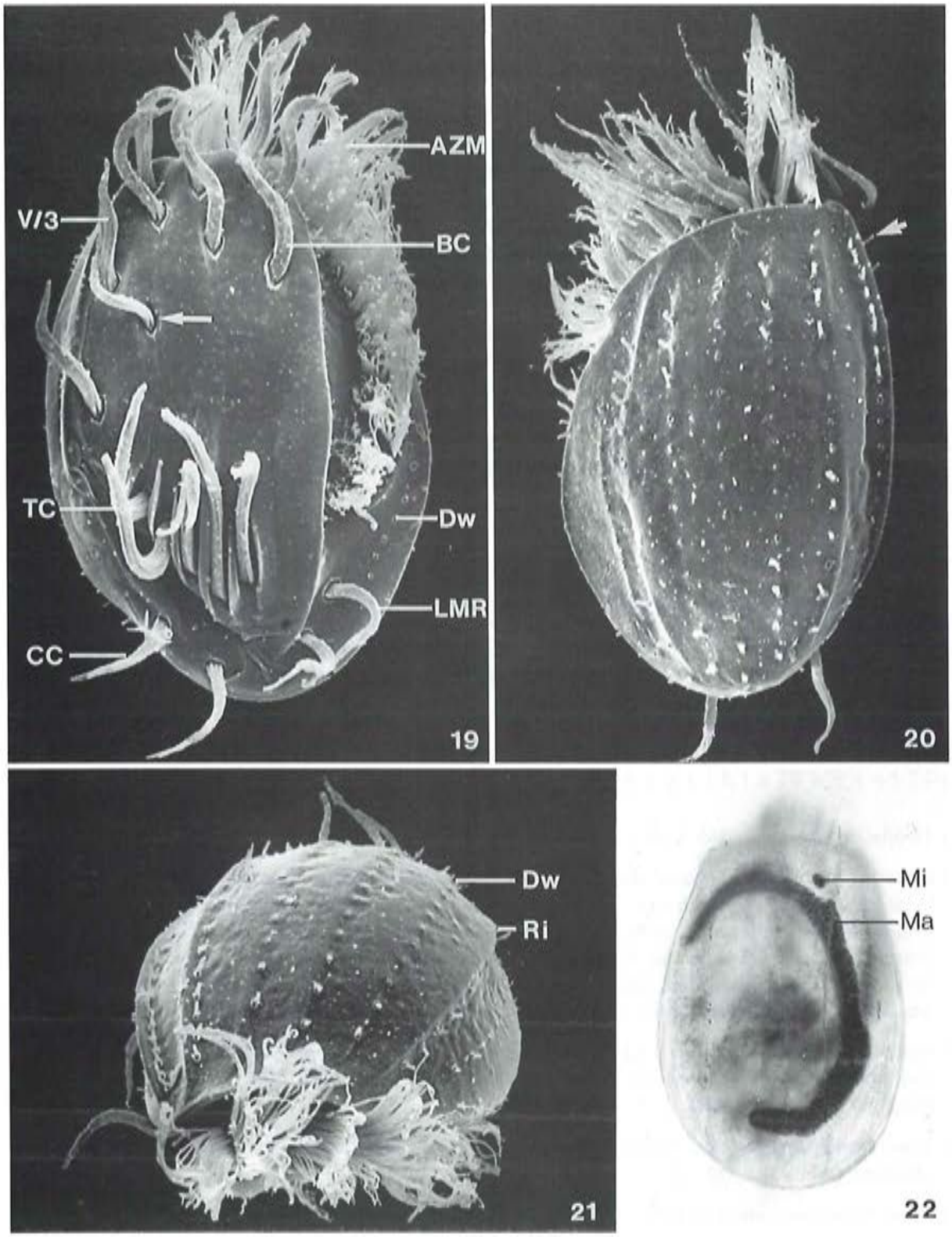
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 2, a = 7, p = 1, I = 3, SI = 2.9. Der betamesosapobe Anteil ist vermutlich größer. Die Daten reichen aber zu einer sinnvollen Änderung der Einstufung nicht aus.



Euplotes moebiusi (1 - 4, aus KAHL 1932; 5, aus FOISSNER 1978a; 6 - 11, aus GELEI 1938). **1, 2, 4, 5**: Ventralansichten in vivo, 60 μm, 60 μm, 60 μm, 53 μm. Der Pfeil in Abb. 5 weist auf den kleinen Vorsprung beim distalen Ende der AZM, die Pfeilspitze auf eine ventrale Rippe. **3**: Dorsalansicht in vivo, 60 μm. **6 - 8**: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Osmium-Gentianaviolett Färbung, 52 μm. Die 3 Pfeile in Abb. 6 weisen auf die Frontoventralcirren V/2, V/3 und VI/2. **9 - 11**: Querschnittserien von unterschiedlich ernährten Individuen. Am = sekretorische Ampullen, sternförmig rund um die Dorsalwimpern angeordnet, AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern (fehlen im mittleren Bereich der Reihen), LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Ri = Rippen, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran.



Euplotes moebiusi (12 - 16, Originale; 17, 18, aus FOISSNER 1978a). **12, 13**: Ventralansicht eines Individuums in vivo auf verschiedene Ebenen fokussiert. Die Pfeile in Abb. 12 weisen auf die 10 Frontoventralcirren, jener in Abb. 13 weist auf die kontraktile Vakuole. **14**: Dorsalansicht eines ziemlich stark gerippten Exemplars. Der Pfeil weist auf den kleinen Vorsprung beim distalen Ende der AZM. **15**: Typische Lateralansicht von *Euplotes*-Arten. Das abgebildete Exemplar schreitet mit seinen Cirren am Rand einer Luftblase. **16**: Teil des dorsalen Silberliniensystems nach nasser Silberimprägnation. **17, 18**: Bewimperung und Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Versilberung. Der große Pfeil in Abb. 17 markiert den hinteren Cirrus der linken Marginalreihe, der kleine den Exkretionsporus. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, Dw= dorsale Wimpernreihen, LMR = linke Marginalcirren, SLS = Silberliniensystem.



Euplotes moebiusi (19 - 22, Originale). 19 - 21: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Ventral-, Dorsal- und Frontalseite. Der Pfeil in Abb. 19 markiert den Frontoventralcirrus V/2, der bei *E. affinis* fehlt; jener in Abb. 20 weist auf eine Dorsalwimper. 22: Kernapparat nach Methylgrün-Pyronin Färbung. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = dorsale Wimpernreihen, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Ri = Rippe, TC = Transversalcirren, V/3 = Frontoventralcirrus V/3.

Euplotes aediculatus PIERSON, 1943

1943 *Euplotes aediculatus* PIERSON, J. Morph., 72: 138.
1960 *Euplotes eurystomus*, WRZESNIOWSKI, 1870 - TUFFRAU, Hydrobiologia, 15: 33 (Fehlbestimmung; erster revidierender Autor; Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1968 *Euplotes aediculatus* PIERSON - PIERSON, GIERKE & FISHER, Trans. Am. microsc. Soc., 87: 311 (Vergleich der beiden oft verwechselten Arten *E. eurystomus* und *E. aediculatus*).
1972 *Euplotes eurystomus* WRZESNIOWSKI, 1870 - CARTER, Trans. Am. microsc. Soc., 91: 479 (Fehlbestimmung; Silberimprägnation von 11 *Euplotes*-Arten).
1975 *Euplotes aediculatus* PIERSON, 1943 - CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 28: 17 (Revision; dichotomer Bestimmungsschlüssel).
1976 *Euplotes aediculatus* PIERSON, 1943 - HILL & REILLY, Trans. Am. microsc. Soc., 95: 493 (Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation).
1989 *Euplotes aediculatus* PIERSON, 1943 - AUGUSTIN & FOISSNER, Lauterbornia, 1: 42 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1992 *Euplotes aediculatus* PIERSON, 1943 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Mehrere Autoren (TUFFRAU 1960, WISE 1965, CARTER 1972 u. a.) haben einen Organsimus als → *E. eurystomus* beschrieben, bei dem es sich nach CURDS (1975b), DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS (1986) sowie AUGUSTIN & FOISSNER (1989) offensichtlich um *E. aediculatus* handelt. Auch mit → *E. patella* wurde diese Art öfters verwechselt (z. B. CHATTON & SEGUELA 1940).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 105 - 165 x 60 - 110 µm, meist um 120 x 80 µm.

2) Gestalt breit ellipsoid, hinter der Körpermitte meist etwas eckig ausgebuchtet. Vorne mit relativ breit gerundeten Schultern und einem auffallenden, kragenartigen Fortsatz (distaler Teil der adoralen Membranellenzone; Abb. 1, 2, 8, 22, 23, 28). Etwa 2 : 1 abgeflacht. Ventral etwa 6 zarte leistenförmige Erhebungen im Bereich der Transversalcirren, von denen eine meist weit nach vorne reicht. Dorsal meist fast glatt, gelegentlich aber auffällige seitliche und dorsale Körperauswüchse (Flügelbildungen; Abb. 1, 4, 6, 7, 13, 14, 22 - 29). Pellicula starr.

3) Makronucleus C-förmig bis undeutlich 3-förmig. Mikronucleus im vorderen Körperdrittel, meist weit von einer Einbuchtung des Makronucleus entfernt (nur nach Silberimprägnation oder Färbung gut erkennbar; Abb. 1, 5, 7, 9, 19, 21).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand auf der Höhe der Transversalcirren (Abb. 1, 8, 15, 23).

5) Neun Frontoventralcirren (Cirrus V/3 fehlt), 5 Transversalcirren, 2 linke Marginalcirren, 2 an den Enden zerfranste Caudalcirren. 8, selten 9 dorsale Wimpernreihen (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1 - 3, 7 - 12, 15 - 22, 26 - 29).

6) Adorale Membranellenzone etwa 65 % der Körperlänge, besteht aus 40 - 60, meist etwa 50 Membranellen. Mundfeld groß, dreieckig, durch eine diagonal verlaufende, konvexe Falte in der Mitte geteilt (Abb. 8, 22, 28, Pfeile). Am rechten Rand des Mundfeldes ein lappenartiges Gebilde (Lip-

pe), darunter eine ± weit nach rechts reichende Ausbuchtung (Nische), in der die undulierende Membran liegt (Abb. 1, 2, 6 - 8, 10, 12, 15, 20, 22, 23, 26, 28).

7) Silberliniensystem vom "double-eurystomus-Typ" (siehe Charakterisierung der Unterklasse; Abb. 2, 3, 11, 16 - 18).

Verwechslungsmöglichkeiten

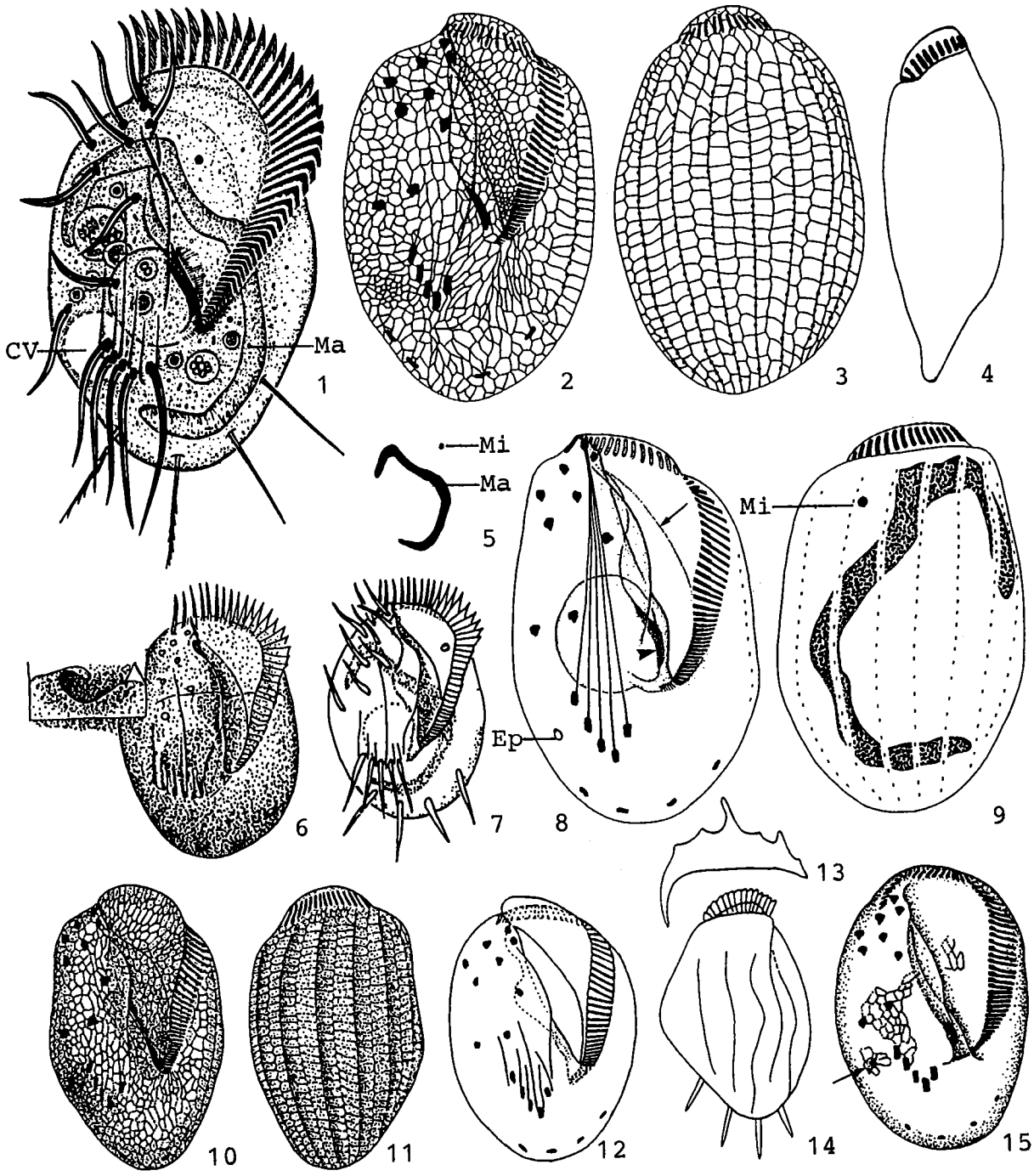
Sehr ähnlich → *E. eurystomus* (stärkere sigmoide Krümmung der adoralen Membranellenzone, ausgeprägter der Ziffer 3 ähnliche Form des Makronucleus, meist 10 dorsale Wimpernreihen, weitgehend fehlende Nische und größere Distanz zwischen linkem Transversalcirrus und Mundöffnung), → *E. patella* (meist etwas kleiner, ausgeprägtere rund-ovale Körperform, kein deutlicher apikaler Kragen, ziemlich weit offen C-förmiger Makronucleus, 9 dorsale Wimpernreihen, dorsales Silberliniensystem vom "double-patella-Typ"), *E. daidaleos* DILLER & KOUNARIS (mit Zoochlorellen, dorsales Silberliniensystem vom "double-patella-Typ") und *E. woodruffi* GAW (Makronucleus mit 3 Enden, d. h. etwa T-förmig). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2 (apikaler Kragen) 3, 7 wichtig.

Ökologie

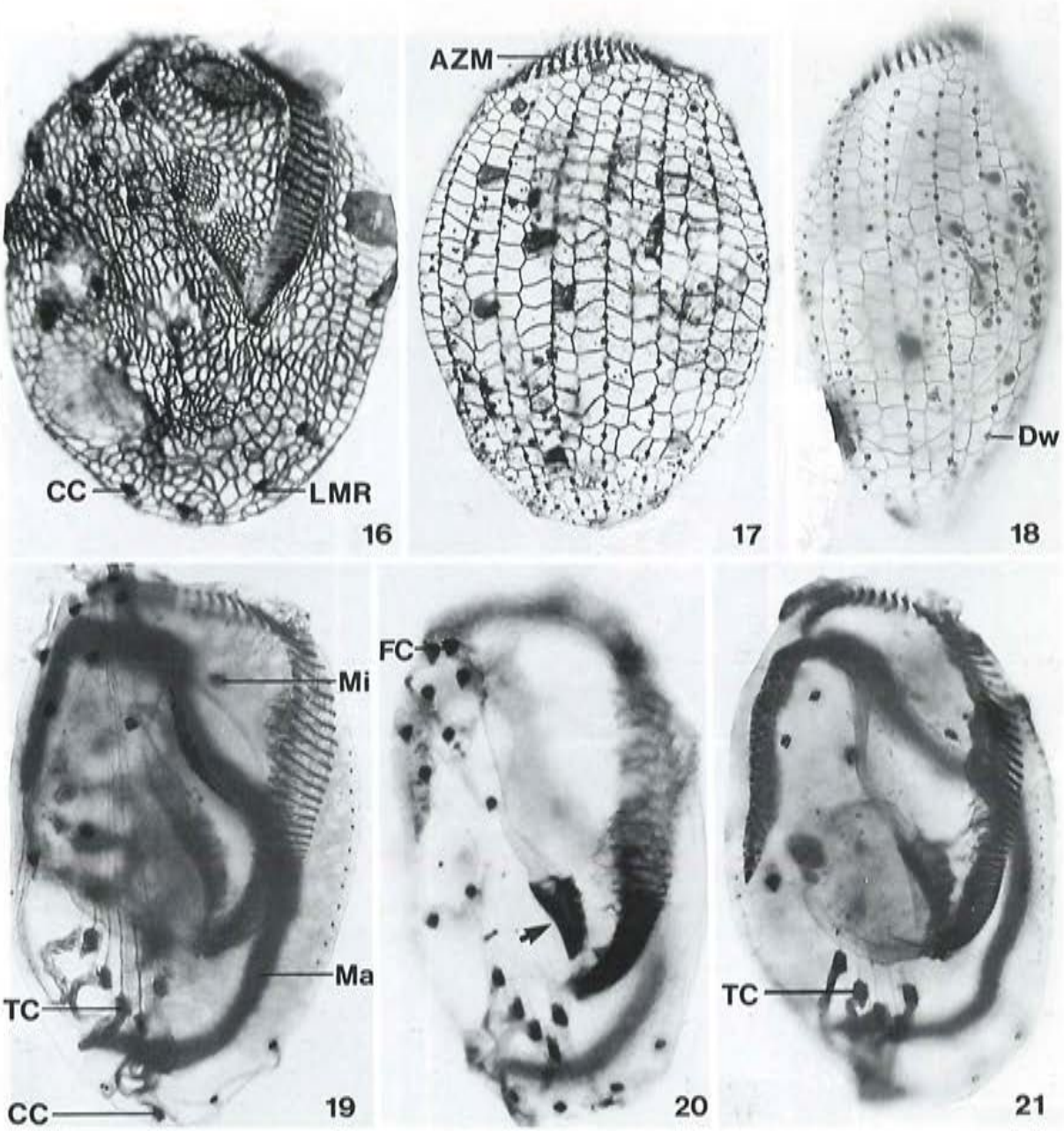
Vorkommen und Verbreitung: Nach unseren Erfahrungen eine eher seltene Art, jedenfalls viel seltener als → *E. patella*. Sowohl im Süßwasser (Teiche, Flüsse, Aquarien) als auch im Brackwasser nachgewiesen, gelegentlich auch im Belebtschlamm (CURDS 1966a, AUGUSTIN & FOISSNER 1989). Bisher in Europa, Nordamerika, Afrika, Neuseeland und der Antarktis nachgewiesen; Verbreitung daher wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Aerobacter aerogenes*), Flagellaten (*Chilomonas paramecium*), Diatomeen, kokkale Grünalgen (*Chlorogonium elongatum*), Ciliaten (*Tetrahymena* sp.), in Kultur auch Stärkekörner (WISE 1965, PIERSON et al. 1968, CURTIS & CURDS 1971, AUGUSTIN & FOISSNER 1989). Cytoplasma stets mit endosymbiontischen Bakterien (HECKMANN et al. 1983, HECKMANN & SCHMIDT 1987). Generationszeit nach WISE (1965) bei 24 - 26 °C 15 - 30 h, nach AMMERMANN & MUENZ (1982) bei 23 °C und Fütterung mit *Chlorogonium elongatum* 21 h. Konjugationszeit nach FIDLER et al. (1985) bei 15 °C länger als 24 h, bei 22 - 25 °C 14 - 19 h. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 260 mg. *Euplotes aediculatus* wurde am 23. 7. 1985 im Belebtschlamm einer Kläranlage in Salzburg bei folgenden Verhältnissen gefunden: Die Werte im Zulauf (ZL) und Ablauf (AL) wurden als 24-Stunden-Mischprobe gemessen (AMT DER SALZBURGER LANDESREGIERUNG, unveröffentlicht); Temperatur (ZL/AL) 18.0/18.5 °C, Sauerstoff im Belebungsbecken 1.2 - 2.1 mg/l, pH (ZL/AL) 6.6/7.4, Leitfähigkeit (ZL/AL) 1097/619 µS/cm, absetzbare Stoffe (ZL/AL) 3.7/<0.1 ml/l, TOC (ZL/AL) 112.9/7.1 mg/l, DOC (ZL/AL) 91.6/6.2 mg/l. Gegenüber UV-Strahlung empfindlicher als *Coleps spiralis* und Arten des *Paramecium aurelia*-Komplexes (BARCELO & CALKINS 1979).

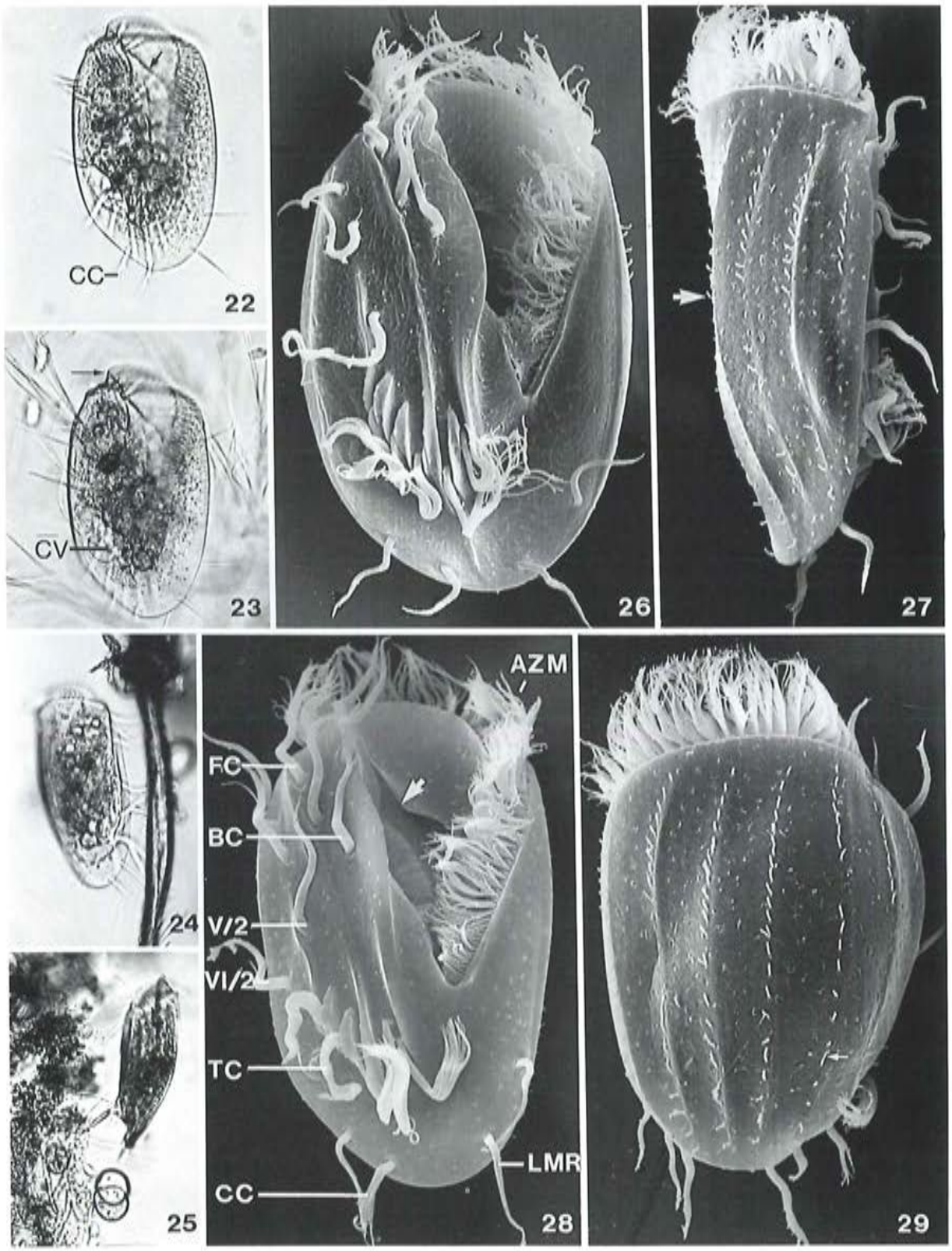
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.



Euplotes aediculatus (1 - 4, 8, 9, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1989a; 5, aus CURDS 1975b; 6, nach PIERSON 1943; 7, nach PIERSON et al. 1968; 10, 11, nach TUFFRAU 1960; 12, aus HILL & REILLY 1976; 13, 14, aus CURDS 1977; 15, nach DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986). **1, 7**: Ventralansichten in vivo, 120 μm. **2, 10, 15**: Ventralansichten nach nasser Silberimprägnation, 145 μm, 130 μm, 125 μm. Der Pfeil in Abb. 15 markiert den Exkretionsporus. **3, 11**: Dorsalansichten nach nasser Silberimprägnation, 140 μm, 130 μm. **4**: Lateralansicht nach Protargolimprägnation, 135 μm. **5**: Makronucleus und Mikronucleus in vivo. **6**: Ventralansicht nach Färbung mit Picro-Indigo-Karmin, 135 μm. **8, 9**: Ventral- und Dorsalansicht nach Protargolimprägnation, 135 μm. Der Pfeil in Abb. 8 markiert die Falte im Mundfeld, die Pfeilspitze weist auf die undulierende Membran. **12**: Ventralansicht nach Nigrosin-$HgCl_2$-Formalin Präparation, 110 μm. **13, 14**: Querschnitt in Körpermitte und Dorsalansicht einer Zelle mit seitlichen und dorsalen Körperauswüchsen. CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus.



Euplotes aediculatus (16 - 21, Originale). **16 - 18**: Silberliniensystem und Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen in Ventral-, Dorsal und Lateralansicht nach trockener Silberimprägnation. **19 - 21**: Anordnung der Cirren in Ventralansicht nach Protargolimprägnation. Der Pfeil in Abb. 20 markiert die undulierende Membran. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, Dw = Ansatzstellen der Dorsalwimpern, FC = Frontalcirren, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, TC = Transversalcirren.



Euplotes aediculatus (22 - 29, Originale. 22 - 25, in vivo; 26 - 29, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **22 - 25**: Ventral- und Lateralansichten. Der Pfeil in Abb. 22 weist auf die Falte im Mundfeld, jener in Abb. 23 auf den apikalen Kragen. **26, 28**: Ventralansicht eines breiteren und eines schmäleren Individuums. Der Pfeil in Abb. 28 weist auf die Falte im Mundfeld. **27, 29**: Lateral- und Dorsalansicht. Die Pfeile weisen auf Dorsalwimpern. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = Frontalcirrus, LMR = hinterer Cirrus der linken Marginalreihe, TC = Transversalcirren, V/2, VI/2 = Frontoventralcirren.

Euplotes eurystomus WRZEŚNIOWSKI, 1870

1870 *Euplotes patella* varietas *eurystomus* WRZESNIOWSKI, Z. wiss. Zool., 20: 483.
1932 *Euplotes eurystomus* WRZESNIOWSKI, 1870 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 640 (erster revidierender Autor).
1937 *Euplotes patella* - HAMMOND & KOFOID, Proc. Am. phil. Soc., 77: 207 (Fehlbestimmung; durch Abbildung belegter Nachweis aus den USA).
1943 *Euplotes eurystomus* KAHL - PIERSON, J. Morph., 72: 137 (morphologischer Vergleich mit → *E. patella*, → *E. aediculatus* und *E. woodruffi*).
1960 *Euplotes plumipes*, STOKES, 1884 - TUFFRAU, Hydrobiologia, 15: 47 (Fehlbestimmung; Revision; Silberimprägnation).
1968 *Euplotes eurystomus* KAHL - PIERSON, GIERKE & FISHER, Trans. Am. microsc. Soc., 87: 311 (Vergleich der beiden oft verwechselten Arten → *E. aediculatus* und *E. eurystomus*).
1975 *Euplotes eurystomus* (WRZESNIOWSKI, 1870) KAHL, 1932 - CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 28: 26 (Revision; dichotomer Bestimmungsschlüssel).
1976 *Euplotes eurystomus* WRZESNIOWSKI, 1870 - HILL & REILLY, Trans. Am. microsc. Soc., 95: 497 (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Silberimprägnation und morphometrischer Analyse).
1992 *Euplotes eurystomus* WRZESNIOWSKI, 1870 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Nach Artikel 45 g des ICZN (1985) gelten Namen von "Varietäten und Formen", die vor 1961 publiziert wurden, als subspezifisch. Da sich Änderungen im Rang einer Gruppe auf die Autorschaft nicht auswirken, ist WRZESNIOWSKI (1870) der gültige Autor von *E. eurystomus* (Artikel 50 c). Die von KAHL (1932) und CURDS (1975b) vermutete Synonymie mit *E. plumipes* STOKES wird durch enzymelektrophoretische Untersuchungen nicht bestätigt (SCHLEGEL et al. 1988). Weitere Details zur komplizierten Taxonomie und Synonymie dieser Art, die Gegenstand zahlreicher biochemischer, genetischer und ultrastruktureller Untersuchungen war, siehe BERGER (1992).

Differentialdiagnose

1) Größe nach HILL & REILLY (1976) in vivo 140 - 180 x 95 - 135 µm, meist etwa 160 x 109 µm. Nach WRZESNIOWSKI (1870) nur 112 - 135 µm, nach KAHL (1932) bis zu 230 µm lang, nach CURDS (1975b) 100 - 160 x 40 - 90 µm.

2) Gestalt meist ± parallelseitig, hinten breit gerundet, vorne mit relativ schmal gerundeten Schultern und einem auffallenden, kragenartigen Fortsatz (distaler Teil der adoralen Membranellenzone). Ventralseite eben, nur zwischen und neben den Transversalcirren leistenförmige Erhebungen. Dorsalseite hoch gewölbt, hinterer Körperrand blattartig dünn, ohne deutliche Rippen (Abb. 1 - 4, 8). Pellicula starr.

3) Makronucleus zwischen den Teilungen charakteristisch 3-förmig, vor der Teilung dagegen hufeisenförmig. Mikronucleus klein, liegt meist im vorderen Teil in einer kleinen Einbuchtung des Makronucleus (Abb. 2, 4, 7, 8, 10, 11).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand auf der Höhe der Transversalcirren (Abb. 1, 2, 5, 8, 12).

5) Neun Frontoventralcirren (Cirrus V/3 fehlt), 5 Transversalcirren, 2 linke Marginalcirren, 2 an den Enden zerfranste Caudalcirren. 9 - 11, meist 10 dorsale Wimpernreihen mit 23 ± 4 Cilien in den mittleren Reihen, nach GELEI (1938) variert die Anzahl jedoch von 22 - 45 (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1, 3, 5, 6, 8, 9, 12, 13).

6) Adorale Membranellenzone etwa 65 % der Körperlänge, deutlich sigmoid gekrümmt, besteht nach HILL & REILLY (1976) aus 45 - 55, meist 49 Membranellen, nach CURDS (1975b) aus 50 - 65, nach GELEI (1938) sogar aus bis 80 Membranellen. Undulierende Membran genustypisch. Mundfeld groß und tief, durch eine vorne verkehrt S-förmig gebogene und nach links verlaufende Falte geteilt (Abb. 9, Pfeilspitze), vorne rechts eine kleine Vertiefung (Abb. 1 - 5, 8 - 12).

7) Silberliniensystem vom "double-eurystomus-Typ" (siehe Charakterisierung der Unterklasse; Abb. 6, 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

Sehr ähnlich → *E. aediculatus* (in vivo etwa 105 - 165 µm lang, Körperränder meist etwas ausgebuchtet, Makronucleus meist C-förmig, 8 dorsale Wimpernreihen, adorale Membranellenzone nicht so ausgeprägt sigmoid gekrümmt), *E. amieti* DRAGESCO (140 - 240 x 80 - 160 µm, 14 dorsale Wimpernreihen), *E. eurystomus* var. *marina* AGAMALIEV (marin, 9 dorsale Wimpernreihen, linker Transversalcirrus ganz nahe beim Mund) und → *E. patella* (90 - 120 µm lang, kein apikaler Kragen, meist 9 dorsale Wimpernreihen, Makronucleus meist C-förmig, dorsales Silberliniensystem vom "double-patella-Typ"). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 5, 6, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Eher selten; meist in stehenden Gewässern (Tümpel, Seen) und langsam strömenden Fließgewässern. Wir haben diese auffallend große *Euplotes*-Art bisher nicht gefunden. MADONI & GHETTI (1977) und MADONI (1979) fanden bis zu 109 Individuen/cm^2 in alphamesosaproben Bereichen des Flußsystems des Parma (Italien). Mehrere nicht durch genaue morphologische Untersuchungen belegte Nachweise aus Belebungsanlagen und Tropfkörpern, nach CURDS & COCKBURN (1970a) gelegentlich häufig im Belebtschlamm. Ein nicht durch Abbildung belegter Nachweis aus dem Mesopsammal bei Sylt (HARTWIG 1973). Bisher in Europa, Asien, Nord- und Südamerika und Afrika nachgewiesen; Verbreitung wahrscheinlich kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Aerobacter aerogenes*), Algen (*Chlorogonium* sp.), Flagellaten (*Chilomonas paramecium*), Ciliaten (Arten des *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes). Produziert innerhalb von 5 - 10 min Nahrungsvakuolen mit einer Gesamtoberfläche von 50 - 150 % der eigenen Oberfläche (KLOETZEL 1974). Generationszeit unter Kulturbedingungen (22 °C; Fütterung mit *C. paramecium*) 13 - 25 h (SHIMOMURA 1967). Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen bei einer Größe von 160 x 110 µm etwa 400 mg. Cytoplasma stets mit endosymbiontischen Bakterien (HECKMANN et al. 1983). Autökologische Datensammlung → Tabelle. Verträgt nach BAMFORTH & LORENZ (1962) auch niedrige Sauerstoffkonzentrationen. FERNANDEZ-LEBORANS et al. (1985) fanden *E. eurystomus* in Wasserproben (9.0 mg/l O_2, pH = 8.5), die 17 Tage zuvor mit 1000 µg/l Bleiazetat versetzt wurden. Fast alle Individuen enthielten in den hinteren 2/3 des Körpers 60 - 100 kleine und große (0.3 - 6 µm) Bleipartikel. MORENO-BARON & LOPEZ-OCHOTERENA (1976) untersuchten die Wirkung von 3 anionischen Detergentien: 50 mg/l töteten etwa 50 - 70 % der Individuen innerhalb von 24 h, 400 mg/l führten bei 2 Substanzen innerhalb 1 h zum Absterben der gesamten Population, bei der dritten Substanz trat diese Wirkung erst nach 24 h auf. UV-Bestrahlung (Wellenlänge = 253.7 nm, in Dosen von 1000 - 1500 µJ/mm^2 und 50 µJ/mm^2 Intervallen) führt zum Verlust der Teilungs- und Regene-

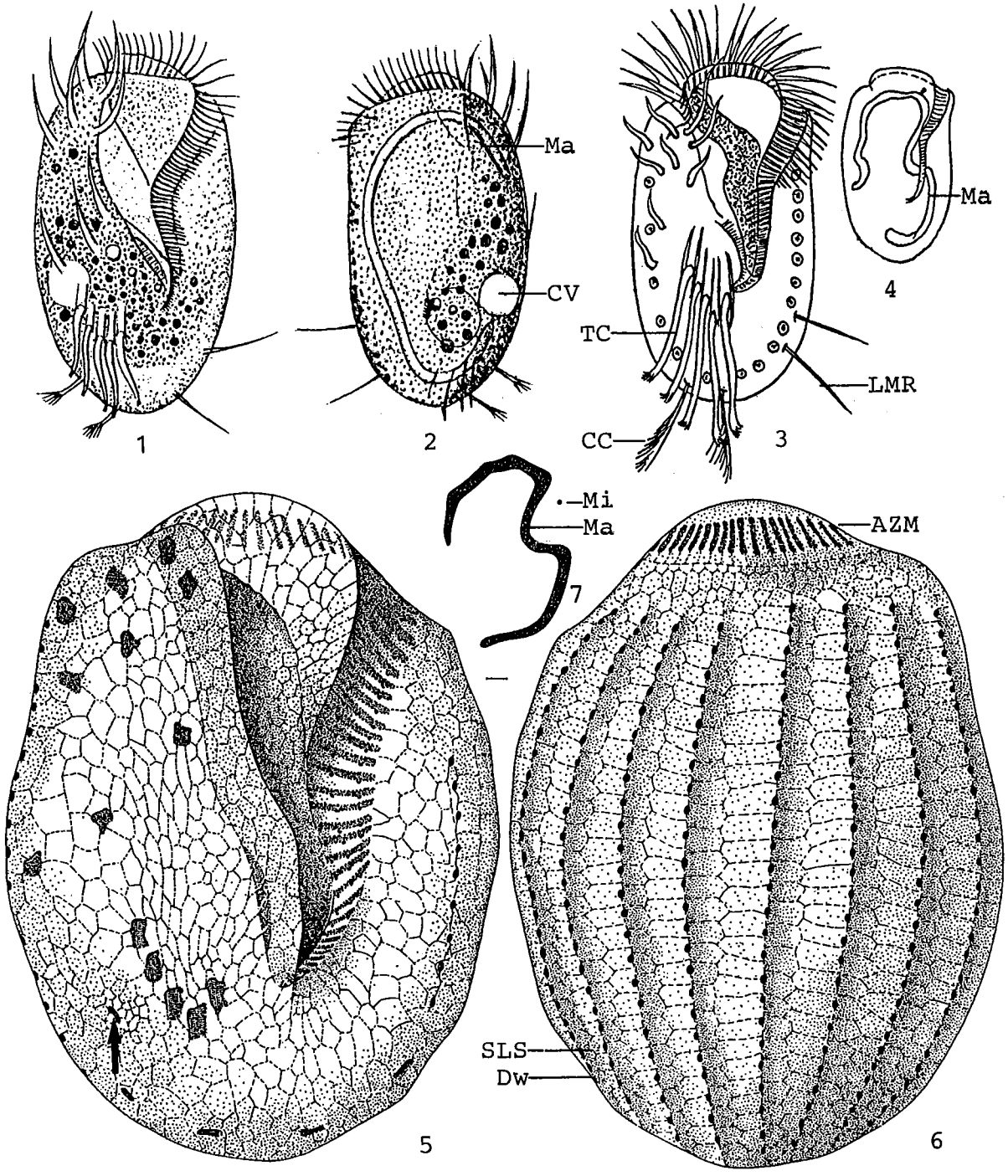
rationsfähigkeit (YOW 1959). *Euplotes eurystomus* wird gelegentlich von *Sphaerophrya canelli*, einem Suktor, parasitiert (CANELLA 1957, CLEMENT 1967).

Tabelle: Milieuspektra von ***Euplotes eurystomus***. Die Angaben von PATRICK et al. (1967) basieren auf mehreren Analysen von reineren Abschnitten des Savannah River in den USA, jene von CAIRNS & YONGUE (1973) auf 4 Nachweisen vom Cape Fear River in den USA und jene von DETCHEVA (1972) auf ein Vorkommen in einem bulgarischen Fluß.

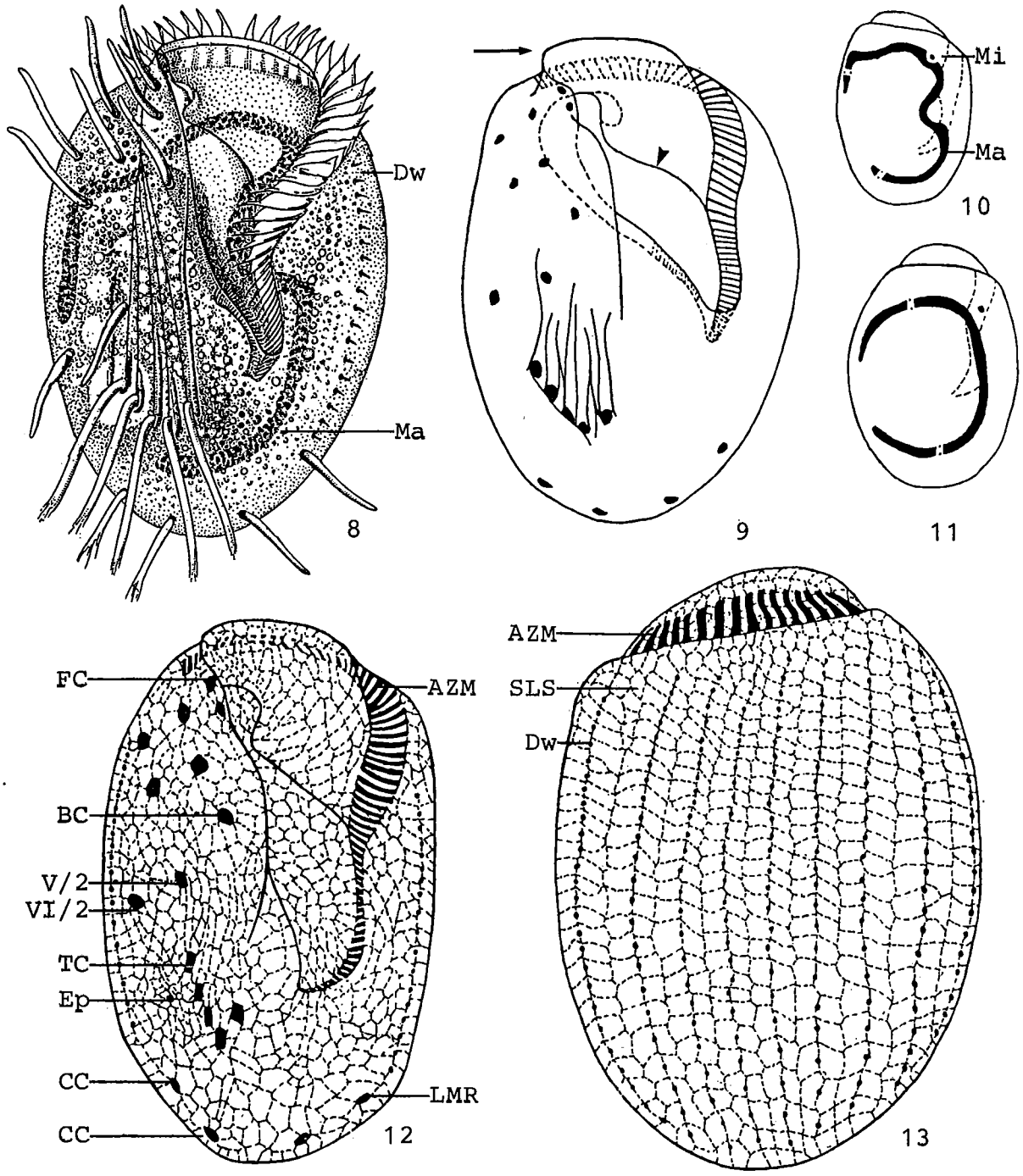
Faktor	PATRICK et al.	CAIRNS & YONGUE	DETCHEVA
Frequenz (%)	-	-	0.9
pH	-	6.2 - 7.3	7.2
°C	21.5 - 28	23 - 27	10
O_2 (mg/l)	>5.0 - 9.0	5.8 - 9.5	5.4
O_2 (% Sättigung)	-	-	48
BSB_5 (mg/l)	0.5 - <5.0[1]	0.9 - 6.0[1]	86.3
NH_3-N (mg/l)	<0.001 - <1.0	0.02 - 0.64	0.34
NO_3^--N (mg/l)	0.07 - 0.5	0.05 - 0.69	0
NO_2^--N (mg/l)	0.001 - < 0.007	-	0
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.05 - 0.14	-

[1] Kein Zeitraum angegeben, aber vermutlich BSB_5.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 2, a = 6, p = 2, I = 3, SI = 3.0. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen. Läßt nach CURDS & COCKBURN (1970b) in Belebungsanlagen keine besondere Präferenz für bestimmte Ablaufqualitäten erkennen (BSB_5 = 0 - 30 mg/l).



Euplotes eurystomus (1, 2, aus WRZESNIOWSKI 1870; 3, 4, aus KAHL 1932; 5 - 7, aus TUFFRAU 1960). 1, 3, 4: Ventralansichten in vivo, 121 μm, 200 μm, 200 μm. 2: Dorsalansicht in vivo, 112 μm. 5, 6: Ventral- und Dorsalansicht nach nasser Silberimprägnation, 117 μm. Der Pfeil in Abb. 5 weist auf den Exkretionsporus. 7: Kernapparat nach Feulgen-Färbung, Maßstrich = 10 μm. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = dorsale Wimpernreihen, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SLS = Silberliniensystem, TC = rechter Transversalcirrus.



Euplotes eurystomus (8, aus HAMMOND & KOFOID 1937; 9 - 13, aus HILL & REILLY 1976). **8**: Ventralansicht in vivo, 130 μm. **9**: Ventralansicht nach Nigrosin-$HgCl_2$-Färbung, 78 μm. Der Pfeil weist auf den ausgeprägten Kragen, die Pfeilspitze auf die Falte im Mundfeld. **10, 11**: Kernapparat eines Interphaseindividuums und einer Zelle kurz vor der Teilung. **12, 13**: Ventral- und Dorsalansicht nach nasser Silberimprägnation, 88 μm, 98 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ep = Exkretionsporus, FC = Frontalcirrus II/3, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SLS = Silberliniensystem, TC = rechter Transversalcirrus, V/2, VI/2 = Frontoventralcirren.

Euplotes patella (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1831

1773 *Trichoda patella* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 95 (ohne Abbildung).
1831 *Euplotes patella* E.! - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 118 (kombinierender Autor).
1859 *Euplotes patella* EHRBG. - STEIN, Organismus der Infusionsthiere, p. 135 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Euplotes (Trichoda) patella* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1833 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 639 (Revision).
1943 *Euplotes patella* EHRENBERG - PIERSON, J. Morph., 72: 135 (morphologischer Vergleich mit → *E. eurystomus*, → *E. aediculatus* und *E. woodruffi*).
1960 *Euplotes patella*, MÜLLER, 1773 - TUFFRAU, Hydrobiologia, 15: 40 (Revision; Silberimprägnation).
1970 *Euplotes patella* MÜLLER, 1773 - DRAGESCO, AnnlsFac. Sci. Univ. féd. Cameroun (Numero hors-série): 136 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis aus Kameroun).
1975 *Euplotes patella* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1838 - CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 28: 41 (Revision; dichotomer Bestimmungsschlüssel).
1992 *Euplotes patella* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1831 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Art wurde oft mit → *E. eurystomus* und → *E. aediculatus* verwechselt. Bei Populationen mit Zoochlorellen handelt es sich wahrscheinlich um *E. daidaleos* DILLER & KOUNARIS (siehe PIERSON et al. 1968 und BERGER 1992). *Euplotes carinatus* STOKES ist nur etwa 67 x 51 µm groß und daher ziemlich sicher nicht mit *E. patella* identisch, wie dies von TUFFRAU (1960) und CURDS (1975b) vermutet wird.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo etwa 90 - 120 x 55 - 75 µm.

2) Gestalt breit ellipsoid. Etwa 2 - 3 : 1 abgeflacht. Zwischen und neben den Transversalcirren leistenförmige Erhebungen, von denen die dritte von links fast bis zum Vorderende reicht (Abb. 19, Pfeilspitze). Dorsalseite meist mit sehr schwach ausgebildeten Rippen, vorderer Rand deutlich nach dorsal gebogen. Körperränder hyalin, oft flügelförmig verbreitert (Abb. 1, 2, 9 - 14a, 19 - 22). Pellicula starr.

3) Makronucleus C-förmig bis undeutlich 3-förmig. Mikronucleus meist deutlich vom Makronucleus abgesetzt, liegt etwa auf der Höhe des vorderen Endes des Makronucleus (nur nach Färbung gut erkennbar; Abb. 2, 5, 8, 15 - 17).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand auf der Höhe der Transversalcirren (Abb. 6, 10).

5) Neun Frontoventralcirren (Cirrus V/3 fehlt), 5 Transversalcirren, 2 linke Marginalcirren, 2 an den Enden zerfranste Caudalcirren. Meist 9 dorsale Wimpernreihen, mittlere Reihen mit 13 - 26, meist etwa 20 Basalkörperpaaren (Anordnung und Anzahl der dorsalen Wimpernreihen nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1 - 4, 6, 7, 11 - 16, 18 - 23).

6) Adorale Membranellenzone etwa 70 % der Körperlänge, besteht aus 44 - 50, meist etwa 46 Membranellen. Mundfeld groß, mit einer nach vorne konvergierenden Falte. Undulierende Membran genustypisch (Abb. 1 - 3, 6, 9, 10, 14, 15, 19, 22).

7) Silberliniensystem vom "double-patella-Typ" (siehe Charakterisierung der Unterklasse; Abb. 4, 7, 18, 23).

Verwechslungsmöglichkeiten

In vivo sehr ähnlich → *E. aediculatus* (105 - 165 µm lang, deutlicher apikaler Kragen, meist 8 dorsale Wimpernreihen, ziemlich weit geschlossener C-förmiger Makronucleus). Eine sichere Trennung ist nur mit dem dorsalen Silberliniensystem möglich ("double-eurystomus-Typ"). *Euplotes daidaleos* unterscheidet sich nur durch den Besitz von Zoochlorellen! In vivo ebenfalls schwierig zu unterscheiden von → *E. eurystomus*, am ehesten noch durch die Größe (140 - 230 µm), den apikalen Kragen, die Form des Makronucleus (deutlich 3-förmig) und die Form der adoralen Membranellenzone (stark sigmoid gekrümmt). Eine sichere Unterscheidung ist jedoch mit dem dorsalen Silberliniensystem möglich ("double-eurystomus-Typ"). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 3, 5, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet in mesosaproben limnischen Biotopen (Seen, Tümpel, Fließgewässer), erreicht jedoch meist nur geringe bis mäßig hohe Abundanzen. Von NOSEK & BERECZKY (1981) im Potamoplankton der betamesosaproben Donau bei Göd nachgewiesen. Nach HEUSS (1976) vermehrtes Vorkommen im Sommer und Herbst, was mit den Beobachtungen von GITTLESON & FERGUSON (1971) übereinstimmt, wonach die Art in einem Tümpel nur bei Temperaturen von 15 - 17 °C und nicht bei 2 - 3 °C vorkam. Auch unsere Untersuchungen an der Amper (Bayern) zeigen deutlich, daß *E. patella* im Winter seltener ist als im übrigen Jahr (→ Ökogramme a, b). WANG (1928) fand *E. patella* ebenfalls fast ausschließlich von August - Oktober (bis zu 40 Individuen/ml). WILBERT (1969) zählte dagegen im eutrophen Poppelsdorfer Weiher bei 10 °C 278 Individuen/cm^2, bei Temperaturen von 27 - 30 °C ging die Abundanz stark zurück. MADONI (1979, 1989) fand 29 Individuen/cm^2 in alphamesosaproben Bereichen des Flußsystems des Stirone und 12 Individuen/cm^2 in 35 m Tiefe im Benthal eines italienischen Sees. Gelegentlich Bestandteil der *Sphaerotilus*-Flocke (CURTIS & CURDS 1971). Mehrere Nachweise aus Belebungsanlagen, Tropfkörpern, Tauchtropfkörpern und Stabilisierungsteichen (z. B. SCHERB 1968, CURDS & COCKBURN 1970a, BANINA 1983, WACHS 1984, KRISHNAMOORTHI & SARKAR 1981). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus marinen Biotopen, u. a. dem Elbe-Aestuar. Terrestrische Nachweise gelten als unglaubwürdig, wohl meist mit *E. muscicola* KAHL, 1932 verwechselt (FOISSNER 1982, 1987b). Bisher in Europa, Afrika, Nord- und Südamerika, Asien, Neuseeland und der Antarktis nachgewiesen; Verbreitung daher sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien (*Enterobacter aerogenes*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis*, *Alcaligenes viscosus*), Diatomeen, kokkale Grünalgen, Flagellaten (*Chilomonas paramecium*, *Euglena gracilis*, *Polytomella caeca*, *Monas* sp., *Bodo* sp.), Ciliaten (*Cyclidium* sp., *Tetrahymena* sp., *Aspidisca* sp.). Pro Tag werden bis zu 100 kleine Flagellaten und Ciliaten mit einem Gesamtvolumen bis 100000 µm^3 aufgenommen (SCHÖNBORN 1981). Generationszeit unter Laborverhältnissen bei 24 °C und Fütterung mit *Chilomonas paramecium* 20 - 30 h, im Freiland (Ammerbach, BRD; beta- bis alphamesosaprob, Saprobienindex = 2.6; 4 - 14 °C, Jahresmittelwert = 8,5 °C; 80 - 90 % O_2-Sättigung) 24 - 120 h, im Mittel etwa 97.5 h (AKADA 1985, SCHÖNBORN 1981). Biomasse von 10^6 Individuen nach DILLON & HOBBS (1973) und JACKSON & BERGER (1984) etwa 77 mg bzw. 96 mg, nach eigenen Berechnungen aus der mittleren Größe

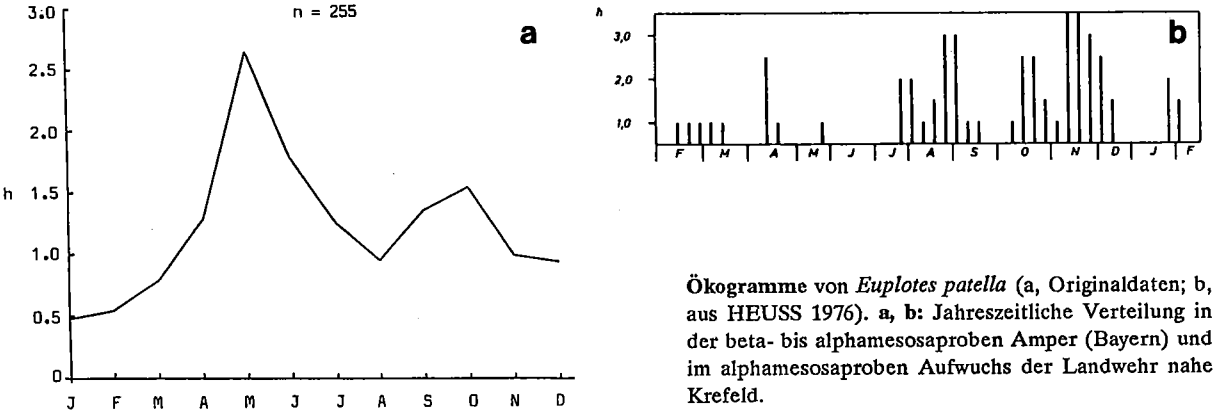
etwa 93 mg. SCHÖNBORN (1981) gibt dagegen einen offensichtlich viel zu hohen Wert von 500 mg an, was bei der Interpretation der unten angeführten Produktionsdaten zu berücksichtigen ist. Autökologische Datensammlung → Tabelle. Weitere eigene autökologische Daten: spezifische Leitfähigkeit (22 °C) = 330 - 579 µS/cm, n = 5; Säurekapazität = 2.95 - 3.47 mval/l, 2; Karbonathärte = 8.3 - 9.7 °dH, 2; Cl^- = 7 - 39 mg/l, 3; SO_4^{2-} = 40 - 44 mg/l, 2; Zink = 0.20 - 0.22 mg/l, 2; P_{gesamt} = 0.05 - 0.78 mg/l, 3; CSB = 11.5 - 15.0 mg/l, 4; Zahl endotypischer Coli (44 °C, Plattenmethode) = 11500 - 16500/100 ml, 5. MIHAILOWITSCH (1989) fand *E. patella* in solebelasteten Fließgewässern Deutschlands bei folgenden Verhältnissen (n = 11): 6.0 - 20.0 °C, pH 7.6 - 7.9, 13.5 - 89.4 mg/l CO_2 (frei), 8.0 - 11.2 mg/l O_2, 0 - 0.5 mg/l NH_4^+-N, 0.04 - 0.1 mg/l NO_2^--N, 2.7 - 3.4 mg/l NO_3^--N, 42 - 174 mg/l Cl^-, 57 - 104 mS/m spez. Leitfähigkeit. Untere pH-Toleranzgrenze 4.0, obere Temperaturgrenze 25 °C (BICK & DREWS 1973, BICK & BERTRAM

Tabelle: Milieuspektra von ***Euplotes patella***. Spalte 1, aus PATRICK et al. (1967, mehrere Analysen vom Savannah Fluß in den USA); 2, aus BICK (1972a, Literaturzusammenstellung); 3, aus DETCHEVA (1972, 1976, 1978, 1979, 1983a, b, c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus CAIRNS & YONGUE (1973; 4 Proben aus einem Fluß in den USA); 5, aus MADONI & GHETTI (1981b; 3 häufige Vorkommen im Sommer und Herbst in einem Bach in Norditalien); 6, aus FOISSNER et al. (1982; 4 Analysen aus einem alpinen Kleingewässer in Österreich); 7, eigene Daten (5 Nachweise aus verschiedenen Fließgewässern Österreichs; n für Gesamthärte und PO_4^{3-}-P = 2, n für $KMnO_4$-Verbrauch = 4).

	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	-	b...a-b...p	-	-	-	b - b...a
Frequenz (%)	-	-	2.6 - 7.5	-	-		4
pH	-	5.7 - 8.2	7.2 - 8.2	6.2 - 7.3	7.4 - 8.6	4.8 - 5.2	7.4 - 8.7
°C	20 - 23	0 - 25	5 - 29	23 - 27	17.5 - 22	6.8 - 11	6.1 23
O_2 (mg/l)	7.0 - 9.0	0 - 12	0.4-12.0	6.6-11.4	4.7-11.3	3.5-10.9	8.4-14.7
O_2 (% Sätt.)	-	-	0.4-133[4]	-	-	38 - 128	82 - 185
BSB_5 (mg/l)	1 - <5[1]	-	1.4 - 67	0.9-10.3[1]	-	-	3.6 - 8.0
Gesamthärte (°dH)	-	-	-	-	-	1.4 - 2.0	11 - 13
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	-	-	7 - 88[5]	49 - 52	10 - 20
NH_4^+-N (mg/l)	<0.01[2]	0 - 7.7	0 - 5.6	0.005-0.6	0.25-19[2]	0 - 0.39	0.05-1.4
NO_3^--N (mg/l)	0.07 - 0.2	-	0 - 7.6	0.08-0.7	0.1 - 2.3	0	0.50-9.2
NO_2^--N (mg/l)	<0.007	-	0 - 0.36	-	0.01-2.4	0	0.01-0.03
PO_4^{3-}-P (mg/l)	<0.02	-	-	0.05-0.14	0.01-2.1	0	0.15-0.6
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	0.008-16[3]	-	-	-	0.2-1.4[6]	<0.006[3]

[1] Keine Zeitraum angegeben, aber wahrscheinlich BSB_5. [2] Als NH_3-N angegeben. [3] Plattenmethode. Für die Direktzählung werden von BICK (1972a) 1.2 - 60 x 10^6/ml angegeben. [4] Vermutlich eine falsche Angabe, der nächst höhere Wert ist 30 %. [5] Als CSB angegeben. [6] Direktzählung.

1973). Verträgt nach BICK (1972a) bis 1 mg/l H_2S. Nach GAUSE (1941) verringert sich die Körpergröße bei langsamer Übertragung in 1 %iges Salzwasser von 130 x 83 µm auf 118 x 70 µm. YOCOM (1934) beobachtet unter experimentellen Bedingungen bei einer Salinität von etwa 2.3 % noch Teilungsstadien, verträgt aber nach FINLEY (1930) bei langsamer Übertragung auch Meerwasserkonzentration. Die hohe Salztoleranz wird von BICK (1968b) und AX & AX (1960; für die f. *alatus*) jedoch nicht bestätigt. Von STÖSSEL (1979) bei DOC-Werten von 0.4 - 7.2 mg/l gefunden (Prä-



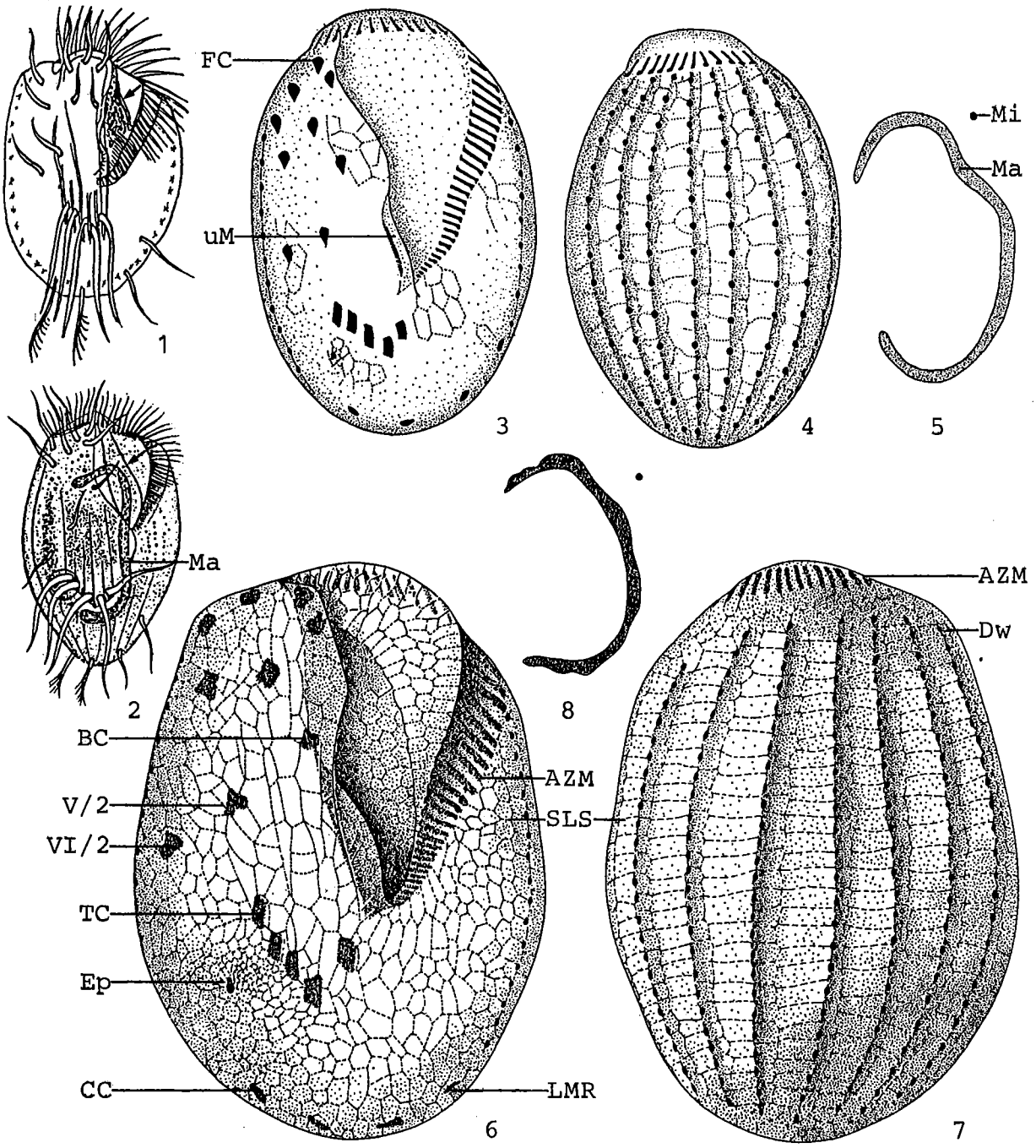
Ökogramme von *Euplotes patella* (a, Originaldaten; b, aus HEUSS 1976). **a, b:** Jahreszeitliche Verteilung in der beta- bis alphamesosaproben Amper (Bayern) und im alphamesosaproben Aufwuchs der Landwehr nahe Krefeld.

ferenzbereich = 5.2 - 7.2 mg/l). MATIS (1975) fand *E. patella* in Wegpfützen und Entwässerungsgräben bei 3 - 22 °C, pH 6.3 - 6.9 und 0.7 - 6.9 mg/l O_2.

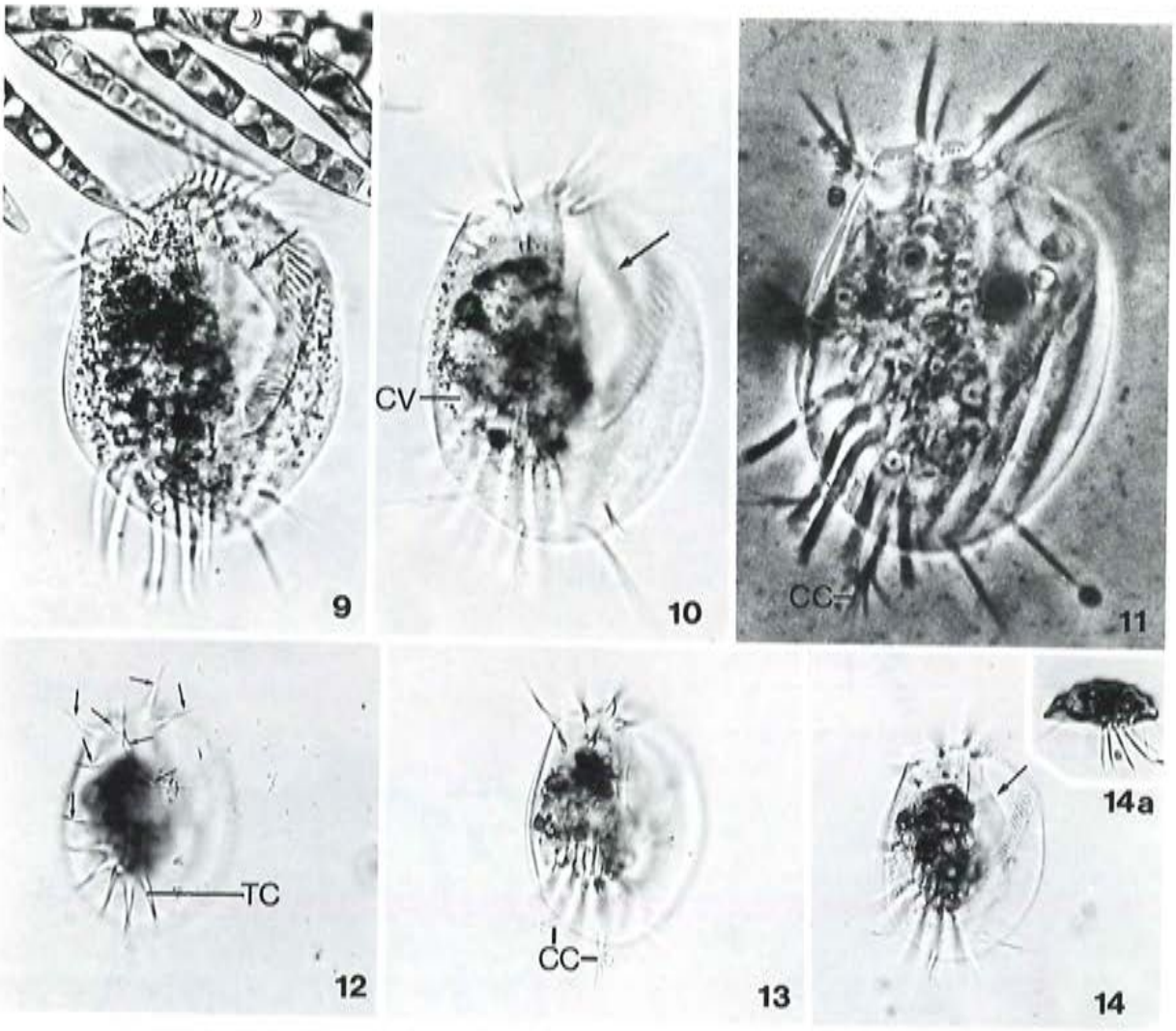
SCHÖNBORN (1981) gibt einige produktionsbiologische Daten für den beta- bis alphamesosaproben Ammerbach nahe Jena: 1059 Individuen/m^2 (Jahresdurchschnitt), Jahresproduktion = 81521 Individuen/m^2 bzw. 41 mg/m^2 (siehe jedoch Anmerkung zur Biomasse), P/B = 79. Durchschnittliche Tagesproduktion 860 Individuen/m^2 (= 0.4 mg/m^2), im Maximum 1500 Individuen/m^2 (= 0.7 mg/m^2).

KLIMOWICZ (1972) fand ungewöhnlich hohe Abundanzen bis zu 9200 Individuen/ml in sehr schwach belastetem Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.171 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.0318 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 5.786 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 90.7 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 2.7 mg/l, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 7.9. Bevorzugt nach CURDS & COCKBURN (1970b) jedoch höhere Schlammbelastungen von etwa 0.13 - 0.20 kg BSB_5/kg.d.

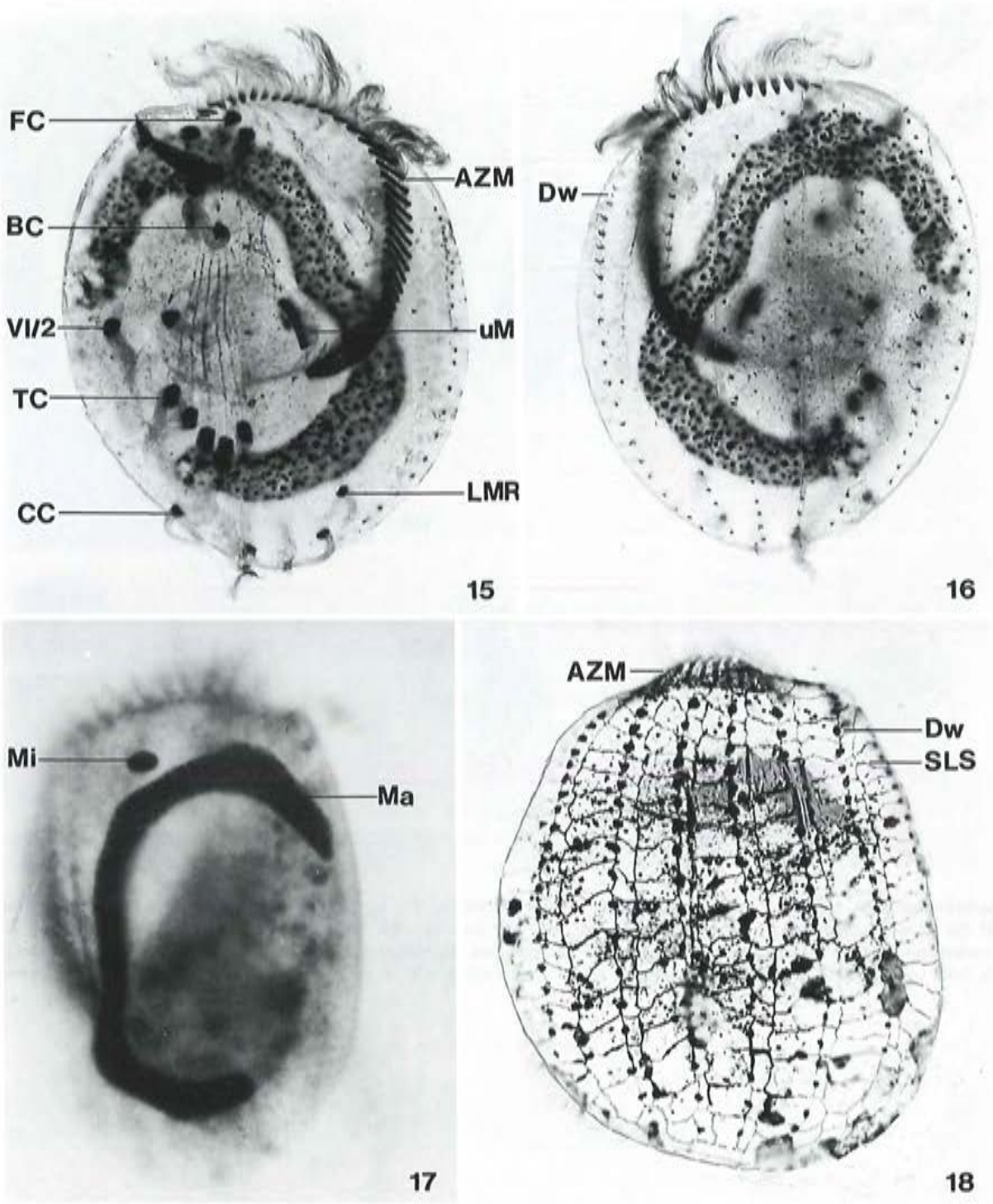
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): b; b = 7, a = 3, I = 4, SI = 2.3. Diese Einstufung stimmt weitgehend mit den autökologischen Daten (→ Tabelle) und unseren Erfahrungen überein, wonach die Art hauptsächlich in beta- und beta- bis alphamesosaproben Gewässern vorkommt. Nach MADONI (1984) ist *E. patella* eine charakteristische Form für sehr langsam fließende, beta - bis alphamesosaprobe Gewässerbereiche mit sandig-schlammigem Sediment. Einzelne Individuen, besonders solche mit Zoochlorellen (vielleicht mit *E. daidaleos* verwechselt!), kommen nach BICK (1968a) auch in sauerstoffarmen Bereichen mit starken Abbauprozessen und ausgeprägt alphamesosaproben Verhältnissen vor. Läßt nach CURDS & COCKBURN (1970b) in Belebungsanlagen keine besondere Präferenz für bestimmte Ablaufqualitäten erkennen (BSB_5 = 0 - 30 mg/l). Da nicht ausgeschlossen werden kann, daß eine Reihe der nicht durch Abbildungen belegten Nachweise Fehlbestimmungen sind, muß die Autökologie und saprobiologische Einstufung von *E. patella* durch weitere Untersuchungen an glaubwürdig bestimmten Populationen überprüft werden.



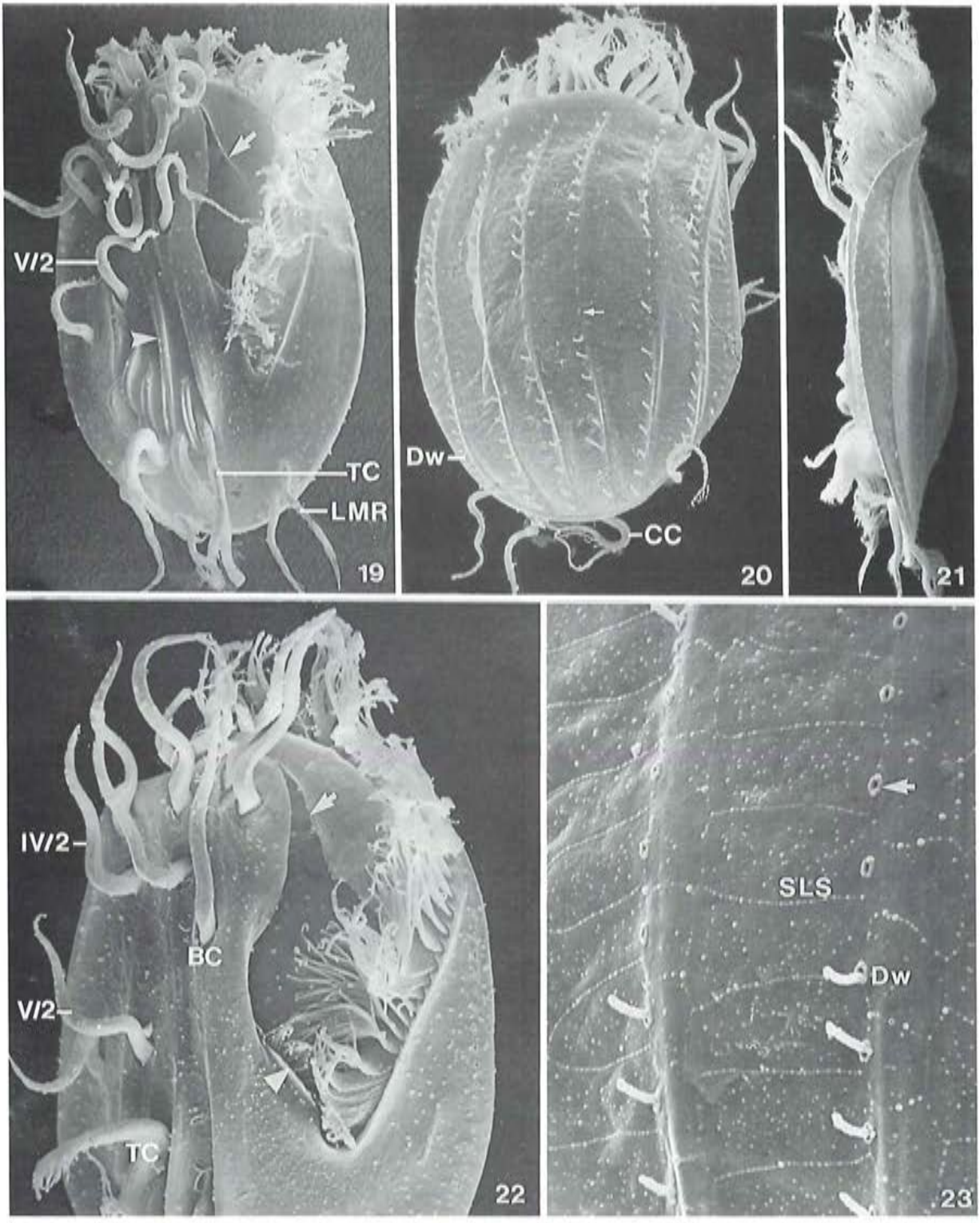
Euplotes patella (1, aus KAHL 1932; 2, aus STEIN 1859b; 3 - 5, aus DRAGESCO 1970; 6 - 8, aus TUFFRAU 1960). **1, 2**: Ventralansichten in vivo, 90 μm, ? μm. Die Pfeile markieren die Falte im Mundfeld. **3, 6**: Ventralansichten nach nasser Silberimprägnation, 108 μm, 90 μm. **4, 7**: Dorsalansichten nach nasser Silberimprägnation. **5, 8**: Kernapparat nach Feulgen-Färbung, 70 μm, 75 μm. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = vorderer Caudalcirrus, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ep = Exkretionsporus, FC = Frontalcirrus (Cirrus II/3), LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SLS = Silberliniensystem, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, V/2, VI/2 = Frontoventralcirren.



Euplotes patella (9, 10, 12 - 14, Originale; 11, aus FOISSNER 1979d). **9 - 11**: Ventralansichten in vivo. Die Pfeile weisen auf die Falte im Mundfeld (Abb. 11: Phasenkontrast, ca. 100 μm). **12 - 14**: Ventralansicht eines Individuums in vivo auf verschiedene Ebenen fokussiert. Die Pfeile in Abb. 12 markieren die 9 Frontoventralcirren, der Pfeil in Abb. 14 weist auf die Falte im Mundfeld. **14a**: Ansicht von vorne. CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, TC = Transversalcirren.



Euplotes patella (15 - 18, Originale). **15, 16**: Anordnung der Cirren und dorsalen Wimpernreihen nach Protargolimprägnation. **17**: Kernapparat nach Eisenhaematoxylin Färbung. **18**: Silberliniensystem der Dorsalseite nach trockener Silberimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = dorsale Wimpernreihen, FC = Frontalcirrus, LMR = linke Marginalreihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SLS = Silberliniensystem, TC = rechter Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, VI/2 = Frontoventralcirrus VI/2.



Euplotes patella (19 - 23, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **19:** Ventralansicht. Die Pfeilspitze weist auf die nach vorne reichende Pelliculaleiste, der Pfeil auf die Falte im Mundfeld. **20, 23:** Dorsalansichten. Im mittleren Teil der Wimpernreihen fehlen stets die Cilien (Pfeile). **21:** Lateralansicht. **22:** Mundfeld und adorale Membranellenzone stärker vergrößert. Der Pfeil weist auf die Falte im Mundfeld, die Pfeilspitze auf die undulierende Membran. BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, Dw = Dorsalwimpern, LMR = linke Marginalreihe, SLS = Silberliniensystem, TC = Transversalcirren, IV/2, V/2 = Frontoventralcirren.

Aspidisca cicada (MUELLER, 1786) CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858

1786 *Trichoda cicada* MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 232.
1841 *Coccudina costata* DUJARDIN, Zoophytes, p. 446 (Synonym).
1858 *Aspidisca cicada* - CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 190 (kombinierende Autoren).
1932 *Aspidisca (Coccudina) costata* (DUJARDIN, 1842) - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 645 (Revision).
1932 *Aspidisca sulcata* KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 645 (Synonym).
1964 *Aspidisca costata* (DUJARDIN, 1842) - HAMM, Arch. Hydrobiol., 60: 288 (maßgebliche morphologische und ökologische Beschreibung).
1979 *Aspidisca cicada* (MÜLLER, 1786) CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 - WU & CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 36: 12 (Revision).
1982 *Aspidisca cicada* (MÜLLER, 1786) - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 128 (kurze Beschreibung nach Silberimprägnation).
1992 *Aspidisca cicada* (MÜLLER, 1786) CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

In Anlehnung an STEIN (1859b) und KAHL (1932) häufig fälschlich "*Aspidisca costata* (DUJARDIN, 1842)" zitiert. WU & CURDS (1979) weisen in ihrer Revision aber überzeugend die Synonymie mit *Trichoda cicada* MÜLLER und *A. sulcata* KAHL nach. Die komplizierte Synonymie ist bei CURDS (1977) ausführlich dargestellt. In der saprobiologischen Literatur kommen nur die Synonyme *A. costata* und *A. sulcata* vor.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 25 - 40 x 20 - 40 μm.

2) Gestalt im Umriß rundlich-dreieckig, rechter Körperrand konvex, linker ziemlich gerade, häufig mit einem gerundeten Vorsprung in der Mundgegend, hinten quer abgestutzt. Wenig abgeflacht. Ventral eben, mit einem langen, hinten zugespitzten Pellicula-Dorn zwischen den 2 linken und den 3 rechten Transversalcirren (Abb. 1, 2, 9, 12, 14, 16, 28, 32). Dorsal konvex, mit meist 6 - 8 längsverlaufenden Rippen. Anzahl und Höhe der Rippen stark variabel (Abb. 3, 5, 10, 11, 13, 15, 17 - 20, 25 - 27, 29 - 31). Pellicula starr.

3) Makronucleus hufeisenförmig, in vivo etwa 3 - 5 μm breit (Abb. 3, 12 - 16).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand etwa auf der Höhe der rechten Transversalcirren (Abb. 1, 2, 6, 28).

5) Anordnung und Zahl der Cirren konstant: 7 etwa 10 μm lange Ventralcirren in einer entlang dem Rücken verlaufenden Reihe von 4 und einer hinteren Reihe von 3 Cirren. 5 etwa 15 μm lange Transversalcirren, von denen die beiden linken rechts vom Mund in einer flachen Senke inserieren, die 3 rechten hintereinander entlang des ventralen Dornes (Abb. 1, 2, 6, 9, 12, 14, 16, 21, 23, 28, 32). 5 (selten 6) dorsale Wimpernreihen mit kurzen, borstenartigen Wimpern (nur nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 3, 5, 7, 24, 26, 27, 29 - 31). Keine Caudalcirren.

6) Oralapparat zweigeteilt: vorne links, etwas überdeckt vom vordersten Ventralcirrus, 3 winzige, etwa 5 μm lange Frontalmembranellen in einer tiefen Grube; an der linken hinteren Ecke der Ventralfläche eine schräg zur Körperlängsachse gestellte, oval-schüsselförmige Mundhöhle mit meist 11 adoralen Membranellen (Abb. 1, 2, 4, 6, 21, 23, 28, 32).

7) Dorsal 5 longitudinale Silberlinien, von denen die 2. von rechts kaum bis zur Körpermitte nach vorne reicht. Äußerste rechte Silberlinie vorne nicht arkadenförmig. Zentrale Silberlinien in Körpermitte meist einander deutlich genähert (Abb. 7, 22). Ventrales Silberliniensystem ein grobmaschiges Netz (Abb. 6, 21).

Verwechslungsmöglichkeiten

Anhand der meist etwas geringeren Größe und besonders wegen der deutlichen dorsalen Rippen leicht von der sonst sehr ähnlichen → *A. lynceus* (dorsal glatt) und → *A. turrita* (dorsaler Dorn) zu unterscheiden. Kleine, gerippte Arten der Gattung → *Euplotes* besitzen einen elliptischen Körperumriß, mehr Ventralcirren (9 oder 10), einen ungeteilten Oralapparat und ein komplexeres dorsales Silberliniensystem. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und manchmal häufig in fast allen limnischen Biotopen. Nach ANDRE (1914) auch im Pelagial größerer Seen. Von ZIEMANN (1970) in der Wipper noch bei einem Salzgehalt von 25 g/l nachgewiesen. MADONI & GHETTI (1977) fanden bis zu 232 Individuen/cm^2 in stark verschmutzten Bereichen des Flußsystems des Parma (Italien). Mehrere Nachweise aus marinen Habitaten (z. B. KÜSTERS 1974) und dem Boden (z. B. FOISSNER 1982, TIRJAKOVA 1988). Eine der häufigsten Hypotrichen-Arten im Belebtschlamm, erreicht Abundanzen bis zu 40000 Individuen/ml (BUCK 1968). Tritt auch in Scheibentauchkörperanlagen und Wirbelbettreaktoren auf (WACHS 1968, MADONI & GHETTI 1981a, TOMAN & MEJAC 1988, TOMAN & REJIC 1988), nach LACKEY (1938a) auch in Imhoff-Tanks. Verbreitung sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, selten auch Algen und Detritus (NOLAND 1925) und Zooflagellaten (PÄTSCH 1974). Generationszeit etwa 13 h bei 20 °C, keine Teilung bei 2 °C und 35 °C, stirbt bei 37 °C (SUDO & AIBA 1972). Biomasse von 10^6 Individuen 5 - 23 mg (MICHIELS 1974, FOISSNER 1987b, SCHÖNBORN 1982), nach eigenen Berechnungen etwa 10 mg. Autökologische Datensammlung für den limnischen Bereich → Tabelle. PATRICK et al. (1967) fanden *A. cicada* im Savannah Fluß (USA) unter folgenden Verhältnissen: 21.5 - 29.0 °C, > 5.0 - 8.0 mg/l O_2, 0.5 - < 3.0 mg/l BSB (kein Zeitraum angegeben, wahrscheinlich BSB_5), 0.001 - < 0.007 mg/l NO_2^--N, 0.07 - < 0.5 mg/l NO_3^--N, 0.015 - 0.033 mg/l PO_4^{3-}-P. MIHAILOWITSCH (1989) gibt für Populationen aus solebelasteten Fließgewässern folgende autökologische Daten (n = 38): 3.6 - 20.0 °C, pH 6.7 - 8.0, 11.0 - 89.4 mg/l CO_2 (frei), 1.2 - 11.2 mg/l O_2, 0 - 0.74 mg/l NH_4^+-N, 0.01 - 0.13 mg/l NO_2^--N, 0.3 - 11.7 mg/l NO_3^--N, 35 - 301 mg/l Cl^-, 42 - 163 mS/m spez. Leitfähigkeit. Meidet höhere (> 30 °C) Wassertemperaturen (WILBERT 1969, BICK & BERTRAM 1973), zeigt nach PRIMC (1981) aber auch kein Temperaturoptimum und ist ziemlich indifferent gegen organische Belastung ($KMnO_4$-Verbrauch 20 - 500 mg/l). Untere pH-Toleranzgrenze = 4.7, obere = 10.2 (BICK & DREWS 1973, KÜSTERS 1974). Von WILBERT (1969) bei Sauerstoffgehalten von 0.3 - 12 mg/l zu allen Jahreszeiten beobachtet, jedoch treten im untersuchten Poppelsdorfer Weiher (Bonn) nur bei hohen O_2-Werten auch hohe Abundanzen auf. DOC-Präferenzbereich 1.9 - 3.6 mg/l (STÖSSEL 1979). Freies Ammoniak etwa ab 3 mg/l, NO_2^--N etwa ab 15 mg/l lethal (HAMM 1964). FERNANDEZ-LEBORANS & ANTONIO-GARCIA (1988) fanden 54 bzw. 53 Individuen/10 ml in Proben aus einen Fluß in Spanien, die mit 1000 µg/l Bleiacetat bzw. 10 µg/l Cadmiumacetat versetzt wurden. KLIMOWICZ (1972) zählte bis 24500 Individuen/ml Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.126 - 0.231 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.0275 - 0.0555 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 3.728 - 6.153 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 89 - 93 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 5.3 - 8.0 mg/l, mittlerer pH-Wert des Zu-

laufes = 7.6 - 8.1. Bevorzugt nach CURDS & COCKBURN (1970b) Schlammbelastungen von etwa 0.19 - 0.43 kg BSB_5/kg.d.

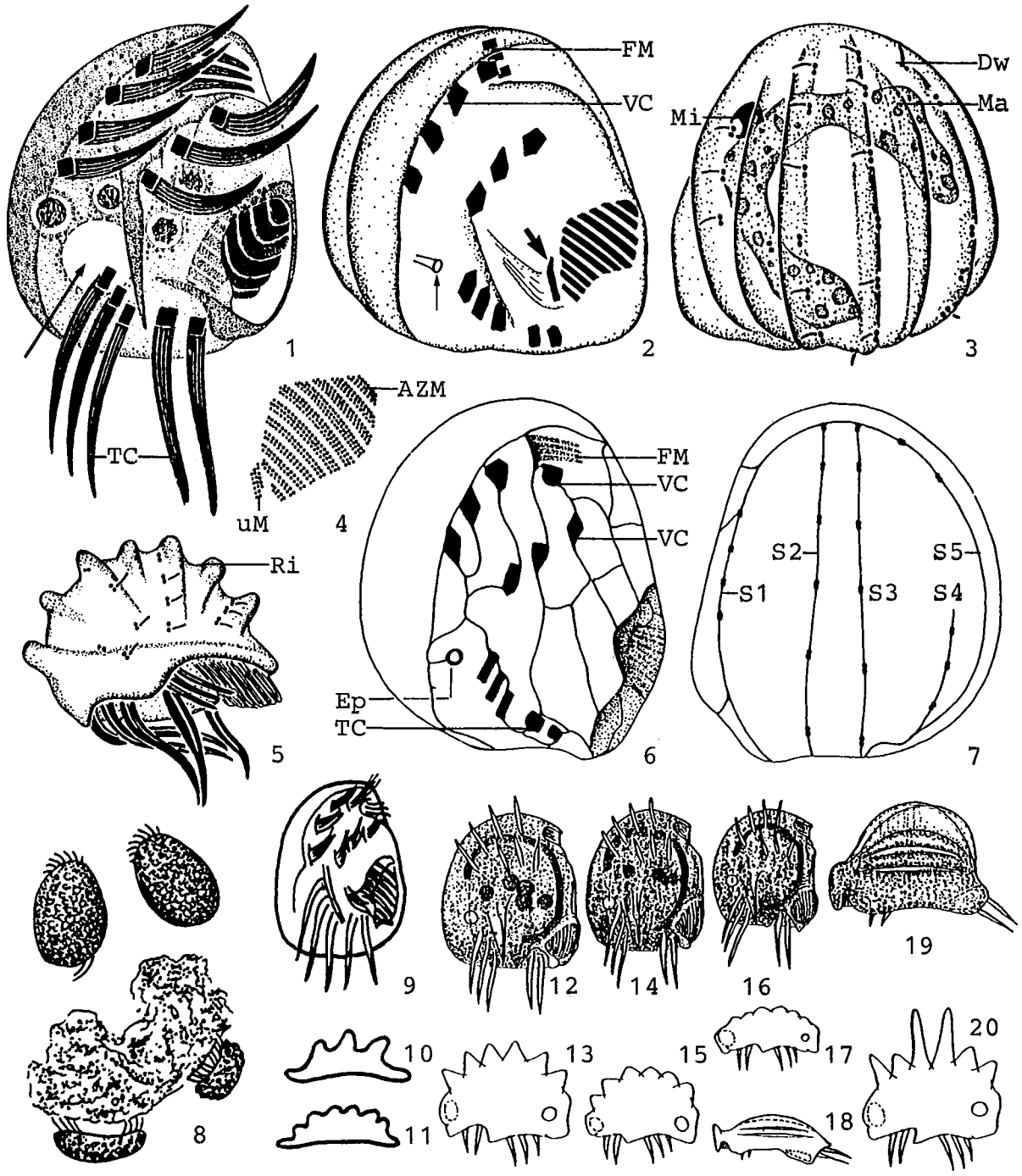
Tabelle: Milieuspektra von *Aspidisca cicada*. Spalte 1, aus BICK (1972a; Literaturzusammenstellung); 2, aus CAIRNS (1964; 121 Analysen aus verschiedenen Fließgewässern vorwiegend aus den USA); 3, aus DETCHEVA (1972, 1975, 1978, 1979, 1983a, c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus MADONI & GHETTI (1981b; häufiges Vorkommen an 3 Probenahmestellen in einem Bach in Norditalien); 5, aus FOISSNER et al. (1982; 8 Analysen von alpinen, stagnierenden Kleingewässern); 6, eigene Daten (Gesamtvorkommen; verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = 31 - 50); 7, eigene Daten (nur häufiges Vorkommen; n = 4).

	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	b	-	o, b, a, p	-	a	o...b-a...p	b - a
Frequenz (%)	-	60	2 - 13	-	-	37	3
pH	5.4 - 9.4	6.5 - 9.0	6.6 - 8.0	6.9 - 8.4	4.8 - 5.6	7.0 - 8.5	7.2 - 8.5
°C	0 - 30	4 - 35	9 - 27	10 - 21	2.5 - 17	0.1 - 13	9.3 - 11
O_2 (mg/l)	0.1 - 12	<1 - 11	2.3 - 13	6.2 - 11	7 - 11	4.7 - 14	7.8 - 13
O_2 (Sättigung %)	-	-	21 - 103	-	81 - 130	46 - 127	74 - 117
BSB_5 (mg/l)	1.9 - 21	<0.5-20[1]	0.9 - 58	-	-	1.1 - 8.0	3.0 - 8.0
Gesamthärte (°dH)	-	-	6.2 - 29	-	1.7 - 7.0	3.2 - 13	4.4 - 9.5
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	3.4 - 181	4 - 123[2]	4 -76	4.7 - 82	6.3 - 25
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 24	0.001-10	0 - 39	0.2-14.4	0 - 6.2	<0.005 - 4	<0.02-1.4
NO_3^--N (mg/l)	-	0.001-7.0	0 - 10.7	0.1 - 3.7	0	0.4 - 15	0.9 - 9.2
NO_2^--N (mg/l)	0 - 15	0.001-1.5	0 - 0.73	0.006-0.2	0	<0.04	<0.03
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	<0.03-3.3	-	0.05-1.5	0.02-0.1	0.01-0.7	0.03 - 0.7
Bakterienzahl /ml (x 10^6)	0.0002 - 3.5[4]	-	-	-	0.5 - 10^3[3]	0.0001 - 0.24[4]	0.005 - 0.07[4]

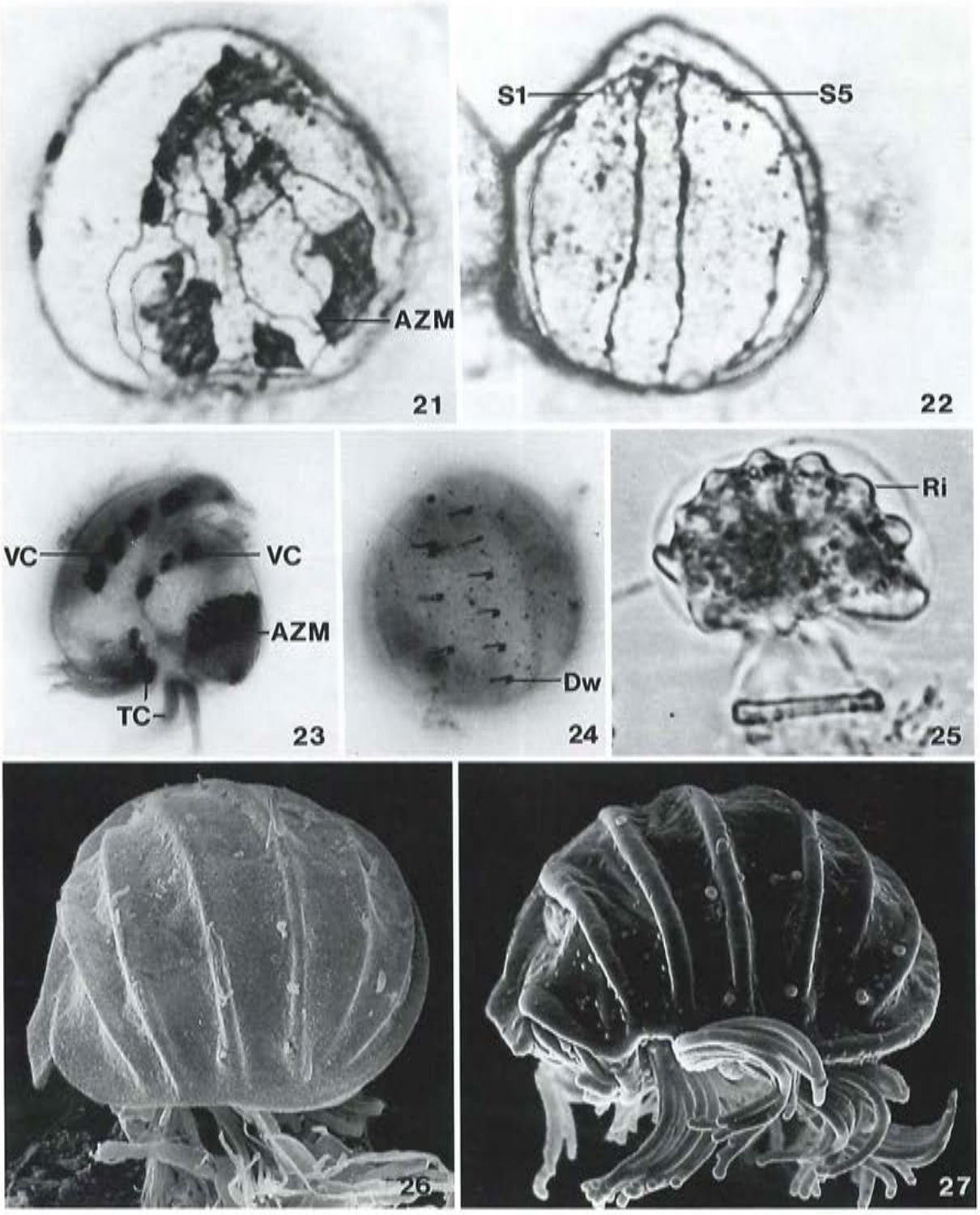
[1] Kein Zeitraum angegeben, wahrscheinlich aber BSB_5. [2] CSB. [3] Direktzählung im Phasenkontrastmikroskop. [4] Plattenmethode.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; b = 2, a = 8, I = 4, SI = 2.8. Der Indikatorwert dieser weit verbreiteten Art wird vielfach angezweifelt. HEUSS (1976), STÖSSEL (1979) und ALBRECHT (1984) schlagen sogar vor, *A. cicada* wegen ihrer Euryökie aus dem Saprobiensystem zu streichen. Auch wir finden die Art regelmäßig sowohl in oligo- bis betamesosaproben als auch in alphameso- bis polysaproben Fließgewässern mit Saprobienindizes von 1.7 - 3.5. Nach BUCK (1971) liegt der Schwerpunkt des Auftretens sogar in der polysaproben Zone, wogegen LIEBMANN (1962) betont, daß von *A. cicada* gut die abklingende Zone der biologischen Selbstreinigung charakterisiert wird. Häufiges oder massenhaftes Vorkommen ist nach unseren Erfahrungen in Fließgewässern selten zu beobachten und beschränkt sich auf den betameso- und alphamesosaproben Bereich. In diese Belastungsstufe fallen auch die Belebtschlammbiozönosen aerober Schlammstabilisierungsanlagen mit Schlammbelastungen bis zu 0.1 kg BSB_5/kg.d, in denen *A. cicada* oft mit sehr hohen Abundanzen auftritt (KLIMOWICZ 1972). Um die relativ große ökologische Valenz, die sich insbesondere auch in den weiten Grenzwerten des Vorkommens äußert (→ Tabelle), zu berücksichtigen, wird folgende Einstufung vorgeschlagen: a - b; b = 4, a = 5, p = 1, I = 2, SI = 2.7. Ähnlich wird sie von MORAVCOVA (1977) eingestuft (b - a; b = 5, a =

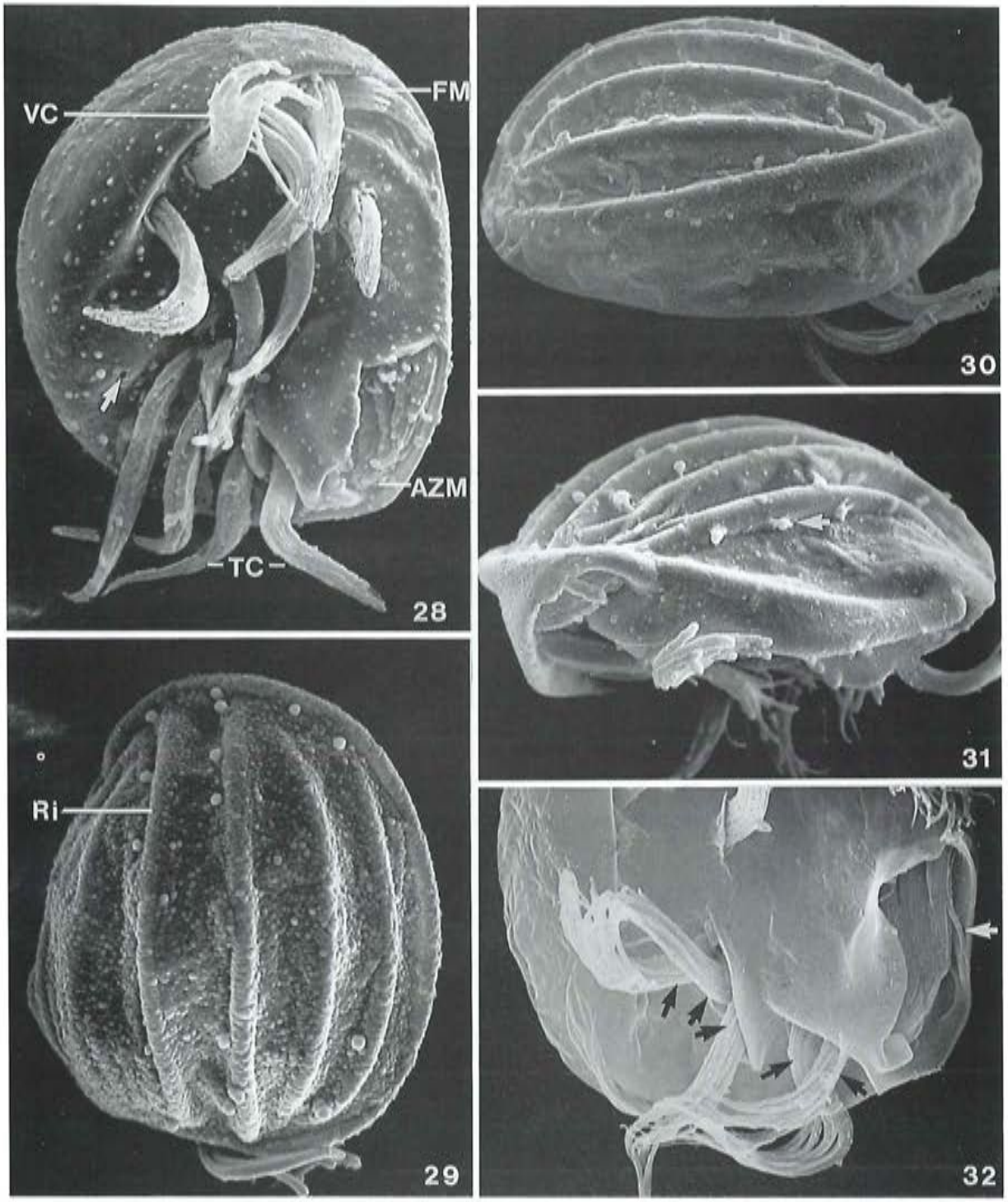
5, p = +, I = 3, SI = 2.6). Auf eine Streichung aus der Liste sollte vor allem auch wegen der weiten Verbreitung, der leichten Determinierbarkeit und der Indikatorfunktion in Kläranlagen verzichtet werden. Erreicht während der Nitrifikation in Gewässern und im Belebtschlamm Entwicklungsmaxima (z. B. LIEBMANN 1962, WILBERT 1969, GREISER 1974, SCHMERENBECK 1975). Die Höhe der dorsalen Rippen ist jedoch unabhängig vom Ausmaß der Nitrifikation (HAMM 1964). Indiziert im Belebtschlamm niedrige und normale Belastungsverhältnisse und eine ausreichende Sauerstoffversorgung.



Aspidisca cicada (1, 6, 7, aus FOISSNER 1982; 2 - 5, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1991; 8, nach MÜLLER 1786; 9 - 11, nach KAHL 1932; 12 - 20, nach HAMM 1964). **1, 9**: Ventralansichten in vivo, 30 μm, 25 - 40 μm. Der Pfeil in Abb. 1 weist auf die kontraktile Vakuole. **2, 3**: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 20 μm. Der kleine Pfeil in Abb. 2 markiert den Exkretionsporus, der große die undulierende Membran. **4**: Oralapparat nach Silberkarbonatimprägnation. **5**: Frontalansicht nach Protargolimprägnation. **6, 7**: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silberimprägnation, 30 μm. **8**: Schwimmende und auf Detritus kriechende Individuen. **10, 11**: Schematische Querschnitte. **12, 13**: Ventral- und Caudalansicht der Mastform, 40 μm. **14, 15**: Ventral- und Caudalansicht eines Normalindividuums, 30 μm. **16 - 18**: Ventral-, Caudal- und Lateralansicht der Hungerform, 25 μm. **19, 20**: Lateral- und Caudalansicht einer Zelle mit überhöhten Rippen. AZM = adorale Membranellenzone, Dw = Dorsalwimpern, Ep = Exkretionsporus, FM = Frontalmembranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Ri = Rippen, S1 - S5 = dorsale Silberlinien 1 - 5, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren.



Aspidisca cicada (21, 22, 25, aus FOISSNER 1982; 23, 24, 26, 27, Originale). **21, 22**: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silberimprägnation. **23, 24**: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation. **25**: Ansicht von hinten in vivo. **26, 27**: Ansichten von hinten, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen einer Zelle mit schwacher (Abb. 26) und starker (Abb. 27) Rippung. AZM = adorale Membranellenzone, Dw = Dorsalwimpern, Ri = Rippen, S1, S5 = dorsale Silberlinien 1 und 5, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.



Aspidisca cicada (28 - 32, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **28**: Ventralansicht. Einer der 5 Transversalcirren ist nicht zu sehen; der Pfeil markiert den Exkretionsporus. **29**: Dorsalansicht. **30**: Rechts laterale Ansicht. **31**: Ansicht von links vorne. Der Pfeil markiert eine Dorsalwimper. **32**: Adorale Membranellenzone (weißer Pfeil) und Transversalcirren (schwarze Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, FM = Frontalmembranellen, Ri = Rippen, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.

Aspidisca lynceus (MUELLER, 1773) EHRENBERG, 1830

1773 *Trichoda lynceus* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 86 (ohne Abbildung).
1786 *Trichoda lynceus* MÜLLER, 1773 - MÜLLER, Animalcula Infusoria, p. 225 (erster revidierender Autor, Abbildung).
1830 *Aspidisca lynceus. Trich. lync.* M. - EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1930: 42 (kombinierender Autor).
1838 *Aspidisca lynceus* (MÜLLER, 1773) - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 344 (Revision).
1929 *Aspidisca lynceus* EHRENBERG - KLEIN, Arch. Protistenk., 65: 211 (Beschreibung und Abbildung des Silberliniensystems).
1932 *Aspidisca lynceus* EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 644 (Revision).
1979 *Aspidisca lynceus* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 - WU & CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 36: 9 (Revision).
1982 *Aspidisca lynceus* EHRENBERG, 1838 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 126: 128 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1992 *Aspidisca lynceus* (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

EHRENBERG (1830) errichtete für die von MÜLLER (1773) beschriebene *Trichoda lynceus* die Gattung *Aspidisca*, mit *A. lynceus* als Typusart. Er ist daher lediglich der kombinierende Autor, nicht aber der Erstbeschreiber wie oft fälschlich (z. B. von KAHL 1932) angegeben. *Aspidisca lynceus* hat nach WU & CURDS (1979) ein Synonym (*Aspidisca nana* TUCOLESCO), das in der saprobiologischen Literatur jedoch nicht vorkommt. Nach unserer Ansicht ist *A. nana* nicht mit *A. lynceus* synonym.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 35 - 50 x 30 - 45 µm.

2) Gestalt im Umriß angedeutet dreieckig, rechter Körperrand konvex, linker ziemlich gerade, beim Mund ein ± deutlicher Vorsprung, vorne breit gerundet, hinten quer abgestutzt. Etwa 2 : 1 abgeflacht. Ventral eben, zwischen dem 1. und 2. und dem 2. und 3. Transversalcirrus kurze, zapfenförmige Pellicula-Vorsprünge (Abb. 1, 2, 11, 13 - 15, 18, 19, 23, 25). Dorsal konvex, glatt, gelegentlich mit einigen unauffälligen Rippen (Abb. 3, 4, 9, 14, 24, 26). Pellicula starr.

3) Makronculeus hufeisenförmig, in vivo etwa 4 µm breit (Abb. 3, 13).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand etwa auf der Höhe des rechten Transversalcirrus (Abb. 1, 2, 5, 13, 15, 16, 18, 19, 23).

5) Anordnung und Zahl der Cirren konstant: 7 etwa 15 µm lange Ventralcirren in einer entlang dem Rücken verlaufenden Reihe von 4 und einer hinteren Reihe von 3 Cirren. 5 (3 rechte und 2 linke) etwa 20 µm lange Transversalcirren (Abb. 1, 2, 5, 11, 13, 15, 17 - 21, 23). 5 - 6 dorsale Wimpernreihen mit kurzen, borstenartigen Wimpern (nur nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 3, 4, 6, 12, 22, 24, 26). Keine Caudalcirren.

6) Oralapparat zweigeteilt: vorne links, etwas überdeckt vom vordersten Ventralcirrus, 3 winzige Frontalmembranellen in einer tiefen Grube; an der linken hinteren Ecke der Ventralfläche eine schräg zur Körperlängsachse gestellte, oval-schüsselförmige Mundhöhle mit etwa 10 - 13 (meist 12) adoralen Membranellen (Abb. 1, 2, 5, 11, 15, 18 - 21, 23, 25).

7) Dorsal 6 longitudinale Silberlinien, von denen die 2. von rechts kaum bis zur Körpermitte nach vorne reicht. Basalkörper der äußersten rechten Wimpernreihe so wie bei → *A. turrita* durch eine arkadenförmige Silberlinie verbunden, was jedoch nicht immer eindeutig zu erkennen ist (Abb. 6, Pfeil, 12, 22). Ventrales Silberliniensystem ein grobmaschiges Netz (Abb. 5, 21).

Verwechslungsmöglichkeiten

Sehr ähnlich → *A. turrita*, die durch ihren auffälligen dorsalen Dorn aber leicht von *A. lynceus* zu unterscheiden ist. → *Aspidisca cicada* besitzt 6 - 8 deutliche dorsale Rippen und ein etwas anderes dorsales Silberliniensystem. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 7 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Weit verbreitet und oft häufig in fast allen limnischen Biotopen (Fließgewässer, Teiche, Seen, Altwässer, ephemere Kleingewässer), sehr selten auch im Boden (FOISSNER 1982, TIRJAKOVA 1988) und marinen Habitaten (z. B. WANG & NIE 1932). Von MADONI & GHETTI (1977) mit bis zu 40 Individuen/cm^2 in stark verunreinigten Abschnitten des Flußsystems des Parma (Italien) nachgewiesen. Nach LIEBMANN (1953) zusammen mit Arten des → *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes eine Leitform der *Sphaerotilus*-Flocke. Von VERSCHAFFELT (1929) auch im Filter eines gechlorten Schwimmbades und von ZIEMANN (1970) in der Werra noch bei einem Salzgehalt von 28 g/l nachgewiesen. Vereinzelt auch in Trinkwasserversorgungsanlagen (TÖRÖK 1954, BUCK 1961). Sehr häufig im Belebtschlamm, gelegentlich auch im unteren Teil von Tropfkörpern (LIEBMANN 1962). Verbreitung ziemlich sicher kosmopolitisch.

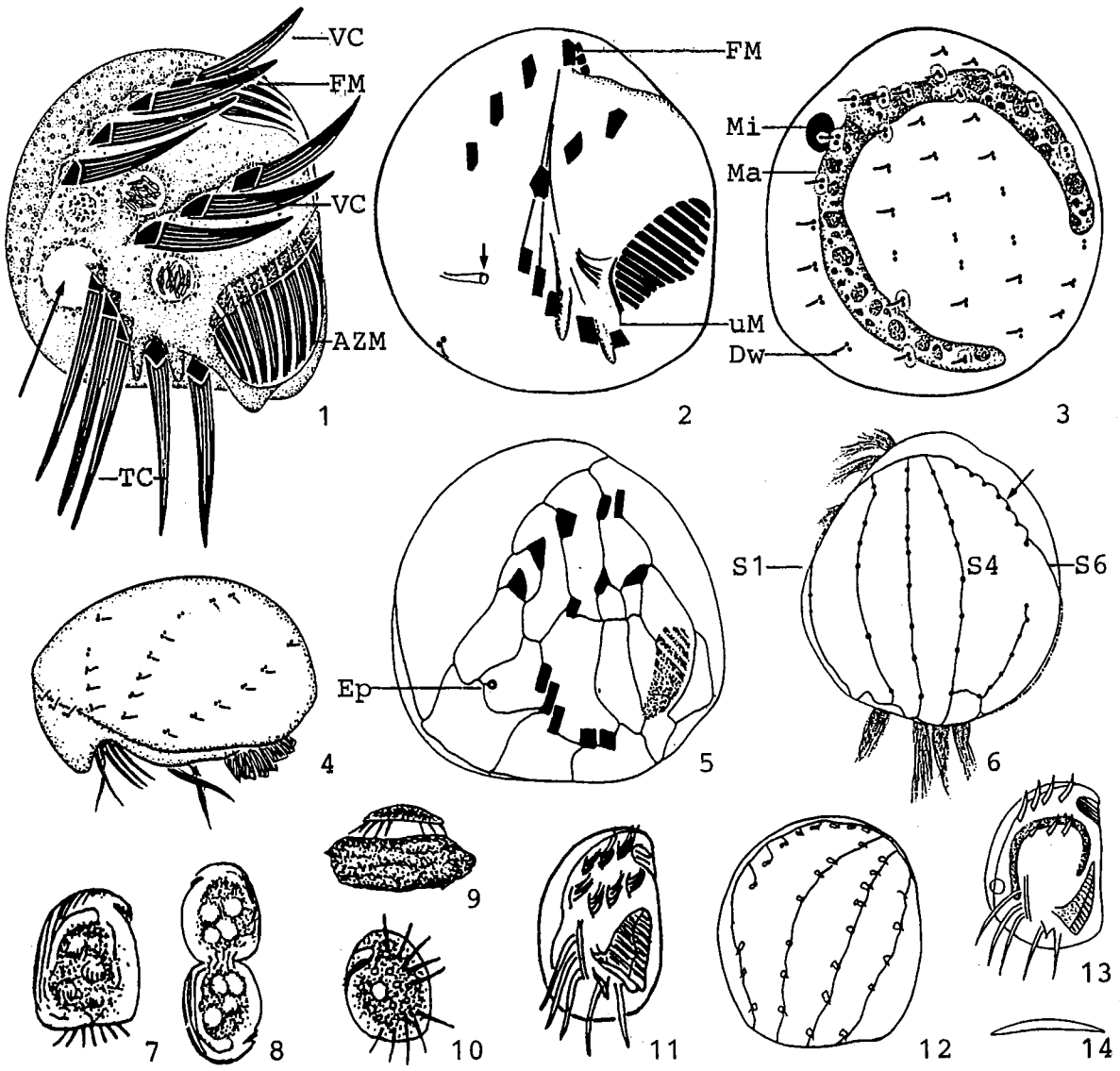
Spezielle autökologische Daten (nach BERGER 1992): Frißt Bakterien, nach NOLAND (1925) auch Detritus und Algen. Generationszeit etwa 12 h bei 20 °C (SUDO & AIBA 1972). Biomasse von 10^6 Individuen etwa 6 - 23 mg (FOISSNER 1987b, SCHÖNBORN 1982), nach eigenen Berechnungen etwa 10 - 17 mg. Autökologische Datensammlung für den limnischen Bereich → Tabelle. PATRICK et al. (1967) fanden *A. lynceus* im Savannah Fluß (USA) unter folgenden Verhältnissen: 8 - 28 °C, 0.5 - < 5.0 mg/l BSB (kein Zeitraum angegeben, wahrscheinlich BSB_5), > 0.003 - 0.03 mg/l PO_4^{3-}-P. MIHAILOWITSCH (1989) fand *A. lynceus* in solebelasteten Fließgewässern in Deutschland bei folgender Wasserbeschaffenheit (n = 64 - 70): 3.3 - 20.5 °C, pH 6.7 - 8.0, 5.9 - 156 mg/l CO_2 (frei), 1.2 - 11.2 mg/l O_2, 0 - 0.8 mg/l NH_4^+-N, 0.01 - 0.8 mg/l NO_2^--N, 0.3 - 11.7 mg/l NO_3^--N, 35 - 1064 mg/l Cl^-, 41 - 3530 mS/m spez. Leitfähigkeit. Meidet höhere (> 30 °C) Wassertemperaturen (WILBERT 1969, BICK & BERTRAM 1973). Zeigt nach PRIMC (1981) kein Temperaturoptimum und ist ziemlich indifferent gegen organische Belastung ($KMnO_4$-Verbrauch 20 - 400 mg/l). Untere pH-Toleranzgrenze = 4.5 (BICK & DREWS 1973). Von STÖSSEL (1979) bei DOC-Werten von 0.5 - 7.2 mg/l gefunden, zeigt keinen Präferenzbereich. Bevorzugt nach BEER (1964) Sauerstoffsättigungswerte von 50 - 80 %. KLIMOWICZ (1972) fand bis zu 3400 Individuen/ml Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: Raumbelastung = 0.144 kg BSB_5/m^3.d, Schlammbelastung = 0.0385 kg BSB_5/kg.d, Schlammtrockensubstanz = 3.908 kg/m^3, BSB_5-Abbau = 90.4 %, mittlerer Sauerstoffgehalt = 3.6 mg/l, mittlerer pH-Wert des Zulaufes = 7.8.

Tabelle: Milieuspektra von *Aspidisca lynceus*. Spalte 1, aus BICK & KUNZE (1971; Literaturzusammenstellung); 2, aus CAIRNS (1964; 99 Analysen von verschiedenen Fließgewässern vorwiegend aus den USA); 3, aus DETCHEVA (1978, 1983 c; zahlreiche Analysen aus bulgarischen Fließgewässern); 4, aus MADONI & GHETTI (1981b; massenhaftes Vorkommen in einem Bach in Norditalien); 5, aus FOISSNER et al. (1982; 21 Analysen von alpinen, stagnierenden Kleingewässern); 6, eigene Daten (Gesamtvorkommen; verschiedene Fließgewässer Österreichs; n = 52 - 106); 7, eigene Daten (nur häufiges Vorkommen; n = 21 - 27).

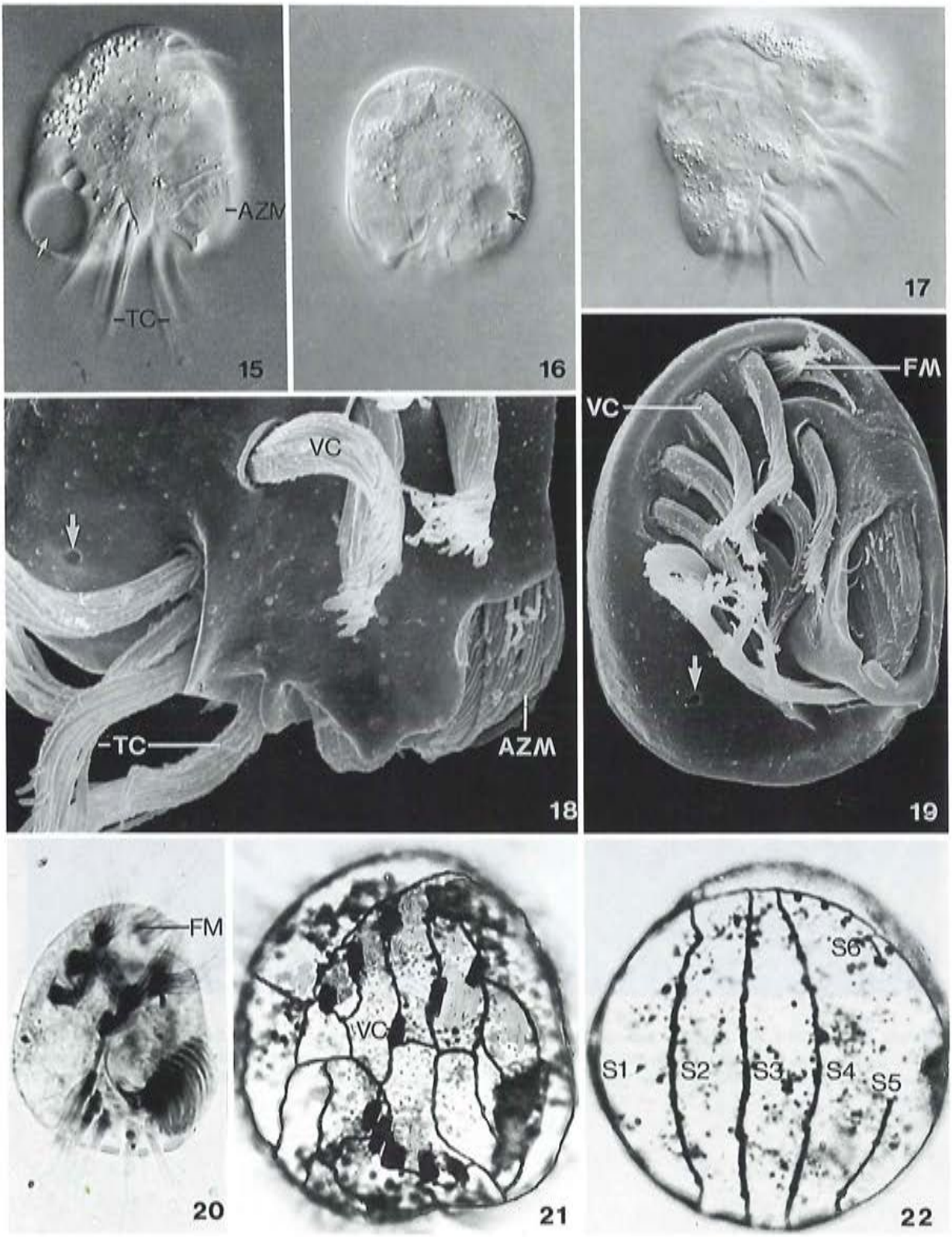
	Referenz						
Faktor	1	2	3	4	5	6	7
Saprobität	-	-	a - o, b, a	-	b, a	o, b - a, p,	o, b - a, p
Frequenz (%)	-	49	1 - 4.8	-	-	79	20
pH	6.5 - 9.8	6.0 - 9.5	6.3-7.6	8.0 - 8.4	4.8 - 5.8	7.0 - 8.7	7.1 - 8.6
°C	0 - 25	4 - 35	11 - 25	17 - 21	0.2 - 17.5	0.1 - 23	0.1 - 12.8
O_2 (mg/l)	0 - 24.8	<1 - 11	3.0-10.1	10 - 11	4.5 - 10.1	4.7-14.1	8.1 - 13.2
O_2 (% Sätt.)	0 - 234	-	30 - 89	-	60 - 118	46-185	70 - 128
BSB_5 (mg/l)	-	<0.5-10[1]	1.2-12.5	-	-	0.7-10.8	0.9 - 6.8
Gesamthärte (°dH)	-	-	3.1-19.2	-	0.9 - 7.0	2.6-14.4	2.6 - 12.6
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	-	-	4.2 - 72	7 - 9[2]	4 - 56	2.5 - 82	6.3 - 39
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 19.4	0.001-60	0 - 0.61	0.2 - 0.7	0 - 0.77	0.005-4	0.005-0.6
NO_3^--N (mg/l)	-	0.001 - 3	0 - 2.75	0.1 - 0.4	0	0.2 - 14	0.20 - 2.2
NO_2^--N (mg/l)	0 - 0.3	0.001-1.5	0.07-0.5	0.006-0.04	0	0 - 0.06	0 - 0.02
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	0.003-3.3	-	0.13-0.14	0 - 0.26	0.003-0.9	0.005-0.2
Bakterienzahl/ml (x 10^6)	-	-	-	-	0.02 - 20[3]	0.0001 - 1.3[4]	0.0003 - 0.023[4]

[1] Kein Zeitraum angegeben, wahrscheinlich aber BSB_5. [2] CSB. [3] Direktzählung im Phasenkontrastmikroskop. [4] Plattenmethode.

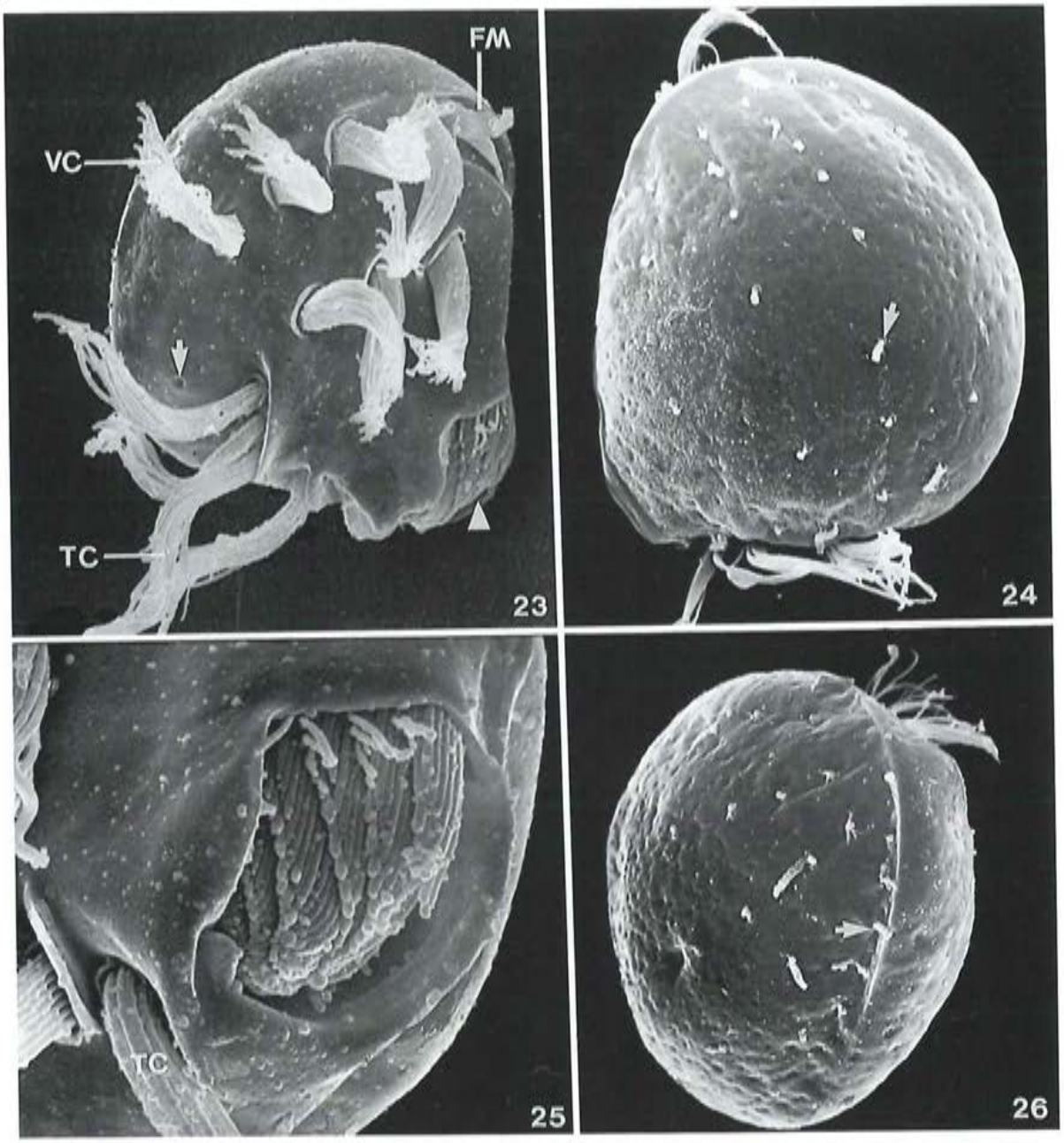
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a; o = +, b = 1, a = 9, I = 5, SI = 2.9. Die weitgehende Beschränkung der saprobiellen Valenzen auf den alphamesosaproben Bereich widerspricht dem relativ weiten ökologischen Spektrum (→ Tabelle). Von BUCK (1971) mit einem Saprobienindex von 2.5 eingestuft, von PRIMC (1984) dagegen überwiegend in alphamesosaproben und alphameso- bis polysaproben Gewässerbereichen gefunden. Auch wir finden diese Art in fast allen untersuchten Fließgewässern regelmäßig, mit Ausnahme reiner Gebirgsbäche. Die Saprobienindizes der von uns untersuchten Biozönosen reichen von 1.7 - 3.5, häufiges oder massenhaftes Vorkommen wurde bei Indizes von 1.8 - 3.1, im Mittel bei 2.3 beobachtet. Die Art scheint also ihren Verbreitungsschwerpunkt eher im Übergangsbereich von der Alpha- auf die Betamesosaprobie zu haben. Daher und auch in Anbetracht der von ALBRECHT (1984) betonten Euryökie, schlagen wir folgende Verteilung der saprobiellen Valenzen vor: b - a; o = 1, b = 4, a = 4, p = 1, I = 1, SI = 2.5. Indiziert nach CURDS & COCKBURN (1970b) in Belebungsanlagen gute Ablaufqualitäten (BSB_5 <20 mg/l).



Aspidisca lynceus (1, 5, aus FOISSNER 1982; 2 - 4, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1991; 6, aus KLEIN 1929; 7, 8, nach MÜLLER 1786; 9, 10, nach EHRENBERG 1838; 11, nach KAHL 1932; 12, nach GELEI 1939; 13, 14, nach BICK 1972a). **1, 7, 11, 13**: Ventralansichten in vivo, 40 µm, ? µm, 30 - 50 µm, 40 µm. Der Pfeil in Abb. 1 markiert die kontraktile Vakuole. **2, 3**: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 30 µm. Der Pfeil in Abb. 2 markiert den Exkretionsporus. **4**: Frontalansicht nach Protargolimprägnation. **5, 6**: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trokkener Silberimprägnation, 30 µm, 40 µm. Der Pfeil in Abb. 6 weist auf den arkadenförmigen Verlauf der Silberlinie 6. **8**: Sich teilendes Individuum. **9, 10**: Lateral- und Dorsalansicht in vivo, ? µm. **12**: Silberliniensystem der Dorsalseite nach nasser Silberimprägnation, 30 µm. **14**: Schematischer Querschnitt eines sehr flachen Individuums. AZM = adorale Membranellenzone, Dw = Dorsalwimper, Ep = Exkretionsporus, FM = Frontalmembranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, S1, S4, S6 = dorsale Silberlinien 1, 4, 6, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren.



Aspidisca lynceus (15 - 22, Originale). **15 - 17**: Ventral- und Dorsalansichten im Interferenzkontrast. Die Pfeile in den Abb. 15, 16 weisen auf die kontraktile Vakuole. Abbildung 17 zeigt ein Konjugationspärchen. **18, 19**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen des hinteren Körperabschnittes und einer ganzen Zelle. Die Pfeile markieren den Exkretionsporus. **20**: Anordnung der Cirren nach Protargolimprägnation. **21, 22**: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite nach trockener Silberimprägnation. AZM = adorale Membranellenzone, FM = Frontalmembranellen, S1 - S6 = dorsale Silberlinien 1 - 6, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.



Aspidisca lynceus (23 - 26, Originale; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **23**: Ventralansicht. Der Pfeil markiert den Exkretionsporus, die Pfeilspitze die adorale Membranellenzone. **24, 26**: Dorsal- und Dorsolateralansicht. Die Pfeile weisen auf Dorsalwimpern. **25**: Adorale Membranellenzone. FM = Frontalmembranellen, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.

Aspidisca turrita (EHRENBERG, 1831) CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858

1831 *Euplotes ? turritus* EHRENBERG, Abh. dt. Akad. Wiss. Berl., Jahr 1831: 118 (ohne Abbildung).
1838 *Euplotes turritus* EHRENBERG, 1831 - EHRENBERG, Infusionsthierchen, p. 380 (erster revidierender Autor; Abbildung).
1858 *Aspidisca turrita* - CLAPAREDE & LACHMANN, Mém. Inst. natn. génev., 5: 191 (kombinierende Autoren).
1859 *Aspidisca turrita* CLAPAREDE & LACHMANN - STEIN, Organismus der Infusionsthiere I, p. 124 (ausführliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung).
1932 *Aspidisca turrita* EHRENBERG, 1838 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 644 (Revision).
1979 *Aspidisca turrita* (EHRENBERG, 1838) CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 - WU & CURDS, Bull. Br. Mus. nat. Hist., 36: 11 (Revision).
1991 *Aspidisca turrita* (EHRENBERG, 1831) CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 - AUGUSTIN & FOISSNER, Arch. Protistenk., zum Druck eingereicht (maßgebliche Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtung und Silberimprägnation).
1992 *Aspidisca turrita* (EHRENBERG, 1831) CLAPAREDE & LACHMANN, 1858 - BERGER, Protozoenfauna, 6: in Vorbereitung (ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

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

1) Größe in vivo 35 - 50 x 30 - 40 μm.

2) Gestalt im Umriß rundlich-schildförmig, vorne etwas verschmälert, rechter Körperrand konvex, linker gerade bis leicht konvex, hinten schwach gerundet bis quer abgestutzt. Ventral eben, zwischen dem 1. und 2. und dem 2. und 3. Transversalcirrus kurze zapfenförmige Pellicula-Vorsprünge (Abb. 1, 12). Dorsal konvex, glatt, in Körpermitte 1 - 2 nach hinten geneigte Dornen, die der Zelle in Seitenansicht ein auffallend mützenfömiges Aussehen geben (Abb. 3 - 10). Pellicula starr.

3) Makronucleus hufeisenförmig, in vivo 3 - 6 μm breit (Abb. 1, 3, 6, 9).

4) Kontraktile Vakuole und Exkretionsporus am rechten Körperrand etwa auf der Höhe der 3 rechten Transversalcirren (Abb. 1, 2, 8, 9, 13).

5) Anordnung und Anzahl der Cirren konstant: 7 etwa 15 μm lange Ventralcirren in einer entlang dem Rücken verlaufenden Reihe von 4 und einer dahinter liegenden Reihe von 3 Cirren. 5 (3 rechte und 2 linke) etwa 15 - 20 μm lange Transversalcirren (Abb. 1, 2, 12, 13). 5 - 6 dorsale Wimpernreihen (nur nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 3, 5, 6, 14, 15). Keine Caudalcirren.

6) Oralapparat zweigeteilt: vorne links, etwas überdeckt vom vordersten Ventralcirrus, 3 winzige Frontalmembranellen in einer tiefen Grube; an der linken hinteren Ecke der Ventralfläche eine schräg zur Körperlängsachse gestellte, oval-schüsselförmige Mundhöhle mit etwa 12 adoralen Membranellen (Abb. 1, 2, 12, 13).

7) Dorsal 6 - 7 longitudinale Silberlinien, von denen die 2. von rechts kaum bis zur Körpermitte nach vorne reicht und die äußerste rechte im vordersten Bereich arkadenförmig ist. Eine mittlere Silberlinie folgt dem Dorn. Zentrale Silberlinien in Körpermitte weit voneinander entfernt (Abb. 5, 14, 15). Ventrales Silberliniensystem ein grobmaschiges Netz (Abb. 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

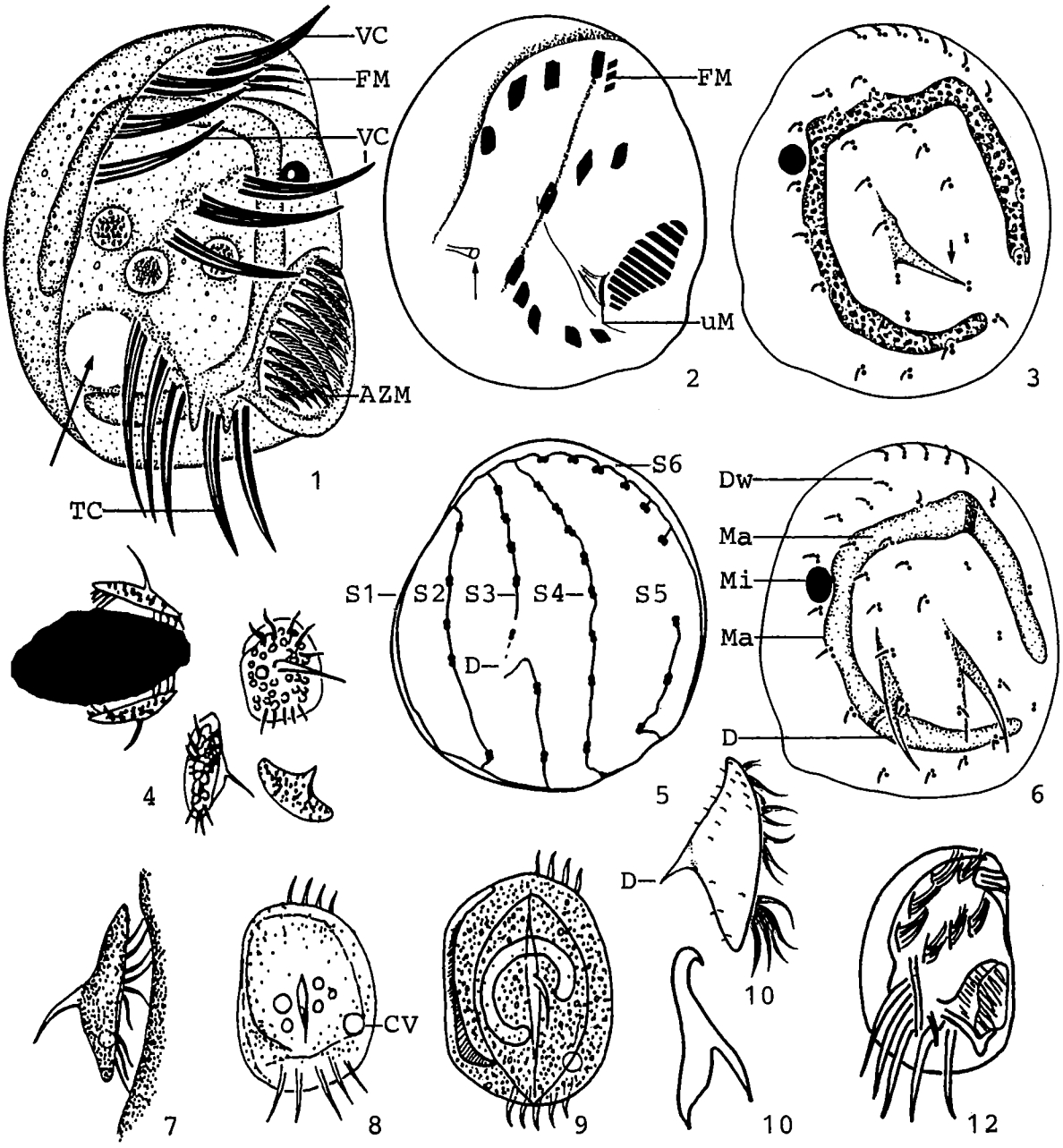
Sehr ähnlich → *A. lynceus*, die aber dorsal keine oder nur wenige sehr flache Rippen hat, wegen des auffallenden Dornes jedoch kaum zu verwechseln. Allerdings wollen KAHL (1932) und KLIMOWICZ (1973) auch bei *A. turrita* Individuen ohne Dorn gesehen haben. Wir vermuten, daß es sich hierbei um → *A. lynceus* handelte, da beide Arten oft vergesellschaftet sind. Die von WU & CURDS (1979) vermutete Synonymie mit → *A. lynceus* ist unwahrscheinlich, da der dorsale Dorn ein zu markantes Merkmal ist (FOISSNER 1988a, AUGUSTIN & FOISSNER 1991). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 2 (dorsaler Dorn), 7 wichtig.

Ökologie

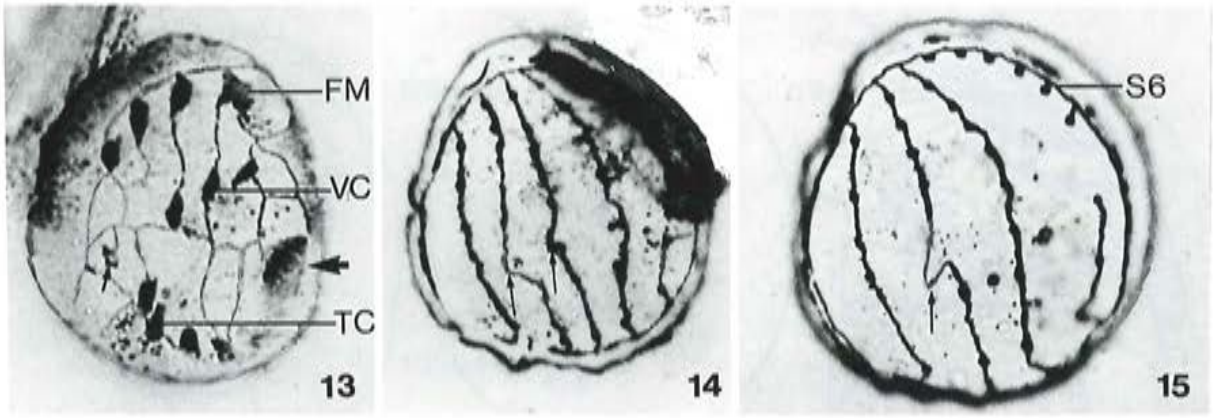
Vorkommen und Verbreitung: Im Vergleich mit → *A. lynceus* und → *A. cicada* eine sehr seltene Art. Meist im Süßwasser (Flüsse, Seen, Teiche, auf Pflanzenteilen sauberer Gewässer, zwischen absterbenden Algen, im Belebtschlamm kommunaler Kläranlagen, im Aufwuchs von Tropfkörpern), nach einigen Autoren (EHRENBERG 1838, ENTZ 1884, WANG & NIE 1932, LACKEY 1938a) auch marin (Ostsee, Neapel, Bucht von Amoy, Woods Hole). GAJEWSKAJA (1933) fand die Art in großer Zahl im Litoral des Baikalsees bis 5 m Tiefe bei 6 - 19 °C. Wir fanden sie einmal in einer mehrere Tage alten, unbelüfteten Belebtschlammprobe aus der Kläranlage Filzmoos (Salzburg) und in der Amper bei München. Oft mit → *A. lynceus* vergesellschaftet. Bisher in Europa, Amerika, Asien und Neuseeland (BARY 1950b) nachgewiesen.

Spezielle autökologische Daten: Ernährt sich vorwiegend von Bakterien, nach GAJEWSKAJA (1933) ist sie polyphag. KAHL (1928a, b) beobachtete die Art in einem Graben mit 0.29 % Salzgehalt und mit reichlich Rhodobakterien. Biomasse von 10^6 Individuen nach eigenen Berechnungen etwa 7 mg. BICK & KUNZE (1971) geben folgende autökologische Daten: 2 - 19 °C, 3.2 - 17.8 mg/l O_2, 0 - 16.2 mg/l CO_2 (frei). KLIMOWICZ (1972, 1973) fand → *A. turrita* mit einer durchschnittlichen Abundanz von 0.3 - 3114 Individuen/ml im Belebtschlamm bei folgenden Verhältnissen: pH 6.9 - 8.2, 0 - 22 °C, 2.7 - 8.0 mg/l O_2, 3.7 - 5.8 kg/m^3 Schlammtrockensubstanz.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - b; b = 4, a = 6, I = 3, SI = 2.6. Bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen. Das Vorkommen in sehr unterschiedlichen Habitaten deutet darauf hin, daß es sich um eine euryöke Art handelt. Der Verbreitungsschwerpunkt im beta- bis alphamesosaproben Bereich erscheint aber zutreffend. Nach CURDS & COCKBURN (1970a, b) indiziert *A. turrita* im Ablauf von Kläranlagen einen BSB_5 von 0 - 10 mg/l, also gute Qualität.



Aspidisca turrita (1 - 3, 5, 6, 10, 12, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1991 und nach KAHL 1932; 4, nach EHRENBERG 1838; 7, nach CLAPAREDE & LACHMANN 1858; 8, nach STEIN 1859b; 9, nach ROUX 1901). **1, 12:** Ventralansichten in vivo, 40 µm, 30 - 50 µm. Der Pfeil in Abb. 1 markiert die kontraktile Vakuole. **2:** Ventralansicht nach Protargolimprägnation, 30 µm. Der Pfeil markiert den Exkretionsporus. **3, 6:** Dorsalansichten nach Protargolimprägnation, 30 µm. Der Pfeil in Abb. 3 markiert den dorsalen Dorn. **4:** Lateral, Dorsal-, Ventrolateral- und Dorsolateralansicht in vivo, 35 - 50 µm. **5:** Dorsalansicht nach trockener Silberimprägnation, 35 µm. **7, 10:** Lateralansichten in vivo und nach Protargolimprägnation. **8, 9:** Dorsalansichten in vivo, ? µm, 26 µm. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, D = dorsaler Dorn, Dw = Dorsalwimpern, FM = Frontalmembranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, S1 - S6 = dorsale Silberlinien 1 - 6, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren.



Aspidisca turrita (13 - 15, aus AUGUSTIN & FOISSNER 1991). **13**: Ventralansicht nach trockener Silberimprägnation. Der große Pfeil markiert die adorale Membranellenzone, der kleine den Exkretionsporus. **14, 15**: Dorsalansichten von Individuen mit 2 Dornen (Pfeile) bzw. mit einem Dorn (Pfeil) nach trockener Silberimprägnation. FM = Frontalmembranellen, S6 = dorsale Silberlinie 6, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.

4.4 Klasse Colpodea SMALL & LYNN, 1981

Die Colpodiden waren bis vor wenigen Jahren eine kleine, wenig beachtete Gruppe von holotrichen Infusorien (KAHL 1931, CORLISS 1979). In die allgemein zoologische Literatur ist nur die in Heuaufgüssen und Böden häufige Gattung *Colpoda* eingegangen, die schon der Altmeister der Protozoologie, OTTO FRIEDRICH MÜLLER, im Jahr 1773 errichtete. Erst in den letzten 15 Jahren zeigten ontogenetische und elektronenmikroskopische Untersuchungen, daß viele Ciliaten aus ganz unterschiedlichen Familien und Ordnungen den Colpodiden s. str. verwandt sind und mit diesen eine eigene Klasse bilden. → *Bursaria* wurde z. B. lange Zeit als typisches heterotriches Ciliat betrachtet, weil es eine sehr große adorale Organellenzone besitzt (z. B. KAHL 1932, CORLISS 1979). → *Platyophrya* mit ihrem kleinen, fast apikal gelegenen Mund stand bis vor kurzem bei den primitiven prostomen Ciliaten. Eine umfangreiche Monographie der Klasse hat FOISSNER (1991) erstellt.

Die Colpodea sind durch 4 Merkmale charakterisiert: (i) Die Wimpernreihen verlaufen rechtsspiralig und bestehen ausschließlich aus Dikinetiden, das sind Basalkörperpaare, bei denen aber manchmal nur der hintere oder vordere Basalkörper bewimpert ist (Abb. 1); (ii) Die Stomatogenese ist somatisch, d. h. die Bewimperung des Oralapparates entsteht innerhalb oder an den Enden der parentalen (elterlichen) somatischen Wimpernreihen. Die Teilung erfolgt bei vielen Gattungen nicht wie üblich im freischwimmenden Zustand sondern in Teilungszysten; (iii) Vom hinteren Basalkörper jeder Dikinetide zieht ein langes transversales Bündel von Mikrotubuli posteriad. Die Bündel der Dikinetiden einer Wimpernreihe überlappen und bilden eine mehr oder weniger kompakte Struktur, die sogenannte LKm-Fibrille (Abb. 1); (iv) Das Silberliniensystem ist ein weitmaschiges Gitter, zumindest bei den hier behandelten Arten (sh. z. B. Abb. 21 bei → *Colpoda steinii* und Abb. 16 bei → *Platyophrya vorax*).

Leider sind die Klassenmerkmale mit den herkömmlichen lichtmikroskopischen Untersuchungsmethoden schwierig oder gar nicht erkennbar. Das macht die Erstellung eines dichotomen Schlüssels schwierig. Aus der Form und Struktur des Mundes ist die Zugehörigkeit zur Klasse nicht ableitbar, ebenso wenig aus der Größe, die eine Spanne von 15 μm (*Nivaliella*, ein winziges terrestrisches colpodides Ciliat, das sich ausschließlich von Pilzen ernährt) bis 2000 μm (→ *Bursaria*) umfaßt. Die Ahnen der Colpodea dürften haptoride oder cyrtophoride Ciliaten sein (AESCHT et al. 1991).

Die Klasse umfaßt zur Zeit etwa 150 Arten, von denen nur 9 saprobiologisch klassifiziert sind. Das verwundert nicht, da etwa 80 % der Arten auf terrestrische und semiterrestrische Biotope (Böden, Moose, astatische Kleingewässer) beschränkt sind und etwa die Hälfte erst im letzten Jahrzehnt beschrieben worden ist (FOISSNER 1991). Colpodide Ciliaten, besonders aus der Gattung *Colpoda*, sind im Boden so verbreitet und häufig, daß die terricole Ciliaten-Gemeinschaft als "*Colpodetea*" bezeichnet wird (FOISSNER 1987b). In Fließgewässern sind sie dagegen selten, in marinen Biotopen fehlen sie fast ganz, obwohl die Salztoleranz der limnischen Formen zum Teil recht hoch ist. Von den eingestuften Arten leben *Bursaria* und besonders *Bursaridium* vorwiegend planktisch, die übrigen finden sich im Aufwuchs und Detritus. *Colpoda spp.* sind gelegentlich auch im Belebtschlamm anzutreffen.

Der sehr unterschiedlichen Mundausstattung entsprechend ist die Ernährung: vorwiegend bakteriovor sind *Colpoda* und *Cyrtolophosis*, räuberisch und/oder omnivor leben *Platyophrya*, *Bursaria* und *Bursaridium*. Die colpodiden Ciliaten sind mehr r- als K-selektioniert, haben also eine verhältnismäßig kurze Generationszeit, erreichen rasch hohe Dichten, tolerieren auch starke Milieuschwankungen, sind konkurrenzschwach und meist klein (LÜFTENEGGER et al. 1985). Diese Eigenschaften prädestinieren sie für die Besiedlung von konkurrenzarmen und extremen Lebensräumen, zum Beispiel der Streuschicht des Bodens, von terrestrischen Moosen und astatischen Kleingewässern. Hinzu kommt, daß sie rasch Ruhezysten bilden können, die gegen physikalische und chemische No-

xen sehr widerstandsfähig sind: hohe und niedrige Temperaturen (z. B. flüssiger Stickstoff) oder jahrzehntelange Austrocknung werden in diesem Zustand überlebt.

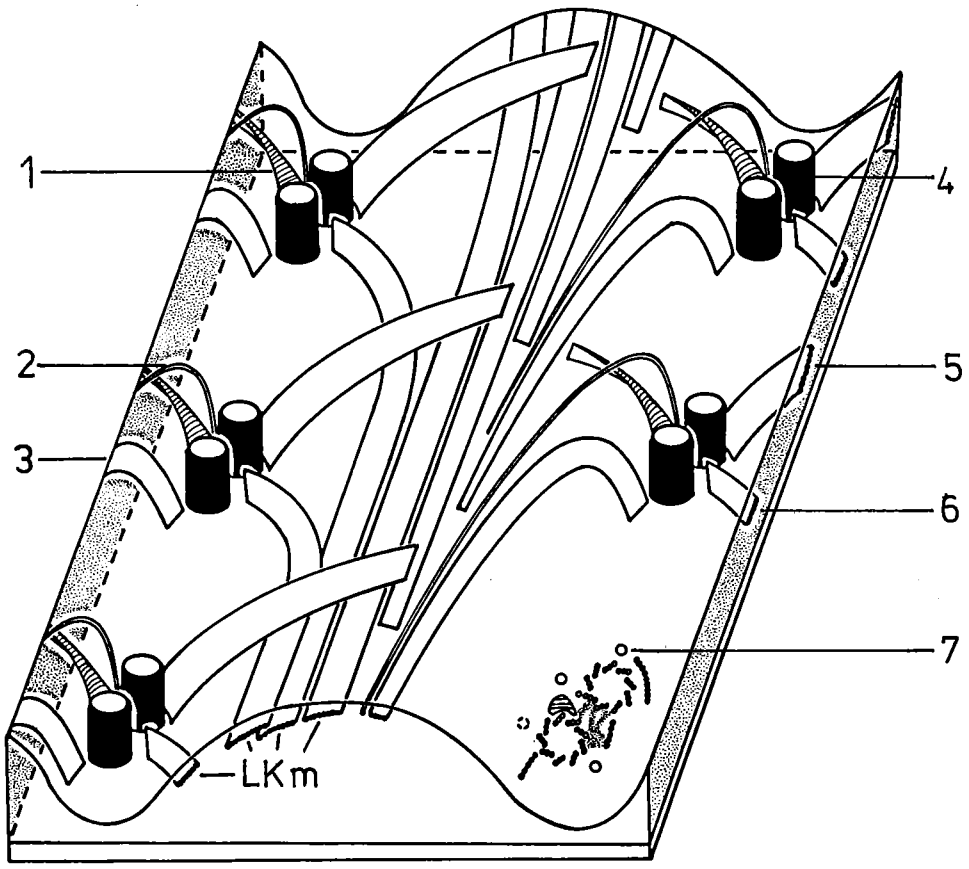


Abb. 1. Dreidimensionale Rekonstruktion des Cortex (Pellicula) der colpodiden Ciliaten (aus AESCHT et al. 1991). Die Rekonstruktion basiert auf elektronenmikroskopischen Untersuchungen und zeigt besonders die klassentypische Anordnung des subpelliculären Fibrillensystems. 1 = kurze, schräg nach vorne ziehende kinetodesmale Fibrille des hinteren Basalkörpers der Dikinetide. 2 = dünnes, kurzes, schräg nach hinten ziehendes postciliäres Mikrotubuli-Bündel des vorderen Basalkörpers der Dikinetide. 3 = breites, kurzes, schräg nach hinten ziehendes postciliäres Mikrotubuli-Bündel des hinteren Basalkörpers der Dikinetide. 4 = schräg zur Achse der Wimpernreihe angeordnetes Wimpernpaar (= Dikinetide; gezeichnet sind nur die Basalkörper, aus denen die Wimpern entspringen). 5 = breites, kurzes, schräg nach vorne ziehendes transversales Mikrotubuli-Bündel des vorderen Basalkörpers der Dikinetide. 6 = breites, langes, schräg nach hinten ziehendes transversales Mikrotubuli-Bündel des hinteren Basalkörpers der Dikinetide. Die Bündel der Dikinetiden innerhalb einer Wimpernreihe überlappen mehr oder weniger deutlich und bilden ein langes Band, die sogenannte LKm-Fibrille, die für die Klasse besonders charakteristisch ist. 7 = parasomaler Sack.

Colpodea

Gestalt; Mund

breit sackförmig; sehr gross, auffallend

nierenförmig bis zylindroid; klein, wenig auffallend

Organellenzone

Gestalt; Mund

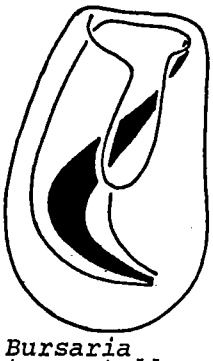
hinten nach links gebogen

hinten nach rechts gebogen

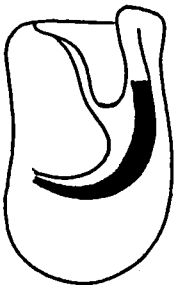
nierenförmig; subapikal Gatt.: *Colpoda*

beutelförmig; apikal

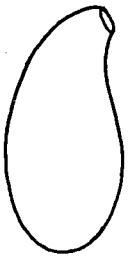
zylindroid; apikal



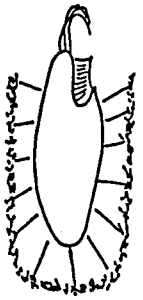
Bursaria truncatella >250 µm



Bursaridium pseudobursaria <250 µm



Platyophrya vorax 30-60 µm



Cyrtolophosis mucicola 20-40 µm

Länge; postoraler Sack

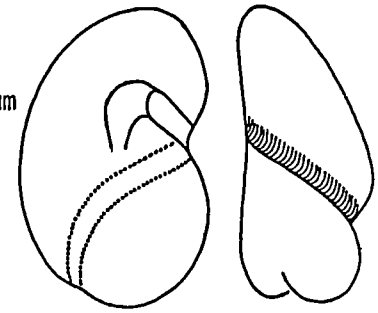
< 120 um; mässig deutlich oder fehlend

>120 µm; sehr deutlich

Länge

<40 µm

>40 µm



C. magna

linkes orales Wimpernfeld; Makronucleus

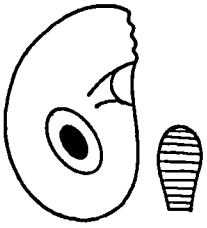
Gestalt; postoraler Sack

löffelförmig; grosser zentraler Nucleolus

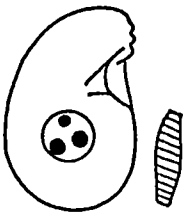
rechteckig; mehrere kleine Nucleolen

nierenförmig; mässig deutlich

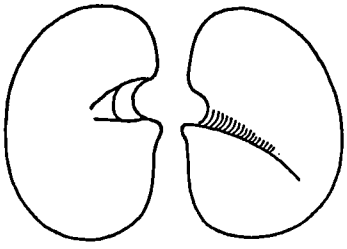
rechtwinkelig eingekerbt; fehlt



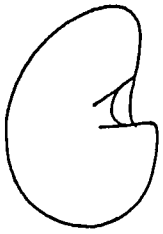
C. steinii



C. ecaudata



C. cucullus



C. inflata

Colpoda steinii MAUPAS, 1883

1883 *Colpoda steinii* MAUPAS, Archs Zool. exp. gén., 11: 436 (partim; Pl. 19, Fig. 7 - 10).
1884 *Tillina saprophila* STOKES, Am. Nat., 18: 137.
1908 *Colpoda steini* MAUPAS, emend. - ENRIQUEZ, Archs Zool. exp. gén., 8: 11 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1931 *Colpoda steini* MAUPAS 1883 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 279, 281 (Revision).
1940 *Colpoda steinii* MAUPAS - BURT, Trans. Am. microsc. Soc., 59: 421 (Wiederbeschreibung).
1976 *Colpoda steinii* MAUPAS, 1883 - LYNN, J. Protozool., 23: 304 (Silberimprägnation).
1980 *Paracolpoda steinii* (MAUPAS, 1883) - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 107: 412 (Silberimprägnation).
1991 *Colpoda steinii* MAUPAS, 1883 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Häufig fälschlich "*Colpoda steini*" geschrieben. Die Art hat mehrere Synonyme, von denen *Tillina saprophila* vereinzelt auch in der saprobiologischen Literatur vorkommt. Die Gattung *Paracolpoda* LYNN wurde von FOISSNER (1991) wieder aufgelöst, da sie sich vorerst weder entwicklungsgeschichtlich noch praktisch begründen läßt.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 10 - 60 μm, gewöhnlich aber 20 - 40 x 15 - 30 μm.

2) Gestalt meist leicht nierenförmig, rechter (dorsaler) Rand je nach Ernährungszustand wenig bis deutlich konvex, linker (ventraler) gerade und beim Mund meist eng halbkreisförmig eingebuchtet (Abb. 1 - 7, 12, 13, 17, 18).

3) Kiel gerade bis leicht nach dorsal zurückweichend, mit 5 - 7 meist deutlichen Rippen (Wimpernreihen; Abb. 1 - 7, 12, 13).

4) Schwach ernährte Zellen hyalin und stark abgeflacht (etwa 2 : 1), voll gefressene Exemplare dunkel von Nahrungsvakuolen und wenig abgeflacht. In Ventral- und Dorsalansicht immer keilförmig, da keine postorale Rinne wie bei → *C. cucullus* vorhanden (Abb. 10, 11).

5) Makronucleus ellipsoid (etwa 2 : 1), mit 1 großen, zentralen Nucleolus, der leicht erkennbar und für die Art sehr charakteristisch ist. Kleinere Nucleolen manchmal auch im übrigen Kernplasma (Abb. 1, 3, 6, 12, 15, 19).

6) Kontraktile Vakuole am Hinterende (Abb. 1 - 3, 6, 9, 12, 13).

7) Extrusome in vivo nicht erkennbar; nach Protargolimprägnation finden sich entlang der Wimpernreihen aber sehr charakteristische Granula-Haufen, die bei Zugabe von Methylgrün-Pyronin jedoch nicht ausgestoßen werden (Abb. 23).

8) 10 - 13 (meist 12) bogenförmig bis leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen, die zumindest im vorderen Drittel aus paarig angeordneten Cilien bestehen. 2 deutlich verlängerte Caudalcilien, die schwierig erkennbar sind, weil sie sich sehr lebhaft bewegen. Dritte Wimpernreihe rechts des Mundes hinten deutlich verkürzt. Auch auf der hinteren Hälfte der linken Seite ist die Bewimperung mehr oder weniger stark reduziert. Diese Einzelheiten sind nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar (Abb. 6, 8 - 11, 14 - 18, 21, 22).

9) Mund im vorderen Drittel der Zelle, ziemlich tief eingesenkt. Linkes Wimpernfeld immer auffallend löffelförmig (auch in vivo gut erkennbar, wenn man die Zellen etwas quetscht), besteht aus 8 - 12 kurzen Reihen, deren Wimpern einen deutlichen, den Körperrand überragenden Bart bilden (Abb. 1, 6, 7, 12, 13, 17, 18, 22, 23).

Verwechslungsmöglichkeiten

Es gibt mehrere in Größe und Gestalt sehr ähnliche Arten, z. B. → *C. ecaudata*. Dennoch ist *C. steinii* wegen ihres großen, zentralen Nucleolus (Merkmal 5) und ihres löffelförmigen oralen Wimpernfeldes (Merkmal 9) leicht zu determinieren.

Ökologie

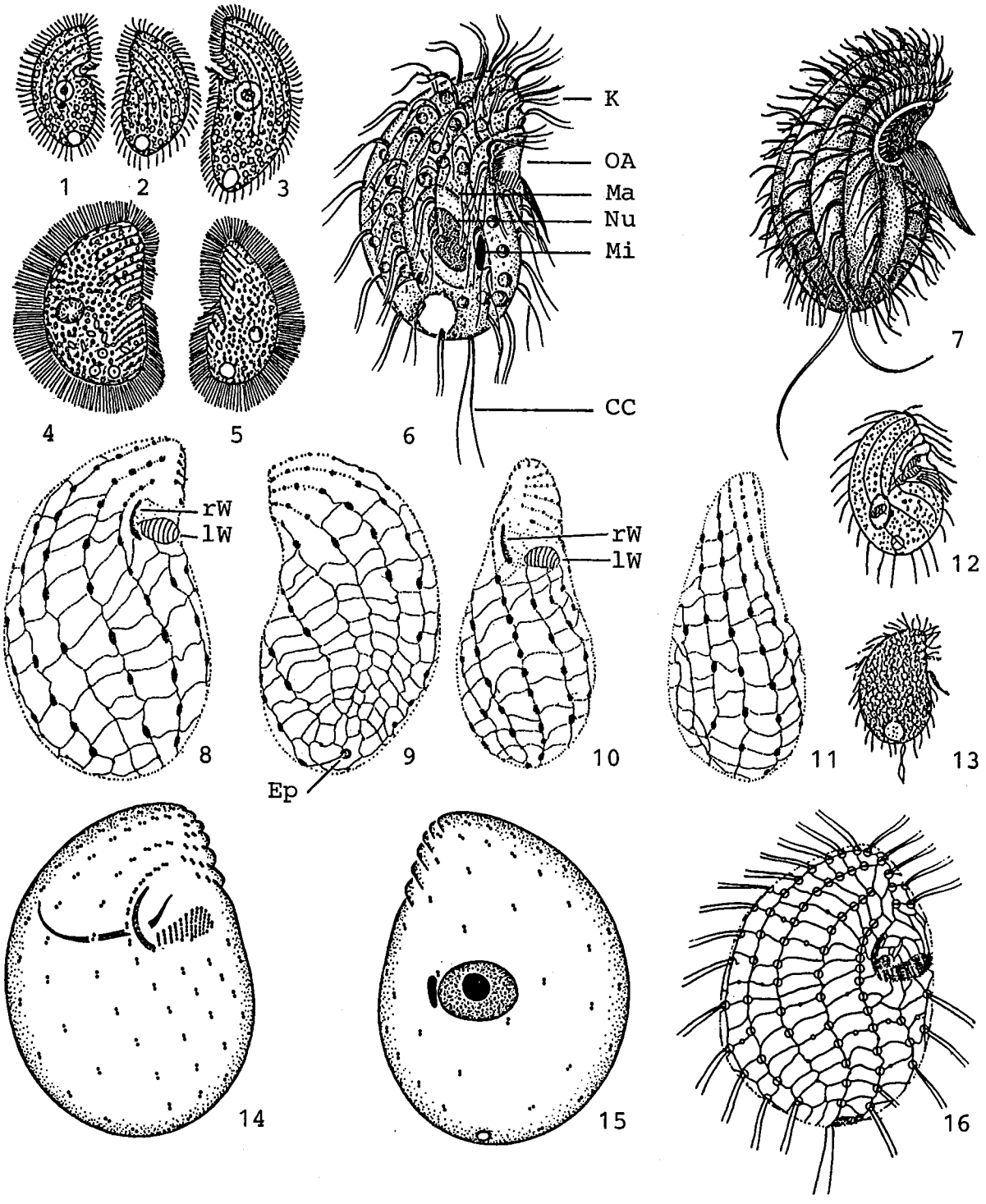
Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig in terrestrischen Biotopen (Böden, Moosen) und Heuaufgüssen, selten im Plankton. Wir würden die 5 bekannten planktischen Nachweise (FOISSNER 1991) mit großer Skepsis aufgenommen haben, hätten wir nicht selbst die Art einmal in größerer Anzahl im Plankton des Bodensees bei Konstanz in 8 m Tiefe gefunden. In Fließgewässern nach unseren Erfahrungen, die durch die niedrigen Frequenz-Werte von DETCHEVA (→ Tabelle) bestätigt werden, immer selten. Vereinzelte Nachweise liegen aus Trinkwässern und Belebtschlämmen sowie aus dem Faeces und den Körperflüssigkeiten von Invertebraten und Vertebraten vor. Keimfähige Ruhezysten (Abb. 20) wurden in der Luft, auf grünen Pflanzenteilen und - bemerkenswerterweise - auf Kontaktlinsen festgestellt (LARSEN 1987). Hinweise auf obligatorischen Parasitismus und auf einen Zusammenhang mit bestimmten Krankheitsbildern gibt es nicht (FOISSNER 1991). Sicher belegte marine Nachweise fehlen. Die Salztoleranz ist aber sicher sehr hoch, da wir *C. steinii* häufig in stark versalzten Küsten- und Inlandböden gefunden haben. BICK (1968b, 1972a) und DETCHEVA (1982) melden die Art aus Natronseewasser (bis 10 g/l Salzgehalt) und marinem Brackwasser (bis 14 g/l Salzgehalt). Verbreitung sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Ernährt sich im Freiland nur von Bakterien, unter Laborbedingungen wächst sie auch gut mit dem Cyanobakterium *Anacystis nidulans* (BADER et al. 1976). PROPER & GARVER (1966) ermittelten mit Heuextrakt als Medium und *Escherichia coli* als Futter bei 30 °C folgende Daten: Generationszeit 3 - 4 h, mittlerer Ertrag 78 % (0.78 g Protozoen/g Bakterien), maximale spezifische Wachstumsrate 0.23 h, Trockenmasse/Zelle 1.2 x 10^{-6} mg. In einem 100 l - Fermenter wurde eine Trockenmassenkonzentration von 12.5 g/l (1.04 x 10^7 Zellen/ml!) erzielt. Respiration 0.0845 nl O_2/Zelle/h (FENCHEL & FINLAY 1983; sh. auch FENCHEL 1980a für Ingestionsraten etc.). SINGH (1941) fand, abhängig von der Qualität der Futterbakterien und der Dichte der Kultur eine Generationszeit von 7 - 36 h. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 4 mg. Gegen Herbizide und Insektizide ziemlich empfindlich. Die Populationen erholen sich aber ziemlich rasch (vermutlich aus Ruhezysten; Abb. 20) und werden dann dominant, vielleicht in Folge fehlender Konkurrenz (PETZ & FOISSNER 1989). Autökologische Datensammlungen für den limnischen Bereich → Tabelle, für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

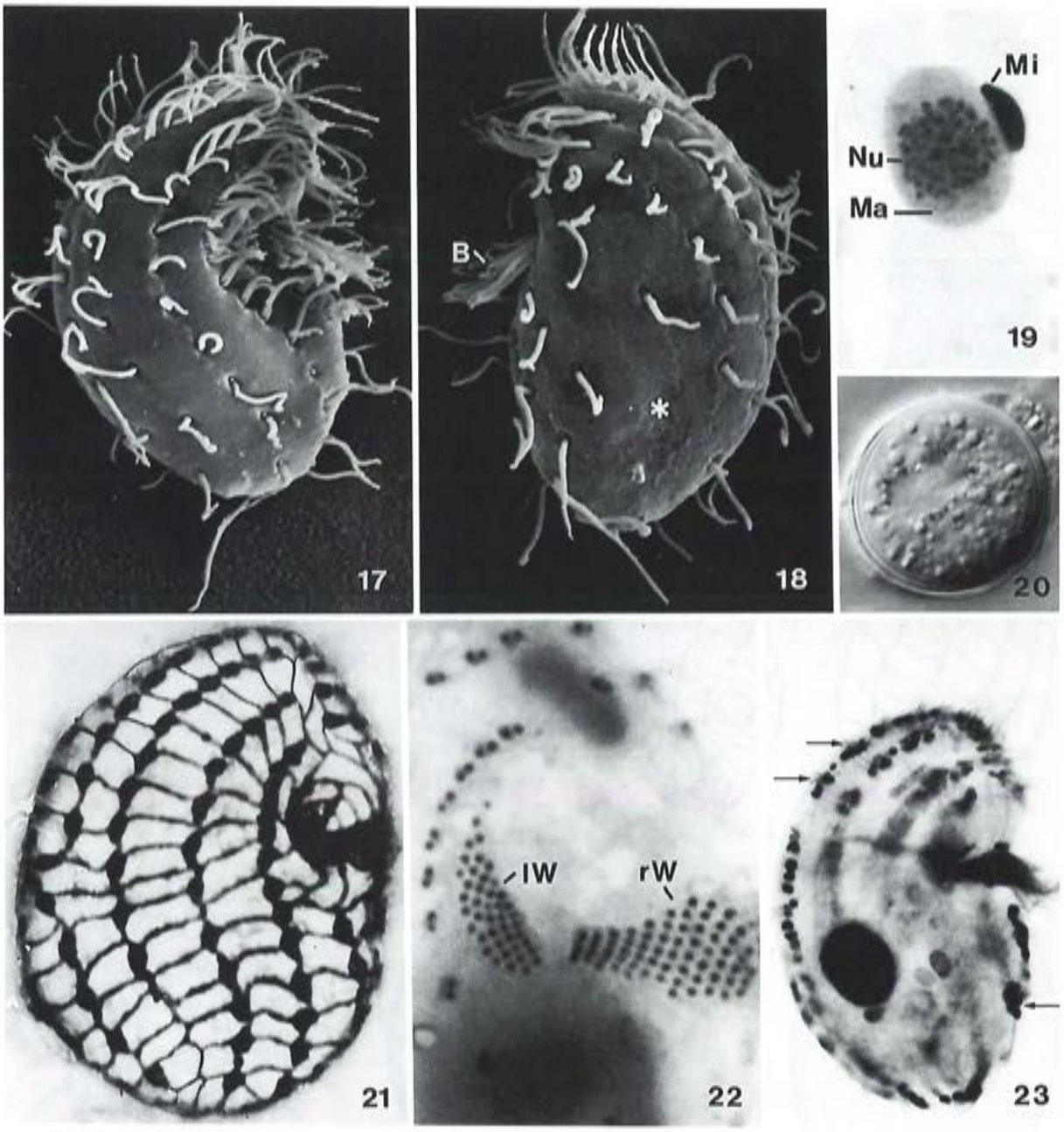
Tabelle: Milieuspektra von ***Colpoda steinii***. Die Angaben von FOISSNER et al. (1982) basieren auf 6 Analysen von 3 alpinen Weidetümpeln, jene von DETCHEVA (1972, 1979, 1983a,c) auf vielen Analysen bulgarischer Fließgewässer und jene von BICK (1968a, 1972a) auf mindestens 100 Analysen von natürlichen und künstlichen (Modellversuche) Gewässern. Besonders bei DETCHEVA ist nur ein Teil der von ihr untersuchten Faktoren hier aufgenommen.

Faktor	FOISSNER et al.	DETCHEVA	BICK
Saprobität	b - a	o, b, a	-
Frequenz (%)	-	0.9 - 5.4	-
°C	1.0 - 14.4	10.6 - 24.5	10 - 40
pH	4.8 - 5.0	7.1 - 7.8	4 - 9.5
O_2 (mg/l)	5.7 - 9.9	4.2 - 12.8	0 - 10
O_2 (Sättigung %)	70 - 123	49 - 100	-
BSB_5 (mg/l)	-	1 - 102	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	49 - 53	4 - 426	-
H_2S (mg/l)	0 - 0.5	-	-
Gesamthärte (dH°)	0.8 - 2	6.4 - 13.5	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0 - 0.02	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 0.8	0 - 11.6	0 - 93.1
NO_3^--N (mg/l)	0	0 - 7	0 - 6.8
NO_2^--N (mg/l)	0	0 - 0.3	0 - 10.9
Bakterienzahl/ml x 10^6 Direktzählung	0.03 - 7	-	2.5 - 135

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - p; a = 5, p = 5, I = 3, SI = 3.5. Diese schlechte Einstufung wird durch die Befunde von BICK (1972a) unterstützt, die zeigen, daß *C. steinii* bei hohem CO_2 (0 - 200 mg/l) und NH_4^+ (0 - 120 mg/l) sowie bei O_2-Mangel zur Massenvermehrung befähigt ist und zusammen mit bekannten polysaproben Leitformen auftritt. Auch die oberen Extremwerte von DETCHEVA (→ Tabelle) passen in dieses Bild; ferner die Beobachtung, daß sich *C. steinii* in stark saproben Aufgüssen und Bodenkulturen, also bei hoher Bakterienkonzentration, gut vermehrt. Die unteren Grenzwerte in → Tabelle und das weite Spektrum der Fundorte sprechen aber gegen diese Einstufung. PRIMC (1984) fand sie außerdem ziemlich regelmäßig im Aufwuchs von oligo- bis betamesosaproben Gebirgsbächen in Jugoslawien, während sie in den alphamesosaproben und polysaproben Bächen dieser Region sehr selten war bzw. fehlte. Auch DETCHEVA beobachtete sie nur bis zur Alphamesosaprobie (→ Tabelle). Wir fanden *C. steinii* vereinzelt in der mesosaproben Amper bei München. Alle diese Daten weisen darauf hin, daß diese ziemlich konkurrenzschwache Art eine große ökologische Plastizität besitzt, die vielleicht durch Rasssenbildung verursacht ist. Wir schlagen daher 2 Einstufungen vor: a - p; a = 5, p = 5, I = 3, SI = 3.5 (bei geringer bis massenhafter Abundanz und diesen Güteklassen entsprechenden chemischen Belastungsindikatoren), b - a; o = 2, b = 4, a = 3, p = 1, I = 1, SI = 2.3 (bei geringer bis mäßig häufiger Abundanz und diesen Güteklassen entsprechenden chemischen Belastungsindikatoren). Indikator für edaphischen Einfluß (Fallaub, Erdabbrüche, Moose).



Colpoda steinii (1 - 3, nach MAUPAS 1883; 4, 5, nach STOKES 1884; 6, 14, 15, aus FOISSNER 1991; 7, aus CORLISS 1956; 8 - 11, aus LYNN 1976a; 12, aus KAHL 1931; 13, aus BURT 1940; 16, aus FOISSNER 1978c). **1 - 7, 12, 13**: Rechts und links laterale Ansichten in vivo, 21 μm, 21 μm, 48 μm, 31 μm, 21 μm, 30 μm, ? μm, 25 μm, 40 μm. **8 - 11**: Wimpernkleid und Silberliniensystem der rechten, linken, ventralen und dorsalen Seite nach nasser Silberimprägnation, etwa 32 μm. **14, 15**: Wimpernkleid der rechten und linken Seite nach Protargolimprägnation, 31 μm. **16**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten Seite nach trockener Silberimprägnation, 24 μm. Cc = Caudalcilien, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, K = Kiel, lW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Nu = Nucleolus, OA = Oralapparat, rW = rechtes orales Wimpernfeld.



Colpoda steinii (17 - 20, 22, 23, aus FOISSNER 1991; 21, aus FOISSNER 1974). **17, 18**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der rechten und der linken Seite. Man beachte den vom linken oralen Wimpernfeld gebildeten "Bart" und die wimpernfreie Region (*) auf der linken Seite. **19**: Kernapparat nach Silberkarbonatimprägnation. Der große zentrale Nucleolus besteht aus vielen kleinen Körnchen. **20**: Die Ruhezyste besitzt nur eine relativ dünne Hülle (vgl. → *C. ecaudata*!). **21**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten Seite nach trockener Silberimprägnation. Man beachte die Verkürzung der dritten Wimpernreihe rechts des Mundes. **22**: Mundstrukturen nach Silberkarbonatimprägnation. Das löffelförmige linke orale Wimpernfeld ist das wichtigste Artmerkmal. **23**: Nach Protargolimprägnation finden sich entlang der Wimpernreihen stark imprägnierte Granula-Haufen (Pfeile). B = Bart, lW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Nu = Nucleolus, rW = rechtes orales Wimpernfeld.

Colpoda ecaudata (LIEBMANN, 1936) **nov. comb.**

1936 *Cyclidium ecaudatum* LIEBMANN, Z. Hyg. InfektKrankh., 118: 35.
1940 *Balantiophorus minutus* SCHEWIAKOFF - WATSON, Jl R. microsc. Soc., 60: 211 (Fehlbestimmung).
1966 *Colpoda maupasi* - RUDZINSKA, JACKSON & TUFFRAU, J. Protozool., 13: 440 (Fehlbestimmung).
1991 *Colpoda ecaudata* (LIEBMANN, 1936) - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie mit Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen und Silberimprägnation).

Taxonomie

Die Entdeckung der Synonymie (ausführliche Begründung bei FOISSNER 1991) und das regelmäßige Vorkommen dieser Art in einer sehr hoch belasteten Belebtschlammanlage, veranlassen uns, sie in die Liste der saprobiologisch wichtigen Ciliaten-Arten aufzunehmen. *Colpoda ecaudata* ist in polysaproben Biotopen offensichtlich recht häufig und es ist zu befürchten, daß sie nicht selten mit → *C. steinii* oder *C. aspera* verwechselt worden ist.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 12 - 54 x 7 - 13 µm, meist 20 - 40 x 15 - 25 µm.

2) Gestalt sehr variabel, breit bis schlank nieren- bis eiförmig, beim Mund immer leicht eingebuchtet. Kiel gerundet oder gerade, nach ventral vorspringend oder nach dorsal zurückweichend (Abb. 1, 5, 11, 14, 15).

3) Wenig abgeflacht, in Ventral- und Dorsalansicht keilförmig, da keine postorale Rinne (→ *C. cucullus*) ausgebildet ist (Abb. 3, 13).

4) Makronucleus kugelig bis ellipsoid (schwach 2 : 1), meist mit peripheren, plattenförmigen Nucleolen, bei der Population von WATSON meist mit einem großen, zentralen Nucleolus wie → *C. steinii*. Mikronucleus kommaförmig, dem Makronucleus angeschmiegt (Abb. 1, 4, 7, 15).

5) Kontraktile Vakuole am Hinterende (Abb. 1, 5).

6) Extrusome (Mucocysten) sehr klein (0.3 - 0.5 µm), liegen als sandartige Granula entlang der Wimpernreihen (für den Ungeübten und im Durchlicht kaum erkennbar; Abb. 2).

7) 12 - 14 deutlich spiralig verlaufende Wimpernreihen, die vorne aus paarig angeordneten, hinten meist aus einzelnen Wimpern aufgebaut sind (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar! Abb. 1, 4, 7, 8, 13, 14).

8) Mund im vorderen Drittel der Zelle. Mundhöhle relativ größer als bei → *C. steinii* und *C. aspera* (nur bei viel Erfahrung als Merkmal zu verwenden). Die Wimpern der beiden oralen Wimpernfelder ragen daher weit aus dem Vestibulum heraus und bilden eine membranartige Struktur (Abb. 1, 5, 13 - 15). Linkes Wimpernfeld schmal-rechteckig, wird von 12 - 15 (meist 13) kurzen Wimpernreihen gebildet, von denen die äußere (distale) meist nur aus 2 - 3 Wimpern besteht (Abb. 4, 6, 7).

9) Ruhezysten etwa 20 µm im Durchmesser, mit dicker Membran, die außen gefältet ist, weshalb die Zysten stechapfelartig aussehen (Abb. 9, 10, 16 - 19).

Verwechslungsmöglichkeiten

Es gibt viele recht ähnliche Arten, weshalb die Determination allein nach Lebendbeobachtung schwierig ist. Wichtigstes Merkmal ist die Form und der Aufbau des linken oralen Wimpernfeldes (Merkmal 8). In Größe und Gestalt sehr ähnlich sind → *C. steinii* (linkes orales Wimpernfeld deutlich löffelförmig, Kern immer mit zentralem Nucleolus, 2 deutlich verlängerte Caudalcilien, Ruhezysten glatt), *C. aspera* (fast nur in der Form des linken Wimpernfeldes verschieden; es besitzt eine kleine Kerbe, Abb. 12. Ruhezysten glatt. Eine sichere Unterscheidung dieser beiden Arten ist, wenn keine Ruhezysten zur Verfügung stehen, nur nach Silberimprägnation möglich) und *C. maupasi* (größer, meist um 60 x 30 μm, linkes Wimpernfeld ellipsoid, 15 - 18 Wimpernreihen, Ruhezyste aber wie bei *C. ecaudata*). Weitere ähnliche Arten (z. B. *C. edaphoni*, *C. elliotti*) sind bisher nur aus dem Boden bekannt. Wie die Einordnungen von LIEBMANN (1936) und WATSON (1940) zeigen, ist wegen der weit aus dem Mund ragenden Wimpern der oralen Wimpernfelder auch eine Verwechslung mit kleinen hymenostomen (z. B. → *Cyclidium*) und colpodiden (z. B. → *Cyrtolophosis*; Syn.: *Balantiophorus*) Ciliaten möglich.

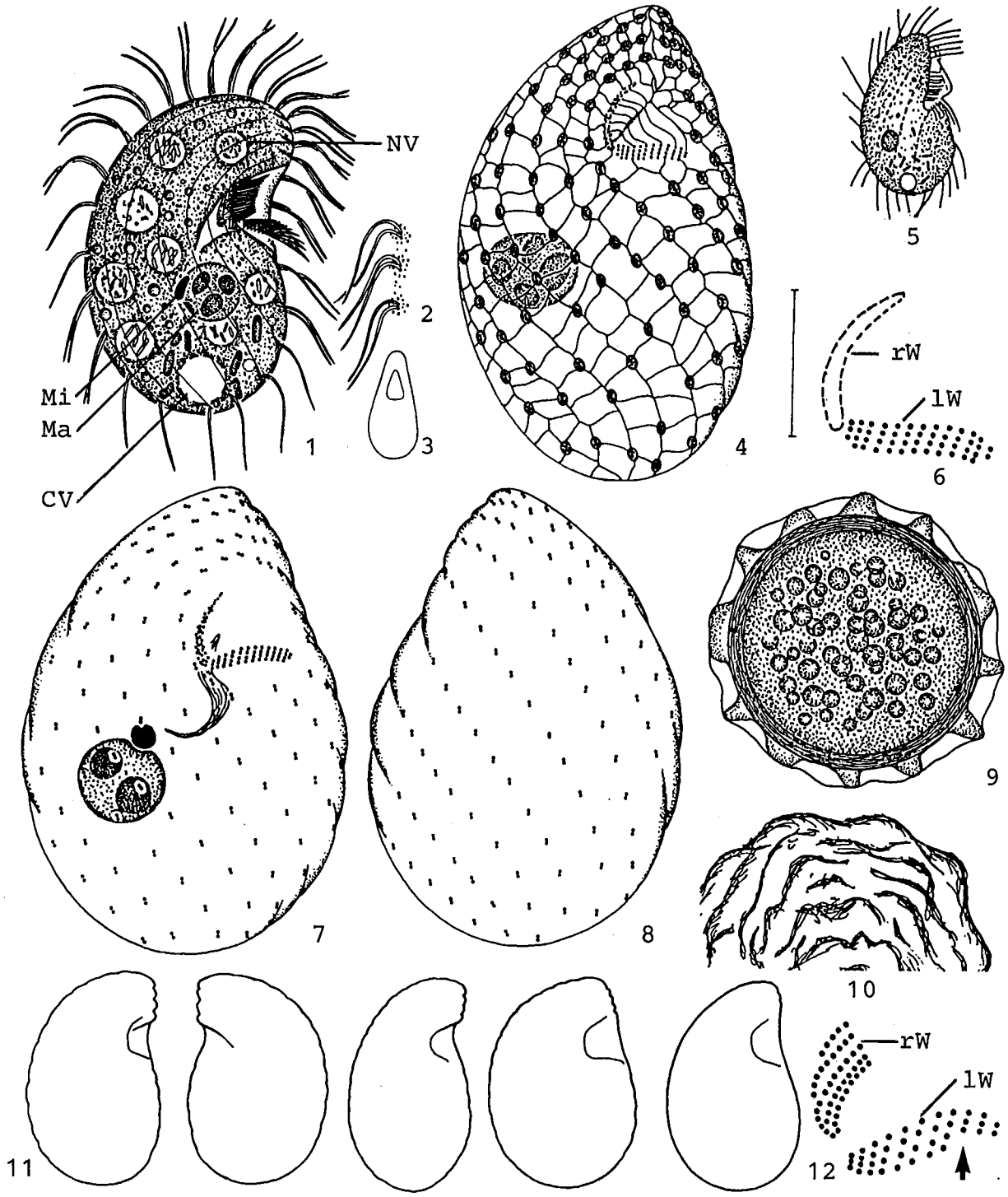
Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: In limnischen und terrestrischen Biotopen. Limnisch bisher nur in stärkst saproben (frisches Abwasser, sehr hoch belastetem Belebtschlamm) Gewässern nachgewiesen. Verbreitung sehr wahrscheinlich kosmopolitisch, da wir sie in Böden der Antarktis, Kenyas (Afrika), Australiens, Islands und Ungarns gefunden haben.

Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Sowohl die Originalbeschreibung als auch die Literaturdaten zeigen, daß *C. ecaudata* ein koprophiles Ciliat ist. Auch im Boden entwickelt sie sich nur, wenn der Kulturansatz sehr reich an Bakterien ist. Umfangreiche autökologische Daten verdanken wir WATSON (1940, 1944, 1946a, b), der die Art aus einer menschlichen Stuhlprobe isolierte. Obwohl sie sich auf unverdünntem und verdünntem Stuhl gut kultivieren läßt (gegen Urin ist sie dagegen empfindlich), vermutet WATSON, daß es sich bei dem Isolat um eine Kontamination (aus dem Boden oder der Luft) handelte, da die Ruhezysten die Darmpassage nicht überlebten, wie Experimente mit Mäusen zeigten. *Colpoda ecaudata* kann bei Wassermangel nicht nur Ruhezysten bilden (Abb. 9, 10, 16 - 19) sondern auch in Anabiose verharren, wobei sich die Zellen amöboid verformen, aber keine Zystenhülle bilden.

Frißt nur Bakterien. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 5 - 10 mg. Vermehrung zwischen 5 - 27 °C (Optimum 13 - 16 °C, obere letale Grenze 60 °C), pH 4.6 - 9.2 (Optimum bei pH 6.5, zwei Pessima bei pH 5 und 7.8, letale Grenzwerte pH 3.0 bzw. 12.0). Generationszeit unbekannt, die Teilung wird durch Licht leicht beschleunigt. Kann mindestens 3 Wochen unter anaeroben Bedingungen überleben, sich aber nicht teilen. Reine CO_2-Atmosphäre führt bald zum Tod. Hypertonische Lösungen werden gut vertragen (bis 2 % NaCl). Wir fanden *C. ecaudata* regelmäßig in geringer bis mäßiger Abundanz (140 - 12300 Zellen/ml) in einer stärkst belasteten Kläranlage: 30 °C, pH 6.5 - 7.7, 5 - 50 % O_2-Sättigung (0.4 - 4 mg/l), 21000 mg/l BSB_5, 1500 mg/l Cl^-.

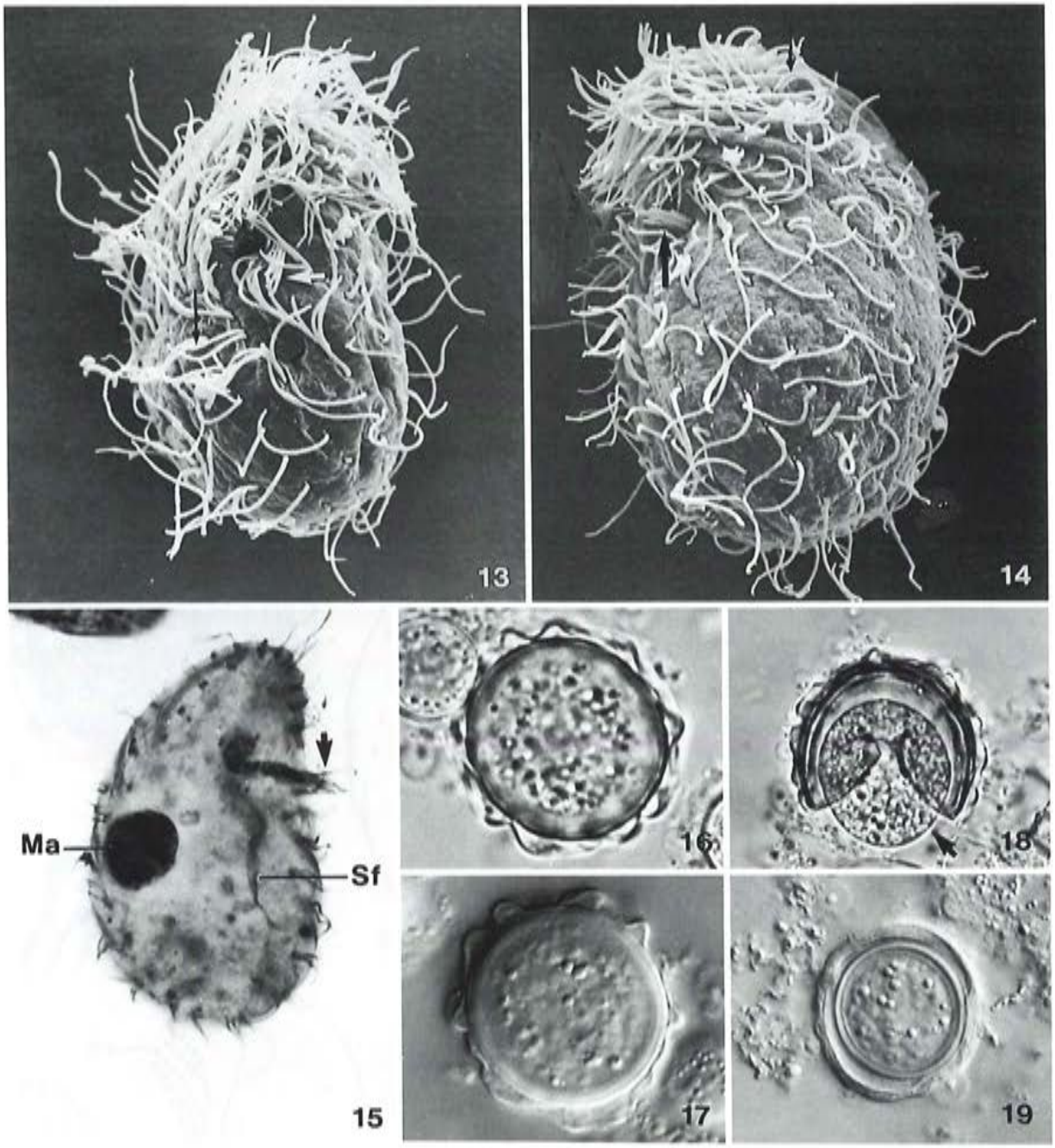
Saprobielle Einstufung: Die vorliegenden Daten weisen *C. ecaudata* als polysaprobe und koprophile Art aus. Wir schlagen folgende Einstufung vor: p - i; a = 1, p = 9, I = 5, SI = 3.9E.



Colpoda ecaudata (1 - 4, 6 - 11, aus FOISSNER 1991; 5, nach LIEBMANN 1936). **1, 5**: Rechts laterale Ansichten in vivo, 30 μm, 20 μm. **2**: Wimpernreihe in Draufsicht. Die Wimpernpaare sind von sandartigen Extrusomen umgeben. **3, 11**: Ventrale und laterale Ansichten verschiedener Populationen. **4**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der Ventralseite nach nasser Silberimprägnation, 25 μm. **6**: Mundstrukturen nach Silberkarbonatimprägnation, Maßstrich 5 μm. **7, 8**: Wimpernkleid der rechten und der linken Seite nach Protargolimprägnation, 28 μm. **9, 10**: Ruhezyste im optischen Schnitt und in Draufsicht, 20 μm.

Colpoda aspera (12, aus FOISSNER 1991). **12**: Mundstrukturen nach Silberkarbonatimprägnation. Der Pfeil weist auf die Kerbe im linken oralen Wimpernfeld.

CV = kontraktile Vakuole, lW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, rW = rechtes orales Wimpernfeld.



Colpoda ecaudata (13, 14, 16 - 19, aus FOISSNER 1991; 15, Original). **13, 14**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der ventralen und der linken Seite. Die großen Pfeile weisen auf die aus dem Mund ragenden Cilien ("Bart") des linken Wimpernfeldes (vgl. Abb. 6, 15). In der hinteren Hälfte stehen die Wimpern einzeln, in der vorderen paarig (kleine Pfeile). **15**: Ventro-laterale Ansicht nach Protargolimprägnation. Der Pfeil weist auf die aus dem Mund ragenden Cilien ("Bart") des linken Wimpernfeldes (vgl. Abb. 13, 14). **16, 17**: Typische, stechapfelförmige Ruhezyste im Durchlicht und im Interferenzkontrast. **18**: Zerquetschte Ruhezyste, die die dicke Zysten-Hülle zeigt. Das Ciliat (Pfeil) ist abgekugelt und nur von der sehr dünnen Pellicula begrenzt. **19**: Seltene Form der Ruhezyste mit fast glatter Hülle. Ma = Makronucleus mit plattenförmigen Nucleolen, Sf = Schlundfasern.

Colpoda inflata (STOKES, 1884) KAHL, 1931

1884 *Tillina inflata* STOKES, Am. Nat., 18: 138.
1925 *Colpoda inflata* STOKES - LACKEY, New Jers. Agric. (Exp. Stn. Bull.), 417: 34 (durch Abbildung belegter Nachweis in Tropfkörpern).
1931 *Colpoda (Tillina) inflata* (STOKES, 1885) - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 280 (erster revidierender Autor).
1974 *Colpoda inflata* (STOKES) - PÄTSCH, Arb. Inst. landw. Zool. Bienenkd., 1: 26 (durch Silberimprägnation belegter Nachweis in einem Fließgewässer des Naturlehrparks Wildenrath).
1980 *Colpoda inflata* STOKES, 1885 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 107: 419 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1986 *Colpoda inflata* (STOKES, 1885) - DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS, Faune tropicale, 26: 243 (kurze taxonomische Monographie).
1991 *Colpoda inflata* (STOKES, 1884) KAHL, 1931 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

In Anlehnung an KAHL (1931) häufig fälschlich mit der Jahreszahl 1885 zitiert. STOKES hat die Art aber bereits 1884 als "n. sp." beschrieben und durch eine Abbildung belegt. Als kombinierender Autor gilt nach FOISSNER (1991) KAHL (1931). Die von KAHL (1931) vorgenommene Umstellung in die Gattung *Colpoda* wurde von allen späteren Bearbeitern akzeptiert. *Tillina* wird heute als jüngeres subjektives Synonym von *Colpoda* betrachtet (FOISSNER 1991). *Colpoda inflata* ist von mehreren älteren und neueren Autoren mit → *C. cucullus*, → *C. steinii* und *C. maupasi* vermengt worden (FOISSNER 1991). Die Art hat mehrere Synonyme (z. B. *Tillina inflata*), die in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommen.

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 35 - 90 μm, meist 40 - 60 x 30 - 50 μm.

2) Gestalt sehr charakteristisch L-förmig, da sich der kräftig verschmälerte praeorale Teil ventral mehr oder weniger deutlich rechtwinkelig vom fast halbkugeligen postoralen Abschnitt absetzt. Im "Eck" des Winkels befindet sich der Mund (Abb. 1, 5 - 8, 12, 14, 16).

3) Kiel leicht, selten deutlich konvex, mit 6 - 8 gerundeten Rippen (Wimpernreihen), die bei stark ernährten Individuen nicht mehr erkennbar sind (Abb. 1, 5 - 7, 9, 12, 14, 16).

4) Wenig abgeflacht, in Ventral- und Dorsalansicht keilförmig, da die postorale Rinne sehr schwach entwickelt ist (Abb. 2, 9, 17).

5) Makronucleus leicht ellipsoid (immer weniger als 2 : 1; Abb. 1, 5 - 7, 16, 17).

6) Kontraktile Vakuole am Hinterende (Abb. 1, 5 - 7).

7) Extrusome (Mucocysten) sehr klein (1 - 2 x 0.8 - 1.2 μm), ellipsoid, in vivo schwierig erkennbar, färben sich gut mit Methylgrün-Pyronin, verlängern sich nach dem Ausstoß nur wenig (2 - 3 μm) und bilden keine deutliche Hülle um die Zelle (Abb. 10).

8) 17 - 29, meist 20 - 25 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen, die aus paarig angeordneten Wimpern (nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation gut erkennbar!) aufgebaut sind (Abb. 1, 10 - 12).

9) Mund etwa in der Mitte der Zelle. Linkes Wimpernfeld im Umriß rhomboid bis leicht löffelartig, besteht aus etwa 13 kurzen Reihen, was nur nach Silberimprägnation deutlich erkennbar ist (Abb. 3, 4, 8, 12, 14, 16, 17).

Verwechslungsmöglichkeiten

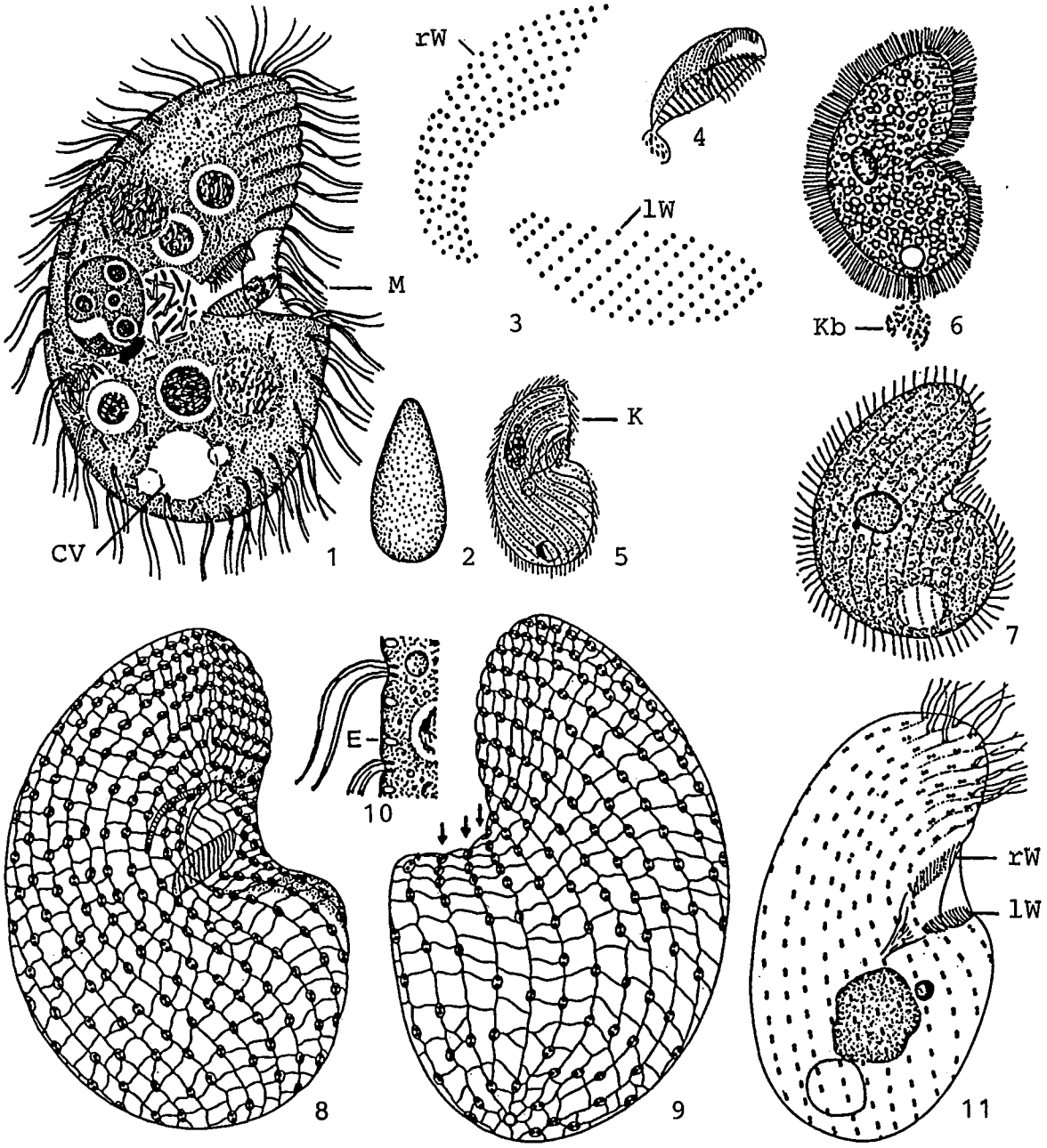
Stark ernährte Exemplare ähneln kleinen Individuen von → *C. cucullus*. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 2, 4, 9 wichtig.

Ökologie

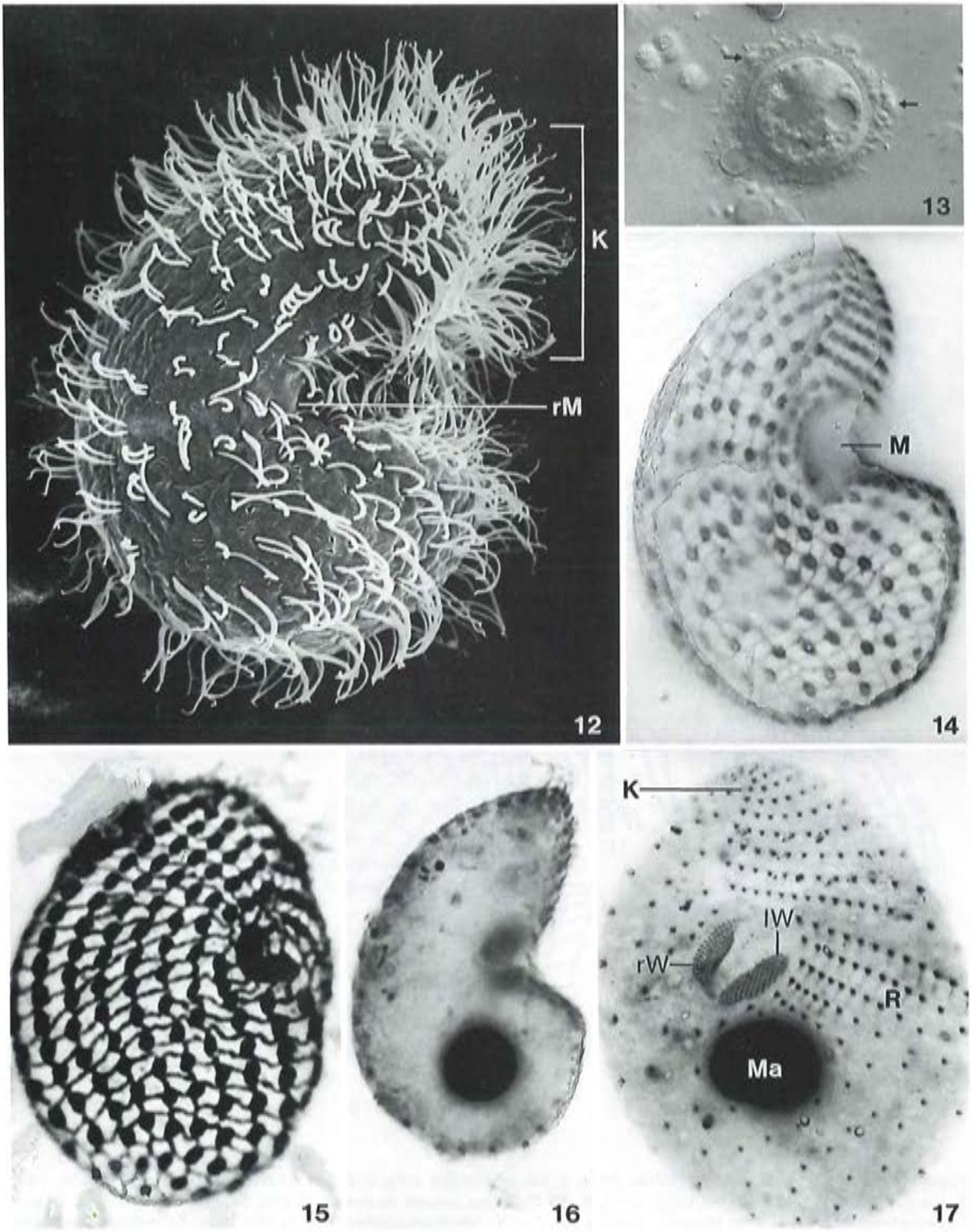
Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig in terrestrischen Biotopen (Böden, Moosen) bei pH <5, häufig in astatischen Kleingewässern (Pfützen, Kannen von Kannenpflanzen etc.), selten und immer nur vereinzelt in Fließgewässern. Hier besonders nach Hochwässern mit Uferabbrüchen (z. B. in der Amper bei München) oder in fallaubreichen Stillwasserzonen. Hohe Individuendichten manchmal in Tropfkörpern (LACKEY 1925, 1938a; ALONSO et al. 1981). Zwei unsichere marine Nachweise, u. a. im Elbe-Aestuar. Verbreitung sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Frißt fast nur Bakterien, selten heterotrophe Flagellaten. Generationszeit bei 15 °C 6.2 h, bei 30 °C 2.6 h. Keine Vermehrung bei 5 °C, 10 °C, 40 °C. Es gibt aber an bestimmte Temperaturen angepaßte Rassen. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 40 mg. DETCHEVA (1983c) fand *C.inflata* im Flußsystem der Maritza (Bulgarien) bei folgenden Verhältnissen: o, b, a, Frequenz 1.2 %, pH 7.1 - 7.5, 7 - 25 °C, 8.6 - 10.9 mg/l O_2 (78 - 133 % Sättigung), 1.9 - 8.2 mg/l BSB_5, 2.3 - 6.4 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 12 - 66 mg/l Ca^{2+}, 2.4 - 16 mg/l Mg^{2+}, 33 - 299 mg/l HCO_3^-, 23 - 78 mg/l SO_4^{2-}, 5.8 - 17.5 mg/l Cl^-, 3.1 - 12.8 mg/l dH°, 0.04 - 0.08 mg/l NH_4^+-N, 0.3 - 0.6 mg/l NO_3^--N, 0 - 0.006 mg/l NO_2^--N, 0 - 0.03 mg/l Fe^{3+}. PATRICK et al. (1967) geben aus Untersuchungen im Savannah River (USA) folgendes Milieuspektrum: pH 6.5 - 7.0, 8 - 25.5 °C, 6.3 - 10.7 mg/l O_2, 0.5 - 1.0 mg/l BSB_5, 2 - 5.8 mg/l Ca^{2+}, <3 mg/l Mg^{2+}, 5 - 10 mg/l CO_2 (frei), 2.2 - 11 mg/l SO_4^{2-}, 1 - 8 mg/l Cl^-, 8 - 18.1 mg/l dH°, 0.01 - 0.04 mg/l NH_4^+-N, 0.07 - 0.2 mg/l NO_3^--N, 0.02 - 0.33 mg/l PO_4^--P, 0.1 - 0.4 mg/l Fe^{3+}. Autökologische Datensammlung für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): a - p; a = 5, p = 5, I = 3, SI = 3.5. Diese Einstufung soll sicher nur bei häufigem Vorkommen verwendet werden. Einzelfunde sollten unseres Erachtens bei der Berechnung des Saprobitätsindex nicht verwendet werden, da es sich wohl meist um Verfrachtung aus dem umgebenden Boden handelt. Indikator für edaphischen Einfluß (Fallaub, Erdabbrüche, Moose).



Colpoda inflata (1, 2, 8, 9, aus FOISSNER 1980c; 3, aus FOISSNER 1991; 4, 5, aus KAHL 1931; 6, nach STOKES 1884; 7, aus LACKEY 1925; 11, aus PÄTSCH 1974). **1, 5 - 7:** Rechts laterale Ansichten in vivo, 50 µm, 60 µm, 55 µm, 40 µm. **2:** Dorsalansicht in vivo. **3, 4:** Mundstrukturen nach Silberkarbonatimprägnation und in vivo. **8, 9:** Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten und der linken Seite nach nasser Silberimprägnation, 45 µm. Die Pfeile weisen auf die sehr schwach ausgeprägte Diagonalrinne. **10:** Detail der Pellicula in vivo. **11:** Wimpernkleid der rechten Seite nach Protargolimprägnation, 45 µm. CV = kontraktile Vakuole, K = Kiel, Kb = Kotballen, lW = linkes orales Wimpernfeld, M = Mund, rW = rechtes orales Wimpernfeld, E = Extrusome.



Colpoda inflata (12, 16, 17, aus FOISSNER 1991; 13, Original; 14, 15, aus FOISSNER 1980c). **12**: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der rechten Seite. **13**: Die Ruhezyste ist glatt und von etwa 1 μm großen, gelbbraunen Kugeln umgeben. **14, 15**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten Seite nach nasser und trockener Silberimprägnation. **16**: Rechts laterale Ansicht nach Protargolimprägnation. **17**: Ventralansicht nach Silberkarbonatimprägnation. K = Kiel, lW = linkes orales Wimpernfeld, M = Mund, Ma = Makronucleus, R = postorale Rinne, rM = rechter Mundrand, rW = rechtes orales Wimpernfeld.

Colpoda cucullus (MUELLER, 1773) GMELIN, 1790

1773 *Kolpoda cucullus* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 58.
1790 *Colpoda cucullus* - GMELIN, Linneau's Systema Naturae, 1: 3894 (kombinierender Autor).
1883 *Colpoda cucullus* O. F. MÜLLER - MAUPAS, Archs Zool. exp. gén., 11: 430 (erste gründliche Bearbeitung).
1931 *Colpoda cucullus* O. F. MÜLLER, 1786 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 277 (erster revidierender Autor).
1976 *Colpoda simulans* KAHL, 1931 - LYNN, Trans. Am. microsc. Soc., 95: 581 (Silberimprägnation; Fehlbestimmung).
1980 *Colpoda cucullus* O. F. MÜLLER, 1786 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 107: 421 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1991 *Colpoda cucullus* (MÜLLER, 1773) GMELIN, 1790 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Differentialdiagnose

1) Größe in vivo 40 - 120 μm, meist 60 - 80 x 40 - 60 μm.

2) Gestalt breit nierenförmig, beim Mund tief halbkreisförmig eingebuchtet, praeoraler und postoraler Körperabschnitt etwa gleich groß (Abb. 1, 4, 5, 7, 12, 13).

3) Kiel meist deutlich konvex und kaum nach dorsal zurückweichend, mit 8 - 10 oft wenig deutlichen Rippen (Wimpernreihen; Abb. 1, 4, 7, 8, 11).

4) Wenig abgeflacht. Rechte Seite annähernd eben, linke mit einer mäßig tiefen, vom Mund schräg nach hinten ziehenden Rinne, die bis zur Medianen erkennbar ist und den Körper in einen prae- und postoralen Abschnitt teilt. Postoraler Teil der linken Seite leicht sackartig vorgewölbt ("postoraler Sack"), enthält die kontraktile Vakuole (Abb. 1, 4 - 6, 8 - 10, 12, 13).

5) Makronucleus kugelig, Lage wenig konstant. Nucleolen plattenförmig an der Peripherie, umgeben das achromatische Zentrum, das strahlig verästelt erscheint (Abb. 1, 3, 8, 11).

6) Kontraktile Vakuole am Hinterende, keine oder sehr unscheinbare Zuführungskanäle (Abb. 1, 7, 8).

7) Pellicula mit einem 1 - 2 μm hohen Stäbchensaum. Die 1 - 2 x 0.5 μm großen, farblosen bis gelblichen, in Reihen zwischen und entlang der Wimpernreihen angeordneten Stäbchen sind Extrusome, die nach Zugabe von Methylgrün-Pyronin ausgestoßen werden und bis zu 7 μm langen Fäden aufquellen (Abb. 1, 7, 15).

8) 24 - 45, meist 29 - 35 deutlich spiralig verlaufende Wimpernreihen, die aus paarig angeordneten Wimpern (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar!) bestehen. Im Bereich der postoralen Rinne ist die Bewimperung etwas dichter (Abb. 1, 2, 5, 6, 10 - 13).

9) Mund im mittleren Drittel der Zelle. Mundtrichter mäßig groß, ragt schräg nach hinten in die Zelle hinein. Linkes orales Wimpernfeld leicht bananenförmig, bildet mit der Körperlängsachse einen Winkel von etwa 45°, besteht aus 18 - 28 (meist 22 - 24) Wimpernreihen, deren Cilien den linken Körperrand nicht überragen, weil das Feld nur wenig aus dem Mundtrichter ragt (Abb. 1, 2, 4, 5 - 13).

Verwechslungsmöglichkeiten

Es gibt leider viele sehr ähnliche Arten; vermutlich ist *C. cucullus* ein Schwesterarten-Komplex so wie → *Paramecium aurelia*. FOISSNER (1991) hat die KAHLsche Synonymie aufgelöst und die Arten *C. lucida* (Extrusome 3 - 5 µm lang, heben sich als sehr auffallender, heller Saum vom dunkleren Plasma ab) und *C. flavicans* (Extrusome gelb, Ruhezysten mit stacheligen Fortsätzen) wiederbeschrieben und neu definiert. Wenn die Merkmale 1 (mittlere Größe), 4 (postorale Rinne bis zur Medianen erkennbar), 6 (keine deutlichen Kanäle), 7, 8 (29 - 35 Wimpernreihen) und 9 (etwa 23 Reihen) zutreffen, ist die Wahrscheinlichkeit groß, daß die "typische" Form vorliegt.

Ökologie

Da erst in letzter Zeit erkannt wurde, daß *C. cucullus* ein Komplex mehrerer ähnlicher Arten ist, muß davon ausgegangen werden, daß die physiologischen, ökologischen und faunistischen Daten nicht eine sondern mehrere Arten betreffen. Welchen Einfluß das auf die saprobiologische Einstufung hat, ist vorerst nicht abzuschätzen.

Vorkommen und Verbreitung (nach FOISSNER 1991; dort ausführliche Literaturhinweise): Sehr häufig in terrestrischen Biotopen (Böden, Moosen), häufig in astatischen Kleingewässern (Wegpfützen, Baumhöhlen, Felsentümpel) und im Periphyton und Benthos von Fließgewässern, wo die Art aber nie hohe Abundanz erreicht. Auch aus dem Plankton und dem Benthos von Seen, aus Belebtschlämmen und Trinkwässern sowie aus dem Faeces von Invertebraten und Vertebraten liegen einige Nachweise vor. Sicher belegte marine Nachweise fehlen. *Colpoda spp.* und nicht *Paramecium spp.* - wie oft fälschlich behauptet - sind die typischen "Heuaufgußtierchen" (HAUSMANN & FOISSNER 1986). Die Ursachen der ubiquitären und kosmopolitischen Verbreitung von *C. cucullus* wurden besonders von MUELLER & MUELLER (1970) genauer analysiert. Danach dürfte ihre Fähigkeit, sich auf grünen Pflanzenteilen anzusiedeln und den nächtlichen Tau für einen Reproduktionszyklus zu nützen, der entscheidende ökologische Mechanismus sein. Daher findet man *C. cucullus* auch regelmäßig im Zikadenschaum.

Spezielle autökologische Daten (vorwiegend nach KRACHT 1982 und FOISSNER 1991): Bevorzugt Bakteriennahrung, aber auch Zooflagellaten und Algen werden gelegentlich gefressen. Biomasse von 10^6 Individuen 70 - 140 mg. Generationszeit bei 20 - 27 °C und 4 x 10^8 - 1.1 x 10^9 *Escherichia coli* oder *Klebsiella* etwa 7 h. Freßrate: bis 30 *E. coli*/s; Filtrationsrate: bis 15 ml/mg Trockenmasse/h; Ertragskoeffizient: etwa 0.3; Respiration (FENCHEL & FINLAY 1983): 0.0856 nl/O_2/Zelle/h. Die obere Größe freßbarer Partikel beträgt 4 - 5 µm, bevorzugt werden Partikel mit 2.6 - 2.8 µm. Schwermetallchloride zeigen folgende Reihe abnehmender Toxizität auf Ruhezysten: Hg^{2+} →Cu^{2+} →Ni^{2+} →Pb^{2+} →Mn^{2+}. KRACHT (1982) stellte im Labor die Toleranzgrenzen für mehrere wichtige abiotische Faktoren fest, die allerdings meist enger sind als die im Freiland beobachteten (→ Tabelle; verschiedene Arten?).

Temperatur: Vermehrung ist zwischen 8 °C und 31.5 °C möglich. Das Optimum, auch der Freß- und Filtrationsrate, liegt bei 29 °C. Da die Art auch in Thermen (35 - 39 °C) und in 5 °C kaltem Wasser gefunden wurde, sind die Toleranzgrenzen im Freiland wohl größer. LD_{50} bei 40°C = 135s.

pH-Wert: Vermehrung zwischen pH 3.8 und 7.5 möglich. Optimum zwischen 4.8 und 7.3. BICK & DREWS (1973) geben als untere pH-Grenze 3.0.

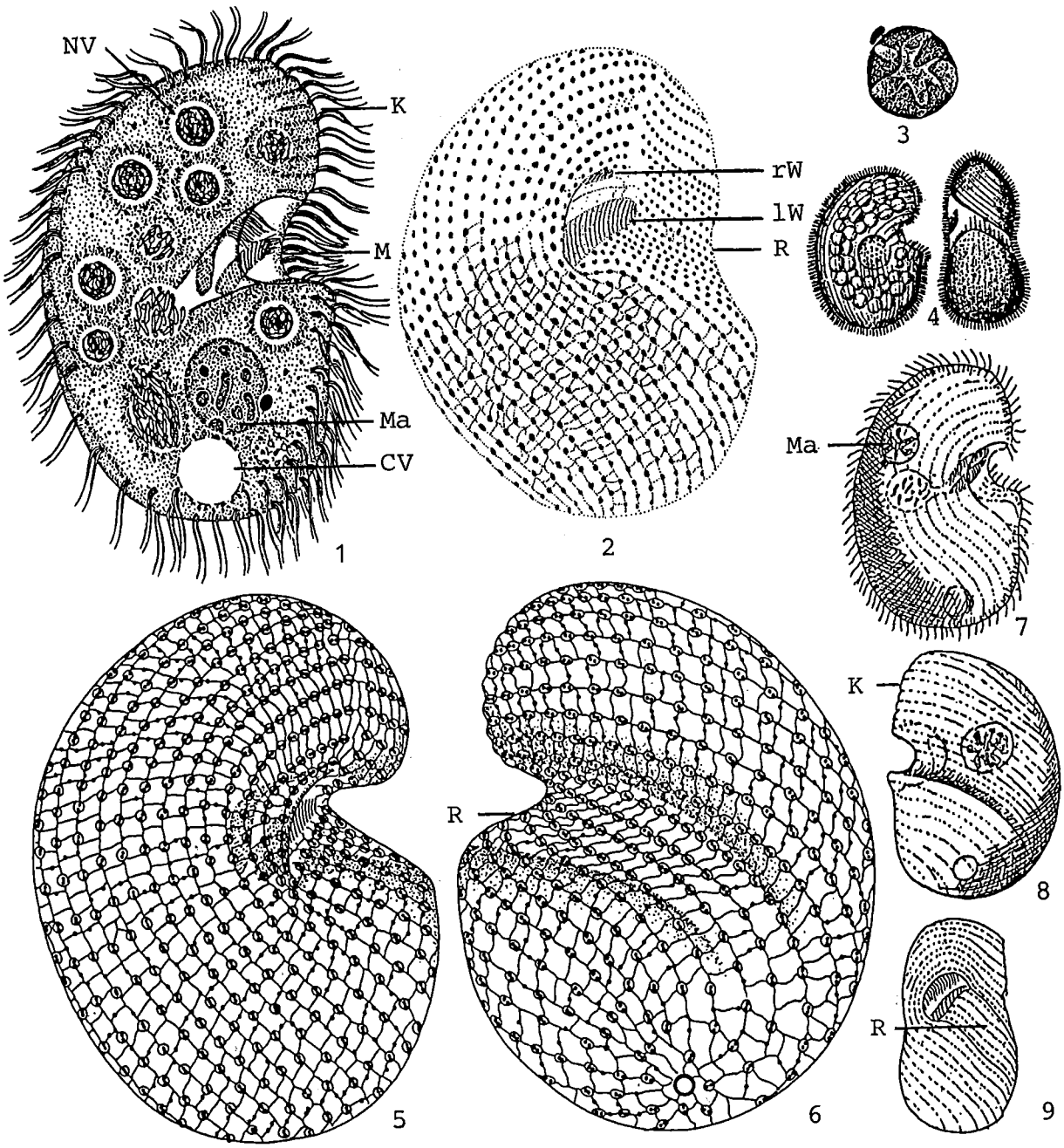
Sauerstoff: Vermehrung ist zwischen 3 % und 100 % O_2-Sättigung möglich. Optimum zwischen 10 % und 75 %.

Salzgehalt: Vermehrung ist bis 0.5 % möglich. Direkter Transfer in 1 % Salzlösung wird durch Enzystierung überlebt. Für eine nur mäßig große Salztoleranz sprechen z. B. auch die Daten von ZIEMANN (1970) und BICK (1972a), die sie im marinen Brackwasser bis 3.5 g/l Salzgehalt fanden. BORROR (1972b) und DETCHEVA (1982) melden die Art von den Meeresküsten bei New Hampshire (USA) und des Schwarzen Meeres bei 1 - 18 % Salinität, was auf speziell adaptierte Rassen (Schwesterarten?) oder Fehlbestimmung hinweist. Autökologische Datensammlung für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985), für den limnischen Bereich → Tabelle.

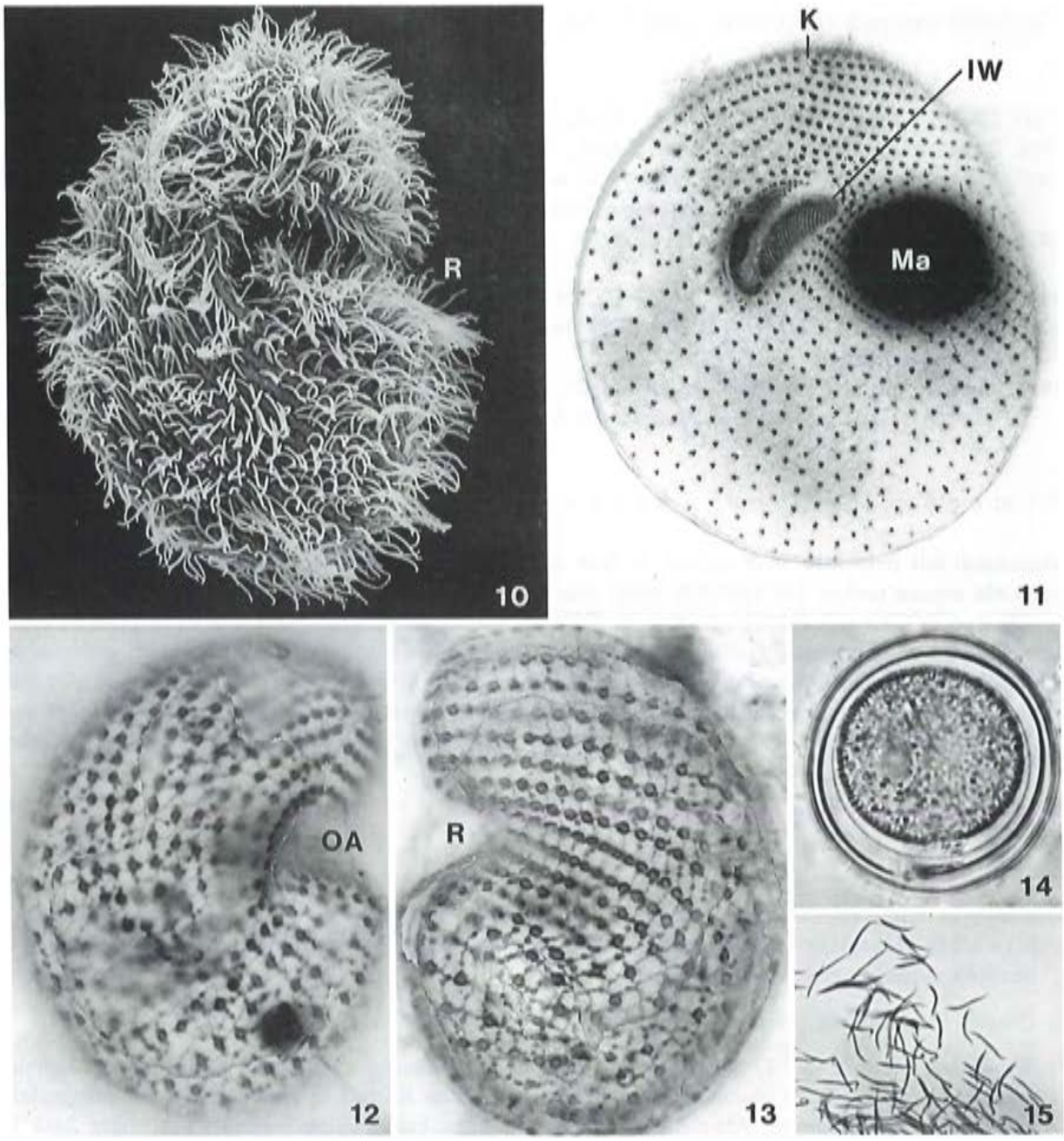
Tabelle: Milieuspektra von *Colpoda cucullus*. Die Angaben von DETCHEVA (1983c) basieren auf vielen Analysen im Flußsystem der Maritza (Bulgarien), jene von PATRICK et al. (1967) auf vielen Analysen des Savannah River in den USA, jene von BICK (1972) auf über 100 Analysen von natürlichen und künstlichen (Modellversuche) Gewässern.

Faktor	DETCHEVA	PATRICK et al.	BICK
Saprobität	o, b	-	-
Frequenz (%)	0.6	-	-
°C	7 - 25	23 - 28	5 - 30
pH	7.1 - 7.5	6.5 - 7.0	4.4 - 8.6
O_2 (mg/l)	10.1 - 10.9	5 - 7	0.4 - 8.0
O_2 (Sättigung %)	83 - 133	-	-
BSB_5 (mg/l)	1.9 - 8.2	0.5 - 1.0	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	2.3 - 3.8	-	-
Ca^{2+} (mg/l)	12 - 65.7	<3 - 3	-
Mg^{2+} (mg/l)	6.1 - 15.6	<3 - 3	-
HCO_3^- (mg/l)	33.5 - 298.9	-	-
Gesamthärte (dH°)	3.1 - 12.8	10 - <50	-
CO_2 (frei; mg/l)	-	5 - 10	18 - 136
PO_4^{3-}-P (mg/l)	-	>0.01 - 0.05	-
NH_4^+-N (mg/l)	0.04 - 0.08	0.01 - 0.03	0.16 - 19.4
NO_3^--N (mg/l)	0.3 - 0.6	0.07 - 0.2	0 - 5.7
NO_2^--N (mg/l)	0 - 0.003	0.001 - <0.007	-
Cl^- (mg/l)	5.8 - 17.5	5 - <10	-
SO_4^{2-} (mg/l)	23 - 78	10 - <30	-
Fe^{3+} (mg/l)	0.02 - 0.03	0.1 - 0.4	
Bakterienzahl/ml (Plattenzählung auf Peptonagar)			1.2 - 4.5 x 10^6

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGEL 1983, FOISSNER 1988a): p - a; a = 4, p = 6, I = 3, SI = 3.6. Diese Einstufung bedarf sicher der Überprüfung. Das geringe Sauerstoffbedürfnis (Optimum der Vermehrung bei 10 - 75 % Sättigung! sh. oben) prädestiniert diese Art allerdings für die alpha- bis polysaprobe Zone. Auch LIEBMANN (1962) und BICK (1972a) stufen sie als Leitform für die Alphamesosaprobie ein. Betrachtet man allerdings das weite Spektrum des Vorkommens und die Fundmeldungen aus z. T. sehr reinen Gewässern, hat man den Eindruck, daß die ökologische Valenz größer ist oder es speziell adaptierte Rassen (Schwesterarten?) gibt. Bei Einzelfunden in Fließgewässern wird es sich wohl meist um Verfrachtung aus dem Boden des Uferbereiches handeln. Indikator für edaphischen Einfluß (Fallaub, Erdabbrüche, Moose).



Colpoda cucullus (1, 5, 6, aus FOISSNER 1980c; 2, aus LYNN 1976d; 3, aus BURT 1940; 4, aus MAUPAS 1883; 7 - 9, aus KAHL 1926, 1931). **1**: Rechts laterale Ansicht in vivo, 55 μm. **2**: Ventro-laterale Ansicht der Bewimperung nach nasser Silberimprägnation, 60 μm. **3**: Kernapparat nach Feulgen-Färbung, 9 μm. **4**: Rechts laterale und ventrale Ansicht in vivo, 62 μm, 88 μm. **5, 6**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten und der linken Seite nach nasser Silberimprägnation, 60 μm. **7 - 9**: Rechts laterale, links laterale und ventrale Ansichten in vivo, 80 μm. CV = kontraktile Vakuole, K = Kiel, lW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, M = Mund, NV = Nahrungsvakuole, R = postorale Rinne (= Diagonalrinne), rW = rechtes orales Wimpernfeld.



Colpoda cucullus (10, 11, 14, 15, aus FOISSNER 1991; 12, 13, aus FOISSNER 1980c). **10**: Ventro-laterale Ansicht im Rasterelektronenmikroskop, 55 μm. Die vom Mund wegziehende postorale Rinne und die paarig angeordneten Wimpern sind gut erkennbar. **11**: Wimpernkleid der Ventralseite nach Silberkarbonatimprägnation. Die Zelle wurde zum Fotografieren stark gequetscht. **12, 13**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der rechten und der linken Seite nach nasser Silberimprägnation. **14**: Die Ruhezyste ist von mehreren scharf konturierten Schichten umgeben. **15**: Ausgestoßene Extrusome nach Färbung mit Methylgrün-Pyronin. K = Kiel, IW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, OA = Oralapparat, R = postorale Rinne (= Diagonalrinne).

Colpoda magna (GRUBER, 1880) LYNN, 1978

1880 *Tillina magna* GRUBER, Z. wiss. Zool., 33: 454.
1931 *Tillina magna* GRUBER, 1880 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 282 (erster revidierender Autor).
1937 *Tillina canalifera* TURNER, Trans. Am. microsc. Soc., 56: 448 (heute als Synonym betrachtet; genaue Darstellung der Morphologie vorwiegend nach Lebendbeobachtungen).
1976 *Tillina magna* GRUBER, 1880 - LYNN, Protistologica, 12: 629 (erste Darstellung mit Silberimprägnation; Morphometrie).
1978 *Colpoda magna* (GRUBER, 1880) - LYNN, Diss. Abstr. Int., 38, No. 9 (kombinierender Autor).
1985 *Tillina magna* GRUBER, 1879 - FOISSNER, Arch. Protistenk., 129: 257 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1991 *Colpoda magna* (GRUBER, 1880) LYNN, 1978 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Nomenklatur und Taxonomie

Manchmal mit dem Jahr 1879 datiert, in dem GRUBER aber nur den Namen erwähnt; dort daher noch ein nomen nudum (FOISSNER 1991). Die Umstellung in die Gattung *Colpoda* nahmen LYNN (1978) und FOISSNER (1991) vor, da sich *Tillina* zur Zeit weder phylogenetisch noch praktisch begründen läßt. Das originale Gattungsmerkmal, eine angeblich röhrenförmige Mundhöhle, wird durch das halbkreisförmige linke orale Wimpernfeld vorgetäuscht (FOISSNER 1985, 1991). Die Art hat mehrere saprobiologisch nicht bedeutsame Synonyme und ist oft untersucht worden. Es ist aber unsicher, ob alle diese Studien auf richtig determiniertem Material beruhen, da es mehrere ähnliche Arten gibt, die später beschrieben wurden.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 120 - 240 μm, meist 150 - 200 x 100 - 150 μm, also ein sehr stattliches Infusor. Man achte bei starker Variabilität der Größe innerhalb einer Population darauf, ob nicht mehrere ähnliche Arten gemeinsam vorkommen.

2) Gestalt nierenförmig, beim Mund deutlich eingesenkt (Abb. 1, 5, 11 - 13, 18, 27).

3) Wenig bis deutlich (2 : 1) abgeflacht. Rechte Seite annähernd eben, linke mit einer deutlichen, vom Mund schräg nach hinten ziehenden Rinne, die den Körper in einen prae- und postoralen Abschnitt teilt. Postoraler Abschnitt der linken Seite sackartig vorspringend ("postoraler Sack"), auf ihm "aufsitzend" noch ein zweiter, kleinerer Sack, in dem die kontraktile Vakuole liegt (Abb. 5, 6, 8, 13, 14, 18 - 27).

4) Makronucleus immer deutlich ellipsoid (2 : 1). Fast immer mehrere (2 - 16; selten nur 1 oder keiner) ellipsoide Mikronuclei, die dem Makronucleus dicht anliegen (Abb. 1, 10, 14).

5) Kontraktile Vakuole subterminal auf der linken Seite im zweiten, kleineren postoralen Sack. Von ihr ziehen auf der linken Seite 6 - 15 lange Sammelkanäle bis zum Vorderende (manchmal schwierig erkennbar; zur Untersuchung presse man die Zellen gerade so viel, daß sie sich nur mehr ganz wenig bewegen können; Abb. 5, 6, 13, 21, 22, 24 - 27).

6) Pellicula mit einem etwa 3 μm hohen, leicht erkennbaren Stäbchensaum. Die Stäbchen sind Extrusome, die nach Zugabe von Methylgrün-Pyronin ausgestoßen werden und bis zu 50 μm langen Fäden aufquellen (Abb. 2, 3, 15).

7) 117 - 156, meist um 140 stark spiralig verlaufende Wimpernreihen, die aus paarig angeordneten Wimpern (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar!) aufgebaut sind. Im Bereich der postoralen Rinne bilden die Wimpern ein rhomboides Muster, was man ebenfalls nur nach Silberimprägnation deutlich erkennt (Abb. 7, 8, 14, 18 - 23).

8) Mund im mittleren Drittel der Zelle. Eingang in die Mundhöhle im Verhältnis zur Länge der Zelle auffallend klein (14 - 23 μm). Mundhöhle 30 - 60 μm lang, so wie das linke Wimpernfeld auffallend halbmondförmig, was einen gebogenen, röhrenförmigen Schlund vortäuscht. Orale Wimpernfelder ganz im Vestibulum, leicht erkennbar. Linkes Feld aus etwa 70 regelmäßig angeordneten Reihen aufgebaut, rechtes unregelmäßig (Abb. 1, 7, 11, 12, 16, 17 - 19, 24 - 27).

Verwechslungsmöglichkeiten

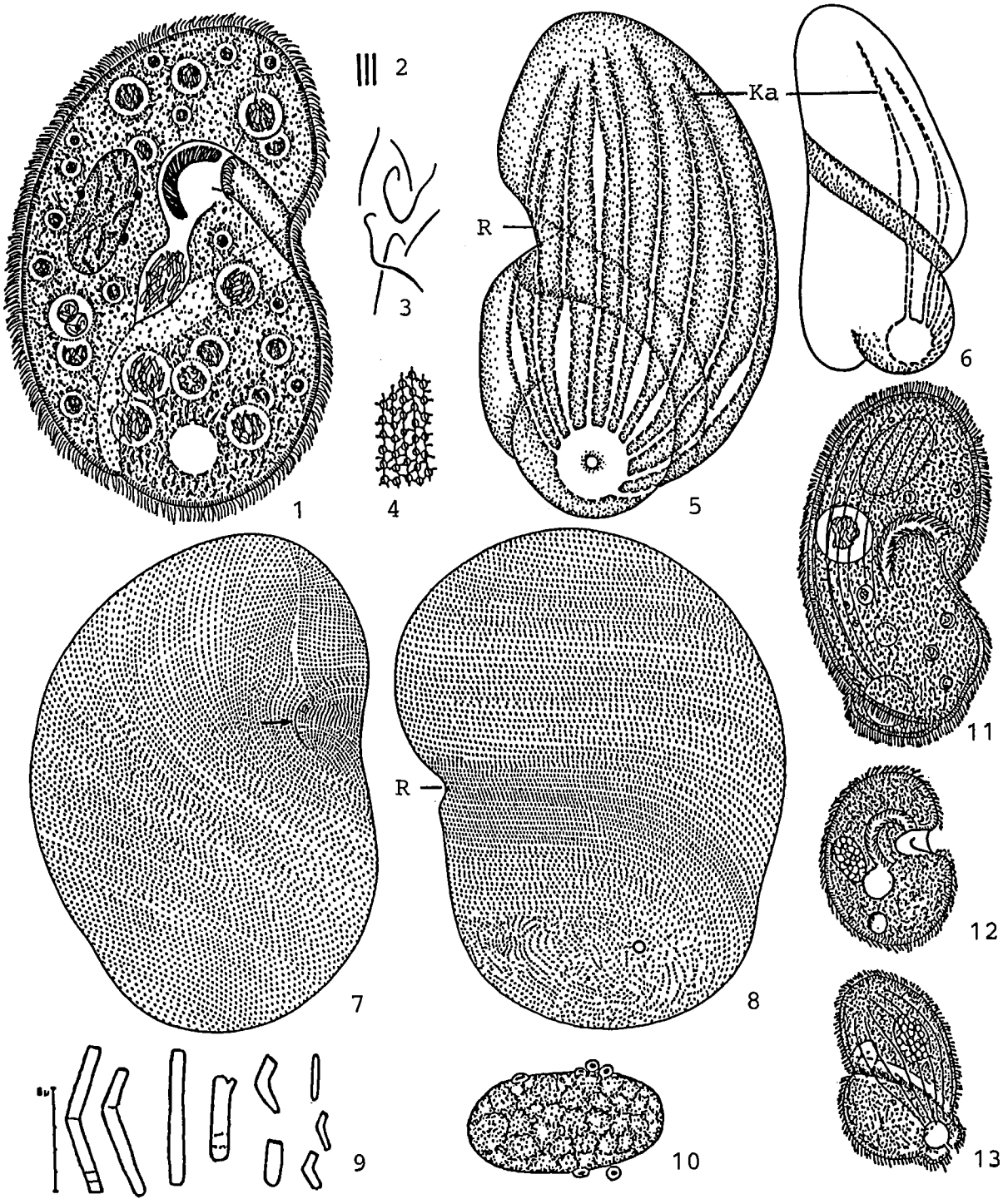
Leicht zu verwechseln mit *C. minima* ALEKPEROV (50 - 150 μm, 1 Mikronucleus, etwa 100 Wimpernreihen), *C. ovinucleata* FOISSNER (85 - 155 μm, 1 Mikronucleus, kontraktile Vakuole ohne Kanäle, etwa 80 Wimpernreihen) und *C. grandis* SMITH (280 μm, keine oder sehr unscheinbare postorale Säcke; ungenügend bekannt). Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 3, 4, 5, 8 wichtig.

Ökologie

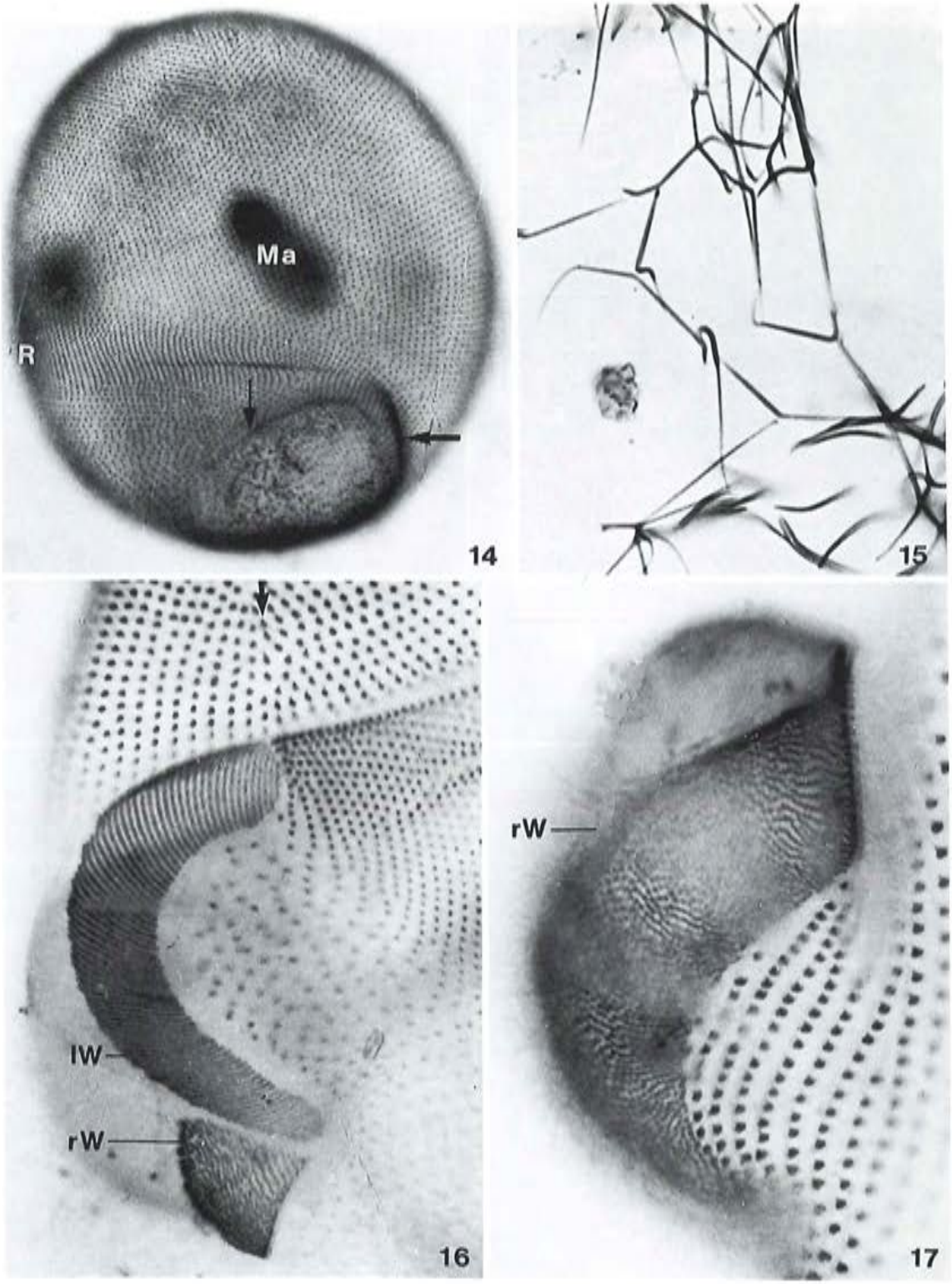
Vorkommen und Verbreitung: Typischer Bewohner astatischer Kleingewässer (Pfützen, Aufgüsse von Heu, Stroh). In perennen Gewässern (Teiche, Seen, Flußstaue) seltener. Nur ein einziger, unsicherer Nachweis aus einem Fluß in den USA. Auch die meisten euedaphischen Nachweise (Böden, Streu, Moose) nicht ausreichend gesichert. In Kläranlagen, brackischen und marinen Biotopen bisher nicht nachgewiesen. Verbreitung ziemlich sicher kosmopolitisch. Nicht sehr häufig.

Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich auch kokkale Grünalgen, Flagellaten und kleine Ciliaten. Generationszeit 9 - 15, meist um 10 Stunden. Geringe Toleranz gegen Erhöhung der Salinität (FINLEY 1930). Beträchtliche Resistenz gegen Ozon (GIESE & CHRISTENSEN 1954). Strahlenschäden werden in der Zyste repariert. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 2400 mg.

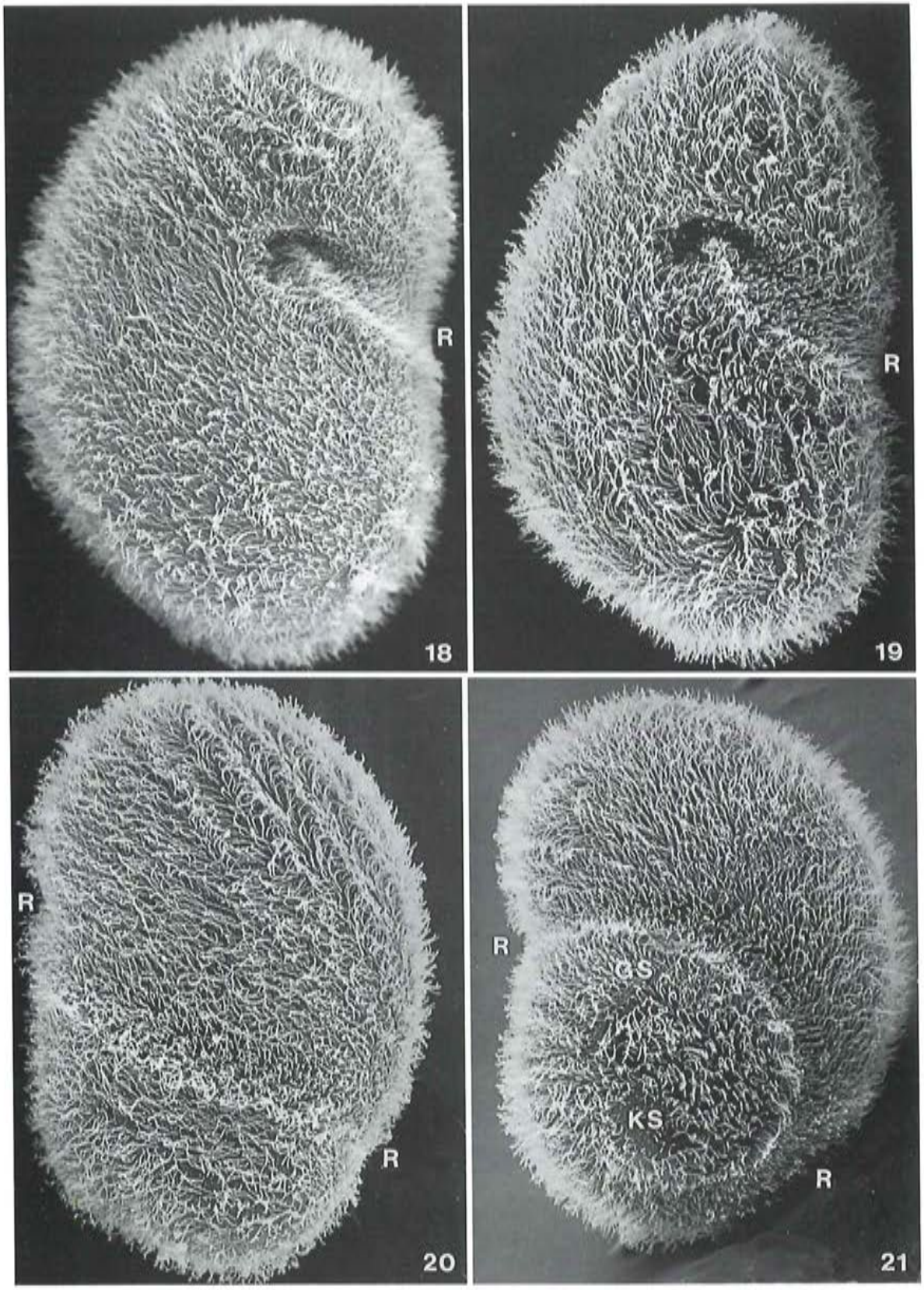
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): p - i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E. Bedarf sicher der Revision. Die bekannten Funddaten sprechen für: a - p; b = 2, a = 5, p = 3, I = 2, SI = 3.1. In Fließgewässern wohl sehr selten, wenn, dann mit großer Wahrscheinlichkeit aus einem astatischen Kleingewässer eingeschwemmt.



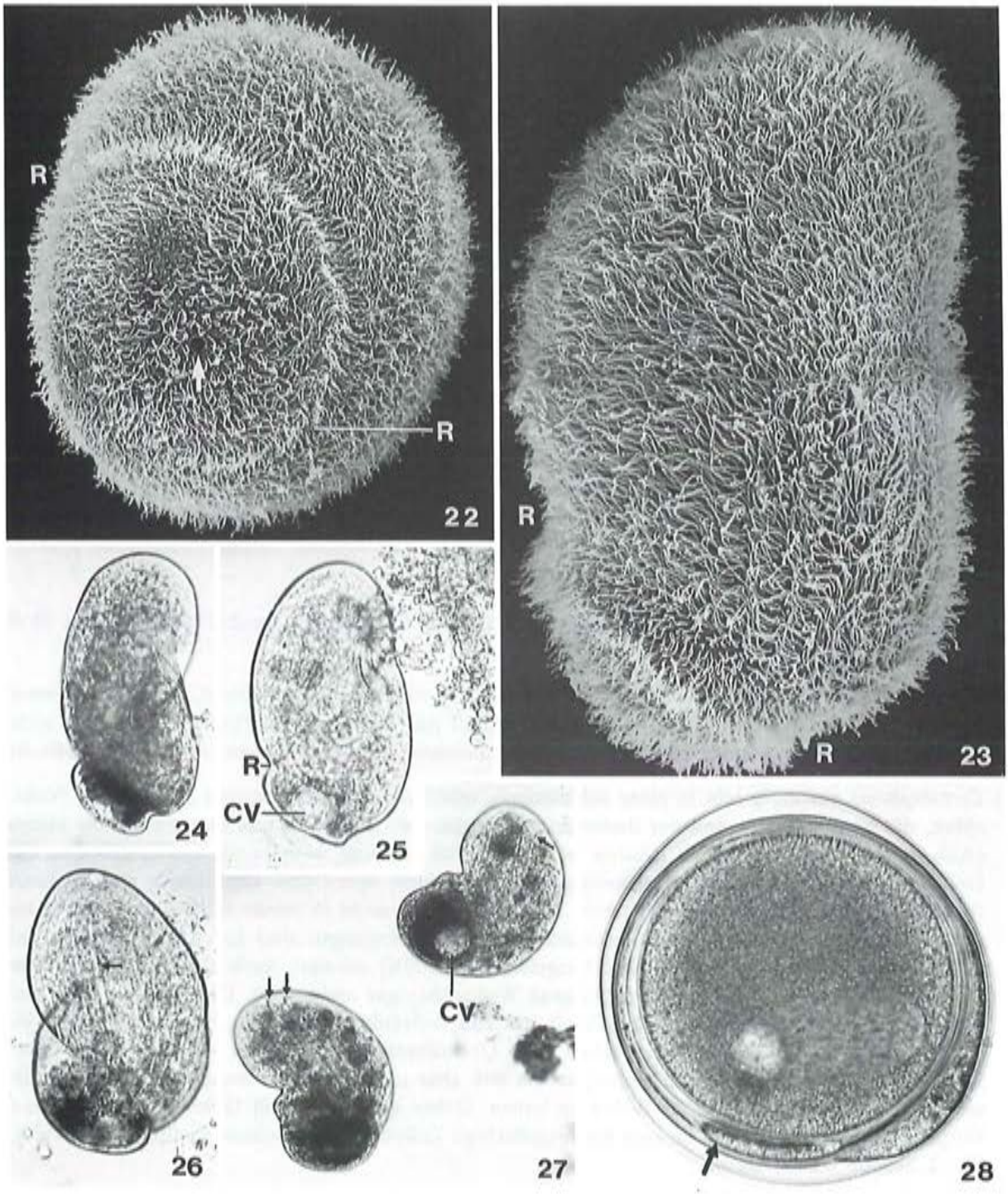
Colpoda magna (1 - 8, aus FOISSNER 1985; 9, aus TURNER 1940; 10, nach TURNER 1937; 11, nach GRUBER 1880; 12, 13, aus KAHL 1931). **1, 5, 6, 11 - 13**: Rechts laterale (1, 11, 12), links laterale (5, 13) und ventrale (6) Ansichten in vivo, 200 - 250 μm. **2, 3**: Ruhende und ausgestoßene (Methylgrün-Pyronin-Färbung) Extrusome. **4**: Teil des Silberliniensystems nach trockener Silberimprägnation. **7, 8**: Wimpernkleid der rechten und linken Seite nach nasser Silberimprägnation, 220 μm, 170 μm. Der Pfeil markiert den kleinen Eingang in die Mundhöhle. **9**: Cytoplasmatische Kristalle stärker vergrößert in vivo. **10**: Makronucleus mit 5 anliegenden Mikronuclei in vivo. Ka = Kanäle der kontraktilen Vakuole, R = Rinne.



Colpoda magna (14 - 17, aus FOISSNER 1985). **14**: Wimpernkleid der linken Seite nach Silberkarbonatimprägnation. Der dicke Pfeil markiert den großen, der dünne den kleinen postoralen Sack. **15**: Ausgestoßene Extrusome nach Methylgrün-Pyronin-Färbung. **16, 17**: Wimpernfelder des Mundes nach Silberkarbonatimprägnation. Das rechte Feld ist doppelt so breit wie das halbmondförmig gekrümmte linke. Der Pfeil in Abb. 16 markiert die praeorale Sutur, an der die Wimpernreihen der rechten und linken Seite zusammenstoßen. lW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, R = postorale Rinne, rW = rechtes orales Wimpernfeld.



Colpoda magna (18 - 21, aus FOISSNER 1991; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **18**: Ventro-laterale Ansicht. **19**: Ventralansicht. **20**: Links laterale Ansicht. **21**: Ansicht schräg von hinten. GS = großer postoraler Sack, KS = kleiner postoraler Sack, R = postorale Rinne.



Colpoda magna (22 - 28, aus FOISSNER 1991). **22**: Ansicht von hinten im Rasterelektronenmikroskop. Der Pfeil weist auf den Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole. **23 - 25**: Rechts laterale Ansichten im Rasterelektronen- und im Lichtmikroskop. Die tiefe postorale Rinne bewirkt eine sackartige Vorwölbung im hinteren Teil der linken Seite. **26, 27**: Links laterale Ansichten frei beweglicher Individuen bei Durchlichtbeleuchtung. Der postorale Sack erscheint durch zahlreiche cytoplasmatische Kristalle dunkel. Die Pfeile weisen auf Sammelkanäle der kontraktilen Vakuole. **28**: Ruhezyste. Die Wand ist grau bis grauschwarz gefärbt und besteht aus mehreren scharf konturierten Schichten, zwischen denen sich ausgeschleuster Zellinhalt befindet (Pfeil). CV = kontraktile Vakuole, R = postorale Rinne.

Cyrtolophosis mucicola STOKES, 1885

1885 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES, Am. Nat., 19: 439.
1889 *Balantiophorus minutus* SCHEWIAKOFF, Biblthca zool., 1: 64 (taxonomisch wichtiges, allgemein anerkanntes Synonym).
1922 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES 1885 - PENARD, Études Infusoires, p. 117 (Entdecker der Synonymie und gute Wiederbeschreibung).
1931 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES, 1888 - KAHL, Tierwelt Dtl., 21: 354 (erster revidierender Autor).
1974 *Cyrtolophosis mucicola* - MCCOY, Acta Protozool., 13: 42 (Beschreibung nach Silberimprägnation, keine Zeichnungen).
1978 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES, 1885 - FOISSNER, Acta Protozool., 17: 217 (Beschreibung und Zeichnung nach Silberimprägnation).
1987 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES, 1885 - FOISSNER, Zool. Beitr., 31: 249 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1991 *Cyrtolophosis mucicola* STOKES, 1885 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

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

1) Größe in vivo 18 - 39 x 9 - 15 μm, meist 20 - 30 x 9 - 11 μm, sehr flexibel und um etwa 30 % der Körperlänge kontraktil.

2) Gestalt ellipsoid bis ovoid, vorne rechts des Mundes häufig quer abgestutzt, beim Mund meist deutlich eingesenkt (Abb. 1, 2, 5 - 13). Längere Zeit frei schwimmende Individuen werden meist spindelig, kontrahierte oder morbide Exemplare nehmen eiförmige Gestalt an. Nicht abgeflacht.

3) *Cyrtolophosis mucicola* lebt in einer schleimigen, sehr hyalinen, meist kurzen (< 100 μm) Wohnröhre, die häufig farblos und nur dadurch sichtbar ist, daß Bakterien und Detritus an ihr kleben (Abb. 1, 5, 7 - 9, 10, 14). Die Röhren werden bis 500 μm lang, können wurmartig gebogen und (selten) durch Eisenhydroxid-Auflagerungen braun gefärbt sein (Abb. 15). Häufig sind mehrere Röhren zu einer Kolonie vereinigt (Abb. 14). Das Infusor zuckt in seiner Röhre meist hastig hin und her. Diese kurzen, vor- und zurückschnellenden Bewegungen sind so charakteristisch, daß man die Art daran schon bei kleiner Vergrößerung (100X) erkennt, auch wenn man die oft im Detritus oder in Bakterienhaufen verborgene Wohnröhre gar nicht sieht. Dieses an und für sich sehr wichtige Artmerkmal ist in der Praxis nur eingeschränkt verwendbar, da die Bewohner die Röhren sehr leicht verlassen, meist schon beim Überführen aus der Probe auf den Objektträger. Sie schwimmen dann sehr rasch umher, setzen sich aber oft schon nach wenigen Minuten wieder nieder und beginnen, eine neue Röhre zu bauen. Daher im Zweifelsfall Objektträger mit einem Tropfen Standortwasser und einigen herausgefischten Zellen in der feuchten Kammer ohne Deckglas 1 Stunde stehen lassen.

4) Makronucleus kugelig, im Zentrum der Zelle (Abb. 1, 4, 5 - 9, 16).

5) Kontraktile Vakuole immer deutlich subterminal am Beginn des hinteren Viertels (Abb. 1, 3, 5 - 8, 12, 13).

6) Extrusome sehr klein (etwa 1 x 0.5 μm), in vivo kaum erkennbar, Anordnung ähnlich dem Silberliniensystem (Abb. 17), bilden die schleimige Wohnröhre und nach Reizung mit jodierter Tusche eine umfangreiche Hülle.

7) 7 - 11, meist 9 - 10 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen. Sie bestehen aus Basalkörperpaaren, postoral besitzt aber meist nur der hintere Basalkörper jedes Paares eine 5 - 7 μm lange

Wimper (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar; Abb. 1, 3, 4, 16, 17).

8) Mund im vorderen Drittel der Zelle, Eingang dreieckig. Die 4 winzigen adoralen Organellen inserieren am linken Abhang der ziemlich tiefen Mundhöhle und tragen etwa 10 μm lange Wimpern (Abb. 1, 3, 10 - 13, 16). Die undulierende Membran ist meist in ein vorderes und hinteres Segment geteilt (Abb. 17; manchmal schlecht oder nicht erkennbar, Abb. 3, 16). Vom vorderen Segment entspringen 12 - 14 μm lange Wimpern, die den charakteristischen apikalen Wimpernschopf bilden. Sie sind stark beweglich und in Ruhestellung wie eine Locke nach hinten gekrümmt (Abb. 1, 5 - 12). Das hintere Segment besitzt nur etwa 4 μm lange, schwierig erkennbare Wimpern.

Verwechslungsmöglichkeiten

Sicher leicht mit der sehr ähnlichen, wenig bekannten und mit ihr vermutlich synonymen *C. bursaria* zu verwechseln, die sich nur durch die eiförmige Gestalt von *C. mucicola* unterscheidet. Auch kleine Formen des → *Tetrahymena pyriformis*-Komplex und manche → Scuticociliaten sind in vivo sehr ähnlich, nach Silberimprägnation wegen des unterschiedlichen Wimpernkleides und Silberliniensystems aber immer leicht zu trennen. Man achte daher bei der Determination besonders auf den apikalen Wimpernschopf (Merkmal 8), die Lage der kontraktilen Vakuole (Merkmal 5) und versuche, im Zweifelsfall die Wohnröhren (Merkmal 3) zu finden.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig in terrestrischen Biotopen (Böden, Moosen), häufig in Aufgüssen, stagnierenden Kleingewässern (Almtümpel, Wegpfützen, Kannen von Kannenpflanzen, Baumhöhlen) und auf künstlich exponierten Substraten. In Fließgewässern nach unseren Erfahrungen, die durch die niedrigen Frequenz-Werte von DETCHEVA (→ Tabelle) bestätigt werden, immer selten und vereinzelt. Im Belebtschlamm bisher nicht nachgewiesen. 2 unsichere Nachweise aus dem Brackwasser. In Modellversuchen nicht in marinem Brackwasser, wohl aber in Natronseewasser bis 37 g/l Salzgehalt (BICK 1968a). Verbreitung sicher kosmopolitisch.

Spezielle autökologische Daten: Frißt nur Bakterien. Generationszeit unbekannt. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 2 mg. Autökologische Datensammlungen für den limnischen Bereich → Tabelle, für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

Saprobielle Einstufung (nach FOISSNER 1991): *Cyrtolophosis mucicola* besitzt eine bemerkenswerte saprobiologische Geschichte, die hier ausführlich dargelegt wird, weil sie zeigt, wie schön sich manchmal Freiland- und Laboranalysen ergänzen und wie mühsam der Weg zur Erkenntnis oft ist.

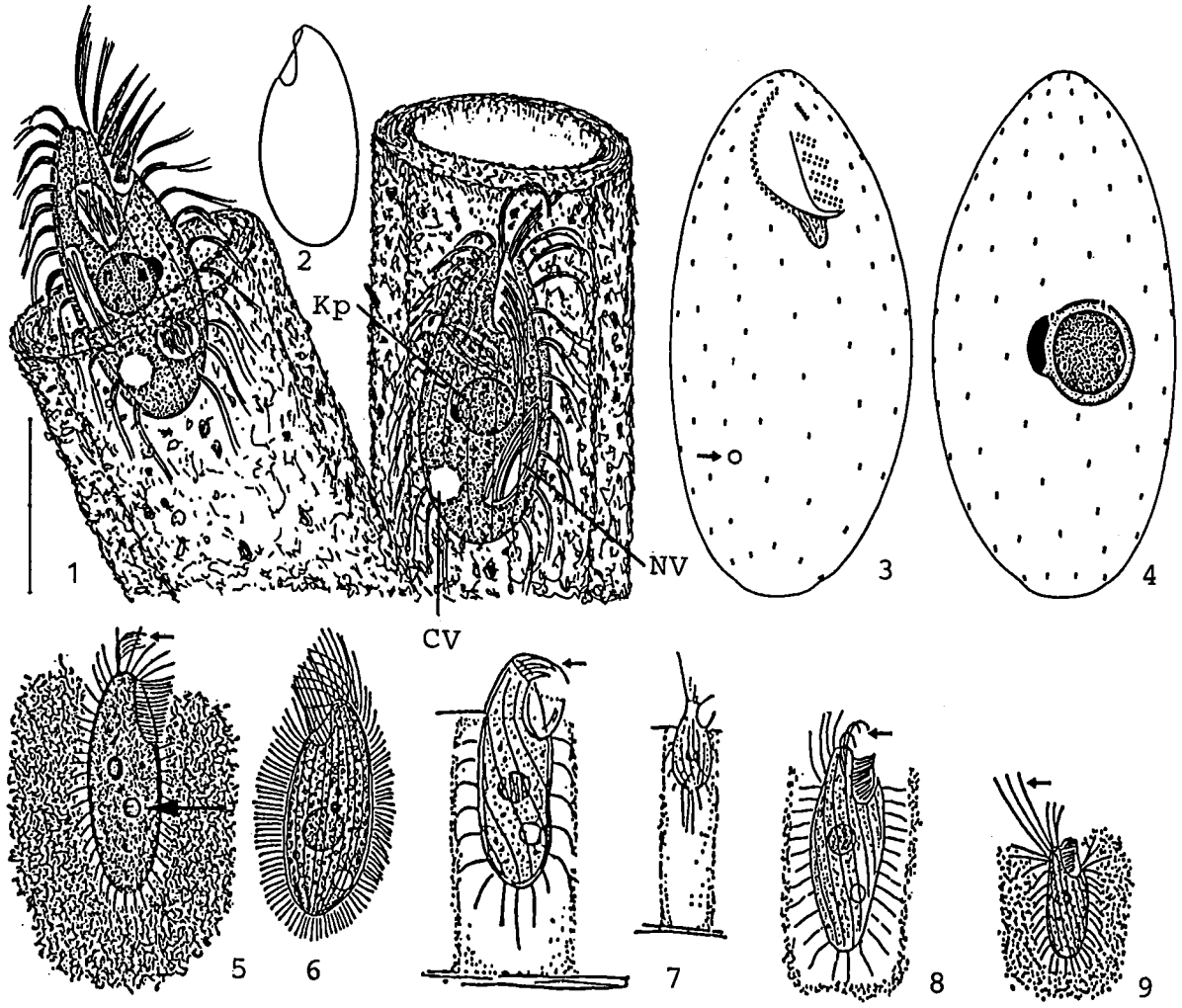
DOGLOV et al. (1927, zitiert nach MAUCH 1976) führen *C. mucicola* als Leitform der betamesosaproben Selbstreinigungszone an, während KOLKWITZ (1950) sie als oligo- bis betamesosaprob und KAHL (1931) als meso- bis polysaprob einstufen. SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) klassifizieren später *C. mucicola* gar als stenöke Leitart für die Polysaprobie (p = 10, I = 5). BICK (1957) verwirft die Klassifikation von KAHL und bezeichnet *C. mucicola* als polystenooxybiontes Ciliat, das Wohnröhren nur in Kulturen mit geringem Gesamtsalzgehalt baut. Spätere Untersuchungen bestätigen die Empfindlichkeit gegen Meerwasser (BICK 1967, 1968b, ALBRECHT 1986). Wir beobachteten Massenentwicklungen in Aufgüssen mit Wasser von sehr geringer Härte (→ Tabelle). MÜNCH (1970) fand schließlich in Modellversuchen, daß *C. mucicola* erst bei 35 - 45 °C eine hohe Populationsdichte erreicht und hinsichtlich verschiedener anderer abiotischer Faktoren weite Toleranzgrenzen besitzt. In Zellstoffabbau-Versuchen war sie bereits bei 20 °C kräftig entwickelt, wäh-

Tabelle: Milieuspektra von *Cyrtolophosis mucicola*. Die Angaben von FOISSNER et al. (1982) basieren auf 46 Analysen von 22 alpinen, stagnierenden Kleingewässern, jene von DETCHEVA (1972, 1978, 1979, 1983a - c) auf vielen Analysen bulgarischer Fließgewässer und jene von BICK (1957, 1968a) auf mindestens 100 Analysen von natürlichen und künstlichen (Modellversuche) Gewässern. Besonders bei DETCHEVA ist nur ein Teil der von ihr untersuchten Faktoren hier aufgenommen.

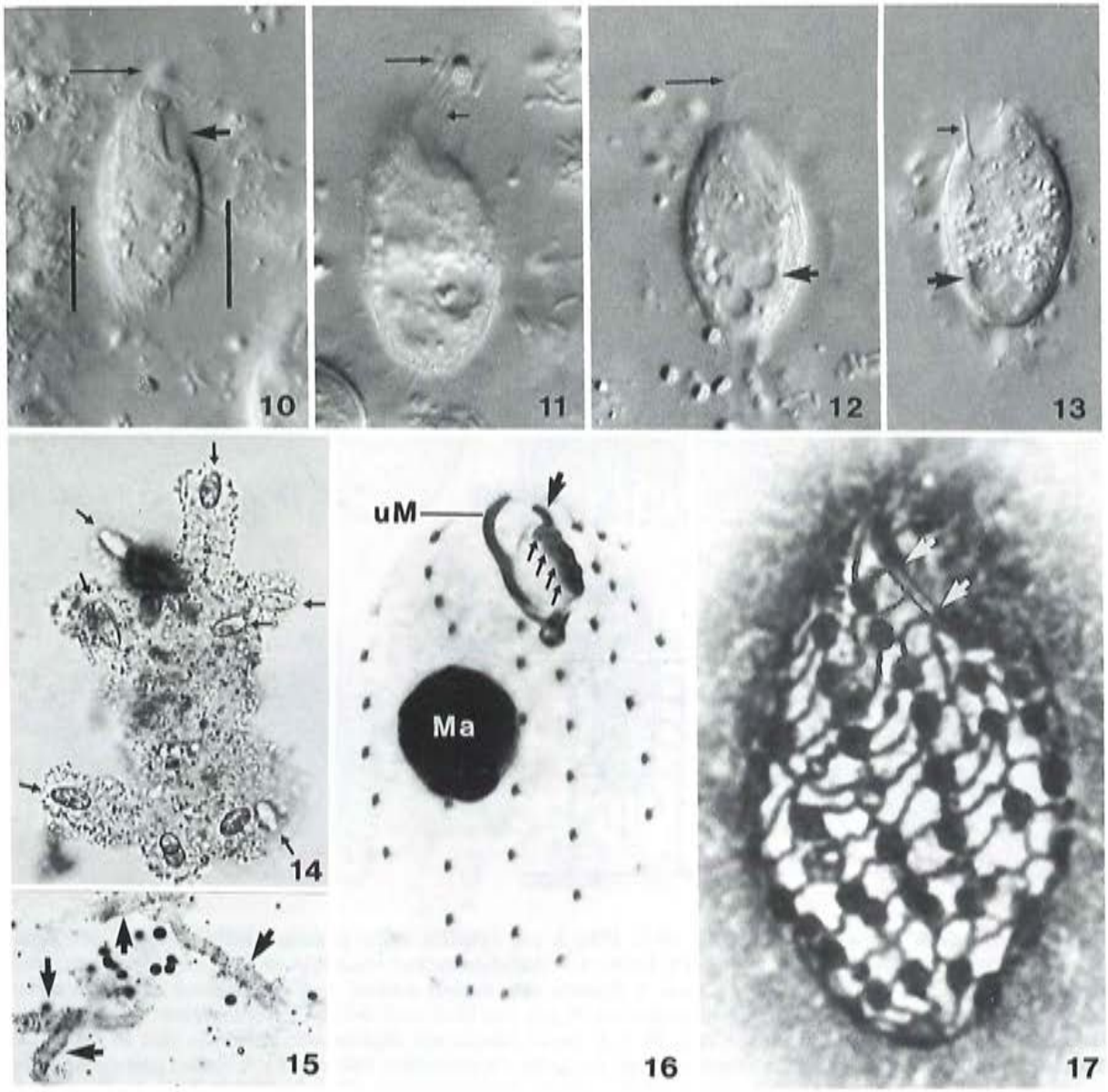
Faktor	FOISSNER et al.	DETCHEVA	BICK
Saprobität	b - p	o - p	-
Frequenz (%)	-	1 - 7	-
°C	0.2 - 23	4 - 25	10 - 50
pH	4.7 - 5.8	6.8 - 8.1	6.4 - 8.6
O_2 (mg/l)	3 - 13	3 - 13	0 - 8.7
O_2 (Sättigung %)	37 - 178	39 - 140	-
BSB_5 (mg/l)	-	1 - 13	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	4 - 100	1 - 173	-
H_2S (mg/l)	0 - (2?)	-	-
Gesamthärte (dH°)	0.6 - 7	3 - 19	-
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0 - 0.26	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 10.1	0 - 31	0 - 14
NO_3^--N (mg/l)	0 - 0.5	0 - 6.6	0 - 2.3
NO_2^--N (mg/l)	0 - 3.4	0 - 0.2	-
Bakterienzahl/ml x 10^6	0.02 - 20 Direktzählung	-	0.001 - 2.5 Plattenmethode

rend sie in Peptonabbau-Versuchen nie bei Temperaturen unter 25 °C auftrat. Auch WILBERT (1969) fand *C. mucicola* im eutrophen Poppelsdorfer Weiher (Bonn) erst nach experimenteller Erhöhung der Temperatur auf 30 °C als Neubesiedler. HENEBRY & CAIRNS (1980) berichten jedoch über eine hohe "pioneering rate" in Modellversuchen bei 20 °C. GROLIERE (1977) hat schließlich in einem Moortümpel Abundanzmaxima bei etwa 10 °C Wassertemperatur festgestellt. Nach Erwärmung des Wassers auf 20 °C im Sommer fand er einen starken Rückgang der Abundanz. Die Temperatur regelt also das Vorkommen und die Abundanz dieser Art nicht, was auch aus den Milieuspektra ersichtlich ist (→ Tabelle). Auch der pH-Wert ist kein entscheidender Faktor, obwohl STOUT (1956) in Experimenten fand, daß sich *C. mucicola* nur bei pH 4.4, nicht aber bei pH 6.4 - 7.4 vermehrte. DINGFELDER (1962) beobachtete jedoch Massenvorkommen in Wegpfützen mit viel faulendem Pflanzenmaterial bei pH 6.4 - 7.4. Studiert man die Populations-Entwicklung bei GROLIERE (1977) genauer, so wird ersichtlich, daß *C. mucicola* nur dann zahlreich auftrat, wenn die meisten anderen Arten im Minimum waren. Das stimmt mit unseren und den Beobachtungen von MÜNCH (1970) überein. MÜNCH (1970) folgert daher mit Recht, daß für eine Massenentwicklung dieser Art weniger das abiotische Faktorengefüge sondern vielmehr der Ausfall konkurrierender Arten von entscheidender Bedeutung ist. Das paßt sehr gut auf die generell r-selektionierte Überlebensstrategie der colpodiden Ciliaten (LÜFTENEGGER et al. 1985).

Nach diesen Ergebnissen änderte FOISSNER (1988a) die Einstufung von SLADECEK et al. (1981) auf a = 5, p = 5. Zieht man jedoch die Daten von DETCHEVA (→ Tabelle) hinzu, so wird klar, daß die saprobielle Valenz von *C. mucicola* noch größer ist, was auch die alten Einstufungen von DOGLOV et al. (loc. cit.) und KOLKWITZ (1950) nahe legen. Daher schlagen wir folgende neue Einstufung vor: b - p; o = 1, b = 2, a = 4, p = 3, I = 1, SI = 3.0. Unter besonderen Bedingungen (z. B. hohe Temperatur, erhöhte Salzkonzentration), kann *C. mucicola* bekannte polysaprobe Arten vertreten (MÜNCH 1970).



Cyrtolophosis mucicola (1 - 4, aus FOISSNER 1987c, 1991; 5, aus STOKES 1885c; 6, nach SCHEWIAKOFF 1889; 7, aus PENARD 1922; 8, aus KAHL 1931; 9, aus BARY 1950b). 1: Ventro-laterale und ventrale Ansicht von in ihren Wohnröhren sitzenden Individuen in vivo, Maßstrich = 17 μm. 2: Typische links laterale Ansicht. 3, 4: Kernapparat und Wimpernkleid der Ventral- und Dorsalseite nach Protargolimprägnation, 20 μm. Der Pfeil weist auf den Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole. Erklärung der Mundstrukturen → Abb. 16. 5, 6: Rechts laterale und links laterale Ansicht in vivo, 26 μm, 29 μm. Der kleine Pfeil markiert den apikalen Wimpernschopf, der große die kontraktile Vakuole. 7 - 9: Rechts laterale Ansichten in vivo, 21 μm, 28 μm, 25 μm. Die Pfeile weisen auf den apikalen Wimpernschopf. CV = kontraktile Vakuole, Kp = Kernapparat, NV = Nahrungsvakuole mit langen Bakterien.



Cyrtolophosis mucicola (10 - 14, aus FOISSNER 1991; 15, Original; 16, aus FOISSNER 1987c; 17, aus FOISSNER 1978c). **10**: Rechts laterale Ansicht eines in der Wohnröhre (innere Wand durch Striche markiert) sitzenden Exemplars. Der dicke Pfeil weist auf den Mund, der dünne auf den apikalen Wimpernschopf. **11**: Ähnlich Abb. 10, apikaler Wimpernschopf aber ausgestreckt (langer Pfeil). Der kurze Pfeil weist auf die Wimpern des unteren Teiles der undulierenden Membran. **12**: Die Wohnröhre dieses leicht kontrahierten Exemplars ist so durchsichtig, daß sie auch im Interferenzkontrast kaum erkennbar ist. Der dünne Pfeil markiert die leicht gekrümmten Wimpern des apikalen Schopfes, der dicke die kontraktile Vakuole. **13**: Ähnlich Abb. 12, aber in links lateraler Ansicht, die die taschenförmig vorspringende rechte Wand der Mundhöhle (dünner Pfeil) und die kontraktile Vakuole (dicker Pfeil) zeigt. **14**: Kolonie mit 7 Individuen (Pfeile), deren Wohnröhren dicht mit Bakterien besetzt sind. **15**: Verlassene, braun gefärbte Wohnröhren (Pfeile). **16**: Wimpernkleid der Ventralseite nach Silberkarbonatimprägnation. Die dünnen Pfeile markieren die adoralen Organellen, der dicke Pfeil weist auf eine kurze Wimpernreihe oberhalb der Organellen. **17**: Silberliniensystem der rechten Seite nach trockener Silberimprägnation. Die Pfeile markieren die Lücke in der Mitte der undulierenden Membran (uM). Ma = Makronucleus.

Platyophrya vorax KAHL, 1926

1926 *Platyophrya vorax* KAHL, Arch. Protistenk., 55: 234.
1930 *Platyophrya vorax* KAHL, 1926 - KAHL, Tierwelt Dtl., 18: 65 (erster revidierender Autor).
1978 *Platyophrya vorax* - FOISSNER, Acta Protozool., 17: 219 (maßgebliche Wiederbeschreibung).
1980 *Platyophrya vorax* KAHL, 1926 - FOISSNER, Zool. Jb. Syst., 107: 404 (Beschreibung einer tericolen Population).
1991 *Platyophrya vorax* KAHL, 1926 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Die Art hat nach FOISSNER (1991) 3 Synonyme (*P. angusta* KAHL, *P. procera* FOISSNER, *Buitkampia angusta* FOISSNER), die aber in der saprobiologischen Literatur keine Rolle spielen.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 30 - 80 μm, meist um 50 x 25 μm.

2) Gestalt sehr variabel, breit (gut ernährt) bis schlank (hungernd) ei- bis beutelförmig. Linker Körperrand meist sigmoid, rechter immer konvex, hinten schmal bis breit gerundet, vorne, wo sich der Mund befindet, mehr oder minder schräg nach links abgestutzt (Abb. 1, 2, 5, 7, 9, 12, 14, 22, 23). Sehr biegsam, bis 40 % kontraktil (Abb. 6).

3) Normal und schwach ernährte Individuen deutlich (etwa 2 : 1) abgeflacht, voll gefressene Exemplare annähernd kreisförmig im Querschnitt (Abb. 11, 13).

4) Makronucleus meist kugelig, seltener ellipsoid (2 : 1), liegt im mittleren Drittel der Zelle. Mikronucleus lang ellipsoid, stark lichtbrechend (leicht erkennbar), dem Makronucleus immer dicht anliegend (Abb. 1, 8, 12, 14, 19).

5) Kontraktile Vakuole leicht, aber immer merklich subterminal, mit ventro-lateral ausmündendem Porus (Abb. 1 - 4, 7, 9, 12, 14, 19).

6) Extrusome sehr klein (etwa 1 x 0.5 μm), in undeutlichen Reihen zwischen den Wimpernreihen angeordnet (Abb. 1, 3).

7) 9 - 13, meist 10 - 11, immer merklich spiralig verlaufende Wimpernreihen, die zum Teil aus paarig angeordneten Wimpern (nur im Interferenzkontrast und nach Silberimprägnation gut erkennbar!) aufgebaut sind. Rechte Seite dichter bewimpert als linke (Abb. 1, 3, 4, 7, 9, 14, 15, 19, 20, 22, 23).

8) Mund an der vorderen schrägen Abstutzung ("Schneide"), klein, schlitzförmig, sein genauer Aufbau ist nur nach Silberimprägnation gut erkennbar: rechts eine leicht gebogene undulierende Membran mit kurzen (etwa 5 μm) Wimpern, links meist 4 (selten 5 oder 6) pinselförmige, in einer Reihe hintereinander angeordnete, sehr kleine adorale Organellen und eine "postorale Pseudomembran", die aus 2 dichten Wimpernreihen besteht (Abb. 1 - 10, 12, 14 -18, 21, 22, 24, 25).

9) Silberliniensystem sehr charakteristisch (für die Gattung): zwischen je 2 Wimpernreihen eine vertikale Silberlinie, von der leiterartig horizontale Silberlinien zu den Wimpernpaaren abzweigen (Abb. 3, 16).

Verwechslungsmöglichkeiten

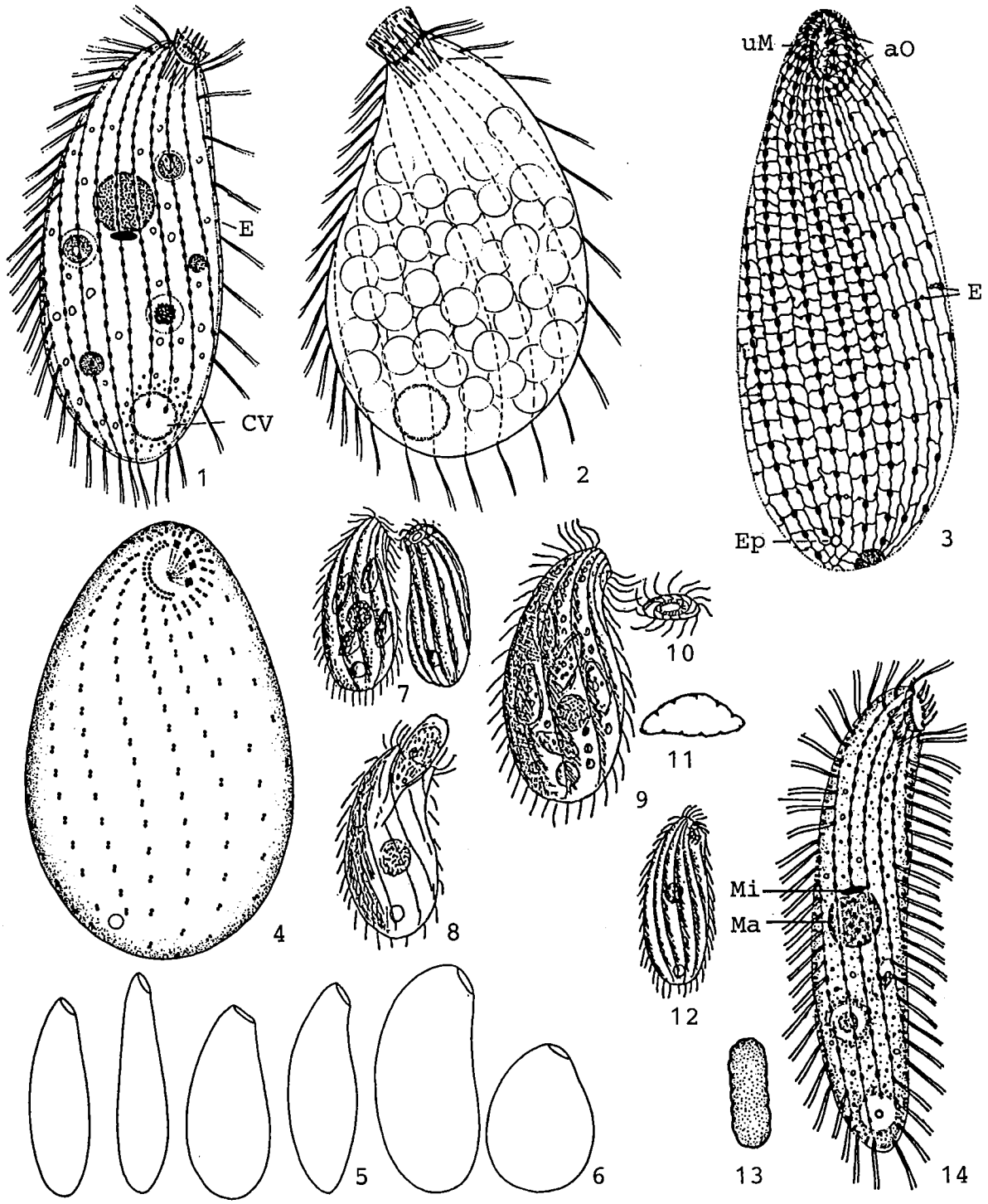
In Fließgewässern kommt nur noch *P. spumacola* vor, die deutlich größer (meist um 80 x 35 μm) ist und mehr Wimpernreihen (meist um 25) und adorale Organellen (meist 10) besitzt. Im Boden und in stagnierenden Gewässern gibt es mehrere ähnliche Arten (unter anderem mit Zoochlorellen), für deren Bestimmung auf FOISSNER (1991) verwiesen wird. *Platyophrya* spp. sind von wenig Erfahrenen wohl leicht mit *Enchelys* spp. etc. zu verwechseln. Man achte bei der Determination besonders auf die Merkmale 2, 3, 5, 7, 8.

Ökologie

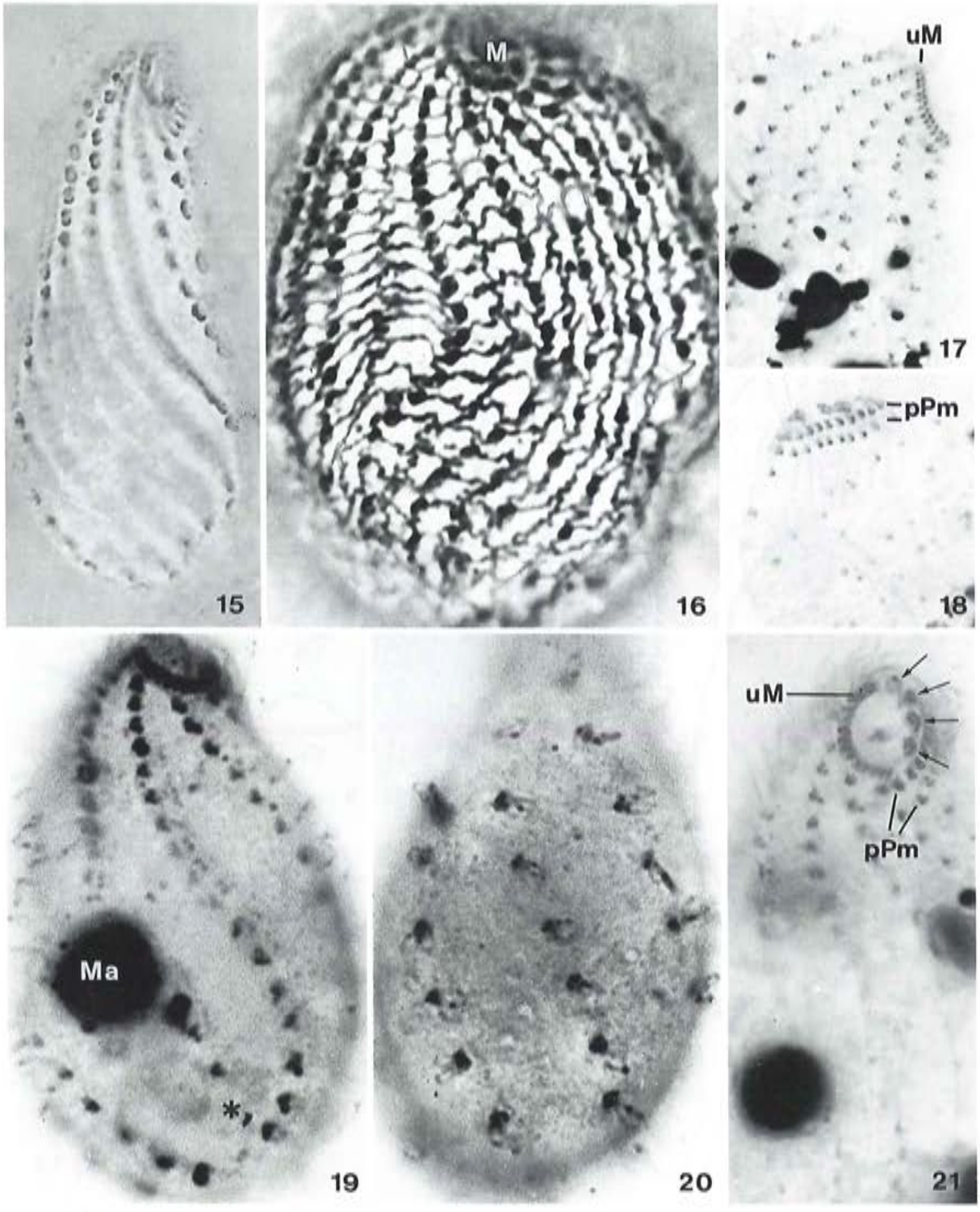
Vorkommen und Verbreitung: Sehr häufig in allen terrestrischen Biotopen, häufig in astatischen Kleingewässern (Pfützen, Teichen, Zikadenschaum), selten und immer vereinzelt in Fließgewässern. Hier besonders in Moosen und am Ufer (z. B. nach Hochwässern mit Ufererosion) sowie in fallaubreichen Stillwasserzonen. In Kläranlagen, H_2S-Biotopen und marinen oder brackischen Biotopen bisher nicht nachgewiesen. Verbreitung ziemlich sicher kosmopolitsch.

Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Omnivor (Algen, Phyto- und Zooflagellaten, Bakterien, Pilze). Generationszeit etc. unbekannt. Biomasse von 10^6 Individuen etwa 5 (hungernd) bis 12 (gut ernährt) mg. FOISSNER et al. (1982) fanden *P. vorax* in Kleingewässern der Österreichischen Zentralalpen bei folgenden Verhältnissen: b - a, Bakterien (Direktzählung) 0.5 - 9 x 10^6/ml, 6 - 20 °C, pH 4.7 - 6.2, 8 - 12 mg/l O_2 (117 - 184 % Sättigung), 0.2 - 0.45 mmol/l Gesamthärte, 13 - 80 mg/l $KMnO_4$-Verbrauch, 0.08 - 1.94 mg/l NH_4^+-N, 0 - 0.45 mg/l NO_3^--N. Autökologische Datensammlung für den Boden bei FOISSNER & PEER (1985) und FOISSNER et al. (1985).

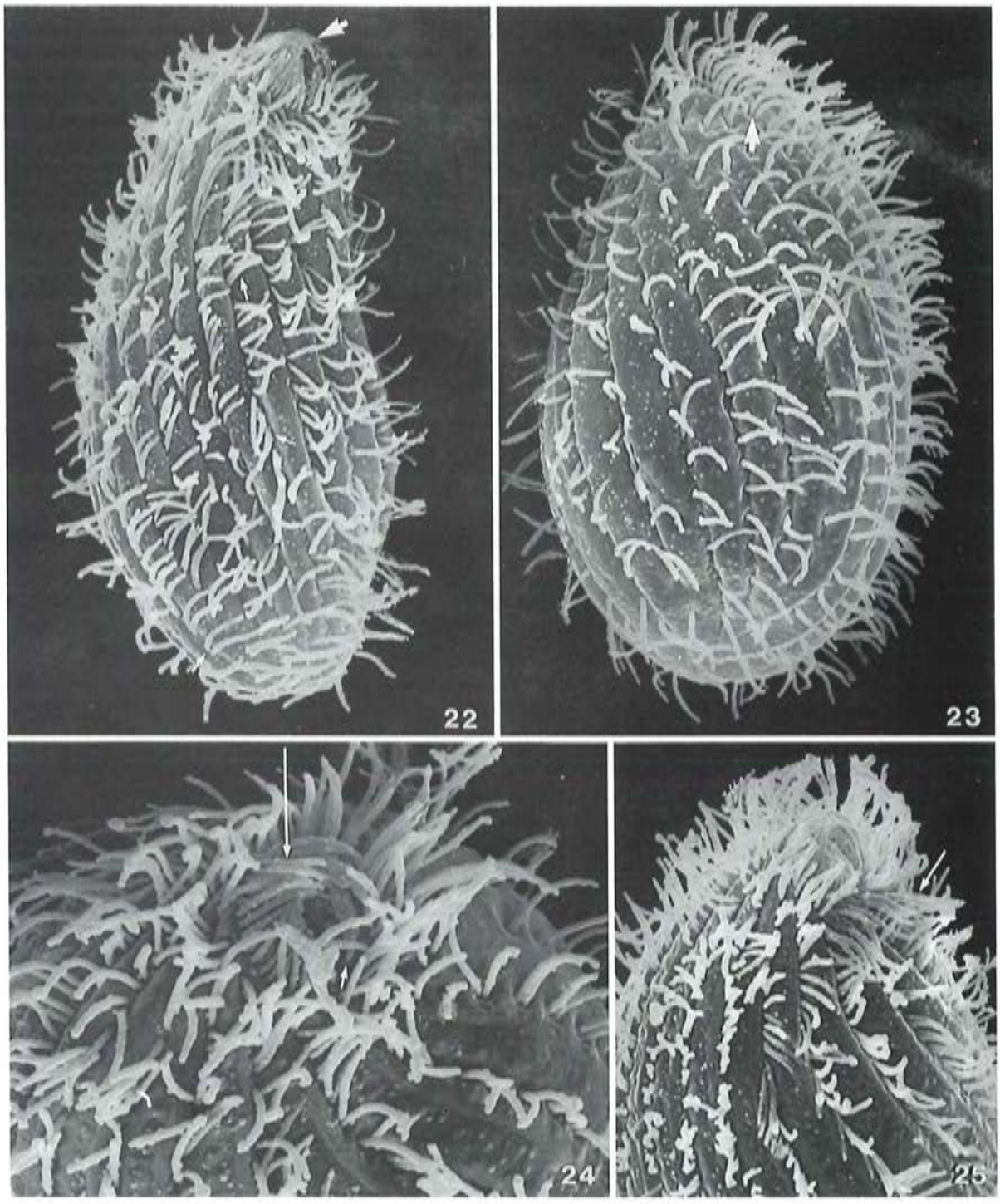
Saprobielle Einstufung: Nach KAHL (1926, 1930), SLADECEK et al. (1981) und WEGL (1983) ein stenöker Indikator für Polysaprobie (p - i; p = 10, I = 5, SI = 4.0E). Das stimmt mit unseren Erfahrungen (sh. oben) aus stagnierenden Kleingewässern und dem Boden nicht überein. MÜNCH (1970) fand aber in Modellversuchen (Aquarien, künstliches Süßwasser, 0.25 g/l Pepton), daß *P. vorax* bei hohen Temperaturen (zwischen 30 °C und 40 °C) vikariierend für andere bekannte polysaprobe Ciliaten-Arten stehen kann. Sie ist offensichtlich ein schlechter Kompetitor. Genauere Daten aus Fließgewässern sind notwendig, bevor die von SLADECEK et al. (1981) vorgeschlagene Einstufung als gesichert gelten kann; die ökologische Valenz ist ziemlich sicher breiter. Indikator für terrestrischen Einfluß (Fallaub, Ufererosion, Moose).



Platyophrya vorax (1, 3, aus FOISSNER 1978c; 2, 13, 14, aus FOISSNER 1980d; 4 - 6, aus FOISSNER 1980c; 7, 12, aus KAHL 1930; 8 - 11, aus KAHL 1926). **1, 5, 7, 9, 12, 14**: Rechts laterale Ansichten verschiedener Populationen in vivo, 1 = 60 μm, 7 = 52 μm, 12 = 50 μm, 14 = 75 μm. **2, 7**: Links laterale Ansichten in vivo, 65 μm, 52 μm. Abb. 2 zeigt ein voll gefressenes Exemplar mit vielen Nahrungsvakuolen. **3, 4**: Silberliniensystem und Wimpernkleid der Ventralseite nach trockener Silberimprägnation und Silberkarbonatimprägnation. **6**: Gestrecktes und kontrahiertes Exemplar. **8**: Individuum beim Verschlingen eines Flagellaten. **10**: Mund von vorne. **11, 13**: Querschnitt in Körpermitte. aO = adorale Organellen, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, uM = undulierende Membran.



Platyophrya vorax (15, 16, aus FOISSNER 1978c; 17, 18, Originale; 19 - 21, aus FOISSNER 1980d). **15**: Ventro-laterale Ansicht nach nasser Silberimprägnation. **16**: Silberliniensystem der Ventralseite nach trockener Silberimprägnation. **17, 18**: Mundstrukturen in rechts und links lateraler Ansicht nach Silberkarbonatimprägnation. **19 - 21**: Wimpernkleid der rechten und der linken Seite sowie des Mundes nach Silberkarbonatimprägnation. Die linke Seite ist deutlich lockerer bewimpert als die rechte. Die Pfeile in Abb. 21 weisen auf die adoralen Organellen. Das Sternchen in Abb. 19 bedeckt den Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole. M = Mund, Ma = Makronucleus, pPm = postorale Pseudomembran, uM = undulierende Membran.



Platyophrya vorax (22 - 25, aus FOISSNER 1991; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **22**: Rechts laterale Ansicht eines schlanken, mäßig ernährten Individuums. Die Wimpern sind paarig angeordnet (kleine Pfeile). Der große Pfeil weist auf die undulierende Membran rechts am sehr kleinen Mund. **23**: Links laterale Ansicht eines breiten, stark ernährten Individuums. Die Wimpern stehen auf dieser Seite einzeln, nur rechts oben finden sich noch Paare von übergreifenden Reihen der rechten Seite (Pfeil). **24**: Ventrale Ansicht, die den sehr kleinen Mund bei stärkerer Vergrößerung zeigt. Der lange Pfeil weist auf die undulierende Membran, der kurze auf die distale Spitze eines adoralen Organells. **25**: Rechts laterale Ansicht des vorderen Körperendes. Der Pfeil weist auf die postorale Pseudomembran.

Bursaria truncatella MUELLER, 1773

1773 *Bursaria truncatella* MÜLLER, Vermium Terrestrium et Fluviatilium, p. 62 (ohne Abbildung; erste Abbildungen in seinem Hauptwerk von 1786).
1867 *Bursaria truncatella* MÜLLER, 1773 - STEIN, Organismus der Infusionsthiere II, p. 300 (ausführliche Beschreibung und erste gute Abbildungen).
1922 *Bursaria truncatella* O. F. MÜLLER 1786 - PENARD, Études Infusoires, p. 205 (gute Beschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1932 *Bursaria truncatella* O. F. MÜLLER - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 476 (erster revidierender Autor).
1948 *Bursaria truncatella* - BEERS, Biol. Bull., 94: 86 (Beschreibung der En- und Exzystierung).
1962 *Bursaria truncatella* O. F. MÜLLER 1786 - DINGFELDER, Arch. Protistenk., 105: 601 (Variabilität).
1968 *Bursaria truncatella* - TUFFRAU, Protistologica, 3: 37 (Silberimprägnation).
1979 *Bursaria truncatella* O. F. MÜLLER, 1776 - FERNANDEZ-GALIANO, Trans. Am. microsc. Soc., 98: 447 (Silberimprägnation und Systematik).
1979 *Bursaria truncatella* - FOISSNER, Mikroskopie, 35: 110 (Extrusome).
1980 *Bursaria truncatella* MÜLLER, 1786 - FOISSNER, Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, 5: 95 (Silberimprägnation).
1991 *Bursaria truncatella* MÜLLER, 1773 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

T a x o n o m i e

Faßt alle bedeutenden Ciliaten-Forscher haben sich mit diesem auffallend großen, majestätischen Ciliat beschäftigt. Es gibt daher eine sehr umfangreiche Literatur, die FOISSNER (1991) aufgearbeitet hat. Nur ein kleiner Teil der wichtigen Arbeiten konnte in die Synonymie-Liste aufgenommen werden. Die Art hat 3 Synonyme (*Bursaria decora* CLAPAREDE & LACHMANN, *Bursella oligobursa* GELEI, *Archiastomata adami* FOISSNER), die in der saprobiologischen Literatur nicht vorkommen. Die beiden letzt genannten Synonyme basieren auf in Enzystierung begriffenen Individuen. *Bursaria truncatella* wird dabei ausgeprägt eiförmig und resorbiert den auffallenden Mund fast vollständig. Sie hat dann keine Ähnlichkeit mehr mit dem trophischen Zustand und wird daher leicht für eine neue Art gehalten.

Bursaria truncatella galt lange Zeit als das typische heterotriche Ciliat, da sie eine sehr auffallende adorale Organellenzone besitzt. Erst im Jahre 1979 hat der spanische Protozoologe FERNANDEZ-GALIANO erkannt, daß es sich dabei um eine Konvergenz handelt und die adoralen Membranellen dem linken Wimpernfeld der Colpodiden homolog sind. Die colpodide Abstammung von *B. truncatella* wurde später auch durch ontogenetische und elektronenmikroskopische Befunde erhärtet. Dennoch bleibt ein Rest von Unsicherheit, da *B. truncatella* konjugiert, während alle anderen Colpodiden anscheinend asexuell sind.

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

1) Die Art tritt in 2 ziemlich stabilen Größen-Variationen auf: 250 - 500 x 150 - 300 μm (kleine Varietät), 500 - 1000 x 300 - 600 μm (große Varietät). Übergänge kommen vor. Variationsbereich der Länge 200 - 1700 μm! Verhältnis Länge : Breite 1.4 - 1.9 : 1.

2) Gestalt meist ausgeprägt beutelförmig, vorne etwas verschmälert und breit quer bis leicht schräg abgestutzt, hinten etwas verbreitert und breit gerundet oder leicht verschmälert und rundlich zugespitzt (Abb. 1 - 6, 10, 12 - 15, 19 - 22, 24 - 26).

3) Wenig bis deutlich (2 : 1) abgeflacht, ventral annähernd eben, dorsal gewölbt (Abb 25).

4) Makronucleus wurmförmig, verschlungen, sehr lang, selten in mehrere kleine Stücke "zerbrochen" (Abb. 1 - 5, 10, 26).

5) Etwa 300 - 500 kontraktile Vakuolen, die nur 10 - 20 μm groß und daher schwierig erkennbar sind. Sie liegen im ganzen Cortex und sind etwa 30 - 40 μm voneinander entfernt (Abb. 2 - 5, 10, 15).

6) Extrusome (Mucocysten) klein, meist 3 x 1.5 μm, bilden einen deutlichen Saum, färben sich intensiv mit Methylgrün-Pyronin, verlängern sich beim Ausstoß auf 50 μm lange Fäden, die ein dichtes Netz um die Zelle bilden (Abb. 7, 16 - 18, 23).

7) 140 - 250 leicht spiralig verlaufende Wimpernreihen, die sehr dicht bewimpert sind, da die Wimpern so wie bei anderen Colpodiden in Paaren stehen (schwierig erkennbar). Wimpernreihen gleichmäßig am ganzen Körper verteilt (Abb. 1, 2, 12 - 15, 21 - 26).

8) Mundöffnung riesig, nimmt das ganze Vorderende ein, verlängert sich schlüssellochartig bis auf die Mitte der Ventralseite, wodurch eine rechte und linke Mundwand entstehen. Die Mundöffnung geht in eine riesige, hornförmige Mundhöhle (Vestibulum) über, die fast bis zum hinteren Körperende reicht und deren Ende nach links (bei → *Bursaridium* nach rechts!) gerichtet ist. An der linken Wand dieses riesigen Trichters zahlreiche adorale Organellen, die ein sigmoides Band bilden. Auf der Kante und der Innenseite der rechten Trichterwand viele kurze Wimpernreihen, die ein langes, schmales Band bilden. Sie liegen auf einem flachen Wulst, dem sogenannten Septum und sind dem rechten Wimpernfeld der Colpodiden s. str. homolog. Dorsale Trichterwand nicht bewimpert (Abb. 1 - 6, 12 - 14, 19 - 27, 29).

Verwechslungsmöglichkeiten

Wegen der Größe und Form kaum mit Arten aus anderen Gattungen zu verwechseln (sh. aber "Taxonomie" und → *Bursaridium pseudobursaria*). Es sind 3 valide Arten bekannt, von denen *B. ovata* öfters mit *B. truncatella* verwechselt worden ist. Bei ihr ist die adorale Organellenzone hinten auffallend U-förmig nach vorne gebogen (Abb. 11). *Bursaria caudata* ist hinten sehr deutlich zugespitzt und bisher nur in Zentralafrika nachgewiesen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 4, 5, 8 wichtig.

Ökologie

Vorkommen und Verbreitung: Sowohl in astatischen (Regenwasserpfützen, Baumhöhlen, Reisfelder) als auch perennen (Teichen, Weihern, Fischteichen, Flußstauen, Ufer von Seen) sowie in stagnierenden und fließenden (besonders im Potamoplankton von Flüssen und Strömen, z. B. Main, Donau, Wolga) Gewässern, und zwar sowohl im Detritus als auch im Plankton. Bevorzugt werden astatische Kleingewässer, an die *B. truncatella* durch ihre Fähigkeit, trocken-resistente Ruhezysten zu bilden, gut angepaßt ist. Die Zysten sind dunkel, die Hülle hat große Höcker und viele kleine Brücken, die Ekto- und Endozyst verbinden. Eine dieser Brücken ist vergrößert und dient als Schlüpföffnung (Abb. 8, 9, 28). Bei günstigen Bedingungen exzystiert *B. truncatella* innerhalb von 2 - 6 h (BEERS 1948). Terrestrisches und marines Vorkommen bisher nicht sicher belegt. Die Salztoleranz dürfte allerdings ziemlich hoch sein, da man sie im "polderwater" der Niederlande und in Sodatümpeln von Ungarn gefunden hat (FOISSNER 1991). Frühere Angaben, wonach die Art bevorzugt im Früh-

jahr auftritt, haben sich nicht bestätigt. Tatsächlich ist das Vorkommen dieses auffallenden Ciliaten sowohl zeitlich als auch räumlich anscheinend ganz regellos bzw. beim derzeitigen Wissensstand nicht mit bestimmten biotischen oder abiotischen Faktoren zu korrelieren. FOISSNER (1980a) fand es z. B. nur in 1 von über 100 Tümpeln in den österreichischen Zentralalpen. Verbreitung sicher kosmopolitisch.

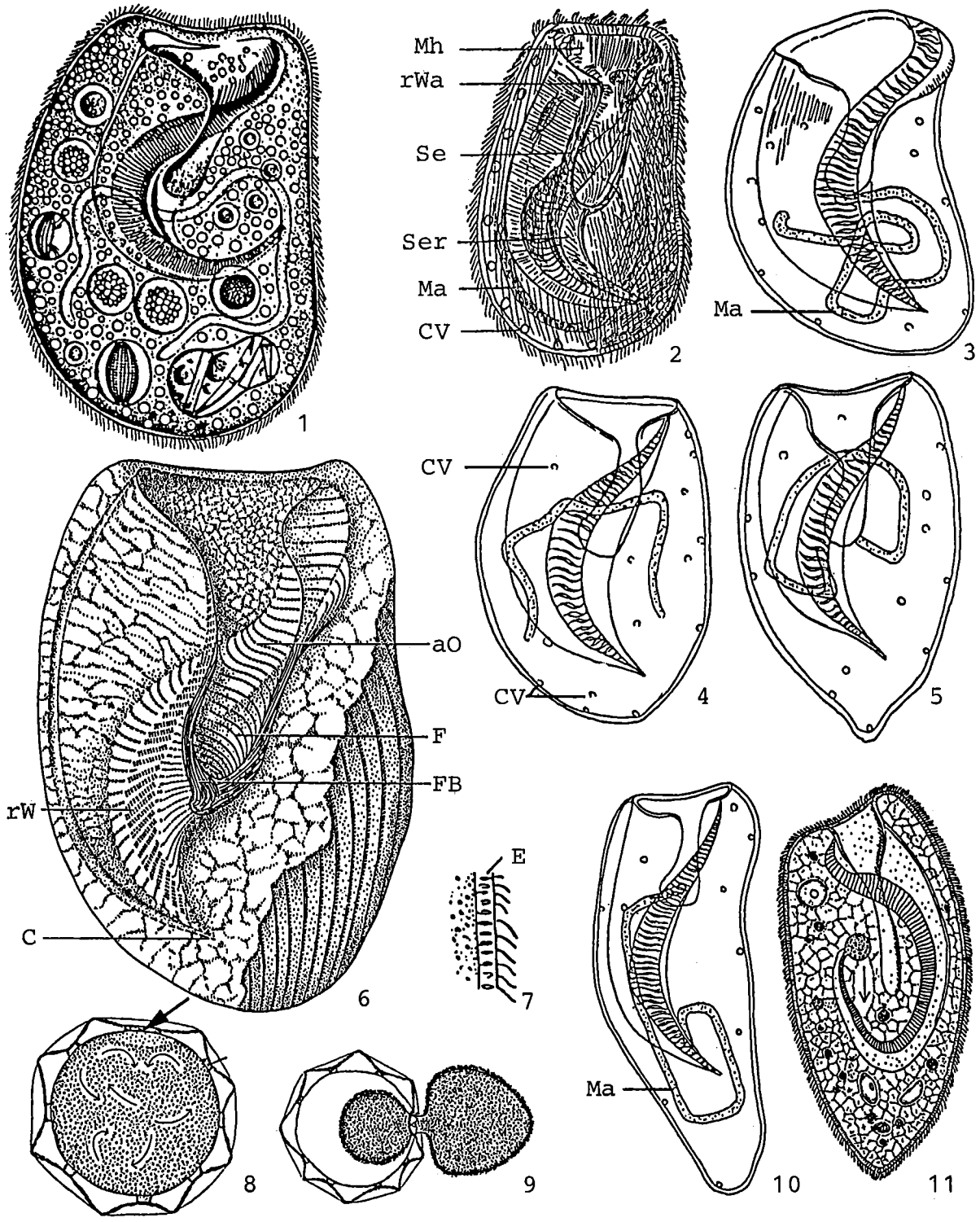
Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Gefräßiger Räuber, der sich von verschiedensten autotrophen und heterotrophen Einzellern (Algen: *Eudorina, Chlamydomonas, Stephanodiscus;* Flagellaten; Ciliaten: *Colpidium colpoda, Vorticella, Oxytricha, Stylonychia, Stentor, Paramecium, Spirostomum teres* wird nach LUND (1914) und eigenen Beobachtungen bemerkenswerterweise nicht gefressen; Testaceen: *Arcella*), aber auch von kleinen Vielzellern (Rotatorien, Eiern des Spulwurms *Ascaris suum*; SHARAVINA 1978) ernährt. Auch Pollenkörner, getrockneter Eidotter und Stärke werden ingestiert, wobei sogar zwischen vergifteten und ungiftigen Partikeln unterschieden werden kann (LUND 1914). Bakterien werden nur ausnahmsweise in Form von Zoogloen gefressen. Optimale Partikelgröße 35 μm (FENCHEL 1980a, b). Nach unseren Erfahrungen kann man *B. truncatella* aber mit der etwa 50 μm großen *Tetrahymena rostrata* nicht kultivieren, während sie mit dem etwa 200 μm langen *Paramecium caudatum* gut wächst. Teilt sich meist nachts. Generationszeit bei 28 °C 15 - 18 h, bei 20 °C etwa 24 h, bei 4 - 7 °C sinkt die Teilungsrate stark. Daher bedarf die Angabe von SUHHANOVA (1969), daß *B. truncatella* stenotherm ist und Wassertemperaturen von <15 °C bevorzugt, der Überprüfung. NJINE (1977) fand die Art außerdem recht häufig in temporären Tümpeln in Kamerun bei einer Wassertemperatur von 23 - 29 °C. FENCHEL (1980a) ermittelte für etwa 900 μm lange Individuen mit einem Volumen von 40000000 μm^3 eine Sauerstoff-Konsumption von 6×10^{-4} - 5×10^{-2} l/h und eine maximale Clearence-Rate von 0.43 ml/h. Biomasse für Zellen mittlerer Größe (800 - 1000 μm) etwa 40 - 60 g/10^6 Individuen (DILLON & HOBBS 1973, FENCHEL 1980 a, b, MAMAEVA & KOPYLOV 1978). Abundanzen: 200 Ind./m^3 im Plankton der Wolga (MAMAEVA 1979), 66 000 Ind./m^3 in einem russischen Karstsee (PETROVA et al. 1976; Determination sehr fragwürdig), bis 1500 Ind./l in einem alpinen Weidetümpel (FOISSNER, unveröff.). Das Gift der Schlange *Crotalus atrox* tötet bei einer Konzentration von 0.00025 g/ml *B. truncatella* innerhalb von 1 h. Wird nicht selten von Suktorien parasitiert.

Tabelle: Milieuspektra von ***Bursaria truncatella***. Die Angaben von FOISSNER et al. (1982) basieren auf 17 Analysen von 1 alpinen Weidetümpel, jene von BERECZKY (1977) auf einer unbekannten Anzahl von Analysen der Donau oberhalb von Budapest. BICK & KUNZE (1971) haben ihre eigenen Daten und jene von KRAMER (1964) zusammengefaßt, der die Art in 3 temporären Tümpeln bei Bonn fand.

Faktor	FOISSNER et al.	BERECZKY	BICK & KUNZE
Saprobität	a	b - a	b
°C	4.8 - 12.5	10 - 17	7 - 28
pH	4.7 - 5.2	7.2 - 7.8	4.0 - 7.5
O_2 (mg/l)	3.5 - 10.9	7.8 - 8.9	5.4 - 8.7
O_2 (Sättigung %)	43 - 135	-	-
$KMnO_4$-Verbrauch (mg/l)	39 - 54	3.6 - 9.9	-
CO_2 (mg/l)	0 - 7.9	-	7.9 - 17.5
PO_4^{3-}-P (mg/l)	0 - 0.02	-	-
NH_4^+-N (mg/l)	0 - 0.8	0.1 - 0.7	0.2 - 1.2
NO_3^--N (mg/l)	0 - 0.2	-	-
Bakterienzahl/ml x 10^6	0.3 - 4 Direktzählung	-	0.0005 - 0.003 Plattenmethode

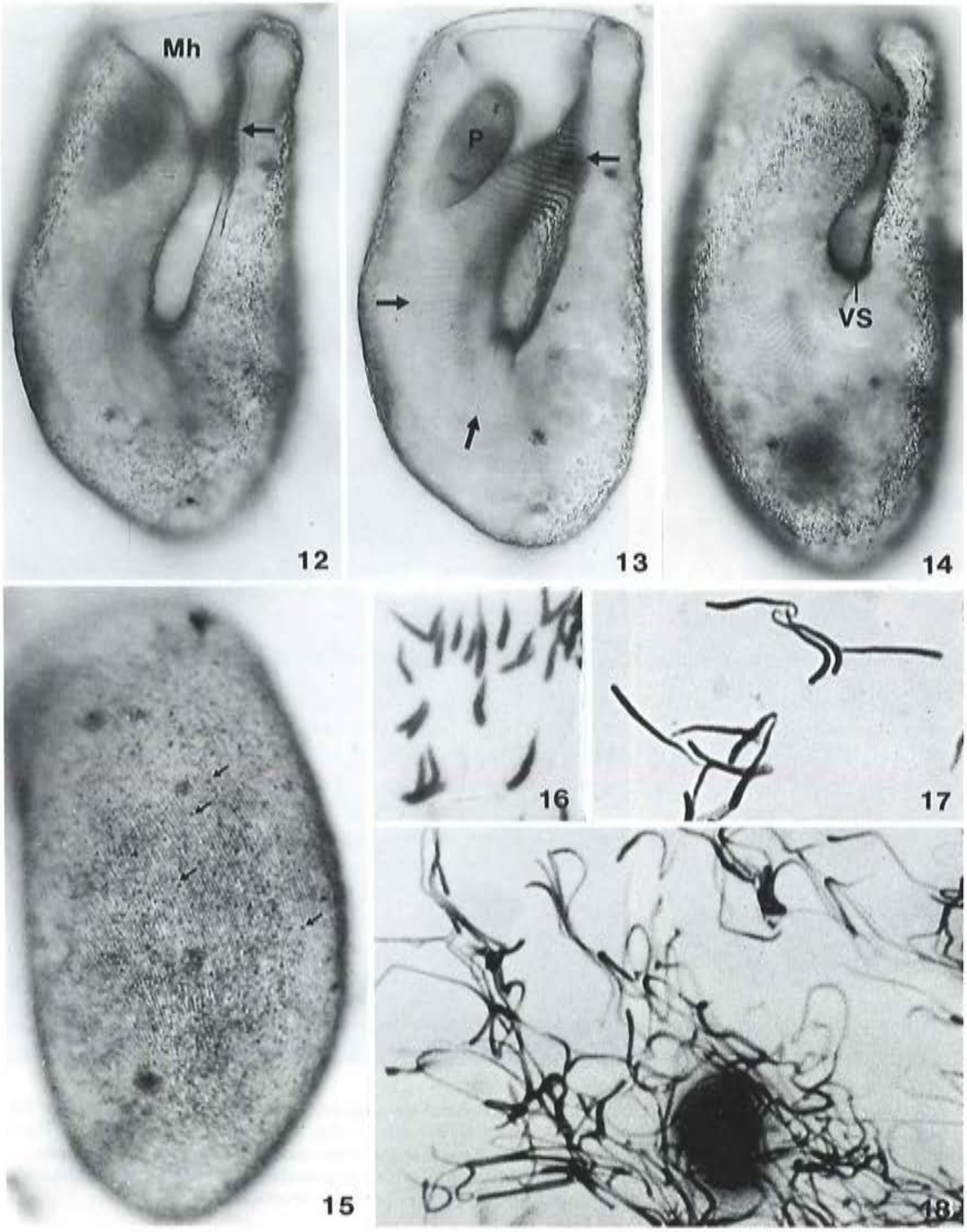
Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, FOISSNER 1988a): b; b = 8, a = 2, I = 4, SI = 2.2. KOLKWITZ (1950) stufte *B. truncatella* als beta-bis oligosaprob ein. SRAMEK-HUSEK (1956) fand sie in der Tschechoslovakei aber einmal bei polysaproben Verhältnissen. WIACKOWSKI (1981) meldet sie aus einem pflanzenreichen Bach in Polen bei einem Saprobitätsindex (PANTLE & BUCK) von 1.2 - 2.0. Seine ZELINKA & MARVAN Diagramme zeigen allerdings, daß die Art auch an solchen Probenahmestellen vorkam, wo sie alphamesosaproben Anteile noch dominierten. CASPERS & SCHULZ (1964) und FOISSNER et al. (1982) fanden *B. truncatella* bei beta- bzw. alphamesosaproben Bedingungen. Die oben angeführte Einstufung bedarf daher offensichtlich einer deutlichen Korrektur, was auch aus dem weiten Bereich des Vorkommens ersichtlich ist. Wir schlagen vor: b - a; o = 2, b = 4, a = 3, p = 1, SI = 2.3. Bedarf weiterer Untersuchungen.

Erklärung der Abkürzungen zu den Abbildungen von *Bursaria truncatella*: aO = adorale Organellen, C = Cytostom, CV = kontraktile Vakuolen, E = Extrusome, F = Fibrillen, die von den adoralen Organellen wegziehen, FB = fibrilläres Band ("Peristomband") am unteren Mundrand, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, rW = rechtes orales Wimpernfeld, rWa = rechte Wand der Mundhöhle, Se = Septum auf dem das rechte Wimpernfeld verläuft, Ser = Septalraum, der durch den Septalwulst entsteht.

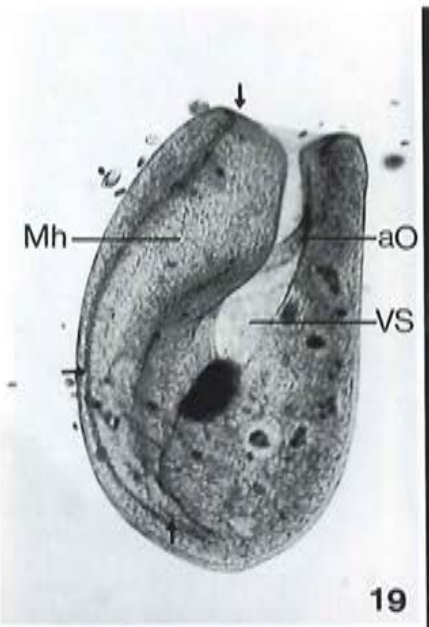


Bursaria truncatella (1, aus STEIN 1867; 2, aus KAHL 1932; 3 - 5, 10, aus DINGFELDER 1962; 6, aus TUFFRAU 1968; 7, aus PENARD 1922; 8, 9, aus BEERS 1948). **1, 2:** Ventralansichten in vivo, ? µm, 600 µm. **3 - 5, 10:** Ventralansichten verschiedener Formen aus astatischen Kleingewässern, 305 µm, 550 µm, 648 µm, 518 µm. **6:** Bewimperung des Mundes nach Protargolimprägnation, Ventralansicht, 500 µm. **7:** Teil des Cortex mit Extrusomen in vivo. **8:** Ruhezyste in vivo, 320 µm. Der Pfeil weist auf die Schlüpföffnung. Der Strich markiert eine Brücke, die innere und äußere Zystenhülle verbindet. **9:** Aus der Ruhezyste schlüpfendes Exemplar. Erklärung der Abkürzungen auf Seite 427.

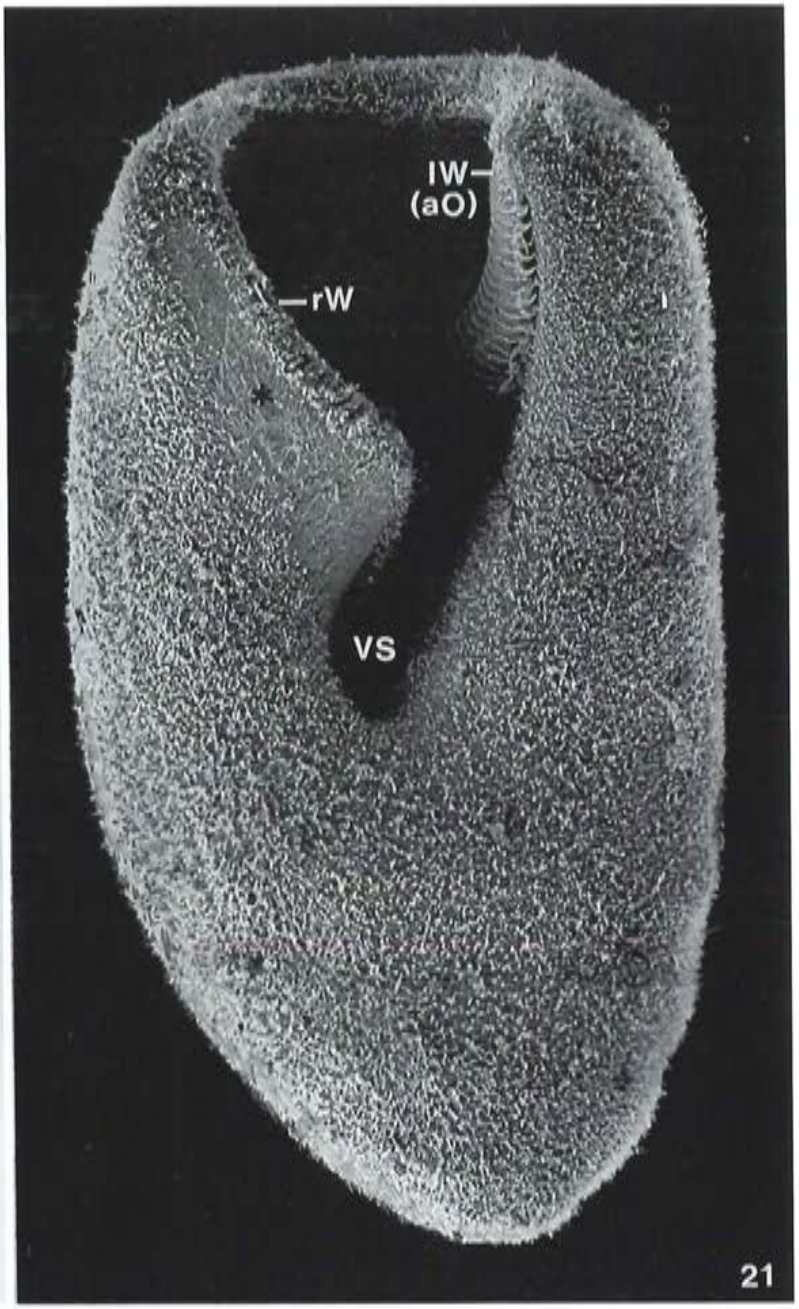
Bursaria ovata (aus BEERS 1952). **11:** Dorsalansicht in vivo, 800 µm.



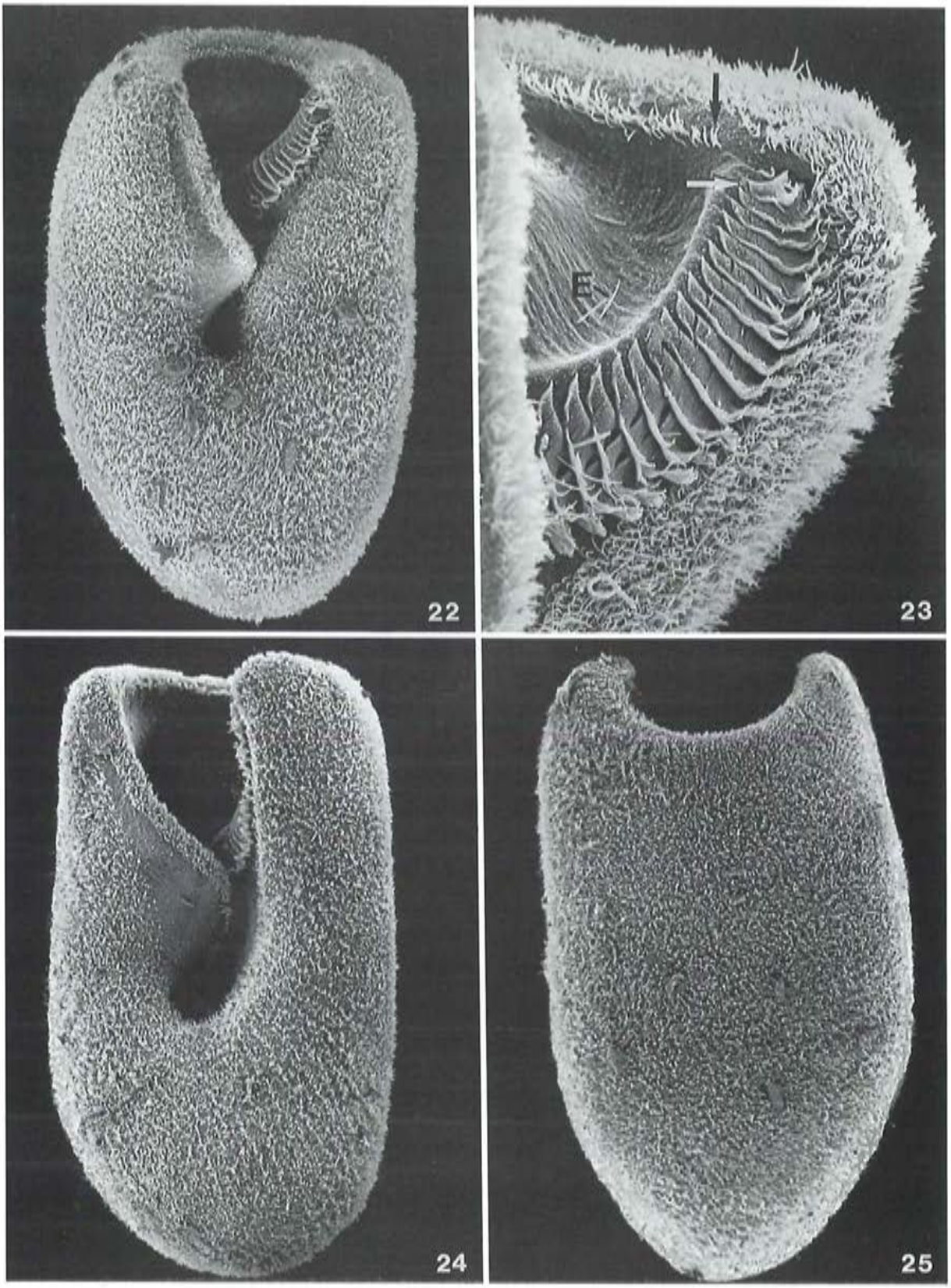
Bursaria truncatella (12 - 14, aus FOISSNER 1991; 15, aus FOISSNER 1980b; 16 - 18, aus FOISSNER 1979e). **12, 13**: Ventralansicht eines naß versilberten Exemplars, das in verschiedener Fokushöhe fotografiert wurde, um die Körperform und den Verlauf der adoralen Organellenzone zu zeigen (Pfeile). **14, 15**: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite nach nasser Silberimprägnation. Die Pfeile weisen auf Exkretionspori der kontraktilen Vakuolen. **16 - 18**: Extrusome (Mucocysten) in verschiedenen Quellungsstadien, Methylgrün-Pyronin Färbung. Mh = Mundhöhle, P = Ein *Paramecium putrinum*, das gerade ingestiert wird, VS = ventraler Spalt der Mundhöhle.



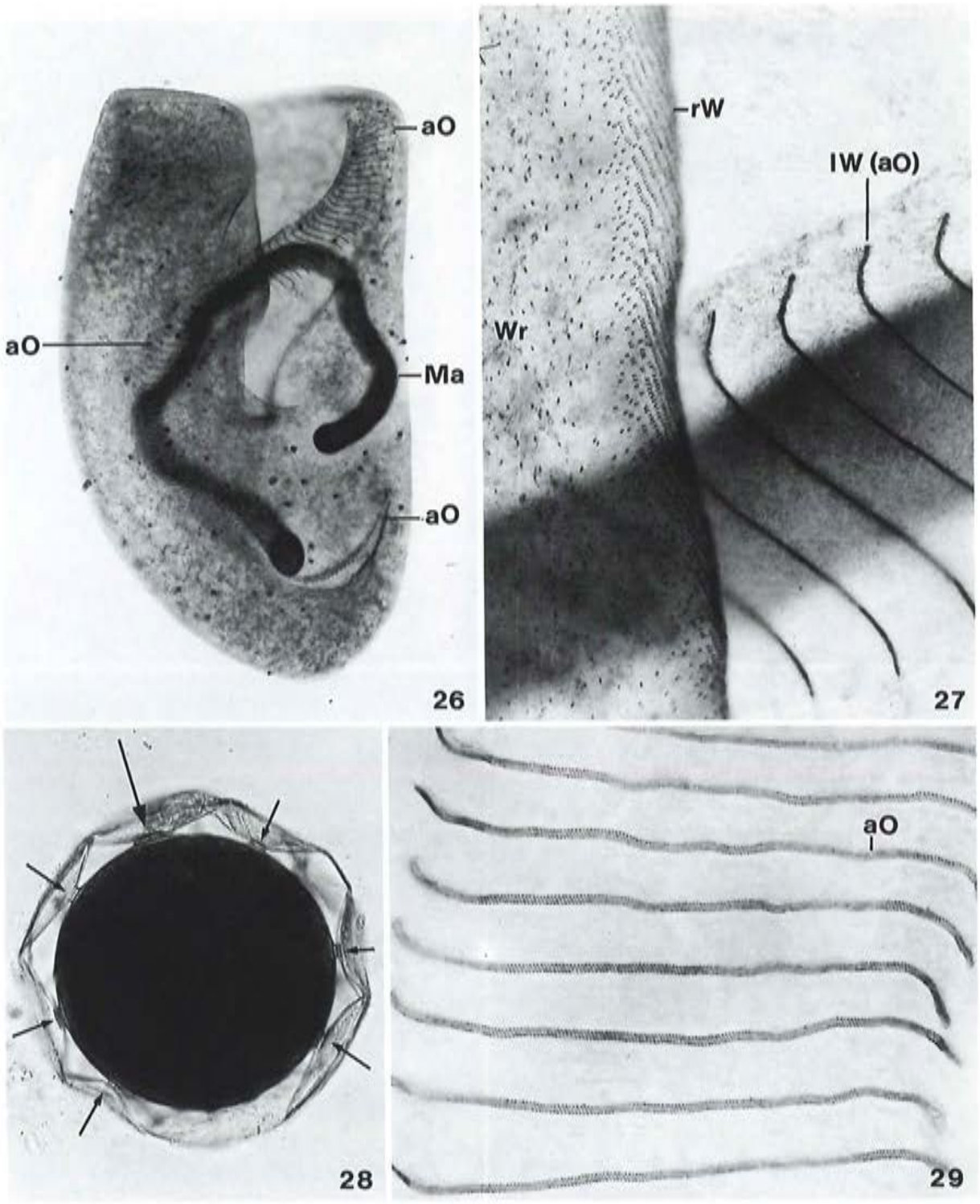




Bursaria truncatella (19 - 21, aus FOISSNER 1991). **19**: Ventralansicht eines typischen Individuums im Durchlicht. Die Pfeile markieren die riesige, füllhornförmige Mundhöhle. **20**: Ventralansicht eines breiten Exemplars im Durchlicht. **21**: Ventralansicht eines hinten deutlich verschmälerten Exemplars im Rasterelektronenmikroskop. Das Sternchen (*) markiert die schmale wimpernfreie Zone rechts des rechten Wimpernfeldes. aO = adorale Organellen, IW = linkes orales Wimpernfeld, Mh = Mundhöhle, rW = rechtes orales Wimpernfeld, VS = ventraler Spalt der Mundhöhle.



Bursaria truncatella (22 - 25, aus FOISSNER 1991; rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **22, 24, 25**: Ventral- und Dorsalansichten typischer Exemplare. **23**: Linkes vorderes Ende stärker vergrößert. Schwarzer Pfeil: distales Ende des rechten Wimpernfeldes; Weißer Pfeil: Beginn des linken Wimpernfeldes (adorale Organellenzone). E = ausgestoßene Extrusome (Mucocysten).



Bursaria truncatella (26 - 29, aus FOISSNER 1991). **26**: Ventralansicht eines protargolimprägnierten Exemplars. Beachte die riesige adorale Organellenzone und den strangförmigen Makronucleus. **27, 29**: Oralstrukturen nach Protargolimprägnation. Das rechte orale Wimpernfeld besteht aus kurzen, eng stehenden Reihen mit paarig angeordneten Basalkörpern, das linke aus langen, weit stehenden sigmoiden Organellen, die aus je 3 Basalkörperreihen aufgebaut sind (Abb. 29). Das breite, dunkle Band in Abb. 27 ist ein Teil des Makronucleus. **28**: Ruhezyste. Der große Pfeil weist auf die Schlupföffnung, die kleinen Pfeile markieren die Brücken, die innere und äußere Zystenhülle verbinden. aO = adorale Organellen, IW = linkes orales Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, rW = rechtes orales Wimpernfeld, Wr = Wimpernreihen der rechten Seite.

Bursaridium pseudobursaria (FAURÉ-FREMIET, 1924) KAHL, 1927

1924 *Thylakidium pseudobursaria* FAURE-FREMIET, Bull. biol. Fr. Belg., Suppl. 6: 139.
1927 *Bursaridium difficile* KAHL, Arch. Protistenk., 57: 201 (Synonym).
1932 *Bursaridium (Thylacidium) pseudobursaria* FAURE-FR., 1924 und *Bursaridium difficile* KAHL, 1927 - KAHL, Tierwelt Dtl., 25: 480 (erster revidierender Autor).
1961 *Bursaridium difficile* KAHL, 1927 - VUXANOVICI, Studii Cerc. Biol., 13: 293 (Wiederbeschreibung nach Lebendbeobachtungen).
1991 *Bursaridium pseudobursaria* (FAURE-FREMIET, 1924) KAHL, 1927 - FOISSNER, Protozoenfauna (im Druck; ausführliche taxonomische und ökologische Monographie).

Taxonomie

Ausführliche Begründung der Synonymie bei FOISSNER (1991). Die Lage der kontraktilen Vakuole und die Körperform sind bei dieser Art sehr variabel und daher zur Unterscheidung von Arten unbrauchbar.

Differentialdiagnose

1) Länge in vivo 80 - 200 μm, meist 110 - 150 μm, etwas weniger als zweimal so lang wie breit (115 x 69 μm, n = 30).

2) Gestalt meist einer plumpen Eprouvette ähnlich, da vorne breit quer oder leicht schräg abgestutzt und hinten breit gerundet. Es kommen jedoch auch nach hinten deutlich verschmälerte oder vorne leicht glockenförmig erweiterte Populationen/Individuen vor (Abb. 1 - 3, 5 - 9, 12 - 14).

3) Dorso-ventral wenig oder nicht abgeflacht (Abb. 14).

4) Markronucleus reniform bis kurz ellipsoid, liegt meist schräg im Zentrum der Zelle (Abb. 1 - 4).

5) Kontraktile Vakuole meist weit subterminal am Beginn des hinteren Körperdrittels, bei manchen Populationen/Individuen aber auch nahe dem Hinterende. Exkretionsporus auffallend groß, etwa 5 μm im Durchmesser, in der Mediane der Ventralseite (Abb. 1 - 3, 12, 13).

6) Extrusome stäbchenförmig, etwa 6 μm lang, schwierig erkennbar, da sehr ähnliche Lichtbrechung wie das Corticalplasma (Abb. 10). Bilden keinen deutlichen Saum im Cortex (Abb. 5 - 9).

7) Etwa 120 annähernd meridional verlaufende Wimpernreihen, die recht locker bewimpert sind. Nur entlang des Mundrandes, wo die Reihen schräg nach rechts biegen, verdichtet sich die Bewimperung. Dadurch entsteht ein recht auffallendes "circumorales Wimpernband", das mit Ausnahme einer schmalen ventralen Unterbrechung den ganzen Mundrand umzieht (Abb. 1, 4, 6, 11 - 14). Dieses Band ist vermutlich dem rechten oralen Wimpernfeld der Colpodiden s. str. homolog.

8) Mundöffnung riesig, nimmt das ganze Vorderende ein, verlängert sich schlüssellochartig auf das vordere Drittel der Ventralseite, wodurch eine linke und rechte Mundwand entstehen. Die tiefe Grube am Vorderende verengt sich links der Mediane zu einer langen, hornförmigen Mundhöhle, deren Ende nach rechts gerichtet ist. An der linken Wand dieses riesigen Trichters inserieren etwa 50 adorale Organellen. Trichterwand durch Fibrillen deutlich gestreift (Abb. 1 - 4, 5 - 9, 12 - 14).

Verwechslungsmöglichkeiten

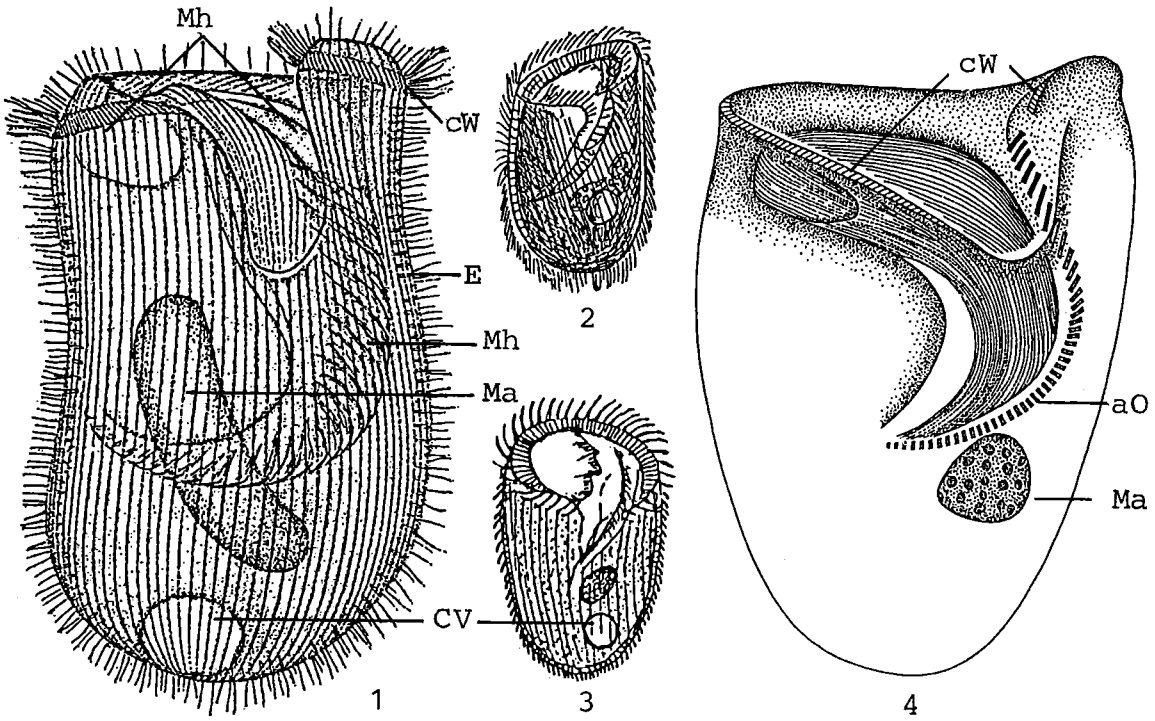
Die Art ist sehr fragil, verträgt keinen Deckglasdruck und ist daher in vivo außerordentlich schwierig zu untersuchen! Es gibt mehrere ähnliche Arten, die aber anscheinend viel seltener und auch schlecht untersucht sind. *Bursaridium schewiakowii* LAUTERBORN ist etwa 250 µm lang und hat ein mindestens 20 µm breites, gestreift (wohl durch Extrusome) erscheinendes Ektoplasma. Von → *Bursaria spp.* leicht durch die meist geringere Größe, die kürzere ventrale Ausnehmung, die nach rechts gebogene Mundhöhle und den plumpen Makronucleus zu unterscheiden. Die in Größe und Form recht ähnlichen *Thylakidium*-Arten sind durch Zoochlorellen auffallend grasgrün gefärbt und die Mundhöhle ist so wie bei *Bursaria* nach links gerichtet. Es gibt vermutlich auch eine *Bursaridium*-Art mit Zoochlorellen. Für die Identifikation sind besonders die Merkmale 1, 4, 7, 8 wichtig.

Ökologie

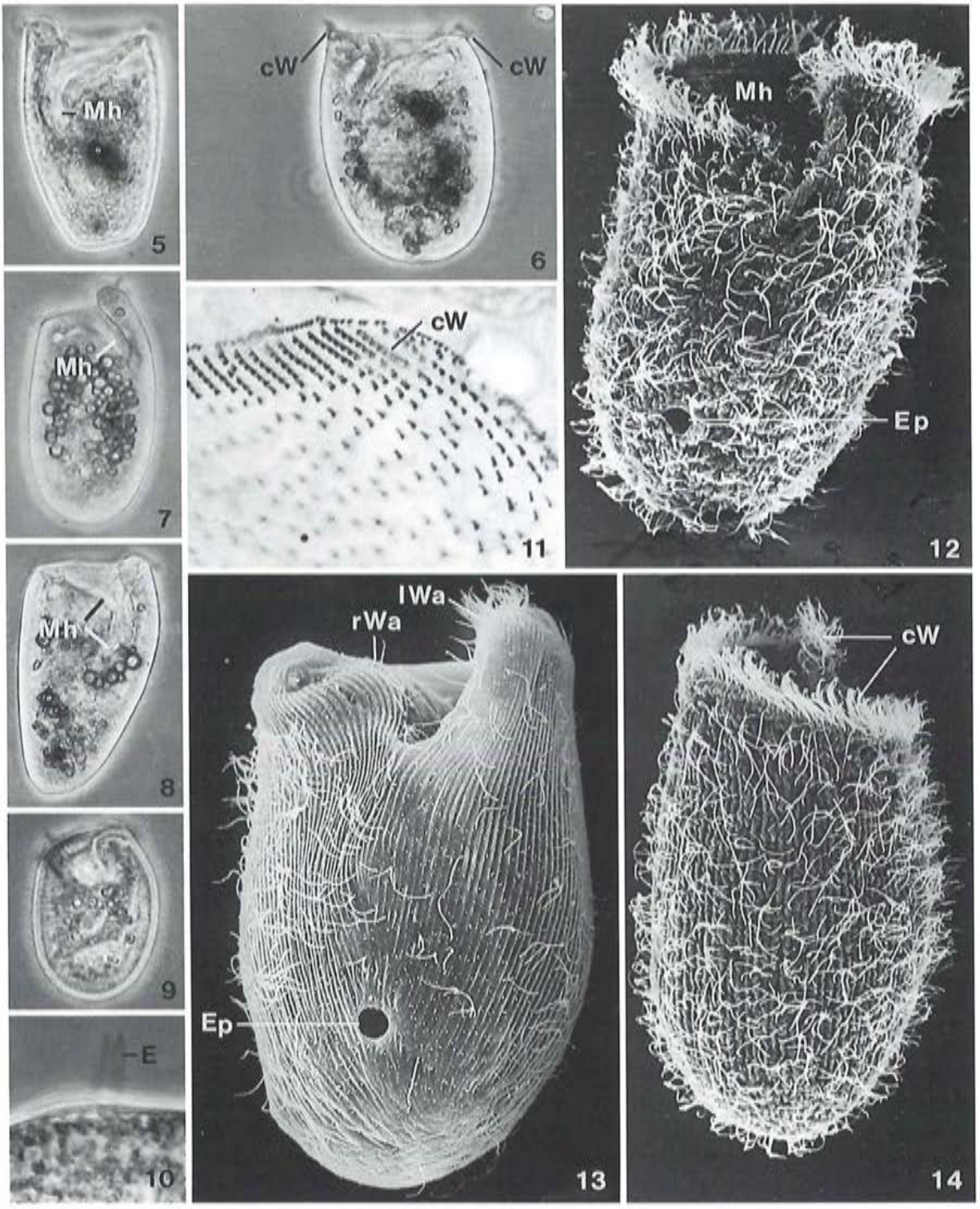
Vorkommen und Verbreitung: Eine seltene, euplanktische Art, die in Seen und perennen Kleingewässern vorkommt (z. B. SHCHERBAKOV 1969). Vereinzelt auch in Flußstauen (Schussenbach beim Bodensee, WETZEL 1928a; Putah Creek, Kalifornien, KENT 1985) und im Potamoplankton großer Ströme (Wolga, MAMAEVA 1979). Marines und terrestrisches Vorkommen unbekannt. Bisher nachgewiesen in Europa, Nordamerika und in einem Lotusteich in China. Ein zweifelhafter Nachweis aus Tundratümpeln von Alaska.

Spezielle autökologische Daten (nach FOISSNER 1991): Fütterungsexperimente zeigten, daß *B. pseudobursaria* mit Dinoflagellaten, Chrysophyceen und besonders mit Cryptophyceen (*Cryptomonas sp., Chroomonas sp., Rhodomonas spp.*) kultiviert werden kann. Bakterien, Blaualgen, Kieselalgen, Grünalgen und Eugleniden werden nicht gefressen (SKOGSTAD et al. 1987); KAHL (1932) will in den Nahrungsvakuolen allerdings Purpurbakterien festgestellt haben. Biomasse von 10^6 Individuen 342 ±74 mg (n = 30). Ein spezieller Mechanismus scheint die Art vor den Tentakeln des Suktors → *Tokophrya lemnarum* zu schützen (KENT 1985). *Bursaridium pseudobursaria* tritt bevorzugt im Winterhalbjahr auf. WILBERT (1969) fand es im eutrophen Poppelsdorfer Weiher in Bonn bei 50 - 100 % O_2-Sättigung, 6 mg/l NO_3-N (0 mg/l NH_4^+) und 1 x 10^6 Bakterien. GROLIERE (1977) beobachtete es in einem Waldtümpel des französischen Mittelgebirges (1250 m) bei 1.6 mg/l NH_4^+-N, noch höhere Ammonium-Werte werden aber anscheinend gemieden.

Saprobielle Einstufung (nach SLADECEK et al. 1981, WEGL 1983, FOISSNER 1988a): o - b; o = 6, b = 4, I = 3, SI = 1.4. Bedarf weiterer Untersuchungen.



Bursaridium pseudobursaria (1, aus FAURE-FREMIET 1924; 2, aus KAHL 1932; 3, aus VUXANOVICI 1961; 4, aus FOISSNER 1991). **1 - 3**: Ventralansichten in vivo, 130 μm, 130 μm, 205 μm. **4**: Ventralansicht nach Protargolimprägnation, 100 μm. aO = adorale Organellenzone, CV = kontraktile Vakuole, cW = circumorales Wimpernband, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle.



Bursaridium pseudobursaria (5 - 14, aus FOISSNER 1991). **5 - 9**: Lebendaufnahmen frei schwimmender Individuen einer Population aus einem See in Norwegen. Man beachte die starke Variabilität der Körperform. **10**: Ausgestoßene Extrusome im Phasenkontrast. **11**: Teil des Wimpernkleides der rechten Mundwand nach Silberkarbonatimprägnation. Die Wimpern stehen am Beginn der Reihen sehr dicht. **12, 13**: Ventralansichten im Rasterelektronenmikroskop. Bei der Zelle in Abb. 13 wurden die Wimpern entfernt, um die Körperform besser zur Geltung zu bringen. **14**: Rechts laterale Ansicht im Rasterelektronenmikroskop. cW = circumorales Wimpernband, E = Extrusome, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, Mh = Mundhöhle, lWa = linke Mundwand, rWa = rechte Mundwand.

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 eingesehen 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: CHORIK, F.P. (CHORIC, F.P.), DETCHEVA, R.B. (DECHEVA, DETCHEVA, R, DETSCHEVA, R.B., DETSCHEWA), FERNÁNDEZ-GALIANO, D. (FERNANDEZ-GALIANO, D.), FERNÁNDEZ-LEBORANS, G. (FERNANDEZ-LEBORANS, G.), GAJEWSKAJA, N. (GAJEVSKAJA, N.), GOLEMANSKY, V.G. (GOLEMANSKI, V.), GROLIÈRE, C.-A. (GROLIERE, C.-A.), LEPSI, J. (LEPSI, I.), LUK'JANOVIČH, L.M. (LUK'YANOVIČ, L.M.), MIRABDULLAEV, I.M. (MIRABDULLAJEV, I.M., MIRABDULLAYEV, I.M.), NJINÉ, T. (NJINE, T.).

Die Sonderzeichen ("diakritische Zeichen") sind im Literaturverzeichnis enthalten. Im Text wurden sie der Einfachheit halber bei den Autoren weggelassen.

Die deutschen Umlaute (z.B. das "Ü" in MÜLLER und BÜTSCHLI) wurden bei den Art-Zitaten auf "UE" umgeschrieben, da fremdsprachige Autoren damit immer wieder Schwierigkeiten haben.

ADAM, H. & CZIHAK, G. (1964): Arbeitsmethoden der makroskopischen und mikroskopischen Anatomie. G. Fischer, Stuttgart. 583 pp.

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. (1971): Complements to the fauna of psammophilic ciliates of the Western coast of the Caspian Sea. - Acta Protozool., **8**: 379-404 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

AGAMALIEV, F.G. (1978): Morphology of some free-living ciliates of the Caspian Sea. - Acta Protozool., **17**: 419-444.

AGAMALIEV, F.G. (1986): Ciliates of the low-salinity lagoons of the Caspian Sea. - Arch. Protistenk., **131**: 201-214.

AKADA, R. (1985): Relationships between cell cycle and conjugation in the ciliate *Euplotes patella* syngen 2. - Arch. Protistenk., **129**: 171-177.

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. (1983): Infusoria of the very deep Terterchay reservoir. - Hydrobiol. J., **18**: 20-25.

ALEKPEROV, I.K. (1984): Free-living infusoria of Khachinchay reservoir. - Hydrobiol. J., **20**: 17-22.

ALONSO, P. & PEREZ-SILVA, J. (1963a): Gigantismo y variacion en la dotacion de cirros en *Stylonychia*. - Microbiologia esp., **16**: 55-61.

ALONSO, P. & PEREZ-SILVA, J. (1963b): Division de *Stylonychia muscorum* y variacion en el numero de micronucleos. - Microbiologia esp., **16**: 263-274.
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.
AMMERMANN, D. (1965): Cytologische und genetische Untersuchungen an dem Ciliaten *Stylonychia mytilus* EHRENBERG. - Arch. Protistenk., **108**: 109-152.
AMMERMANN, D. & MUENZ, A. (1982): DNA and protein content of different hypotrich ciliates. - Eur. J. Cell Biol., **27**: 22-24.
AMMERMANN, D. & SCHLEGEL, M. (1983): Characterization of two sibling species of the genus *Stylonychia* (Ciliata, Hypotricha): *S. mytilus* EHRENBERG, 1838 and *S. lemnae* n. sp. I. Morphology and reproductive behavior. - J. Protozool., **30**: 290-294.
ANDRÉ, É. (1912): Infusoires. - Catalogue des invertébrés de la Suisse, **6**: XI + 228 pp.
ANDRÉ, E. (1914): Recherches sur la faune pélagique du Léman et description de nouveaux genres d'infusoires. - Revue suisse Zool., **22**: 179-193.
ANDRUSSOWA, J. (1886): Über die Infusorien der Bucht von Kertsch. - Trudȳ imp. S-peterb. Obshch. Estest., **17**: 236-259 (in Russisch).
AUGUSTIN, H. & FOISSNER, W. (1991): Morphologie und Ökologie einiger Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus dem Belebtschlamm. - Arch. Protistenk. (im Druck).
AUGUSTIN, H. & FOISSNER, W. (1989): Morphologie einiger Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus dem Belebtschlamm. - Lauterbornia, **1**: 38-59.
AUGUSTIN, H., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1984): An improved pyridinated silver carbonate method which needs few specimens and yields permanent slides of impregnated ciliates (Protozoa, Ciliophora). - Mikroskopie, **41**: 134-137.
AUGUSTIN, H., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1985): Morphological and biometrical characterization of activated sludge ciliates. - J. Protozool., Suppl., **32**: 23A.
AUGUSTIN, H., FOISSNER, W. & BAUER, R. (1989): Die Zählung von Protozoen und kleinen Metazoen im Belebtschlamm. - Acta hydrochim. hydrobiol., **17**: 375-386.
AUGUSTIN, H., UNTERWEGER, A. & WIENER, W. (1987a): Die Organismenvielfalt in einem natürlich-mäandrierenden und in einem regulierten Abschnitt der Oichten. Ein Argument gegen die Verbauung der Fließgewässer. - Jb. Haus. Nat. Salzburg, **10**: 72-80.
AUGUSTIN, H., MOOG, O., UNTERWEGER, A. & WIENER, W. (1987b): Die Gewässergüte der Fliessgewässer der Stadt Linz und Umgebung. - Naturk. Jb. Stadt Linz, **31/32**: 149-363.
AX, P. & AX, R. (1960): Experimentelle Untersuchungen über die Salzgehaltstoleranz von Ciliaten aus dem Brackwasser und Süßwasser. - Biol. Zbl., **79**: 7-31.
BADER, F.G., TSUCHIYA, H.M. & FREDRICKSON, A.G. (1976): Grazing of ciliates on blue-green algae: effects of ciliate encystment and related phenomena. - Biotechnology and Bioengineering, **18**: 311-332.
BAMFORTH, S.S. & LORENZ, L.K. (1962): Tolerance of four ciliates to low oxygen concentrations. - Amer. Zool., **2**: 503.
BANINA, N.N. (1983): Ciliates in activated sludge of domestic and mixed sewage purification plants. - Protozoologiya, **8**: 76-86 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
BARCELO, J.A. & CALKINS, J. (1979): Positioning of aquatic microorgansims in response to visible light and simulated solar UV-B irradiation. - Photochem. and Photobiol., **29**: 75-83.
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): Studies on the freshwater ciliates of New Zealand. Part I. A general morphology of *Bursaria truncatella* MULLER. - Trans. R. Soc. N. Z., **78**: 301-310.
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.

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.
BEER, W.-D. (1964): Organismen als Anzeiger der Wassergüte und das Saprobiensystem. - Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Lpz. Mathematisch-naturwissenschaftliche Reihe, **13**: 25-30.
BEERS, C.D. (1948): Excystment in the ciliate *Bursaria truncatella*. - Biol. Bull., **94**: 86-98.
BEERS, C.D. (1952): Observations on the ciliate *Bursaria ovata*, n. sp. - J. Elisha Mitchell scient. Soc., **68**: 184-190.
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. (1975): Die ökologische Charakterisierung einiger Ciliaten-Organismen des ungarischen Donauabschnittes. - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **17**: 123-136.
BERECZKY, M.C. (1977): Die ökologische Charakterisierung einiger Ciliatenorganismen des ungarischen Donauabschnittes (Danubialia Hungarica LXXXI. Teil 2). - Annls Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, **18/19** (Jahr 1976/77): 157-177.
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.
BERGER, H. (1992): Hypotrichida. - Protozoenfauna, **6**: in Vorbereitung.
BERGER, H. & FOISSNER, W. (1987): Morphology and biometry of some soil hypotrichs (Protozoa: Ciliophora). - Zool. Jb. Syst., **114**: 193-239.
BERGER, H., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1985): Morphological variation and comparative analysis of morphogenesis in *Parakahliella macrostoma* (FOISSNER, 1982) nov. gen. and *Histriculus muscorum* (KAHL, 1932), (Ciliophora, Hypotrichida). - Protistologica, **21**: 295-311.
BERNATZKY, G., FOISSNER, W. & SCHUBERT, G. (1981): Rasterelektronenmikroskopische und biometrische Untersuchungen über die Variabilität der Form, Struktur und Größe des Gehäuses einiger limnischer Tintinnina (Protozoa, Ciliophora). - Zool. Scr., **10**: 81-90.
BERNERTH, H. (1982): Ökologische Untersuchungen im Kühlwassersystem eines konventionellen Großkraftwerkes am Untermain unter besonderer Berücksichtigung der Ciliaten (Protozoa). - Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, **57**: 1-246.
BHATIA, B.L. (1922): Notes on fresh-water ciliate protozoa of India.-II. - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1922: 27-36.
BHATIA, B.L. (1936): Protozoa: Ciliophora. In: SEWELL, R. B. S. (ed.): The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Taylor and Francis Ltd., London, 493 pp.
BHATIA, B.L. & MULLICK, B.K. (1930): On some fresh-water ciliates from Kashmir. - Arch. Protistenk., **72**: 390-403.
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. (1960): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten und anderen Organismen aus verunreinigten Gewässern. - Arch. Hydrobiol., **56**: 378-394.
BICK, H. (1967): Vergleichende Untersuchung der Ciliatensukzession beim Abbau von Zellstoff in marinem Brackwasser und athalassogenem Brackwasser vom Typ der Kaliwerksabwässer. - Hydrobiologia, **29**: 185-204.
BICK, H. (1968a): Autökologische und saprobiologische Untersuchungen an Süsswasserciliaten. - Hydrobiologia, **31**: 17-36.
BICK, H. (1968b): Untersuchungen zur Verträglichkeit von Meer- und Brackwasser für Ciliaten des Saprobiensystems der Wassergütebeurteilung. - Helgoländer wiss. Meeresunters., **17**: 257-268.
BICK, H. (1972a): Ciliated protozoa. An illustrated guide to the species used as biological indicators in freshwater biology. World Health Organization, Geneva, 198 pp.

BICK, H. (1972b): Ciliata. - Binnengewässer, **26**: 31-83.
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.
BIERLE, D.A. (1970): The ecology of an antarctic fresh-water lake with emphasis on the ciliate protozoa. - Diss. Abstr. Int., **30B**: 3985-3986.
BIERNACKA, I. (1956): Przyczynek do znajomości pierwotniaków Zalewu Wiślanego (Contribution to the knowledge of the Vistula Lagoon protozoans). - Polskie Archwm Hydrobiol., **3**: 43-68 (in Polnisch mit englischer Zusammenfassung).
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.
BLATTERER, H. (1989): BUFUS Aktiv: Uni-Teich. Weitere Faunistik: Ciliaten (Wimpertiere). - BUFUS-Info, **5**: 6-10 (ISSN 0256-4173).
BLATTERER, H. & FOISSNER, W. (1990): Beiträge zur Ciliatenfauna (Protozoa: Ciliophora) der Amper (Bayern, Bundesrepublik Deutschland). - Arch. Protistenk., **138**: 93-115.
BLOCHMANN, F. (1886): Die mikroskopische Thierwelt des Süßwassers. Verlag von Gebrüder Haering, Braunschweig, 122 pp.
BLOCHMANN, F. (1895): Die mikroskopische Thierwelt des Süsswassers. Abteilung I: Protozoa. 2. Aufl. Lucas Gräfe & Sillem, Hamburg. XV + 134 pp.
BOCK, K.J. (1952): Zur Ökologie der Ciliaten des marinen Sandgrundes der Kieler Bucht I. - Kieler Meeresforsch., **9**: 77-89.
BORROR, A.C. (1962): Ciliate protozoa of the Gulf of Mexico. - Bull. mar. Sci. Gulf Caribb., **12**: 333-349.
BORROR, A.C. (1963): Morphology and ecology of the benthic ciliated protozoa of Alligator Harbor, Florida. - Arch. Protistenk., **106**: 465-534.
BORROR, A.C. (1972a): Revision of the order Hypotrichida (Ciliophora, Protozoa). - J. Protozool., **19**: 1-23.
BORROR, A.C. (1972b): Tidal marsh ciliates (Protozoa): morphology, ecology, systematics. - Acta Protozool., **10**: 29-72.
BORROR, A.C. (1979): Redefinition of the Urostylidae (Ciliophora, Hypotrichida) on the basis of morphogenetic characters. - J. Protozool., **26**: 544-550.
BORROR, A.C. & EVANS, F.R. (1979): *Cladotricha* and phylogeny in the suborder Stichotrichina (Ciliophora, Hypotrichida). - J. Protozool., **26**: 51-55.
BORROR, A.C. & WICKLOW, B.J. (1983): The suborder Urostylina JANKOWSKI (Ciliophora, Hypotrichida): morphology, systematics and identification of species. - Acta Protozool., **22**: 97-126.
BOVEE, E.C. (1957): Protozoa of Amazonian and Andean waters of Colombia, South America. - J. Protozool., **4**: 63-66.
BOVEE, E.C. (1960): Protozoa of the Mountain Lake Region, Giles County, Virginia. - J. Protozool., **7**: 352-361.

BOYKOVA, E.Y. (1981): Use of cloning in ecological and toxicological studies on infusoria. - Hydrobiol. J., **17**: 59-64.
BRAGG, A.N. (1960): An ecological study of the protozoa of Crystal Lake, Norman, Oklahoma. - Wasmann J. Biol., **18**: 37-85.
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.
BUITKAMP, U. (1977): Die Ciliatenfauna der Savanne von Lamto (Elfenbeinküste). - Acta Protozool., **16**: 249-276.
BUITKAMP, U. (1979): Vergleichende Untersuchungen zur Temperaturadaptation von Bodenciliaten aus klimatisch verschiedenen Regionen. - Pedobiologia, **19**: 221-236.
BURT, R.L. (1940): Specific analysis of the genus *Colpoda* with special reference to the standardization of experimental material. - Trans. Am. microsc. Soc., **59**: 414-432.
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. & YONGUE, W.H.Jr. (1973): A comparison of the protozoan communities in a coastal plain river through space and time. - Revta Biol., Lisb., **9**: 15-34.
CALKINS, G.N. (1901): Marine protozoa from Woods Hole. - Bull. U. S. Fish Commn., **21**: 415-468.
CANELLA, M.F. (1957): Studi e ricerche sui tentaculiferi nel quadro della biologia generale. - Annali Univ. Ferrara, Nuove serie, Sezione 3. Biologia animale, **1**: 259-716.
CAPRIULO, G.M. (1982): Feeding of field collected tintinnid micro-zooplankton on natural food. - Mar. Biol., **71**: 73-86.
CARTER, H.P. (1972): Infraciliature of eleven species of the genus *Euplotes*. - Trans. Am. microsc. Soc., **91**: 466-492.
CASPERS, H. & SCHULZ, H. (1960): Studien zur Wertung der Saprobiensysteme. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **45**: 535-565.
CASPERS, H. & SCHULZ, H. (1964): Die biologischen Verhältnisse der Elbe bei Hamburg. - Arch. Hydrobiol., **60**: 53-88.
CAVALLINI, F. (1930): Biologia e riproduzione della *Kerona polyporum* EHRENB. - Archo zool. ital., **14**: 1-14.
CHATTON, É. & LWOFF, A. (1930): Imprégnation, par diffusion argentique, de l'infraciliature des ciliés marins et d'eau douce, après fixation cytologique et sans dessiccation. - C. r. Séanc. Soç. Biol., **104**: 834-836.
CHATTON, É. & SÉGUÉLA, J. (1940): La continuité génétique des formations ciliaires chez les ciliés hypotriches. Le cinétome et l'argyrome au cours de la division. - Bull. biol. Fr. Belg., **74**: 349-442.
CHATTON, É., LWOFF, A., LWOFF, M. & MONOD, J.-L. (1931): Sur la topographie, la structure et la continuité génétique du système ciliaire de l'infusoire *Chilodon uncinatus*. - Bull. Soc. zool. Fr., **56**: 367-374.
CHORIK, F.P. (1968): Planktonwimpertiere kleiner Gewässer in Moldavien. Akademie der Wissenschaften USSR, Kischinjow (in Russisch), 251 pp.
CHORIK, F.P. & SHUBERNETSKY, I.V. (1978): The rate of the respiration in certain ciliates. - Protozoologiya, **3**: 66-75 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

CLAPARÈDE, E. & LACHMANN, J. (1858): Études sur les infusoires et les rhizopodes. - Mém. Inst. natn. génev., **5** (Jahr 1857): 1-260.
CLEMENT, F. (1967): Sur une *Sphaerophrya* (Cilié) ectoparasite des *Euplotes*. - Hydrobiologia, **29**: 245-255.
COLEMAN, D.C. (1965): A study of the association of the hypotrichous ciliate, *Kerona pediculus* (O. F. M.) with *Hydra* spp. - Diss. Abstr. Int., **25**: 6846-6847.
CONN, H.W. (1905): A preliminary report on the protozoa of the fresh waters of Connecticut. - Bull. Conn. St. geol. nat. Hist. Surv., **2**: 5-69.
CORLISS, J.O. (1953): Silver impregnation of ciliated protozoa by the Chatton-Lwoff technic. - Stain Tech., **28**: 97-100.
CORLISS, J.O. (1956): On the evolution and systematics of ciliated protozoa. - Syst. Zool., **5**: 68-140.
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.
COWELL, B.C. (1960): A quantitative study of the winter plankton of Urschel's quarry. - Ohio J. Sci., **60**: 183-191.
CURDS, C.R. (1965): Endogenous bud formation in the hypotrichida. - Nature, **208**: 90-91.
CURDS, C.R. (1966a): An ecological study of the ciliated protozoa in activated sludge. - Oikos, **15**: 282-289.
CURDS, C.R. (1966b): Endogenous bud formation in *Histriculus vorax*, a new asexual reproductive process in the Hypotrichida. - J. Protozool., **13**: 155-164.
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. (1974): Descriptions of three species of *Euplotes* (Protozoa: Ciliatea). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **27**: 113-125.
CURDS, C.R. (1975a): 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. (1975b): A guide to the species of the genus *Euplotes* (Hypotrichida, Ciliatea). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **28**: 1-61.
CURDS, C.R. (1977): Notes on the morphology and nomenclature of three members of the Euplotidae (Protozoa: Ciliatea). - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **31**: 267-278.
CURDS, C.R. (1979): Le rôle des protozoaires dans la purification de l'eau. - Année biol., **18**: 193-219.
CURDS, C.R. (1982): British and other freshwater ciliated protozoa. Part I Ciliophora: Kinetofragminophora. Keys and notes for the identification of the free-living genera. - Synopses of the British Fauna (New Series), 22: VII + 387 pp.
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. & FEY, G.J. (1969): The effect of ciliated protozoa on the fate of *Escherichia coli* in the activated-sludge process. - Wat. Res., **3**: 853-867.
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. & JORDAN, A. (1976): Les observations sur les ciliés d'une mare. - Acta Protozool., **15**: 277-287.

DADAY, E. von (1892): Die mikroskopische Thierwelt der Mezöséger Teiche. - Természetr. Füz., **15**: 166-207.
DADAY, E. von (1898): Mikroskopische Süsswaserthiere aus Ceylon. - Természetr. Füz., **21** (Anhangsheft): 1-121.
DADAY, J. (1905): Paraguay mikrofaunájának alaprajza. - Mat. természettud. Ért., **23**: 312-355.
DARBY, H.H. (1929): The effect of the hydrogen ion concentration on the sequence of protozoan forms. - Arch. Protistenk., **65**: 1-37.
DASS, C.M.S. & SAPRA, G.R. (1965): Macronuclear behaviour during growth and cell division in *Stylonychia notophora*. - Int. Congr. Protozool., **2**: 229.
DAWSON, J.A. (1919): An experimental study of an amicronucleate *Oxytricha* I. Study of the normal animal, with an account of cannibalism. - J. exp. Zool., **29**: 473-513.
DEROUX, G. (1970): La série "Chlamydonellienne" chez les Chlamydodontidae (Holotriches, Cyrtophorina FAURÉ-FRÉMIET). - Protistologica, **6**: 155-182.
DEROUX, G. (1974): Quelques précisions sur *Strobilidium gyrans* SCHEWIAKOFF. - Cah. Biol. mar., **15**: 571-588.
DEROUX, G. (1976a): Le plan cortical des Cyrtophorida unité d'expression et marges de variabilité II. - Cyrtophorida a thigmotactisme ventral généralisé. - Protistologica, **12**: 483-500.
DEROUX, G. (1976b): Plan cortical des Cyrtophorida III - Les structures différenciatrices chez les Dysteriina. - Protistologica, **12**: 505-538.
DEROUX, G. & DRAGESCO, J. (1968): Nouvelles données sur quelques ciliés holotriches cyrtophores a ciliature ventrale. - Protistologica, **4**: 365-403.
DETCHEVA, R.B. (1972): 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. (1975): Pollution influence on the infusorial fauna (Protozoa, Ciliata) of Bulgarian rivers. - Hidrobiologia, **1**: 81-96 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
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.
DIECKMANN, J. (1985): *Podophrya grelli* n. sp., ein wirtsspezifischer Suktor, parasitierend auf *Stylonychia lemnae* AMMERMANN und SCHLEGEL 1983. - Arch. Protistenk., **129**: 155-170.
DIECKMANN, J. (1989): Neubeschreibung der Morphogenese von *Paraholosticha muscicola* KAHL, 1932 (Ciliophora, Hypotrichida). - Arch. Protistenk., **137**: 143-156.
DIESING, K.M. (1866): Revision der Prothelminthen. Abtheilung: Amastigen. II. Amastigen mit Peristom. - Sber. Akad. Wiss. Wien, Mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse, Abt. I, **53** (Jahr 1866): 49-144.
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.
DOBRZAŃSKA, J. (1958): Investigations on ciliates living in lamellibranchiates of small water bodies. - Bull. Acad. pol. Sci., Ser. Sci. biol., **6**: 113-118.

FLEURY, A. & FRYD-VERSAVEL, G. (1984): Unité et diversité chez les hypotriches (Protozoaires ciliés) I. - Approche morphogénétique par l'étude de quelques formes peu différenciées. - Protistologica, **20**: 525-546.

FLEURY, A., IFTODE, F., DEROUX, G. & FRYD-VERSAVEL, G. (1985): Unité et diversité chez les hypotriches (Protozoaires ciliés): II - Éléments d'ultrastructure comparée chez divers représentants du sous-ordre des Euhypotrichina. - Protistologica, **21**: 505-524.

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. (1976): Erfahrungen mit einer trockenen Silberimprägnationsmethode zur Darstellung argyrophiler Strukturen bei Protisten. - Verh. zool.-bot. Ges. Wien, **115**: 68-79.

FOISSNER, W. (1978a): *Euplotes moebiusi* f. *quadricirratus* (Ciliophora, Hypotrichida) I. Die Feinstruktur des Cortex und der argyrophilen Strukturen. - Arch. Protistenk., **120**: 86-117.

FOISSNER, W. (1978b): *Euplotes moebiusi* f. *quadricirratus* Ciliophora, Hypotrichida) II. Die Feinstruktur einiger cytoplasmatischer Organellen. - Naturk. Jb. Stadt Linz, **23**: 17-24.

FOISSNER, W. (1978c): Das Silberliniensystem und die Infraciliatur der Gattungen *Platyophrya* KAHL, 1926, *Cyrtolophosis* STOKES, 1885 und *Colpoda* O.F.M., 1786: Ein Beitrag zur Systematik der Colpodida (Ciliata, Vestibulifera). - Acta Protozool., **17**: 215-231.

FOISSNER, W. (1979a): Ökologische und systematische Studien über das Neuston alpiner Kleingewässer, mit besonderer Berücksichtigung der Ciliaten. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **64**: 99-140.

FOISSNER, W. (1979b): Morphologie, Infraciliatur und Silberliniensystem von *Phascolodon vorticella* STEIN, *Chlamydonella alpestris* nov. spec. und *Trochilia minuta* (ROUX) (Ciliophora, Cyrtophorida). - Protistologica, **15**: 557-563.

FOISSNER, W. (1979c): Taxonomische Studien über die Ciliaten des Großglocknergebietes (Hohe Tauern, Österreich). Familien Microthoracidae, Chilodonellidae und Furgasoniidae. - Sber. Akad. Wiss. Wien, **188**: 27-43.

FOISSNER, W. (1979d): Wimpertiere als Bioindikatoren. - ÖKO-L, **4**: 3-7.

FOISSNER, W. (1979e): Methylgrün-Pyronin: Seine Eignung zur supravitalen Übersichtsfärbung von Protozoen, besonders ihrer Protrichocysten. - Mikroskopie, **35**: 108-115.

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. (1980c): Colpodide Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus alpinen Böden. - Zool. Jb. Syst., **107**: 391-432.

FOISSNER, W. (1980d): Taxonomische Studien über die Ciliaten des Großglocknergebietes (Hohe Tauern, Österreich). VI. Familien Woodruffiidae, Colpodidae und Marynidae. - Acta Protozool., **19**: 29-50.

FOISSNER, W. (1981a): Die Gemeinschaftsstruktur der Ciliatenzönose in alpinen Böden (Hohe Tauern, Österreich) und Grundlagen für eine Synökologie der terricolen Ciliaten (Protozoa, Ciliophora). - Veröff. Österr. MaB-Programms, **4**: 7-52.

FOISSNER, W. (1981b): Morphologie und Taxonomie einiger neuer und wenig bekannter kinetofragminophorer Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus alpinen Böden. - Zool. Jb. Syst., **108**: 264-297.

FOISSNER, W. (1981c): Das Silberliniensystem der Ciliaten: Tatsachen, Hypothesen, Probleme. - Mikroskopie, **38**: 15-26.

FOISSNER, W. (1982): Ökologie und Taxonomie der Hypotrichida (Protozoa: Ciliophora) einiger österreichischer Böden. - Arch. Protistenk., **126**: 19-143.

FOISSNER, W. (1984a): Infraciliatur, Silberliniensystem und Biometrie einiger neuer und wenig bekannter terrestrischer, limnischer und mariner Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus den Klassen Kinetofragminophora, Colpodea und Polyhymenophora. - Stapfia, **12**: 1-165.

FOISSNER, W. (1984b): Morphologie und Infraciliatur einiger limnischer Ciliaten (Protozoa: Ciliophora). - Schweiz. Z. Hydrol., **46**: 210-223.
FOISSNER, W. (1985): Klassifikation und Phylogenie der Colpodea (Protozoa: Ciliophora). - Arch. Protistenk., **129**: 239-290.
FOISSNER, W. (1986): Wimpertiere (Protozoa: Ciliophora) in Flechten. - Kataloge des Oberösterreichischen Landesmuseums Linz (Neue Folge), **5**: 43-46.
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. (1987c): Neue und wenig bekannte hypotriche und colpodide Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus Böden und Moosen. - Zool. Beitr. (N. F.), **31**: 187-282.
FOISSNER, W. (1988a): Taxonomic and nomenclatural revision of Sládecek's list of ciliates (Protozoa: Ciliophora) as indicators of water quality. - Hydrobiologia, **166**: 1-64.
FOISSNER, W. (1988b): Taxonomie und Ökologie einiger Ciliaten (Protozoa, Ciliophora) des Saprobiensystems. II. Familie Chilodonellidae. - Hydrobiologia, **162**: 21-45.
FOISSNER, W. (1989): Morphologie und Infraciliatur einiger neuer und wenig bekannter terrestrischer und limnischer Ciliaten (Protozoa, Ciliophora). - Sber. öst. Akad. Wiss., Mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse, Abt. I, **196** (Jahr 1987): 173-247.
FOISSNER, W. (1990): Dynamics of ecology of free-living protozoa. - Zool. Sci., Suppl. **7**: 155-165.
FOISSNER, W. (1991): Class Colpodea. - Protozoenfauna. G. Fischer, Stuttgart (im Druck).
FOISSNER, W. & DIDIER, P. (1981): Morphologie und Infraciliatur einiger kinetofragminophorer und hypotricher Ciliaten aus den Fließgewässern von Besse-en-Chandesse (Frankreich). - Annls Stn limnol. Besse, **15**: 254-275.
FOISSNER, W. & FOISSNER, I. (1988): Teil I c: Stamm: Ciliophora. - Catalogus Faunae Austriae, **I c**: 1-147.
FOISSNER, W. & O'DONOGHUE, P.J. (1990): Morphology and infraciliature of some freshwater ciliates (Protozoa: Ciliophora) from Western and South Australia. - Invert. Taxon., **3**: 661-696.
FOISSNER, W. & PEER, T. (1985): Protozoologische Untersuchungen an Almböden im Gasteiner Tal (Zentralalpen, Österreich). I. Charakteristik der Taxotope, Faunistik und Autökologie der Testacea und Ciliophora. - Veröff. Österr. MaB-Programms, **9**: 27-50.
FOISSNER, W. & SCHIFFMANN, H. (1974): The cytopyge of ciliata IV. An experimental study of the ingestion, digestion and defaecation in *Oxytricha fallax*. - Acta biol. hung., **25**: 61-74.
FOISSNER, W. & SIMONSBERGER, P. (1975): Vergleichende licht- und rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen an trocken präparierten Silberliniensystemen von Ciliaten (Protozoa). - Mikroskopie, **31**: 193-205.
FOISSNER, W. & WILBERT, N. (1979): Morphologie, Infraciliatur und Ökologie der limnischen Tintinnina: *Tintinnidium fluviatile* STEIN, *Tintinnidium pusillum* ENTZ, *Tintinnopsis cylindrata* DADAY und *Codonella cratera* (LEIDY) (Ciliophora, Polyhymenophora). - J. Protozool., **26**: 90-103.
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., CZAPIK, A. & WIACKOWSKI, K. (1981): Die Infraciliatur und das Silberliniensystem von *Sagittaria hyalina* nov. spec., *Chlamydonella polonica* nov. spec. und *Spirozona caudata* KAHL, 1926 (Protozoa, Ciliophora). - Arch. Protistenk., **124**: 361-377.
FOISSNER, W., OLEKSIV, I. & MÜLLER, H. (1990): Morphologie und Infraciliatur einiger Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus stagnierenden Gewässern. - Arch. Protistenk., **138**: 191-206.
FOISSNER, W., PEER, T. & ADAM, H. (1985): Pedologische und protozoologische Untersuchung einiger Böden des Tullnerfeldes (Niederösterreich). - Mitt. öst. bodenk. Ges., **30**: 77-117.

FOISSNER, W., SKOGSTAD, A. & PRATT, J.R. (1988): Morphology and infraciliature of *Trochiliopsis australis* n. sp., *Pelagohalteria viridis* (FROMENTEL, 1876) n. g., n. comb., and *Strobilidium lacustris* n. sp. (Protozoa, Ciliophora). - J. Protozool., **35**: 489-497.

FREY, D.G. (1964): Remains of animals in quaternary lake and bog sediments and their interpretation. - Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. Planktonk., **2**: 1-114.

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.

FROUD, J. (1949): Observations on hypotrichous ciliates: the genera *Stichotricha* and *Chaetospira*. - Q. Jl microsc. Soc., **90**: 141-158.

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.

GATES, M.A. (1985): Suggestions for revision of the ciliate genus *Euplotes*. - Memorie Soc. tosc. Sci. nat., Serie B, **92**: 43-52.

GAUSE, G.F. (1941): The effect of natural selection in the acclimatization of *Euplotes* to different salinities of the medium. - J. exp. Zool., **87**: 85-100.

GELEI, J.v. (1929): Ein neuer Typ der hypotrichen Infusorien aus der Umgebung von Szeged. *Spirofilum tisiae* n. sp., n. gen., n. fam. - Arch. Protistenk., **65**: 165-182.

GELEI, J.v. (1938): Vollkommene Sinneselemente bei den höheren Ciliaten. I. Studie über die Sinnessorganellen von *Euplates*-Arten. - Mat. természettud. Ért., **57**: 845-887.

GELEI, J.v. (1939): Vollkommene Sinneselement bei den höheren Ciliaten. II. Studie über die Sinnesorganellen von *Aspidisca*-Arten, Allgemeines. - Mat. természettud. Ért., **58**: 476-518.

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.

GELLÉRT, J. (1956): Ciliaten des sich unter dem Moosrasen auf Felsen gebildeten Humus. - Acta biol. hung., **6**: 337-359.

GELLÉRT, J. (1961): Adatok a balatoni fenéküledék csillósainak ismeretéhez (Angaben zur Kenntnis der Ziliaten im Bodensedimente des Balaton). - Annls Inst. biol. Tihany, **28**: 105-108 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).

GELLÉRT, J. & TAMÁS, G. (1958): Detritusz-turzások kovamoszatainak és csillósainak ökológiai vizsgálata a Tihanyi-félsziget keleti partján (Ökologische Untersuchungen an Diatomeen und Ciliaten der Detritus-Drifte am Ostufer der Halbinsel Tihany). - Annls Inst. biol. Tihany, **25**: 217-240 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).

GELLÉRT, J. & TAMÁS, G. (1959): Detritusz-turzások kovamoszatainak és csillósainak ökológiai vizsgálata a Tihanyi-félsziget déli partján (Ökologische Untersuchungen der Kieselalgen und Ciliaten der Detritus-Driften an dem Südufer der Halbinsel Tihany). - Annls Inst. biol. Tihany, **26**: 223-235 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).

GESSNER, F. (1937): Hydrographie und Hydrobiologie der Brackwässer Rügens und des Darß. - Kieler Meeresforsch., **2**: 1-80.

GIESE, A.C. & ALDEN, R.H. (1938): Cannibalism and giant formation in *Stylonychia*. - J. exp. Zool., **78**: 117-134.

GIESE, A.C. & CHRISTENSEN, E. (1954): Effects of ozone on organisms. - Physiol. Zoöl., **27**: 101-115.

GITTLESON, S.M. & FERGUSON, T. (1971): Temperature-related occurrence of protozoa. - Hydrobiologia, **37**: 49-54.
GITTLESON, S.M. & HOOVER, R.L. (1969): Cavernicolous protozoa review of the literature and new studies in Mammoth Cave, Kentucky. - Annls Spéléol., **24**: 737-776.
GMELIN, K.C. (editor; 1790): Caroli a Linné Systema Naturae. 13th edition (1788-1793). Vol. 1, pt. 6. Leipzig.
GOLD, K. & MORALES, E.A. (1975): Seasonal changes in lorica sizes and the species of Tintinnida in the New York Bight. - J. Protozool., **22**: 520-528.
GOLEMANSKY, V.G. (1984): Unicellular contaminants and pests in laboratory and industrially raised algal cultures. - Hydrobiology, **20**: 17-30.
GOLEMANSKY, V.G. & AVRAMOVA, S. (1976): *Chilodonella algivora* KAHL (Infusoria, Holotricha) - protozoaire nuisible des cultures d'algues de *Chlorella* sp. en Bulgarie. - Acta zool. bulg., **5**: 88-92 (in Bulgarisch mit russischer und französischer Zusammenfassung).
GONG XUNJU & SHEN YUNFEN (1989): The new species of protozoa from the Suoxiyu nature preserve area, Hunan province. - In LI SHANGHAO (ed.): The aquatic fauna of Suoxiyu nature preserve area, Hunan, China, pp. 96-114. Academia Sinica Press, Peking (in Chinesisch mit englischer Zusammenfassung).
GOULDER, R. (1975): Observations on a planktonic ciliate in two Humberside reservoirs. - Naturalist, Hull, **934**: 95-96.
GOULDER, R. (1976): The tintinnid protozoon *Codonella cratera* (LEIDY) in two gravel-pit ponds. - Arch. Hydrobiol., **77**: 403-410.
GOURRET, P. & ROESER, P. (1886): Les protozoaires du vieux-port de Marseille. - Archs Zool. exp. gén., **4**: 443-534.
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.
GRABACKA, E. (1982): Stream ecosystems in mountain grassland (West Carpathians) 7. Ciliata. - Acta hydrobiol., Kraków, **24**: 367-373.
GRAIN, J. (1972): Etude ultrastructurale d'*Halteria grandinella* O.F.M., (cilié oligotriche) et considérations phylogénétiques. - Protistologica, **8**: 179-197.
GREISER, D. (1974): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten in einer Modellselbstreinigungsstrecke. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **59**: 543-555.
GRIM, J.N. (1972): Fine structure of the surface and infraciliature of *Gastrostyla steinii*. - J. Protozool., **19**: 113-126.
GRIM, J.N. & HALCROW, K.R. (1979): The oligotrich ciliate *Strobilidium gyrans*: its fresh-water environment, laboratory culture conditions, and stalking behavior. - Trans. Am. microsc. Soc., **98**: 529-536.
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. (1969): Etude comparee de la morphogenese au cours de la bipartition, chez plusieurs especes de cilies hypotriches. - Annls Stn limnol. Besse, **4**: 335-365.
GROLIÈRE, C.-A. (1975): Descriptions de quelques ciliés hypotriches des tourbière a sphaignes et des étendues d'eau acides. - Protistologica, **11**: 481-498.
GROLIÈRE, C.-A. (1977): Contribution a l'étude des ciliés des sphaignes: II. Dynamique des populations. - Protistologica, **13**: 335-352.
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.

GROLIÈRE, C.-A., CHAKLI, R., SPARAGANO, O. & PEPIN, D. (1990): Application de la colonisation d'un substrat artificiel par les ciliés à l'étude de la qualité des eaux d'une rivière. - Europ. J. Protistol., **25**: 381-390.

GRUBER, A. (1880): Neue Infusorien. - Z. wiss. Zool., **33**: 439-466.

GRUBER, A. (1883): Beobachtungen an *Chilodon curvidentis* nov. spec. - Ber. naturf. Ges. Freiburg. i. B. (Festschrift), **56**: 38-48.

HADA, Y. (1939): Fresh water tintinnoinea in Japan. - Trans. Sapporo nat. Hist. Soc., **16**: 38-44.

HADA, Y. (1966): The fresh-water fauna of the protozoa in Antarctica. - Sci. Rep. Jap. Antarctic Res. Expedition, Special Issue No. **1**: 209-215.

HALME, E. (1958): Planktologische Untersuchungen in der Pojo-Bucht und angrenzenden Gewässern IV. Zooplankton. - Suomal. eläin-ja karvit. Seur. van. eläin Julk., **19**: 1-62.

HAMM, A. (1964): Untersuchungen über die Ökologie und Variabilität von *Aspidisca costata* (Hypotricha) im Belebtschlamm. - Arch. Hydrobiol., **60**: 286-339.

HAMMER, U.T. (1986): Saline lake ecosystems of the world. - Monographiae biol., **59**: 1-616.

HAMMERSMITH, R.L. & GRIMES, G.W. (1981): Effects of cystment on cells of *Oxytricha fallax* possessing supernumary dorsal bristle rows. - J. Embryol. exp. Morph., **63**: 17-27.

HAMMOND, D.M. & KOFOID, C.A. (1937): The continuity of structure and function in the neuromotor system of *Euplotes patella* during its life cycle. - Proc. Am. phil. Soc., **77**: 207-218.

HANUŠKA, L. (1962): Protozoa des Nitra-Flussgebietes (Saprobial-ökologische studie). - Biológia (Bratisl.), **17**: 812-827.

HARTWIG, E. (1973): Die Ciliaten des Gezeiten-Sandstrandes der Nordseeinsel Sylt I. Systematik. - Abh. math.-naturw. Kl. Akad. Wiss. Mainz, Reihe Mikrofauna des Meeresbodens, **18**: 387-453.

HASHIMOTO, K. (1961): Stomatogenesis and formation of cirri in fragments of *Oxytricha fallax* STEIN. - J. Protozool., **8**: 433- 442.

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.Jr. & PICHLER, W. (1979): Ein Beitrag zur Biologie und Hydrochemie eines stark belasteten Fliessgewässers (Gersbach 1977). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **3/4** (Jahr 1977/1978): 51- 81.

HASLAUER, J., PUM, M. & FOISSNER, W. (1979): Zur Hydrobiologie eines städtischen Fliessgewässers (Alterbach-System 1976). - Ber. Nat.-Med. Ver. Salzburg, **3/4** (Jahr 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. (1985): Protozoologie. G. Thieme, Stuttgart, New York. 351 pp.

HAUSMANN, K. & FOISSNER, W. (1986): Das Pantoffeltierchen aus dem Heuaufguß gibt es nicht! Ein Irrtum, der Jahrzehnte überdauert hat. - Mikrokosmos, **75** (Heft 7): 193-197.

HECKEY, R.E. & KLING, H.J. (1981): The phytoplankton and protozooplankton of the euphotic zone of lake Tanganyika: species composition, biomass, chlorophyll content, and spatio-temporal distribution. - Limnol. Oceanogr., **26**: 548-564.

HECKMAN, C.W. (1974): The seasonal succession of species in a rice paddy in Vientiane, Laos. - Int. Revue ges. Hydrobiol., **59**: 489-507.

HECKMANN, K. & SCHMIDT, H.J. (1987): *Polynucleobacter necessarius* gen. nov., sp. nov., an obligately endosymbiotic bacterium living in the cytoplasm of *Euplotes aediculatus*. - Int. J. syst. Bact., **37**: 456-457.

HECKMANN, K., TEN HAGEN, R. & GÖRTZ, H.-D. (1983): Freshwater *Euplotes* species with a 9 type 1 cirrus pattern depend upon endosymbionts. - J. Protozool., **30**: 284-289.

HEITKAMP, U. (1986): Bestimmungsschlüssel der mitteleuropäischen *Hydra*-Arten (Cnidaria, Hydrozoa). - Arch. Hydrobiol., **107**: 529-543.

HEMBERGER, H. (1982): Revision der Ordnung Hypotrichida STEIN (Ciliophora, Protozoa) an Hand von Protargolpräparaten und Morphogenesedarstellungen. Diss. Univ. Bonn. 296 pp.

HEMBERGER, H. (1985): Neue Gattungen und Arten hypotricher Ciliaten. - Arch. Protistenk., **130**: 397-417.

HEMBERGER, H. & WILBERT, N. (1982): Revision der Familie Keronidae DUJARDIN, 1840 (Ciliophora, Hypotrichida) mit einer Beschreibung der Morphogenese von *Kerona polyporum* EHRENBERG, 1835. - Arch. Protistenk., **125**: 261-270.

HEMPEL, A. (1898): Descriptions of new species of rotifera and protozoa from the Illinois river and adjacent waters. - Bull. Ill. St. Lab. nat. Hist., **4**: 310-317.

HENEBRY, M.S. & CAIRNS, J.Jr. (1980): The effect of source pool maturity on the process of island colonization: an experimental approach with protozoan communities. - Oikos, **35**: 107-114.

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.

HEUSS, K. & WILBERT, N. (1973): Zur Morphologie und Ökologie von *Trochilia minuta* ROUX, 1901 (Ciliata, Cyrtophorina). - Gewäss.-Abwäss., **52**: 32-43.

HILL, B.F. & REILLY, J.A. (1976): A comparative study of three fresh-water *Euplotes* species (Ciliophora, Hypotrichida). - Trans. Am. microsc. Soc., **95**: 492-504.

HILL, P.R. (1965): The relationship between green *Hydra* and brown *Hydra* and the ciliate *Kerona* and *Trichodina*. - Rep. Oundle Sch. nat. Hist. Soc., Jahr 1965: 91-95.

HILLIARD, D.K. (1968): *Tintinnidium ephemeridum* n. sp. a new freshwater tintinnid from Alaska with notes on the algae attached to its test. - Hydrobiologia, **31**: 385-401.

HOFMANN, A.H. (1987): Stomatogenesis in cyrtophorid ciliates II. *Chilodonella cyprini* (MOROFF, 1902): the kinetofragment as an anlagen-complex. - Europ. J. Protistol., **23**: 165-184.

HOFMANN, A.H. & BARDELE, C.F. (1987): Stomatogenesis in cyrtophorid ciliates I. *Trithigmostoma steini* (BLOCHMANN, 1895): from somatic kineties to oral kineties. - Europ. J. Protistol., **23**: 2-17.

HORVÁTH, J.v. (1933): Beiträge zur hypotrichen Fauna der Umgebung von Szeged. I. - Arch. Protistenk., **80**: 281-302.

HORVÁTH, J.v. (1939): Inwiefern ist die Micronucleenzahl in der Familie der Oxytrichen (Hypotricha) artbestimmend? - Arch. Protistenk., **92**: 543-546.

HUDSON, C.T. (1875): On *Cephalosiphon* and a new infusorian. - Mon. microsc. J., **14**: 165-170.

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.

ILOWAISKY, S.A. (1921): Zwei neue Arten und Gattungen von Infusorien aus dem Wolgabassin. - Rab. volzh. biol. Sta., **6**: 97-105 (in Russisch mit deutscher Zusammenfassung).

IMHOF, O.E. (1885): Notiz bezüglich der *Difflugia cratera* LEIDY. - Zool. Anz., **8**: 293-294.

IMHOF, O.E. (1886): Über microscopische pelagische Thiere aus den Lagunen von Venedig. - Zool. Anz., **9**: 101-104.

JACKSON, K.M. & BERGER, J. (1984): Survival of ciliate protozoa under starvation conditions and at low bacterial levels. - Microb. Ecol., **10**: 47-59.

JACOBSON, I. (1928): Beiträge zur Protozoenkunde von Eesti. - Sber. naturf. Ges. Univ. Tartu, **35**: 80-112.

JACZÓ, I. (1940): Die Süsswasser-Tintinniden Ungarns. - Fragm. faun. hung., **3**: 59-60.

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.

JANKOWSKI, A.W. (1967): Taxanomy of the genus *Chilodonella* and a new proposed genus *Trithigmostoma* gen. nov. - Zool. Zh., **46**: 1247-1250 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

JANKOWSKI, A.W. (1979): Revision of the order Hypotrichida STEIN, 1859. Generic catalogue, phylogeny, taxonomy. - Dokl. Akad. Nauk SSSR, **86**: 48-85 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

JERKA-DZIADOSZ, M. (1964): *Urostyla cristata* sp. n. (Urostylidae, Hypotrichida): the morphology and morphogenesis. - Acta Protozool., **2**: 123-128.
JERKA-DZIADOSZ, M. (1965): Morphogenesis of ciliature in division of *Urostyla weissei* STEIN. - Acta Protozool., **3**: 345-353.
JERKA-DZIADOSZ, M. (1972): Cortical development in *Urostyla*. I. Comparative study on morphogenesis in *U. cristata* and *U. grandis*. - Acta Protozool., **10**: 73-100.
JERKA-DZIADOSZ, M. (1980): Ultrastructural study on the development of the hypotrich ciliate *Paraurostyla weissei*. I. Formation and morphogenetic movements of ventral ciliary primordia. - Protistologica, **16**: 571-589.
JERKA-DZIADOSZ, M. & BANACZYK, I.A. (1983): Cell shape, growth rate and cortical pattern aberrations in an abnormal strain of the hypotrich ciliate *Paraurostyla weissei*. - Acta Protozool., **22**: 139-156.
JONES, E.E. (1974): The protozoa of Mobile Bay, Alabama. - Univ. South Alabama Monogr., **1**: 1-113.
JONSSON, P.R. (1986): Particle size selection, feeding rates and growth dynamics of marine planktonic oligotrichous ciliates (Ciliophora: Oligotrichina). - Mar. Ecol. Prog. Ser., **33**: 265-277.
JÓSA, Z. (1974): Effect of town waste-water on the development of ciliata plankton in the Szolnok section of the Tisza. Dissertationes Biologicae a Collegio Exploratorum Fluminis Tisciae Editae, Szeged, **9**: 53-63.
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. (1928a): Die Infusorien (Ciliata) der Oldesloer Salzwasserstellen. - Arch. Hydrobiol., **19**: 50-123.
KAHL, A. (1928b): Die Infusorien (Ciliata) der Oldesloer Salzwasserstellen. - Arch. Hydrobiol., **19**: 189-246.
KAHL, A. (1930): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 1. Allgemeiner Teil und Prostomata. - Tierwelt Dtl., **18**: 1-180.
KAHL, A. (1931): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 2. Holotricha außer den im 1. Teil behandelten Prostomata. - Tierwelt Dtl., **21**: 181-398.
KAHL, A. (1932): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 3. Spirotricha. - Tierwelt Dtl., **25**: 399-650.
KAHL, A. (1935): Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 4. Peritricha und Chonotricha. - Tierwelt Dtl., **30**: 651-886.
KALTENBACH, A. (1960): Ökologische Untersuchungen an Donauciliaten. - Wass. Abwass. Wien, Jahr 1960: 151-174.
KALTENBACH, A. (1962): Nahrungsauswahl und Nahrungsaufnahme holotricher Ziliaten der Donaulitoralzone und im *Myriophyllum*-Aufwuchs des Donaualtwassers Gänsehäufel. - Wass. Abwass. Wien, Jahr 1962: 3-31.
KAUFMANN, J. (1958): Chemische und biologische Untersuchungen an den Abwasserfischteichen von München. - Z. angew. Zool., **45**: 433-481.
KAUL, N. & SAPRA, G.R. (1983): Feeding behaviour and digestion pattern in *Stylonychia mytilus* EHRENBERG. - Arch. Protistenk., **127**: 167-180.
KAUL, S.C. & SAPRA, G.R. (1989): Persistent hyperthermia induces adaptive modulations in the cytology of ciliates *Stylonychia mytilus* and *Euplotes aediculatus*. - J. therm. Biol., **14**: 75-81.
KENT, E.B. (1985): Spatial pattern on a colonized surface and prey capture rates of a sessile predator: *Tokophrya lemnarum* (Ciliata: Suctorida). - Trans. Am. microsc. Soc., **104**: 134-144.
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).

KHAN, M.A. & NASREEN (1981): Toxicity effects and physiological stresses of Pb nitrate on *Oxytricha fallax*, STEIN., a mesosaprobic indicator ciliate protozoa. - Int. Congr. Protozool., **6**: 183.

KINK, J. (1970): The influence of formalin on morphogenesis of *Chilodonella cucullulus* O.F.Müller. - Acta Protozool., **8**: 203-208.

KLAPPER, H. (1963): Zu einigen Problemen der biologischen Wasseranalyse nach Untersuchungen im Einzugsgebiet Mittlere Elbe-Sude-Elde. - Int. Revue ges. Hydrobiol. Hydrogr., **48**: 9-34.

KLEIN, B.M. (1926): Über eine neue Eigentümlichkeit der Pellicula von *Chilodon uncinatus* EHRBG. - Zool. Anz., **67**: 1-2.

KLEIN, B.M. (1927): Die Silberliniensysteme der Ciliaten. Ihr Verhalten während Teilung und Conjugation, neue Silberbilder, Nachträge. - Arch. Protistenk., **58**: 55-142.

KLEIN, B.M. (1929): Weitere Beiträge zur Kenntnis des Silberliniensystems der Ciliaten. - Arch. Protistenk., **65**: 183-257.

KLEIN, B.M. (1936): Beziehungen zwischen Maschenweite und Bildungsvorgängen im Silberliniensystem der Ciliaten. - Arch. Protistenk., **88**: 1-22.

KLEKOWSKI, R.Z. (1981): Size dependence of metabolism in protozoans. - Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol., **21**: 1503-1506.

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**: 167-183.

KLOETZEL, J.A. (1974): Feeding in ciliated protozoa I. Pharyngeal disks in *Euplotes*: a source of membrane for food vacuole formation? - J. Cell Sci., **15**: 379-401.

KNÜPLING, J. (1979): Ökologische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten im Brackwasserbereich des Elbe-Aestuars. - Arch. Hydrobiol., Suppl., **43**: 273-288.

KOFOID, C.A. & CAMPBELL, A.S. (1929): A conspectus of the marine and fresh-water ciliata belonging to the suborder Tintinnoinea, with descriptions of new species principally from the Agassiz expedition to the eastern tropical Pacific 1904-1905. - Univ. Calif. Publs Zool., **34**: 1-403.

KOFOID, C.A. & CAMPBELL, A.S. (1939): The Ciliata: the Tintinnoinea. Reports on the scientific results of the expedition to the eastern tropical Pacific ... 1904-1905. - Bull. Mus. comp. Zool. Harv., **84**: 1-474.

KOLKWITZ, R. (1950): Oekologie der Saprobien. Über die Beziehungen der Wasserorganismen zur Umwelt. - SchrReihe Ver. Wass.- Boden- u. Lufthyg., Nr. **4**: 1-64.

KOLKWITZ, R. & MARSSON, M. (1909): Ökologie der tierischen Saprobien. Beiträge zur Lehre von der biologischen Gewässerbeurteilung. - Int. Revue ges. Hydrobiol. Hydrogr., **2**: 126-152.

KOWALEWSKI, M. (1882): Przyczynek do historyi naturalnéj oxytrichów. - Pam. fizyogr., **2**: 395-413 (in Polnisch mit französischer Erklärung der Tafeln; polnische Schreibweise des Namens: KOWALEWSKIEGO).

KOWALSKA, D. & KACZANOWSKA, J. (1970): Studies on topography of cortical organelles of *Chilodonella cucullulus* (O.F.M.) II. Topographical relations of the total number of kineties to the disposition of CVPs. - Acta Protozool., **7**: 181-192.

KRACHT, M. (1982): Über den Einfluss einiger abiotischer Faktoren auf Nahrungsaufnahme und Wachstum von *Colpoda cucullus* O.F.MÜLLER (Holotricha, Ciliata). Diss. Univ. Hamburg. 113 pp.

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.

MAEDA, M. & CAREY, P.G. (1985): An illustrated guide to the species of the family Strombidiidae (Oligotrichida, Ciliophora), free swimming protozoa common in the aquatic environment. - Bull. Ocean Res. Inst., Univ. Tokyo, **19**: 1-68.

MAMAEVA, N.V. (1979): Infusoria of the Volga Basin. Ecological survey. Nauka, Leningrad. 150 pp (in Russisch).

MAMAEVA, N.V. & KOPYLOW, A.I. (1978): A study of feeding in fresh-water ciliates. - Tsitologiya, **20**: 472-475 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

MARTIN, J., FEDRIANI, C. & NIETO, J. (1981): Étude comparée des processus morphogénétiques d'*Uroleptus* sp. (KAHL, 1932) et de *Holosticha* (*Paruroleptus*) *musculus* (KAHL, 1932) (Ciliés hypotriches). - Protistologica, **17**: 215-224.

MASKELL, W.M. (1887): On the freshwater infusoria of the Wellington District. - Trans. Proc. N. Z. Inst., **20**: 3-19.

MATIS, D. (1975): Infusoria of the order Hypotrichida in some localities in the vicinity of Bratislava. - Biológia, Bratisl., **30**: 583-588.

MATIS, D. & DANISKOVA, M. (1972): Notes on two species of ciliates of the order Hypotrichida from rain-water pools in Slovakia. - Acta Fac. Rerum nat. Univ. comen., Bratisl., Series Zoologia, **17**: 49-53.

MAUCH, E. (1976): Leitformen der Saprobität für die biologische Gewässeranalyse Teil 4. - Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg, **21**: 339-563.

MAUCH, E., KOHMANN, F. & SANZIN, W. (1985): Biologische Gewässeranalyse in Bayern. - Informationsberichte Bayer. Landesamt für Wasserwirtschaft, **1/85**: 1-247.

MAUPAS, E. (1883): Contribution a l'etude morphologique et anatomique des infusoires ciliés. - Archs Zool. exp. gén., **11**: 427-664.

MCCORMICK, P.V., PRATT, J.R. & CAIRNS, J. Jr. (1986): Effect of 3-trifluoromethyl-4-nitrophenol on the structure and function of protozoan communities established on artificial substrates. - Spec. tech. Publs Am. Soc. Test. Mater., **920**: 224-240.

MCCOY, J.W. (1974): Biology and systematics of the ciliate genus *Cyrtolophosis* STOKES, 1885. - Acta Protozool., **13**: 41-52.

MERESCHKOWSKY, C. (1877): Studien über Protozoen des nördlichen Russland. - Trudy imp. S-perb. Obshch. Estest., **8**: 203-385 (in Russisch).

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.

MIGALA, K. & KAZUBSKI, S.L. (1972): Occurrence of nonspecific ciliates on carps (*Cyprinus carpio* L.) in winter ponds. - Acta Protozool., **9**: 329-338.

MIHAILOWITSCH, B. (1989): Taxonomische und ökologische Untersuchungen an Ciliaten (Protozoa, Ciliophora) in solebelasteten Fliessgewässern. Diss. Univ. Bonn. 291 + 33 pp.

MIRABDULLAEV, I.M. (1985): Two new species of the oligociliated infusorians (Ciliophora, Oligotrichida) from water reservoirs of Uzbekistan. - Zool. Zh., **64**: 1892-1893 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

MOLTMANN, J. (1978): Die Wirkung kurzzeitiger thermaler Belastung auf Stoffhaushalt und Ciliatenbesiedlung aquatischer Modellökosysteme. - Verh. Ges. Ökologie, **7**: 311-315.

MORAVCOVA, V. (1977): Addenda to the list of protozoa as saprobic indicators. - Arch. Hydrobiol. Beih., **9**: 161-168.

MORENO-BARON, N. & LOPEZ-OCHOTERENA, E. (1976): Accion letal de tres detergentes anionicos sobre diversas poblaciones de protozoarios ciliados. - Revta Soc. mex. Hist. nat., **37**: 233-243.

MOROZOVSKAYA, O.I. & POLISHCHUK, V.V. (1969): New and rare forms of infusoria of the Tintinnoinea suborder from the Danube estuaries within the limits of the Ukraine. - Vest. zoologii. Institut Zoologii. Akademia Nauk Ukrainskoi SSR, **1**: 77-81 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).

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.

MUELLER, J.A. & MUELLER, W.P. (1970): *Colpoda cucullus*: a terrestrial aquatic. - Am. Midl. Nat., **84**: 1-12.

MÜLLER, H. (1989): The relative importance of different ciliate taxa in the pelagic food web of Lake Constance. - Microb. Ecol., **18**: 261-273.

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.

MURAMATSU, S. (1957): A preliminary survey of protozoa in the City of Hakodate and Oonuma Park. - Misc. Rep. Yamashina Inst. Orn. Zool., **11**: 466-471 (in Japanisch mit englischer Zusammenfassung).

NASREEN & KHAN, M.A. (1979): Responses of the ciliate *Oxytricha fallax* STEIN to lead acetate. - Indian J. exp. Biol., **17**: 982-984.

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.

NIE, D. (1933): Notes on three new species of fresh-water Tintinnoinea. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, **9**: 165-175.

NJINE, T. (1977): Contribution a la connaissance des cilies du Cameroun: ecologie - cytologie I. Etude ecologique. - Annls Stn limnol. Besse, **11**: 1-55.

NOLAND, L.E. (1925): Factors influencing the distribution of fresh water ciliates. - Ecology, **6**: 437-452.

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.

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.

ODERMATT, J.M. (1970): Limnologische Charakterisierung des Lauerzersees mit besonderer Berücksichtigung des Planktons. - Schweiz. Z. Hydrol., **32**: 1-75.

OKA, Y., SHIOTA, S., NAKAI, S., NISHIDA, Y. & OKUBO, S. (1980): Inverted terminal repeat sequence in the macronuclear DNA of *Stylonychia pustulata*. - Gene, **10**: 301-306.

PANG, Y. & ZHANG, Z. (1981): A discussion on CURDS' so-called "new asexual reproductive process in the Hypotrichida" - Continuous observation of the complete process of the overfeeding phenomenon in the Hypotrichida. - Acta zool. sin., **27**: 7-11 (in Chinesisch mit englischer Zusammenfassung).

PANTLE, R. & BUCK, H. (1955): Die biologische Überwachung der Gewässer und die Darstellung der Ergebnisse. - Gas- u. WassFach (Wasser/Abwasser), **96**: 604-620.

PATRICK, R. (1961): A study of the numbers and kinds of species found in rivers in eastern United States. - Proc. Acad. nat. Sci. Philad., **113**: 215-258.

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.
PAX, F. (1948): Die Tierwelt der mitteleuropäischen Schwefelquellen. - Senckenbergiana, 28: 139-152.
PEJLER, B. (1962): Notes on some limnoplanktic protozoans with description of two new species. - Zool. Bidr. Upps., 33: 447-452.
PENARD, E. (1916): Le *Strombidium mirabile*. - Mém. Soc. Phys. Hist. nat. Genève, 38: 227-252.
PENARD, E. (1922): Études sur les infusoires d'eau douce. Georg & Cie, Genève. 331 pp.
PERTY, M. (1849): Mikroskopische Organismen der Alpen und der italienischen Schweiz. - Mitt. naturf. Ges. Bern, Jahr 1849: 153-176.
PERTY, M. (1852a): System der Infusorien. - Mitt. naturf. Ges. Bern, Jahr 1852: 57-68.
PERTY, M. (1852b): Zur Kenntniss kleinster Lebensformen nach Bau, Funktion, Systematik, mit Specialverzeichniss der in der Schweiz beobachteten. Verlag von Jent & Reinert, Bern, 228 pp.
PETROVA, M.A., SMIRNOVA, T.P., AGEYEVA, T.A. & KHALTURINA, G.V. (1976): Planktonic infusorians in two lakes in Gor'kiy Province. - Hydrobiol. J., 12: 22-27.
PETZ, W. & FOISSNER, W. (1989): The effects of mancozeb and lindane on the soil microfauna of a spruce forest: a field study using a completely randomized block design. - Biol Fertil Soils, 7: 225-231.
PETZ, W. & FOISSNER, W. (1991): Morphology and morphogenesis of *Strobilidium caudatum* (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987, *Meseres longicilius* nov. spec. and *Strombidium bicinctum* nov. spec., and a proposed phylogenetic system for oligotrich ciliates (Protozoa, Ciliophora). - Europ. J. Protistol. (im Druck).
PFANNKUCHE, O., JELINEK, H. & HARTWIG, E. (1975): Zur Fauna eines Süßwasserwattes im Elbe-Aestuar. - Arch. Hydrobiol., 76: 475-498.
PIERSON, B.F. (1943): A comparative morphological study of several species of Euplotes closely related to *Euplotes patella*. - J. Morph., 72: 125-165.
PIERSON, B.F., GIERKE, R. & FISHER, A.L. (1968): Clarification of the taxonomic identification of *Euplotes eurystomus* KAHL and *E. aediculatus* PIERSON. - Trans. Am. microsc. Soc., 87: 306-316.
PIGON, A. (1953): Oddychanie i zawartosc niektórych fermentów oddechowych u wymoczków I. *Urostyla grandis* EHRENB. - Folia biol., Kraków, 1: 225-248 (in Polnisch mit russischer und englischer Zusammenfassung).
PIGON, A. (1954): Respiration and cytochrome oxidase content in certain infusoria (*Urostyla grandis* EHRB., *Spirostomum minus* ROUX, *Spirostomum intermedium* KAHL). - Bull. Acad. pol. Sci. Cl. II Sér. Sci. biol., 2: 131-134.
POLLINGHER, U. & KIMOR, B. (1967): The tintinnid fauna of lake Tiberias. - Bull. Sea Fish. Res. Stn. Israel, 44: 17-21.
PRATT, J.R., LANG, B.Z., KAESLER, R.L. & CAIRNS, J.Jr. (1986): Effect of seasonal changes on protozoans inhabiting artificial substrates in a small pond. - Arch. Protistenk., 131: 45-57.
PRIMC, B. (1981): 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. (1983): Laboratorijska istrazivanja o utjecaju rashladnih voda na faunu trepetljikasa u obrastajnim zajednicama (Laboratory investigation of the influence of coolant water on ciliate fauna in periphyton communities). - Prirodosl. Istraz., 48: 107-117 (in Serbokroatisch mit englischer Zusammenfassung).
PRIMC, B. (1984): Utjecaj organskog onečišćenja na naseljavanje trepetljikaša na obraštajne 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).

PROPER, G. & GARVER, J.C. (1966): Mass culture of the protozoa *Colpoda steinii*. - Biotechnology and Bioengineering, **8**: 287-296.
PUTT, M. & STOECKER, D.K. (1989): An experimentally determined carbon : volume ratio for marine "oligotrichous" ciliates from estuarine and coastal waters. - Limnol. Oceanogr., **36**: 1097-1103.
QUENNERSTEDT, A. (1867): Bidrag till sveriges infusorie-fauna. II. - Acta Univ. lund., **4**: 1-48.
RADZIKOWSKI, S. (1966): Study on morphology, division and postconjugation morphogenesis in *Chilodonella cucullulus* (O. F. Müller). - Acta Protozool., **4**: 89-96.
RADZIKOWSKI, S. & GOLEMBIEWSKA, M. (1977): *Chilodonella steini*. Morphology and culture method. - Protistologica, **13**: 381-389.
RAO, G.C. & GANAPATI, P.N. (1968): The interstitial fauna inhabiting the beach sands of Waltair Coast. - Proc. natn. Inst. Sci. India, Ser. B (Biological sciences), **34**: 82-125.
RECK, E.M. (1987): Zur Ökologie der pelagischen Ciliaten des Plußsees. Diss. Univ. Kiel. 288 pp.
RECK, E.M. (1988): Lorica-splitting by the Tintinnina. An adaptive strategy to invade freshwater ecosystems? - Naturwissenschaften, **75**: 45-47.
REES, J.van (1883): Protozën der Oosterschelde (Protozoaires de l'escaut de l'est). - Tijdschr. ned. dierk. Vereen., Supplement Deel I: 592-673.
REILLY, W.E. & LILLY, D.M. (1957): Comparative growth studies on two species of *Stylonychia*. - J. Protozool., Suppl., **4**: 20, Abstract 86.
REINNARTH, G. (1979): Ökologie und Vertikalverteilung von Ciliaten in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone verschiedener Süsswasserbiotope. Diss. Univ. Bonn. 113 pp.
REUTER, J. (1961): Einige faunistische und ökologische Beobachtungen über Felsentümpel-Ziliaten. - Acta zool. fenn., **99**: 1-42.
REUTER, J. (1963): The internal concentration in some hypotrichous ciliates and its dependence on the external concentration. - Acta zool. fenn., **104**: 1-94.
RICCI, N., SANTANGELO, G. & LUPORINI, P. (1982): Researches on the Coast of Somalia. Sand-dwelling ciliates. - Monitore zool. ital., (N. S.), Supplemento **17**: 115-148.
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.
ROGERSON, A., FINLAY, B.J. & BERNINGER, U.-G. (1989): Sequestered chloroplasts in the freshwater ciliate *Strombidium viride* (Ciliophora: Oligotrichida). - Trans. Am. micros. Soc., **108**: 117-126.
ROSTKOWSKA, J. (1961): Poison susceptibility of ciliates (*Paramecium caudatum* EHRBG., *Stylonychia mytilus* EHRBG.), adapted to the hypertonic medium. - Acta Biol. exp., Varsovie, **21**: 5-14.
ROUX, J. (1899): Observations sur quelques infusoires ciliés des environs de Genève avec la desciption de nouvelles espèces. - Revue suisse Zool., **6**: 557-636.
ROUX, J. (1901): Faune infusorienne des eaux stagnates des environs de Genève. - Mém. Inst. natn. génev., **19**: 1-18.
RUDZINSKA, M.A., JACKSON, G.J. & TUFFRAU, M. (1966): The fine structure of *Colpoda maupasi* with special emphasis on food vacuoles. - J. Protozool., **13**: 440-459.
RUTTNER, F. (1937): Limnologische Studien an einigen Seen der Ostalpen. (Seen des Salzkammergutes, des Ötscher- und Hochschwabgebietes.). - Arch. Hydrobiol., **32**: 167-319.
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.
SARMIENTO, L. & GUERRA, H. (1960): Protozoarios de las aguas de Villa, con la descripcion de tres nuevas especies. - Publnes Mus. Hist. nat., Lima, Ser. A. Zoologia, **19**: 1-25.
SAROJINI, R. & NAGABHUSHANAM, R. (1967): A comparative study of the respiration of some free-living ciliate protozoa. - J. Anim. Morph. Physiol., **14**: 158-161.
SCHERB, K. (1968): Zur Biologie des belebten Schlammes. - Münchn. Beitr. Abwass.- Fisch.- Flussbiol., **5**: 158-205.

SCHEWIAKOFF, W. (1889): Beiträge zur Kenntniss der holotrichen Ciliaten. - Biblthca zool., **1**: 1-77.
SCHEWIAKOFF, W. (1893): Über die geographische Verbreitung der Süsswasser-Protozoën. - Zap. imp. Akad. Nauk, 7e Série, **41**: 1-201.
SCHLEGEL, M., KRAMER, M. & HAHN, K. (1988): Taxonomy and phylogenetic relationship of eight species of the genus *Euplotes* (Hypotrichida, Ciliophora) as revealed by enzyme electrophoresis. - Europ. J. Protistol., **24**: 22-29.
SCHLICK, W. (1973): Ernährungsversuche mit Polypenläusen. - Mikrokosmos, **62**: 199-201.
SCHLOTT-IDL, K. (1981): Eine Methode zur quantitativen Erfassung von benthischen Ciliaten. - Jber. Biol. Stat. Lunz, **4**: 209-210.
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.
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. (1985): Die Polypenlaus *Kerona polyporum* auf dem Grünen Süßwasserpolypen! - Mikrokosmos, **74**: 313-316.
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. (1982): 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.
SCHOUTEDEN, H. (1906): Notes sur quelques infusoires aspirotriches. - Annls Biol. lacustre, **1**: 114-119.
SCHULZ, H. (1965): Die Tintinnoinea des Elbe-Aestuars. - Arch. FischWiss., **15**: 216-225.
SCHWOERBEL, J. (1966): Methoden der Hydrobiologie (Süßwasserbiologie). Kosmos, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart. 207 pp.
SEBESTYÉN, O. (1958): Mennyiségi planktontanulmányok a balatonon VII. Biomassza számitások nyiltvizi oligotricha ciliátákon (Quantitative plankton studies on lake Balaton VII. Biomass calculation on open water oligotricha ciliates). - Annls Inst. biol. Tihany, **25**: 257-266 (in Ungarisch mit russischer und englischer Zusammenfassung).
SEBESTYÉN, O., TÖRÖK, P. & VARGA, L. (1951): Mennyiségi planktontanulmányok a balatonon (Quantitave plankton studies in lake Balaton). - Annls Inst. biol. Tihany, **20**: 69-125 (in Ungarisch mit englischer Zusammenfassung).
SHARAVINA, N.P. (1978): The eating of eggs of *Ascaris suum* by some species of ciliates. - Zool. Zh., **57**: 1571-1573 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
SHCHERBAKOV, A.D. (1969): Quantity and biomass of protozoa in the plankton of a eutrophic lake. - Hydrobiol. J., **5**: 9-15.
SHIMOMURA, T. (1967): Cell division and stomatogenesis in *Euplotes*. - Mie med. J., **17**: 93-107.
SIME-NGANDO, T., HARTMANN, H.J. & GROLIERE, C.A. (1990): Rapid quantification of planktonic ciliates: comparison of improved live counting with other methods. - Appl. Environ. Microbiol., **56**: 2234-2242.
SINGH, B.N. (1941): The influence of different bacterial food supplies on the rate of reproduction in *Colpoda steinii*, and the factors influencing encystation. - Ann. appl. Biol., **28**: 65-73.
SKOGSTAD, A., GRANSKOG, L. & KLAVENESS, D. (1987): Growth of freshwater ciliates offered planktonic algae as food. - J. Plankton Res., **9**: 503-512.
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., 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. Sk. chem.-technol. Praze (Technology of Water), **7** (1): 507-561.

SMALL, E.B. & LYNN, D.H. (1981): A new macrosystem for the phylum Ciliophora DOFLEIN, 1901. - BioSystems, **14**: 387-401.

SMALL, E.B. & LYNN, D.H. (1985): Phylum Ciliophora DOFLEIN, 1901. In LEE, J.J., HUTNER, S.H. & BOVEE, E.C. (eds.): An illustrated guide to the protozoa, pp. 393-575. Society of Protozoologists, Lawrence.

SOLTYŃSKA, M.S. (1971): Morphology and fine structure of *Chilodonella cucullulus* (O.F.M.). Cortex and cytopharyngeal apparatus. - Acta Protozool., **9**: 49-82.

SONG, W. & WILBERT, N. (1989): Taxonomische Untersuchungen an Aufwuchsciliaten (Protozoa, Ciliophora) im Poppelsdorfer Weiher, Bonn. - Lauterbornia, Heft **3**: 2-221.

SOUTO, S. (1973): Contribucion al conocimiento de los tintinnidos de agua dulce de la republica Argentina. I. Rio de la Plata y delta del Parana (Contribution to the knowledge of the Argentine fresh-water Tintinnids. I. Rio de la Plata and Parana delta). - Physis, B. Aires, **32**: 249-254.

SOUTO, S. (1974): Tintinnidos del Rio de la Plata y su zona de influencia (Protozoa, Ciliata). (Tintinnids from the river Plate and its influence area) - Physis, B. Aires, **33**: 201-205.

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. (1952): O dvou pozoruhodných nálevnicich rodu *Chilodonella* z Čech (Über zwei bemerkenswerte Ciliaten der Gattung *Chilodonella* aus Böhmen). - Cslka. Biol., Praha, **1**: 137-140 (in Tschechisch).

ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1954): Neue und wenig bekannte Ciliaten aus der Tschechoslowakei und ihre Stellung im Saprobiensystem. - Arch. Protistenk., **100**: 245-267.

ŠRÁMEK-HUŠEK, R. (1956): 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. (1957): K poznáni nálevniků 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.

STEIN, F. (1859a): Characteristik neuer Infusorien-Gattungen. - Lotos, **9**: 2-5, 57-60.

STEIN, F. (1859b): Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer Reihenfolge bearbeitet. I. Abtheilung. Allgemeiner Theil und Naturgeschichte der hypotrichen Infusionsthiere. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig, 206 pp.

STEIN, F. (1863): Neue und nicht genügend bekannte Infusorienformen. - Amtl. Ber. Dt. Naturf. u. Ärzte, Karlsbad, **37** (1862): 161-162.

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.

STEINBRÜCK, G. & SCHLEGEL, M. (1983): Characterization of two sibling species of the genus *Stylonychia* (Ciliata, Hypotricha): *S. mytilus* EHRENBERG, 1838 and *S. lemnae* n. sp. II. Biochemical characterization. - J. Protozool., **30**: 294-300.

STERKI, V. (1878): Beiträge zur Morphologie der Oxytrichinen. - Z. wiss. Zool., **31**: 29-58.

STERKI, V. (1879): *Tintinnus semiciliatus*. Eine neue Infusorienart. Z. wiss. Zool., **32**: 460-465.
STERKI, V. (1897): *Stichospira paradoxa*. - Am. Nat., **31**: 535-541.
STILLER, J. (1975): Die Familie Strongylidiidae FAURÉ-FREMIET, 1961 (Ciliata: Hypotrichida) und Revision der Gattung *Hypotrichidium* ILOWAISKY, 1921. - Acta zool. hung., **21**: 221-231.
STOECKER, D.K. & SILVER, M.W. (1987): Chloroplast retention by marine planktonic ciliates. - Ann. N. Y. Acad. Sci., **503**: 562-565.
STOECKER, D.K., MICHAELS, A.E. & DAVIS, L.H. (1987): Large proportion of marine planktonic ciliates found to contain functional chloroplasts. - Nature, **326**: 790-792.
STOECKER, D.K., TANIGUCHI,A. & MICHAELS, A.E. (1989): Abundance of autotrophic, mixotrophic and heterotrophic planktonic ciliates in shelf and slope waters. - Mar. Ecol. Prog. Ser., **50**: 241-254.
STOKES, A.C. (1884): Notes on some apparently undescribed infusoria from putrid waters. - Am. Nat., **18** (February 1884): 133-140.
STOKES, A.C. (1885a): Notices of new fresh-water infusoria. - IV. - Am. mon. microsc. J., **6**: 183-190.
STOKES, A.C. (1885b): Some new infusoria from American fresh waters. - Ann. Mag. nat. Hist. (Serie 5), **15**: 437-449.
STOKES, A.C. (1885c): Some new infusoria. - Am. Nat., **19**: 433-443.
STOKES, A.C. (1885d): Notes on some apparently undescribed forms of fresh-water infusoria. No. 2. - Am. J. Sci., **29**: 313-328.
STOKES, A.C. (1887a): Some new hypotrichous infusoria from American fresh waters. - Ann. Mag. nat. Hist. (Serie 5), **20**: 104-114.
STOKES, A.C. (1887b): 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. (1891): Notes of new infusoria from the fresh waters of the United States. - Jl R. microsc. Soc., Jahr 1891: 697-704.
STÖSSEL, F. (1979): Autökologische Analyse der in schweizerischen Fliessgewässern häufig vorkommenden Ciliatenarten und ihre Eignung als Bioindikatoren. - Schweiz. Z. Hydrol., **41**: 113-140.
STOUT, J.D. (1956): Reaction of ciliates to environmental factors. - Ecology, **37**: 178-191.
STOUT, J.D. (1984): The protozoan fauna of a seasonally inundated soil under grassland. - Soil Biol. Biochem., **16**: 121-125.
STRAND, E. (1928): Miscellanea nomenclatorica zoologica et palaeontologica. I - II. - Arch. Naturgesch., **92** (Jahr 1926): 30-75.
SUDO, R. & AIBA, S. (1972): Growth rate of Aspidiscidae isolated from activated sludge. - Wat. Res., **6**: 137-144.
SUHHANOVA, K.M. (1969): Regularities of thermoresistance changes in some species of freshwater stenothermic ciliates. - Zool. Zh., **48**: 962-969 (in Russisch mit englischer Zusammenfassung).
ŠVEC, F. (1897): Beiträge zur Kenntnis der Infusorien Böhmens. I. Die ciliaten Infusorien des Unterpočernitzer Teiches. - Bull. int. Acad. tchéque Sci., **4**: 29-47.
SZABÓ, M. (1934): Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Halteria* (Protozoa, Ciliata). - Arb. ung. biol. ForschInst., **7**: 95-106.
TAMAR, H. (1965): The culture, structure, and locomotion of *Halteria grandinella*. - Acta Protozool., **3**: 165-173.
TAMAR, H. (1968): Observations on *Halteria bifurcata* n. sp. and *Halteria grandinella*. - Acta Protozool., **6**: 175-184.
TAMAR, H. (1974): Further studies on *Halteria*. - Acta Protozool., **13**: 177-191.
TAMAR, H. (1979): The movements of jumping ciliates. - Arch. Protistenk., **122**: 290-327.
TAMAR, H. (1990): *Halteria bifurcata* TAMAR, 1968, distribution and variation, and *Halteria grandinella* O.F.MÜLLER, 1773. - Arch. Protistenk., **138**: 3-15.
TAMÁS, G. & GELLÉRT, J. (1959): Parti kövek bevonatának kovamoszatai és csillósai a Tihanyi-félsziget déli részén (Kieselalgen und Ciliaten im Aufwuchs von Ufersteinen an dem Südufer

der Halbinsel Tihany). - Annls Inst. biol. Tihany, **26**: 237-245 (in Ungarisch mit deutscher Zusammenfassung).
TAYLOR, W.D. (1978): Maximum growth rate, size and commoness in a community of bactivorous ciliates. - Oecologia (Berlin), **36**: 263-272.
TAYLOR, W.D. (1979a): Sampling data on the bactivorous ciliates of a small pond compared to neutral models of community structure. - Ecology, **60**: 876-883.
TAYLOR, W.D. (1979b): Overlap among cohabiting ciliates in their growth responses to various prey bacteria. - Can. J. Zool., **57**: 949-951.
TAYLOR, W.D. (1984): Phosphorus flux through epilimnetic zooplankton from lake Ontario: relationship with body size and significance to phytoplankton. - Can. J. Fish. aquat. Sci., **41**: 1702-1712.
TAYLOR, W.D. & LEAN, D.R.S. (1981): Radiotracer experiments on phosphorus uptake and release by limnetic microzooplankton. - Can. J. Fish. aquat. Sci., **38**: 1316-1321.
TENT, L. (1981): Der Aufwuchs im Hamburger Hafen. Struktur einer Biocoenose in einem Belastungszentrum des Elbe-Aestuars. - Arch. Hydrobiol., Suppl. **61**: 1-58.
THOMPSON, J.C.Jr. (1972): Ciliated protozoa of the Antarctic Peninsula. In: LLANO, G.A. (ed.): Antarctic terrestrial biology - Antarctic Research Series, Vol. 20. Amercian Geophysical Union, Washington, pp. 261-288.
TIRJAKOVÁ, E. (1988): Structures and dynamics of communities of ciliated Protozoa (Ciliophora) in field communities. I. Species composition, group dominance, communities. - Biológia, Bratisl., **43**: 497-503.
TIRJAKOVÁ, E. & MATIS, D. (1987): Ciliated Protozoa (Ciliophora) from submerged, wet, moist and dry mosses in selected localities of Slovenský raj. - Acta Fac. Rerum nat. Univ. comen., Bratisl., Series Zoologia, **29**: 1-16.
TITTLER, I.A. (1935): Division, encystment and endomixis in *Urostyla grandis* with an account of an amicronucleate race. - Cellule, **44**: 189-218.
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.
TOMAN, M. & REJIC, M. (1988): The effects of low concentrations and short-period lack of dissolved oxygen upon the organisms of the concomitant biocenosis in activated sludge. - Z. Wass. Abwass. Forsch., **21**: 189-193.
TÖRÖK, P. (1954): Biological investigations on waterworks supplied by spring water. - Acta biol. hung., **5**: 7-54.
TORRES, A., NIETO, J.J. & PEREZ-SILVA, J. (1980): Cellular cycle in *Gastrostyla steinii*. - Acta Protozool., **19**: 225-232.
TUCOLESCO, J. (1962a): Protozoaires des eaux souterraines. I. 33 espèces nouvelles d'infusoires des eaux cavernicoles roumaines. - Annls Spéléol., **17**: 89-105.
TUCOLESCO, J. (1962b): Études protozoologiques sur les eaux roumaines I. Espèces nouvelles d'Infusoires de la mer noire et des bassins salés paramarins. - Arch. Protistenk., **106**: 1-36.
TUFFRAU, M. (1960): Revision du genre *Euplotes*, fondée sur la comparaison des structures superficielles. - Hydrobiologia, **15**: 1-77.
TUFFRAU, M. (1968): Les structures fibrillaires somatiques et buccales chez ciliés hétérotriches. - Protistologica, **3** (Jahr 1967): 369-394.
TUFFRAU, M. (1972): Caractères primitifs et structures évoluées chez des ciliés hypotriches: le genre *Hypotrichidium*. - Protistologica, **8**: 257-266.
TURNER, J.P. (1937): Studies on the ciliate *Tillina canalifera* n. sp. - Trans. Am. microsc. Soc., **56**: 447-456.
TURNER, J.P. (1940): Cytoplasmic inclusions in the ciliate *Tillina canalifera* TURNER. - Arch. Protistenk., **93**: 255-272.
VACELET, E. (1961): Les cilies de la microfaune des "sables mal cibres" des environs de Marseille. - Recl Trav. Stn mar. Endoume, **22**: 13-19.
VERSCHAFFELT, F. (1929): Bijdrage tot de kennis der nederlandsche zoet- en brakwaterprotozoën. - Erasmus, Ledeberg/Gent. 199 pp. (in Flämisch).

VÖRÖSVARY, B. (1950): A "Kalános patak" csillós véglényei (Die Ciliaten des "Kalános"-Baches). - Annls biol. Univ. szeged., **1**: 343-387 (in Ungarisch mit russischer Zusammenfassung und deutscher Beschreibung der neuen Taxa).

VUXANOVICI, A. (1960): Noi contributii la studiul ciliatelor dulcicole din Republica Populară Romînă (Nota I). - Studii Cerc. Biol. (Seria "biologie animala"), **12**: 355-381 (in Rumänisch mit russischer und französischer Zusammenfassung).

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).

VUXANOVICI, A. (1963): Contributii la studiul speciilor din subordinul Hypotricha (Ciliata) (Nota I). - Studii Cerc. Biol. (Seria "biologie animala"), **15**: 199-222 (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.

WAILES, G.H. (1938): A new tintinnid from lake Windermere. - Ann. Mag. nat. Hist. (Series 11), **1**: 496-497.

WANG, C.C. (1925): Study of the protozoa of Nanking Part I. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, **1**: 1-60.

WANG, C.C. (1928): Ecological studies of the seasonal distribution of protozoa in a fresh-water pond. - J. Morph., **46**: 431-478.

WANG, C.C. (1930): Notes on some new and rare species of hypotrichous infusoria. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, Zoological Series, **6**: 9-18.

WANG, C.C. & NIE, D. (1932): A survey of the marine protozoa of Amoy. - Contr. biol. Lab. Sci. Soc. China, Zoological Series, **8**: 285-385.

WANG, C.C. & NIE, D. (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, C.C. & NIE, D. (1935): Report on the rare and new species of fresh-water infusoria, part II. - Sinensia, Shanghai, **6**: 399-524.

WARREN, A. & ROBSON, E.A. (1987): La morphologie de *Kerona polyporum*, EHRENBERG, 1835, un cilié hypotriche associé *Hydra vulgaris* et *Cristatella mucedo*. - Society of Protozoologists, 1986 Abstracts: Abstract 288.

WATSON, J.M. (1940): Studies on the morphology and bionomics of a little-known holotrichous ciliate - *Balantiophorus minutus* SCHEW. - Jl R. microsc. Soc., **60**: 207-231.

WATSON, J.M. (1944): Studies on the morphology and bionomics of a little known holotrichous ciliate - *Balantiophorus minutus* SCHEW. Part II. - The effect of environmental factors. - Jl R. microsc. Soc., **64**: 31-67.

WATSON, J.M. (1946a): Studies on the morphology and bionomics of a little-known holotrichous ciliate - *Balantiophorus minutus* SCHEW. Part III. Coprophilic habits and the effect of urine. - Parasitology, **37**: 138-151.

WATSON, J.M. (1946b): The bionomics of coprophilic protozoa. - Biol. Rev. Cambridge phil. Soc., **21**: 121-139.

WEBB, M.G. (1956): An ecological study of brackish water ciliates. - J. Anim. Ecol., **25**: 148-175.

WEGELIN, R. (1966): Beitrag zur Kenntnis der Grundwasserfauna des Saale-Elbe-Einzugsgebietes. - Zool. Jb. Syst., **93**: 1-117.

WEGL, R. (1983): Index für die Limnosaprobität. - Wass. Abwass., Wien, **26**: 1-175.

WENINGER, G. (1970): Vergleichende Untersuchungen an verschiedenen Faser- und Brockentropfkörpern in der Umgebung Wiens. - Wass. Abwass., Wien, Jahr 1970: 113-146.

WENINGER, G. (1974): Ökologische Untersuchungen an Wienerwaldbächen. - Wass. Abwass., Wien, Jahr 1974: 127-163.
WENZEL, F. (1953): Die Ciliaten der Moosrasen trockner Standorte. - Arch. Protistenk., **99**: 70-141.
WENZEL, F. (1974): Über den Cysten-Kannibalismus von *Gastrostyla steinii* ENGELMANN 1862 (Ciliata, Hypotricha). - Abh. Verh. naturw. Ver. Hamburg (N. F.), **17**: 153-156.
WENZEL, F. & KORFF, A. (1981): Beiträge zur Kenntnis der qualitativen Nahrungsansprüche von *Gastrostyla steinii* ENGELMANN 1862 (Hypotricha, Ciliata). - Zool. Anz., **206**: 39-48.
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.
WEYER, G. (1930): Untersuchungen über die Morphologie und Physiologie des Formwechsels der *Gastrostyla steinii* ENGELMANN. - Arch. Protistenk., **71**: 139-228.
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.
WIACKOWSKI, K. (1988): Phenetic and cladistic numerical estimates of phylogenetic relationships in Urostylina (Ciliophora: Hypotrichida). - Acta Protozool., **27**: 1-20.
WILBERT, N. (1969): Ökologische Untersuchung der Aufwuchs- und Planktonciliaten eines eutrophen Weihers. - Arch. Hydrobiol., Suppl. **35**: 411-518.
WILBERT, N. (1971): Morphologie und Ökologie einiger neuer Ciliaten (Holotricha, Cyrtophorina) des Aufwuchses. - Protistologica, **7**: 357-363.
WILBERT, N. (1975): Eine verbesserte Technik der Protargolimprägnation für Ciliaten. - Mikrokosmos, **64** (Heft 6): 171-179.
WILBERT, N. (1977): Une méthode simple d'étude expérimentale de l'écologie des ciliés libres. - Année biol., **16**: 545-562.
WILBERT, N. (1986a): Beitrag zur Morphologie und Ökologie einiger planktischer Ciliaten aus dem Poppelsdorfer Weiher in Bonn (BRD). - Arch. Protistenk., **131**: 59-69.
WILBERT, N. (1986b): Ciliates from saline lakes in Saskatchewan. - Symposia Biologica Hungarica, **33**: 249-256.
WILBERT, N. (1986c): Ciliaten aus dem Interstitial des Ontario Sees. - Acta Protozool., **25**: 379-396.
WILBERT, N. & KAHAN, D. (1981): Ciliates of Solar Lake on the Red Sea Shore. - Arch. Protistenk., **124**: 70-95.
WIRNSBERGER, E., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1985a): Morphological, biometric, and morphogenetic comparison of two closely related species, *Stylonychia vorax* and *S. pustulata* (Ciliophora: Oxytrichidae). - J. Protozool., **32**: 261-268.
WIRNSBERGER, E., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1985b): Cortical pattern in non-dividers, dividers and reorganizers of an Austrian population of *Paraurostyla weissei* (Ciliophora, Hypotrichida): a comparative morphological and biometrical study. - Zool. Scr., **14**: 1-10.
WIRNSBERGER, E., FOISSNER, W. & ADAM, H. (1986): Biometric and morphogenetic comparison of the sibling species *Stylonychia mytilus* and *S. lemnae*, including a phylogenetic system for the oxytrichids (Ciliophora, Hypotrichida). - Arch. Protistenk., **132**: 167-185.
WISE, B.N. (1965): Effects of ultraviolett microbeam irradiation on morphogenesis in *Euplotes*. - J. exp. Zool., **159**: 241-267.
WOODRUFF, L.L. (1905): An experimental study on the life-history of hypotrichous infusoria. - J. exp. Zool., **2**: 585-632.
WRZEŚNIOWSKI, A. (1866): Spis wymoczków spostrzeganych w Warszawie i jéj okolicach wlatach 1861 do 1865 (Verzeichnis der Infusorien, welche in Warschau und seiner Umgebungen von 1861-65 gesammelt wurden). - Wykaz Szkoty Glownej Warszawskiej, **No. 5**: 15-28 (in Polnisch mit lateinischer Diagnose der neuen Taxa; polnische Schreibweise des Namens: WRZESNIOWSKIEGO).
WRZEŚNIOWSKI, A. (1867): Przyczynek do historyi naturalnéj wymoczków. Rozprawa napisana przez Augusta WRZESNIOWSKIEGO w eelu uzyskania stopnia Doktora Nauk Przyrodzonych

w Warszawskiéj Szkole Glównéj, Kraków, 116 pp. (Dissertation in Polnisch; polnische Schreibweise des Namens: WRZESNIOWSKIEGO).
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.
WU, I.C.H. & CURDS, C.R. (1979): A guide to the species of the genus *Aspidisca*. - Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Zool.), **36**: 1-34.
YOCOM, H.B. (1934): Observations on the experimental adaptation of certain fresh-water ciliates to sea water. - Biol. Bull. mar. biol. Lab., Woods Hole, **67**: 273-276.
YOW, F.W. (1959): Studies of morphogenesis in *Euplotes eurystomus* WRZESNIOWSKI. I. The effects of ultra-violet (2537Å) on division, regeneration, and repair. - Diss. Abstr. Int., **19**: 2698.
ZACHARIAS, O. (1895): Faunistische Mittheilungen. - ForschBer. biol. Stn Plön, **3**: 73-96.
ZACHARIAS, O. (1903): Zur Kenntnis der niedern Flora und Fauna holsteinischer Moorsümpfe. - ForschBer. biol. Stn Plön, **10**: 221-289.
ZACHARIAS, O. (1905): Hydrobiologische und fischereiwirtschaftliche Beobachtungen an einigen Seen der Schweiz und Italiens. - ForschBer. biol. Stn Plön, **12**: 211-229.
ZELINKA, M. & MARVAN, P. (1961): Zur Präzisierung der biologischen Klassifikation der Reinheit fließender Gewässer. - Arch. Hydrobiol., **57**: 389-407.
ZHADIN, V.I. & GERD, S.V. (1961): Fauna and flora of the rivers, lakes and reservoirs of the U.S.S.R. (Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem 1963; englische Übersetzung des russischen Originals). 626 pp.
ZIEMANN, H. (1970): Zur Gültigkeit des Saprobiensystems in versalzten Binnengewässern. - Limnologica (Berlin), **7**: 279-293.
ZINGHER, J.A. (1935): Biometrische Untersuchungen an Infusorien. III. Über die Wirkung der Temperatur und des Lichts auf die Größe und die Teilung von *Paramecium caudatum* EHRBG. und *Stylonychia pustulata* EHRBG. - Arch. Protistenk., **85**: 341-349.

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 Andreas UNTERWEGER (Arbeitsgemeinschaft Limnologie Salzburg), Herrn Dr. Peter SIMONSBERGER und Herrn Dr. Wolfgang KRAUTGARTNER für die Unterstützung bei der Rasterelektronenmikroskopie; Herrn Dr. Remigius GEISER (Salzburg) für die Diskussion nomenklatorischer Fragen; Herrn Hannes AUGUSTIN für Hilfe bei der Bearbeitung der Gattungen Aspidisca, Euplotes und Thigmogaster; Frau Dipl.-Biol. Ursula MEEH (Salzburg und Karlsruhe) für Unterstützung bei der Bearbeitung der Gattung Halteria; 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 Claudia BLATTERER für Hilfe bei den Schreibarbeiten und 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 die Auffindung von Arten, die einmal oder mehrmals in verschiedene Gattungen versetzt wurden. Erklärung der Schrifttypen:

- Gesellschaften: gesperrt und kursiv (z. B. *T r i t h i g m o s t o m e t u m c u c u l l u l a e*)
- Taxa oberhalb der Gattung: gesperrt und gerade (z. B. C o l p o d e a)
- Gattungen, bei denen mindestens 1 Art im Band I des "Atlas" genau besprochen ist: fett und kursiv (z. B. ***Halteria***)
- Gattungen, die im Band I des "Atlas" nicht detailliert behandelt sind, d. h. die nur bei den Verwechslungsmöglichkeiten oder in der Einleitung zur Gruppe erwähnt werden: kursiv (z. B. *Keronopsis*)
- Valide Arten, die im Band I des "Atlas" genau besprochen sind: fett und kursiv (z. B. ***aculeata, Stichotricha***)
- Arten, die im Band I des "Atlas" nicht detailliert behandelt sind, d. h. die z. B. nur bei den Verwechslungsmöglichkeiten erwähnt (ev. auch abgebildet) werden: kursiv (z. B. *ovinucleata, Colpoda*)
- Synonyme, Homonyme und inkorrekte sekundäre Schreibweisen: eingeklammert und kursiv [z. B. (*adhaerens, Strobilidium*), (*Alastor*)]
- **Fettgedruckte Seitenzahlen** zeigen an, daß das jeweilige Taxon dort ausführlicher dargestellt ist.

A

acarus, Mesodinium 138
(aculeata elongata, Stichotricha) 203
(aculeata pectinata, Stichotricha) 210
(aculeata sapropelica, Stichotricha) 203
(aculeata sociabilis, Stichotricha) 203
aculeata, Stichotricha 191, 196, **203**, 210, 211, 212
(aculeata typica, Stichotricha) 203
(acuminata, Stichotricha) 203
(acuta, Pseudochilodonopsis) 73
(adami, Archiastomata) 424
adami, Holosticha 237
(adhaerens, Strobilidium) 153
aediculatus, Euplotes 197, **352**, 357, 358, 362, 363
aeruginosa, Oxytricha 284, 287
affinis, Euplotes 197, **340**, 347, 348
(affinis, Ploesconia) 340
(affinis tricirrata, Euplotes) 340
(africanum, Hypotrichidium) 218
(agile, Tachysoma) 304
agiliformis, Urosomoida 300
(Alastor) 265
(alatus, Euplotes patella) 364
(alba, Oxytricha) 240
(algivora, Chilodonella) 62
algivora, Pseudochilodonopsis 44, **62**, 67, 74
alpestris, Chlamydonella 44, **115**
(alpestris, Holosticha) 237
alpestris, Odontochlamys 44, 45, 46, **52**
(alpestris, Trithigmostoma) 82
amieti, Euplotes 358
(amphora, Tintinnopsis) 178
(ampulla, Stichotricha) 213
(angusta, Buitkampia) 419
(angusta, Platyophrya) 419
(aquae-dulcis, Holosticha kessleri) 228, 240
artemiae, Trochilioides 128
aspera, Colpoda 395, 396
Aspidisca 191, 192, 194, 196, 197, **370**, 377
aurelia, Paramecium 404

B

(Balantiophorus) 396
balatonicum, Tachysoma 302
balladyna, Oxytricha 292, 295, 302
(balladynula, Steinia) 294
bavariensis, Trithigmostoma 77, 78, 83
(bicirrata, Oxytricha) 302
bicirratum, Tachysoma 201, 295, **302**
bifaria, Stylonychia 324, 334
bifurcata, Halteria 137
bimembranata, Oxytricha 279
bivacuolata, Steinia 337
Blepharisma 210
(buitkampi, Oxytricha) 294
Bursaria 387, **424**, 434
bursaria, Cyrtolophosis 415
Bursaridium 387, 425, **433**, 434

C

calkinsi, Chlamydonellopsis 110
(canalifera, Tillina) 408
carinatus, Euplotes 362
caudata, Bursaria 425
(caudata, Chilodon) 45
caudata, Chilodonella 45, 74
caudata, Pseudochilodonopsis 74
caudatum, Strobilidium 131, 133, 138, **153**
(caudatum, Strombidion) 153
caudatus, Uroleptus 245, 248, 249, 253
(cavicola, Histriculus) 311
(cavicola, Oxytricha) 311
cavicola, Sterkiella 311, 312
Chaetospira 196, 204, 211, **213**
charon, Euplotes 340, 347
chattoni, Chilodonella 92
(Chilodon) 45
Chilodonella 41, **45**, 52, 53, 56, 59, 63, 67, 68, 110, 115
(Chilodonelletum cucullulae) 41, 82
Chlamydonella 59, 110, **115**
Chlamydonellopsis 42, **110**, 115
chlorelligera, Halteria 133, **134**, 138, 144
(chlorelligera, Halteria grandinella) 134
chlorelligera, Oxytricha 199, **277**
Choreotrichia 131
Choreotrichida 131
cicada, Aspidisca 197, 341, **370**, 378, 384
(cicada, Trichoda) 370
cienkowskii, Urosoma 253, 255
(cirrifera, Halteria) 144
(cirrifera, Halteria grandinella) 144
cirrifera, Pelagohalteria 133, 134, 138, **144**
(claparedei, Strombidium) 153
clatratus, Gastronauta 43, **102**, 107
(claviformis, Stylonychia) 315
Codonella **183**
(coei, Urostyla) 260
Colpoda 387, **390**, 399, 404
Colpodea 41, 387
Colpodetea 387
conicum, Hypotrichidium 192, 196, **218**
conicum, Strobilidium 159
(contractilis, Holosticha) 248
contractilis, Phascolodon 99
convexa, Chilodonella 53
(cornuta, Stichochaeta) 210
(coronata, Holosticha) 240
(costata, Aspidisca) 370
(costata, Aspidisca (Coccudina)) 370
(costata, Coccudina) 370
crassistilata, Oxytricha 292
cratera, Codonella 133, 164, 178, 179, **183**
(cratera, Difflugia) 183
(cratera, Tintinnus) 183
cristata, Pseudourostyla 223, 261
(cucullulus, Chilodon) 82, 92
(cucullulus, Chilodonella) 41, 82
(cucullulus, Kolpoda) 82
cucullulus, Trithigmostoma 41, 42, 43, 77, 78, **82**, 92, 93
cucullus, Colpoda 389, 390, 395, 399, 400, **403**
(cucullus, Kolpoda) 403
(cucullus, Trithigmostoma) 82
(curvidentis, Chilodon) 45
Cyclidium 139, 396
cylindrata, Tintinnopsis 133, 164, 169, 173, **178**
(cylindrica, Tintinnopsis) 178
cyprini, Chilodonella 41
Cyrtohymena 194, 285, 311, 336, 337
Cyrtolophosis 387, 396, **414**
Cyrtophoretea 41
Cyrtophorida 41

D

daidaleos, Euplotes 353, 362, 363
(danubialis, Holosticha) 240
decemsulcata, Halteria 137
(decora, Bursaria) 424
(dentata, Chilodon) 45, 47
(dentata, Chilodonella) 45, 47
diademata, Holosticha 240, 241
(difficile, Bursaridium) 433
distyla, Parachilodonella 115
dorsicirrata, Gastrostyla 271, 272
(dubius, Kerona) 315
Dysteria **125**

E

ecaudata, Colpoda 389, 391, **395**
(ecaudatum, Cyclidium) 395
(echinata, Stylonychia) 304
edaphoni, Colpoda 396
elegans, Euplotes 340
elliotti, Colpoda 396
(elliptica, Oxytricha) 289
(elongata, Stichotricha aculeata) 203
(elongata, Urostyla) 222
(emarginatum, Tintinnidium) 165, 172, 174
(emarginatum, Tintinnidium fluviatile) 172
Enchelys 420
entzi, Chaetospira 213
(ephemeridum, Tintinnidium) 178
euglenivora, Oxytricha 292
Euplotes 191, 193, 194, 195, 196, 197, **340**, 371
(eurystoma, Oxytricha) 336
eurystomus, Euplotes 197, 352, 353, **357**, 362, 363
(eurystomus, Euplotes patella) 357
eurystomus marina, Euplotes 358

F

fallax, Oxytricha 202, **279**, 289, 290
fallax, Strombidium 147
ferruginea, Oxytricha 201, 202, **283**, 287
(ferruginea, Oxytricha (Steinia)) 283
(ferruginea, Steinia) 283
(ferruginea, Steinia (Oxytricha)) 283
fimbriatus, Trochilioides 127, 128
finki, Euplotes 341
(fissiseta, Stylonychia) 323
flavicans, Colpoda 404
(flavicans, Urostyla) 260
(fluviatile lata, Tintinnidium) 173
fluviatile, Tintinnidium 133, **163**, 168, 169, 172, 173, 179
(fluviatile emarginatum, Tintinnidium) 172
(fluviatile, Tintinnus) 163
fluviatilis, Dysteria 43, **125**
(fluviatilis, Ervilia) 125,
fluviatilis, Pseudochilodonopsis 44, 63, **67**, 74
(fluviatilis, Tintinnidium) 163
(furcata, Oxytricha) 302
(furcata, Oxytricha (Tachysoma)) 302
(furcata, Tachysoma) 302
(fusca, Oxytricha) 222
(fusiformis, Tachysoma) 294
(fusiformis, Tintinnopsis) 178, 179

G

(gallina, Paruroleptus) 244
(gallina, Trichoda) 244
gallina, Uroleptus 198, **244**, 249
Gastronauta 42, **102**
Gastrostyla 194, **270**
gibba, Holosticha 228
Gonostomum 194
(grandinella chlorelligera, Halteria) 134
(grandinella cirrifera, Halteria) 144
grandinella, Halteria 132, 133, 134, **137**, 144, 145
(grandinella, Trichoda) 137
grandis, Colpoda 409
grandis, Pleurotricha 199, **275**
grandis, Urostyla 193, 198, 202, **222**, 228, 261
granulifera, Parurosoma 261
(gyrans, Strobilidium) 153, 155
(gyrans, Strombidinopsis) 172, 174
(gyrans, Strombidium) 153
(gyrans transsilvanicum, Strombidium) 153

H

haematoplasma, Oxytricha 201, 202, 283, 284, **287**
halophila, Oxytricha 292
Halteria 132, **134**, 137, 144, 147
Histriculus 193, **309**, 311
(Histrio) 309, 311
histrio, Histriculus 310
(histriomuscorum, Oxytricha) 311
histriomuscorum, Sterkiella 200, **311**, 330, 332
Holosticha 193, 194, 198, **228**, 248, 271, 272
(Holosticha (Paruroleptus)) 248
humile, Strobilidium 133, 154, **159**
(hunanensis, Trithigmostoma) 82
(hyalina, Chilodonella) 77
hyalinum, Strobilidium 159
(hydrarum, Peritromus) 265
hymenostoma, Oxytricha 202, 279, **289**
(hymenostomata, Oxytricha) 289
Hypotrichia 191, 196
Hypotrichidium **218**

I

(illinoisensis, Tintinnopsis) 178
inflata, Colpoda 389, **399**
(inflata, Tillina) 399
inquieta, Cyrtohymena 336
inquilinum, Tintinnidium 163
(instabilis, Turbilina) 153
intermedia, Holosticha 231
(intermedium, Strombidium) 153

K

(kahli, Stylonychia) 315
Kerona **265**
Keronopsis 192
(kessleri, Amphisia) 228
(kessleri aquae-dulcis, Holosticha) 228, 240
kessleri, Holosticha 198, **228**, 241
(kessleri, Holosticha (Oxytricha)) 228
(kessleri, Oxytricha) 228
(kloiberi, Pseudochilodonopsis) 73

L

(lacazei, Holosticha) 231
(lacustris, Codonella) 183
(lacustris reticulata, Codonella) 183
(lacustris laevis, Codonella) 183
lacustris, Stenosemella 164, 179, 184
lacustris, Strobilidium 154, 159
(lacustris, Tintinnopsis) 183, 185
(laevis, Codonella lacustris) 183
lamella, Uroleptus 255
lanceolata, Pleurotricha 275
(lata, Tintinnidium fluviatile) 173
Laurentiella 275
(lemani, Histrio) 272
lemani, Uroleptus 253, 255
lemnae, Stylonychia **315**
lemnarum, Tokophrya 434
limneticum, Phascolodon 99
(litoralis, Keronopsis) 240
longa, Urosomoida 300
lucida, Colpoda 404
(ludibunda, Oxytricha) 289
(lundi, Oxytricha) 289
lynceus, Aspidisca 197, 371, **377**, 384
(lynceus, Trichoda) 377

M

(macrostoma, Histrio) 311
(macrostoma, Opistotricha) 289
magna, Colpoda 389, **408**

(magna, Tillina) 408
marina, Euplotes eurystomus 358
marina, Dysteria 125
maupasi, Ancystropodium 192
maupasi, Colpoda 395, 396, 399
(membranacea, Gastronauta) 106
membranaceus, Gastronauta 43, 102, **106**
Mesodinium 138
(micans, Oxytricha) 240
minima, Colpoda 409
(minima, Gastrostyla) 270
minuta, Chlamydonella 115
(minuta, Dysteropsis) 117
minuta, Trochilia 43, **117**, 125, 126, 128
(minutus, Balantiophorus) 395, 414
mirabile, Strobilidium 154
mirabile, Strombidium 147
(mirabile, Tachysoma) 304
moebiusi, Euplotes 195, 197, 341, **347**
(moebiusi quadricirratus, Euplotes) 347
monilata, Coniculostomum 275
monilata, Holosticha 198, 202, 228, **231**, 237, 241, 271, 272
(monilata, Keronopsis) 231
(monilata, Keronopsis (Holosticha)) 231
mucicola, Cyrtolophosis 389, **414**
mucicola, Tintinnidium 163
muelleri, Chaetospira 196, 210, **213**, 216
mülleri, Chaetospira 213
(multipes, Oxytricha) 260
(multiseta, Amphisia) 240
multiseta, Oxytricha 290
multistilata, Holosticha 198, 202, 232, **236**
(multistilata, Keronopsis (Holosticha)) 236
(multistylata, Holosticha) 236
muscicola, Euplotes 341, 363
muscorum, Cyrtohymena 284
muscorum, Gastrostyla 272
(muscorum, Histriculus) 311
(muscorum, Histrio) 311
muscorum, Holosticha 236, 237
(muscorum, Oxytricha (Histrio)) 311
(muscorum, Oxytricha (Opisthotricha)) 311
(muscorum, Oxytricha (Steinia)) 311
(muscorum, Oxytricha (Stylonychia)) 311
(muscorum, Steinia) 311
(muscorum, Stylonychia) 332
(musculus, Holosticha (Paruroleptus)) 248
(musculus, Paruroleptus) 248
(musculus, Trichoda) 252
musculus, Uroleptus 198, 244, 245, **248**, 253
mutabilis, Pseudochilodonopsis 63
mystacea, Gastrostyla 199, **270**, 272
(mystacea, Holosticha) 270
(mystacea, Oxytricha) 270
mytilus, Stylonychia 191, 260, **315**, 329
mytilus-Komplex, Stylonychia 200, 260, 310, **315**, 324, 334
(mytilus, Trichoda) 315

N

nana, Aspidisca 377
nasutum, Didinium 140
navicula, Dysteria 125
Nivaliella 387
Notohymena 194
notophora, Stylonychia 323, 324, 329, 334
(novitas, Paruroleptus) 248

O

oculatum, Strombidium 132
Odontochlamys 46, **52**, 56, 68
(oligobursa, Bursella) 424
Oligotrichetea 131
Oligotrichida 131
Oligotrichina 131
Onychodromopsis 258
opisthomuscorum, Oxytricha 311
(opisthotonoides, Stichotricha) 203
oppositevacuolatus, Thigmogaster 44, **56**, 59
Orthotrochilia 127
(ovalis, Stylonychia) 334
ovata, Bursaria 425
ovata, Oxytricha 292
ovinucleata, Colpoda 409
Oxytricha 191, 193, 194, **277**, 290, 292, 302, 304, 305, 311, 312, 334

P

palustris, Trochilia 118
(Paracolpoda) 390
(paradoxa, Stichospira) 213
Paraholosticha 192
Paramecium 404
(parasteinii, Gastrostyla) 272
Paraurostyla **258**
pardus, Thigmogaster 56, 59
(Paruroleptus) 244, 248
Parurosoma 275
(patella alatus, Euplotes) 364
patella, Euplotes 197, 352, 353, 357, 358, **362**
(patella, Euplotes (Trichoda)) 362
(patella eurystomus, Euplotes) 357
(patella, Trichoda) 362
(pectinata, Stichotricha aculeata) 210
(pediculus, Cyclidium) 265
pediculus, Kerona 192, 196, **265**
pediculus, Trichodina 266
pelagica, Strombidium viride 146
(pelagicum, Strombidium) 146
Pelagohalteria 138, **144**
(pellionella, Oxytricha) 304
(pellionella, Tachysoma) 304
(pellionella, Tachysoma (Oxytricha)) 304
(pellionella, Trichoda) 304
pellionellum, Tachysoma 201, 241, 295, 300, **304**
Phascolodon 41, **98**
(philippinensis, Gastrostyla) 272
(piscatoris, Chilodon) 73
(piscatoris, Chilodonella) 73
piscatoris, Pseudochilodonopsis 44, 63, **73**
(piscis, Amphisia) 252
(piscis, Paruroleptus (Amphisia)) 252
(piscis, Trichoda) 252
piscis, Uroleptus 198, 244, 248, 249, **252**, 255, 284
(plana, Oxytricha) 294
(planctonicum, Strombidium viride) 146
planctonticum, Pseudostrombidium 277
Platyophrya 387, **419**, 420
(platystoma, Oxytricha) 336
platystoma, Steinia 199, **336**
(platystoma, Steinia (Oxytricha)) 336
Pleurotricha **275**
(plicata, Chilodonella) 82
plumipes, Euplotes 357
plurivacuolata, Chlamydonellopsis 43, **110**, 115
polonica, Chlamydonellopsis 82, 110
(polymicronucleata, Urostyla) 260
(polyporum, Alastor) 265
(polyporum, Kerona) 265
polyvacuolata, Pseudochilodonopsis 63, 67
potamophilus, Thigmogaster 44, 56, **59**
(procera, Platyophrya) 419
pseudobursaria, Bursaridium 389, 425, **433**
(pseudobursaria, Bursaridium (Thylacidium)) 433
(pseudobursaria, Thylakidium) 433

Pseudochilodonopsis 45, 46, 53, 56, **62**
Pseudokeronopsis 228, 231
pullaster, Holosticha 198, 228, **240**, 295, 305
(pullaster, Oxytricha) 240
(pullaster, Trichoda) 240
pusillum, Tintinnidium 133, 163, 164, **168**, 173, 179
(pustulata, Kerona) 323
pustulata, Stylonychia 200, 312, **323**, 329, 330, 334
(putrina, Oxytricha (Stylonychia)) 329
putrina, Stylonychia 200, 323, 324, **329**, 334
pyriformis-Komplex, Tetrahymena 415

Q

(quadricirratus, Euplotes moebiusi) 347

R

(ranunculi, Tintinnidium) 172
rariseta, Euplotes 347
rattulus, Uroleptus 198, 253, **255**
(recta, Trochilia) 127
recta, Trochilioides 43, 118, **127**
(remex, Archimedea) 216
remex, Chaetospira 196, 214, **216**
(remex, Chaetospira (Archimedea)) 216
(reticulata, Codonella lacustris) 183
(retrovacuolata, Holosticha) 240
(rhomboedrica, Holosticha) 240
rubra, Pseudokeronopsis 228
(runcina, Gastronauta) 106

S

salina, Trochilia 118
saltans, Strobilidium 159
saprobia, Oxytricha 201, **292**
(sapropelica, Stichotricha aculeata) 203
(saprophila, Tillina) 390
schewiakoffi, Chilodon 82
schewiakowii, Bursaridium 434
scultellum, Dysteria 125
secunda, Stichotricha 196, 203, 204, **210**
semiciliatum, Tintinnidium 131, 133, 159, 163, 164, 165, 168, 169, **172**, 178, 179, 183
(semiciliatus, Tintinnidium) 172
(semiciliatus, Tintinnus) 172
setifera, Gastrostyla 271, 272
setigera, Oxytricha 201, 292, **294**, 302, 305, 332
(silurus, Trichoda) 315
similis, Histriculus 311, 312
(similis, Histrio) 311
(similis, Holosticha) 231
(similis, Opisthotricha) 300
(similis, Opisthotricha (Oxytricha)) 300
similis, Oxytricha 202, **300**
similis, Pseudochilodonopsis 67
similis, Pseudokeronopsis 232
(simplicis, Holosticha) 240
simulans, Colpoda 403
(sociabilis, Stichotricha aculeata) 203
sphagni, Oxytricha 292
sphagnicola, Steinia 337
spiralidentis, Chilodon 82
spumacola, Platyophrya 420
srameki, Trithigmostoma 43, 77, 83, 85
(steini, Chilodon) 92
(steini, Chilodonella) 92
(steini, Colpoda) 390
(steini, Gastrostyla) 271
steini, Trithigmostoma 43, 82, 83, 85, **92**
Steinia 193, 194, **336**
steinii, Colpoda 387, 389, **390**, 395, 396, 399
steinii, Gastrostyla 195, 199, **272**
(steinii, Paracolpoda) 390
(steinii, Stylonychia) 315
Sterkiella 193, 309, **311**
Stichotricha 196, **203**, 214, 216
strenua, Laurentiella 316
Strobilidium 138, **153**
Strombidium 138, **146**
(Strombilidium) 153
(stylomuscorum, Oxytricha) 332
stylomuscorum, Stylonychia 200, 311, **332**
Stylonychia 193, 194, 312, **315**, 332, 334
(sulcata, Aspidisca) 370

T

Tachysoma 193, 194, **302**, 304
teres, Spirostomum 426
Thigmogaster 46, 53, **56**, 63, 67, 68, 115
Thylakidium 434
(Tillina) 399, 408
Tintinnidium **163**
Tintinnina 131
Tintinnopsis **178**
tisiae, Hypotrichidium 218, 219
(transsilvanicum, Strombidium gyrans) 153
(trichogaster, Urostyla) 222
(tricirrata, Euplotes affinis) 340
Trithigmostoma 46, 56, 63, 67, 77, 110, 111
Trithigmostometum cucullulae 41, 82
Trochilia 42, **117**, 118
Trochilioides 117, 118, **127**
truncatella, Bursaria 389, **424**
turrita, Aspidisca 197, 371, 378, **383**
(turritus, Euplotes) 383
(typica, Stichotricha aculeata) 203

U

uncinata, Chilodonella 42, 44, **45**, 52, 53, 56, 59, 67, 68
(uncinatus, Chilodon) 45
(urnula, Stichotricha) 213
Uroleptus 193, 198, **244**, 248, 252
Urostyla 191, 193, **222**, 228
(urostyla, Oxytricha) 260

V

variabilis, Oxytricha 290
velox, Strobilidium 154, 159
vernalis, Holosticha 232
viride pelagica, Strombidium 146
(viride planctonicum, Strombidium) 146
viride, Strombidium 133, 138, **146**
viridis, Paraurostyla 199, **258**
(viridis, Parurostyla) 258
viridis, Pelagohalteria 134, 135, 137, 144, 145
(viridis, Urostyla) 258
(vorax, Gastrostyla) 272
vorax, Histriculus 200, **309**, 334
(vorax, Histrio) 309
(vorax, Oxytricha (Histrio)) 309, 334
(vorax, Oxytricha (Stylonychia)) 309, 334
vorax, Platyophrya 387, 389, **419**
vorax, Stylonychia 200, 309, 324, **334**
vorticella, Phascolodon 44, **98**

W

weissei, Paraurostyla 192, 199, 202, 223, **260**
(weissei, Urostyla) 260
woodruffi, Euplotes 353, 357, 362
(wrayi, Tintinnopsis) 178
(wrzesniowskii, Oxytricha) 228

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

3/84 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 (2. Auflage).....in Vorbereitung

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
Loseblattsammlung.....40,-- DM

3/88 Anwendung von Geotextilien und Geogittern im Erd- und Wasserbau
Seminar am 26./27. April 1988..... 18,-- 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

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 - Loseblattsammlung .....13,-- DM

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) - Loseblattsammlung .....28,-- DM

1/91 Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems
Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea - Loseblattsammlung .....75,-- DM

2/91 Bemessungsniederschläge aus Regen und Schneeschmelze .....in Vorbereitung

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