

Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410

Helmut Berger
Wilhelm Foissner
Fritz Kohmann

940 Abbildungen auf 86 Tafeln, 26 Bildbestimmungsschlüssel, 10 Tabellen



GUSTAV **FISCHER** Stuttgart Jena Lübeck Ulm

Anschrift der Verfasser:
Dr. Helmut Berger und
Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner
Universität Salzburg, Institut für Zoologie
Hellbrunnerstr. 34
A-5020 Salzburg
Austria

Dr. Fritz Kohmann
BfG Koblenz
Postfach 309
D-56003 Koblenz
Germany

Die Deutsche Bibliothek - CIP-Einheitsaufnahme

Berger, Helmut:

Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410 : 940 Abbildungen auf 86 Tafeln, 26 Bildbestimmungsschlüssel, 10 Tabellen / von Helmut Berger ; Wilhelm Foissner ; Fritz Kohmann. -

Stuttgart ; Jena ; Lübeck ; Ulm : G. Fischer, 1997

ISBN 3-437-25026-4

NE: Foissner, Wilhelm.; Kohmann, Fritz:

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · Lübeck · Ulm · 1997

Wollgrasweg 49, 70599 Stuttgart

Das Werk einschließlich aller seiner Teile ist urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung außerhalb der engen Grenzen des Urheberrechtsgesetzes ist ohne Zustimmung des Verlages unzulässig und strafbar. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung und Verarbeitung in elektronischen Systemen.

Druck und Bindung: Thomas Müntzer, Langensalza

Umschlaggestaltung: SRP GmbH, Ulm

Gedruckt auf 100 g/m², BVS matt, chlorfrei gebleicht

Geleitwort

Seit es Mikroskope gibt, haben die „Mikroben“ in besonderer Weise das Interesse der Menschen geweckt. Manche Biologenkarriere begann mit der Beobachtung des Lebens im Heu-aufguß, der für viele Menschen der Mikrobenbiotop schlechthin ist.

Als Indikatoren für den Funktionszustand von Kläranlagen und zur Beurteilung der Güte von Fließgewässern waren und sind Mikroorganismen von großer Bedeutung. Ciliaten besitzen eine ästhetische Faszination, sie stehen in einer langen Tradition wissenschaftlicher Bearbeitung und ihre Bedeutung als ein wesentlicher Träger der heterotrophen Aktivität in den Gewässern ist hoch. Dennoch besteht unter den Limnologen und Gewässerbiologen eine erhebliche Zurückhaltung bei der Verwendung von Protozoen als Forschungsobjekt und zur Bioindikation.

Das hat verschiedene Gründe. Es beginnt damit, daß das Sammeln und der Transport von Protozoen insgesamt schwieriger ist (oder erscheint) als für Makroorganismen, die man leicht fixieren und noch nach Jahren einer Nachbestimmung unterziehen kann. Es ist sicher auch eine Erschwernis, daß man die Proben in frischem Zustand kurz nach dem Sammeln untersuchen sollte. Als besonders großes Hindernis hat jedoch die Tatsache zu gelten, daß die sichere taxonomische Zuordnung vielen, auch engagierten Biologen nicht möglich war, weil keine hinreichende, gute und dem modernen Stand der Forschung entsprechende Bestimmungsliteratur verfügbar war.

Die Autoren des vorliegenden Bestimmungswerkes für die Mikroorganismen des Saprobien-systems haben mit ihrer Arbeit eine sichere Basis für die Determination des Mikrobenthos gelegt. Damit verfügen wir heute über ein modernes Werk, das den neuesten Stand der Taxonomie wiederspiegelt. Darüber hinaus enthält es eine kritische Auswertung der Angaben über die Ökologie der Ciliaten und Flagellaten, sowie Abbildungen in bester Qualität. Letztere erleichtern die Arbeit ganz ungemein und überwinden sicher auch manche Hemmung, sich mit Ciliaten und anderen Mikroorganismen zu beschäftigen.

Den Autoren, dem Verlag und den Geldgebern für die erforderlichen Forschungsarbeiten sei gedankt, daß dieses Bestimmungswerk der Bakterien, Pilze und Ciliaten des als DIN-Norm vorliegenden, revidierten Saprobien-systems nunmehr in hervorragender Qualität verfügbar ist. Gemeinsam mit dem Bestimmungswerk von Nagel für das Makrozoobenthos liegt nun für alle Organismen des Saprobien-systems ein moderner, speziell angefertigter Schlüssel vor.

Möge das Buch dazu beitragen, daß Mikroorganismen künftig in der Praxis des Gewässer-schutzes und für die Bioindikation allgemein den Stellenwert erhalten, der ihrer Bedeutung in der Natur gerecht wird.

Ich wünsche dem Buch weiteste Verbreitung.

Günther Friedrich

Dank

Für vielfältige Hilfe danken wir: dem Vorstand des Zoologischen Institutes der Universität Salzburg, Herrn Univ.-Prof. Dr. Hans ADAM, für institutionelle Unterstützung; Dr. A. P. MYLNIKOV (Akademie der Wissenschaften, Borok) für Fotos von *Cercomonas longicauda*; Frau Heidi AICHHORN, Frau Dr. Eva HERZOG, Herrn Dr. Wolfgang KRAUTGARTNER, Herrn Dr. Wolfgang PETZ, Herrn Univ.-Doz. Dr. Peter SIMONSBERGER (Universität Salzburg), Herrn Dr. Andreas UNTERWEGER (Salzburger Landesregierung) für die Unterstützung bei der Rasterelektronenmikroskopie; dem Leiter der Hydrologischen Untersuchungsstelle Salzburg, Herrn Dipl.-Ing. Reinhold HAIDER, für die Überlassung von autökologischen Daten; Herrn Dr. Remigius GEISER (Salzburg) für die Diskussion nomenklatorischer Fragen; Frau Karin BERNATZKY, Frau Dr. Eva HERZOG und Herrn Andreas ZANKL (Universität Salzburg) 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; Frau Dipl. Ing. (FH) Birgit GIETL (München) für die Gestaltung des Layouts am Bildschirm. Dem Verlag, besonders Herrn Dr. Ulrich G. MOLTMANN, danken wir sehr für die gute und konstruktive Zusammenarbeit.

Für die finanzielle Unterstützung danken wir dem österreichischen Fonds zur Förderung der wissenschaftlichen Forschung (Projekt PO 8924-Bio) und dem Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft.

Inhalt

1	Einleitung	1
2	Verzeichnis, Einstufung und ökologische Kurzcharakteristik der Mikrospirobrien	3
3	Probenahme und Untersuchung der Mikrospirobrien	17
3.1	Probenahme	17
3.2	Abundanzschätzung	19
3.3	Berechnung des Saprobienindex	21
3.4	Untersuchung und Bestimmung der Mikrospirobrien	23
3.4.1	Lebenduntersuchung	23
3.4.2	Supravitale Übersichtsfärbung mit Methylgrün-Pyronin	24
3.4.3	Messen mit dem Mikroskop	25
3.4.4	Hinweise zur Bestimmung und zum Gebrauch des Buches	26
4	Schlüssel zu den Großgruppen, Beschreibung und Ökologie der Arten	29
4.1	Schizomycetes (Bakterien)	36
4.2	Mycophyta (Pilze)	52
4.3	Rhizopoda (Wurzelfüßer, Wechseltiere)	58
4.4	Flagellata (Geißeltiere)	79
4.5	Ciliophora (Wimpertiere)	113
5	Glossar	267
6	Literatur	273
7	Register	283

1 Einleitung

Schon KOLKWITZ & MARSSON und LIEBMANN, die Begründer des Saprobiensystems, schätzten bestimmte Mikroorganismen 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 für einige Gruppen (z. B. Rhizopoda, Flagellata) keine modernen und praktischen Anforderungen genügende Bestimmungsliteratur gibt. Diese Lücke soll durch das vorliegende Buch zumindest für einige häufige und weit verbreitete Arten geschlossen werden. Außerdem haben wir uns bemüht, ihre ökologischen Ansprüche in geraffter Form darzustellen.

Die Auswahl der Arten folgt der DIN 38 410, mit der eine Vereinheitlichung des Verfahrens zur Ermittlung des Saprobienindex geschaffen wurde (Tabelle 1). Diese Liste enthält 80 Taxa von Mikroorganismen, nämlich 9 Bakterien (Schizomycetes), 2 Pilze (Mycophyta), 7 Wurzelfüßer (Rhizopoda), 14 Geißeltiere (Flagellata) und 48 Wimpertiere (Ciliophora). Einige Protozoen (z. B. *Diffflugia* spp., *Euglypha* spp.) sind wegen ihrer breiten ökologischen Valenz als Indikatoren wenig geeignet und wurden von uns als euryaprob eingestuft. Einige andere Arten sind wenig bekannt (*Peranema granuliferum*) oder kommen hauptsächlich in Stehgewässern vor (z. B. *Pelomyxa palustris*, *Spongomonas uvella*). Der überwiegende Teil ist jedoch in den Fließgewässern Mitteleuropas weit verbreitet und unter betamesosapoben, alphamesosapoben oder polysapoben Bedingungen oft auch dominant. Nur 4 Arten haben einen Saprobiewert von $\leq 1,8$, d. h. sind Indikatoren für geringe Belastung. Die kleinen Oligochaeten der Mikrosaprobien-Liste werden in der stark erweiterten Neuauflage der Makrosaprobien enthalten sein (NAGEL 1989).

Der Konzeption entsprechend, richtet sich dieses Buch vor allem an Fließgewässrobiologen/innen. Zahlreiche Arten der DIN-Liste finden sich aber auch in kleinen Stehgewässern, im Litoral von Seen und in Abwasserreinigungsanlagen. Viele einschlägige Daten wurden in die ökologische Auswertung aufgenommen.

Der allgemeine Teil enthält ein Verzeichnis der Mikrosaprobien samt Einstufung, eine kurze ökologische Charakterisierung aller eingestuften Arten (Tabelle 3), ein Kapitel über Probenahme, Abundanzschätzung und Berechnung des Saprobienindex sowie ein ausführliches Kapitel über die Lebenduntersuchung und Bestimmung der Mikrosaprobien.

Schließlich ist jede Art ausführlich dargestellt. Wir haben uns für diese Art der Bearbeitung entschieden, weil nur so gewährleistet ist, daß die Determinationen in Zukunft genauer sein werden. Die so beliebten Bildbestimmungsschlüssel sind zwar benutzerfreundlich, täuschen aber gerade den nicht auf die Gruppe spezialisierten Bearbeiter über die Tatsache hinweg, daß damit leicht Fehlbestimmungen möglich sind. Fast jede Art ist durch mehrere Zeichnungen dokumentiert. Mehrere Arten haben wir

neu untersucht, um Fotografien von lebenden Zellen anzufertigen. Zahlreiche Arten sind auch rasterelektronenmikroskopisch und/oder nach Versilberung dokumentiert, was der Verdeutlichung der Strukturen dient und damit dem Anfänger die Einarbeitung erleichtern soll. Die Bestimmungsschlüssel und die Beschreibungen sind so konzipiert, daß alle Arten mit einem gut ausgestatteten Lichtmikroskop ohne aufwendige Präparationsverfahren auch von Nichtspezialisten bestimmt werden können. In Zweifelsfällen oder bei besonders wichtigen Anlässen empfiehlt es sich aber, spezielle Methoden (z. B. Silberimprägnation, Methoden sh. FOISSNER et al. 1991) anzuwenden oder sich an einen Spezialisten zu wenden.

Salzburg und Koblenz, im November 1995

H. Berger
W. Foissner
F. Kohmann

2 Verzeichnis, Einstufung und ökologische Kurzcharakteristik der Mikrosaprobien

Tabelle 1 enthält alle Mikrosaprobien mit dem von der DIN vorgeschlagenen Saprobiewert und Indikationsgewicht. Ergänzend wurde die 20-Punkte-Verteilung der saprobiellen Valenzen aus FRIEDRICH (1990) übernommen. Einstufungen, die deutlich von der Liste von SLÁDEČEK et al. (1981) und unseren Erfahrungen abweichen, sind mit Fußnoten markiert. In Tabelle 2 ist die saprobielle Einstufung der Ciliaten nach der Revision von FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995) angeführt.

Die Bakterien und Pilze sind als Destruenten von entscheidender Bedeutung im Stoff- und Energiekreislauf der Gewässer. Ihnen fällt die Aufgabe zu, totes organisches Material (abgestorbene Organismen, Stoffwechselprodukte) durch nach außen abgeschiedene Enzyme abzubauen und zu mineralisieren, d. h. in einfache anorganische Verbindungen wie Kohlendioxid, Nitrate und Phosphate zu überführen. Diese Verbindungen dienen den Produzenten (Pflanzen, photosynthesierende Bakterien) als Nährstoffe.

Die Protozoen (Rhizopoden, Flagellaten, Ciliaten) sind überwiegend Konsumenten erster Ordnung der pflanzlichen und prokaryotischen Produktion und spielen daher in der Stoff- und Energiebilanz der Gewässer ebenfalls eine wichtige Rolle (SCHÖNBORN 1992). Laborversuche lassen vermuten, daß die benthischen Fließgewässer-Protozoen 21-48 g bakteriellen Kohlenstoff/m² ingestieren, entsprechend mindestens 80 % der jährlichen Bakterienproduktion. Die ungeheure Produktivität der Protozoen zeigen besonders Studien an biologischen Kläranlagen: aus 1.400 m³ nährstoffreichem Abwasser einer Industriekläranlage wurden pro Tag 25 t Schlamm-trockensubstanz produziert, bestehend aus 21 t bakterieller und 4 t protozoischer Biomasse (sh. FOISSNER et al. 1992 für eine ausführliche Zusammenstellung der ökologischen Literatur).

Die Rhizopoden sind weit verbreitet in Fließ- und Stehgewässern, wegen der schwierigen Bestimmbarkeit als Indikatoren der Gewässergüte jedoch nur bedingt geeignet. Die beschalteten Amöben (Testaceen) erreichen besonders im Benthos sehr hohe Abundanzen. Ihre Bedeutung im Energietransfer wurde bisher vermutlich unterschätzt (FOISSNER 1994).

Die meisten Flagellaten sind Bakterienfresser oder ernähren sich saprotroph (osmotroph), d. h. nehmen gelöste organische Substanzen auf. Sie sind daher so wie viele Ciliaten in stark und sehr stark organisch belasteten Gewässern verbreitet und oft auch dominant. Ihre Bedeutung im Nahrungsnetz des Pelagials ist unbestritten (LAYBOURN-PARRY 1992).

Die Ciliaten sind vorwiegend Bakterien- und Algenfresser und erreichen daher die größte Artenvielfalt in der Mesosaprobie (Güteklassen II-III, III), die höchste Abundanz in der ausgeprägten Alphamesosaprobie und Polysaprobie (Güteklassen III, III-IV, IV). Hier sind sie "Leitformen" von großem Wert und können auch feine Unterschiede gut differenzieren, z. B. Faulschlamm-Inseln. Demgegenüber zeigt die Erfahrung, daß

die Wimpertiere in der Oligosaprobie und bis zur beginnenden Betamesosaprobie nur eine geringe Rolle spielen. Stenöke ciliate Leitformen oder Indikatorgesellschaften gibt es für diese Saprobiezonen vermutlich nicht (FOISSNER et al. 1994). Große Bedeutung haben dagegen einige Arten im Pelagial von Stehgewässern; in manchen Perioden stellen die Ciliaten mehr als 50 % der planktischen Zoomasse.

Die Protozoen- bzw. Mikrosaprobien-Gemeinschaft wird in gering belasteten Bereichen von den oft stärker verunreinigten Mikrohabitaten (z. B. rund um sich zersetzende Pflanzen oder Tiere) geprägt. Solche Mikrohabitats mit alphamesosaprobien und polysaprobien Bedingungen und ihnen entsprechenden Indikatorarten sind auch in der Oligosaprobie und Betamesosaprobie normal; zudem werden die Schmutzwasserzeiger wegen ihrer oft höheren Abundanz in der Routine leichter gefunden als die oft sehr spärlichen Reinwasserzeiger. Daher führt ein mit den Mikrosaprobien errechneter Index bzw. dessen schematische Anwendung in der Oligo- und Betamesosaprobie normalerweise zu einer leichten Überschätzung der Verschmutzung. Dies kann durch einen Korrekturfaktor bei der Berechnung des Index berücksichtigt werden (Kapitel 3.3). Noch wichtiger ist jedoch, daß die gesamte Biozönose betrachtet und neben dem qualitativen auch der quantitative Aspekt berücksichtigt wird. Als Richtschnur für die Auswertung der Mikrosaprobien kann dienen: findet man relativ wenige Arten (<25) und haben alle geringe Abundanz, dann herrscht Oligosaprobie oder Betamesosaprobie (wenn Fehler bei der Probenahme und toxische Einflüsse ausgeschlossen werden können); findet man viele Arten (>25), von denen einige zahlreich oder sehr zahlreich vorkommen, dann herrscht Beta- bis Alphamesosaprobie, Alphamesosaprobie oder Alphameso- bis Polysaprobie; findet man relativ wenige Arten (<25), von denen mehrere sehr zahlreich oder massenhaft vorkommen, dann herrscht Polysaprobie.

Die Mikrosaprobien reagieren wegen ihrer meist kurzen Generationszeiten rascher als die Makroorganismen auf Veränderungen der Saprobie. Einige Arten und Gattungen sind wegen stoffwechselphysiologischer Besonderheiten untrügliche Indikatoren, z. B. für Anaerobie (→ *Chromatium*, → *Hexamita*, → *Metopus*). Allein bereits aus diesen beiden Gründen wäre es ungeschickt, in anthropogen beeinflussten Gewässern auf diese ökologisch sehr wichtigen Organismengruppen bei der Ermittlung der Gewässergüte bzw. der Beurteilung der ökologischen Funktionsfähigkeit zu verzichten.

Tabelle 3 informiert rasch über einige wichtige ökologische Eigenschaften aller behandelten Arten. Sie ist vor allem als Hilfsmittel bei der Interpretation der Artenliste gedacht. Weitere Angaben zur Ökologie finden sich in den Einleitungen zu den Großgruppen und in den Artbeschreibungen.

Tabelle 1. Saprobielle Einstufung der Mikrosaproben nach DIN 38 410¹.

Taxon ²	s ³	G ⁴	Valenzen ⁵							Seite	
			o	o-b	b	b-a	a	a-p	p		
Schizomycetes											36
<i>Beggiatoa alba</i> (VAUCHER, 1803) TRE-VISAN, 1845	3,7	8	-	-	-	-	1	10	9		45
<i>Chromatium okenii</i> (EHRENBERG, 1838) PERTY, 1852	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20		40
<i>Chromatium vinosum</i> (EHRENBERG, 1838) WINOGRADSKY, 1888	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20		42
<i>Rhodospirillum</i> spp.	3,9	16	-	-	-	-	-	4	16		39
<i>Sphaerotilus natans</i> KÜTZING, 1833	3,6	8	-	-	-	-	4	10	6		47
<i>Thiocystis violacea</i> WINOGRADSKY, 1888	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20		42
<i>Thiosarcina rosea</i> (SCHROETER, 1886) WINOGRADSKY, 1888	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20		44
<i>Thiospirillum jenense</i> (EHRENBERG, 1838) MIGULA, 1900	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20		44
<i>Zoogloea ramigera</i> ITZIGSOHN, 1868	3,9	16	-	-	-	-	-	4	16		50
Mycophyta											52
<i>Fusarium aquaeductuum</i> (RADLKOFER & RABENHORST, 1863) SACCARDO, 1892	3,9	16	-	-	-	-	-	2	18		55
<i>Leptomitus lacteus</i> (ROTH, 1809) AG-ARDH, 1824	3,4	8	-	-	-	-	8	8	4		52
Rhizopoda											58
<i>Actinophrys sol</i> (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830	2,2	8	-	1	12	5	2	-	-		70
<i>Actinosphaerium eichhornii</i> (EHRENBERG, 1840) STEIN, 1857	1,9	8	-	8	10	2	-	-	-		73
<i>Amoeba proteus</i> (PALLAS, 1766) LEIDY, 1878	1,8	8	2	6	10	2	-	-	-		61
<i>Diffugia</i> spp. ⁹	1,8	8	-	8	12	-	-	-	-		65
<i>Diplophrys archeri</i> BARKER, 1868	2,5	8	-	-	5	10	5	-	-		63
<i>Euglypha</i> spp. ⁹	2,0	16	-	-	20	-	-	-	-		70
<i>Pelomyxa palustris</i> GREEFF, 1874	3,5	8	-	-	-	-	5	10	5		75
Flagellata											79
<i>Anisonema acinus</i> DUJARDIN, 1841	2,5	8	-	-	5	10	5	-	-		92

Tabelle 1. Fortsetzung.

Taxon ²	s ³	G ⁴	Valenzen ⁵							Seite
			o	o-b	b	b-a	a	a-p	p	
<i>Anthophysa vegetans</i> (MÜLLER, 1786) STEIN, 1878 ¹²	2,4	8	-	-	8	9	3	-	-	102
<i>Bodo saltans</i> EHRENBERG, 1831 ¹⁰	3,4	8	-	-	-	-	6	12	2	90
<i>Cercomonas longicauda</i> DUJARDIN, 1841	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	108
<i>Chilomonas paramaecium</i> -Gruppe ¹¹	2,5	4	-	1	4	9	6	-	-	99
<i>Cladomonas fructiculosa</i> STEIN, 1878	2,9	8	-	-	-	6	12	2	-	110
<i>Hexamita</i> spp.	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	85
<i>Peranema granuliferum</i> PENARD, 1890	1,7	8	1	12	6	1	-	-	-	95
<i>Peranema trichophorum</i> (EHRENBERG, 1830) STEIN, 1878	3,0	8	-	-	-	2	16	2	-	96
<i>Spongomonas uvella</i> STEIN, 1878	1,7	8	1	10	9	-	-	-	-	112
<i>Tetramitus descissus</i> PERTY, 1852	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	106
<i>Tetramitus pyriformis</i> KLEBS, 1893	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	107
<i>Trepomonas</i> spp.	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	87
<i>Trigonomonas</i> spp.	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	89
Ciliophora¹										113
<i>Amphileptus pleurosigma</i> (STOKES, 1884) FOISSNER, 1984 ¹⁵	2,8	4	-	-	3	6	8	2	1	186
<i>Aspidisca cicada</i> (MÜLLER, 1786) CLA- PARÈDE & LACHMANN, 1858 ¹⁵	3,0	4	-	-	2	5	6	5	2	153
<i>Aspidisca lynceus</i> (MÜLLER, 1773) EH- RENBERG, 1830	2,5	8	-	-	5	9	6	-	-	155
<i>Caenomorpha</i> spp.	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	131
<i>Campanella umbellaria</i> (LINNAEUS, 1758) GOLDFUSS, 1820 ¹⁵	2,3	8	-	-	8	11	1	-	-	261
<i>Carchesium polypinum</i> (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830	3,1	4	-	-	1	4	7	6	2	257
<i>Chilodonella uncinata</i> (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928	3,1	8	-	-	-	3	11	5	1	198
<i>Coleps</i> spp. ¹⁵	2,5	4	-	-	9	6	3	2	-	208
<i>Colpidium colpoda</i> (LOSANA, 1829) STEIN, 1860 ¹⁵	3,5	4	-	-	-	1	3	10	6	212
<i>Cyclidium</i> spp. ¹⁵	3,1	8	-	-	-	3	11	5	1	240
<i>Dexiostoma campylum</i> (STOKES, 1886) JANKOWSKI, 1967 ⁶	3,8	8	-	-	-	-	1	6	13	216
<i>Dileptus margaritifer</i> (EHRENBERG, 1833) DUJARDIN, 1841	2,1	8	-	4	10	6	-	-	-	176

Tabelle 1. Fortsetzung.

Taxon ²	s ³	G ⁴	Valenzen ⁵							Seite
			o	o-b	b	b-a	a	a-p	p	
<i>Epistylis plicatilis</i> EHRENBERG, 1831	2,6	8	-	-	4	10	6	-	-	263
<i>Euplotes affinis</i> (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932 ¹⁵	3,0	8	-	-	1	4	11	4	-	158
<i>Euplotes patella</i> (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1831	2,3	4	-	-	11	5	4	-	-	158
<i>Frontonia acuminata</i> (EHRENBERG, 1833) BÜTSCHLI, 1889	2,1	8	-	3	12	4	1	-	-	226
<i>Glaucoma scintillans</i> EHRENBERG, 1830	3,6	4	-	-	-	1	4	7	8	219
<i>Halteria grandinella</i> (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841	2,2	4	-	3	10	5	2	-	-	169
<i>Homalozoon vermiculare</i> (STOKES, 1887) STOKES, 1890 ¹⁵	1,9	4	-	10	6	3	1	-	-	181
<i>Lacrymaria olor</i> (MÜLLER, 1786) BORY DE SAINT-VINCENT, 1824	2,2	8	-	-	13	6	1	-	-	184
<i>Litonotus cygnus</i> (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995 ⁷	2,0	4	-	7	6	6	1	-	-	189
<i>Litonotus lamella</i> (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995	2,8	4	-	-	4	7	5	3	1	192
<i>Loxophyllum meleagris</i> (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841	2,0	4	-	6	10	3	1	-	-	195
<i>Metopus</i> spp. sensu lato	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	134
<i>Paramecium aurelia</i> -Komplex	2,9	4	-	-	1	6	10	2	1	229
<i>Paramecium bursaria</i> (EHRENBERG, 1831) FOCKE, 1836	2,5	4	-	-	9	6	3	1	1	235
<i>Paramecium caudatum</i> EHRENBERG, 1833	3,4	4	-	-	-	2	6	8	4	231
<i>Paramecium putrinum</i> CLAPARÈDE & LACHMANN, 1859	3,6	4	-	-	-	1	3	8	8	237
<i>Plagiopyla nasuta</i> STEIN, 1860	4,0	16	-	-	-	-	-	-	20	173
<i>Pleuronema coronatum</i> KENT, 1881	2,2	8	-	-	14	6	-	-	-	246
<i>Spirostomum ambiguum</i> (MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1835	3,2	8	-	-	-	3	9	7	1	139
<i>Spirostomum minus</i> ROUX, 1901	2,9	4	-	-	2	6	7	3	2	141
<i>Spirostomum teres</i> CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858 ¹⁵	3,0	4	-	-	1	4	10	4	1	143
<i>Stentor coeruleus</i> (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1831	2,5	8	-	-	7	8	5	-	-	145
<i>Stentor muelleri</i> EHRENBERG, 1831	2,7	4	-	-	5	6	6	2	1	147

Tabelle 1. Fortsetzung.

Taxon ²	s ³	G ⁴	Valenzen ⁵							Seite
			o	o-b	b	b-a	a	a-p	p	
<i>Stentor polymorphus</i> (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830	2,6	4	-	-	6	6	6	2	-	149
<i>Stentor roeselii</i> EHRENBERG, 1835 ¹⁵	2,7	8	-	-	3	8	9	-	-	151
<i>Strobilidium caudatum</i> (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987 ^{13, 15}	2,0	8	-	-	-	-	-	-	-	171
<i>Stylonychia mytilus</i> -Komplex ¹⁵	2,3	4	-	2	8	6	4	-	-	163
<i>Tachysoma pellionellum</i> (MÜLLER, 1773) BORROR, 1972 ^{14, 15}	2,1	8	-	-	4	12	4	-	-	167
<i>Tetrahymena pyriformis</i> -Komplex	3,5	4	-	-	-	1	4	8	7	221
<i>Trachelius ovum</i> (EHRENBERG, 1831) EH- RENBERG, 1838	2,5	8	-	-	5	10	5	-	-	179
<i>Trithigmostoma cucullulus</i> (MÜLLER, 1786) JANKOWSKI, 1967	3,1	8	-	-	1	3	8	7	1	201
<i>Trochilia minuta</i> (ROUX, 1899) KAHL, 1931 ¹⁵	3,1	8	-	-	-	4	10	5	1	204
<i>Uronema nigricans</i> (MÜLLER, 1786) FLORENTIN, 1901 ⁸	3,2	8	-	-	-	1	12	5	2	243
<i>Vorticella campanula</i> EHRENBERG, 1831	2,6	8	-	-	4	9	7	-	-	249
<i>Vorticella convallaria</i> -Gruppe ¹⁵	3,0	4	-	-	1	4	10	4	1	251
<i>Vorticella microstoma</i> -Gruppe	3,3	4	-	-	-	2	8	8	2	254

¹ Die saprobiellen Valenzen sind nicht in der DIN 38 410, Teil 2 enthalten; sie wurden aus FRIEDRICH (1990) übernommen. Die saprobielle Einstufung der Ciliaten nach der Revision von FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995) ist in Tabelle 2 zusammengestellt. Deutlich abweichende Einstufungen → Fußnote 15. Auch einige Arten der übrigen Gruppen haben nach der Liste von SLÁDEČEK et al. (1981) und nach unserer Erfahrung eine andere Einstufung (→ Fußnoten).

² Nomenklatorische Fehler (z. B. Kombinationen, falsche Schreibweisen, falsche Autoren) in der DIN-Liste werden ohne Kommentar berichtet.

³ Saprobiewert

1,0-<1,5 = Indikatororganismus für Oligosaprobie,

1,5-<1,8 = Indikatororganismus für Oligosaprobie bis Betamesosaprobie,

1,8-<2,3 = Indikatororganismus für Betamesosaprobie,

2,3-<2,7 = Indikatororganismus für Betamesosaprobie bis Alphamesosaprobie,

2,7-<3,2 = Indikatororganismus für Alphamesosaprobie,

3,2-<3,5 = Indikatororganismus für Alphamesosaprobie bis Polysaprobie,

3,5-4,0 = Indikatororganismus für Polysaprobie.

⁴ Indikationsgewicht. Die Zahlen 4, 8, 16 kennzeichnen zunehmende Stenökie.

⁵ Saprobielle Valenzen in 20-Punkte-Verteilung (in FRIEDRICH 1990 sind die Saprobie-stufen mit Zahlen bezeichnet: 1; 1,5; 2, usw.). o = oligosaprob, o-b = oligosaprob bis betamesosaprob, b = betamesosaprob, b-a = beta- bis alphamesosaprob, a = alphamesosaprob, a-p = alphameso- bis polysaprob, p = polysaprob.

- ⁶ In der DIN-Liste noch mit dem alten Namen "*Colpidium campylum*" bezeichnet.
⁷ In der DIN-Liste ist auch das Synonym, *Litonotus fasciola* (MÜLLER, 1773) WRZES-
 NIOWSKI, 1870 angeführt.
⁸ In der DIN-Liste ist das jüngere Synonym, *Uronema parduczi* FOISSNER, angeführt.
⁹ Nach den Literaturdaten und unserer Erfahrung ist die Gattung eury saprob.
¹⁰ Ist das ältere Synonym von der in der DIN-Liste enthaltenen *Pleuromonas jaculans*
 PERTY.
¹¹ Nach den Literaturdaten alphamesosaprob: s = 3,0, G = 3, b = 2, a = 6, p = 2.
¹² Nach SLÁDEČEK et al. (1981) alphamesosaprob: s = 3,2, G = 4, a = 8, p = 2.
¹³ Keine saprobiellen Valenzen angegeben.
¹⁴ In FRIEDRICH (1990) wurden 2 Valenz-Punkte zu wenig vergeben (3 12 3).
¹⁵ Der Saprobiewert unterscheidet sich um 3 oder mehr Zehntel von der Einstufung
 in FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995; → Tabelle 2).

Tabelle 2. Saprobielle Einstufung der Ciliaten nach FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995)¹.

Taxon	s	G	Valenzen ²					Sa	Band/ Seite ³
			x	o	b	a	p		
<i>Amphileptus pleurosigma</i> (STOKES, 1884) FOISSNER, 1984 ⁶	2,5	3	-	-	5	5	-	b-a	IV/290
<i>Aspidisca cicada</i> (MÜLLER, 1786) CLA- PARÈDE & LACHMANN, 1858 ⁶	2,7	2	-	-	4	5	1	a-b	I/370
<i>Aspidisca lynceus</i> (MÜLLER, 1773) EHREN- BERG, 1830	2,5	1	-	1	4	4	1	b-a	I/377
<i>Caenomorpha</i> spp. ⁴	4,0E	5	-	-	-	-	10	p-m	II/424
<i>Campanella umbellaria</i> (LINNAEUS, 1758) GOLDFUSS, 1820 ⁶	2,8	3	-	-	3	6	1	a-b	II/225
<i>Carchesium polypinum</i> (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830	2,9	3	-	-	2	7	1	a	II/137
<i>Chilodonella uncinata</i> (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928	3,0	3	-	-	2	6	2	a	I/45
<i>Coleps hirtus</i> (MÜLLER, 1786) NITZSCH, 1827	2,7	1	-	1	3	4	2	a-b	III/382
<i>Coleps nolandi</i> KAHL, 1930 ⁶	2,0	2	-	3	4	3	-	o-a	III/395
<i>Coleps spetai</i> FOISSNER, 1984 ⁶	2,0	3	-	2	6	2	-	b	III/400
<i>Colpidium colpoda</i> (LOSANA, 1829) STEIN, 1860 ^{4,6}	3,8E	4	-	-	-	2	8	p-i	III/43
<i>Cyclidium glaucoma</i> MÜLLER, 1773	3,1	3	-	-	1	7	2	a	III/300
<i>Cyclidium heptatrichum</i> SCHEWAKOFF, 1893 ⁶	2,2	4	-	-	8	2	-	b	III/311
<i>Dexiostoma campylum</i> (STOKES, 1886) JAN- KOWSKI, 1967 ⁴	3,9E	5	-	-	-	1	9	p-i	III/33

Tabelle 2. Fortsetzung.

Taxon	s	G	Valenzen ²					Sa	Band/ Seite ³
			x	o	b	a	p		
<i>Epistylis plicatilis</i> EHRENBERG, 1831	2,8	3	-	-	3	6	1	a-b	II/205
<i>Euplotes affinis</i> (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932 ⁶	2,6	2	-	-	5	4	1	b-a	I/340
<i>Euplotes patella</i> (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1831	2,3	4	-	-	7	3	-	b	I/362
<i>Frontonia acuminata</i> (EHRENBERG, 1833) BÜTSCHLI, 1889	2,2	2	-	2	4	4	-	b-a	III/155
<i>Glaucoma scintillans</i> EHRENBERG, 1830 ⁵	3,6	3	-	-	-	4	6	p-a	III/92
<i>Halteria grandinella</i> (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841	2,2	3	-	1	6	3	-	b-a	I/137
<i>Homalozoon vermiculare</i> (STOKES, 1887) STOKES, 1890 ⁶	2,2	2	-	2	4	4	-	b-a	IV/219
<i>Lacrymaria olor</i> (MÜLLER, 1786) BORY DE SAINT-VINCENT, 1824	2,0	3	-	2	6	2	-	b	IV/163
<i>Litonotus cygnus</i> (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995	2,0	5	-	-	10	-	-	b	IV/318
<i>Litonotus lamella</i> (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995	2,8	4	-	-	2	8	-	a	IV/329
<i>Loxophyllum meleagris</i> (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841	2,2	4	-	-	8	2	-	b	IV/354
<i>Metopus</i> spp. sensu lato ⁴	4,0E	5	-	-	-	-	10	p-m	II/400
<i>Paramecium aurelia</i> -Komplex	2,9	2	-	-	3	5	2	a-b	III/129
<i>Paramecium bursaria</i> (EHRENBERG, 1831) FOCKE, 1836	2,5	3	-	-	6	3	1	b-a	III/140
<i>Paramecium caudatum</i> EHRENBERG, 1833	3,6	3	-	-	-	4	6	p-a	III/112
<i>Paramecium putrinum</i> CLAPARÈDE & LACHMANN, 1859 ⁴	3,6E	3	-	-	1	2	7	p	III/147
<i>Plagiopyla nasuta</i> STEIN, 1860 ⁴	4,0E	5	-	-	-	-	10	p-i	IV/266
<i>Pleuronema coronatum</i> KENT, 1881	2,3	4	-	-	7	3	-	b	III/278
<i>Spirostomum ambiguum</i> (MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1835	3,0	3	-	-	2	6	2	a	II/317
<i>Spirostomum minus</i> ROUX, 1901	2,8	3	-	-	3	6	1	a-b	II/327
<i>Spirostomum teres</i> CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858 ⁶	3,6	3	-	-	1	2	7	p	II/332
<i>Stentor coeruleus</i> (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1831	2,6	3	-	-	4	6	-	a-b	II/357
<i>Stentor muelleri</i> EHRENBERG, 1831	2,5	3	-	-	5	5	-	b-a	II/363
<i>Stentor polymorphus</i> (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830	2,5	3	-	-	5	5	-	b-a	II/368

Tabelle 2. Fortsetzung.

Taxon	s	G	Valenzen ²					Sa	Band/ Seite ³
			x	o	b	a	p		
<i>Stentor roeselii</i> EHRENBERG, 1835 ⁶	2,4	2	-	1	4	5	-	a-b	II/374
<i>Strobilidium caudatum</i> (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987 ⁶	1,5	3	-	5	5	-	-	o-b	I/153
<i>Stylonychia mytilus</i> -Komplex ⁶	2,9	5	-	-	1	9	-	a	I/315
<i>Tachysoma pellionellum</i> (MÜLLER, 1773) BORROR, 1972 ⁶	2,5	1	-	1	4	4	1	b-a	I/304
<i>Tetrahymena pyriformis</i> -Komplex ⁴	3,7E	4	-	-	-	3	7	p-i	III/61
<i>Trachelius ovum</i> (EHRENBERG, 1831) EHREN- BERG, 1838	2,5	1	-	1	4	4	1	a-b	IV/208
<i>Trithymostoma cucullulus</i> (MÜLLER, 1786) JANKOWSKI, 1967	3,1	2	-	-	2	5	3	a-p	I/82
<i>Trochilia minuta</i> (ROUX, 1899) KAHL, 1931 ⁶	2,5	3	-	-	5	5	-	b-a	I/117
<i>Uronema nigricans</i> (MÜLLER, 1786) FLOREN- TIN, 1901	3,2	3	-	-	1	6	3	a-p	III/228
<i>Vorticella campanula</i> EHRENBERG, 1831	2,4	2	-	1	4	5	-	a-b	II/105
<i>Vorticella convallaria</i> -Gruppe ⁶	2,7	2	-	1	2	6	1	a	II/84
<i>Vorticella microstoma</i> -Gruppe ⁴	3,5E	3	-	-	-	5	5	p-a	II/78

¹ Die angeführten Arbeiten enthalten noch etwa 240 weitere, in Fließ- und Stehgewässern häufig vorkommende Ciliaten-Arten. Abkürzungen: a = alphamesosaprob, b = betamesosaprob, G = Indikationsgewicht von 1 bis 5 (Unterschied zu Tabelle 1), i = isosaprob, m = metasaprob, o = oligosaprob, p = polysaprob, s = Saprobiewert der betreffenden Art, Sa = Saprobität, x = xenosaprob.

² 10-Punkte-Verteilung (Unterschied zu Tabelle 1!)

³ Band- und Seitenverweis auf die Beschreibung der Arten in FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995).

⁴ Die mit "E" gekennzeichneten Arten sind auch in der Eusaprobität eingestuft. Details zur Eusaprobität siehe SLÁDEČEK (1973, S. 50) und FOISSNER et al. (1995, S. 103). *Caenomorpha* spp. und *Metopus* spp.: m-i; p = 1, i = 4, m = 5, G = 2, s = 5,4. *Colpidium colpoda*: p-i; a = 2, p = 5, i = 3, G = 2, s = 4,1. *Dexiostoma campylum*: p-i; a = 1, p = 6, i = 3, G = 3, s = 4,2. *Paramecium putrinum* und *Tetrahymena pyriformis*-Komplex: a-i; a = 3, p = 4, i = 3, G = 2, s = 4,0. *Plagiopyla nasuta*: p-i; p = 5, i = 5, G = 3, s = 4,5. *Vorticella microstoma*-Gruppe: a-p; a = 5, p = 3, i = 2, G = 2, s = 3,7.

⁵ Nur bei zumindest mäßig zahlreicher Abundanz als Indikator brauchbar.

⁶ Der Saprobiewert unterscheidet sich um 3 oder mehr Zehntel von der Einstufung der DIN-Liste (→ Tabelle 1).

Tabelle 3. Ökologische Charakterisierung der Mikrosaprobien (aus FOISSNER et al. 1995, ergänzt). a = alphamesosaprob, A = Aufwuchs, Al = Algen (außer Kieselalgen, aber einschließlich autotropher Flagellaten), b = betamesosaprob, B = Benthal, Ba = Bakterien, Bo = terrestrische Böden, CA = chemoautotroph, CAR = *Carchesietosum polyipinae*, COL = *Colpidietum colpodae*, Cy = Cyanobakterien, CYR = *Cyrtophoretea*, De = Detritus, e = euryaprob, F = Fließgewässer, Fl = heterotrophe Flagellaten, Fs = Faulschlamm (und anaerobe Bereiche des Pelagials), HBE = hochbelasteter und/oder sauerstoffarmer Belebtschlamm, he = holo-euryhalin, i = isosaprob, K = Kläranlagen, Ki = Kieselalgen, m = metasaprob, MAR = *Marynetum*, MET = *Metopetum*, MOO = Mooreinfluß, mpe = meso- bis poly-euryhalin, mps = meso- bis poly-stenohalin, NBE = normaler Belebtschlamm, o = oligosaprob, O = omnivor (frißt autotrophe Organismen und Protozoen, manchmal auch kleine Metazoen), oe = oligo-euryhalin, OLI = *Oligotrichetea* (See-Einfluß), ome = oligo- bis meso-euryhalin, oms = oligo- bis meso-stenohalin, os = oligo-stenohalin, p = polysaprob, P = Pelagial, pe = poly-euryhalin, PL = photolithotroph, PLE = *Pleuronemetum coronatae*, PO = photoorganotroph, ps = poly-stenohalin, R = Räuber (frißt Protozoen, überwiegend Ciliaten, und manche Arten auch kleine Metazoen), S = Stehgewässer, Sb = Schwefelbakterien, ST = saprotroph (osmotroph), STE = *Stentoretum*, T = auf tierischen Trägern, TRI = *Trithigmotometum cucullulae*.

Taxon	Biomasse (mg) von 10 ⁵ Ind. ¹	Haupt- nahrung	Salzto- leranz ²	Vorkommen			
				bevorzugter Gewässertyp	bevorzugtes Habitat	Gesell- schaft ³	Sapro- bität
Schizomycetes							
<i>Beggiatoa alba</i>	10 ⁵	CA ¹³	he	S,F,K	Fs,B	MET,COL, HBE	p-i
<i>Chromatium okenii</i>	0,17	PL	he	S	Fs	MET,COL	p-m
<i>Chromatium vinosum</i>	0,01	PL	he	S	Fs	MET	p-m
<i>Rhodospirillum</i> spp.	0,03 ⁴	PO	he	S	Fs	MET	p-m
<i>Sphaerotilus natans</i>	2 ⁵	ST	ome	F	A,B	COL,CAR	p-a
<i>Thiocystis violacea</i>	0,01	PL	he	S	Fs	MET	p-m
<i>Thiosarcina rosea</i>	0,005	PL	he	S	Fs	MET	p-m
<i>Thiospirillum jenense</i>	0,3	PL	he	S	Fs	MET	p-m
<i>Zoogloea ramigera</i>	- ⁶	ST	he	S,F,K	A,B	COL	p-i
Mycophyta							
<i>Fusarium aquae- ductuum</i>	20 ⁵	ST	oms?	F	A,B	COL	p
<i>Leptomitus lacteus</i>	150 ⁵	ST	oms?	F	A,B	CAR,TRI	a-p
Rhizopoda							
<i>Actinophrys sol</i>	45	O	he	S,F	B,A		b

Tabelle 3. Fortsetzung.

Taxon	Biomasse (mg) von 10 ⁶ Ind. ¹	Haupt- nahrung	Salzto- leranz ²	Vorkommen			
				bevorzugter Gewässertyp	bevorzugtes Habitat	Gesell- schaft ³	Sapro- bität
<i>Actinosphaerium eichhornii</i>	8.000	O	he?	S	A,B		b
<i>Amoeba proteus</i>	2.000 ¹⁰	O	oms?	S,F	B		b
<i>Diffugia</i> spp.	42 ⁷	O	oms?	S,F	A,B		e
<i>Diplophrys archeri</i>	0,5	ST?	he	S,F	A,B		b-a
<i>Euglypha</i> spp.	5 ⁷	O	oms?	S,F,Bo	A,B		e
<i>Pelomyxa palustris</i>	300 g ⁸	Al,Cy, De	oms?	S	B,Fs	MET	p-a
Flagellata							
<i>Anisonema acinus</i>	4	Al,Ki	he	S,F	B		b-a
<i>Anthophysa vegetans</i>	0,06 ¹¹	Ba	oe	S,F	B	TRI	a
<i>Bodo saltans</i>	0,06	Ba	he	S,F,K	B	COL,HBE	a-p
<i>Cercomonas longicauda</i>	2	Ba	oms?	S,F,K,Bo	B	COL,HBE	p-m
<i>Chilomonas paramaecium</i> -Gruppe	2 ⁹	ST	ome	S,F	B,P		a
<i>Cladomonas fructiculosa</i>	0,05 ¹¹	ST	oms?	S	A		a
<i>Hexamita</i> spp.	0,4 ⁹	Ba,ST	he	S,F,K	Fs,B	MET,HBE	p-m
<i>Peranema granuliferum</i>	0,2	?	oms?	S,F	B		b
<i>Peranema trichophorum</i>	10	O	he	S,F	B		a
<i>Spongomonas uvella</i>	0,1 ¹¹	ST	oms?	S	A		b
<i>Tetramitus descissus</i>	1	Ba,Sb	oms?	S,F,K	B	COL,HBE	p-m
<i>Tetramitus pyriformis</i>	0,1	Ba,Sb	oms?	S,F,K	B	COL,HBE	p-m
<i>Trepomonas</i> spp.	2 ⁹	Ba	he	S,F,K	Fs,B	MET,HBE	p-m
<i>Trigonomonas</i> spp.	1,4 ⁹	Ba,ST	he	S,F,K	Fs,B	MET,HBE	p-m
Ciliophora							
<i>Amphileptus pleurosigma</i>	150	R	oms	S,F	A,B	STE	b-a
<i>Aspidisca cicada</i>	10	Ba	he?	F,S,K	B,A	TRI,CYR, NBE	a-b

Tabelle 3. Fortsetzung.

Taxon	Biomasse (mg) von 10 ⁵ Ind. ¹	Haupt- nahrung	Salzto- leranz ²	Vorkommen			
				bevorzugter Gewässertyp	bevorzugtes Habitat	Gesell- schaft ³	Sapro- bität
<i>Aspidisca lynceus</i>	17	Ba	ome?	F,S,K	B,A	TRI,CYR, NBE	b-a
<i>Caenomorpha</i> spp.	120 ¹⁴	Ba,Sb	os	S,F,K	Fs	MET	p-m
<i>Campanella umbel- laria</i>	850	Ba	oms	S,F	A,B,T	CAR	a-b
<i>Carchesium poly- pinum</i>	150	Ba	oe	F,S,K	B,A,T	TRI,CAR, NBE	a
<i>Chilodonella uncina- ta</i>	11	Ba	he?	F,S,K,Bo	A,B	TRI,CYR, NBE	a
<i>Coleps hirtus</i>	21	O	oms (he?)	S,F	A,B,P	STE	a-b
<i>Coleps nolandi</i>	16	O	he	S,F	A,B	STE	o-a
<i>Coleps spetai</i>	60	Al,Cy	os	S	P		b
<i>Colpidium colpoda</i>	130	Ba,Fl,Al	ome	F,S,K	B	COL,TRI, HBE	p-i
<i>Cyclidium glaucoma</i>	1-3	Ba	he	F,S,K	B,A,P	TRI	a
<i>Cyclidium hepta- trichum</i>	2	Ba	ome?	F,S	B,A,P		b
<i>Dexiostoma campylum</i>	26	Ba,Fl,Al	oms	F,S,K	B	COL,HBE	p-i
<i>Dileptus margaritifer</i>	500	O	he	S,F	B,A	PLE	b
<i>Epistylis plicatilis</i>	40	Ba	ome?	S,F,K	A,B,T	CAR, NBE	a-b
<i>Euplotes affinis</i>	18	Ba,Ki,Al, Fl	he?	F,S,K	B,A	TRI,STE, CYR,NBE	b-a
<i>Euplotes patella</i>	93	O	he?	F,S,K	B,A	PLE,CYR, NBE	b
<i>Frontonia acuminata</i>	100	O	oms	S,F	B,A,P	STE	b-a
<i>Glaucoma scintil- lans</i>	25	Ba	oe	F,S,K	B,A	COL,TRI	p-a
<i>Halteria grandinella</i>	27	Ba,Al	he?	S,F,Bo	P,B	OLI,MAR	b-a
<i>Lacrymaria olor</i>	33	R	he	S,F	B,A	PLE	b
<i>Litonotus cygnus</i>	40	R	he	F,S	B,A	PLE,CYR	b
<i>Litonotus lamella</i>	15	R	he?	F,S,K	B,A	TRI	a
<i>Loxophyllum me- leagris</i>	700	R	he?	S,F	A,B	PLE	b
<i>Metopus</i> spp. sen- su lato	15-500	Ba,Fl,Al	he	S,F,K	Fs	MET,HBE	p-m

Tabelle 3. Fortsetzung.

Taxon	Biomasse (mg) von 10 ⁶ Ind. ¹	Haupt- nahrung	Salzto- leranz ²	Vorkommen			
				bevorzugter Gewässertyp	bevorzugtes Habitat	Gesell- schaft ³	Sapro- bität
<i>Paramecium aurelia</i> - Komplex	150	Ba	ome	S,F,K	B,P	TRI,CAR	a-b
<i>Paramecium bursaria</i>	120	Ba,Al,Ki	ome	S,F	A,B,P	STE, MOO	b-a
<i>Paramecium cauda- tum</i>	500	Ba,Al	ome	S,F,K	B,P	COL,TRI, HBE	p-a
<i>Paramecium putrinum</i>	70	Ba,Sb, Cy,Fl	ome	F,S,K	B,A,P	COL, HBE	p
<i>Plagiopyla nasuta</i>	120	Ba,Sb, Al,Fl	oe?	S,F	Fs	MET	p-i
<i>Pleuronema corona- tum</i>	60	O	he?	S,F	B	PLE	b
<i>Spirostomum ambigu- um</i>	14.600	Ba,Fl,Al	oe	S,F	B,P	TRI	a
<i>Spirostomum minus</i>	425	Ba	oe?	S,F	B,P	STE	a-b
<i>Spirostomum teres</i>	380	Sb,Ba, Al,Ki	oe (he?)	S,F	B,P,Fs	COL,HBE	p
<i>Stentor coeruleus</i>	12.000	O	oe	S,F	B,A,P		a-b
<i>Stentor muelleri</i>	4.500	Ba,Al,Ki	ome	S,F	A	STE	b-a
<i>Stentor polymorphus</i>	4.500	O	oms	S,F	B,A	STE	b-a
<i>Stentor roeselii</i>	5.000	O	oe	S,F	B,A	STE	a-b
<i>Strobilidium caudatum</i>	45	Ki,Al,Ba	oms?	S,F	B,P	PLE	o-b
<i>Stylonychia mytilus</i> - Komplex	400	O	ome	S,F	B,A	TRI,CYR	a
<i>Tachysoma pellionel- lum</i>	15	Ba,Cy, Al,Ki	ome (he?)	F,S	B,A	STE,CYR	b-a
<i>Tetrahymena pyriformis</i> - Komplex	15	Ba ¹²	oms?	F,S,K	B	COL	p-i
<i>Trachelius ovum</i>	3.000	R	oms	F,S	A,P	CAR	a-b
<i>Trithigmostoma cucul- ulus</i>	50	Ki,Al,Cy, Ba	he?	F,S,K	A,B	COL,TRI, CYR	a-p
<i>Trochilia minuta</i>	1,5	Ba	os	F,K	A,B	STE, CYR	b-a
<i>Uronema nigricans</i>	5	Ba,Fl	he	F,S	B,A,P	TRI	a-p
<i>Vorticella campanula</i>	135	Ba,Al	oe (he?)	S,F,K	A,B,T	STE	a-b

Tabelle 3. Fortsetzung.

Taxon	Biomasse (mg) von 10 ⁵ Ind. ¹	Haupt- nahrung	Salzto- leranz ²	Vorkommen			
				bevorzugter Gewässertyp	bevorzugtes Habitat	Gesell- schaft ³	Sapro- bität
<i>Vorticella convallaria</i> -Gruppe	50-75	Ba	he	S,F,K	A,B,T	TRI,CAR, NBE	a
<i>Vorticella microstoma</i> -Gruppe	30	Ba,Al	oms?	S,F	A,B		p-a

¹ Feuchtmasse; 1 µm³ = 1 pg, d.h. die spezifische Masse des Protoplasmas ist 1,0 (FOISSNER et al. 1992).

² Toleranzbereiche → Abb. 1. Viele Daten sind unsicher und die Einstufung daher mit einem ? versehen. Nach unserer Erfahrung bei den Wimpertieren kommt kaum ein limnisches Ciliat im Meer vor, obwohl die Salztoleranz vieler Ciliaten sehr hoch oder doch beträchtlich ist. In Ästuaren wird man dagegen neben einigen marinen Formen auch viele Süßwasserarten finden, nicht aber umgekehrt, d. h. in Binnensalzgewässern kommen wohl nur sehr wenige marine Arten vor.

³ Die hier angeführten Gesellschaften sind nach den dominanten Ciliaten-Arten benannt. Natürlich finden sich darin auch zahlreiche andere Mikroorganismen. Eine ausführliche Beschreibung der Ciliatengesellschaften geben FOISSNER et al. (1995, S. 113-132). Viele Arten können bisher nicht bestimmten Gesellschaften zugeordnet werden.

⁴ Für *Rhodospirillum photometricum*.

⁵ Der Wert gilt für 1 Million 1 mm lange Fäden.

⁶ Wegen der komplizierten Gestalt der Kolonie nicht berechnet.

⁷ Für *Diffflugia lucida* bzw. *Euglypha rotunda*.

⁸ Nach VAN BRUGGEN et al. (1983).

⁹ Für *Chilomonas paramaecium*, *Hexamita pusilla*, *Trepomonas agilis angulatus* bzw. *Trigonomonas compressa*.

¹⁰ Aus JEON (1972).

¹¹ Ohne Gehäuse bzw. Stiele.

¹² Auch histophag (zellenfressend, sterbende oder verendete Metazoen).

¹³ Nach HÄUSLER (1982) Ernährungsweise bisher wenig bekannt.

¹⁴ Für *Caenomorpha medusula*.

Cl	0 - 400	400 - 2000	2000 - 5000	5000 - 17000	> 17000
S	0 - 1	1 - 4	4 - 10	10 - 30	> 30
holo-euryhalin					
oligostenohalin	meso- bis poly-euryhalin				
oligo- bis meso-stenohalin	poly-euryhalin				
oligo-euryhalin				meso- bis poly-stenohalin	
oligo- bis meso-euryhalin					poly-stenohalin

Abb. 1. Geltungsbereiche der in Tabelle 3 gebrauchten Begriffe zur Beschreibung der Salztoleranz (aus ALBRECHT 1984). Klassen, in Maßzahlen der Chloridkonzentration (Cl, in mg/l Cl) und der Salinität (S, in Promille), grob gerundet.

3 Probenahme und Untersuchung der Mikrosaprobien

3.1 Probenahme (nach BLATTERER 1995 und FOISSNER et al. 1991)

Die Lage der Probestellen und der Zeitpunkt und die Häufigkeit der Untersuchungen richten sich nach der Fragestellung (DIN 38 410, Teil 1). Gesammelt wird aber nach Möglichkeit bei Niederwasser, wegen der ausreichend bekannten, allgemeinen Vorteile (z. B. bessere Begehbarkeit). Da die Reproduktionsrate der Mikrosaprobien hoch ist, können im allgemeinen bereits eine Woche nach Abklingen eines Hochwassers typische Verhältnisse erwartet werden. Leicht und mäßig erhöhte Wasserführung steigern nach unseren Erfahrungen die Artenvielfalt. Im großen und ganzen wirkt sie sich aber auf die Artenzusammensetzung und damit auf den Saprobienindex nur wenig aus. Etwas mehr Einfluß auf die Artenzusammensetzung und die Dominanzstruktur haben die Strömung und die Jahreszeit; im Frühjahr treten z. B. vermehrt → cyrtophoride Ciliaten (z. B. → *Chilodonella*, → *Trithigmostoma*) auf. Grundsätzlich kann der Mikrosaprobienindex ganzjährig ermittelt werden, da stets ausreichend viele Arten vorhanden sind.

In den meisten Fällen wird die übliche, z. B. von FOISSNER et al. (1991) beschriebene semiquantitative Probenahme genügen. Sie erfolgt bei kleineren, begehbaren Gewässern gleichmäßig über ihren Querschnitt. Bei größeren Flüssen wird man sich im allgemeinen auf die Uferregion (beide Ufer besammeln! Abwasserfahnen) beschränken. Als Probengefäße empfehlen wir 500 ml Schraubdosen aus Kunststoff mit 8 cm großer Öffnung, die nur zu etwa 3/4 mit Probenmaterial und Wasser gefüllt werden sollten, damit eine Luftreserve bleibt, was besonders bei stark verschmutzten, sauerstoffzehrenden Proben wichtig ist. Getrennt besammelt werden der Bewuchs auf Steinen etc., das Feinsediment und die Makrophyten (je eine Dose).

Der Bewuchs der Ober- und Unterseite von 3-5, etwa 10-20 cm großen Steinen wird abgebürstet (Bürste, Pinsel) oder abgeschabt (Spatel, Deckel des Gefäßes) und ins Probengefaß gespült. Gibt es nur kleinere Steine, erhöht man die Anzahl entsprechend. Gelegentlich bieten sich auch andere Substrate wie Ziegel, Betonflächen oder Pfähle an.

Das Feinsediment (Psammal, Pelal und besonders aufliegender Detritus) wird mit einem Suppenlöffel oder mittels Saugheber 1-3 cm tief abgehoben und das Gefäß damit zu 1/5 bis 1/3, der Rest mit Wasser gefüllt. Detritusreiche, von Kieselalgen oder Bakterien bedeckte Sedimente (Schlamm) sollten entsprechend ihrem Anteil berücksichtigt werden. Faulschlamm wird in einem separaten Gefäß gesammelt (Vorsicht bei Mischproben, H₂S ist für viele Arten giftig).

Submerse Wasserpflanzen, Moose und Algenwatten werden ohne Ausquetschen und nicht zu dicht ins Gefäß gegeben.

Für detaillierte Untersuchungen (→ Abundanzschätzung) muß der relative Anteil der getrennt besammelten Choriotope geschätzt werden. Das ist wichtig, weil später die Abundanzschätzungen auf den gesamten Gewässerquerschnitt bezogen werden. Das heißt, die Individuen eines solchen Teillebensraumes werden nach dessem Anteil an der Gesamtfläche der Probestelle berücksichtigt.

Von selteneren Choriotopen kann, entsprechend ihrem prozentualen Anteil am Gewässergrund, eine Mischprobe in einem eigenen Gefäß gesammelt werden. Zum Beispiel 10 % Periphyton und 5 % Laub an einer Probestelle entsprechen 2/3 Periphyton und 1/3 Laub in diesem Probengefäß, welches insgesamt mit 15 % für die Schätzung der Gesamtabundanz berücksichtigt wird.

Die Proben werden gekühlt ins Labor gebracht und müssen innerhalb von 24 Stunden nach der Probenahme bearbeitet werden.

Weiters sind für die Probenahme noch folgende Hinweise wichtig:

- Mischproben sind ungünstig. Nach Möglichkeit sollten zumindest Aufwuchs, Sediment und Makrophyten (einschließlich Algenbüschel) getrennt gesammelt werden. Das erleichtert das Bestimmen und die ökologische Analyse.
- Man achte beim Sammeln besonders auf weißgraue, dünne Beläge und auf runde Flecken auf Makrophyten und der Unterseite der Steine. Dabei kann es sich um Protozoen-Rasen (meist peritriche Ciliaten, z. B. → *Carchesium polypinum*) oder fädige Bakterien handeln, die besonders wichtig sind, da sie immer alpha-mesosaprobe oder polysaprobe Verhältnisse indizieren. Diese Beläge werden vorsichtig abgebürstet, oder besser mit einer Pipette abgesaugt, und in einem eigenen Fläschchen gesammelt.
- Lenitische Bereiche (Stillwasserzonen) 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 gesammelt, indem man eine kleine Kunststoffflasche mehrmals in den Schlamm rammt.
- Ist die Untersuchung dicht unterhalb der Einleitung gefordert, also bevor das Abwasser in die Freiwelle eingemischt ist, wird das einleitungsseitige Ufer immer getrennt besammelt und ausgewertet.
- In größeren Flüssen, großen Flußstauen und sehr langsam fließenden Gewässern kann es zur Planktonentwicklung kommen. Dieses "Potamoplankton" wird mit den Methoden der Planktonkunde bearbeitet (FOISSNER et al. 1991).
- Finden sich im Gewässer auffallende Erscheinungen, z. B. grün, blau oder rosa gefärbte Flecken (möglicherweise Bakterien- oder Protozoenrasen), sollten diese

immer getrennt gesammelt werden, außer es handelt sich um die üblichen, gut kenntlichen braunen Diatomeen-Beläge.

- Reiches Material liefern meist auch Cyanobakterien(Blualgen)-Überzüge. Auch sie sammelt man am besten getrennt.

3.2 Abundanzschätzung

Die DIN 38 410 enthält keine Vorschrift zur Abundanzbestimmung der Mikrosaprobien. Die folgende Anleitung von BLATTERER (1995) vereinheitlicht die Abundanzschätzung im mikroskopischen Bild und sollte zumindest bei detaillierten Untersuchungen angewendet werden. Für einfache Untersuchungen wird wohl die bisherige grobe Schätzung (z. B. die 3stufige Skala von PANILE & BUCK 1955) genügen, wobei die im folgenden beschriebene Deckglasmethode ebenfalls ganz ausgezeichnete Dienste leistet.

Im Labor öffnet man die Gefäße und legt je zwei (eines für die Abundanzschätzung, das zweite als Reserve oder für die Bestimmung) 40 x 20 mm (800 mm²) große Deckgläser auf die Wasseroberfläche und läßt die Proben für mindestens 30 min ruhig stehen. Die Deckgläser dürfen stellenweise mit dem Laub, den Wasserpflanzen etc. in Berührung kommen. Während der "Ruhezeit" reichern sich viele Arten an der Wasseroberfläche bzw. am Deckglas an. Für die Abundanzschätzung wird das Deckglas mit einer Deckglaspinzette waagrecht abgehoben (ein sich eventuell bildender Tropfen wird nicht abgestreift) und mit der besiedelten Seite nach unten auf den Objektträger gelegt. Die Schätzungen der Protozoen und nicht fädigen Bakterien beruhen auf einer ausgezählten Fläche von 400 mm² (halbes Deckglas). Pro Gefäß werden noch 2-4 Tropfen (insgesamt etwa 1 ml) Sediment untersucht, um auch die Arten zu erfassen, die nicht auf das Deckglas wandern. Bei der Entnahme mit der Pipette achte man auf unterschiedliche Eindringtiefen. Die Individuenzahlen aus dem Sediment und vom Deckglas werden für jede Art addiert und die Abundanzziffer A nach einer 6stufigen, halblogarithmischen Skala geschätzt, um die dominanten Arten stärker zu werten (Tabelle 4). Die Teilung in 3 Größenklassen verhindert eine Unterbewertung der großen (und daher oft etwas weniger abundanten) Arten. Das trophische Niveau (Bakterienfresser, Räuber) und produktionsbiologische Aspekte bleiben bei dieser Methode offensichtlich unberücksichtigt.

Für die Quantifizierung der fädigen Organismen (Bakterien, Pilze) empfehlen wir die Referenzabbildungen 18-25 in EIKELBOOM & VAN BUIJSEN (1983), wobei ihre "Kategorien" durch die DIN-Abundanzziffer A (Tabelle 4) zu ersetzen sind: Kategorie 0 entspricht A = 1, Kategorie 1 entspricht A = 2, Kategorie 2 entspricht A = 3, Kategorie 3 entspricht A = 5, Kategorie 4 entspricht A = 7. Für Massenentwicklungen ("Pilztreiben", makroskopisch sichtbare, ausgedehnte Beläge, Zottenbildung) ist die Abundanzziffer 9 zu vergeben.

Beispiele für die Bestimmung der Abundanz unter Berücksichtigung des Anteils der Choriotope: Im Choriotope "Bewuchs", das z. B. mit 40 % an der Probestelle vertreten

ist, kommen die Arten C und D vor. Sie zählen zur Größenklasse I, ihre Abundanzen betragen etwa 1.000 bzw. 100 Individuen pro 400 mm² Deckglasfläche und ca. 1 ml Sediment. Da der Bewuchs nur 40 % der Substratfläche bedeckt, muß eine entsprechende prozentuale Reduktion der im mikroskopischen Präparat geschätzten Abundanzen erfolgen: für die Art C $1.000 \times 40/100 = 400$ Individuen und für D $100 \times 40/100 = 40$ Individuen. Entsprechend Tabelle 4 müssen den beiden Arten die geschätzten Abundanzen mehrfach (Abundanzziffer A = 3) bzw. sehr spärlich (A = 1) zugeordnet werden.

Beispiel 2: Die Art E (Größenklasse II) kommt in mehreren Choriotopten vor. Im Feinsediment mit 40 Individuen, im Algenpolster mit 20 Individuen und im Fallaub mit 10 Individuen pro Schätzeinheit (= 400 mm² Deckglasfläche und 1 ml Sediment). Wenn der Feinsediment-Anteil z. B. 15 %, der Algenpolster-Anteil 30 % und der Fallaub-Anteil 10 % der Substratfläche an dieser Probestelle ausmachen, beträgt die Abundanz für die Art E $40 \times 15/100 + 20 \times 30/100 + 10 \times 10/100 = 13$ Individuen. Entsprechend Tabelle 4 muß die Abundanzziffer A = 2 (spärlich) zugeordnet werden.

Beispiel 3: Findet man eine Art, die um 50 µm (z. B. → *Glaucoma scintillans*) oder um 200 µm (z. B. der stark kontraktile → *Litonotus cygnus*) groß ist, also zwei Größenklassen zugeordnet werden kann, so wird im Zweifelsfall der Abundanzwert der höheren Klasse zugeteilt. Beträgt der Abundanzunterschied der möglichen Größenklassen in solchen Fällen mehr als eine Stufe (z. B. A = 1 bei Größenklasse I; A = 3 bei Größenklasse II), wird der Mittelwert (A = 2) verwendet (z. B. bei 21-50 Individuen einer 40-55 µm großen Art).

Bei koloniebildenden Arten, etwa den peritrichen Ciliaten → *Carchesium* und → *Epi-stylis*, werden die einzelnen Zooide gezählt, wobei die Größe ohne Stiel gemessen wird.

Tabelle 4. Schätzskala für die Abundanz der Protozoen und nichtfädigen Bakterien (A = Abundanzziffer; aus BLATTERER 1995).

Abundanz	A	Individuen/400 mm ² + 1 ml Sediment		
		Größenklasse I <50 µm	Größenklasse II 50-200 µm	Größenklasse III >200 µm
sehr spärlich	1	1-50	1-5	1
spärlich	2	51-200	6-20	2
mehrfach	3	200-1.000	21-100	3-10
zahlreich	5	1.000-3.000	100-300	11-25
sehr zahlreich	7	3.000-6.000	300-600	26-50
massenhaft	9	>6.000	>600	>50

3.3 Berechnung des Saprobienindex

Der Saprobienindex S wird nach DIN 38 410, Teil 2 berechnet:

$$S = \frac{\sum_{i=1}^n s_i \cdot A_i \cdot G_i}{\sum_{i=1}^n A_i \cdot G_i}$$

Hierin bedeuten

A_i = Abundanzziffer des i -ten Taxons (→ Tabelle 4 oder Schätzskala)

G_i = Indikationsgewicht des i -ten Taxons (aus Tabelle 1)

i = i -tes Taxon

n = Anzahl der Taxa

s_i = Saprobiewert des i -ten Taxons (aus Tabelle 1)

Das Streuungsmaß SM für den Saprobienindex wird nach folgender Gleichung berechnet:

$$SM = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (s_i - S)^2 \cdot A_i \cdot G_i}{(n-1) \cdot \sum_{i=1}^n A_i \cdot G_i}}$$

Genauigkeitsanforderung: $SM \leq 0,2$ und Summe der Abundanzziffern ≥ 15 .

Die Zuteilung des errechneten Saprobienindex zu den Güteklassen erfolgt nach Tabelle 6.

Wird der Saprobienindex nur mit einer Gruppe (z. B. Ciliaten, Mikrosaprobien, Makrozoobenthos) berechnet, so treten gerichtete Fehler auf. Die Mikrosaprobien zeigen im Bereich der Güteklassen I und II meist etwas zu schlecht an, da man in bakterienreichen und/oder mikroaeroben Kleinsthabitaten stets einige poly- oder alphamesosaprobe Indikatorarten findet und außerdem für Fließgewässer die oligo- oder oligobis betamesosaprobe Indikatorarten kaum bekannt sind; außerdem treten die meisten Arten nur mehr sehr spärlich auf. BLATTERER (1995) hat daher für den "Ciliaten-Index" eine Korrektur vorgeschlagen, die wohl allgemein auf den "Mikroindex" angewendet werden kann. Für diese Korrektur gilt folgender Ansatz: je geringer die Differenz $DA-T$ zwischen Abundanzsumme (= Summer aller geschätzten Abundanzziffern inklusive der nicht eingestuft Taxa) und der Taxazahl (Anzahl aller gefundenen Arten = Taxa) ist, desto mehr wird der Index nach unten (zur besseren Güteklasse hin) korrigiert, bei sehr hohen Unterschieden nach oben (Tabelle 5). Nach der Korrektur des Index erfolgt die Zuteilung zur entsprechenden Güteklasse (Tabelle 6).

Die allgemeine Methodik der biologischen Gewässeranalyse und viele andere Fragen sind ausführlich behandelt in den Normen DIN 38 410 und ÖNORM M 6232 sowie bei LIEBMANN (1962), MAUCH (1986) und MOOG (1991).

Tabelle 5. Korrekturfaktoren (KF) für den mit Ciliaten oder Mikrosaprobien ermittelten Saprobienindex (aus BLATTERER 1995). D_{A-T} = Abundanzsumme minus Taxazahl.

D_{A-T}	KF	D_{A-T}	KF	D_{A-T}	KF
0-1	-1,0	8-9	-0,6	16-17	-0,2
2-3	-0,9	10-11	-0,5	18-19	-0,1
4-5	-0,8	12-13	-0,4	20-30	0
6-7	-0,7	14-15	-0,3	>30	0,1

Tabelle 6. Gütegliederung der Fließgewässer (aus FRIEDRICH 1990).

Güteklasse	Kartierungsfarbe	Ausmaß der organischen Belastung	Saprobie (Saprobienstufe)	Saprobienindex ¹	Chemische Parameter ²		
					BSB ₅ (mg/l)	NH ₄ -N (mg/l)	O ₂ -Minima (mg/l)
I	dunkelblau	unbelastet bis sehr gering belastet	Oligosaprobie	1,0-<1,5	1	höchstens Spuren	>8
I-II	hellblau	gering belastet	Oligosaprobie mit β -mesosaprobem Einschlag	1,5-<1,8	1-2	um 0,1	>8
II	grün	mäßig belastet	ausgeglichene β -Mesosaprobie	1,8-<2,3	2-6	<0,3	>6
II-III	gelbgrün	kritisch belastet	β - bis α -mesosaprobe Grenzzone	2,3-<2,7	5-10	<1	>4
III	gelb	stark verschmutzt	ausgeprägte α -Mesosaprobie	2,7-<3,2	7-13	0,5 bis mehrere mg/l	>2
III-IV	orange	sehr stark verschmutzt	α -Mesosaprobie mit polysaprobem Einschlag	3,2-<3,5	10-20	mehrere mg/l	<2
IV	rot	übermäßig verschmutzt	Polysaprobie	3,5-4,0	>15	mehrere mg/l	<2

¹ Nach Formel auf S. 21.

² Die chemischen Daten geben lediglich Anhaltswerte für häufig anzutreffende Konzentrationen.

3.4 Untersuchung und Bestimmung der Mikrosaprobien

Die Determination der Mikrosaprobien wird an möglichst frischem Material in vivo durchgeführt. Fast alle Taxa sind so dargestellt, daß sie bei gründlicher Lebendbeobachtung mit einer für die Praxis ausreichenden Sicherheit bestimmt werden können. Konserviertes Material ermöglicht in vielen Fällen keine Determination bis zur Art oder nur dann, wenn man viel Erfahrung besitzt und/oder den Artenbestand des zu untersuchenden Biotops bereits kennt.

Zur Beobachtung der Mikrosaprobien empfiehlt sich ein mit Interferenzkontrast ausgestattetes Mikroskop; normales Durchlicht genügt auch, die Untersuchung ist damit aber schwieriger und zeitaufwendiger. Objektive mit Eigenvergrößerungen von X4, X10, X20 oder X40 und X100 werden benötigt. Besonders der wenig Erfahrene muß jede Determination mit der Ölimmersion vornehmen! Als Immersionsöl empfehlen wir Anisol (C₇H₈O; Merck), weil es eine wässrige Konsistenz hat und deshalb das Deckglas beim Verschieben des Objektträgers nicht mitzieht. Düninflüssige synthetische Öle sind ebenfalls geeignet.

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

Im folgenden werden die Lebendbeobachtung, ein einfaches Färbeverfahren und das Messen mit dem Mikroskop beschrieben. Einzelheiten zum Instrumentarium des Protozoologen und zu verschiedenen mikrobiologischen (z. B. Gram-Färbung) und protozoologischen (z. B. Silberimprägation) Methoden entnehme man der Fachliteratur (z. B. EIKELBOOM & VAN BUIJSEN 1983, FOISSNER et al. 1991, PAGE 1991).

3.4.1 Lebenduntersuchung von Mikrosaprobien, besonders der oft rasch beweglichen Ciliaten und Flagellaten

Viele physikalische und chemische Methoden sind bekannt, um die Bewegung vagiler Mikroorganismen zu verlangsamen und sie so leichter beobachten zu können. Wir und andere verwenden seit Jahren mit Erfolg folgendes einfache Verfahren: 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 schwacher Vergrößerung (etwa X40; Objektiv mit 4facher Eigenvergrößerung und großem, etwa 1 cm, Arbeitsabstand; Okular X10; bei großen Arten kann man auch die Stereolupe benutzen) mit einer sehr fein ausgezogenen "Mikropipette" aufgenommen (das erfordert einige Übung; es ist aber eine basale Arbeitstechnik, die man auch bei vielen anderen Gelegenheiten brauchen kann) und auf einen zweiten Objektträger übertragen. An den Ecken eines Deckglases oder im entsprechenden Abstand auf dem Objektträger be-

festigt man mit einer Präpariernadel kleine Vaselinfüßchen (Abb. 2a-d). 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 Organismen 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 Bewimperung 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, d. h. ein "schnelles Auge" oder (etwas teurer) ein Videosystem notwendig.

3.4.2 Supravitale Übersichtsfärbung mit Methylgrün-Pyronin

Mit diesem einfachen Verfahren können wichtige Zellorganellen (besonders der Kernapparat und verschiedene Extrusomen-Typen der Ciliaten) leicht und rasch sehr differenziert dargestellt werden (z. B. Abb. 83t).

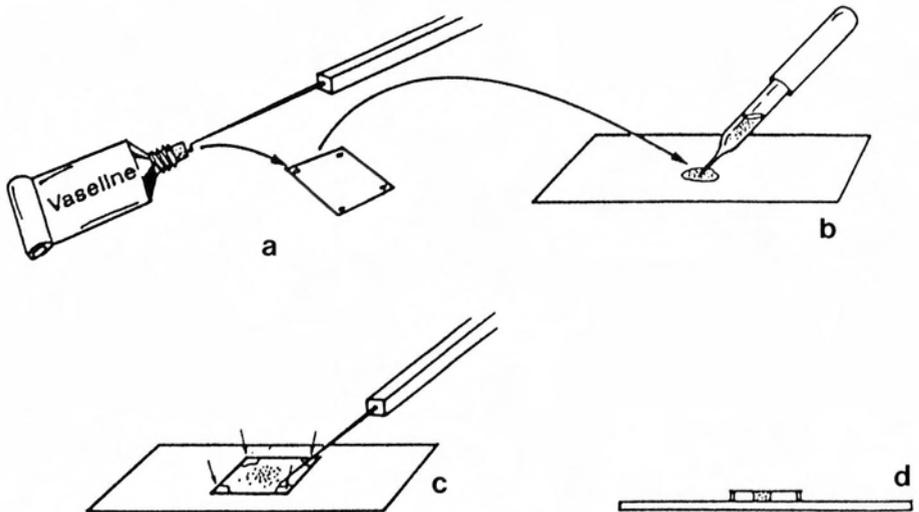


Abb. 2a-d: Präparation zur Lebendbeobachtung. Ausführliche Erklärung im Text (aus DRAGESCO & DRAGESCO-KERNÉIS 1986).

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 (Chroma) zu, daß der Wassertropfen hellblau gefärbt erscheint. Die Farbstofflösung wird durch vorsichtiges Verrühren oder Schwenken des Objektträgers sofort mit der Probe vermischt. Ist das Präparat schon mit einem Deckglas bedeckt, so kann die Farbstofflösung am Rand 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 Vaselinfüßchen), 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: Nucleus blaugrün oder rot; Mikronucleus der Ciliaten 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.

3.4.3 Messen mit dem Mikroskop

Für die Angabe absoluter Längenmaße in mikroskopischen Präparaten verwendet man Meßokulare, deren wichtigster Teil ein Okularmikrometerplättchen ist. Wird in die Ebene der Sehfeldblende des Okulars ein dünnes Glasplättchen mit eingeritzter Meßskala gelegt, so kann man diese Skala zugleich mit dem vergrößerten Bild des Präparates wahrnehmen und die Länge des Gegenstandes in Okularmikrometereinheiten bestimmen. Die absolute Größe der Okularmikrometereinheiten muß durch eine einfache Eichung für jedes Objektiv bestimmt werden und wird am besten für alle Objektive eines Mikroskopes tabellarisch zusammengefaßt. Man legt zur Eichung an Stelle eines Präparates ein Objektmikrometer auf den Mikroskoptisch und bringt die Skalen von Okular- und Objektmikrometer zur Deckung (Abb. 3). Das Objektmikrometer enthält meist eine Strecke von 1 oder 2 mm unterteilt in Abschnitte von je 100 µm, einer dieser Abschnitte ist schließlich in 10 Einheiten zu je 10 µm geteilt. Man bestimmt nun auf einer möglichst großen Strecke die Anzahl der sich in beiden Skalen deckenden Intervalle und erhält nach der Formel $M = a/b \times c$ die absolute Größe eines Skalenteils in µm (a = Skalenteile am Objektmikrometer, b = Skalenteile am

Okularmikrometer, c = bekannter Wert eines Skalenteils des Objektmikrometers, M = Mikrometerwert in μm ; weitere Details siehe ADAM & CZIHAK 1964, S. 369).

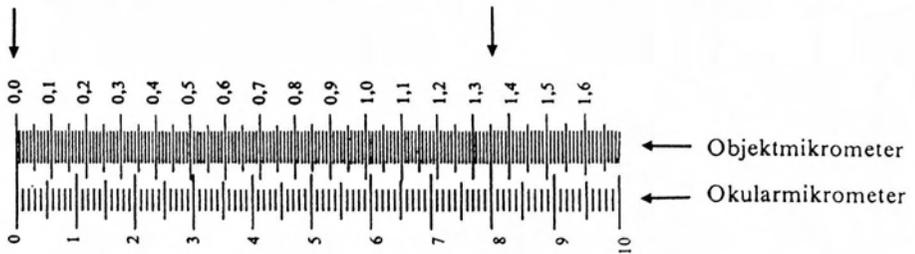


Abb. 3: Eichung eines Okularmikrometers. Der 135. Skalenteil des Objektmikrometers (= Wert a) deckt sich (rechter Pfeil) mit dem 80. Skalenteil des Okularmikrometers (\approx Wert b). 1 Skalenteil des Objektmikrometers = $10 \mu\text{m}$ (= Wert c). Nach obiger Formel ergibt sich für $M = (135 \times 10)/80 = 16,87 \mu\text{m}$. Das bedeutet, daß jeder Skalenteil des Okularmikrometers (bei gleichbleibender Objektiv-Meßokular-Kombination!) $16,87 \mu\text{m}$ beträgt (aus STEINER 1986).

3.4.4 Hinweise zur Bestimmung und zum Gebrauch des Buches

Von allen fünf Großgruppen ist in der DIN-Liste nur ein Bruchteil jener Arten enthalten, die in einer Probe vorkommen können. Daher ist die Chance, mit den Schlüsseln auf ein Resultat zu kommen, eher gering, obgleich die meisten aufgenommenen Taxa sehr häufig sind. In den Schlüsseln werden nur relativ einfache Merkmale gefragt und die Beschreibungen enthalten nur wenige gruppenspezifische Termini. Grundkenntnisse der biologischen Bestimmungsarbeit sind aber erforderlich, um das Buch erfolgreich anzuwenden. Man beginne die Determination mit den dominanten Arten.

Jeder der fünf **Großgruppen** ist eine kurze **Charakteristik** vorangestellt, die Wissenswertes zu ihrer Morphologie enthält. Darauf folgt der "**Bildbestimmungsschlüssel**" für die eingestufteten 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:

- 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 oder anderen maßgeblichen Revisoren anerkannten kombinierenden Autors. Die entsprechende Literatur ist nicht aufgenommen. Für die Ciliaten findet man sie bei FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995). Die Schreibweise der Arten folgt 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 in der ursprünglichen Gattung steht.

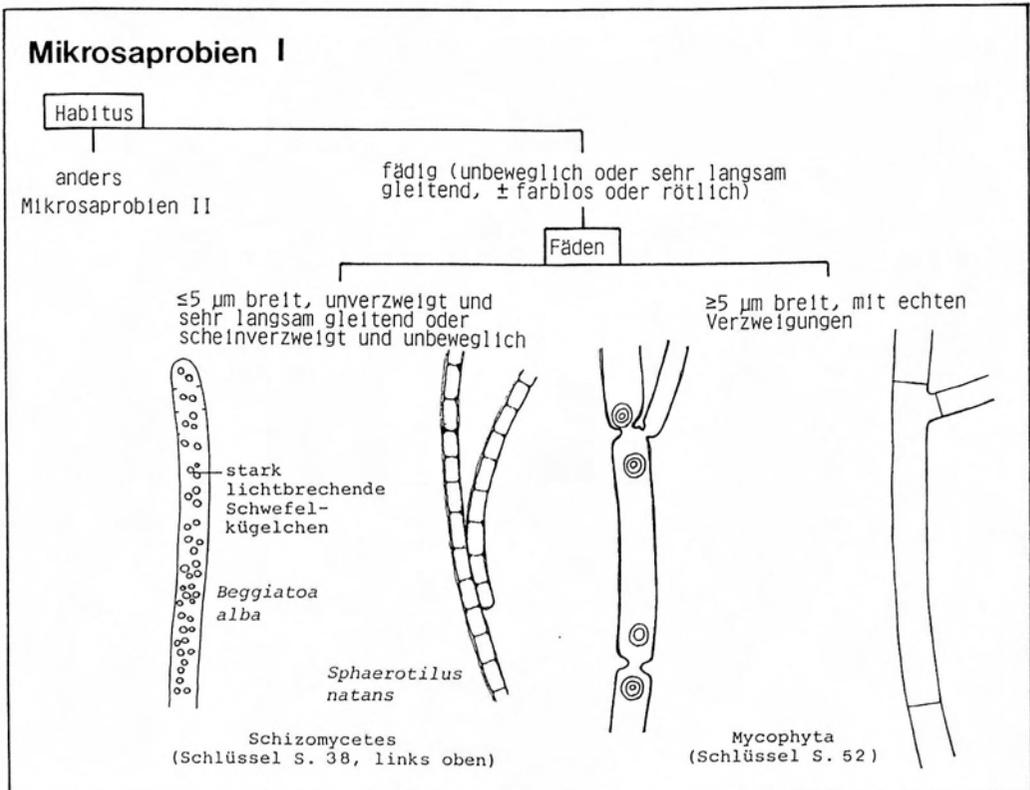
- Die "**Kurzbeschreibung**" enthält die morphologische Charakterisierung der Art, wobei wir vor allem solche Merkmale berücksichtigt haben, die auch der nicht auf die Gruppe spezialisierte Bearbeiter mit einem guten Mikroskop in vivo erkennen kann; denn es ist uns klar, daß der Praktiker aufwendige 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, in den Abbildungen oder im Glossar erklärt. Ein gewisses biologisches bzw. protozoologisches Grundwissen wird jedoch vorausgesetzt. Als Einführungsliteratur empfehlen wir CORLISS (1979), HARRISON & CORLISS (1991), HÄUSLER (1982), HAUSMANN (1985), MARGULIS et al. (1990), MÜLLER & LOEFFLER (1992), PAGE (1991), PATTERSON & LARSEN (1991a), RÖTTGER (1995).
- Das Kapitel "**Verwechslungsmöglichkeiten**" sollte bei jeder Determination aufmerksam studiert werden. Es enthält nicht nur Hinweise über den Schwierigkeitsgrad der Bestimmung, sondern auch viele Angaben zu den nächstähnlichen Arten.
- Die "**Ökologie**" enthält wichtige Angaben zu Vorkommen, Verbreitung, Ernährung und speziellen Autökologie. Eine Zusammenfassung der wichtigsten ökologischen Daten gibt Tabelle 3. Literatur wurde aus Platzgründen nur selten zitiert; für die Ciliaten ist sie bei FOISSNER et al. (1991, 1992, 1994, 1995) ausführlich kommentiert und zitiert.
- Die meisten **Zeichnungen** sind Kopien von Originalzeichnungen; die Herkunft ist in den Abbildungslegenden angegeben. Die **Fotos** bei den Großgruppen Schizomyces, Mycophyta, Flagellata und Rhizopoda sind Originale. 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 "Kurzbeschreibung" angeführten Merkmale gekennzeichnet sind. Die vielen Fotos, die oft auf speziellen Präparationsverfahren basieren, sollen dem Nichtspezialisten das Erkennen bestimmter Strukturen im Lebendpräparat erleichtern.
- **Vergrößerung.** Die Größe der abgebildeten Individuen (meist Gesamtlänge in μm ohne Wimpern oder Geißeln) ist in der Abbildungslegende enthalten, sofern sie aus der Originalarbeit ersichtlich war.

4 Schlüssel zu den Großgruppen, Beschreibung und Ökologie der Arten

Mit den folgenden Schlüsseln **Mikrosaprobien I-VII** und den Schlüsseln **Schizomycetes** (S. 38), **Mycophyta** (S. 52), **Rhizopoda** (S. 60), **Flagellata I, II** (S. 83, 84) und **Ciliophora I-XIV** (S. 118-130) sollte es dem Anfänger möglich sein, die Mikrosaprobien der DIN-Liste zu bestimmen. Da von allen 5 Großgruppen nur wenige Arten enthalten sind, die in einer Probe vorkommen können, ist die Chance, damit auf ein Resultat zu kommen, eher gering, obgleich die aufgenommenen Taxa sehr häufig sind.

Auch die Unterscheidung mancher Großgruppen, z. B. Mikroturbellarien und große Ciliaten oder Flagellaten und kleine Ciliaten, wird dem Anfänger nicht immer sofort gelingen. Eine entsprechende Einarbeitung in die Materie, d. h. die Grundlagen der Systematik kann und will dieses Buch nicht ersetzen.

Alle Art- und Gattungsbestimmungen, die mit den Schlüsseln erhalten werden, müssen unbedingt mit der "Kurzbeschreibung" und den "Verwechslungsmöglichkeiten" überprüft werden!

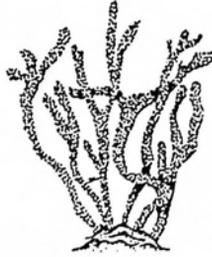


Mikrosaprobien II

Habitus

anders

geweihförmig, zahlreiche Stäbchenbakterien in hyalinem Schleim eingebettet



Zoogloea ramigera
(Schizomycetes)
Ausläufer bis 1,5 mm lang
S. 50

Habitus

anders

schraubenförmig, $\leq 40 \mu\text{m}$, lebhaft beweglich, Einzelzellen rosa, Zellbestände rot



Thiospirillum
30-40 x 2,5-4 μm oder

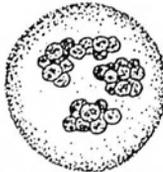
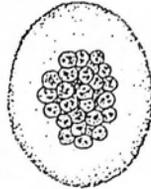
Rhodospirillum
3-30 x 0,3-1,5 μm
Schizomycetes
(Schlüssel S. 38, links unten)

Habitus

anders

Mikrosaprobien III

Schleimkapsel mit Zellgruppe(n), Einzelzellen rosa, Zellbestände rot



Thiocystis violacea
(Schizomycetes)
Kolonie bis 50 μm
S. 42

würfelige Kolonie, Einzelzellen rosa, Zellbestände rot



Thiosarcina rosea
(Schizomycetes)
Kolonie bis 10 μm
S. 44

Mikrosaprobien III

Habitus

anders



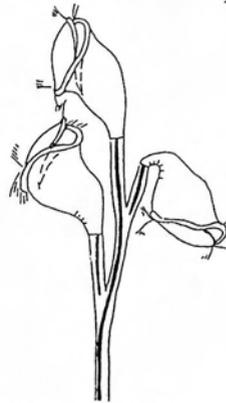
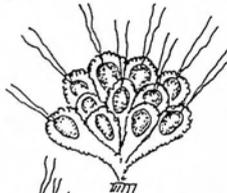
Flagellata I
(Schlüssel S. 83, oben)

kolonial

Grösse der Einzelzellen

<20 µm

>40 µm



Ciliophora II (Peritrichia)
(Schlüssel S. 119, unten)

nicht mit den "kolonialen"
Scheinköpfchen von *Anthophysa*
vegetans (sh. nebenan) verwechseln!



Habitus

anders

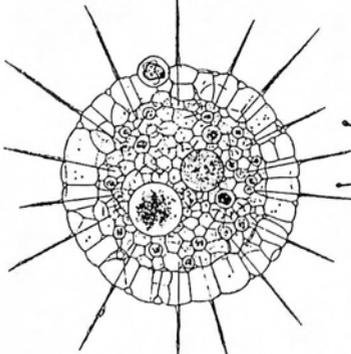
Mikrosaprobien IV

sonnenförmig

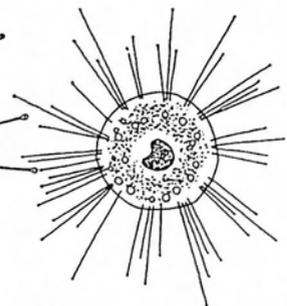
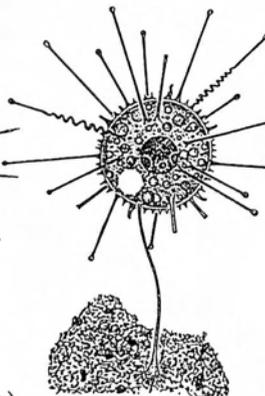
Cytoplasma

stark vakuoliert,
besonders aussen

nicht auffallend vakuoliert
(oft mit vielen stark licht-
brechenden Kügelchen)

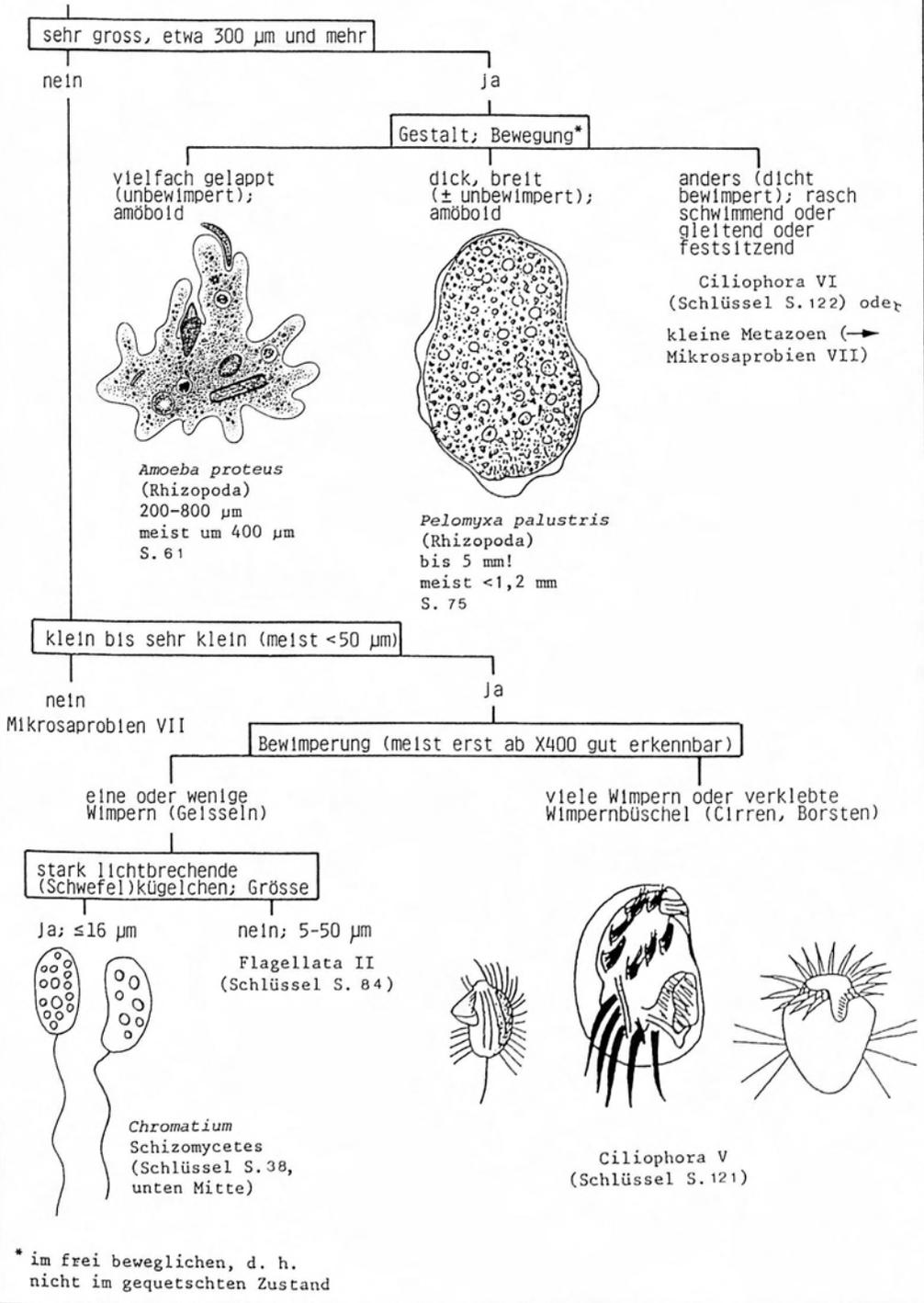


Rhizopoda, Heliozoa
meist 45-300 µm
(Schlüssel S. 60, links oben)



Ciliophora, Suctorina
(Sauginfusorien)
nicht in DIN-Liste

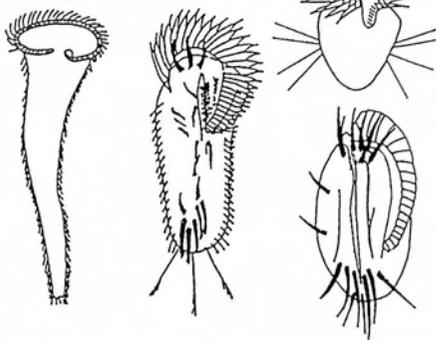
Mikrosaprobien VI



Mikrosaprobien VII

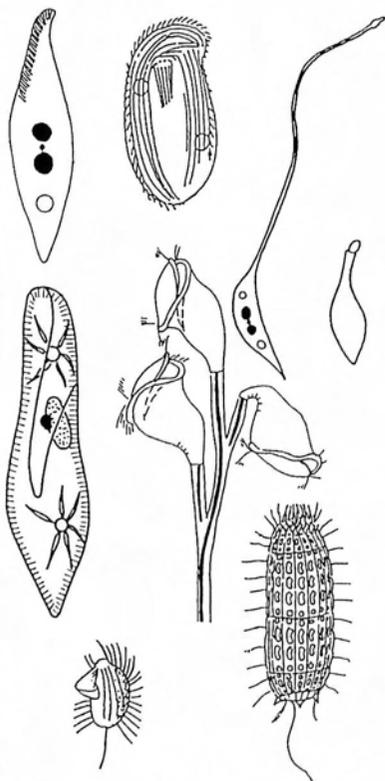
einzellig

ja



nein (vielzellig)

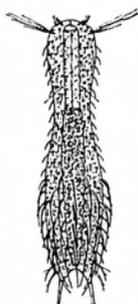
kleine Vielzeller (Metazoa), nämlich Rädertiere (Rotatoria), Bauchhärlinge (Gastrotricha), Fadenwürmer (Nematoda) und besonders Strudelwürmer (Mikroturbellarien) verwechselt der Anfänger leicht mit grossen Ciliaten! Tatsächlich ist ihre Unterscheidung ohne Grundkenntnisse der systematischen Zoologie schwierig. Diese werden vorausgesetzt bzw. muss sich der Bearbeiter anhand einschlägiger Literatur aneignen (z. B. BROHMER 1979, KAESTNER 1969, KUEKENTHAL & RENNER 1980, REMANE et al. 1976, STREBLE & KRAUTER 1982). Zur ersten Orientierung mögen die folgenden Abbildungen dienen.



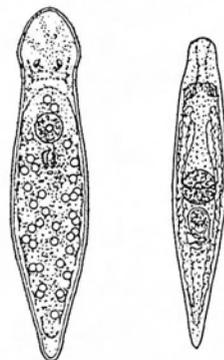
Ciliophora I
(Schlüssel S. 118)



Rotatoria
(pumpender Kaumagen, meist mit Zehen)



Gastrotricha
(mit Zehen)



Mikroturbellarien
(meist mit Augen)



Nematoda
(glasig, schlängelnd, ohne Wimpern,
meist mit deutlichem Darmkanal)

4.1 Schizomycetes (Bakterien)

Die Bakterien bilden zusammen mit den Cyanobakterien (früher Blaualgen) und den Actinomyceten (früher Strahlenpilze, z. B. *Nocardia*) die Prokaryoten, denen im Gegensatz zu den Eukaryoten (Pilze, Protozoen, Pflanzen, Tiere) u. a. ein echter, von einer Membran umgebener Zellkern fehlt (Abb. 4). Trotz ihres sehr hohen erdgeschichtlichen Alters gibt es vergleichsweise wenige Arten (ca. 1.500 Bakterien und 2.000 Cyanobakterien; FRITSCH 1990). Als Destruenten spielen viele Bakterien im Stoffkreislauf der Gewässer (z. B. bei der Selbstreinigung) und des Bodens die hervorragende Rolle. Ihre weite Verbreitung verdanken sie (i) ihrer Kleinheit und der damit verbundenen sehr großen Oberfläche im Verhältnis zur Körpermasse, wodurch eine sehr hohe Stoffwechselintensität und rasche Vermehrung möglich sind, (ii) der Widerstandsfähigkeit der vegetativen Zellen und besonders der Sporen gegenüber ungünstigen Einflüssen (z. B. sehr hohe Temperaturen, Trockenheit) und (iii) der Vielfalt der Ernährungsweisen (sh. unten). Viele Bakterien sind pflanzen- und tierpathogen und verursachen beim Menschen die weit verbreitete Karies und so gefährliche Krankheiten wie Cholera und Pest. Mehrere Arten sind Symbionten, z. B. die Knöllchenbakterien der Leguminosen oder die Methanbakterien im Plasma anaerober Ciliaten (z. B. → *Metopus*). Die biologischen Leistungen vieler Bakterien werden in der industriellen Produktion (z. B. Milchsäure-Gärung) oder anderen technischen Prozessen, z. B. der Abwasserreinigung angewandt.

Die Bakterien haben eine wesentlich größere Zahl von Stoffwechseltypen entwickelt als die Eukaryoten. Die Mehrzahl lebt heterotroph, und zwar saprotroph oder parasitisch. Nahezu alle Naturstoffe können durch Bakterien abgebaut werden, sogar Erdöl, Paraffine, Asphalt. Durch ausgeschiedene Enzyme wird das Substrat weitgehend zersetzt. Stoffwechselphysiologische Besonderheiten einiger Bakterien sind u. a. Autotrophie entweder durch Photosynthese (z. B. gefärbte Schwefelbakterien, Cyanobakterien) oder Chemosynthese (z. B. Schwefel oxidierende Bakterien, nitrifizierende Bakterien, Eisen- und Mangan-Bakterien), viele Gärungen, Denitrifikation, Desulfurikation, Bindung von molekularem Stickstoff.

Die Vermehrung erfolgt normalerweise vegetativ durch Querteilung. Unter optimalen Bedingungen vermögen sich manche Arten mehrmals pro Stunde zu teilen.

Die **Größe** der Bakterienzelle reicht von 0,5 µm im Durchmesser (Streptococccen) bis 16 x 6 µm (→ *Chromatium okenii*). Spirillen werden gelegentlich bis 100 µm lang. Zahlreiche Arten bilden makroskopisch sichtbare Zotten, Beläge, Kolonien oder Wasserfärbungen (z. B. → *Sphaerotilus*, → *Beggiatoa*, → *Zoogloea*).

Die **Gestalt** ist relativ einfach und umfaßt nur wenige Grundtypen: Kugel, Stäbchen (Abb. 4) und Schraube. Unter ungünstigen Bedingungen bilden sich häufig abnorme Exemplare (Involutionenformen). Eine Reihe von Arten bildet vielzellige, mehr oder weniger lange, gerade oder gekrümmte Fäden. → *Sphaerotilus natans* und einige andere Fadenbakterien (z. B. *Clonothrix* spp.) bilden unechte dichotome Verzweigungen (**Scheinverzweigungen**, → Glossar).

Der **Zellkern (Nucleus)** wird bei den Bakterien vielfach auch als Kernregion oder Kernäquivalent (**Nucleoid**) bezeichnet und ist im Gegensatz zur Eukaryotenzelle nicht von einer Membran umgeben (Abb. 4). Er besteht aus einem geknäueltem, zirkulärem DNA-Molekül und ist im Lichtmikroskop ohne Färbung nicht erkennbar.

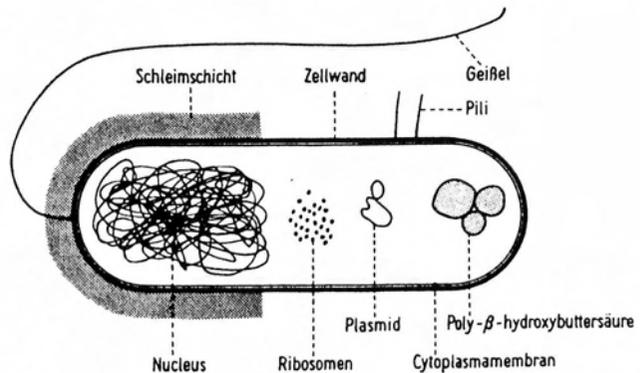
Das **Cytoplasma** vieler Bakterien ist lichtmikroskopisch kaum differenziert und mit Ausnahme der Thylakoide (Chromatophoren der phototrophen Arten) nicht kompartimentiert, also nicht durch innere Membranen in Funktionsräume (z. B. Golgiapparat, Mitochondrium, endoplasmatisches Retikulum) gegliedert. Einige Gruppen (z. B. Schwefelpurpurbakterien) fallen durch die stark lichtbrechenden und daher bereits bei schwacher Vergrößerung leicht erkennbaren Schwefelkügelchen auf. Die photosynthesetisierenden Bakterien (grüne Bakterien, Purpurbakterien, Cyanobakterien) sind durch die an die Membranen der Thylakoide gebundenen Pigmente (Bakterienchlorophylle, Karotinoide, Chlorophyll a) grün, blaugrün, braun oder rot gefärbt.

Viele Bakterien besitzen zumindest in einem Stadium ihres Lebenszyklus eine oder mehrere **Geißeln** (Abb. 4). Sie bewirken durch Rotation eine aktive Bewegung und treten endständig als Einzelgeißel (monotrich, z. B. → *Chromatium*) oder Büschel (polytrich oder lophotrich; z. B. → *Thiospirillum*) auf oder sind über die ganze Zelle verteilt (peritrich oder holotrich, z. B. *Escherichia coli*). Die Geißeln bestehen aus einigen miteinander verdrillten, sehr dünnen Fibrillen, die von einer gemeinsamen Hüllmembran umgeben sind. Bei den meisten Bakterien sind die Geißeln lichtmikroskopisch nur schwierig erkennbar.

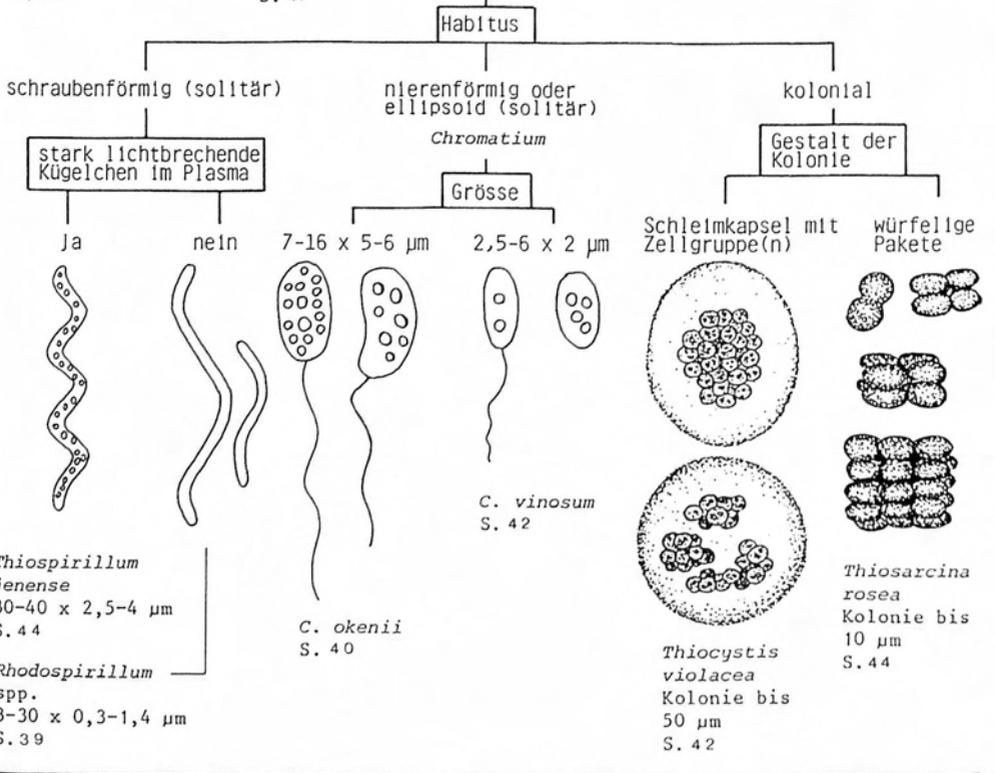
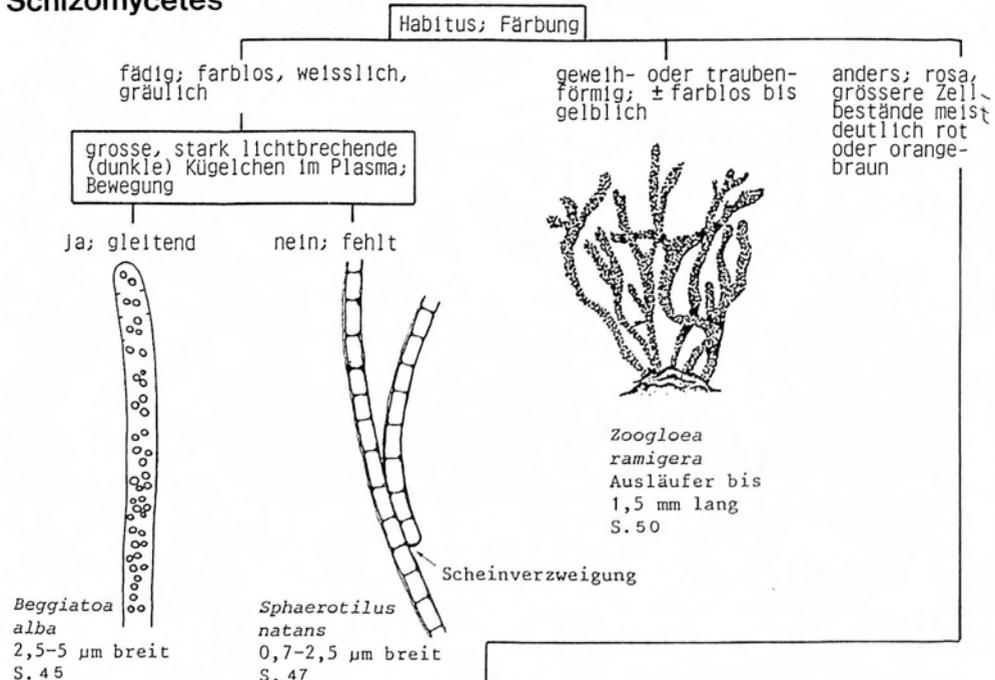
Begeißelte Stadien zeigen meist eine lebhaftige **Bewegung**. Die unbegeißelten Fäden vieler Cyanobakterien und von → *Beggiatoa* fallen durch ihr langsames Gleiten auf.

Weiterführende Literatur: Die Bakterien des Süßwassers können mit dem Band 20 der Süßwasserflora von Mitteleuropa bestimmt werden (HÄUSLER 1982). Aus dieser Revision stammt auch der überwiegende Teil der hier angeführten Daten. Weitere zusammenfassende Arbeiten sind u. a. BUCHANAN & GIBBONS (1974) mit detaillierten biochemischen Charakterisierungen (z. B. photosynthetische Elektronendonatoren, Pigmente, Enzyme), CURTIS (1969), FRITSCH (1990) und LIEBMANN (1962).

Abb. 4: Organisationsschema einer monotrichen Bakterienzelle (aus FRITSCH 1990). Die Ribosomen füllen die gesamte Zelle aus (sie sind nur an einer Stelle eingezeichnet). Poly- β -Hydroxybuttersäure-Granula (verbreiteter Reservestoff), Plasmide (kleine, zirkuläre, doppelsträngige DNA-Moleküle, die genetische Information für einige bis zu 40 und mehr Gene tragen), Schleimschicht, Pili (winzige Fortsätze, die die Adhäsion an Bakterien der gleichen Art bewirken) und Geißeln sind nicht immer vorhanden.



Schizomycetes



Rhodospirillum spp. (Abb. 5a-d)

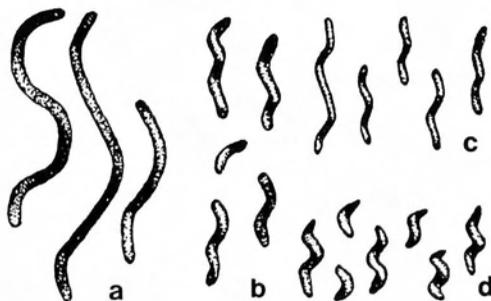
Rhodospirillum-Arten sind anaerobe, fakultativ auch mikroaerobe Bakterien, die sich überwiegend photoorganotroph ernähren (→ Ökologie). Sie sind Indikatoren für stärkste organische Verschmutzung, weshalb in der Praxis die Bestimmung der Gattung ausreicht (FRIEDRICH 1990, SLÁDEČEK et al. 1981). Außerdem sind die Arten durch sehr diffizile, schwierig erfaßbare Merkmale getrennt (dunkelrot bis purpurrot bzw. orange, rotbraun oder purpurviolett, Einzelzellen jedoch fast farblos! fakultativ bzw. obligat anaerob; Zellbreite nur 0,3-1,5 µm, überlappend; BUCHANAN & GIBBONS 1974, HÄUSLER 1982). Die DIN-Liste enthält *R. rubrum* (ESMARCH, 1887) MOLISCH, 1907 und *R. tenue* PFENNIG, 1969.

Kurzbeschreibung: **Größe** 3-6 x 0,3-0,5 µm (*R. tenue*) bis 14-30 x 1,2-1,5 µm (*R. photometricum*), selten bis 100 µm lang. Windungen 3 x 0,8-1 µm (*R. tenue*) bis 7-10 x 4-6 µm (*R. photometricum*). **Gestalt** schraubenförmig, mit einer oder mehreren Windungen. Enden breit bis schmal gerundet. Bildet keine Fäden oder Kolonien (Abb. 5a-d). **Cytoplasma** einzelner Zellen fast farblos, größere Bestände dunkel- bis purpurrot (*P. rubrum*) oder orange, rotbraun oder purpurviolett (andere Arten); Plasma stets ohne Schwefelkügelchen (Unterschied zu *Thiospirillum*), unter aeroben Verhältnissen lagert jedoch zumindest *R. rubrum* Polyhydroxybuttersäure-Granula ein. **Geißelbündel** polar, ohne spezielle Färbung nicht oder kaum sichtbar (Unterschied zu → *Thiospirillum* und → *Chromatium*). **Bewegung** lebhaft.

Verwechslungsmöglichkeiten: Zur Unterscheidung der einzelnen Arten siehe BUCHANAN & GIBBONS (1974) oder HÄUSLER (1982). Arten der Gattung → *Thiospirillum* sind ebenfalls purpurfarbig, haben jedoch Schwefelkügelchen im Cytoplasma und sind etwas breiter (1,5-4 µm). Die ungefärbten spiraligen Schwefelbakterien (z. B. *Thiospira*) lagern ebenfalls Schwefelkügelchen ins Plasma ein. Einzelne *Rhodospirillum*-Zellen sind wegen ihrer wenig intensiven Färbung wohl nicht immer leicht von den ungefärbten Spirillen s. l. zu unterscheiden.

Ökologie: Verbreitet in Gewässern mit intensiver Zersetzung organischen Materials, besonders in den oberen Schlammschichten stehender Gewässer, wo genügend Licht für die Photosynthese vorhanden ist. Bevorzugt in kleinen Waldseen, aber auch in Salzwässern und schwefelhaltigen Grubenwässern. Holo-euryhalin. Vermutlich kosmopolitisch.

Abb. 5a-d: *Rhodospirillum* spp. in vivo (nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). **a:** *Rhodospirillum rubrum*, meist 20-25 x 0,8-1,5 µm. **b:** *Rhodospirillum molischianum*, meist 5-10 x 0,7-1 µm. **c:** *Rhodospirillum tenue*, meist 3-6 x 0,3-0,5 µm. **d:** *Rhodospirillum fulvum*, 2,5 x 0,5-0,7 µm. Die Geißeln sind ohne spezielle Färbung nicht oder kaum erkennbar und daher nicht eingezeichnet.



Überwiegend anaerob und meist photoorganotroph, d. h. für die Photosynthese werden keine anorganischen Schwefelverbindungen (z. B. H_2S) wie bei den → Purpurschwefelbakterien als Elektronendonatoren verwendet, sondern organische Stoffe wie niedere Carbonsäuren, Alkohole etc. Bei *R. rubrum* ist jedoch auch photoautotrophe Ernährung möglich (HÄUSLER 1982). Sehr starke Belichtung hemmt das Wachstum. Als Pigmente dienen Bakterienchlorophyll a und Karotinoide. Im Dunkeln können alle Arten mikroaerophil wachsen. Phototaktisch. In einem Milieu mit Schwefelwasserstoff kann *R. rubrum* Sulfide zu extrazellulärem Schwefel oxydieren, verträgt aber keine so hohen H_2S -Konzentrationen wie die purpurfarbigen Schwefelbakterien (z. B. → *Chromatium*). Stickstoffquellen sind Ammoniumsalze und einige Aminosäuren; liegen keine gebundenen Stickstoffquellen vor, kann *R. rubrum* elementaren Stickstoff binden. Temperaturoptimum 30-35 °C, pH 6-8,5, pH-Optimum im neutralen Bereich. Weitere Details zur Physiologie und Biochemie siehe BUCHANAN & GIBBONS (1974).

Chromatium okenii (EHRENBERG, 1838) PERTY, 1852 (Abb. 6a-n)

Kurzbeschreibung: **Größe** etwa 7-16 x 5-6 µm. **Gestalt** meist nierenförmig, manchmal zylindrisch mit breit gerundeten Enden. Bildet keine Fäden oder Kolonien (Abb. 6a-g, i-l). **Cytoplasma** purpurrot, größere Bestände weinrot; im Plasma meist mehrere, gleichmäßig verteilte, stark lichtbrechende Schwefelkügelchen (Abb. 6a-l). 1 polare **Geißel**, 20-30 µm lang (Abb. 6a, j). **Bewegung** lebhaft gleitend oder schwimmend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Neben → *C. vinosum* (deutlich kleiner, etwa 5 x 2 µm) die häufigste Art der Gattung. *Chromatium weissei* (PERTY) ist etwas schmaler (3-4 µm) und vielleicht nur ein Synonym von *C. okenii*. Bei *C. warmingii* (COHN) befinden sich die Schwefelkügelchen überwiegend in den beiden Zellpolen; größere Bestände dieser Art erscheinen außerdem violett (Abb. 7d). Andere *Chromatium*-Arten sind weniger als 2,5 µm breit. Sehr ähnlich frei beweglichen Zellen von → *Thiocystis* spp. (ellipsoid, kleiner als 5 µm, bilden kleine Kolonien, die von Schleimkapseln umgeben sind; Abb. 8a, f, g, i). → *Thiospirillum*-Arten sind schraubig gewunden.

Ökologie: Arten der Familie Chromatiaceae (*Chromatium*, → *Thiocystis*, → *Thiosarcina*, → *Thiospirillum* u. a.) sind streng anaerobe, photosynthetisierende Bakterien mit sehr ähnlichen ökologischen Ansprüchen. Die Ökologie der fünf in die DIN-Liste aufgenommenen Arten wird daher gemeinsam behandelt. Ausführliche physiologische und biochemische Angaben zu den einzelnen Arten geben BUCHANAN & GIBBONS (1974) und HÄUSLER (1982).

Chromatiaceen sind ganzjährig verbreitet in anaeroben, H_2S -führenden und belichteten Bereichen von Süß- und Salzwässern, d. h. bevorzugt in der Oberflächenschicht von Faulschlamm und in anaeroben Bereichen des Pelagials von Stehgewässern. Bilden bei Massenvorkommen häufig makroskopisch sichtbare, purpurne Wölkchen oder Überzüge am Gewässergrund. Auch in Schwefelquellen. Holo-euryhalin (*Chromatium okenii* bis 16 % NaCl). Die meisten Arten vermutlich kosmopolitisch.

Streng anaerob und obligat photolithotroph, d. h. für die Photosynthese werden Schwefelwasserstoff oder elementarer Schwefel als Elektronendonatoren verwendet, bei einigen Arten auch noch andere reduzierte Formen des Schwefels oder molekularer Wasserstoff. Schwefel wird in Form kleiner, stark lichtbrechender Kügelchen im Plasma gelagert; bei H_2S -Mangel wird er weiter als Elektronendonator benutzt. Sulfat ist das endgültige Oxydationsprodukt der Schwefelverbindungen. Als Pigmente dienen Bakterienchlorophyll und Karotinoide. Bei Anwesenheit von H_2S und Bikarbonaten werden Azetate und Pyruvate photoassimiliert. Größere Arten benötigen als Wachstoffsstoff Vitamin B_{12} . Häufige Stickstoffquellen sind Ammoniumsalze und Harnstoff; fehlt gebundener Stickstoff, kann *Chromatium vinosum* elementaren Stickstoff binden (FRITSCHE 1990). Temperaturoptimum meist zwischen 20 und 30 °C, pH-Optimum meist im neutralen Bereich.

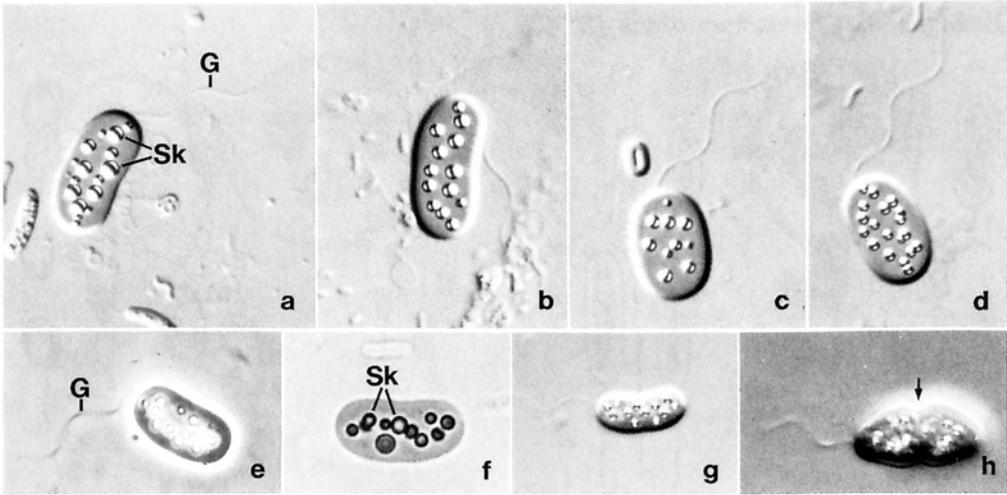
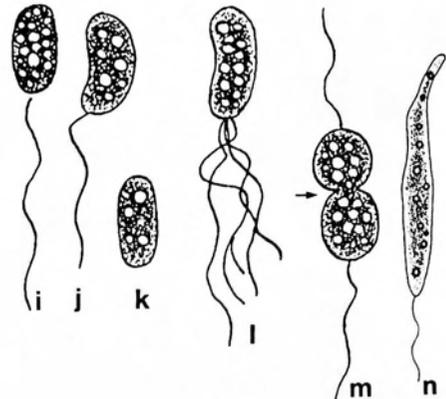


Abb. 6a-n: *Chromatium okenii* in vivo (a-h, Originale; i-n, nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). **a, b, e-g, j:** Zellen mit der typischen, nieren- oder bohnenförmigen Gestalt. Beachte die stark lichtbrechenden Schwefelkügelchen und die im Interferenzkontrast gut sichtbare Geißel. **c, d, i, k:** Annähernd zylindrische Zellen. **h, m:** Frühes und spätes Teilungsstadium. Die Pfeile markieren die Teilungsebene. **l:** Die Geißel besteht aus mehreren Fibrillen, was man jedoch nur nach speziellen Färbungen erkennt. **n:** Unter ungünstigen Bedingungen bilden *C. okenii* und andere Bakterien abnorme Zellen (Involutionsformen), die als eigene Arten beschrieben wurden. G = Geißel, Sk = Schwefelkügelchen.



Chromatium vinosum (EHRENBERG, 1838) WINOGRADSKY, 1888 (Abb. 7a)

Kurzbeschreibung: Größe 2,5-6 x 2 µm. Gestalt schmal bis breit ellipsoid. Bildet keine Fäden oder Kolonien (Abb. 7a). **Cytoplasma** fast farblos, größere Bestände anfangs gelblich bis orangebraun, später braunrot; im Plasma meist wenige, stark lichtbrechende Schwefelkugeln (Abb. 7a). 1 polare **Geißel**, schwierig erkennbar (Abb. 7a). **Bewegung** lebhaft gleitend oder schwimmend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Nach HÄUSLER (1982) die häufigste Art der Gattung. *Chromatium minutissimum* WINOGRADSKY ist deutlich kleiner (0,6-2 x 0,5-1,2 µm) und hat oft nur ein Schwefelkugeln im Plasma (Abb. 7c). *Chromatium gracile* STRZESZEWSKI ist stäbchenförmig (Abb. 7b). Bei der unsicheren Art *C. vanda* OSNICKAJA & CUDINA liegen die 2-4 Schwefelkugeln in den beiden Enden der 1,5-2 µm breiten Zellen. → *Chromatium okenii* und ähnliche Arten (Abb. 7d) sind deutlich größer (6 µm, meist 10 µm lang) und haben mehr Schwefelkugeln.

Ökologie: → *Chromatium okenii* (S. 40).

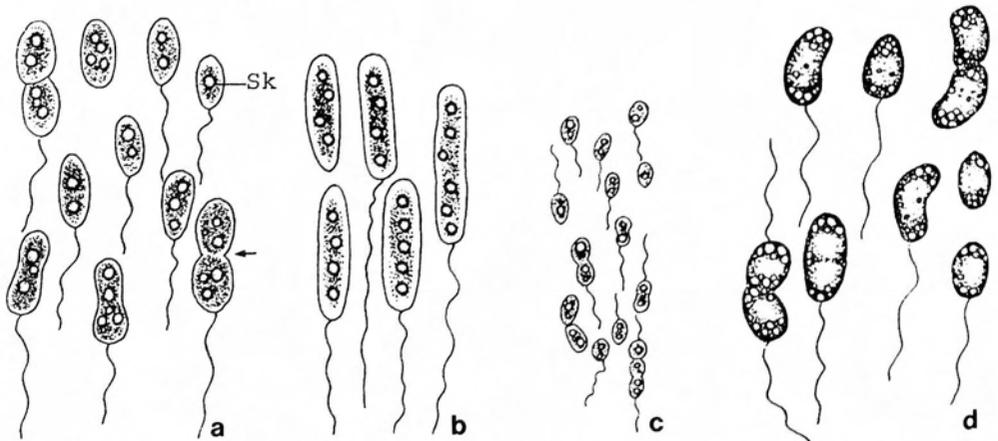


Abb. 7a: *Chromatium vinosum* in vivo (nach ANAGNOSTIDIS aus HÄUSLER 1982). Normale Individuen, z. T. in Teilung (Pfeil), 2,5-6 x 2 µm. Sk = Schwefelkugeln.

Abb. 7b-d: *Chromatium* spp. in vivo (nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). **b:** *Chromatium gracile*, 2-6 x 1-3 µm. **c:** *Chromatium minutissimum*, 2 x 1-1,2 µm. **d:** *Chromatium warmingii*, 5-10 x 3,5-4,5 µm.

Thiocystis violacea WINOGRADSKY, 1888 (Abb. 8a-f)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 2,5-5,5 µm, meist um 3,5 x 2,5 µm. Kolonien um 50 µm groß. Gestalt der Zellen und Kolonien kugelförmig oder ellipsoid. Bildet Kolonien aus meist 10-20 Zellen, die in einer kompakten Schleimkapsel eingeschlossen sind; manchmal mehrere kleine Gruppen in einer gemeinsamen Kapsel oder mehrere Kapseln von einer gemeinsamen Schleimhülle umgeben (Abb. 8a-d). **Cytoplasma** un-

deutlich purpurfarbig, große Kolonien violett; im Plasma stets unregelmäßig verteilte Schwefelkügelchen (Abb. 8f). Aktive Zellen mit 1 polaren **Geißel** (Abb. 8f). **Bewegung** zeigen nur die begeißelten, → *Chromatium*-ähnlichen Einzelzellen und Zellgruppen ohne Schleimkapsel (Abb. 8e, f).

Verwechslungsmöglichkeiten: Bei *T. gelatinosa* (WINOGRADSKY) liegen die Zellen meist einzeln in den Schleimkapseln und die Schwefelkügelchen sind ziemlich gleichmäßig nur in der Peripherie der Zelle verteilt (Abb. 8g-i). Bewegliche, d. h. begeißelte Einzelzellen sind in der Praxis kaum von kleinen → *Chromatium*-Arten zu unterscheiden (vgl. Abb. 8f und 7). *Thiocapsa*-Arten sind ebenfalls kolonial, haben aber keine beweglichen Vermehrungsstadien; in der Praxis kann man sie durch die viel größeren Kolonien, die hunderte Zellen enthalten, wohl meist von *Thiocystis* trennen.

Ökologie: → *Chromatium okenii* (S. 40).

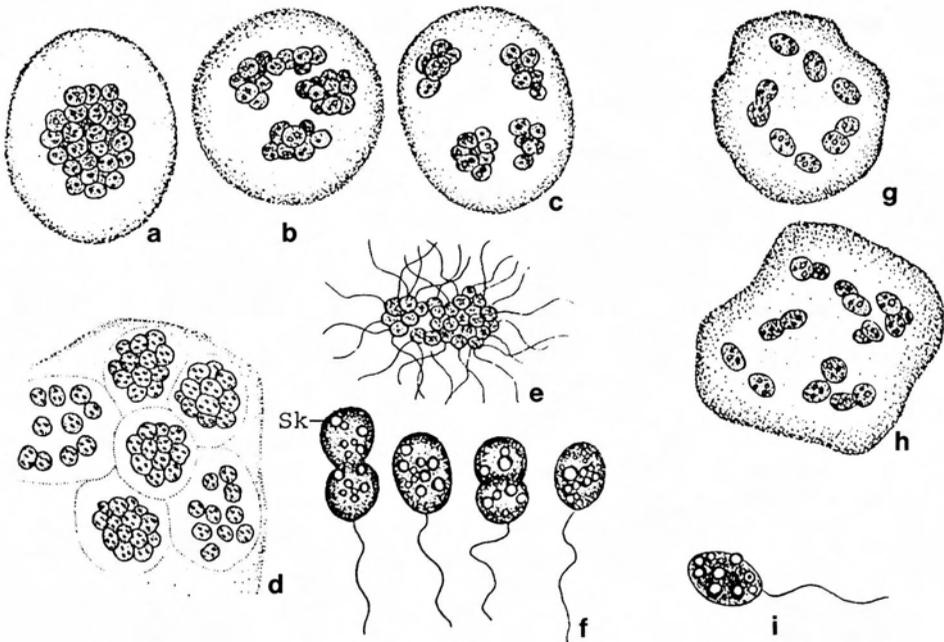


Abb. 8a-f: *Thiocystis violacea* in vivo (nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). **a:** Große Zellkolonie in Schleimkapsel. **b, c:** Kleine Zellkolonien in gemeinsamer Schleimkapsel. **d:** Teil einer großen Kapsel mit mehreren kleinen Kapseln. **e:** Begeißelte, bewegliche Zellgruppe ohne Schleimkapsel. **f:** Einzelne, bewegliche, *Chromatium*-ähnliche Zellen. Sk = Schwefelkügelchen.

Abb. 8g-i: *Thiocystis gelatinosa* in vivo (nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). **g, h:** Schleimkapseln mit den meist einzeln liegenden Zellen. **i:** Bewegliche, *Chromatium*-ähnliche Zelle. Durch die starke Lichtbrechung scheinen die bei dieser Art überwiegend peripher liegenden Schwefeltröpfchen aus der Zelle hervorzutreten.

Thiosarcina rosea (SCHROETER, 1886) WINOGRADSKY, 1888 (Abb. 9)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 2-3 µm im Durchmesser, Kolonien bis etwa 10 µm groß. **Gestalt** der Zellen kugelig bis ellipsoid; Kolonien würfelig, bestehen aus bis zu 64 Zellen (Abb. 9). **Cytoplasma** meist purpurrot, oft mit vielen Schwefelkugeln, wodurch die Zellen im Hellfeld fast schwarz werden (Abb. 9). 1 **Geißel** (schwierig erkennbar und nicht immer vorhanden, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** meist fehlend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Monotypische Gattung. Durch die regelmäßige Anordnung der Zellen zu würfelförmigen Kolonien gut von den anderen Purpurschwefelbakterien zu unterscheiden.

Ökologie: → *Chromatium okenii* (S. 40).

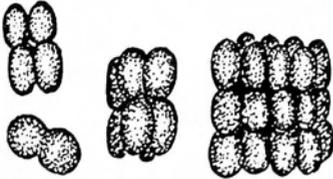


Abb. 9: *Thiosarcina rosea* in vivo (nach ISACENKO aus HÄUSLER 1982). Diese Art bildet würfelförmige, bis etwa 10 µm große Pakete, die aus bis zu 64 Zellen bestehen.

Thiospirillum jenense (EHRENBERG, 1838) MIGULA, 1900 (Abb. 10a)

Kurzbeschreibung: Größe 30-40 x 2,5-4 µm, selten bis 100 µm lang. Windungen 15-40 x 3-7 µm. **Gestalt** schraubenförmig, mit 0,5 bis 2,5 Windungen, Enden manchmal verschmälert. Bildet keine Fäden oder Kolonien (Abb. 10a). **Cytoplasma** goldgelb, olivgrün oder rotbraun, selten farblos, größere Bestände orangebraun; im Plasma stets mehrere, stark lichtbrechende Schwefelkugeln (Abb. 10a). Je 1 **Geißelbündel** am Vorder- und Hinterende, Geißeln kurz, stark und steif (Abb. 10a). **Bewegung** sehr lebhaft.

Verwechslungsmöglichkeiten: Unterscheidet sich vom mutmaßlichen Synonym, *T. sanguineum* (EHRENBERG; größere Bestände purpurrot; Abb. 10b) nur durch die Farbe. *Thiospirillum rosenbergii* (WARMING) ist nur 1,5-2,5 µm breit und meist weniger stark spiralgewunden (Abb. 10c). → *Rhodospirillum*-Arten sind etwas schmaler (0,3-1,5 µm), haben keine Schwefelkugeln und kaum erkennbare Geißeln. Farblose Einzelzellen sind wohl kaum von den farblosen Thiospiren und Spirillen zu unterscheiden, am besten noch durch die kompaktere, d. h. breitere Gestalt.

Ökologie: → *Chromatium okenii* (S. 40).

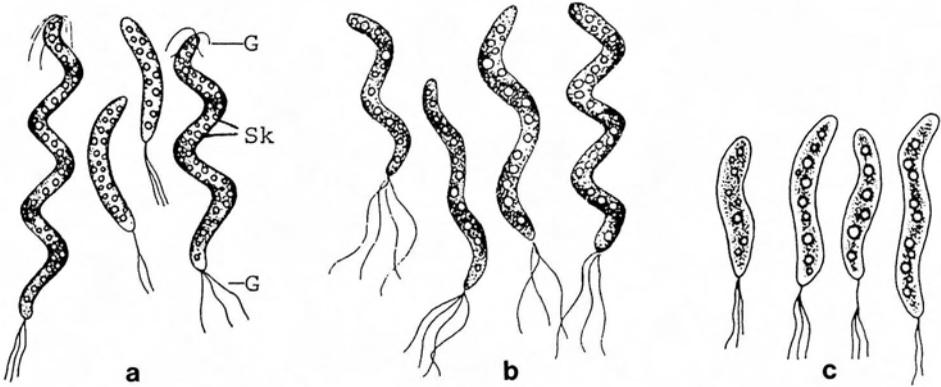


Abb. 10a: *Thiospirillum jenense* in vivo (nach ANAGNOSTIDIS aus HÄUSLER 1982). Zellen (30-40 μm) mit unterschiedlicher Anzahl von Windungen. G = Geißeln, Sk = Schwefelkügelchen.

Abb. 10b: *Thiospirillum sanguineum* in vivo (nach KRASIL'NIKOV aus HÄUSLER 1982). Wird von mehreren Autoren als Synonym von *T. jenense* angesehen (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten).

Abb. 10c: *Thiospirillum rosenbergii* in vivo (nach ANAGNOSTIDIS aus HÄUSLER 1982). Unterscheidet sich von *T. jenense* vor allem durch die geringere Breite (1,5-2,5 μm) und die weniger stark ausgeprägten Windungen.

Beggiatoa alba (VAUCHER, 1803) TREVISAN, 1845 (Abb. 11a-m)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 3-9 x 2,5-5 μm , meist 3-4 μm breit. Fäden bis mehrere Millimeter lang, filz- und knäuelbildend, bildet oft spinnwebenförmige Überzüge (Abb. 11g). **Gestalt** fädig, Zellgrenzen kaum erkennbar, nicht verzweigt und ohne deutliche Scheide, Terminalzellen breit gerundet (Abb. 11a, f, h, j). **Cytoplasma** farblos, meist mit Schwefelkügelchen und/oder fettig glänzenden Granula (Abb. 11a, j). **Bewegung** gleitend, etwa 4 $\mu\text{m/s}$.

Verwechslungsmöglichkeiten: Da alle *Beggiatoa*-Arten dieselbe saprobielle Einstufung haben, ist ihre Unterscheidung für die Praxis nicht unbedingt notwendig (SLÁDEČEK et al. 1981). Sie erfolgt vor allem nach der Fadenbreite. In den Bereich 1-5 μm fallen neben *B. alba* noch *B. arctoalpina* SKUJA (Fäden einzeln, leicht schraubig gewunden, Ende lang zugespitzt) und *B. leptomitiformis* (MENEHINI; 1-2,5 μm breit). 1,2 μm und schmaler sind *B. minima* WINOGRADSKY und *B. uniguttata* KOPPE (jede Zelle mit nur 1 großem Schwefelkügelchen). 5 μm und breiter sind *B. arachnoidea* (AGARDH), *B. mirabilis* COHN und *B. gigantea* KLAS. Bei Arten der Gattung *Thioploca* sind mehrere Fäden in einer gemeinsamen Schleimhülle eingeschlossen. *Thiospirillopsis* ist spiralig gewunden. *Thiothrix*-Arten sind am Substrat festgewachsen und zeigen auch losgelöst keine Eigenbewegung. Die ebenfalls fädigen und gleitenden Cyanobakterien, z. B. *Oscillatoria* und *Phormidium*, sind immer grünlich gefärbt.

Ökologie: Bildet ganzjährig spinnwebenförmige oder lederartige, weiß leuchtende (wegen der starken Lichtbrechung der Schwefelkügelchen) Beläge auf oxisch-anoxischen

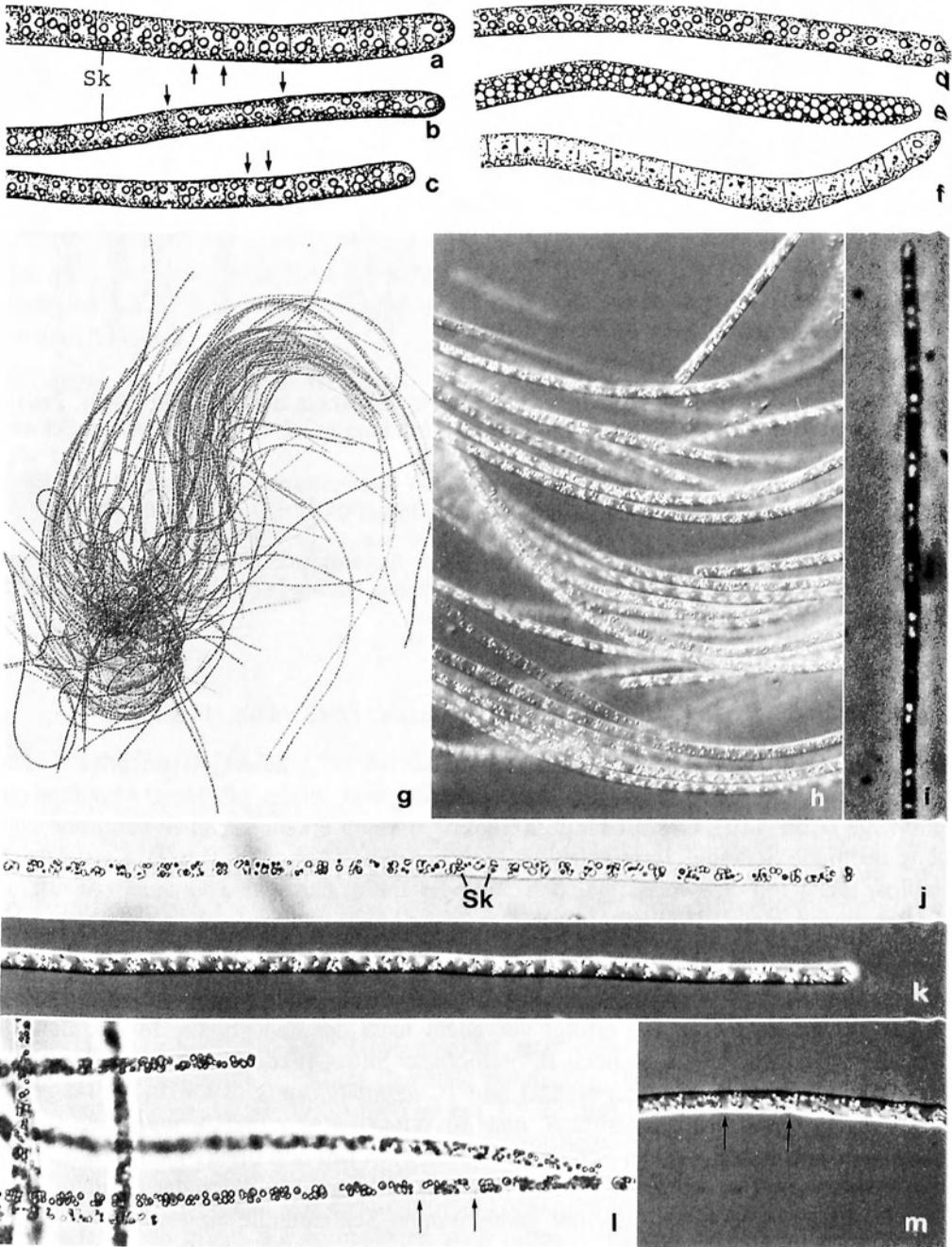


Abb. 11a-m: *Beggiatoa alba* in vivo (a-f, aus HÄUSLER 1982; g-m, Originale). a-c: Fäden mit normal langen (a, c) und sehr langen (b) Zellen (Pfeile). d-f, i-k, m: Fäden mit unterschiedlich vielen Schwefelkügelchen. Der Faden in (f) war längere Zeit in H_2S -freiem Milieu, weshalb die Schwefelkügelchen verbraucht wurden. Die Fäden von *B. alba* sind bei den Zellgrenzen nicht eingeschnürt. Die Grenzen (Pfeile) erkennt man

Schlammenden stehender und langsam fließender Gewässer; in rasch fließenden Gewässern bevorzugt in den lenitischen Bereichen (HÄUSLER 1982, LIEBMANN 1962). *Beggiatoa* wächst also dort, wo Schwefelwasserstoff und Sauerstoff gemeinsam vorkommen und gleitet aktiv in den Bereich zwischen 5 und 0 % O₂-Sättigung (FENCHEL & FINLAY 1995). Bei Anaerobie und hohem Schwefelwasserstoffgehalt wächst *Beggiatoa* nicht. Oft auch in Thermal- und Schwefelquellen, wo kreideweiße oder graue, lederartige Überzüge gebildet werden. Verbreitet auch in Abwässern und biologischen Kläranlagen, wo *Beggiatoa* ungenügende Sauerstoffversorgung und H₂S indiziert. Auch im Salzwasser. Vermutlich kosmopolitisch.

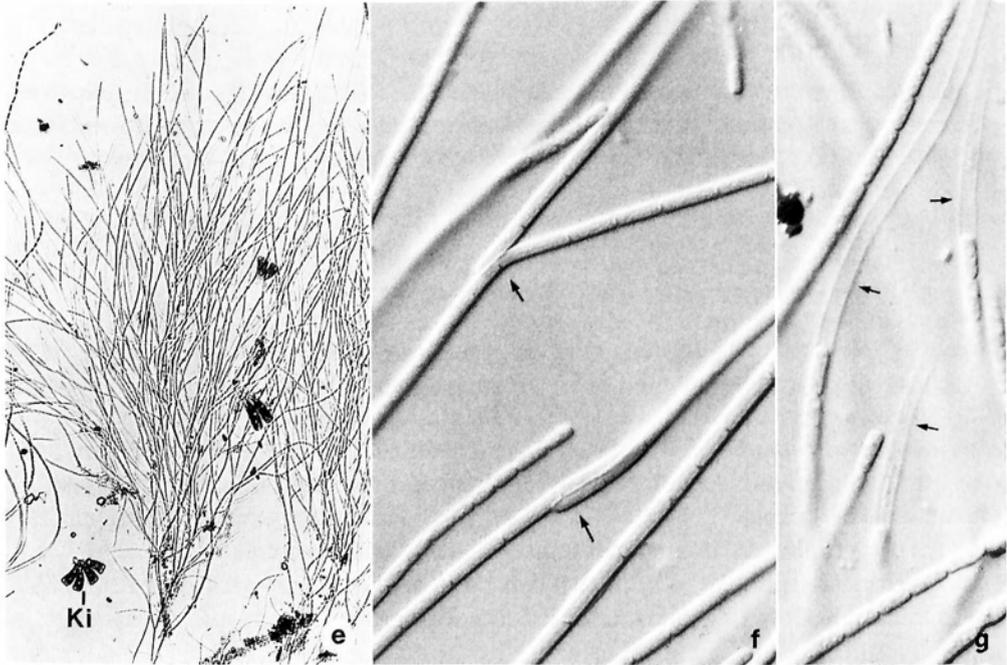
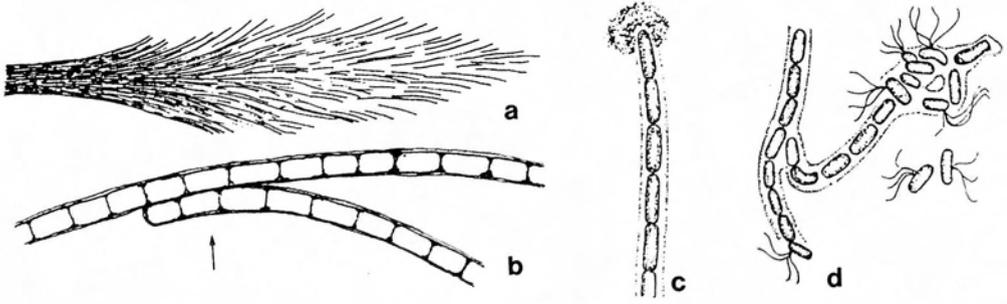
Aerob und fakultativ chemoautotroph, d. h. H₂S oder Sulfide werden zu Schwefel oxydiert, der bei Mangel an Schwefelwasserstoff weiter zu Sulfaten oxydiert wird (DENFFER et al. 1978). Bei Zufuhr organischer Substanzen lebt *Beggiatoa* aber so wie die meisten Bakterien saprotroph. Nach HÄUSLER (1982) ist *B. alba* möglicherweise mixotroph oder völlig organotroph. Es wird eine Reihe von Hexosen, Pentosen, Disacchariden, Aminosäuren und organischen Säuren verwertet, doch sind niedrige Konzentrationen erforderlich.

Sphaerotilus natans KÜTZING, 1833 (Abb. 12a-i)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 3-10 x 0,7-2,5 µm, meist 2,5 x 1-2 µm, Fäden bis 1 mm lang, zottenbildend (Abb. 12a, e). **Gestalt** fädig, Zellen stäbchenförmig, mit gerundeten Enden (Abb. 12b, c, j). Scheide hyalin, meist sehr dünn und normalerweise nur an den Fadenenden deutlich erkennbar, gut ausgeprägt 1-2 µm, selten bis 4 µm dick; bei Massenentwicklung, bei jungen Fäden und in nährstoffreichem Milieu wird keine Scheide gebildet (Abb. 12b, c, g). Scheinverzweigung dichotom (Abb. 12b, f, i). **Cytoplasma** lichtmikroskopisch farblos und fast strukturlos (Abb. 12c, f). 8-20 Geißeln als subpolares Bündel nur bei den solitären, reproduktiven Zellen (Abb. 12d; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** zeigen nur die solitären, reproduktiven Zellen, Fäden also unbeweglich.

Verwechslungsmöglichkeiten: Nach HÄUSLER (1982) ist *S. natans* die einzige Art der Gattung, d. h. der in der saprobiologischen Literatur häufig angeführte *S. dichotomus* ist ein jüngerer Synonym. *Leptothrix*-Arten lagern in ihren Scheiden reichlich Eisen- und Manganverbindungen ein, wodurch ältere Scheiden gelb bis ockerbraun werden. *Clonothrix fusca* ROZE und *Crenothrix polyspora* COHN haben breitere Fäden (4-9 µm). Im Belebtschlamm und in Vorflutern von anderen ähnlichen Fadenbakterien (z. B. Typ 021 N) durch die Verzweigungen sicher zu unterscheiden (EIKELBOOM & VAN BUIJSEN 1983). Oft mit den Pilzen → *Fusarium aquaeductum* und → *Leptomitium lacteus* ver-

gut nur in Fäden, die frei von Schwefelkugeln sind. **g, h, i:** Fadenknäuel bei schwacher und starker Vergrößerung. Die Zellgrenzen sind sehr schwierig erkennbar; indirekt erkennt man sie als jene Stellen, die frei von Schwefelkugeln sind (Pfeile). Sk = Schwefelkugeln.



gesellschaftet, die man meist bereits makroskopisch leicht durch ihre rötliche Farbe von dem stets schmutzigweißen *Sphaerotilus* unterscheiden kann.

Ökologie: *Sphaerotilus* ist das "klassische" und häufigste Fadenbakterium in stark und sehr stark verschmutzten Fließgewässern. Dort führt es bei reichlicher Entwicklung zum bekannten und berüchtigten "Pilztreiben". Es entsteht dadurch, daß von den großen Zotten durch die Strömung kleine Teile losgerissen und mit der freien Welle transportiert werden; in großen Flüssen können sich sogar aus einzelnen Fäden kleine Flocken entwickeln (autochthones "*Sphaerotilus*-Plankton"). Schöpfproben aus "pilztreibenden" Vorflutern enthalten viele schneeflockenähnliche *Sphaerotilus*-Aggregate, die rasch sedimentieren und in Stauen einen stark sauerstoffzehrenden, flockigen Schlamm bilden, der sehr gefürchtet ist, da er zum Absterben der Fischbrut und Jungfische führt.

Ganzjährig weit verbreitet mit einem Maximum in der kalten Jahreszeit in organisch stark verunreinigten Fließgewässern. Massenentwicklung (schmutzigweiße, schleimige, flutende, fellartige Zotten auf allen Substraten) erst ab etwa 20 cm/s Fließgeschwindigkeit unterhalb der Einleitung von städtischen Abwässern, von Abwässern aus Zellulose- und Zuckerfabriken, von Brauereien, Molkereien etc., besonders im gut durchlüftetem Wasser unterhalb von Wehren und Stromschnellen (HÄUSLER 1982, LIEBMANN 1962). Einzelne Fäden auch noch in betamesosaprobien Vorflutern. Keine Massenentwicklung in verschmutzten stehenden Gewässern, regelmäßige Windbewegung oder ein einmündendes Fließgewässer können jedoch höhere Abundanzen ermöglichen. Die günstigsten Wachstumsbedingungen hat *Sphaerotilus* bei höheren Sauerstoffkonzentrationen und niedrigen Temperaturen (→ unten und Abb. 67k). In sauerstoffarmen Fließgewässern entwickelt sich *S. natans* daher nur in den oberflächennahen Zonen. Die Zotten und Flocken werden meist von einer alphameso- bis polysaprobien Ciliatengemeinschaft besiedelt und sind nicht selten mit aquatischen Pilzen (→ *Fusarium*, → *Leptomitus*) vergesellschaftet. Verursacht bei Fischen, die ständig in verunreinigtem Wasser leben, den grauen Star. In biologischen Kläranlagen treten durch Massenentwicklungen von *Sphaerotilus* gelegentlich technische Probleme auf, wie Zuwachsen von Tropfkörpern oder Blähschlamm-Bildung (CURTIS 1969). Auch in stark versalzten Fließgewässern bis 6.000 mg/l Cl⁻. Oligo- bis meso-euryhalin. Vermutlich kosmopolitisch.

Saprotroph. Als Kohlenstoffquelle werden verschiedenste organische Verbindungen genutzt, wobei Alkohole (z. B. Ethanol, Butanol, Glycerol), organische Säuren und einfache Zucker überwiegen. Zellulose und Stärke werden jedoch nicht verwertet (CURTIS

Abb. 12a-j: *Sphaerotilus natans* (a, c, d, nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982; b, e-j, Originale. a-h, j, in vivo; i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **a:** Gallertiges, frei im Wasser flutendes, mehrere Zentimeter langes Fadenbüschel. **b, f, i:** Fadenstücke mit dichotomen Scheinverzweigungen (Pfeile). **c:** *Sphaerotilus* ist oft mittels eines kleinen Gallertpolsters am Substrat festgeheftet. **d:** Entlassung subpolar begeißelter und daher beweglicher Zellen aus dem Mutterfaden. **e, h:** Kleine (≤1 mm) Fadenbüschel. **g, j:** Fadenteile. In (g) erkennt man gut die Scheide (Pfeile), in (j) die einzelnen stäbchenförmigen Zellen des Fadens. Ki = Kieselalgen.

1969, HÄUSLER 1982). Der Stickstoffbedarf wird überwiegend aus organischen Verbindungen, besonders Aminosäuren gedeckt. Mit Glucose als Kohlenstoffquelle und mit dem Vitamin B₁₂ wächst *Sphaerotilus* auch mit Ammonium oder Nitrat, jedoch nicht mit Nitrit (CURTIS 1969). Streng aerob (MECHSNER 1983); 6 mg/l O₂ genügen für reichliches, 0,1-2 mg/l für schwaches Wachstum. Sauerstoffaufnahme 33 mg/g TM.h bei 25 °C. Sauerstoff kann nicht durch Nitrate ersetzt werden. *Sphaerotilus* wächst im Freiland noch bei 4 °C recht üppig, Massenvorkommen sind jedoch nicht an tiefe Temperaturen gebunden. Vermutlich ist dafür die geringe Konkurrenz durch andere Bakterien maßgebend, die bei <10 °C nicht mehr gut gedeihen. In Laborkulturen liegt die optimale Temperatur nämlich bei 30 °C; bei 15 °C und 40 °C ist das Wachstum nur mehr gering, bei 5 °C wird es eingestellt. Obere Temperaturgrenze 46 °C. pH-Optimum 6,4-8,1; bei pH 5,6 wächst *S. natans* nicht mehr, bei pH 9-10 nur wenig. Anreicherungsfaktoren für Schwermetalle zwischen 500-4.000 für Cadmium und 10.000-100.000 für Kupfer (WACHS 1979).

Zoogloea ramigera ITZIGSOHN, 1868 (Abb. 13a, c-g)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 1-3 x 0,5-1 µm, fingerförmige Ausläufer der Kolonien bis 1,5 mm lang und bis 10 µm breit. **Gestalt** der Zellen stäbchenförmig, meist in Längsrichtung in hyalinem Schleim eingebettet, wodurch baum- oder geweihförmige Kolonien entstehen (Abb. 13a, c-e, g). **Cytoplasma** farblos, ohne lichtmikroskopisch erkennbare Differenzierungen (Abb. 13f, g). **Bewegung** fehlt.

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der meist auffallenden Kolonieform (geweihförmig) einfach zu bestimmen. *Zoogloea filipendula* BEGER und *Z. ramigera* var. *uva* bilden trauben- bzw. wolkenförmige, breit gelappte, 3-4 mm große Kolonien (Abb. 13b, d, h, i). Die ähnlich geformten Stiele der Kolonien von → *Anthophysa vegetans* sind meist bräunlich gefärbt und laufen vorne nicht spitz zu, d. h. haben eine gleichbleibende Breite.

Ökologie: Ganzjährig verbreitet in organisch stark und sehr stark verschmutzten stehenden und langsam fließenden Gewässern, in Sielhäuten von Abwasserkanälen und Infusionen, in der Schwimmdecke von Emscherbrunnen, im Tropfkörperassen, im Belebtschlamm, in Verteilungsgräben von Riesefeldern etc. (LIEBMANN 1962). In Vorflutern üblicherweise keine Massenentwicklungen. Häufig in verjauchten Abwässern, wenn sich → *Sphaerotilus* noch nicht entwickelt, manchmal aber auch damit vergesellschaftet. Wächst noch bei 3 % NaCl. Vermutlich kosmopolitisch.

Saprotroph und streng aerob. Reduziert keine Nitrate. Als Energie- und Kohlenstoffquelle werden leicht abbaubare Kohlenhydrate (z. B. Maltose, Saccharose, Laktose) und Salze einiger Fettsäuren verwertet; hydrolysiert weder Stärke noch Zellulose, auch Eiweiße werden nicht zersetzt (sh. HÄUSLER 1982 zur weiteren physiologischen Charakterisierung). Optimale Temperatur nach Laboruntersuchungen 28-30 °C, bei 10 °C langsames, bei 45 °C kein Wachstum. Wächst am besten in gut durchlüfteten Medien mit höherem Gehalt an organischen Substanzen.

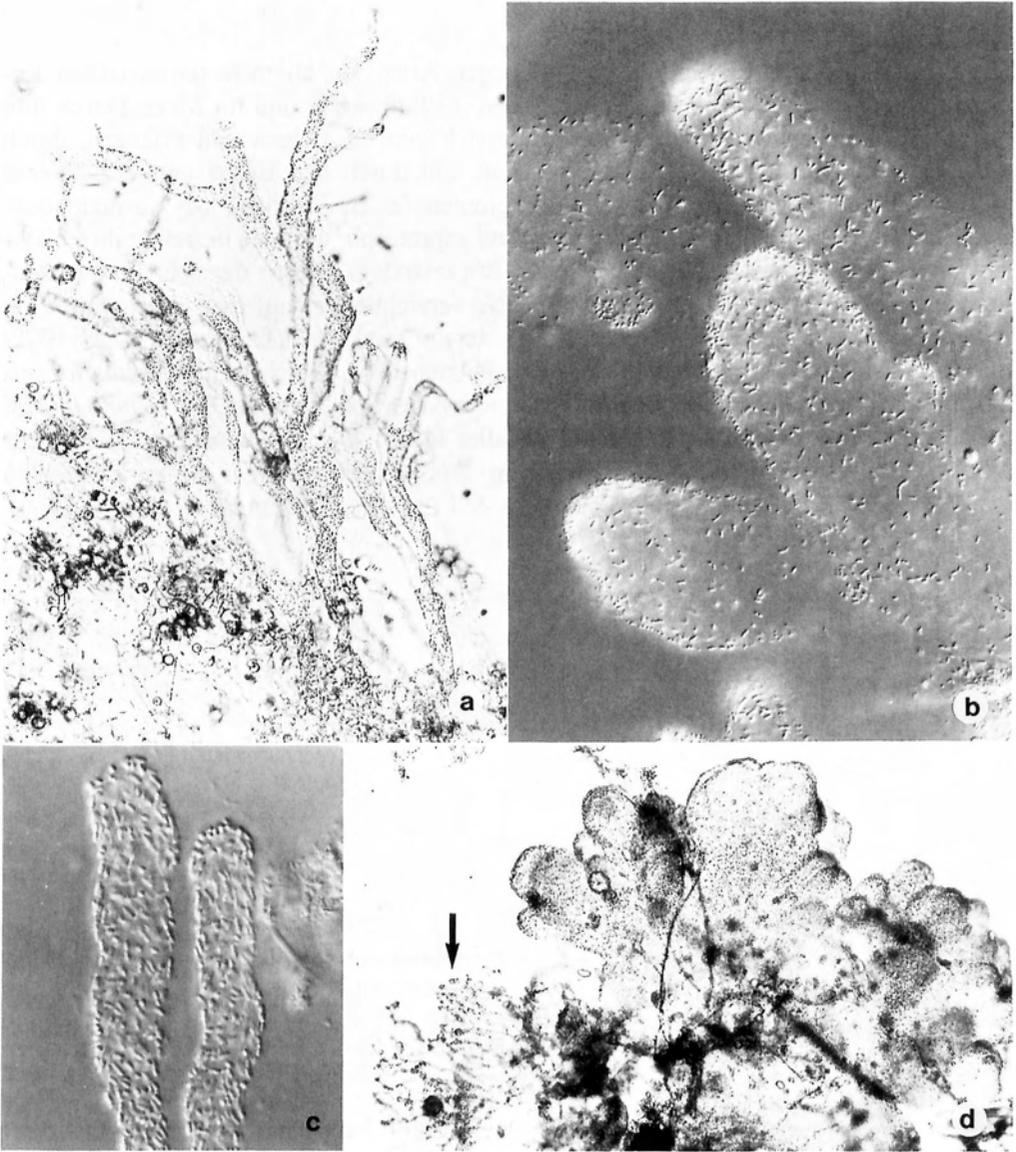
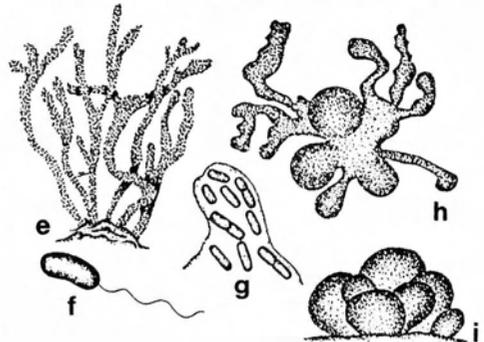


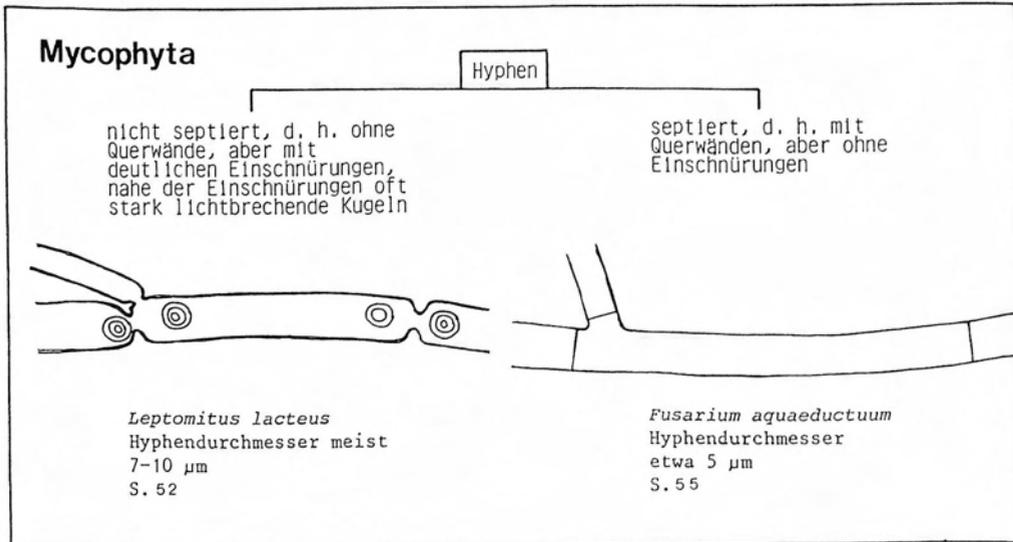
Abb. 13a, c, e-g: *Zoogloea ramigera* in vivo (a, c, Originale; e-g, nach verschiedenen Autoren aus HÄUSLER 1982). a, e: Große Kolonien mit geweihförmigem Wuchs. c, g: Details der Ausläufer mit den in hyalinem Schleim eingebetteten Bakterien. f: Junge, mittels polarer Geißel bewegliche Zelle (nach elektronenmikroskopischer Aufnahme).

Abb. 13b, d, h, i: *Zoogloea filipendula* (b, d, h) und *Z. ramigera* var. *uva* (i) in vivo (b, d, Originale; h, i, aus HÄUSLER 1982). Der Pfeil in (d) weist auf *Z. ramigera*.



4.2 Mycophyta (Pilze)

Die Pilze sind mit etwa 120.000 beschriebenen Arten vor allem in terrestrischen Lebensräumen weit verbreitet; nur wenige leben im Süßwasser und im Meer. Durch ihre heterotrophe Lebensweise unterscheiden sie sich von den Algen und Pflanzen, durch die Zellwand von den Tieren und Protozoen und durch den Besitz echter Zellkerne von den Bakterien. Viele Pilze sind Symbionten (z. B. Flechten, Mykorrhiza) oder Parasiten (z. B. Getreiderost), die übrigen sind saprotroph, d. h. sie beziehen ihre Nährstoffe aus pflanzlichen und/oder tierischen Rückständen. Wegen der sehr unterschiedlichen Morphologie und Vermehrung der Pilze verzichten wir auf eine allgemeine Charakterisierung und verweisen dazu auf die Literatur (z. B. MÜLLER & LOEFFLER 1992) bzw. auf die Kurzbeschreibungen der beiden Arten der DIN-Liste. *Leptomitius lacteus* ist nur ein pilzähnlicher Organismus, der begeißelte Sporen bildet. *Fusarium aquaeductuum* ist ein echter Pilz (Fungus), der aber lediglich das asexuelle Stadium einer *Nectria*-Art (Ascomycetes; z. B. Trüffel) ist. Als weiterführende Literatur empfehlen wir CARLILE & WATKINSON (1994), MÜLLER & LOEFFLER (1992) und SPARROW (1960).



Leptomitius lacteus (ROTH, 1809) AGARDH, 1824 (Abb. 14a-k)

Kurzbeschreibung: Größe eines Hyphenabschnittes zwischen zwei Einschnürungen 100-400 x 7-20 µm, Fäden an der Basis bis 50 µm im Durchmesser. Mycel mehrere Zentimeter lang, zottenbildend. **Gestalt** der Hyphen schlauchförmig, d. h. nicht septiert, aber mit deutlichen, regelmäßigen Einschnürungen (Abb. 14c, d, i); Verzweigung dichotom, immer im distalen Teil eines Hyphenabschnittes dicht unterhalb der Ein-

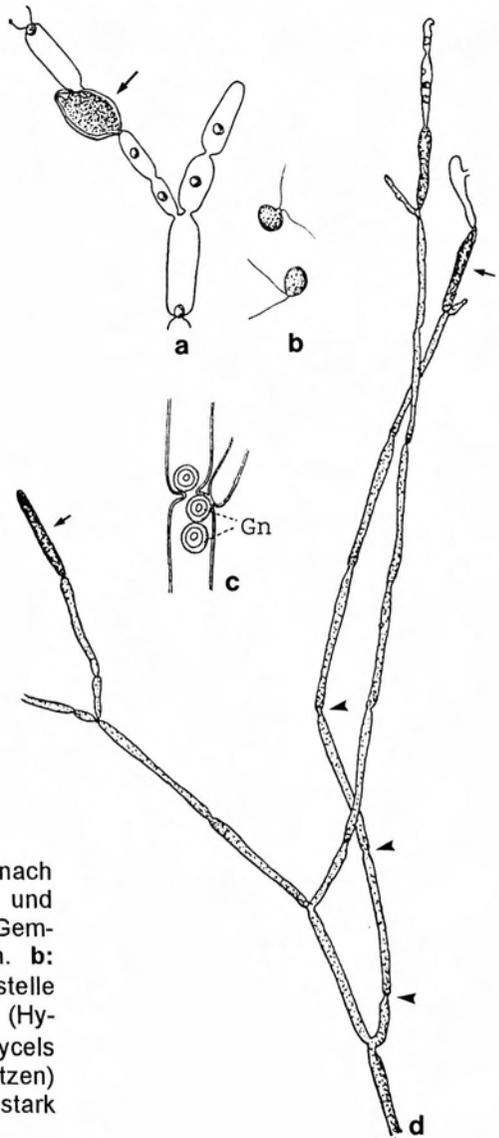


Abb. 14a-d: *Leptomitium lacteus* in vivo (nach verschiedenen Autoren aus LIEBMANN 1962 und FISCHER 1892). **a:** Verzweigter Faden mit Zygote (Pfeil), ein langlebiges Dauerstadium. **b:** Schwärmersporen, 12 μm . **c:** Verzweigungsstelle mit den scheibenförmigen Einschlüssen (Hyphendurchmesser 7-20 μm). **d:** Teil des Mycels mit den typischen Einschnürungen (Pfeilspitzen) und einigen Sporangien (Pfeile). Gn = stark lichtbrechende Einschlüsse.

schnürung (Abb. 14c, f-h). **Nuclei** zahlreich (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** meist stark vakuolisiert, in der Nähe der Einschnürung meist ein scheibenförmiger, stark lichtbrechender Einschluss (Abb. 14c, g-k). **Sporangien** (sporenbildende Zellen) meist etwas breiter als die vegetativen Hyphen, Schwärmersporen etwa 12 μm lang, eiförmig, mit 2 gleichlangen Geißeln am zugespitzten Vorderende (Abb. 14b, d; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Färbung** des Mycels (der Zotten) von rein weiß bis schwarzgrau und rosa bis rot, die Fadenspitzen jedoch stets weiß; manchmal rostbraun durch Ablagerungen von Eisenhydroxyd.

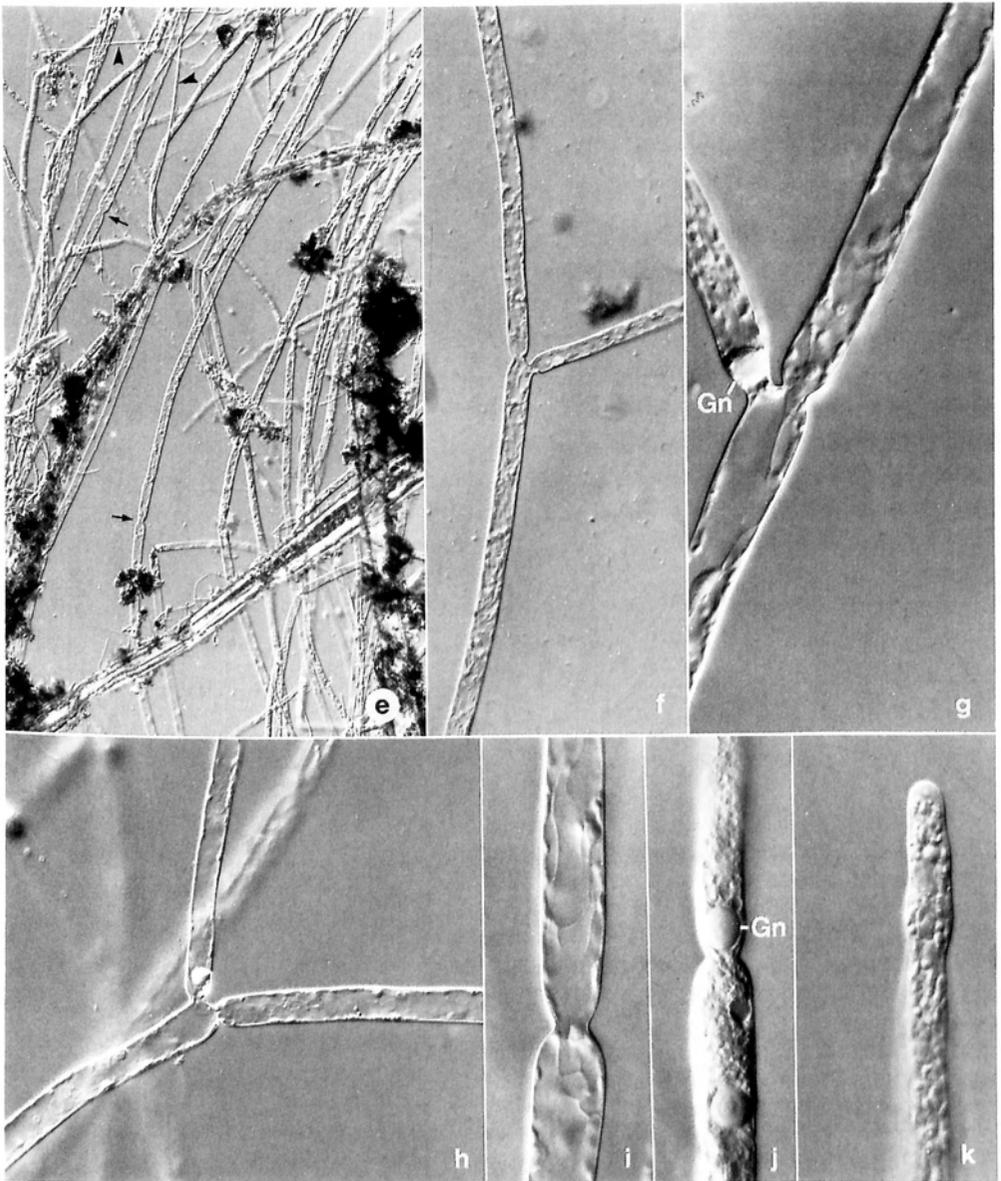


Abb. 14e-k: *Leptomitus lacteus* in vivo (Originale einer Population von einer stark verunreinigten Stelle der Salzach in Salzburg). **e:** Ausschnitt aus dem Mycel. Die Pfeile markieren die typischen, schon bei schwacher Vergrößerung erkennbaren Einschnürungen der Zellwand. Zwischen den Pilzhyphen liegen einige Bakterien-Fäden (Pfeilspitzen). Die schwarzen Flecken sind Detritus und Eisensulfid-Ablagerungen. **f-h:** Die Verzweigungen entstehen immer unmittelbar vor einer Einschnürung. **i-k:** Ältere (i), stark vakuolisierte und jüngere (j, k), dicht mit Plasma gefüllte Hyphenabschnitte. Gn = scheibenförmige, stark lichtbrechende Einschlüsse.

Verwechslungsmöglichkeiten: Von anderen häufigen, in stark verschmutzten Vorflutern und in Kläranlagen vorkommenden Pilzen (z. B. *Mucor racemosus* FRESENIUS, → *Fusarium aquaeductuum*) leicht durch die starken Einschnürungen (Pseudosepten) zu unterscheiden. → *Sphaerotilus natans* ist viel zarter, hat ein lichtmikroskopisch fast strukturloses Plasma, bildet keine echten Verzweigungen und die Lager sind nie rötlich.

Ökologie: Ganzjährig, aber mit einem deutlichen Maximum in der kälteren Jahreszeit in stark verunreinigten Fließgewässern (CURTIIS 1969, LIEBMANN 1962). Massenentwicklung in Form von bereits makroskopisch sichtbaren, meist weißlichen, fellartigen Überzügen oder flutenden Büscheln nur in alphamesosaprobien Fließgewässern. Bildet gelegentlich an Wehren etc. pergamentartige Häute. Bei Massenentwicklung werden durch die absterbenden älteren Teile des Mycels häufig sekundäre Verunreinigungen (H₂S-Bildung) hervorgerufen. Man findet daher unter größeren Pilzlagern oft Ablagerungen von Eisensulfid (Abb. 14e). Empfindlich gegen stärkste organische Verunreinigung, oft mit → *Sphaerotilus natans* und stets mit zahlreichen → Ciliaten-Arten vergesellschaftet. HUL (1986) ermittelte für die Ciliaten-Zönose (35 Taxa) einer *Leptomitus*-Gemeinschaft einen Saprobienindex von 3,2. Einzelne Hyphen findet man aber auch in reineren Abschnitten. Schwärmosporen werden gebildet, sobald die organischen Substanzen, besonders die hochmolekularen organischen Stickstoffverbindungen so weit abgebaut sind, daß der Pilz zu hungern beginnt. *Leptomitus* mit starker Sporangien-Bildung ist deshalb ein guter Indikator für den Übergang von der Alpha- zur Betamesosaprobie (LIEBMANN 1962). Häufiger Bewuchsbildner im Tropfkörperassen, auch im Belebtschlamm. Vermutlich kosmopolitisch.

Saprotroph. Die günstigsten Bedingungen finden sich bei Anwesenheit hochmolekularer, fäulnisfähiger organischer Stickstoffverbindungen; Nitrat, Ammonium und Zucker (Glucose) werden nicht genutzt. *Leptomitus* lebt daher bevorzugt unterhalb der Einleitung ungereinigter Abwässer aus Städten, Schlachthöfen, Brauereien, Papierfabriken, Molkereien etc. Reinkultur in Nährlösungen mit 0,1 % Pepton und 1 % Liebig's Fleischextrakt. Bevorzugt saures Milieu. pH-Minimum in Reinkulturen 2,5, Maximum 7,5; Optimum zwischen pH 2,9 und 5,4. Temperaturminimum 0 °C, Optimum 18 bis 26 °C. Daß der Pilz sein Entwicklungsmaximum trotzdem in der kalten Jahreshälfte hat (sh. oben), liegt vor allem an der geringeren Konkurrenz durch Fäulnisbakterien, die ihr Optimum ebenfalls bei höheren Temperaturen haben.

Fusarium aquaeductuum (RADLKOEFER & RABENHORST, 1863) SACCARDO, 1892 (Abb. 15a-k)

Kurzbeschreibung: **Größe** der Zellen etwa 20-50 x 5 µm, Mycel mehrere Zentimeter groß, zottenbildend. **Gestalt** der Hyphen fadenförmig, septiert (aber ohne Einschnürungen), Verzweigung dichotom, oft bevorzugt auf eine Seite (Abb. 15b, f-i). **Nucleus** etwa in der Mitte der Zelle (Abb. 15h, i). **Cytoplasma** meist mit mehreren großen Vakuolen (Abb. 15h, i). **Konidien** (Sporen) sehr charakteristisch sichelförmig, mit 1 bis 3 Querwänden, 25-60 x 2,5-5 µm, meist um 30 x 4 µm groß (Abb. 15c-e, j, k). **Färbung** der Hyphen schmutzig weiß, in dickeren Lagen oft rötlich durch Karotinoide.

Verwechslungsmöglichkeiten: Wohl die am weitesten verbreitete *Fusarium*-Art in sehr stark verschmutzten Fließgewässern. Die folgenden Pilze und Bakterien bilden in solchen Biotopen ebenfalls häufig dichte, fellartige Überzüge und kommen manchmal gemeinsam mit *F. aquaeductum* vor: → *Leptomitus lacteus* (deutlich eingeschnürte, nicht septierte Hyphen mit auffallenden, stark lichtbrechenden Einschlüssen nahe den Einschnürungen), *Mucor racemosus* FRESENIUS (deutlich breitere [10-50 µm], nicht septierte Hyphen; Sporen kugelig, nicht sichelförmig), → *Sphaerotilus natans* (zarter, bildet keine echten Verzweigungen).

Ökologie: Ganzjährig verbreitet in gut mit Sauerstoff versorgten Fließgewässern unterhalb der Einleitung von schwach sauren und organisch stark belasteten Abwässern, also bevorzugt unterhalb von Zellstofffabriken und Zuckerraffinerien (CURTIS 1966, LIEBMANN 1962). Bildet dann oft ausgedehnte, dicke, zottige Beläge an Wehren, Turbinen etc., so daß deren Funktion gestört werden kann. Bei Massenentwicklung verbreitet der Pilz einen intensiven Moschusgeruch. In Tropfkörpern nur in ausreichend mit Sauerstoff versorgten Zonen, in Belebungsanlagen verursacht *Fusarium* gelegentlich Blähschlamm. Vermutlich kosmopolitisch; andere Arten sehr verbreitet im Boden.

Saprotroph. Bevorzugt im Freiland schwach saure Gewässer, in Kultur wächst *F. aquaeductum* gut im Bereich von pH 4-9. Vermutlich ist ein hohes Sauerstoffangebot wichtiger als ein saures Milieu. Vermag Nitrat, Ammonium, organischen Stickstoff und Glucose zu nutzen. Durch Licht wird Karotinsynthese induziert, wodurch die Mycelien oft rötlich gefärbt sind (CARLILE & WATKINSON 1994). Maximale Wachstumsrate unter Kulturbedingungen bei 25 °C 0,188/h, Verdoppelungszeit 3,7 h, Sättigungskonstante 278 mg/l BSB₅. 30 mg/l des anionischen Tensids Manoxol OT hemmen das Wachstum um 50 % (TOMLINSON & WILLIAMS 1975).

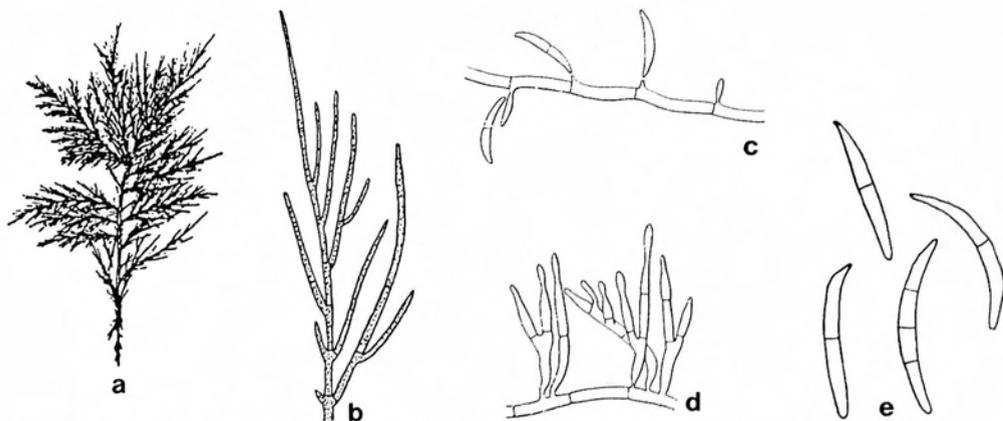


Abb. 15a-e: *Fusarium aquaeductum* in vivo (nach verschiedenen Autoren aus LINDAU 1910 und LIEBMANN 1962). **a:** Habitus eines kleinen, flutenden Mycel-Büschels, etwa 1 mm. **b:** Mycel-Abschnitt mit ziemlich einseitiger Verzweigung, Hyphendurchmesser etwa 5 µm. **c-e:** Konidientragende Hyphen (c, d) und Konidien (e). Diese sichelförmigen, asexuell gebildeten Verbreitungsstadien haben 1 bis 3 Querwände.

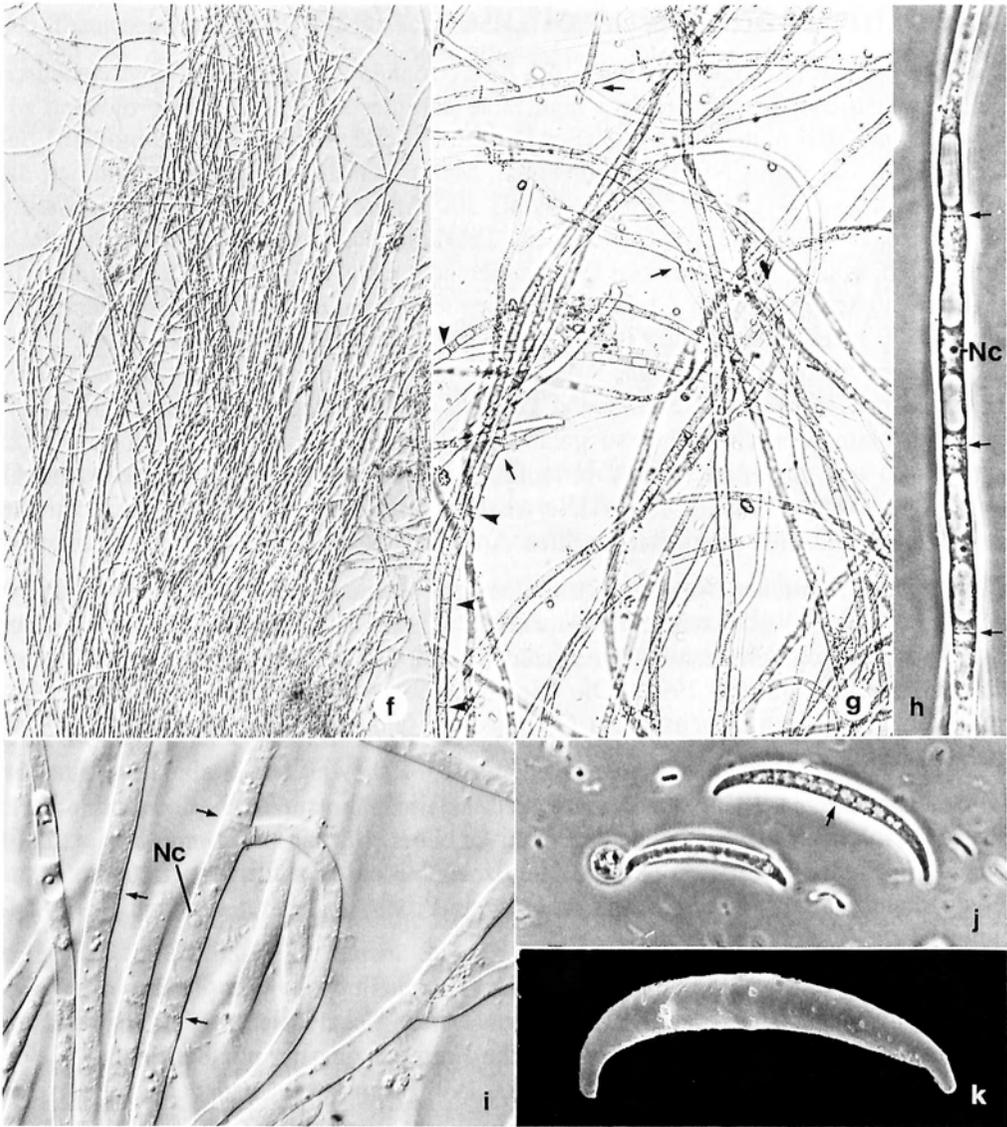


Abb. 15f-k: *Fusarium aquaeductum* (Originale einer Population vom Auslaufbach eines Emscherbrunnens in Salzburg. f-j, in vivo; k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **f, g:** Teile des Mycels. Die Pfeile in (g) markieren Verzweigungen, die Pfeilspitzen weisen auf Querwände (Septen). **h, i:** Hyphenabschnitte. Zum Unterschied von \rightarrow *Leptomitus lacteus* hat *Fusarium* septierte Hyphen (Pfeile). **j, k:** Die Konidien sind asexuell gebildete Verbreitungsstadien (vgl. Abb. 15c-e). Der Pfeil markiert eine Querwand. Nc = Nucleus.

4.3 Rhizopoda (Wurzelfüßer, Wechseltiere)

Die Rhizopoden (Amöben) sind wie die heterotrophen → Flagellaten phylogenetisch keine einheitliche Gruppe, sondern man faßte darunter lange Zeit jene Protozoen zusammen, die sich mittels plasmatischer Fortsätze (Scheinfüßchen, **Pseudopodien**) bewegen und/oder damit Nahrung aufnehmen. Man unterschied 5 Gruppen, nämlich die Amöben (nackte Wechseltierchen; mehr als 300 Arten; limnisch, terrestrisch, marin), die Testaceen (beschaltete Wechseltierchen, Thekamöben; etwa 1.600 Arten; limnisch, terrestrisch, marin), die Heliozoen (Sonnentierchen; etwa 110 Arten; fast nur limnisch) und die ausschließlich im Meer vorkommenden Foraminiferen (Lochschalenträger; etwa 4.000 rezente Arten) und Radiolarien (Strahlentierchen; zahlreiche Arten). Unter den nackten Amöben gibt es viele Arten, die - meist als Kommensalen - im Darmkanal höherer Tiere leben (z. B. *Entamoeba gingivalis* im Zahnbelag). Manche Arten verursachen beim Menschen aber so gefährliche Krankheiten wie die Amöbenruhr (*E. histolytica*) und die stets tödlich verlaufende primäre Amöben-Meningoenzephalitis (*Naegleria fowleri*; ASPÖCK 1994). Die weiteren Ausführungen beziehen sich nur auf die in diesem Buch behandelten nackten Amöben, die Testaceen und die Heliozoen.

Die meisten limnischen Amöben, Testaceen und Heliozoen leben im Detritus, einige besiedeln den Aufwuchs oder sind Euplankter. Kleine Nacktamöben erreichen im Pelagial gelegentlich sehr hohe Abundanzen (bis 12.000 Ind./ml während einer *Aphanizomenon*-Blüte; ARNDT 1994). Die Riesenamöbe → *Pelomyxa palustris* ist in bestimmten Phasen des Lebenszyklus O₂-intolerant und bevorzugt daher in dieser Zeit H₂S-reiches Sediment.

Die meisten kleinen Amöben fressen nur Bakterien, die größeren sind herbivor (z. B. → *Pelomyxa palustris*) und/oder omnivor. Die Nahrungsaufnahme erfolgt meist durch Umfließen der Beute. Einige Heliozoen bilden zum Verzehr größerer Beute Fraßgemeinschaften. → *Diplophrys archeri*, ein Protist unsicherer systematischer Stellung, ist vermutlich saprotroph.

Die meisten Rhizopoden vermehren sich durch Zweiteilung, bei der gleich große Tochtertiere entstehen. Die Testaceen bilden zuvor neue Schalenelemente im Cytoplasma oder sammeln Fremdkörper. Geschlechtliche Fortpflanzung ist nur bei den → Heliozoen sicher belegt (PAGE 1991, SIEMENSMA 1991). Einige Arten haben in ihrem Lebenszyklus begeißelte Stadien.

Die **Größe** ist recht unterschiedlich. Neben wahren Riesen (z. B. → *Pelomyxa palustris* bis 5 mm!, → *Amoeba proteus* bis 800 µm; abnormale Exemplare von → *Actinosphaerium eichhornii* bis 2,6 mm) gibt es viele sehr kleine Arten (z. B. → *Diplophrys archeri*, 8-20 µm; viele *Vahlkampfia*-Arten). Der überwiegende Teil ist zwischen 20 und 200 µm groß.

Die **Gestalt** ist bei den → Heliozoen sonnenförmig, d. h. kugelig mit allseits ausstrahlenden, meist sehr zarten **Axopodien**, das sind Scheinfüßchen mit einem zentralen, versteifenden Mikrotubuli-Bündel (**Axonem**). Die nackten Amöben sind ein- (monopodial) oder mehrfach (polypodial) gelappt (z. B. → *Amoeba proteus*). Der Habitus

der Testaceen wird hauptsächlich durch ihre Schale geprägt; die Pseudopodien sind so wie bei den nackten Amöben entweder lappen- oder fingerförmig (Lobopodien; z. B. → *Diffugia*) oder fädig (Filopodien; z. B. → *Euglypha*). Die Schale der Testaceen ist oft birnenförmig, kugelig oder ellipsoid und dorso-ventral oder lateral ± stark abgeflacht. Sie hat meist eine, bei manchen Gattungen zwei (z. B. *Amphitrema*, → *Diplophrys archeri*) Öffnungen. Nach dem Baumaterial unterscheidet man 3 Typen: (i) rein organische (chitinöse) Schalen (z. B. *Arcella*); (ii) **Xenosomenschalen**, bei denen aus dem Biotop stammende Teile (z. B. Sandkörnchen, Diatomeenschalen) mit einem oft strukturierten Kitt verbunden werden (z. B. → *Diffugia*); (iii) **Idiosomenschalen**, die aus selbst synthetisierten, gleichgestalteten, anorganischen Plättchen (Idiosomen; z. B. → *Euglypha*) bestehen. Viele Heliozoen bilden eine Hülle aus zarten, artspezifisch geformten, nur lose miteinander verbundenen Plättchen und Dornen (Spicula), die sogar eine Kapsel formen können.

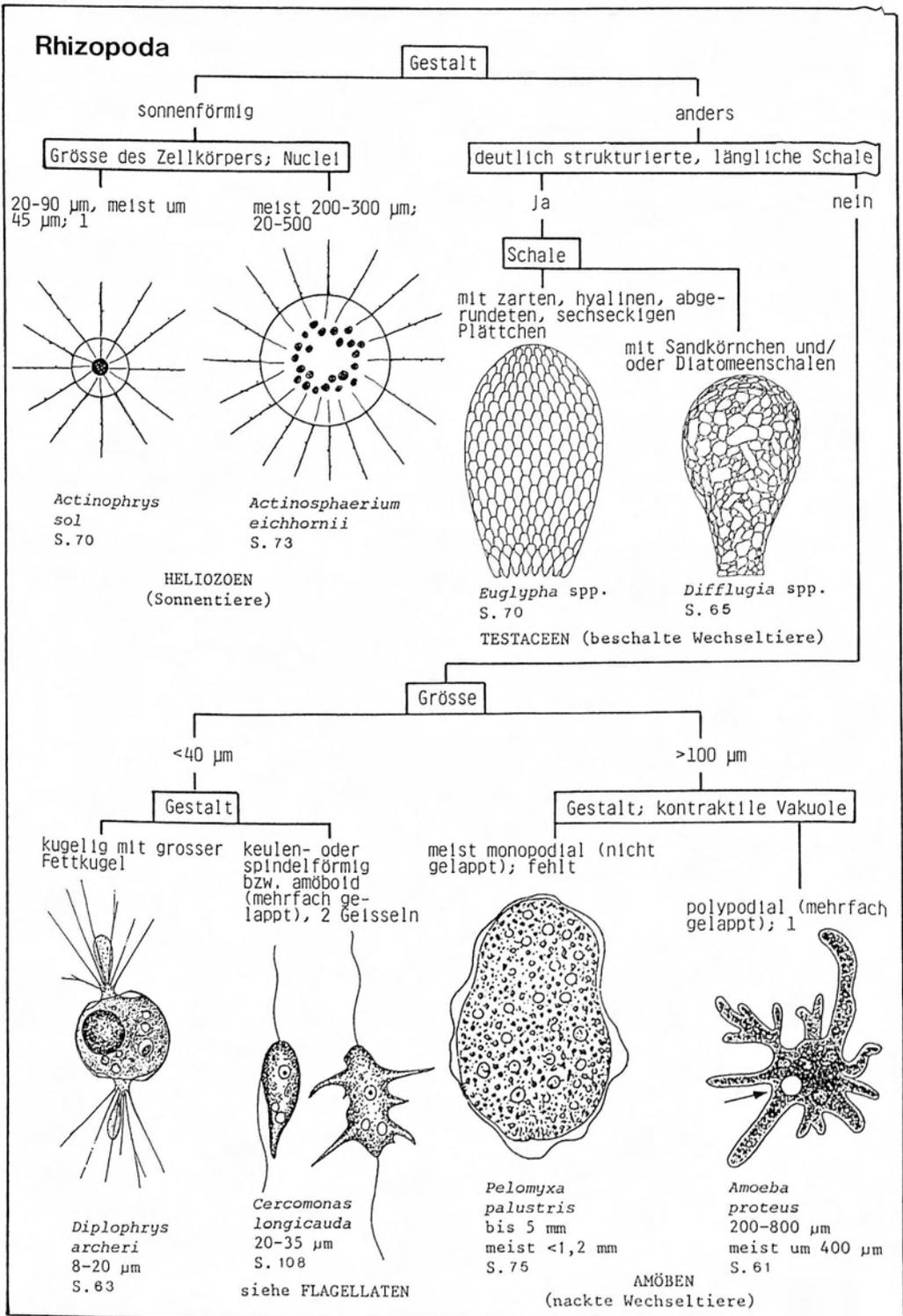
Der **Zellkern (Nucleus)** liegt bei den meisten Heliozoen und Testaceen in Einzahl vor, bei den nackten Amöben gibt es mehrere Arten mit vielen Kernen. Für die Determination mancher Rhizopoden ist die Anordnung der Nucleoli wichtig.

Die **kontraktile Vakuole** fehlt nur bei → *Pelomyxa palustris*, alle anderen Amöben haben eine oder mehrere. Bei den Testaceen sind sie wegen der oft dicken Schale, bei manchen Heliozoen wegen der oft starken Vakuolisierung des Cytoplasmas manchmal schwierig zu erkennen.

Extrusome (Kinetocysten) finden sich in den Axopodien der Heliozoen. Sie sind lichtmikroskopisch als kleine (etwa 0,2-0,8 µm), glänzende und meist lebhaft in den Axopodien strömende Körnchen erkennbar. Mit den Kinetocysten wird die Beute vermutlich an den Axopodien verankert und getötet; Individuen mit wenigen Kinetocysten erbeuten weniger Nahrung (SIEMENSMA 1991).

Die meisten Heliozoen zeigen keine **Bewegung**, sondern schweben, liegen im Detritus oder sind mittels Stiel an einem Substrat festgeheftet. Die nackten und beschalten Wechseltierchen bewegen sich (oft recht rasch) mittels der Pseudopodien, also durch die Formveränderlichkeit ihres Plasmakörpers.

Weiterführende Literatur: Für die nackten Amöben und die Heliozoen gibt es neue Revisionen (PAGE 1991, SIEMENSMA 1991). Weitere wichtige klassische und moderne Arbeiten sind u. a. BOVEE (1991), CASH (1905, 1909), GROSPIETSCH (1972), HOOGENRAAD & DE GROOT (1940), LEIDY (1879), OGDEN & HEDLEY (1980), PENARD (1902, 1904), RAINER (1968), RÖTTGER (1995), WAILES (1915, 1921), WAILES & HOPKINS (1919).



Amoeba proteus (PALLAS, 1766) LEIDY, 1878 (Abb. 16a, d-k)

Kurzbeschreibung: **Größe** 200-800 μm , meist um 400 μm . **Gestalt** meist mehrfach gelappt (polypodial), selten nur mit einem Pseudopodium (Scheinfüßchen), Hinterende (Uroid) meist lappenförmig, d. h. ohne Fortsätze (Abb. 16a, d, e, g, k). **Nucleus** dick scheibenförmig, 20-60 μm , meist um 40 μm im Durchmesser; Nucleolen randständig (Abb. 16h, j). **Kontraktile Vakuole** meist im Hinterende, groß und daher auffallend (Abb. 16a, g, k). **Cytoplasma** meist dunkel durch viele stark lichtbrechende Kristalle (keine Sandkörnchen; Abb. 16a, g, i). **Bewegung** amöboid, fast immer ist ein Pseudopodium richtungsbestimmend (Abb. 16g).

Verwechslungsmöglichkeiten: Es gibt mehrere ähnliche Arten in dieser und verwandten Gattungen (*Polychaos*, Abb. 16b; *Trichamoeba*, Abb. 16c; *Chaos*; PAGE 1991). Die Bestimmung kann für die Praxis als ausreichend gesichert gelten, wenn folgende Merkmalskombination vorliegt: Größe sich bewegend (fließender) Individuen 300-600 μm , polypodial mit lappenförmigem Hinterende (nicht mit maulbeerartigen oder fingerförmigen Fortsätzen), Kern mit peripheren Nucleolen, große kontraktile Vakuole (fehlt \rightarrow *Pelomyxa*).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet besonders im Detritus schwach verunreinigter stehender und langsam fließender Gewässer; bevorzugt auf Fallaub, gelegentlich auch auf Algenwatten und im Flußplankton (HÜLSMANN 1995, LIEBMANN 1962). Auch in Trink- und Nutzwässern und manchmal zahlreich (bis 1.442 Ind./ml) in gering bela-

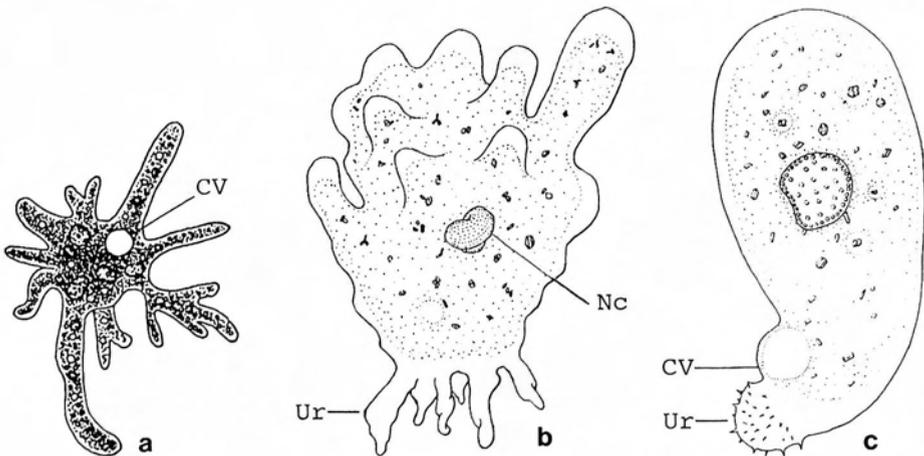


Abb. 16a: *Amoeba proteus* in vivo (aus LIEBMANN 1962). Das Plasma dieser großen Amöbe ist meist dunkel durch sehr viele stark lichtbrechende Kristalle, 300-600 μm .

Abb. 16b: *Polychaos nitidubium* in vivo (nach BOVEE aus PAGE 1991). Unterscheidet sich von *A. proteus* vor allem durch das büschelförmige Uroid.

Abb. 16c: *Trichamoeba myakka* in vivo (nach BOVEE aus PAGE 1991). Unterscheidet sich von *A. proteus* vor allem durch die meist monopodiale Gestalt und das knollenförmige und warzige Uroid.

CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nucleus, Ur = Uroid (Hinterende).

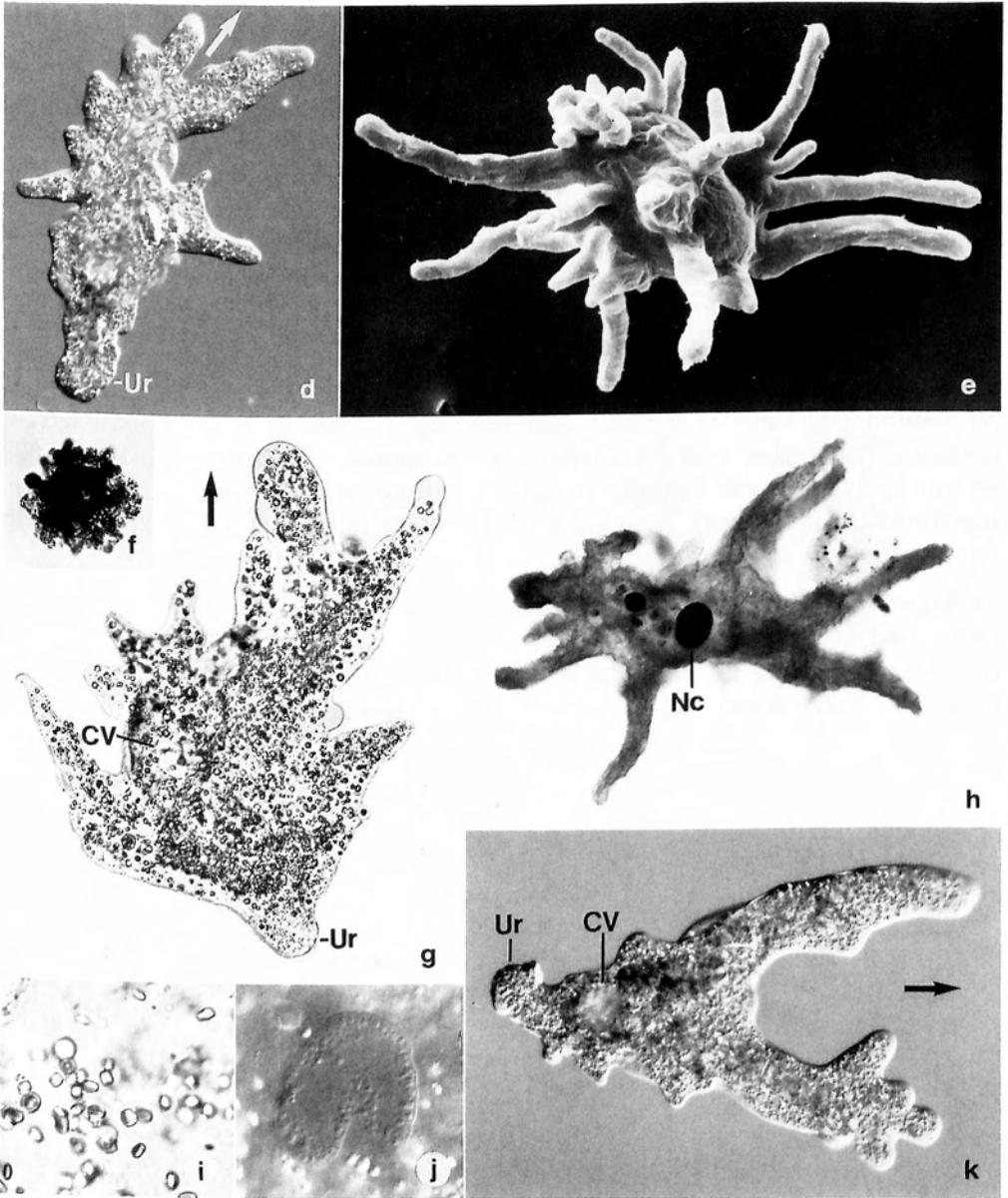


Abb. 16d-k: *Amoeba proteus* (d-k, Originale einer Kultur der CCAP, England. d, f, g, i-k, in vivo; e, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; h, Protargolimprägation). d, g, k: Die Anzahl der Pseudopodien (Scheinfüßchen) ist recht unterschiedlich. Die Pfeile markieren die Hauptbewegungsrichtung. Beachte das lappenförmige, wenig strukturierte Hinterende (Uroid). e: Die zylindrischen, am Ende breit gerundeten Pseudopodien werden in viele Richtungen ausgestreckt. f: Voll kontrahierte Zellen sind maulbeerförmig. h, j: Der Nucleus ist scheibenförmig, die Nucleolen liegen peripher. i: Das Plasma enthält viele stark lichtbrechende Kristalle, weshalb die Zellen bei schwacher Vergrößerung dunkel sind (→ f, g). CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nucleus, Ur = Uroid (Hinterende).

stemem Belebtschlamm (KLIMOWICZ 1972). Nach CURDS (1975) aber auch in Tropfkörpern und in Emscherbrunnen. Kosmopolitisch.

Frißt überwiegend → Flagellaten und → Ciliaten, aber auch Diatomeen; tote Organismen werden nicht ingestiert. Eine Amöbe frißt 50-100 → *Chilomonas* pro Tag, die jeweils in 12-24 h verdaut werden. Kann bei Raumtemperatur 20 Tage und mehr hungern, die Größe nimmt dabei aber um bis zu 95 % ab. Bei 0 °C und 40 °C wird keine Nahrung aufgenommen, bei 25 °C das Maximum. Generationszeit bei 20-23 °C 24-44 h, bei 15 °C etwa 71 h, bei 10 °C 372 h (JEON 1972, ROGERSON 1980). Teilung ist zwischen 4 und 35 °C möglich. Maximale Respirationsrate 1,6-1,8 nl/Zelle.h (FENCHEL & FINLAY 1983). Energiegehalt 17,5 J/mg (ROGERSON 1979). Lebensdauer zwischen pH 4,2 und 8,2 weitgehend identisch. BÉRZINŠ & STENSDOTIER (1990) fanden einzelne Exemplare in schwedischen Seen noch bei pH 2. Bewegung wird bei pH <5, pH >8,5 und bei >33 °C eingestellt. *Amoeba proteus* ist in starkem Licht negativ, in schwachem positiv phototaktisch. Die Applikation von 200 M Cd²⁺ für 1 h überlebten nur etwa 20 % der Individuen (AL-ATIA 1980). RIVERA et al. (1983) fanden *A. proteus* spärlich in Schwimmbecken bei etwa 0,7 mg/l freiem Chlor.

Diplophrys archeri BARKER, 1868 (Abb. 17a-g)

Die systematische Stellung dieses Protisten ist unsicher. Lange Zeit wurde er als beschaltete Amöbe angesehen. Neuere Untersuchungen zeigen jedoch Beziehungen zu den Labyrinthuliden, pilzartigen Organismen (PORTIER 1990).

Kurzbeschreibung: Größe 8-20 µm, meist ≤10 µm. Länge der Pseudopodien (Scheinfüßchen) bis 35 µm. **Gestalt** der Schale kugelig bis leicht ellipsoid, hyalin, besteht aus winzigen (1,5-1,9 µm), lichtmikroskopisch nicht erkennbaren Plättchen. Aus 2 gegenüberliegenden Öffnungen entspringen viele feine und einige lappenförmige Pseudopodien (Abb. 17a-g). **Nucleus** ellipsoid mit großem, zentralem Nucleolus (Abb. 17a, b; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuolen** peripher (Abb. 17a, b; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos, meist mit einer großen (selten 2 oder mehr kleineren) azentrischen, oft bernsteinfarbenen Fettkugel (Abb. 17a-e). **Bewegung** langsam und unregelmäßig gleitend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der kugeligen, hyalinen Schale, der typischen, großen Fettkugel und den beiden Schalenöffnungen (gut erkennbar nur wegen der beiden Pseudopodien-Büschel) trotz der geringen Größe einfach zu bestimmen. *Diplophrys marina* DYKSTRA & PORTIER ist ein Synonym von *D. archeri*; die Gattung ist daher monotypisch (VØRS 1992).

Ökologie: Ganzjährig verbreitet in stehenden und fließenden Gewässern, z. B. auch in der Donau. Besonders in Gesellschaft von Makrophyten und im Detritus, gelegentlich auch in Mooren (HOOGENRAAD & DE GROOT 1940). FRIEDRICH (1973) und HEUSS (1976) fanden *D. archeri* in oligotrophen Tagebauseen, in eutrophen Marschlandgräben und in betamesosaproben bis polysaproben nordrhein-westfälischen Fließgewässern

(Abb. 17h). Holo-euryhalin und marin sicher nachgewiesen (VØRS 1992). Vermutlich kosmopolitisch.

Vermutlich saprotroph (osmotroph), d. h. nimmt gelöste organische Substanzen auf (VØRS 1992). VØRS (1992) fand ihre marine Populationen bei -1 bis +15 °C. Miklieuspektrum → Abb. 17h.

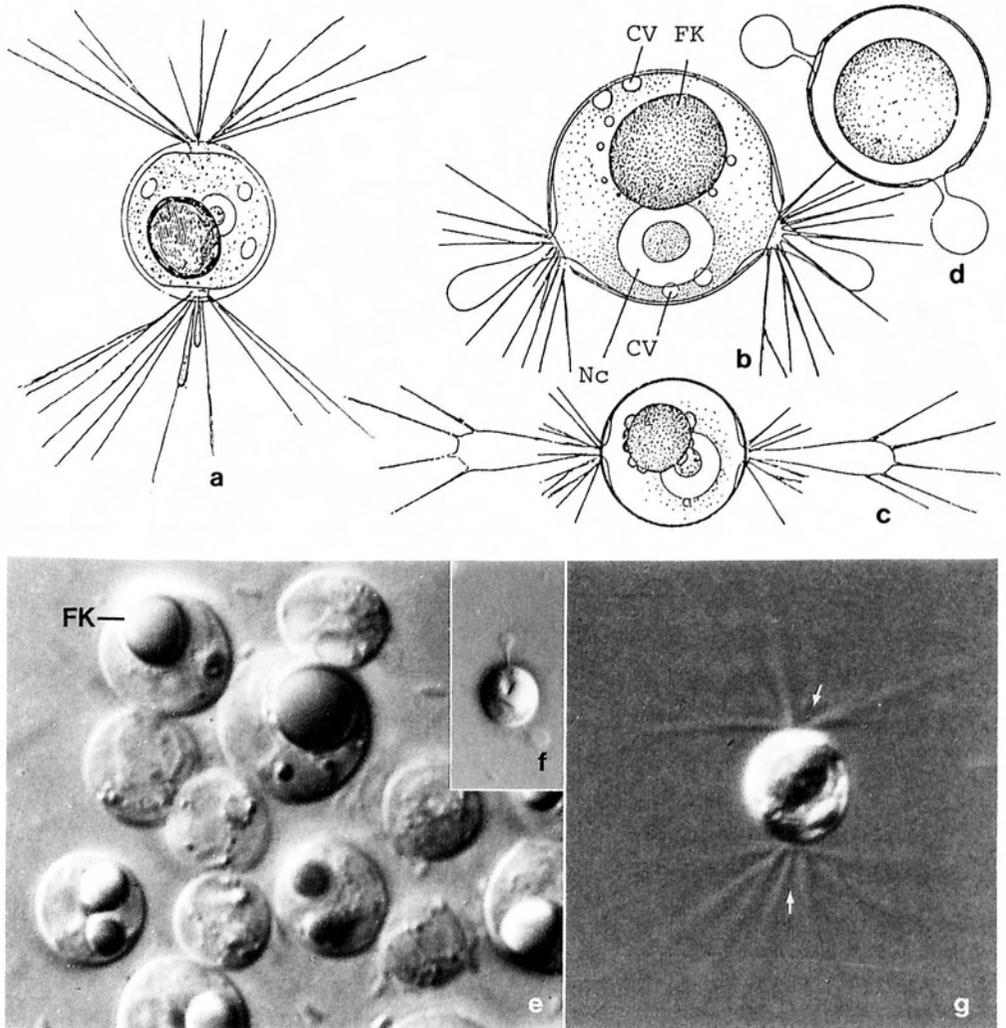


Abb. 17a-g: *Diplophrys archeri* in vivo (a, aus PENARD 1902; b-d, aus MIDDELHOEK; e, g, aus PATTERSON & HEDLEY 1992 ; f, Original). a-c, f, g: *Diplophrys* hat 2 gegenüberliegende Öffnungen in der kugeligen, hyalinen Schale (8-20 µm). Aus diesen Öffnungen ragen viele feine und einige lappenförmige Scheinfüßchen (Pfeile in g). d: Exemplar, bei dem die feinen Scheinfüßchen eingezogen sind. e: Besonders kleinere Exemplare bilden manchmal Aggregate. CV = kontraktile Vakuolen, FK = große, stark lichtbrechende Fettkugel, Nc = Nucleus.

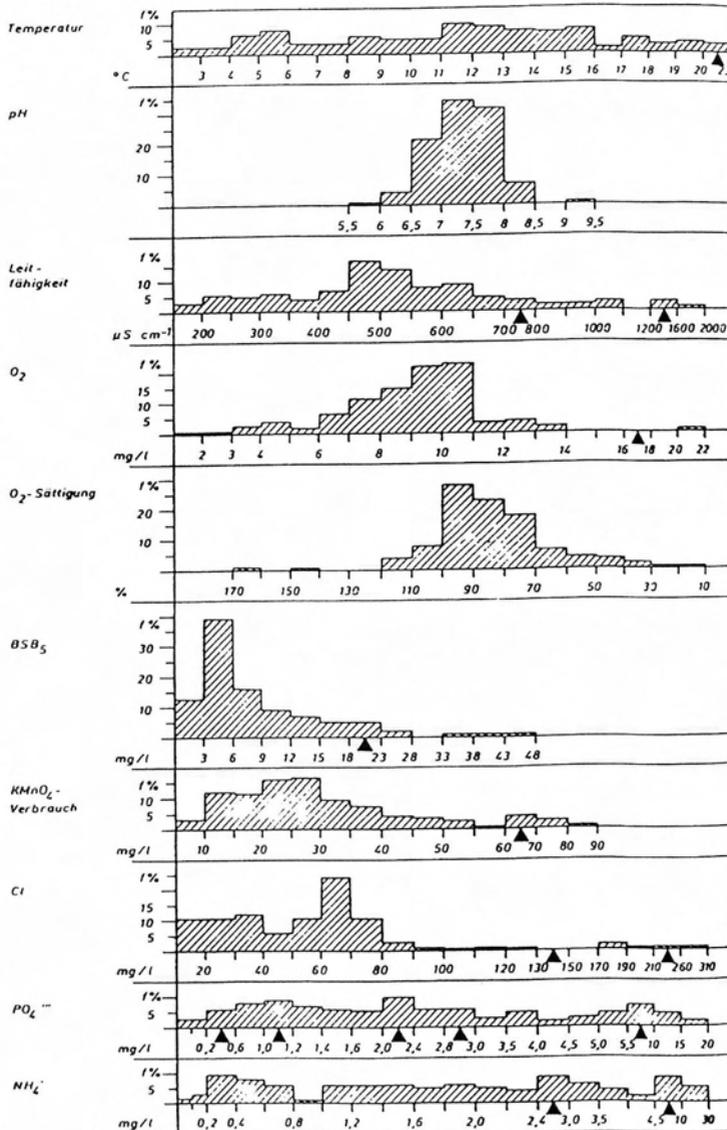


Abb. 17h. Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n = 139-147) von *Diplophrys archeri* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von mesosaprobien Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland (aus Heuss 1976).

Diffugia spp. (Abb. 18a-n)

Diffugia ist die artenreichste aquatische Testaceengattung, die einer ausführlichen Revision bedarf. Eine sichere Bestimmung der Arten ist daher bestenfalls dem Spezialisten möglich. Die Gattung erkennt man an folgenden Merkmalen: Schale aus Fremd-

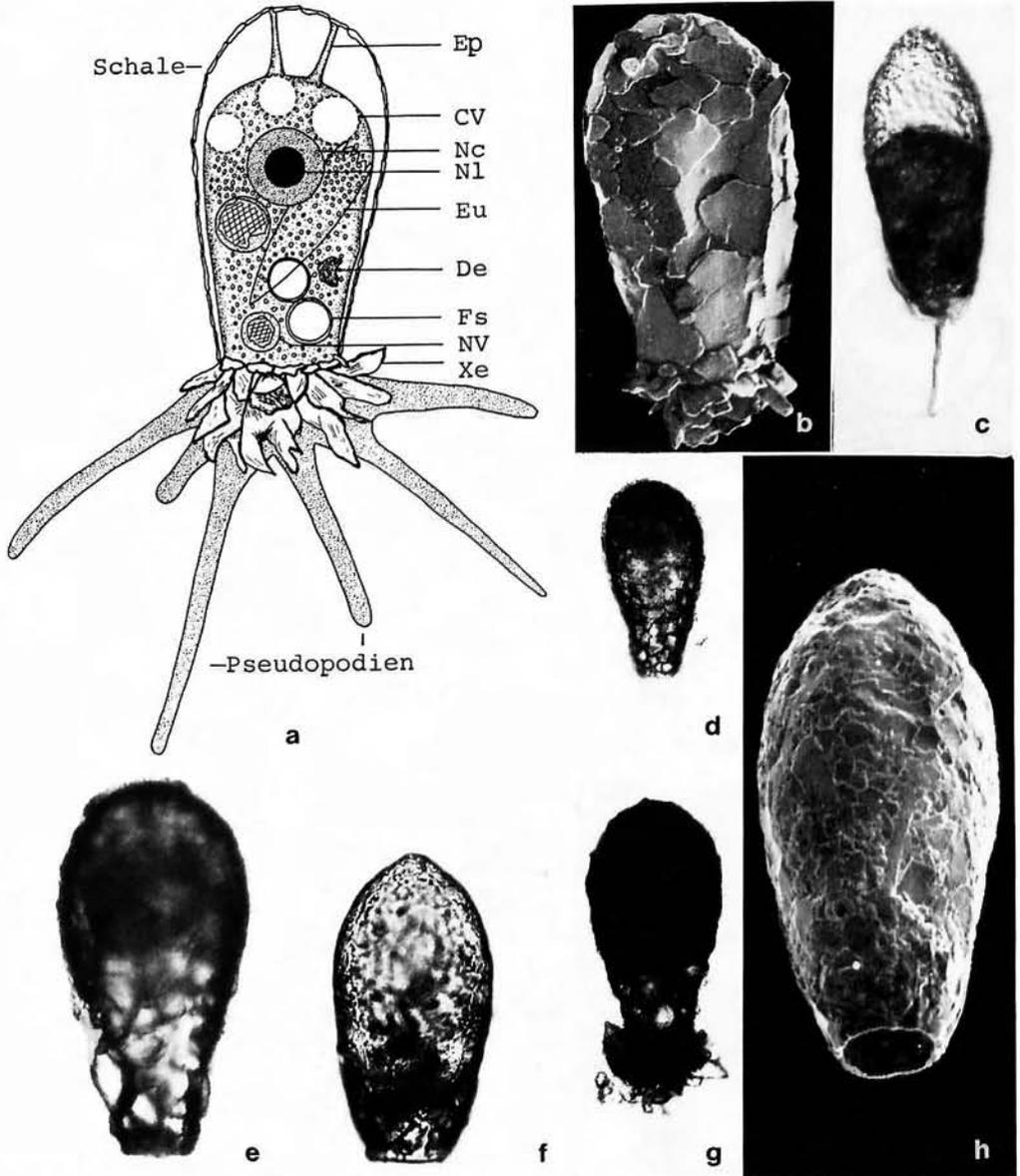


Abb. 18a-h: *Diffflugia* spp. (a, b, aus LÜFTENEGGER et al. 1988; c-h, Originale. a, c-g, in vivo; b, h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a, b: Bauplan von *Diffflugia lucida*, Schale 65-85 µm. Der amöboide Zellkörper ist in einer Schale aufgehängt, die aus kleinen Mineralteilen besteht. c-h: Schalen verschiedener *Diffflugien*. Das Exemplar in (g) mit einem Freß-Bündel bei der Schalenöffnung. CV = kontraktile Vakuole, De = Detritus, Ep = Epipodien (Pseudopodien zwischen Zelle und Schale), Eu = gefressene *Euglypha*, Fs = gefressene Pilzspore, Nc = Nucleus, NI = Nucleolus, NV = Nahrungsvakuole, Xe = Schalenteilchen (Xenosomen).

körpern aufgebaut (Sandkörnchen, Diatomeenschalen, etc.), länglich oder kugelig und im Querschnitt kreisförmig oder elliptisch; Schalenöffnung terminal, Kragen (wenn vorhanden) niemals nach innen umgeschlagen; Pseudopodien fingerförmig (nicht zugespitzt oder fadenförmig und ohne Anastomosen).

Kurzbeschreibung: Größe der Schalen 65-85 μm (*D. lucida*; Abb. 18a, b) bzw. 150-400 μm (*D. acuminata*; Abb. 18i, j), aber auch noch kleinere und größere Arten sind bekannt. **Gestalt** der Schale sehr unterschiedlich: meist birnen- oder flaschenförmig (Abb. 18d, l), eiförmig (Abb. 18f) oder kugelig; manche Arten lateral deutlich abgeflacht oder mit Fortsätzen am Hinterende (Abb. 18i, j). Schalenöffnung ("Mund", Pseudostom) terminal, rund, elliptisch, gelappt, gezähnt oder mit Kragen. Schale aus Fremdkörpern (Xenosomen; überwiegend Sandkörnchen und/oder Diatomeenschalen) aufgebaut (Abb. 18b, j, n); Auswahl und Anordnung der Fremdkörper artspezifisch oder vom Angebot abhängig. Pseudopodien (Scheinfüßchen) fingerförmig (Abb. 18a, k, m). **Nucleus** meist in Ein-, selten in Mehrzahl (Abb. 18a; für die Bestimmung der Gattung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole(n)** meist peripher im hinteren Teil der Zelle (Abb. 18a; für die Bestimmung der Gattung nicht erforderlich). **Cytoplasma** meist farblos, selten rosa. **Bewegung** amöboid gleitend, meist mit aufgestellter Schale.

Verwechslungsmöglichkeiten: Bei *Pontigulasia* ist die Schale durch eine innere Wand in 2 Kammern geteilt, bei *Sexangularia* ist sie im Querschnitt polygonal, chitinoid

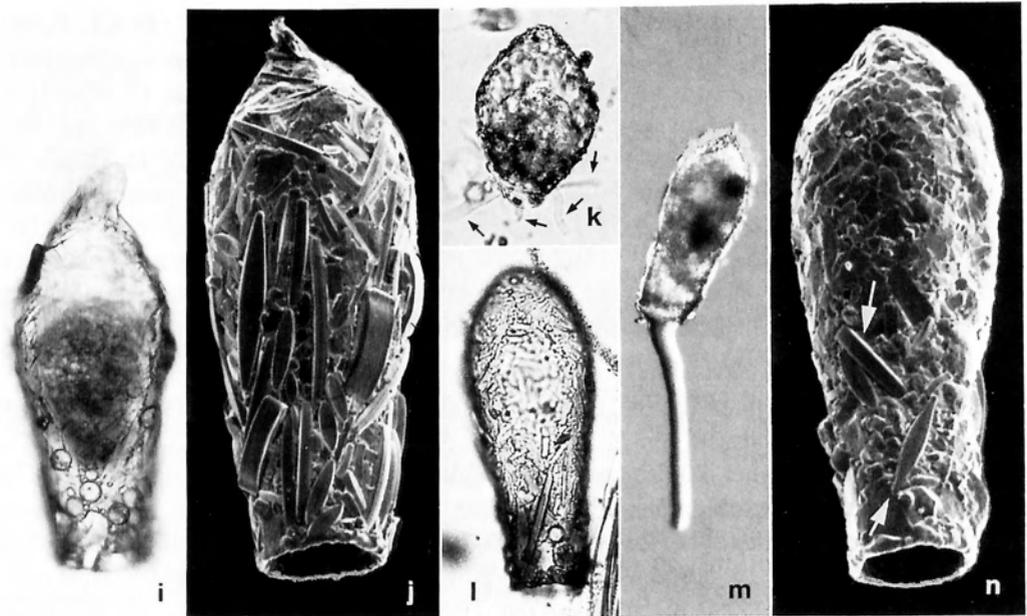


Abb. 18i-n: *Diffflugia* spp. (Originale. i, k-m, in vivo; j, n, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **i-n:** *Diffflugia acuminata* (i, j) und andere Diffflugien, deren Schalen überwiegend (i, j) oder z. T. aus Diatomeen aufgebaut sind (l, n, Pfeile). Das Exemplar in (k) hat mehrere kleine Pseudopodien (Pfeile), jenes in (m) ein langes dickes.

und meist nur mit wenigen Mineralteilchen belegt. Die Schalen von *Trigonopyxis* und *Cyclopyxis*-Arten sind \pm halbkugelig und der Rand des Pseudostoms ist nach innen gebogen, bei *Centropyxis* liegt die Schalenöffnung azentrisch. Andere Gattungen mit *Diffflugia*-ähnlichen Schalen (*Phryganella*, *Pseudodiffflugia*) haben keine fingerförmigen, sondern zugespitzte oder fadenförmige Pseudopodien, die oft Anastomosen bilden.

Ökologie: *Diffflugia* und *Euglypha* findet man in den unterschiedlichsten, gering bis stark verschmutzten aquatischen und terrestrischen Biotopen. Die in der DIN-Liste vorgenommene Einstufung auf Gattungsniveau erscheint daher nicht zielführend, was die folgenden Ausführungen belegen sollen.

Ganzjährig weit verbreitet im Aufwuchs und Detritus stehender und fließender Gewässer. Große Diffflugien gelten als Charakterformen des Profundals oligotropher Seen, kleine Diffflugien und *Euglypha*-Arten leben bevorzugt im Aufwuchs (z. B. PENARD 1902, SCHÖNBORN 1966). Bestimmte *Diffflugia*-Arten zeigen eine Abhängigkeit vom Humusgehalt des Sediments (SCHÖNBORN et al. 1965). Euplanktisch ist z. B. *Diffflugia hydrostatica* in oligo- bis eutrophen Seen, wo sie zur Zeit der Kalkfällung verstärkt Kalzitkörnchen für den Schalenbau verwendet (CASPER & SCHÖNBORN 1985).

Für Arten beider Gattungen gibt es zahlreiche Nachweise aus allen Saprobiezonen und Gewässertypen: xeno-, oligo-, betameso-, alphameso- und sogar polysaprobe Fließgewässer (HANUSKA 1962, OPRAVILOVÁ 1986, OPRAVILOVÁ & ZELINKA 1978; ältere Literatur sh. FOISSNER 1994, MAUCH 1976); Trinkwasserversorgungsanlagen und Bodenschlamm von Brunnen; oligosaprobe, gering bis stark versauerte Bäche (bis 187 Ind./cm² von *D. oviformis* und bis 219 Ind./cm² von *Euglypha* sp. bei pH 4,1; FOISSNER 1994); Thermalsee (29 °C); 259 Ind./cm² im Profundal (29 m) eines Speichersees; *D. pyriformis* regelmäßig im Grundschlamm der Bleilochsperre bei fast 13 mg/l H₂S und im Schlamm vieler Stehgewässer (LEIDY 1879, LIEBMANN 1938); im Belebtschlamm (bis 1.381 Ind./ml von *E. alveolata*; KLIMOWICZ 1973) und in Tropfkörpern (CURDS 1975). Im Belebtschlamm indizieren Testaceen allgemein hohes Schlammalter (10 Tage und mehr), stabile Betriebsverhältnisse und Nitrifikation (DUCHENE 1991, MADONI et al. 1993). Vermutlich wegen der geringen Konkurrenz erreichen Testaceen in sauren Gewässern, besonders in Mooren sehr hohe Abundanzen (16.000.000 Ind./m²). Verbreitung der Gattungen kosmopolitisch; sehr selten auch marin (GOLEMANSKY 1992).

Diffflugien und Euglyphen fressen Bakterien, Hefen, Algen, andere Testaceen, Detritus (Abb. 18a). Generationszeit von *E. rotunda* bei 5-20 °C etwa 3-13 d (COWLING 1986), von *D. hydrostatica* bei 20 °C etwa 32 h (MEISTERFELD 1991). Produktion von *E. rotunda* in einem mesosaprobe Fluß 127.000 Ind./m².a (SCHÖNBORN 1981). Respirationsrate von *E. rotunda* bei 20 °C etwa 25-34 pl/Ind.h (COWLING 1986), von *Diffflugia* sp. bei 20 °C 1,16 nl/Ind.h (FENCHEL & FINLAY 1983). Untere pH-Grenze von *D. urceolata* 2,0 (BÉRZINŠ & STENS DOTTER 1990).

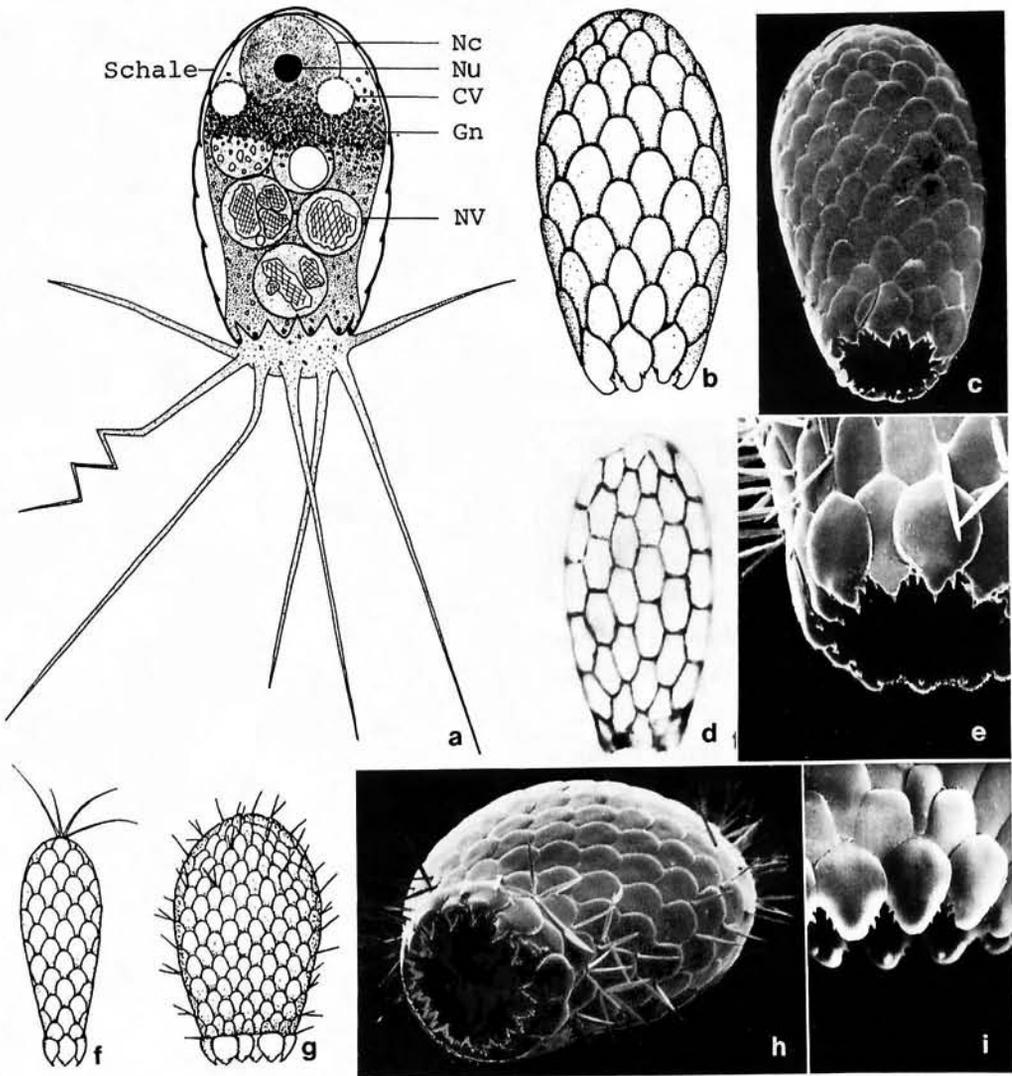


Abb. 19a-i: *Euglypha* spp. (aus LÜFTENEGGER et al. 1988. a, b, f, g, in vivo; c, e, h, i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; d, Silberimprägnation). **a-d:** Bauplan von *Euglypha rotunda*, Schale 25-60 μm . Der amöboide Zellkörper ist in einer Schale aufgehängt, die aus kleinen, selbstgemachten Kieselplättchen besteht. **e, g, h:** *Euglypha strigosa*, Schale 55-80 μm . Detail mit den Mundplättchen und Stacheln (e) sowie Ansicht von der breiten Seite (g) und von schräg vorne (h). **f:** *Euglypha cristata* (Schale 30-40 μm) hat ein typisches Stachelbüschel am Hinterende der Schale. **i:** Die für *Euglypha* typischen Plättchen rund um die Schalenöffnung (Pseudostom) sind artspezifisch geformt und gezähnt. CV = kontraktile Vakuole, Gn = Granula, Nc = Nucleus, Nu = Nucleolus, NV = Nahrungsvakuole.

Euglypha spp. (Abb. 19a-i)

Da man Euglyphen in den unterschiedlichsten Saprobiezonen findet, ist die in der DIN-Liste vorgenommene Einstufung auf Gattungsniveau nicht zielführend (→ Ökologie von *Diffflugia*). Die Gattung erkennt man an folgenden Merkmalen: Schale aus farblosen, selbstgemachten, zarten Kieselplättchen aufgebaut, meist deutlich länger als breit, oft abgeflacht und mit Stacheln; Schalenöffnung terminal, von gezähnten (Pseudostom)Plättchen umgeben; Pseudopodien fadenförmig.

Kurzbeschreibung: **Größe** der Schalen 20-50 μm (*E. rotunda*) bzw. 135-170 μm (*E. aspera*). **Gestalt** der Schale eiförmig oder elliptisch, manche Arten lateral stark abgeflacht und/oder mit Stacheln; besteht aus hyalinen, abgerundet sechseckigen, selbstgemachten Kieselplättchen (Idiosomen; Abb. 19a-d, f-h). Schalenöffnung ("Mund", Pseudostom) terminal, rund oder elliptisch, stets von gezähnten Plättchen begrenzt (Abb. 19e, h, i). Pseudopodien (Scheinfüßchen) fadenförmig (Abb. 19a). **Nucleus** meist nahe dem Hinterende (Abb. 19a; für die Bestimmung der Gattung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole(n)** meist peripher im hinteren Teil der Zelle (Abb. 19a; für die Bestimmung der Gattung nicht erforderlich). **Cytoplasma** meist farblos. **Bewegung** amöboid gleitend, meist mit aufgestellter Schale.

Verwechslungsmöglichkeiten: Unterscheidet sich von anderen ähnlichen Gattungen (z. B. *Assulina*, *Tracheleuglypha*, *Placocista*) mit terminalem Mund durch die gezähnten Mundplättchen.

Ökologie: → *Diffflugia* spp. (S. 68).

Actinophrys sol (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 (Abb. 20a, d-h)

Kurzbeschreibung: **Größe** der Zelle 20-90 μm , meist 40-50 μm im Durchmesser. Axopodien (Scheinfüßchen, die mit einem Mikrotubuli-Bündel [Axonem] versteift sind) ein- bis zweifach körperläng. **Gestalt** sonnenförmig, d. h. kugelig mit durchschnittlich etwa 40, allseitig ausstrahlenden, meist geraden Axopodien, die am Nucleus enden (Abb. 20a, f). Zelle nackt, d. h. nicht von einer Schleimhülle oder von Skelettelementen (Spicula) umhüllt. **Nucleus** zentral mit peripheren Nucleolen (Abb. 20a, e, h). **Kontraktile Vakuole** (manchmal mehrere) peripher, ragt im gefüllten Zustand meist deutlich vor (Abb. 20a, d, e; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** peripher meist stark vakuolisiert; in den Axopodien kleine, granuläre Extrusome (Abb. 20a, g). **Bewegung** sehr träge, liegt normalerweise bewegungslos am Substrat oder pelagisch.

Verwechslungsmöglichkeiten: Nach SIEMENSMA (1991) eine monotypische Gattung, die so wie → *Actinosphaerium* (mehrere Nuclei, meist deutlich größer) kein Außenskelett (Spicula) besitzt, was sie von vielen anderen Heliozoen gut unterscheidet. *Ciliophrys infusionum* CIENKOWSKI und *Actinomonas mirabilis* KENT sind viel kleiner (10-20 μm), *Actinomonas* ist außerdem mittels Stiel am Substrat festgeheftet. Die hinsichtlich Gestalt, Größe und Kernapparat sehr ähnlichen Arten der Nacktamöben-Gat-

tung *Nuclearia* haben Filopodien, also Pseudopodien, die nicht durch Axoneme (Mikrotubuli) versteift sind (Abb. 20b). Auch manche Suktorien (wimpernlose Ciliaten) haben einen ähnlichen Habitus (Abb. 20c); ihre Tentakel sind aber nicht zugespitzt, sondern fadenförmig, vorne deutlich gekopft und stets glatt, d. h. ohne die typischen Körnchen der Heliozoen; außerdem ist das Plasma kompakter, d. h. nie so stark vakuolisiert wie bei *Actinophrys*.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich im Detritus stehender und fließender Gewässer (SIEMENSMA 1991). Massenvorkommen nach RAINER (1968) nur in der warmen Jahreszeit im lockeren Schwimmdetritus zwischen Wasserpflanzen, zwischen flottierenden Algenwatten, im Torfmoor meist in der tagsüber stark erwärmten, sauerstoffreichen Oberflächenregion. Auch im Fluß- und Seenplankton. Kein Faulschlammbewohner. Abgesehen vom relativ hohen Sauerstoffbedarf eine ziemlich euryöke Form, z. B. sehr verbreitet in Moos- und Schlammproben aus Quellen und Trinkwasseraufbereitungsanlagen, in Moorgewässern, in beta- bis alphamesosaprobien Flüssen, im Hamburger Hafen, in Tropfkörpern und im Belebtschlamm (CURDS 1975). Bildet Dauercysten, kommt daher auch in ephemeren Kleingewässern und im Boden vor. Holo-euryhalin (SIEMENSMA 1991). Kosmopolitisch.

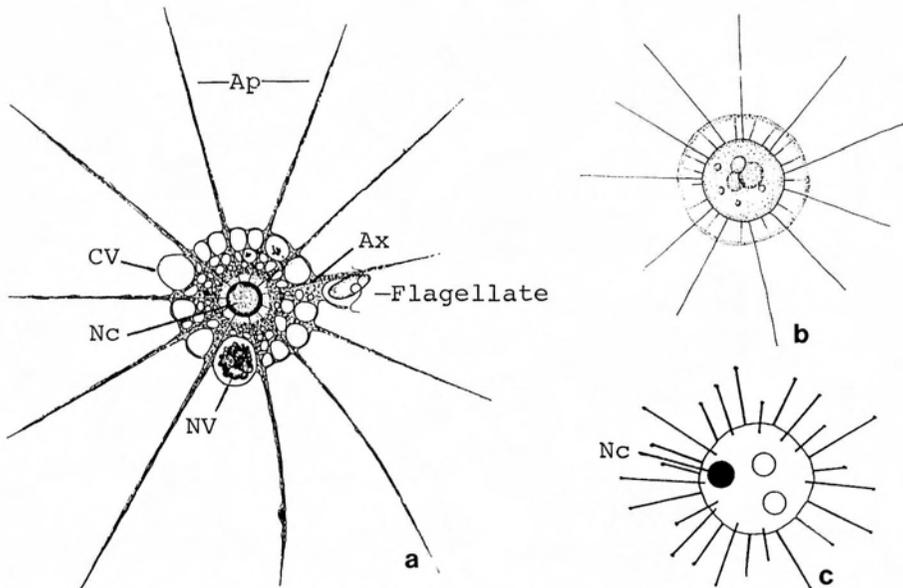


Abb. 20a: *Actinophrys sol* beim Beutefang (aus RAINER 1968). Durchmesser ohne Axopodien etwa 60 μm . Beachte die starke Vakuolisierung des peripheren Plasmas. Ap = Axopodien, Ax = Axonem (Achsenfaden), CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nucleus, NV = Nahrungsvakuole.

Abb. 20b: *Nuclearia radians*, eine Nacktamöbe (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten; nach GREEFF aus SIEMENSMA 1991).

Abb. 20c: *Sphaerophrya magna*, ein Suktor (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten; aus FOISSNER et al. 1995).

Frißt Algen (z. B. Diatomeen), Flagellaten, Ciliaten, Testaceen (Abb. 20f) und Rädertiere (Abb. 20g). Oft findet man Freßgemeinschaften (Freß-Plasmogamie), d. h. zum Verzehr großer Beute vereinigen sich zwei oder mehr Individuen. Ist die Verdauung beendet, trennen sich die Tiere (SIEMENSMA 1991). Milieuspektrum (nach BÉRZINŠ & STENSDOTTER 1990, HEUSS 1976, RAINER 1968): 0-32 °C, pH 4,6-8,7, 2-24 mg/l O₂ (Optimum bei 8-10 mg/l), 0,7-65 mg/l BSB₅, 6-150 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-1,3 mg/l H₂S, 0-5,7 mg/l NH₄⁺-N. Obere Temperaturgrenze 39 °C. SLÁDEČEK et al. (1981) stufen diese Art mit s = 2,6 ein, also fast eine halbe Saprobiestufe schlechter als die DIN-Liste.

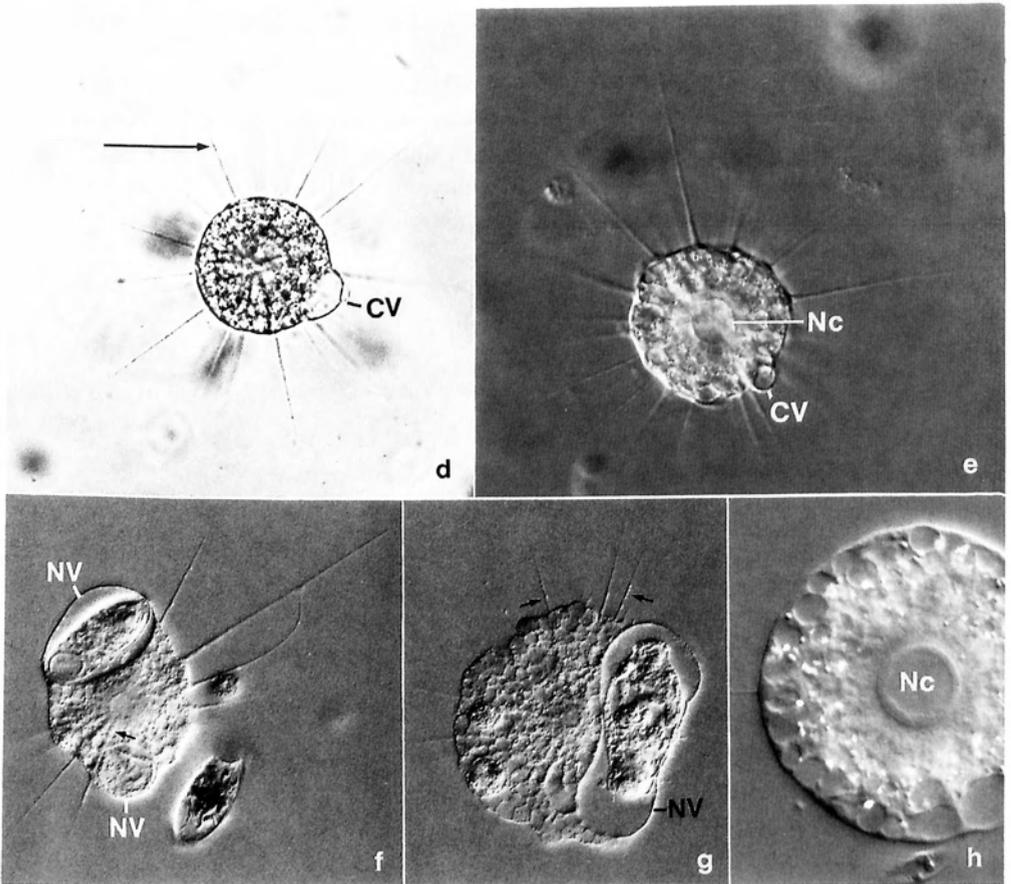


Abb. 20d-h: *Actinophrys sol* in vivo (Originale). **d, e, h:** Die kontraktile Vakuole ist meist deutlich vorgewölbt (d), der Zellkern erscheint durch die peripher liegenden Nucleolen im optischen Schnitt ringförmig (e, h). Der Pfeil in (d) weist auf ein Axopodium. **f, g:** *Actinophrys sol* ernährt sich räuberisch und schließt die Beute (Testaceen, Rotatorien) in große Nahrungsvakuolen ein. Die feinen, in den Axopodien strömenden Granula sind Extrusome (Pfeile in g). Die Axoneme (Mikrotubuli-Bündel, die das Axopodium versteifen) enden beim Kern (Pfeil in f). CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nucleus mit peripheren Nucleolen, NV = Nahrungsvakuolen.

Actinosphaerium eichhornii (EHRENBERG, 1840) STEIN, 1857 (Abb. 21a, b, d-h)

Kurzbeschreibung: Größe der Zelle durchschnittlich 200-300 μm , gelegentlich nur 30 μm oder bis 2.600 μm groß. Axopodien (Scheinfüßchen, die mit einem Mikrotubuli-Bündel [Axonem] versteift sind) nur gelegentlich mehr als körperlang. **Gestalt** sonnenförmig, d. h. kugelig mit zahlreichen, allseitig ausstrahlenden, meist geraden Axopodien, die frei im Plasma enden (Abb. 21a, d-g). **Nuclei** (20-500, meist 100-200) im dichteren, zentralen Teil der Zelle, immer mit mehreren großen oder vielen kleinen Nucleolen, die im Kern verteilt, d. h. nicht peripher (wie bei *A. nucleofilum* und \rightarrow *Actinophrys sol*) angeordnet sind (Abb. 21a, b, h). **Kontraktile Vakuolen** klein und wegen der starken Vakuolisierung des Plasmas kaum erkennbar (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** im äußeren Drittel grob (Ektoplasma), innen fein vakuolisiert (Endoplasma); in den Axopodien kleine, granuläre Extrusome (Abb. 21a, d, g). **Bewegung** sehr träge, normalerweise bewegungslos.

Verwechslungsmöglichkeiten: Schwierig zu trennen von *A. nucleofilum* BARRETT, bei dem die Nucleolen peripher liegen und die periphere Vakuolen-Schicht dicker ist (Abb. 21c). \rightarrow *Actinophrys sol* ist meist deutlich kleiner (40-50 μm) und hat einen einzigen

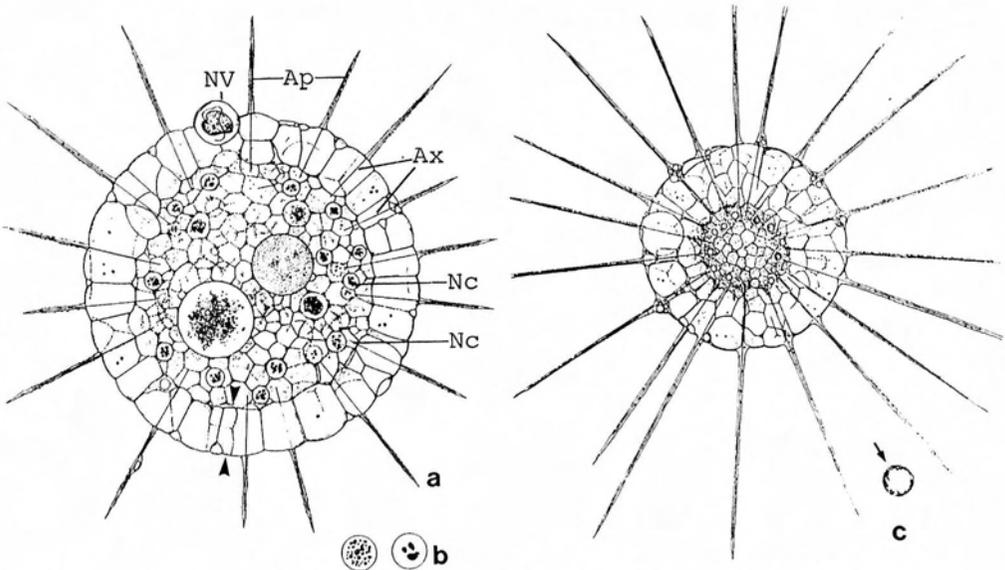


Abb. 21a, b: *Actinosphaerium eichhornii* in vivo (aus SIEMENSMA 1991). **a:** Unterscheidet sich von *A. nucleofilum* (c) durch die dünnere periphere Schicht großer Vakuolen (Pfeilspitzen) und die Anordnung der Nucleolen (b; vergleiche mit c), 200-300 μm . **b:** Zellkerne mit feinen oder groben, den Kern \pm dicht füllenden Nucleolen. Ap = Axopodien, Ax = Axoneme (Mikrotubuli-Bündel, die die Axopodien versteifen und frei im Plasma enden), Nc = Nuclei, NV = Nahrungsvakuole.

Abb. 21c: *Actinosphaerium nucleofilum* in vivo (aus SIEMENSMA 1991). Unterscheidet sich von *A. eichhornii* vor allem durch die peripher in den Zellkernen liegenden Nucleolen (Pfeil).

zentralen Zellkern, der bereits bei mittlerer Vergrößerung gut erkennbar ist. Weitere Verwechslungsmöglichkeiten → *Actinophrys sol.*

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet (auch unter Eis) und manchmal zahlreich (24 Ind./cm²) in stehenden und langsam fließenden Gewässern, besonders aber zwischen Wasserpflanzen, im Aufwuchs und im Detritus flacher Gewässer (RAINER 1968, SIEMENSMA 1991). Neigt zu periodischen, vermutlich nahrungsabhängigen, lokal sehr be-

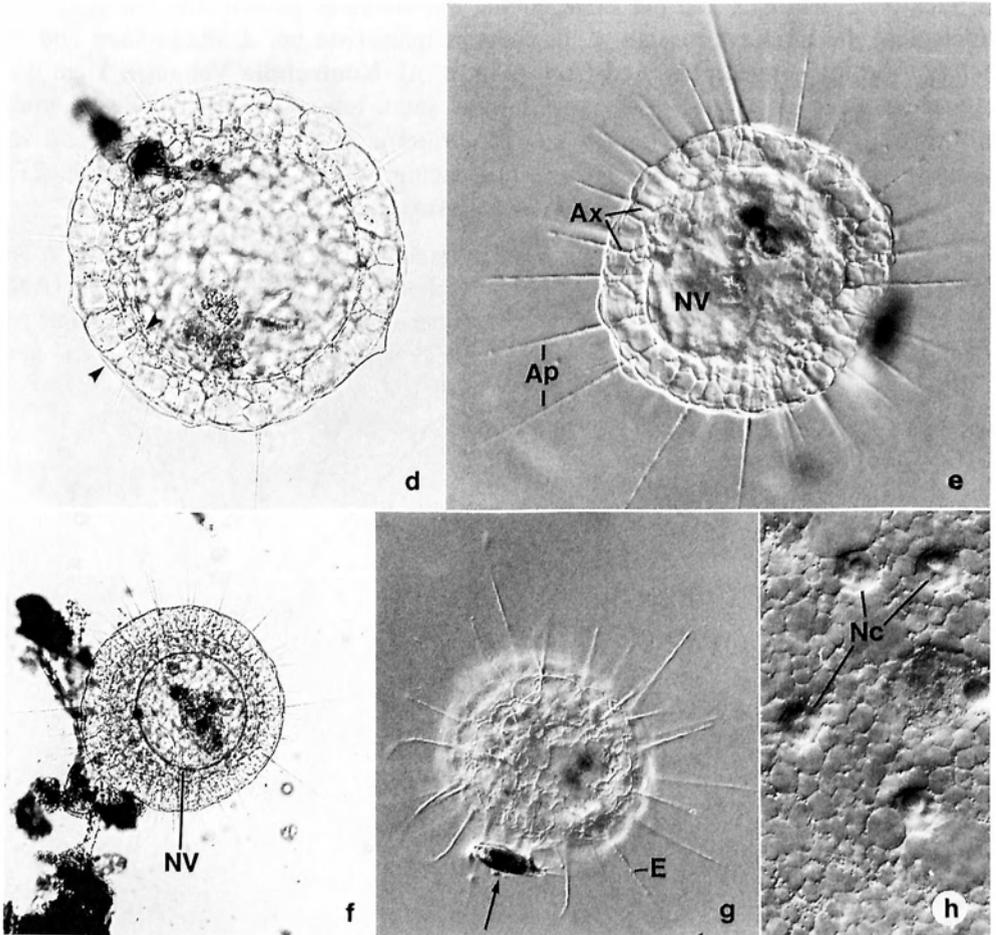


Abb. 21d-h: *Actinosphaerium eichhornii* in vivo (Originale). **d-g:** Das Plasma ist meist sehr deutlich in ein grob vakuolisiertes Ekto- (Pfeilspitzen in d) und ein fein vakuolisiertes Endoplasma geteilt. Die Nahrung wird in einer großen, zentralen Vakuole verdaut. Das Exemplar in (g) hat gerade eine Kieselalge gefangen (Pfeil). **h:** Teil des fein vakuolisierten Endoplasmas mit den relativ kleinen (12-20 μm) Nuclei, die mehrere kompakte Nucleolen enthalten (wichtiges Artmerkmal, → Verwechslungsmöglichkeiten). Ap = Axopodien, deren Axoneme blind im Plasma enden, Ax = Axoneme (Mikrotubuli-Bündel, die die Axopodien versteifen), E = granuläre Extrusome, Nc = Nuclei, NV = Nahrungsvakuole.

schränkten Massenentwicklungen, die unabhängig von der Jahreszeit stattfinden. Gelegentlich massenhaft in oligosaprobien Gewässern (RAINER 1968), aber auch in Altgewässern, Sümpfen, Mooren (dichte Sphagnen werden jedoch gemieden) und Dendrotelmen, im Fluß- und Seenplankton und im Bodenschlamm von Brunnen (LIEBMANN 1962, RAINER 1968). Eher selten im Belebtschlamm und in Tropfkörpern (CURDS 1975). Kosmopolitisch.

Frißt Algen, Flagellaten, beschaltete Amöben, Ciliaten, Rädertiere und Kleinkrebse, die in riesigen Nahrungsvakuolen verdaut werden, die sich im zentralen Teil der Zelle anhäufen (Abb. 21e, f). Empfindlich gegen pH- und O₂-Schwankungen (LIEBMANN 1962). Respirationsrate etwa 1 nl/Ind.h (FENCHEL & FINLAY 1983). Milieuspektrum (nach RAINER 1968): 2-22 °C, pH 4,6-8,5.

Pelomyxa palustris GREEFF, 1874 (Abb. 22a-p)

Dieser amöboide Organismus wird wegen einiger cytologischer Besonderheiten (z. B. unbewegliche Geißeln, endosymbiotische Bakterien) systematisch unterschiedlich beurteilt. Nach elektronenmikroskopischen Untersuchungen scheint es ein amöboider Flagellat zu sein (GRIFFIN 1988), der von manchen Taxonomen in ein eigenes Phylum, Karyoblaster, gestellt wird (WHATLEY & CHAPMAN-ANDRESEN 1990). Die bisher beschriebenen *Pelomyxa*-Arten sind vermutlich nur unterschiedliche Stadien aus dem komplizierten Lebenszyklus von *P. palustris* oder andere große Amöben (WHATLEY & CHAPMAN-ANDRESEN 1990).

Kurzbeschreibung: **Größe** ausgewachsener Exemplare 1-5 mm. **Gestalt** dick zylindrisch, d. h. meist monopodial, große Exemplare gelegentlich lappenförmig verzweigt, Hinterende (Uroid) meist mit feinen Fäden (Abb. 22a-e, h, i); stationäres Stadium annähernd kugelig. **Nuclei** bei großen Exemplaren sehr zahlreich (> Tausend) und etwa 8-12 µm groß, frisch exzystierte Zellen meist mit 4-8, 20-25 µm großen Kernen (Abb. 22n-p). **Kontraktile Vakuole** fehlt! **Cytoplasma** hell, grau, schwarz, gelb, grün oder braun, je nach Nahrung und Anzahl der ingestierten Sandkörnchen, stets mit 3 Typen endosymbiotischer Bakterien (Abb. 22a-c, k-n). **Geißeln** 10-15 µm lang, etwa 60 auf 200 µm und etwa 740 auf 1,2 mm langen Exemplaren verstreut, ohne Eigenbewegung, werden jedoch beim Fließen der Zelle mit der Zellmembran mitbewegt (Abb. 22f, g, j; Geißeln in vivo schwierig erkennbar). **Bewegung** träge fließend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Von anderen großen (manchmal auch monopodialen) Amöben, wie z. B. *Chaos carolinense* (WILSON) und *C. illinoisense* (KUDO) am einfachsten wohl durch das Fehlen der kontraktilen Vakuole und die monopodiale Gestalt zu unterscheiden. Auch die zahlreichen eingeschlossenen (nicht immer vorhandenen) Sandkörnchen (Abb. 22m; Vorsicht, nicht mit Kristallen verwechseln, die meist eine regelmäßige Gestalt haben) und die endosymbiotischen Bakterien (Abb. 22k, l; nur bei gequetschten Zellen mit Ölimmersion erkennbar!) unterscheiden *P. palustris* gut von anderen großen Amöben. Man sollte aber immer versuchen, die Geißeln zu sehen; nur dann kann die Determination als gesichert gelten.

Ökologie: Fakultativ anaerob, weit verbreitet und manchmal zahlreich (bis 102 Ind./cm², FINLAY et al. 1988; 131 Ind./cm³, BARTSCH & HARTWIG 1984) im aeroben (bis etwa 40 % Sättigung), mikroaeroben und anaeroben Sediment stehender und langsam fließender Gewässer (LIEBMAN 1938, PAGE 1991). Am häufigsten findet man *Pelomyxa* im schwefelwasserstoffreichen Detritus und Fallaub von Tümpeln und Seen, im Frühjahr und Sommer auch in faulenden, aufgegasen Algenwatten (HÜLSMANN 1995). GRIFFIN (1988) fand *Pelomyxa* in 60 % aller Proben, die Faulgas entwickelten. Gelegentlich im Seenplankton, in Fließgewässern, in Mooren und im Belebtschlamm.

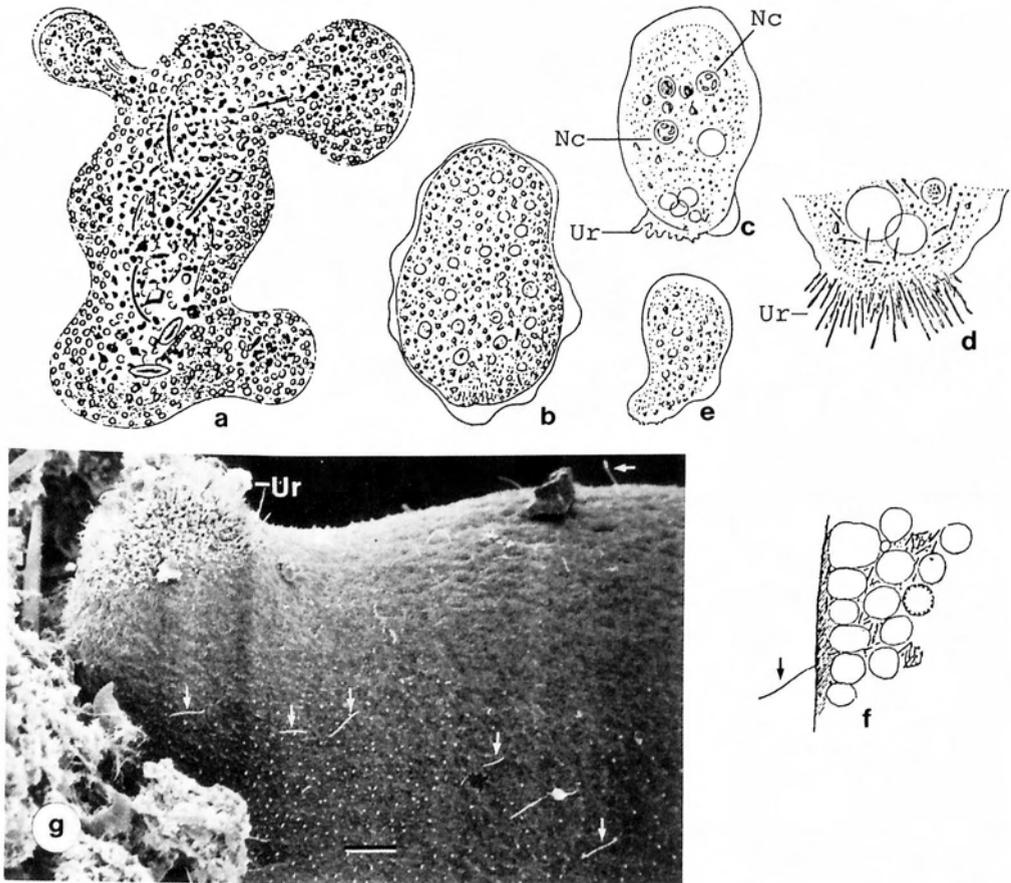


Abb. 22a-g: *Pelomyxa palustris* (a, nach GREEFF aus BLOCHMANN 1886; b-e, aus PENARD 1902; f, aus BLOCHMANN 1894; g, aus GRIFFIN 1988. a-f, in vivo; g, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a-c, e: Große (bis 5 mm), mittelgroße (um 1 mm) und kleine (<1 mm) Exemplare. Das Exemplar in (c) hat nur 2 Nuclei und wurde von PENARD als eigene Art (*P. binucleata*) beschrieben. *Pelomyxa* enthält meist sehr viele Sandkörnern, weshalb die Zellen bei schwacher Vergrößerung dunkel sind. d: Hinterende (Uroid) mit feinen Pseudopodien (vgl. Abb. 22j). f, g: Die Geißeln sind über die ganze Oberfläche verteilt (Pfeile). Nc = Nuclei, Ur = Uroid (Hinterende).

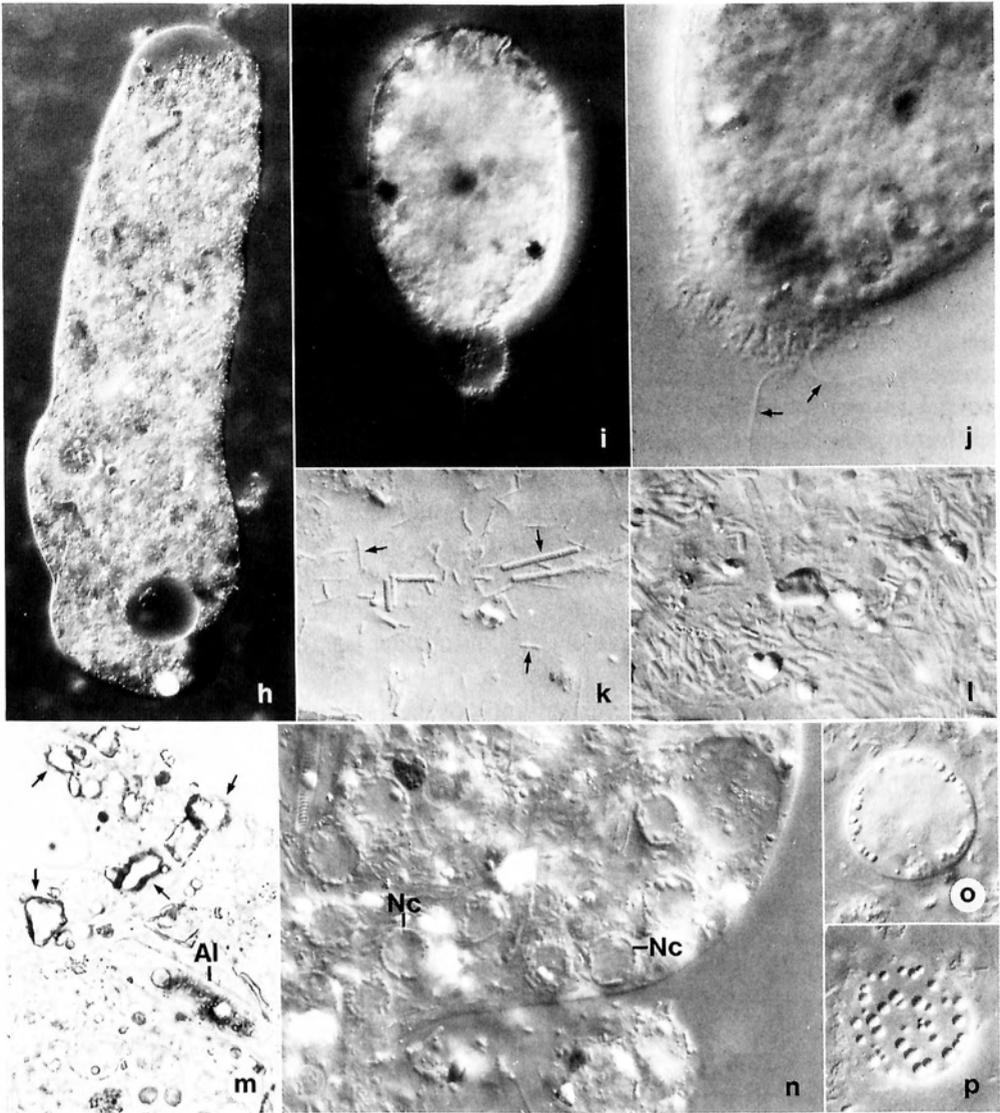


Abb. 22h-p: *Pelomyxa palustris* in vivo (Originale von einer Population aus einem Fallaubtümpel in Salzburg). **h:** Großes, fließendes Exemplar. Die feinen Geißeln sind erst bei stärkerer Vergrößerung erkennbar (**j**). Im Hinterende ist eine große, fast leere Nahrungsvakuole. **i, j:** Kontrahiertes Exemplar mit abgesetztem Uroid, das viele kurze, feine Pseudopodien und einige lange Geißeln (Pfeile) besitzt. **k, l:** Das Plasma von *Pelomyxa* enthält 3 Typen endosymbiotischer Bakterien (Pfeile). **m:** Im Plasma befinden sich meist viele Sandkörnchen (Pfeile), weshalb die Zellen bei schwacher Vergrößerung dunkel sind. **n:** Teil des Cytoplasmas mit mehreren Nuclei. **o, p:** Nucleus im optischen Schnitt und in Draufsicht. Die fettartig glänzenden Nucleolen befinden sich nur in der Peripherie. Al = gefressene Kieselalge, Nc = Nuclei.

Bisher nur in der Nordhemisphäre sicher nachgewiesen (WHATLEY & CHAPMAN-ANDRESEN 1990), nicht durch Abbildungen bestätigte Funde auch aus Südamerika.

Frißt überwiegend Algen, Cyanobakterien und totes pflanzliches und tierisches Material; die Aufnahme der typischen Sandkörnchen erfolgt vermutlich zufällig (PAGE 1991, WHATLEY & CHAPMAN-ANDRESEN 1990). Im Plasma großer Zellen bis zu 12 Milliarden symbiotische, z. T. methanogene Bakterien (VAN BRUGGEN et al. 1988), Hydrogenosomen fehlen jedoch (FENCHEL & FINLAY 1995). Methan-Bildungsrate bei 12 °C 236 pmol/Zelle.d (WAGENER 1989). Erträgt bis 12 mg/l H₂S (LIEBMANN 1938).

Pelomyxa palustris hat einen komplizierten, von den Jahreszeiten abhängigen Lebenszyklus, den jedoch nicht alle Individuen einer Population durchführen (WHATLEY & CHAPMAN-ANDRESEN 1990). Die meisten Exemplare entstehen im Frühling aus kleinen Dauerzysten und wachsen im Sommer zu den typischen, großen Amöben heran. Ende Sommer, Anfang Herbst gehen sie in eine stationäre Phase über, teilen sich durch Plasmotomie (Vielteilung) und bilden die im Frühling schlüpfenden Dauercysten. Durch Plasmotomie können im Frühling aber auch kleine Exemplare direkt (d. h. ohne zu encystieren) entstehen; außerdem kann sich die stationäre, kugelige Amöbe direkt wieder in die typische, bewegliche Form umwandeln. Während der wärmeren Jahreszeit ist *Pelomyxa* O₂-tolerant, nimmt Nahrung auf und wächst; außerdem dominieren in dieser Zeit im Plasma gram-positive, endosymbiotische Bakterien und die Kerne teilen sich. In der kalten Jahreshälfte ist *Pelomyxa* O₂-intolerant, die Kerne reorganisieren und im Plasma dominieren große endosymbiotische Bakterien.

4.4 Flagellata (Geißeltiere)

Die heterotrophen Flagellaten (Zooflagellaten, Zoomastigophora) sind phylogenetisch keine einheitliche Gruppe wie z. B. die → Ciliaten, sondern man vereinigt darunter jene Einzeller, die sich mittels Flagellen (Geißeln) bewegen und/oder damit Nahrung herbeischaffen. Sie ernähren sich heterotroph (manchmal osmotroph) oder sind - wenn sie Plastiden (meist farblose Leucoplasten) haben - zumindest auch zur Phagocytose fähig (PATTERSON & LARSEN 1991b). Von den etwa 2.000 bekannten frei lebenden Arten besiedeln die meisten das Süßwasser, je 200-300 Arten wurden bisher in terrestrischen und marinen Böden nachgewiesen (FOISSNER 1991, PATTERSON et al. 1989). Daneben gibt es zahlreiche parasitische Gruppen (z. B. *Trypanosoma*, *Leishmania*, *Trichomonas*) in vielen Wirbellosen und Wirbeltieren; viele davon sind gefährliche Krankheitserreger bei Pflanzen (z. B. Welkekrankheit der Palmen), Tieren und Menschen (ASPÖCK 1994). Symbiotische Flagellaten gibt es in Termiten, Schaben und Wiederkäuern (RADEK & HAUSMANN 1995, WILLIAMS & COLEMAN 1992).

Im Süßwasser leben viele Arten im Aufwuchs und in der oberen Schicht des Sediments, d. h. im Detritus. Größere Arten (>20 µm) erreichen Abundanzen von 10⁵, kleinere (2-20 µm; Nanoflagellaten) sogar von 10⁶ Individuen pro cm³ Sediment (ALONGI 1991). Besonders die Nanoflagellaten haben aber auch große Bedeutung für Stoffumsetzungen im Pelagial, da sie die primären Konsumenten der Bakterien sind. In Seen erreichen sie im Mittel Abundanzen zwischen 100 und 10.000 Ind./ml (BERNINGER et al. 1991, LAYBOURN-PARRY 1992, WEISSE et al. 1995). Die Diplomonadiden (z. B. → *Hexamita*) sind obligate Anaerobier, die man bevorzugt in sehr stark organisch verunreinigten Gewässern und in schlecht funktionierenden oder hochbelasteten Kläranlagen findet (FENCHEL & FINLAY 1995).

Die meisten heterotrophen Flagellaten fressen Bakterien, die entweder vom Substrat abgeweidet oder durch den von den Geißeln erzeugten Wassertrom zum Mund transportiert werden (FENCHEL 1991). Größere Arten (z. B. → *Peranema trichophorum*) sind oft omnivor, d. h. ernähren sich auch von Algen und anderen Einzellern. → *Chilomonas paramecium* ist dagegen saprotroph (osmotroph), d. h. es nimmt nur gelöste organische Substanzen auf (RADEK & HAUSMANN 1994, SANDERS 1991).

Die Vermehrung erfolgt durch Längsteilung (Abb. 35d). Die minimalen Generationszeiten liegen bei 20 °C für aerobe Formen bei etwa 4 h, für anaerobe bei etwa 20 h. Sexuelle Fortpflanzung wurde für die meisten frei lebenden heterotrophen Flagellaten bisher nicht beschrieben (FENCHEL 1991).

Die **Größe** reicht von etwa 3 bis 200 µm, der überwiegende Teil ist jedoch nur zwischen 4 und 30 µm lang. Manche Arten bilden Kolonien, die manchmal sogar makroskopisch als Rasen erkennbar sind (→ *Anthophysa vegetans*).

Die **Gestalt** vieler Arten ist annähernd ellipsoid, ei-, birnen- oder spindelförmig. Die meisten sind weich und verlieren daher unter dem Deckglas bald die typische Gestalt; einige können die Form euglenoid (z. B. → *Peranema*) oder amöboid z. B. → *Cercomonas*) verändern (Abb. 35b). Die Diplomonadiden (z. B. → *Hexamita*, → *Treponema*)

monas, → *Trigonomonas*) haben eine zweifach rotationssymmetrische Gestalt und besitzen daher fast alle Organellen (z. B. Nucleus, Geißelapparat, Mund) doppelt (Abb. 23c). Einige Arten leben in schleimigen oder kieseligen Gehäusen (z. B. → *Cladomonas fructiculosa*, Choanoflagellaten).

Der **Zellkern (Nucleus)** liegt bei den Flagellaten in Einzahl vor, nur die Diplomonadiden (z. B. → *Hexamita*) haben zwei (Abb. 23a-c). Viele Arten besitzen einen großen, zentralen Nucleolus.

Die **kontraktile Vakuole** ist nur bei den größeren Formen leicht erkennbar (z. B. → *Chilomonas paramaecium*). Die meisten Arten haben eine oder zwei (selten mehrere) Vakuolen in fixer Position, bei den Diplomonadiden (z. B. → *Hexamita*) zirkulieren eine oder mehrere im Plasma.

Einige Flagellaten haben deutliche **Extrusome**, z. B. → *Peranema trichophorum* (Abb. 30n) oder die Cryptomonaden → *Chilomonas* und *Goniomonas* (Abb. 31a, c, l). Das **Cytoplasma** ist farblos, einige Arten (z. B. → *Peranema trichophorum*, → *Chilomonas*) sind jedoch durch stark lichtbrechende Einschlüsse (Stärkeköerner) bei schwacher Vergrößerung dunkel (Abb. 30g).

Die **Geißeln (Flagellen)** dienen der Fortbewegung und/oder dem Nahrungserwerb. Ihre Anzahl ist meist gering (1-8), doch sind auch Arten mit 20 und mehr Flagellen bekannt (z. B. *Hemimastix*). Der Feinbau der Geißeln und jener der Wimpern der → Ciliaten stimmt weitgehend überein. Bei einigen Gruppen (Kinetoplastida, z. B. *Bodo*; → Euglenida) verläuft parallel zum 9 + 2 Mikrotubuli-System hochstrukturiertes fibrilläres Material, das den Paraxialstab bildet (Abb. 23b). **Mastigoneme** sind sehr feine, lichtmikroskopisch nicht erkennbare Haare auf den Geißeln einiger Flagellaten. Viele Arten und Gattungen haben zwei Geißeln (Abb. 23a, b): eine davon wird nach vorne gestreckt (**Schwimmgeißel**), die andere nachgezogen (**Schleppgeißel**). Die Diplomonadiden (z. B. → *Hexamita*) haben wegen ihrer besonderen Symmetrie (→ Gestalt) zwei Geißelapparate (Abb. 23c). Lage und Anzahl der Geißeln sind wichtige Merkmale bei der praktischen Bestimmungsarbeit.

Der **Oralapparat** ist einfach oder doppelt (→ Diplomonadida) vorhanden (Abb. 23c). Wegen der geringen Größe sind lichtmikroskopisch kaum Details erkennbar. → *Peranema trichophorum* hat 2 kräftige Schlundstäbe (Staborganell), mit denen auch größere Beutestücke aufgenommen oder Algenfäden geöffnet werden können (Abb. 23a). Bei → *Cercomonas* erfolgt die Nahrungsaufnahme nicht über einen Oralapparat, sondern so wie bei den Amöben (→ Rhizopoda) über Pseudopodien.

Die **Bewegung** erfolgt mit den Geißeln. Viele Arten gleiten elegant am Substrat oder schwimmen unter Rotation um die Längsachse. Viele, besonders kleinere Formen, sind eher schlechte Schwimmer und ihre Fortbewegung erscheint daher oft zittrig; damit lassen sie sich gut von kleinen → Ciliaten unterscheiden. Manche Arten bewegen sich sehr auffallend; so ist z. B. → *Bodo saltans* trotz der geringen Größe (5-9 µm) bereits am ruckartigen Pendeln erkennbar. Einige Arten bilden Kolonien, die mittels Stiel oder Gehäuse am Substrat festgeheftet sind (z. B. → *Anthophysa*, → *Spongomonas*).

Weiterführende Literatur: Es gibt keine neuere zusammenfassende Bestimmungsliteratur für frei lebende heterotrophe Flagellaten. Das letzte derartige Werk ist bereits 80 Jahre alt und daher sehr unvollständig (PASCHER & LEMMERMANN 1913, 1914); es enthält jedoch alle in der DIN-Liste angeführten Arten. Eine Zusammenfassung neuerer Forschungsergebnisse bieten die Beiträge in PATTERSON & LARSEN (1991a) und VICKERMAN et al. (1991). Weitere wichtige klassische und moderne Arbeiten sind u. a. BÜTSCHLI (1878), FISCH (1885), HÄNEL (1979), HOLLANDE (1942), HUBER-PESTALOZZI (1955), KLEBS (1883, 1893), LEEDALE (1967), LEMMERMANN (1910), MIGNOT (1966), RÖTTGER (1995), SKUJA (1948, 1956), STEIN (1878), VICKERMAN (1976). Die Reihung der Gattungen folgt PATTERSON & LARSEN (1991a).

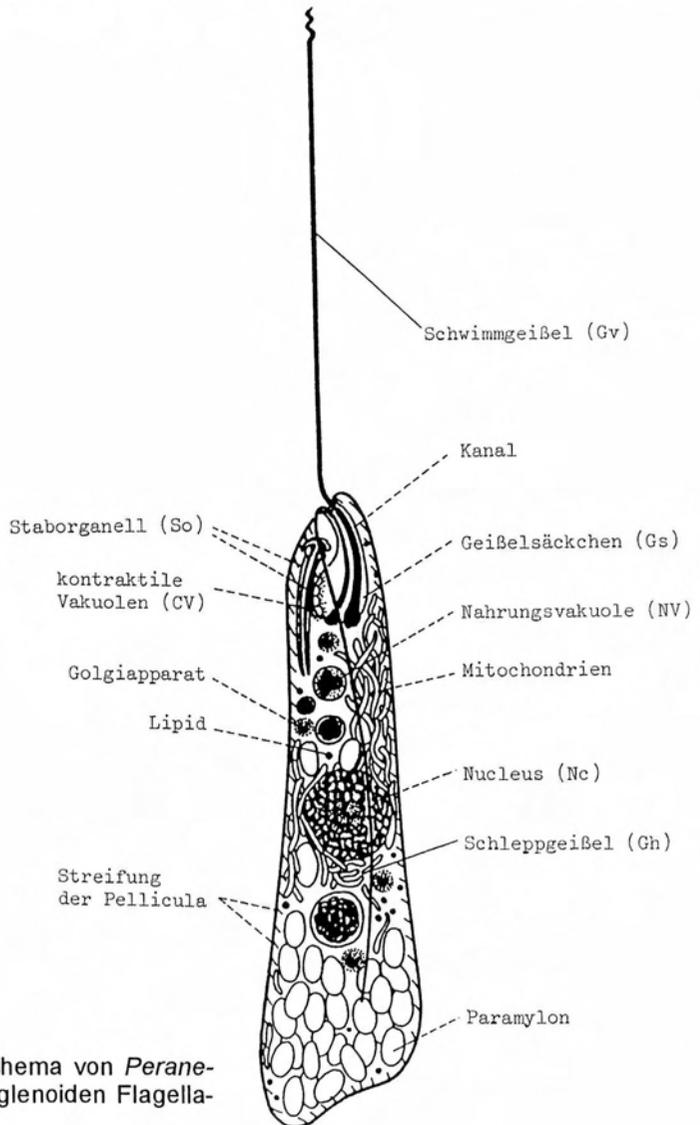


Abb. 23a: Organisationsschema von *Peranema trichophorum*, einer euglenoiden Flagellate (aus LEEDALE 1967).

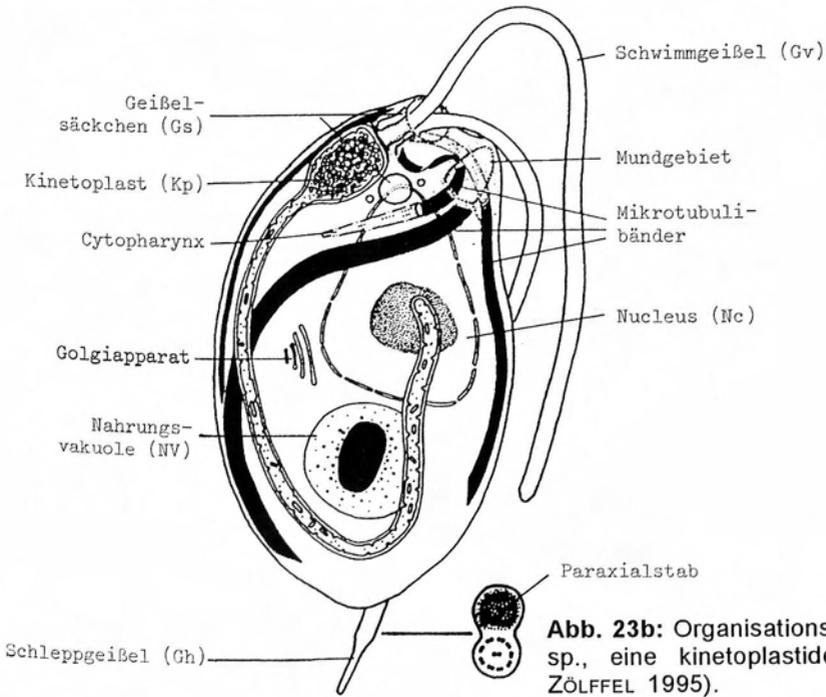


Abb. 23b: Organisationsschema von *Bodo* sp., eine kinetoplastide Flagellate (aus ZÖLFFEL 1995).

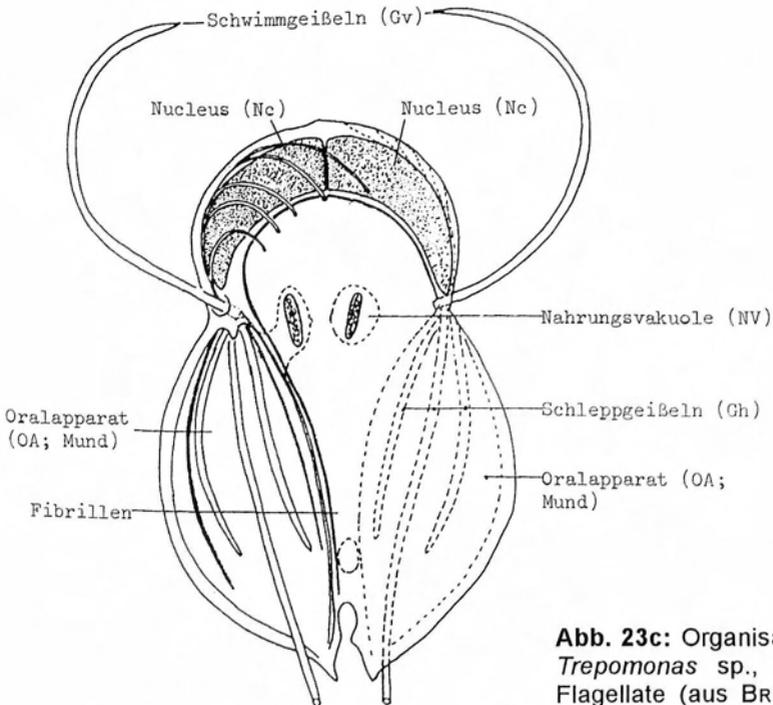
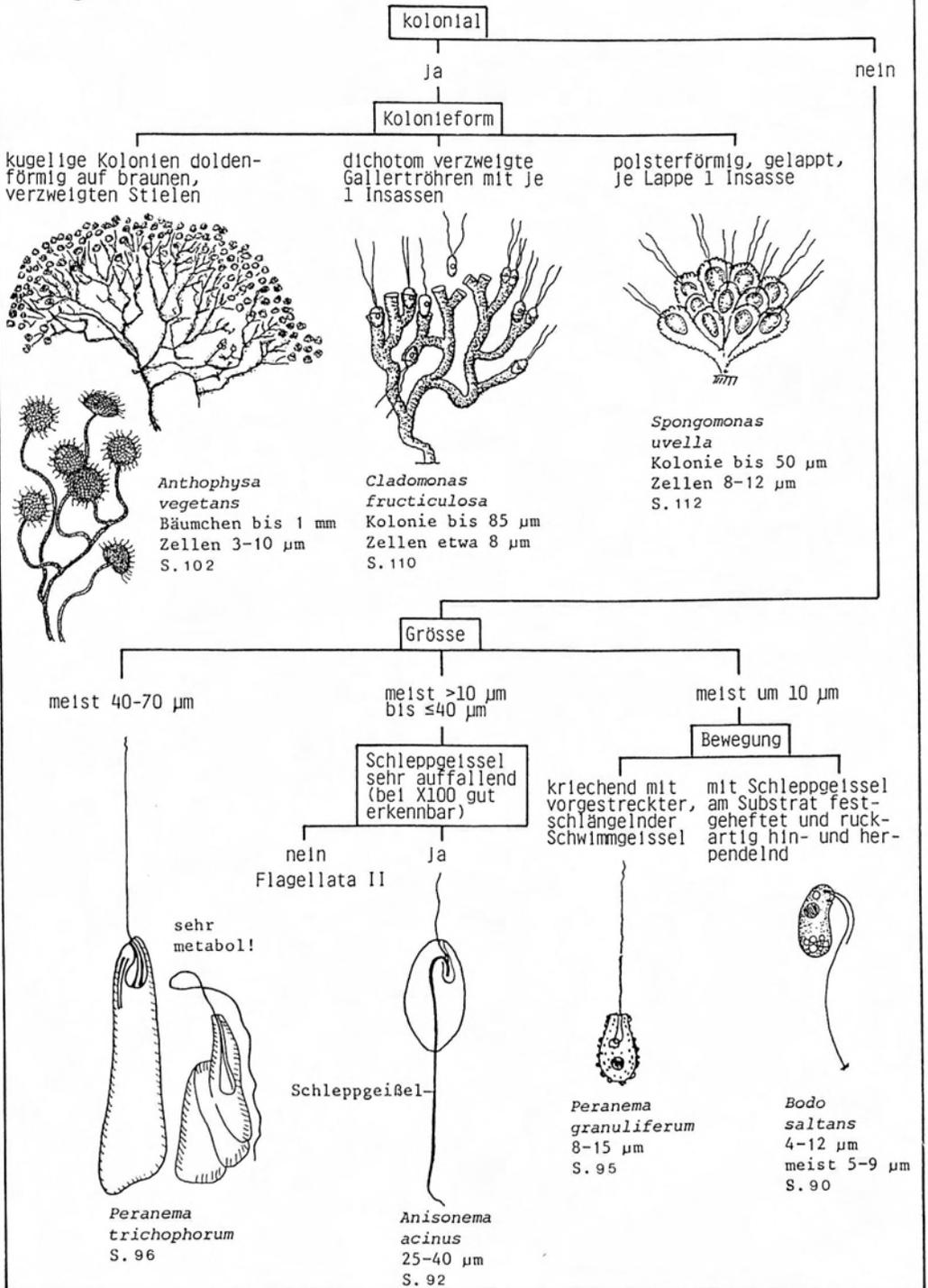
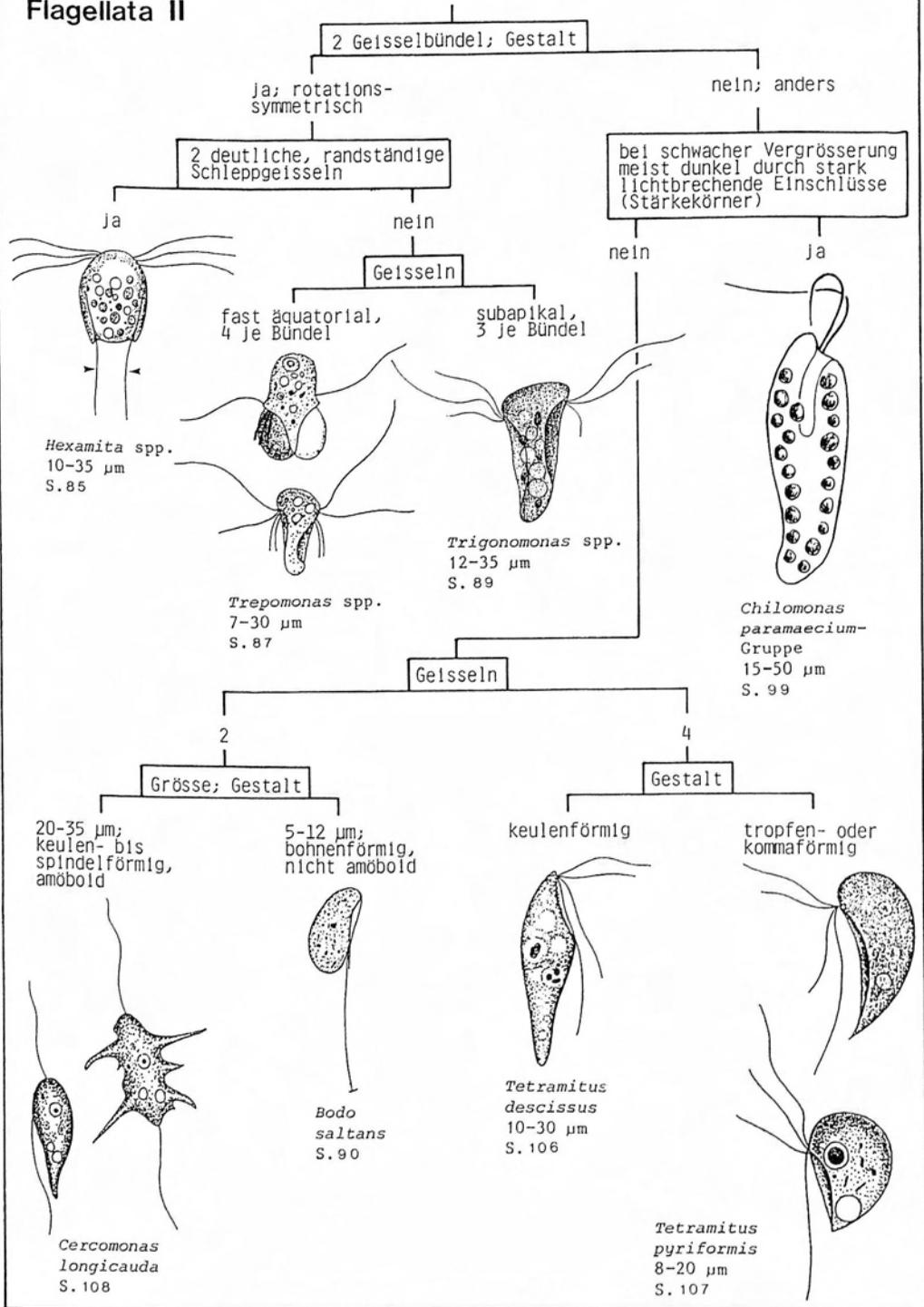


Abb. 23c: Organisationsschema von → *Trepomonas* sp., eine diplomonadide Flagellate (aus BRUGEROLLE 1991).

Flagellata I



Flagellata II



Hexamita spp. (Abb. 24a-p)

Arten der Gattung *Hexamita* sind obligate Anaerobier und haben deshalb dieselbe sa-probielle Einstufung, nämlich poly- bzw. metasaprob (FENCHEL & FINLAY 1995, SLÁDEČEK et al. 1981). Für die Praxis ist daher die Bestimmung bis zur Gattung ausreichend.

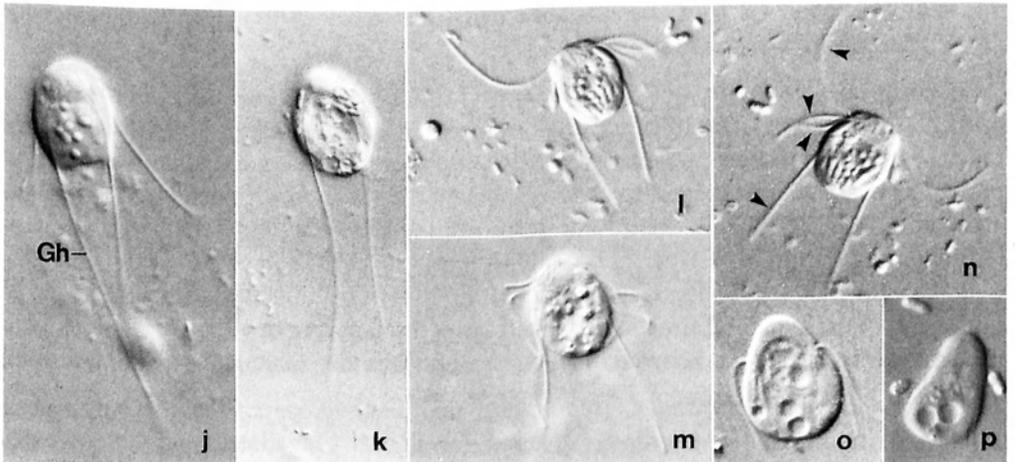
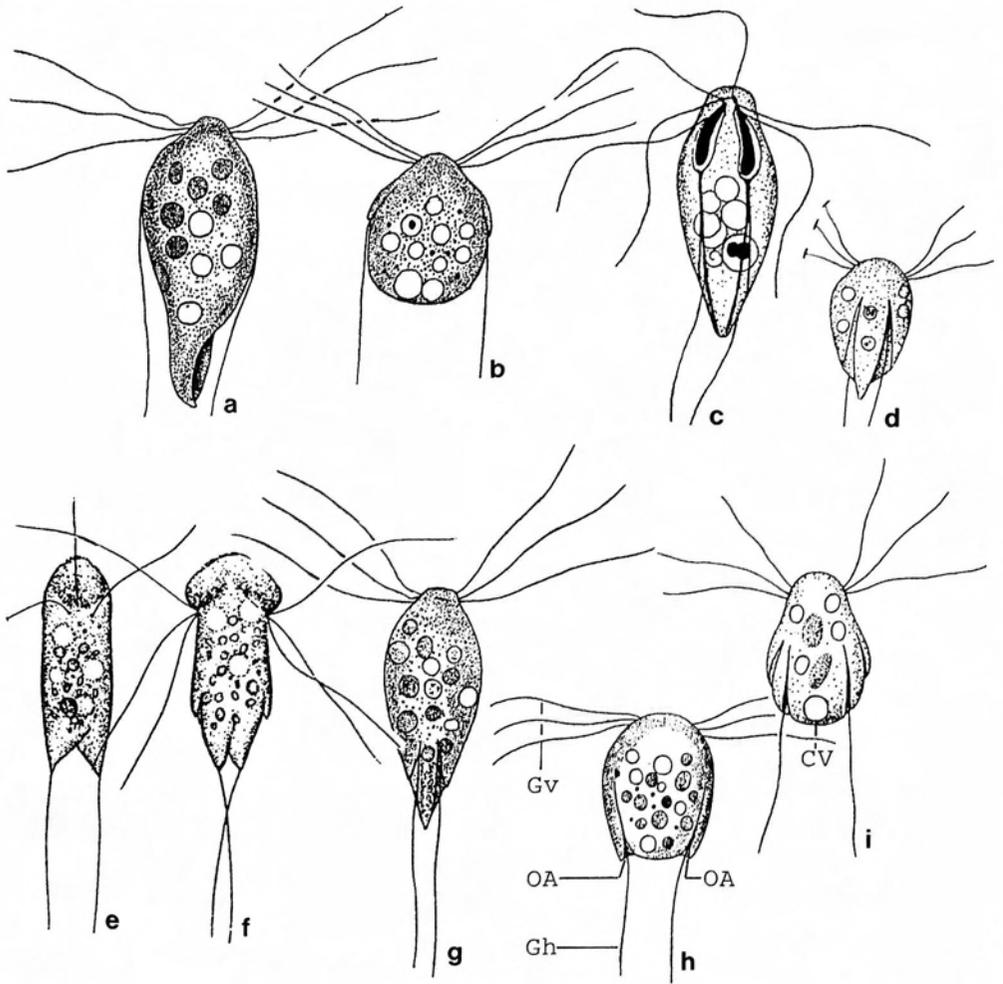
Kurzbeschreibung: **Größe** 10-13 x 8-10 µm (*H. pusilla* KLEBS) bis 24-35 x 14-18 µm (*H. crassa* KLEBS). Weich, unter dem Deckglas bald deformiert. **Gestalt** zweifach rotationssymmetrisch (d. h. alle Organellen sind doppelt vorhanden!), rundlich bis ellipsoid, abgeflacht (Abb. 24a-o). 2 **Nuclei** im Vorderende zwischen den beiden Geißelbündel (schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). 1 oder 2 (selten mehr) **kontraktile Vakuolen**, zirkulieren im Plasma und entleeren sich seitlich oder hinten (Abb. 24i, o; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos, oft mit winzigen, stark lichtbrechenden Einschlüssen. 8 **Geißeln** in 2 subapikalen Bündel, je Bündel 3 etwa körperlange Schwimmgeißeln und eine ein- bis mehrfach körperlange Schleppgeißel. Jede Schleppgeißel befindet sich in einer randständigen, nach hinten offenen (Mund)Röhre (Abb. 24c, e, j). **Oralapparate** als zwei randständige Röhren (Mundspalten) mit je einer Schleppgeißel ausgebildet, ziehen vom Hinterende in die vordere Hälfte, wo die Nahrung phagozytiert wird (Abb. 24c, h; Details im Lichtmikroskop nicht erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** kriechend, rotierend oder blitzschnell umherschließend (*H. fusiformis*).

Verwechslungsmöglichkeiten: Eine leicht bestimmbare Gattung, besonders wegen der Rotationssymmetrie und der beiden gut sichtbaren, in den randständigen Mundröhren verlaufenden Schleppgeißeln (Abb. 24j). *Gyromonas* (2 x 2 Geißeln), → *Trigonomonas* (2 x 3 Geißeln) und → *Trepomonas* (äquatorial 2 x 4 Geißeln, auffallende Mundtaschen) haben keine seitlich anliegenden Schleppgeißeln.

Ökologie: Arten der Gattungen *Hexamita*, → *Trepomonas* und → *Trigonomonas* haben keine Mitochondrien und auch keine Hydrogenosomen (modifizierte Mitochondrien; BRUGEROLLE 1991, FENCHEL & FINLAY 1995). Sie sind also obligate Anaerobier mit sehr ähnlichen ökologischen Ansprüchen (MYLNIKOV 1991). Ihre Ökologie wird daher gemeinsam besprochen.

Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich (15.000 *Trepomonas agilis* je ml im städtischen Abwasser; HÄNEL 1979) in organisch sehr stark verschmutzten, anaeroben oder mikroaeroben limnischen, marinen und terrestrischen Biotopen. Bevorzugt in polysaprob Gewässern mit Abwasser aus Schlachthöfen, Brauereien oder Molkereien, im anaeroben Hypolimnion, in Abwasserreinigungsanlagen (Emscherbrunnen, Belebtschlamm, Tropfkörper) bei hoher Belastung und/oder Anaerobie, in faulenden Infusionen etc. (CURDS 1975, KLEBS 1893, LIEBMAN 1962, SKUJA 1956). In reineren Gewässern auf sauerstoffarme oder anaerobe Mikrohabitate beschränkt. Gelegentlich im Grundwasser und in Schwefelquellen. Verbreitung der Gattungen kosmopolitisch.

Arten der Gattungen *Hexamita*, *Trepomonas* und *Trigonomonas* fressen überwiegend Bakterien (u. a. → *Chromatium*), gelegentlich kleine Flagellaten und Stärkekörner



(KLUG 1936, SANDERS 1991, SKUJA 1956). *Hexamita* und *Trigonomonas* können sich auch saprotroph (osmotroph), d. h. von gelösten organischen Substanzen ernähren (MYLNIKOV 1991). Minimale Generationszeit von *Hexamita* sp. bei 20 °C etwa 20 h (FENCHEL & FINLAY 1990). LIEBMANN (1962) fand *Trigonomonas compressa* in einer Talsperre noch bei 12 mg/l H₂S. Meist unempfindlich gegenüber pH- und O₂-Schwankungen (LIEBMANN 1962).

Trepomonas spp. (Abb. 23c, 25a-t)

Arten der Gattung *Trepomonas* sind obligate Anaerobier und haben deshalb dieselbe saprobielle Einstufung, nämlich poly- bzw. metasaprob (FENCHEL & FINLAY 1995, SLÁDEČEK et al. 1981). Für die Praxis ist daher die Bestimmung bis zur Gattung ausreichend.

Kurzbeschreibung: Größe 7-8 x 1,2-2 µm (*T. agilis simplex* KLEBS) bis 30 x 15 µm (*T. agilis angulatus* KLEBS). Weich, unter dem Deckglas bald deformiert. **Gestalt** zweifach rotationssymmetrisch (d. h. alle Organellen doppelt ausgebildet), ei- oder birnenförmig, abgeflacht, Querschnitt sigmoid oder orthogonal. Hinten bei den Oralapparaten auffallend flügelartig verbreitert oder spiralig (Abb. 25a-g, k-m, s). 2 **Nuclei** im Vorderende (Abb. 25s; schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). 1 (selten mehr) **kontraktile Vakuole**, zirkuliert im Plasma und entleert sich meist am Hinterende (Abb. 25e; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos. 8 **Geißeln** in 2 fast äquatorialen Bündel, je Bündel 1 oder 2 lange und 3 bzw. 2 kurze Geißeln (Abb. 25b, c, s). **Oralapparate** seitlich in Körpermitte, beginnen dort wo die Geißeln entspringen, und erstrecken sich bis zum Hinterende; Mundgruben oft auffallend hyalin (blasenförmig erscheinend; Abb. 23c, 25d, o). **Bewegung** auffallend ruckartig rotierend oder springend.

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Hexamita* hat ebenfalls 2 Bündel zu je 4 Geißeln, jedoch sind 2 davon als deutliche Schleppegeißeln ausgebildet, die im Körperrand (in den Mundröhren) verlaufen (Abb. 24j). *Gyromonas* hat 2 Bündel zu je 2 Geißeln, → *Trigonomonas* hat ebenfalls 2 Bündel, aber mit jeweils nur 3 Geißeln, die subapikal entspringen (fast äquatorial in *Trepomonas*).

Ökologie: → *Hexamita* (S. 85).

← **Abb. 24a-p:** *Hexamita* spp. in vivo (a, b, d, g-i, nach KLEBS aus PASCHER & LEMMERMANN 1914; c, nach ALEXEIEFF aus PASCHER & LEMMERMANN 1914; e, f, aus SKUJA 1956; j-p, Originale). **a:** *H. fusiformis*, 22-27 µm. **b:** *H. pusilla*, 24-35 µm. **c, d:** *H. fissa*, 20-26 µm. **e, f:** *H. eurykephala*, 15-20 µm. **g:** *Urophagus rostratus*, 16-25 µm. *Urophagus* ist nach MYLNIKOV (1991) ein Synonym von *Hexamita*. **h:** *H. inflata*, 13-25 µm. **i:** *H. crassa*, 24-35 µm. **j-p:** Verschiedene *Hexamita*-Arten aus einem faulenden Belebtschlamm einer Kläranlage in Salzburg. Die Pfeilspitzen in (n) markieren die 4 Geißeln eines Bündels. CV = kontraktile Vakuole, Gh = Schleppegeißel, Gv = Schwimmgießeln, OA = Oralapparate (hinteres Ende der nach vorne ziehenden Mundröhren).

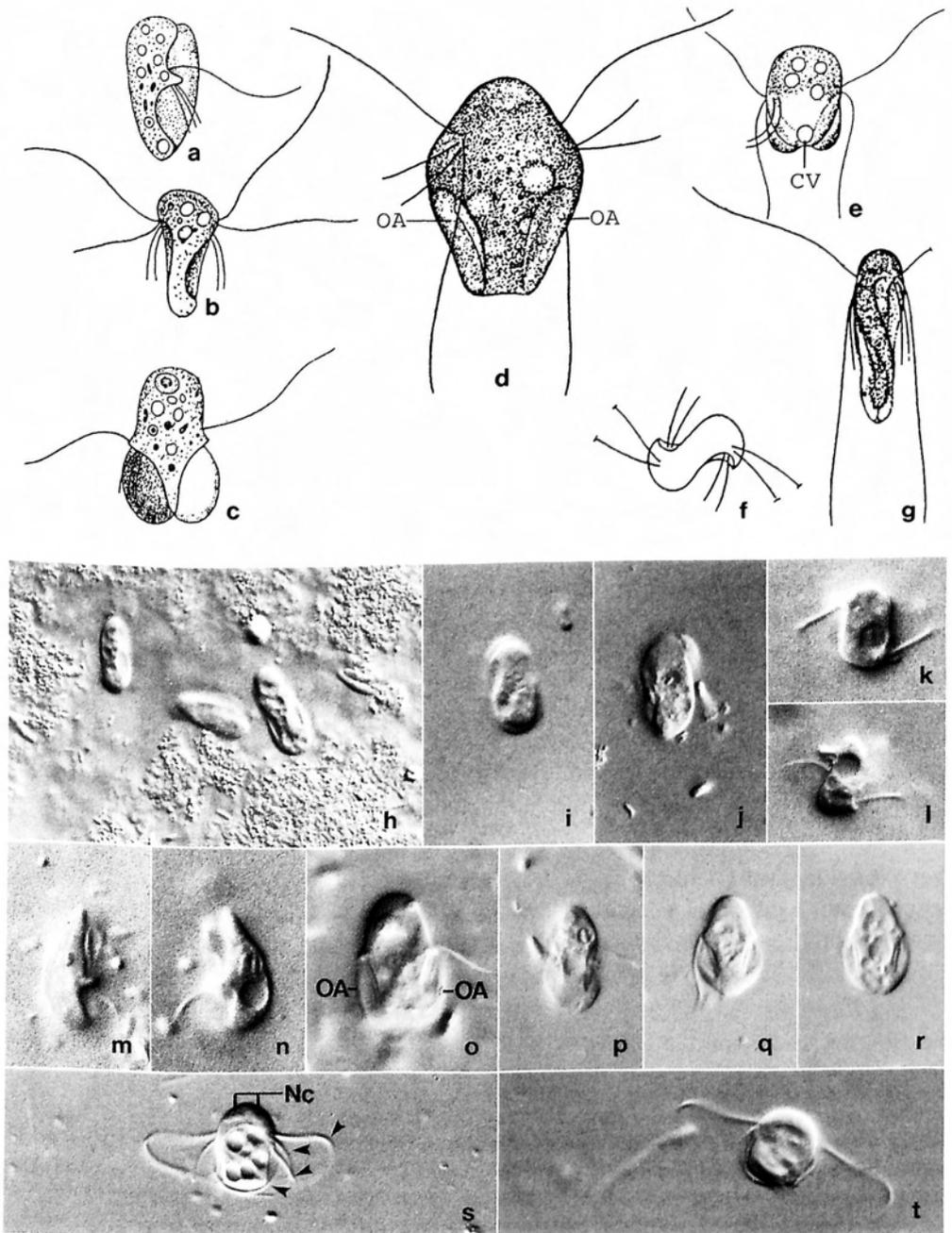


Abb. 25a-t: *Trepomonas* spp. in vivo (a-c, e, nach KLEBS aus PASCHER & LEMMERMANN 1914; d, f, g, aus SKUJA 1956; h-t, Originale von verschiedenen Arten). a, c: *T. agilis communis*, 13-25 μm . b: *T. steinii*, 7-11 μm . d: *T. latecapitata*, 11-17 μm . e, g: *T. rotans*, 10-16 μm , Breit- und Schmalseite. f, i-l: Orthogonale und sigmoide Querschnitte; beachte die Rotationssymmetrie! h: Drei Exemplare zwischen Bakterienflocken. m-r:

Trigonomonas spp. (Abb. 26a-l)

Arten der Gattung *Trigonomonas* sind obligate Anaerobier und haben deshalb dieselbe saprobielle Einstufung, nämlich poly- bzw. metasaprob (FENCHEL & FINLAY 1995, SLÁDEČEK et al. 1981). Für die Praxis ist daher die Bestimmung bis zur Gattung ausreichend.

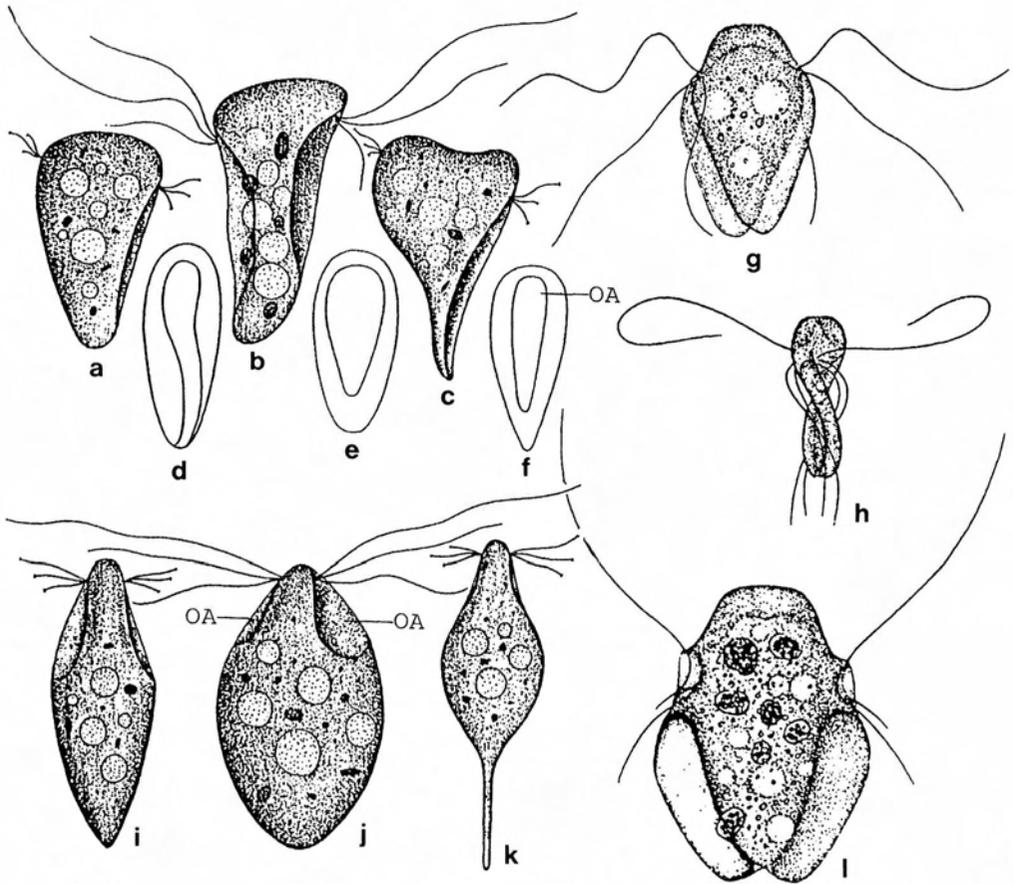


Abb. 26a-l: *Trigonomonas* spp. in vivo (a, c-f, i-k, aus KLUG 1936; b, nach KLEBS aus KLUG 1936; g, h, l, aus SKUJA 1956). a-f: Variabilität der Körperform von *T. compressa*, 24-32 μm ; (d-f) zeigen die verschieden gestalteten Mundgruben. g: *T. intermittens*, 12-16 μm . h: *T. tortuosa*, 10-17 μm . i-k: Variabilität der Körperform von *T. diacra*, 12-32 μm . Die Geißeln sind nur in (j) in voller Länge gezeichnet. l: *T. inflata*, 20-35 μm . Die dunklen Vakuolen enthalten Schwefelbakterien. OA = Oralapparate (Mundgruben).

← Verschiedene Ansichten einer Art mit auffallend blasenförmigen Mundgruben. s, t: Mit den langen Geißeln schwimmt die Zelle ruckartig, die kurzen dienen dem Nahrungserwerb. Die Pfeilspitzen in (s) markieren die 4 Geißeln eines Bündels. CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nuclei, OA = Oralapparate (Mundgruben).

Kurzbeschreibung: **Größe** 12-32 x 6-13 μm (*T. diacra* KLUG) bis 24-33 x 10-16 μm (*T. compressa* KLEBS). Weich, unter dem Deckglas bald deformiert. **Gestalt** zweifach rotationssymmetrisch (d. h. alle Organellen doppelt ausgebildet), annähernd dreieckig, spindelförmig oder spiralig (Abb. 26a-l). 2 **Nuclei** im Vorderende (schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). 1-4 **kontraktile Vakuolen** zirkulieren im Plasma (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos, meist mit vielen Nahrungsvakuolen (Abb. 26l). 6 **Geißeln** in 2 subapikalen Bündel, je Bündel 3 ungleich lange (körper- bis etwa 1/4körperlang) Geißeln, die bei der Vorwärtsbewegung in alle Richtungen schlagen, meist wird keine nachgeschleppt (Abb. 26b, g, l). **Oralapparate** subapikal, die Mundgruben beginnen bei den Geißelbasen und enden, je nach Art prae- oder subäquatorial (Abb. 26b, f, j). **Bewegung** gleichmäßig vorwärts rotierend oder auf der Stelle hin- und herzitternd.

Verwechslungsmöglichkeiten: *Gyromonas* hat 2 Bündel mit je 2 Geißeln, \rightarrow *Trepomonas* hat 2 fast äquatoriale (bei *Trigonomonas* subapikal) Bündel mit je 4 Geißeln. \rightarrow *Hexamita* hat 4 Geißeln je Bündel, je eine davon verläuft im Körperrand und ist als deutliche Schleppeißel ausgebildet.

Ökologie: \rightarrow *Hexamita* (S. 85).

Bodo saltans EHRENBERG, 1831 (Abb. 27a-u)

Diese winzige Art (nach EHRENBERG 1838 nur 1/1.000 Linie, d. h. etwa 2 μm groß) ist nach HÄNEL (1979) und VICKERMAN (1991) das ältere Synonym von der in der DIN-Liste enthaltenen *Pleuromonas jaculans* PERTY. Mehrere ältere Autoren (z. B. LIEBMANN 1962, PASCHER & LEMMERMANN 1914, STEIN 1878) haben *B. saltans* offensichtlich mit *B. caudatus* (DUJARDIN) verwechselt (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten). Daten, die sich auf diese größere Art beziehen, wurden daher nicht aufgenommen.

Kurzbeschreibung: **Größe** 4-12 x 2-6 μm , meist 5-9 μm lang. Leicht metabolisch. **Gestalt** \pm bohnenförmig (Abb. 27a-g, m-u). **Nucleus** kugelig etwas hinter der Körpermitte (Abb. 27a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** subapikal (Abb. 27a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos. Hinter dem Geißelsäckchen ein Kinetoplast, das ist der erweiterte, DNA-reiche Teil des einzigen, schlauchförmigen Mitochondriums (Abb. 27a; für die Bestimmung nicht erforderlich). 2 **Geißeln** am Vorderende, Schwimmgeißel etwa einmal, Schleppeißel 2-3mal körperlang (Abb. 27a-g, n, u; Schwimmgeißel schwierig erkennbar). **Oralapparat** subapikal, lichtmikroskopisch nur bei X1.000 (Ölimmersion) als kleiner Spalt erkennbar (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** sehr charakteristisch: heftet sich mit der Schleppeißel am Substrat fest und pendelt mit dem Körper ruckartig hin und her, dazwischen steht er manchmal still; frei schwimmend rasch um die Längsachse rotierend (Abb. 27o-t).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der charakteristischen und sogar namensgebenden Bewegung trotz der geringen Größe relativ einfach zu bestimmen. Die Gattung

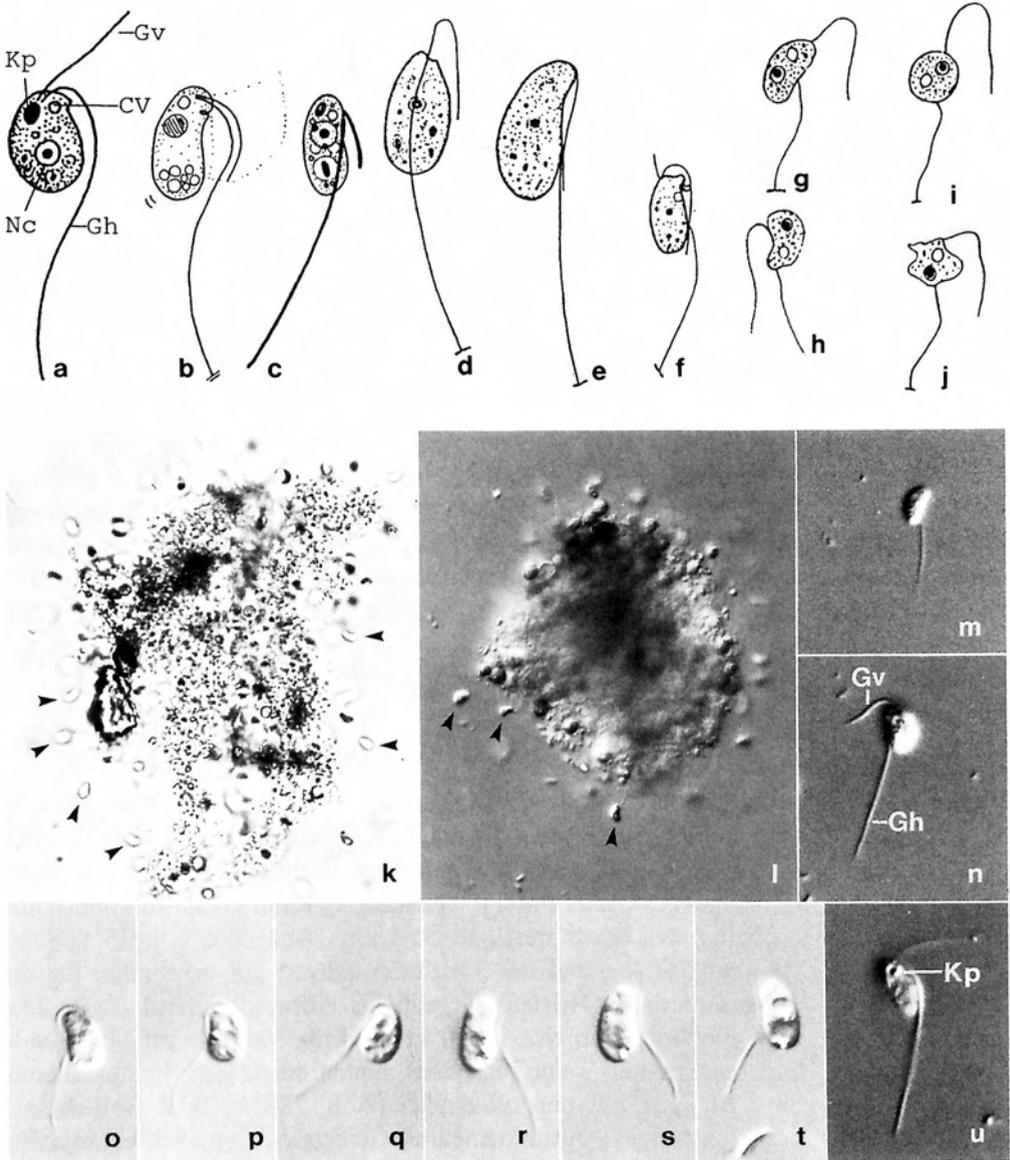


Abb. 27a-u: *Bodo saltans* in vivo (a, aus VICKERMAN 1976; b, aus VØRS 1992; c, aus ZÖLFFEL 1995; d-f, aus HÄNEL 1979; g-j, aus FISCH 1885; k-u, Originale). **a-g, m-u:** Typisch für *B. saltans* sind die geringe Größe (meist 5-9 μm) und die zuckende Bewegung. Die Zellorganellen (Kern, kontraktile Vakuole) sind wegen der geringen Größe erst bei X1.000 (Ölimmersion) erkennbar. Das Exemplar in (f) frisst gerade ein Bakterium. **h-j:** *Bodo saltans* zeigt nach den detaillierten Untersuchungen von FISCH gelegentlich amöboide Gestaltsveränderungen. **k, l:** Zahlreiche Exemplare (Pfeilspitzen) haben sich mit der 2-3mal körperlängigen Schleppeißeel an einer Detritus-Flocke festgeheftet. CV = kontraktile Vakuole, Gh = Schleppeißeel, Gv = Schwimmpeißeel, Kp = Kinetoplast, Nc = Nucleus.

bedarf einer gründlichen Revision. *Bodo caudatus* (DUJARDIN) ist größer (meist $>10 \mu\text{m}$), abgeflacht und nach hinten deutlich verschmälert, also dreieckig (abgebildet in VICKERMAN 1991 und ZÖLFFEL 1995).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich (12.000 Ind./ml; HEUSS 1976, als *P. jaculans*) in stark verschmutzten Gewässern, besonders in faulenden Infusionen. Gelegentlich pelagisch (SKUJA 1948). Meistens findet man zahlreiche Exemplare an Schlammflocken festgeheftet (Abb. 27k, l). Verbreitet in Emscherbrunnen, in Tropfkörpern, im Belebtschlamm und in Stabilisierungsteichen (CURDS 1975); im frischen Abwasser und in hochbelasteten biologischen Kläranlagen jedoch selten (HÄNEL 1979). Holo-euryhalin (VØRS 1992). Bildet Dauercysten, daher auch sehr verbreitet im Boden (FOISSNER 1991). Vermutlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, die durch den von der Schwimmgeißel erzeugten Wasserstrom zum Mund geführt werden (MITCHELL et al. 1988; Abb. 27f). An der Schwimmgeißel befinden sich mehrere Büschel sehr feiner Haare (Mastigoneme; VICKERMAN & PRESTON 1976). Respiration $0,05\text{--}1,6 \text{ pl O}_2/\text{Zelle.h}$ (FENCHEL & FINLAY 1983; als *P. jaculans*). Milieuspektrum (aus VØRS 1992): -1 bis $30 \text{ }^\circ\text{C}$, $\text{pH} <4,9\text{--}7,6$. HEUSS (1976) fand das mutmaßliche Synonym, *Pleuromonas jaculans*, einmal in größerer Zahl bei 195 mg/l BSB_5 und 660 mg/l KMnO_4 -Verbrauch. Sehr empfindlich gegenüber Schwefelwasserstoff (HÄNEL 1979).

Anisonema acinus DUJARDIN, 1841 (Abb. 28a-c, h-q)

Kurzbeschreibung: Größe $25\text{--}40 \times 16\text{--}22 \mu\text{m}$, nach LARSEN (1987; marine Population) $55\text{--}70 \times 25\text{--}35 \mu\text{m}$. Starr, unter dem Deckglas bei starkem Druck aber deutlich metabol (Abb. 28o). **Gestalt** ei- oder getreidekornförmig, leicht abgeflacht, dorsal sanft gewölbt, ventral mit deutlicher (Geißel)Furche, deren linker Rand vorspringt und vorne verdickt ist. Pellicula mit zarter, leicht spiraliger Streifung (Abb. 28a, c, h, k, q; Streifung nur bei starker Vergrößerung und im Interferenzkontrast gut erkennbar, für die Artbestimmung nicht erforderlich). **Nucleus** kugelig bis ellipsoid, zentral (Abb. 28a, c; für die Bestimmung nicht erforderlich). 1 (?) **kontraktile Vakuole** im Vorderende (Abb. 28a, n). **Cytoplasma** farblos (keine Plastiden), hinten durch stark lichtbrechende Einschlüsse bei schwacher Vergrößerung oft dunkel (Abb. 28b, h, i). 2 **Geißeln** am Vorderende, entspringen aus einem gut erkennbaren Geißelsäckchen; Schwimmgeißel etwa körperlang, Schleppgeißel sehr auffallend, $2,5\text{--}4$ mal körperlang, proximal verdickt und in die ventrale Furche gebogen (Abb. 28a, c, h, k, m, p). **Oralapparat** subapikal beim Geißelsäckchen, lichtmikroskopisch ohne besondere Differenzierungen (kein Schlundrohr; wichtiger Unterschied zu *Entosiphon*!). **Bewegung** gleitend mit (schwierig erkennbarer) flimmernder Schwimmgeißel (Abb. 28a); kann sich mit dem eingerollten Ende der Schleppgeißel fixieren und zurückschleudern (Abb. 28b).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Anisonema acinus* ist eine farblose, heterotrophe, euglenoide Flagellate und hat daher eine gestreifte Zellmembran (Pellicula), ein Merk-

mal, an dem man alle Euglenoiden leicht erkennt, besonders in Silberpräparaten (Abb. 28l, q). Folgende verbreitete *Anisonema*-Arten sind so wie *A. acinus* starr, d. h. zeigen im Normalzustand keine euglenoide Bewegung (nach HUBER-PESTALOZZI 1955): *A. truncatum* STEIN (60 x 20 µm, verkehrt eiförmig, vorne quer abgestutzt; Abb. 28d), *A. pusillum* STOKES (11 µm, spindelförmig), *A. ovale* KLEBS (11 x 7 µm, Schleppgeißel nur 1,5mal körperläng). Leicht mit *Entosiphon* und *Ploetia* zu verwechseln, die ein auffallendes Schlundrohr und keine oder eine sehr unscheinbare ventrale Furche haben (Abb. 28e-g). → *Peranema trichophorum* und *Dinema griseolum* PERTY sind stark metabol und deutlich größer (meist über 50 µm bzw. 75-80 x 30-40 µm).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet im Benthos stehender und fließender Gewässer, z. B. in der mesosaprobien Traun (Oberösterreich) unterhalb der Kläranlage einer Papierfabrik (Abb. 28h-q). Bevorzugt werden pflanzenreiche Tümpel und Gräben. Manchmal auch pelagisch (HUBER-PESTALOZZI 1955, SKUJA 1948). Holo-euryhalin (LARSEN 1987). Vermutlich kosmopolitisch.

Frißt kleine Grünalgen und Kieselalgen (LARSEN 1987, STEIN 1878; Abb. 28b). Milieuspektrum (aus HEUSS 1976, n = 86): 0-24,5 °C, pH 6,1-9,3, 3-25,2 mg/l O₂ (33-261 % Sättigung), 0,7-35 mg/l BSB₅, 7,6-160 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-2,1 mg/l H₂S, 0-9,6 mg/l NH₄⁺-N, 0-3,9 mg/l PO₄³⁻-P, 7-172 mg/l Cl⁻.

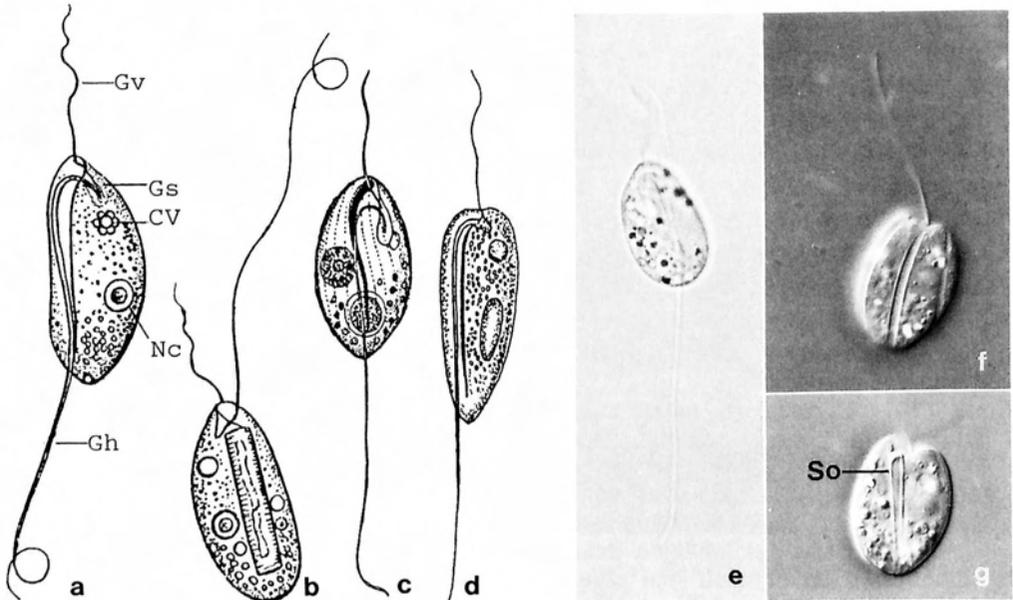


Abb. 28a-c: *Anisonema acinus* in vivo (a, b, aus STEIN 1878; c, nach SENN aus LEMMERMANN 1910). a, c: Ventralansichten, 25-40 µm. b: Exemplar, das sich mit der Schleppgeißel zurückgeschleudert hat (vgl. Abb. 28m). Im Cytoplasma eine gefressene Kieselalge. CV = kontraktile Vakuole, Gh = Schleppgeißel, Gs = Geißelsäckchen, Gv = Schwimmgeißel, Nc = Nucleus.

Abb. 28d-g: *Anisonema truncatum* (d, 60 µm; aus STEIN 1878) und *Entosiphon sulcatum* (e-g, 20-25 µm; Originale) in vivo. *Entosiphon* unterscheidet sich von *Anisonema* vor allem durch das vorstülpbare, leicht erkennbare Schlundrohr (So).

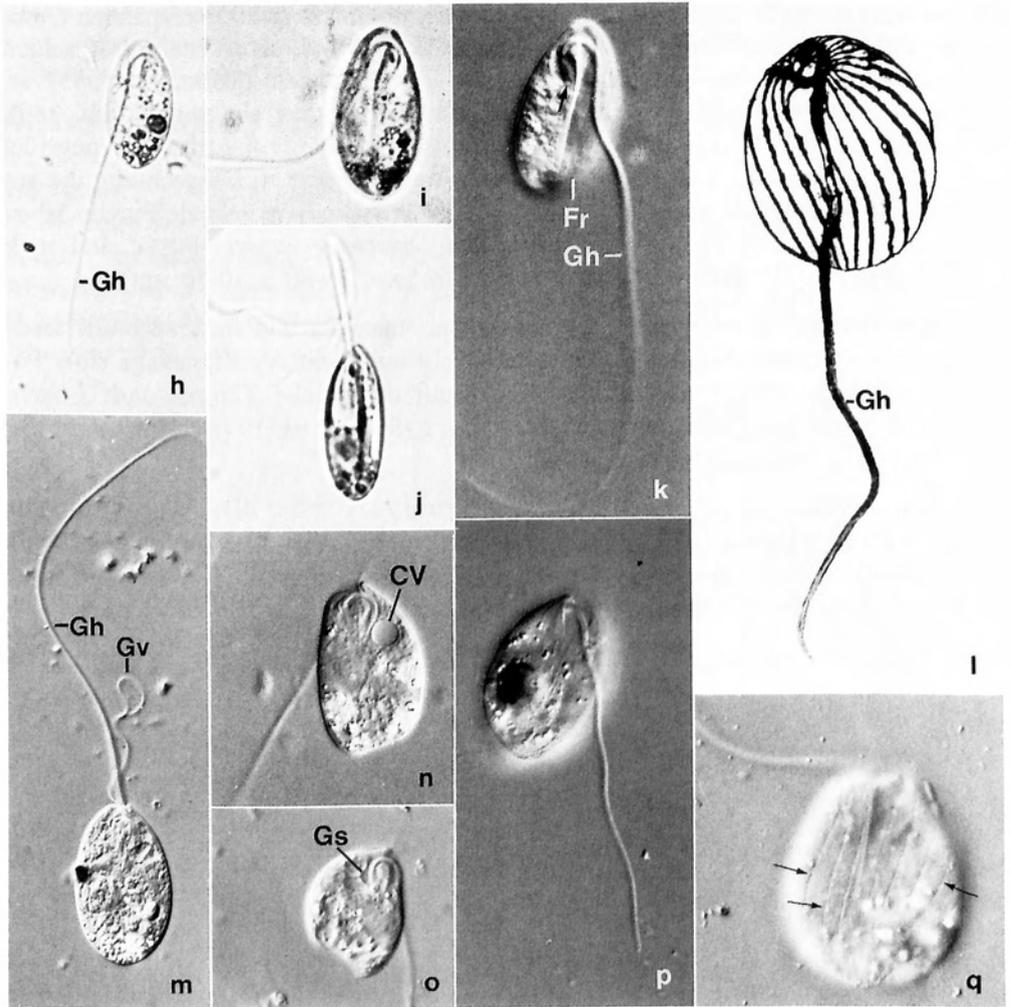


Abb. 28h-q: *Anisonema acinus* (Originale von einer Population aus der mesosaprobe Traun (Oberösterreich) unterhalb der Kläranlage einer Papierfabrik. h-k, m-q, in vivo; l, Silberimprägnation). **h-k:** Frei schwimmende Exemplare mit der typischen, getreidekornförmigen Gestalt, fotografiert von der breiten und schmalen (j) Seite. Der hintere Teil der Zelle ist oft dunkel durch stark lichtbrechende Einschlüsse. Der Pfeil in (k) weist auf die Basis der kräftigen Schleppeiße. **l:** Die Grenzen zwischen den Pellicula-Streifen der Euglenoiden sind silberfreundlich. **m, p:** Leicht gequetschte Exemplare, jenes in (m) hat sich mit der kräftigen Schleppeiße gerade zurückgeschleudert. **n, o:** Stark gequetschte und metabol gewordene Exemplare. **q:** Die feine Streifung der Zellmembran ist nur bei starker Vergrößerung und im Interferenzkontrast bzw. nach Silberimprägnation (l) gut erkennbar (Pfeile). CV = kontraktile Vakuole, Fr = Furche, in der die Schleppeiße verläuft, Gh = Schleppeiße, Gs = Geißelsäckchen, Gv = Schwimmgeißel.

Peranema granuliferum PENARD, 1890 (Abb. 29a-g)

Bisher nicht ausreichend bestätigte Art, die wahrscheinlich mit *Scytomonas pusilla* STEIN identisch ist. Wir fanden eine sehr ähnliche, 5-8 x 3-4 µm große Form, die hinsichtlich Größe und Gestalt gut auf *S. pusilla* paßt, deren hintere Hälfte jedoch oft durch anhaftende Bakterien so wie bei *P. granuliferum* granuliert war (Abb. 29d-g). Der hintere Abschnitt ist offensichtlich klebrig, da häufig mehrere Individuen zusammenhängen.

Kurzbeschreibung: Grösse 8-15 x 4-10 µm. Metabol. **Gestalt** birnenförmig bis fast kugelig, hintere Hälfte meist von vielen Granula (vielleicht Bakterien) bedeckt. Streifung der Pellicula bisher nicht beschrieben (Abb. 29a-e). **Nucleus** kugelig etwas hinter der Mitte (Abb. 29a). **Kontraktile Vakuole** im Vorderende (Abb. 29a). **Cytoplasma** farblos. 2 (1?) **Geißeln** am Vorderende, entspringen aus einem auffallend großen Geißelsäckchen, Schwimmgeißel 2-3mal körperlang, Schleppgeißel (wenn vorhanden?) offensichtlich sehr unscheinbar (Abb. 29a-e). **Oralapparat** nicht bekannt. **Bewegung** kriechend mit vorgestreckter, distal schlängelnder Schwimmgeißel (Abb. 29a, d, e).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Peranema asperum* PLAYFAIR hat ebenfalls eine granuliert Oberfläche, ist aber deutlich plumper (15-16 x 11-12 µm) und sehr unzureichend beschrieben. Die anderen *Peranema*-Arten (z. B. → *P. trichophorum*) sind deutlich größer (meist ≥ 30 µm; HUBER-PESTALOZZI 1955). *Scytomonas pusilla* STEIN → oben.

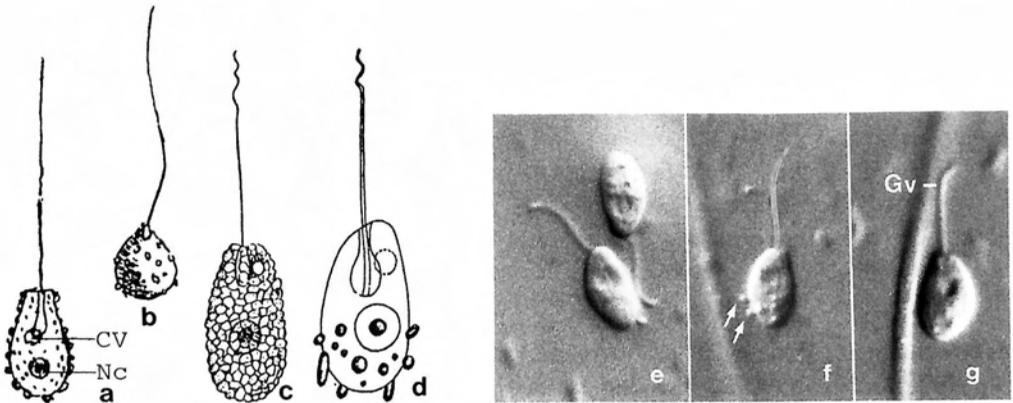


Abb. 29a-g: *Peranema granuliferum* in vivo (a, nach PENARD aus HUBER-PESTALOZZI 1955; b, nach DREZEPOLSKI aus HUBER-PESTALOZZI 1955; c, aus KUTIKOWA 1984; d-g, Originale). **a-c:** Die Oberfläche der Zelle ist meist ± dicht mit Granula (vielleicht Bakterien) bedeckt. **d-g:** Bei unserer Population lösten sich die Granula (Bakterien) relativ leicht von der Zelle. Diese glatten Exemplare sind dann nicht von *Scytomonas pusilla* zu unterscheiden, was auf Synonymie der beiden Arten hinweist (→ Vorbemerkung zur Art). CV = kontraktile Vakuole, Gv = Schwimmgeißel, Nc = Nucleus.

Ökologie: Seltene Art, die jedoch ganzjährig benthisch in stehenden und fließenden Gewässern vorkommt. Meist spärlich, z. B. in betamesosaproben und alphameso- bis polysaproben Flußabschnitten; FRIEDRICH 1973, HEUSS 1976). Wir fanden diese winzige Flagellate (→ Vorbemerkung; Abb. 29d-g) in alphamesosaproben Abschnitten der Vils in Bayern. Auch im Potamoplankton des Scioto Flusses (USA), in Phytotelmen (HUBER-PESTALOZZI 1955), in Regenwasserpflützen und im Belebtschlamm (KUTIKOWA 1984). Bisher in Europa, Nordamerika und Afrika nachgewiesen. Nahrung unbekannt. Die saprobielle Einstufung ($s = 1,7$; → Tabelle 1) bedarf der Überprüfung an glaubwürdig bestimmten Populationen.

Peranema trichophorum (EHRENBERG, 1830) STEIN, 1878 (Abb. 23a, 30a-e, g-q)

Kurzbeschreibung: Größe gestreckter Zellen etwa $40-70 \times 10-25 \mu\text{m}$. Stark metabol (Abb. 30h, i, m). **Gestalt** meist schlank zylindrisch, vorne verschmälert, hinten breit gerundet und/oder gelappt und oft knieförmig gebogen; kontrahiert fast kugelig. Pellicula spiralig gestreift (Abb. 30a, b, e, g-k, m; Streifung nur bei starker Vergrößerung erkennbar, für die Artbestimmung nicht erforderlich). **Nucleus** kugelig, zentral (Abb. 23a, 30b, j, l; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** im Vorderende beim Geißelsäckchen (Abb. 23a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos, hintere Hälfte bei schwacher Vergrößerung aber durch viele, stark lichtbrechende Einschlüsse (Paramylon-Körner) meist dunkel (Abb. 30g). Extrusome (Mucocysten) stäbchenförmig, entlang der Pellicula-Streifen (Abb. 30n; für die Bestimmung nicht erforderlich). 2 **Geißeln** am Vorderende, entspringen aus einem gut erkennbaren Geißelsäckchen; Schwimmgeißel sehr auffallend und dick, 1-1,5mal körperläng, vorderes Viertel schlängelnd; Schleppgeißel dünn, etwa bis körperläng, liegt der Zelle sehr dicht an und daher selbst mit Ölimmersion sehr schwierig erkennbar (Abb. 23a, 30b, g, j, k, q). **Oralapparat** leicht subapikal beim Geißelsäckchen, mit 2 kräftigen Schlundstäben ("Staborganell"; Abb. 23a, 30c, j; wichtiger Unterschied zu *Astasia*). **Bewegung** gemächlich gleitend mit starr vorgestreckter, vorne schlängelnder Schwimmgeißel (Abb. 30a, g); häufig unterbrochen von Kontraktionen, wobei sich die Zellen stark deformieren (Abb. 30a, i, m).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Peranema trichophorum* ist eine farblose, heterotrophe, euglenoide Flagellate und hat daher eine gestreifte Zellmembran (Pellicula), ein Merkmal, an dem man alle Euglenoiden leicht erkennt, besonders in Silberpräparaten (Abb. 30o-q). Wohl die häufigste *Peranema*-Art in mitteleuropäischen Gewässern. Man unterscheidet sie am einfachsten durch das meist knieförmig gebogene, gelappte Hinterende von anderen in Größe und Gestalt ähnlichen Arten, besonders jenen, die am Hinterende einen spitzen Fortsatz haben (z. B. *P. cuneatum* PLAYFAIR, *P. pleururum* SKUJA) oder gleichmäßig gerundet sind (Abb. 30f; ausführliche Zusammenstellung sh. HUBER-PESTALOZZI 1955). → *Peranema granuliferum* ist viel kleiner ($8-15 \times 4-10 \mu\text{m}$) und hinten meist dicht mit Granula besetzt. Bei *Heteronema* DUJARDIN ist die

Schleppgeißel deutlich von der Zelle abgehoben und daher gut erkennbar. *Astasia*-Arten sind noch stärker metabol und haben kein Staborganell.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet im Benthos stehender (Pfützen, Teiche, Gräben, Sümpfe, Seen) und verschmutzter fließender Gewässer. Obwohl meist im nährstoffreichen Detritus, gelegentlich auch im Seen- und Flußplankton, im Grundwasser, im Belebtschlamm, in Tropfkörpern und in Emscherbrunnen (CURDS 1975); nach HÄNEL (1979) nur selten in schwach belastetem Belebtschlamm und im Bewuchs von Nachklärbecken. Oft vergesellschaftet mit Euglenen, die auch gefressen werden. Holoerythalin (PATTERSON et al. 1989). Bildet nach LEEDALE & SANTORE (1995) keine Dauerzysten, die terrestrischen Nachweise sind daher vermutlich Fehlbestimmungen (FOISSNER 1991). Kosmopolitisch.

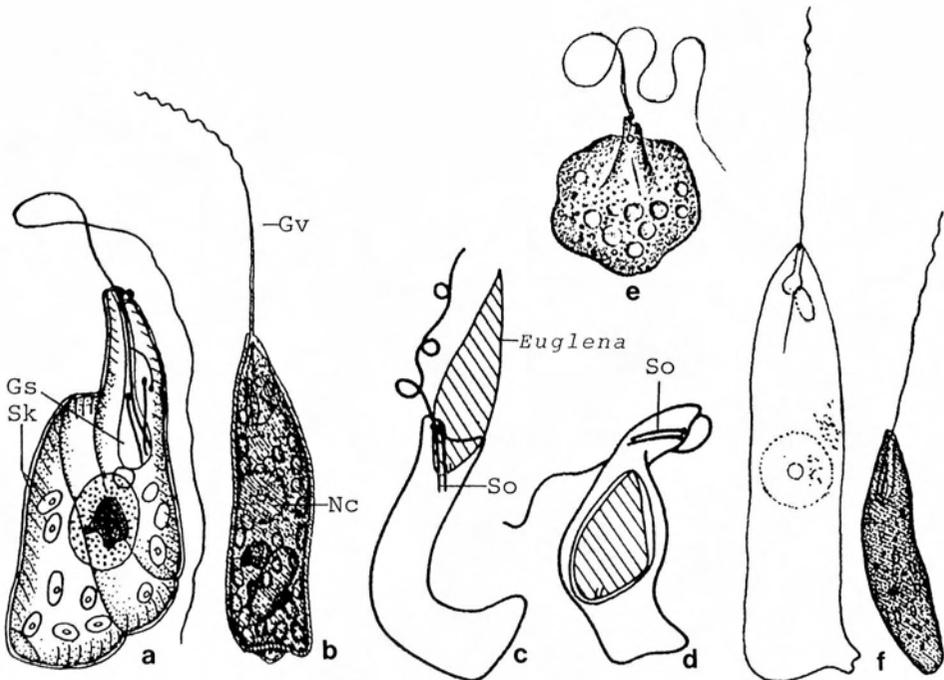


Abb. 30a-e: *Peranema trichophorum* in vivo (a, aus CZAPIK 1980; b, nach SKUJA aus HUBER-PESTALOZZI 1955; c, d, aus LEEDALE 1967; e, aus STEIN 1878). a, e: Kontrahierte Zellen. b: Gestrecktes Exemplar, meist 40-70 μm lang. Auffallend ist die kräftige und starre, nur vorne schwingende Schwimmgeißel, die etwa körperlange Schleppgeißel liegt der Zelle dagegen so dicht an, daß sie in vivo praktisch nicht erkennbar ist (\rightarrow Abb. 23a, 30q). c, d: Ingestion einer *Euglena*. Gs = Geißelsäckchen, Gv = Schwimmgeißel, Nc = Nucleus, Sk = Paramylon-Körner, So = Staborganell.

Abb. 30f: *Peranema cuneatum* (links) und *P. inflexum* (rechts) in vivo (nach PLAYFAIR bzw. SKUJA aus HUBER-PESTALOZZI 1955; \rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten). *Peranema inflexum* unterscheidet sich von *P. trichophorum* vor allem durch die fehlende (oder sehr stark verkürzte) Schleppgeißel und das gerundete Hinterende.

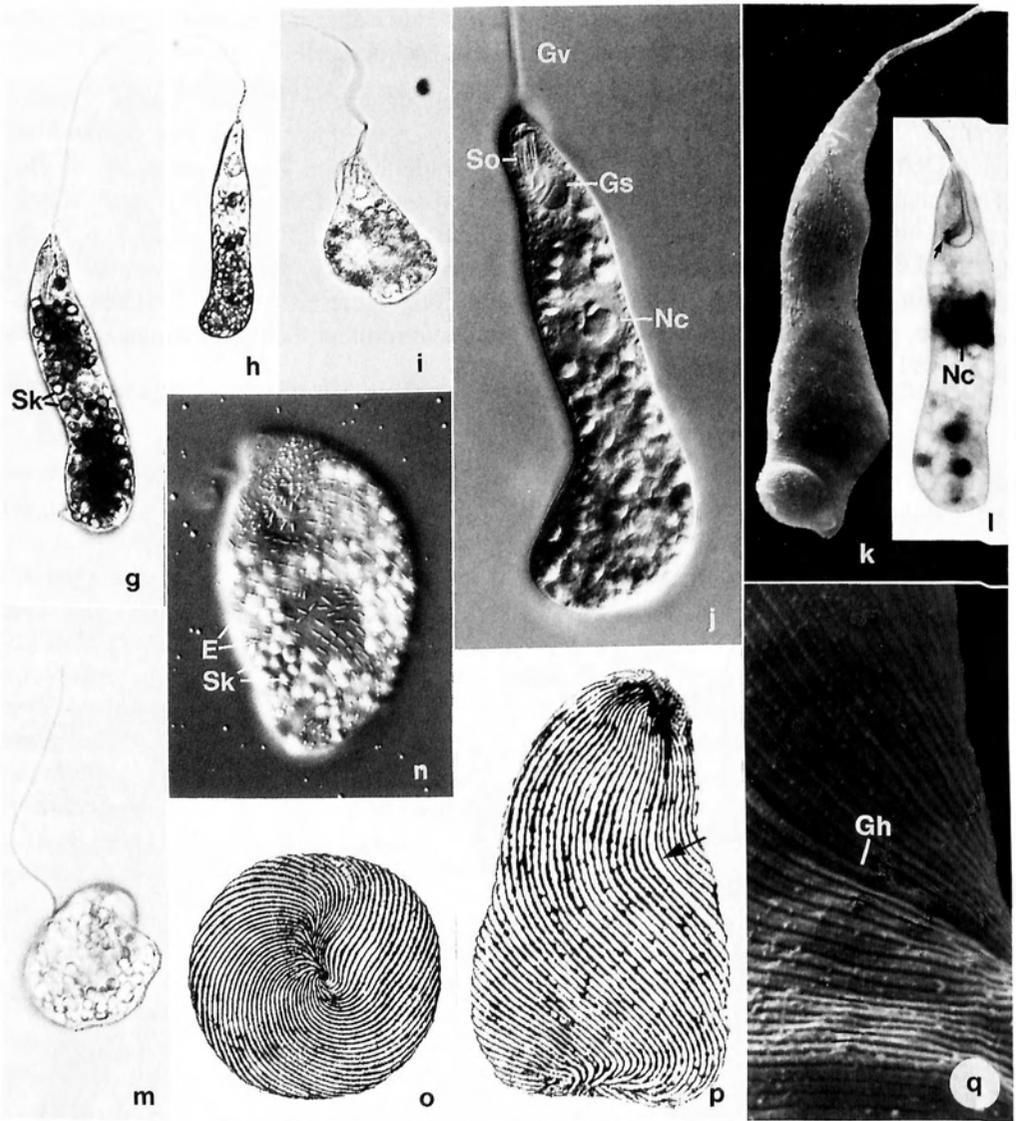


Abb. 30g-q: *Peranema trichophorum* (Originale von einer Kultur aus der CCAP in Windermere, England. g-j, m, n, in vivo; k, q, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; l, o, p, Silberimprägnation). **g, h, j, k:** Gestreckte Zellen mit dem typisch knieförmigen, gelappten Hinterende. Die dunkle Färbung entsteht durch viele stark lichtbrechende Paramylon-Körner. **i, m:** Kontrahierte Zellen. **l:** Geißelapparat und Nucleus. Der Pfeil weist auf die beiden Basalkörper der Schwimm- und Schleppeiße, die sich im Geißelsäckchen (Reservoir) befinden. **n:** Die stäbchenförmigen Extrusome vom Mucocysten-Typ sind entlang der Pellicula-Streifen angeordnet. **o-q:** Die Pellicula der Euglenoiden besteht aus spiralig miteinander verhakten Proteinstreifen, deren Grenzen silberfreundlich sind und daher schwarz gefärbt werden können. In einem etwas breiteren Streifen (Pfeil in p) verläuft die sehr eng anliegende und daher in vivo kaum sichtbare Schleppeiße (q). E = Extrusome, Gh = Schleppeiße, Gs = Geißelsäckchen, Gv = Schwimmgeißel, Nc = Nucleus, Sk = Paramylon-Körner, So = Staborganell.

Frißt Bakterien, Hefen, Flagellaten (*Entosiphon*, *Trachelomonas*) und sogar gleichgroße Euglenen (Abb. 30c, d). Das Staborganell wird vorgeschoben und an der Beute verhakt, die dann, durch euglenoide Bewegungen unterstützt, in die Zelle gezogen wird (LEEDALE & SANTORE 1995). Bei großen Objekten werden die Stäbe gelöst und greifen erneut zu, bis sie Schritt für Schritt in die Zelle gezogen sind. Eine *Euglena gracilis* wird in 15 min verschlungen. *Peranema* kann das Staborganell auch zum Schneiden verwenden und damit Zellwände durchtrennen. So wird die Zellwand von *Cladophora* in etwa 15 min geöffnet und der Inhalt aufgenommen. *Peranema* erkennt die Beute chemotaktisch. Axenisch kultivierbar. Photosensitiv. Milieuspektrum (aus CAIRNS 1964): 4-35 °C, pH 6-9, 3-15 mg/l O₂, <0,5-20 mg/l BSB₅, 0,001-10 mg/l NH₃-N, 0,001-3 mg/l NO₃⁻-N, <0,001-1,5 mg/l NO₂⁻-N, <6-10.000 mg/l Cl⁻.

***Chilomonas paramaecium*-Gruppe** (Abb. 31a-d, f-u)

Die Gattung *Chilomonas* umfaßt etwa 20 Arten, die im wesentlichen nach Größe und Gestalt unterschieden werden (HILL 1991, HUBER-PESTALOZZI 1968). Viele davon sind schlecht beschrieben oder nur vom Originalfundort bekannt, andere vermutlich mit der in der DIN-Liste enthaltenen *C. paramaecium* synonym (HILL 1991). Die drei häufigsten Arten, *C. paramaecium* (EHRENBERG) EHRENBERG (sigmoid, Hinterende schmal gerundet; Abb. 31a-c, o-u), *C. insignis* SKUJA (sigmoid, Hinterende zugespitzt und stark nach dorsal gekrümmt; Abb. 31d, g-l) und *C. oblonga* PASCHER (nicht sigmoid, Hinterende breit gerundet; Abb. 31f, m, n), zeigen oft Übergänge; besonders die beiden sigmoiden sind häufig schwierig zu trennen. Da alle drei Arten von SLÁDEČEK et al. (1981) als typische Alphamesosaprobier eingestuft werden, schlagen wir für die Praxis die Sammelbezeichnung "*Chilomonas paramaecium*-Gruppe" vor.

Kurzbeschreibung: **Größe** 20-40 x 10-15 µm (*C. paramaecium*), 15-30 µm (*C. insignis*) bzw. 20-50 µm lang (*C. oblonga*). **Starr.** **Gestalt** leicht (*C. paramaecium*) bis stark (*C. insignis*) sigmoid bzw. verkehrt eiförmig (*C. oblonga*), Vorderende abgesehen und bei der (Mund)Grube rundlich eingesenkt; Hinterende bei *C. oblonga* breit gerundet (Abb. 31f, m, n), bei *C. paramaecium* verschmälert, schmal gerundet und meist leicht nach dorsal gebogen (Abb. 31a-c, o, p, r), bei *C. insignis* zugespitzt und meist stark nach dorsal gebogen (Abb. 31d, i, k). **Nucleus** kugelig etwas hinter der Mitte (Abb. 31a, d, l, q; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** dorsal im Vorderende (Abb. 31a, l, r; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** mit (farblosen) Leukoplasten, im Randbereich oft viele, stark lichtbrechende Stärkekörner (Abb. 31a-d, j, l, u). **2 Geißeln** subapikal, entspringen am vorderen Ende der (Mund)Grube, etwas kürzer als der Körper, fast gleich lang, beide meist nach vorne gerichtet (Abb. 31a-c, g, u). **Oralapparat** leicht subapikal, mit etwa 1/3körperlanger Grube, an deren dorsaler Wand viele rundliche, mit Ölimmersion leicht sichtbare Extrusome (Ejectiosome) liegen; Aufnahme fester Teilchen (Phagocytose) bisher nicht beobachtet (Abb. 31a, b, l, u). **Bewegung** sehr schnell wellig-rotierend (*C. insignis*) bzw. mäßig rasch rotierend; in den Ruhepausen wird häufig eine Geißel zurückgebogen.

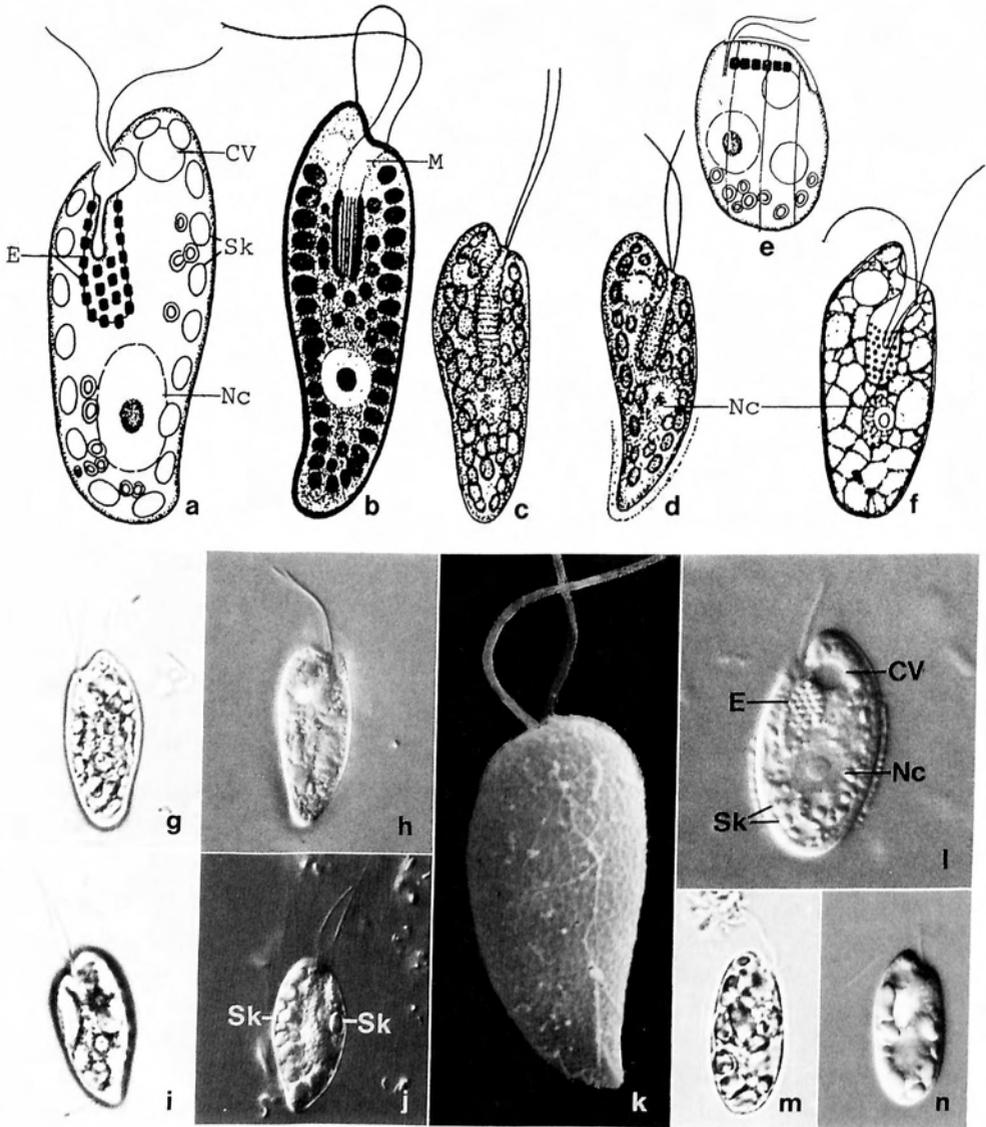


Abb. 31a-d, f-n: *Chilomonas paramaecium*-Gruppe (a, aus HILL 1991; b, f, nach BÜTSCHLI aus PASCHER & LEMMERMANN 1913; c, d, aus SKUJA 1956; g-k, Originale einer Population von einem sapropelen Waldtümpel in der Nähe der Stadt Salzburg; l-n, Originale der Population aus der CCAP, Windermere. a-d, f-j, l-n, in vivo; k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a-c: *Chilomonas paramaecium*, 20-40 μm . d, g-k: *Chilomonas insignis*, 15-30 μm . f, l-n: *Chilomonas oblonga*, 20-50 μm . CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome (Ejectiosome), M = Mund(Grube), Nc = Nucleus mit zentralem Nucleolus, Sk = Stärkekörner.

Abb. 31e: *Goniomonas truncata* in vivo (10 μm), eine mit *Chilomonas* verwandte Gattung, bei der die Extrusome ein auffallendes, quer verlaufendes Band bilden. Die häufigste Art, *G. truncata*, ist stark abgeflacht und von eckiger Gestalt. Sie wird von SLÁDEČEK et al. (1981) wie folgt eingestuft: b-a; b = 4, a = 5, p = 1, G = 2, s = 2,7.

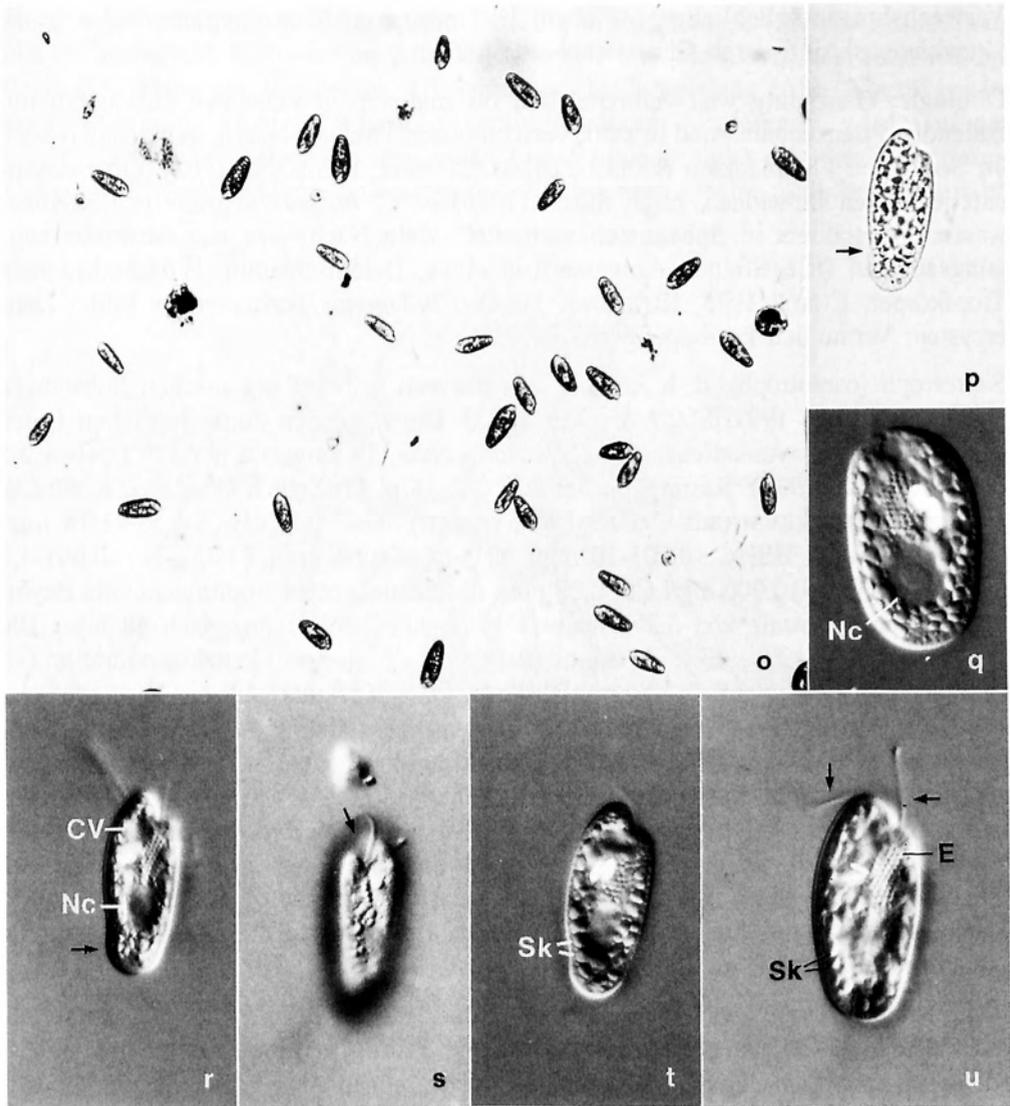


Abb. 31o-u: *Chilomonas paramaecium* in vivo (Originale). **o:** Massenvorkommen. *Chilomonas* ist durch die stark lichtbrechenden Stärkekörner bei schwacher Vergrößerung im Durchlicht dunkel. **p, r-t:** Ruhig stehende, nicht gequetschte Exemplare im Hellfeld (**p**) und Interferenzkontrast (**r-t**). Die Pfeile in (**p, r**) weisen auf das breit gerundete und leicht nach dorsal gekrümmte Hinterende. In (**s**) ist auf die (Mund)Grube fokussiert (Pfeil). **q, u:** Stark und leicht gequetschtes Exemplar. Die Pfeile in (**u**) weisen auf die beiden Geißeln. Die winzigen Extrusome (**E**) sind nur bei starker Vergrößerung (Ölimmersion) gut erkennbar. Der Nucleus besitzt einen großen, zentralen Nucleolus. **CV** = kontraktile Vakuole, **E** = Extrusome (Ejectiosome), **Nc** = Nucleus, **Sk** = Stärkekörner.

Verwechslungsmöglichkeiten: → oben! Die meisten anderen Cryptomonaden (z. B. *Cryptomonas*) sind durch Chromatophoren gefärbt.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich in stehenden Gewässern mit faulenden Pflanzenteilen und in stark verschmutzten Fließgewässern; gelegentlich auch im Seen- und Flußplankton (HUBER-PESTALOZZI 1968, LIEBMANN 1962). Oft massenhaft in älteren Infusionen. Nach SKUJA (1956) ist *C. insignis* in moorigen Kleingewässern, besonders in Sphagneten verbreitet. Viele Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen (Rieselfelder, Abwasserfischeiche, Belebtschlamm, Emscherbrunnen, Tropfkörper; CURDS 1975, KUTIKOWA 1984). *Chilomonas paramaecium* bildet Dauerzysten. Vermutlich kosmopolitisch.

Saprotroph (osmotroph), d. h. ernährt sich nur von gelösten organischen Substanzen (KUGRENS & LEE 1991, MAST & PACE 1933). Die folgenden autökologischen Daten beziehen sich im wesentlichen auf *C. paramaecium*. Teilungsrate bei 24 °C etwa 3,5 (MAST & PACE 1937). Respiration bei 20 °C 2-38 pl O₂/Zelle.h (FENCHEL & FINLAY 1983). Milieuspektrum (aus CAIRNS 1964, ergänzt): 4-40 °C, pH 4,8-9,5, <1-15 mg/l O₂, <0,5-40 mg/l BSB₅, <0,001-10 mg/l NH₃-N, <0,001-7 mg/l NO₃⁻-N, <0,001-1,5 mg/l NO₂⁻-N, <6-10.000 mg/l Cl⁻. 0,08 ppm des Schneckenbekämpfungsmittels Bayluscid (Äthanolaminsalz von 5,2'-Dichlor-4'-nitro-salicylanilid) sind nach 48 h zu 100 % letal (HANSEN 1970). Eine Zusammenstellung der toxischen Grenzkonzentration (→ Glossar) von 171 potentiell wassergefährdenden Stoffen (anorganische Verbindungen, Alkohole, Aldehyde, Ketone, organische Säuren bzw. Salze, Ester, aromatische Kohlenwasserstoffe, N-haltige organische Verbindungen, organische Chlorverbindungen) geben BRINGMANN & KÜHN (1981) und BRINGMANN et al. (1980). Die Grenzkonzentration lag für das Wirkion Chromat bei 0,0001 mg/l, für Hydraziniumhydroxid (80 %) bei 0,002 mg/l, für das Wirkion von Silber bei 0,003 mg/l, für das Wirkion von Quecksilber bei 0,02 mg/l. Für die organischen Schadstoffe Furfurylalkohol, Monofluoressigsäure, Acrylsäure und Cumolhydroperoxid lag die Grenzkonzentration zwischen 0,1 und 1,0 mg/l.

Die Einstufung von *C. paramaecium* in der DIN-Liste (s = 2,5; → Tabelle 1) entspricht nicht den Literaturdaten und unserer Erfahrung (häufig vergesellschaftet mit → *Paramaecium caudatum*). Höhere Abundanzen werden nur in stark verschmutzten Gewässern erreicht (PASCHER & LEMMERMANN 1913). Wir empfehlen daher für die *C. paramaecium*-Gruppe die Einstufung von SLÁDEČEK et al. (1981): a; b = 2, a = 6, p = 2, G = 3, s = 3,0.

Anthophysa vegetans (MÜLLER, 1786) STEIN, 1878 (Abb. 32a-c, f-n)

Kurzbeschreibung: Größe der Einzelzellen 3-10 µm, Kolonien bis 30 µm, "Traubenbäumchen" bis 1 mm hoch. Zellen weich und empfindlich, kugeln sich bald ab, wenn von der Kolonie getrennt. **Gestalt** der Zelle verkehrt tropfenförmig, Vorderende ausgerandet oder beim Mund lippenförmig vorgewölbt, Hinterende meist zugespitzt (Abb. 32a, b, g-i). **Nucleus** kugelig etwas vor der Mitte (Abb. 32h; für die Bestim-

mung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** im Vorderende (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos (keine gefärbten Plastiden), kein roter Augenfleck. 2 **Geißeln** am Vorderende, 1,5-2mal bzw. halbkörperlang (Abb. 32a, b, m; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, wird von den Geißeln und einer zeitweise vorragenden Plasmalippe gebildet (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kolonie** annähernd kugelig, bis etwa 30 µm groß, besteht aus bis

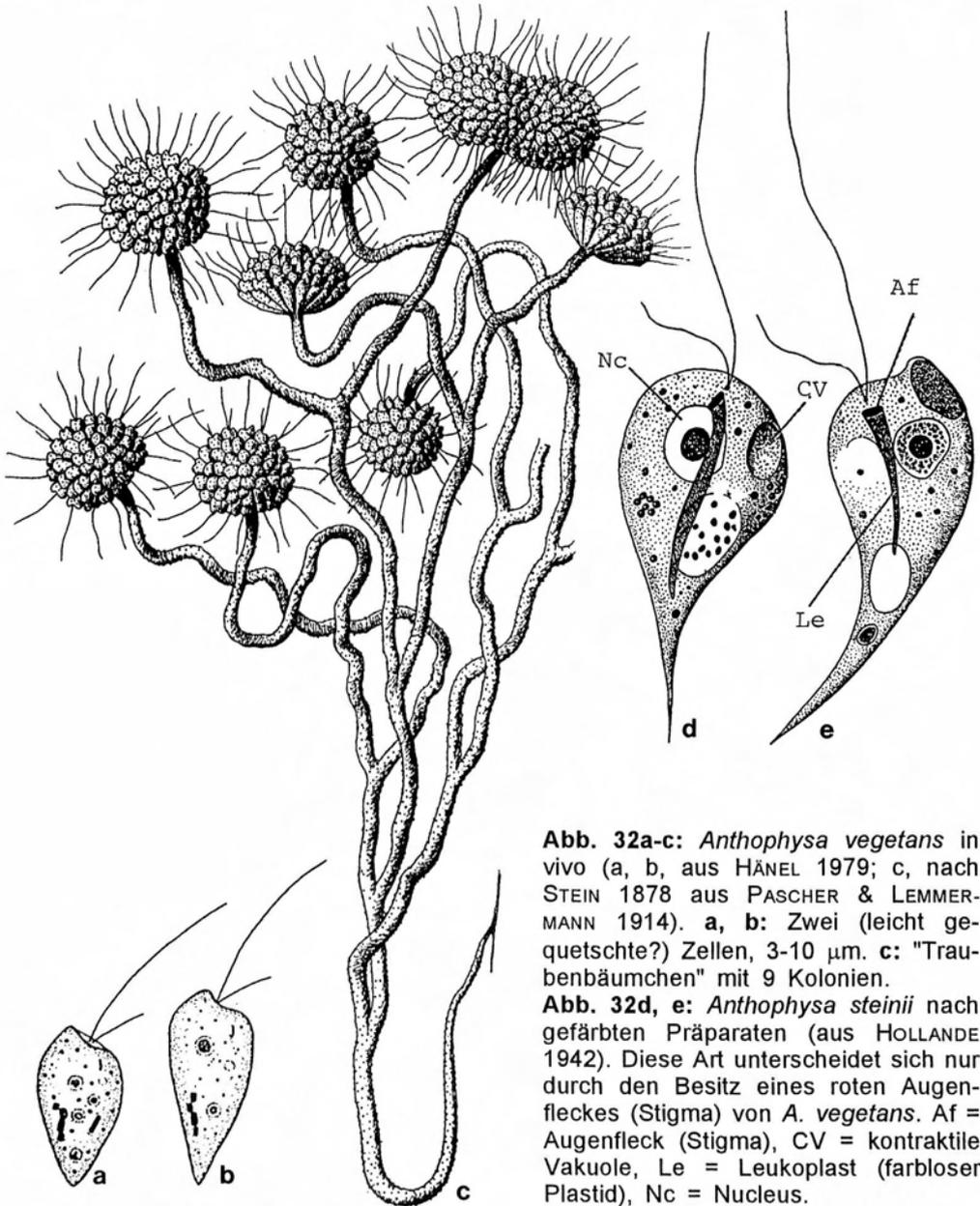


Abb. 32a-c: *Anthophysa vegetans* in vivo (a, b, aus HÄNEL 1979; c, nach STEIN 1878 aus PASCHER & LEMMERMANN 1914). a, b: Zwei (leicht gequetschte?) Zellen, 3-10 µm. c: "Traubenbäumchen" mit 9 Kolonien.

Abb. 32d, e: *Anthophysa steinii* nach gefärbten Präparaten (aus HOLLANDE 1942). Diese Art unterscheidet sich nur durch den Besitz eines roten Augenfleckes (Stigma) von *A. vegetans*. Af = Augenfleck (Stigma), CV = kontraktile Vakuole, Le = Leukoplast (farbloser Plastid), Nc = Nucleus.

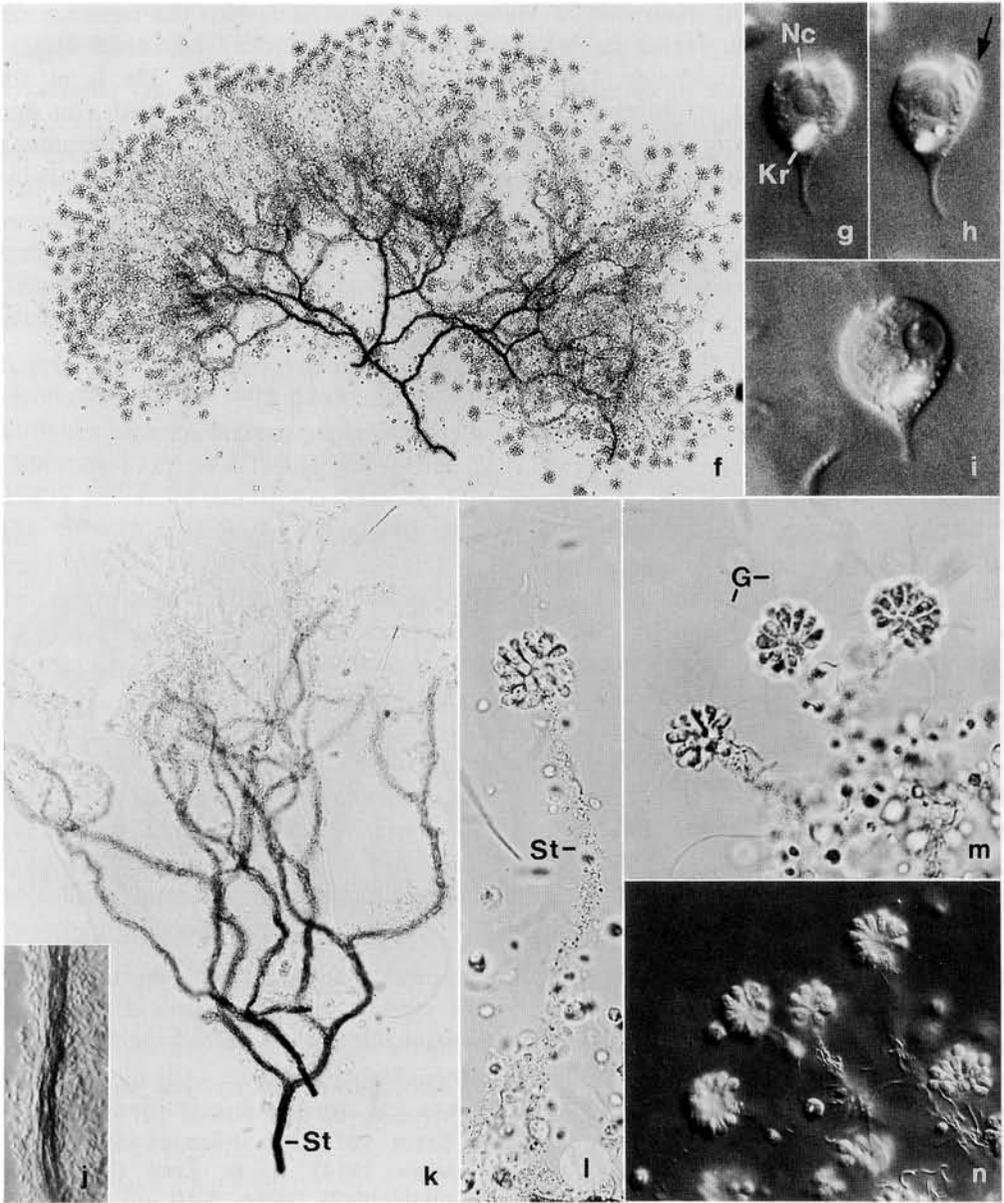


Abb. 32f-n: *Anthophysa vegetans* in vivo (Originale aus einem stark verschmutzten Bereich der Vils in Bayern). **f:** Riesiges Bäumchen mit mehreren hundert Kolonien bzw. tausenden Zellen. **g-i:** Die Zellen sind mit dem scharf zugespitzten Hinterende am Stiel befestigt. Der Pfeil weist auf ein gerade gefressenes Bakterium, wodurch sich eine Seite der Zelle lippenförmig vorwölbt. **j:** Die Stiele sind dunkelbraun, faserig und meist dicht mit Bakterien besetzt. **k:** Reich verzweigter Stiel ohne Kolonien. **l-n:** Kleine Kolonien. Die frisch gebildeten Stiele haben noch keine Eisen- oder Mangan-einlagerungen und sind daher farblos. G = Geißeln, Kr = Kristalle, Nc = Nucleus, St = Stiel.

zu 60 Zellen, die auf einem gemeinsamen Stiel sitzen; die Kolonien lösen sich z. B. bei starker Beleuchtung oder Erschütterung leicht von den Stielen und rollen dann durchs Wasser (Abb. 32c, l-n). Stiel vielfach verzweigt, d. h. viele Kolonien bilden ein "Traubenbäumchen" (Abb. 32c, f). Stiele proximal, d. h. unterhalb der Kolonien ± farblos und weich, distal verdickt, durch Kalziumphosphat-Kügelchen mineralisiert und durch Eisen- und/oder Manganeinlagerungen braun gefärbt; meist dicht mit Bakterien besetzt (Abb. 32c, j, k, l). **Bewegung** von losgelösten Individuen auffallend langsam, holprig.

Verwechslungsmöglichkeiten: Im kolonialen Zustand gut erkennbar, von den Kolonien losgelöste Individuen sind schwierig bestimmbar und fast bewegungslos. *Anthophysa steinii* SENN unterscheidet sich durch einen roten Augenfleck von → *A. vegetans* (wird von STARMACH 1985 nicht anerkannt! Nach unserer Erfahrung gibt es diese Art aber und auch HOLLANDE 1942 hat sie gefunden; Abb. 32d, e). *Cephalothamnium cyclosum* STEIN sitzt auf Kleinkrebsen und hat keine braun gefärbten Stiele. Bei *Dendromonas* sitzt jeweils nur eine Zelle am Stielende. Bei schwacher Vergrößerung können Stiele ohne Kolonien, die man in länger transportierten Proben oft findet, mit Eisenbakterien verwechselt werden (Abb. 32k); Unterscheidung: der Stiel von *A. vegetans* hat bei starker Vergrößerung eine fasrige Struktur (Abb. 32j).

Ökologie: Ganzjährig, besonders aber in den Sommermonaten im Benthos stehender und fließender Gewässer weit verbreitet. Auch im Litoral und Plankton großer Flüsse (z. B. Donau, Main; LIEBMANN 1958). Kommt nach LIEBMANN (1962) in Gewässern mit weniger als 0,1 mg/l Eisen oder Mangan nicht vor. Meidet Schwefelwasserstoff, erreicht aber in stark verschmutzten, aeroben Bereichen hohe Abundanzen. Anhäufungen von Stielen sind makroskopisch als braune Flocken oder als braune Schicht an der Wasseroberfläche erkennbar (LIEBMANN 1962). Nach SLÁDEČKOVA (1968) Indikator für stark eutrophe Trinkwassertalsperren und oft im Brunnenwasser, was zu Verwechslung mit Eisenbakterien führen kann (LIEBMANN 1962). Manchmal im Belebtschlamm (bis zu 64.000 Zellen/ml in einem mit Molkereiabwasser gespeisten Belebtschlamm mit Eisenzusatz; SCHERB 1968), in Tropfkörpern und in Emscherbrunnen (CURDS 1975). Vermutlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien. Milieuspektrum nach CAIRNS (1964) und HEUSS (1976; zahlreiche Daten aus niederrheinischen Fließgewässern; in Klammer der Mittelwert und die Standardabweichung bei zahlreichem und massenhaftem Vorkommen): 0-35 °C (15,7 ± 4,1; n = 9), pH 4,5-9,3 (7,4 ± 0,41; n = 51), 0-20,8 mg/l O₂ (6,55 ± 2,93; n = 51), 0-193 % O₂-Sättigung, 0-122 mg/l BSB₅ (18,5 ± 25,3; n = 45), 6-161 mg/l KMnO₄-Verbrauch (54 ± 60; n = 39), 0-55 mg/l NH₄⁺ (2,37 ± 5,15; n = 51), 0-20,1 mg/l PO₄³⁻ (1,07 ± 2,03; n = 51), 6-2.500 mg/l Cl⁻ (44,9 ± 18,6; n = 51). Zahlreiches oder massenhaftes Vorkommen bei geringem Sauerstoffgehalt (<1,1 mg/l) wurde nicht beobachtet (HEUSS 1976).

Die Einstufung in der DIN-Liste (s = 2,4; → Tabelle 1) stimmt weitgehend mit den umfangreichen Daten von bayerischen Gewässern überein (Dr. E. MAUCH, pers. Mitt.). SLÁDEČEK et al. (1981) stuften *A. vegetans* mit s = 3,2 offensichtlich zu schlecht ein.

Tetramitus descissus PERTY, 1852 (Abb. 33a-k)

Vielleicht in die Gattung *Percolomonas* FENCHEL & PATTERSON zu stellen (PATTERSON & ZÖLFFEL 1991).

Kurzbeschreibung: Größe 10-30 x 6-18 µm, meist 15-25 µm lang. Weich, sehr empfindlich. **Gestalt** annähernd keulenförmig, Vorderende in Ventralansicht breit gerundet, in Lateralansicht verschmälert und durch die Mundgrube auf einer Seite ausgehöhlt, Hinterende deutlich verschmälert und meist zugespitzt (Abb. 33a, b, e, f); wird unter dem Deckglas (Druck, Erwärmung) sehr rasch eiförmig oder ellipsoid. **Nucleus** im Vorderende (schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende, nach SKUJA (1956) 1-3 kleine Vakuolen im Vorderende (Abb. 33c, e; schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos. 4 **Geißeln** am Vorderende, nach KLUG (1936) 3 etwa 3/4körperlange Schwimmgeißeln und 1 etwa körperlange Schleppgeißel (Abb. 33a-d), bei unserer Population 2 kurze Geißeln und je eine körperlange bzw. mehr als körperlange Geißel (Abb. 33e-k). **Oralapparat** auffallend, d. h. eine breite Grube, die vom Vorderende bis zur Mitte reicht (Abb. 33a, b, e, k). **Bewegung** lebhaft rotierend.

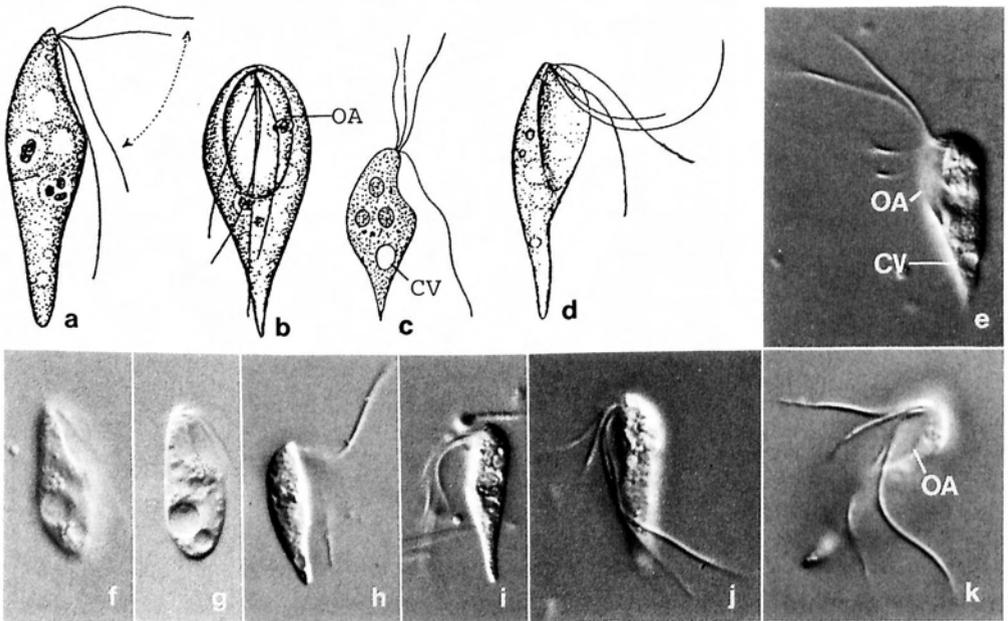


Abb. 33a-k: *Tetramitus descissus* in vivo (a, b, d, aus SKUJA 1956; c, nach KLEBS aus PASCHER & LEMMERMANN 1914; e-k, Originale. e, h-k, fixiert mit Osmiumsäure). a, c-e, h-j: Typische, keulenförmige Exemplare mit zugespitztem Hinterende, 10-30 µm. Der gebogene Pfeil in (a) markiert die Schlagrichtung der Schwimmgeißeln. b, k: Ventrale und ventro-laterale Ansichten. f, g: Leicht gequetschte Exemplare, bei denen das zugespitzte, empfindliche Hinterende schon mit dem Rest der Zelle verquollen ist. CV = kontraktile Vakuole, OA = Oralapparat (Mundgrube).

Verwechslungsmöglichkeiten: Sehr ähnlich (vielleicht synonym) sind *T. salinus* (ENTZ; 2 Schwimm- und 2 Schleppgeißeln, lebt in Salzgewässern) und *T. spinosus* KLUG (Mundgrube ± biskuitförmig). Die Salzwasserart *Percolomonas cosmopolitus* (RUINEN) ist meist etwas kleiner (8-14 x 3-4 µm) und hat eine 2-4mal körperlange Schleppgeißel. Andere *Tetramitus*-Arten sind meist breiter und daher plumper (*T. ovooides* RUINEN, → *T. pyriformis*, *T. sulcatus* STEIN).

Ökologie: Wie → *Tetramitus pyriformis*.

Tetramitus pyriformis KLEBS, 1893 (Abb. 34a-n)

Vielleicht in die Gattung *Percolomonas* FENCHEL & PATTERSON zu stellen (PATTERSON & ZÖLFFEL 1991).

Kurzbeschreibung: **Größe** 8-20 x 5-15 µm. Weich, sehr empfindlich. **Gestalt** tropfen- bis kommaförmig, d. h. Vorderende breit gerundet und Hinterende kurz gespitzt, dorsal konvex, ventral hinter den Geißeln durch die Mundgrube ausgehöhlt (Abb. 34a-f, m). **Nucleus** im Vorderende (Abb. 34a, j; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** subäquatorial (Abb. 34a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos. 4 **Geißeln** subapikal am Seitenrand, 3 ungleich lange Schwimmgeißeln und 1 etwa 1 1/2mal (bei unserer Population 2 1/2mal) körperlange Schleppgeißel (Abb. 34a, b, d, h). **Oralapparat** auffallend, d. h. eine breite Grube, die von der Geißelbasis bis zum Hinterende reicht, Rand oft scharf begrenzt (Abb. 34a, e, l). **Bewegung** meist ruhig und gleichmäßig rotierend, seltener schaukelnd.

Verwechslungsmöglichkeiten: Durch die Form, die subapikale Geißelbasis und die bis zum Hinterende reichende Mundgrube gut von den anderen *Tetramitus*-Arten zu unterscheiden. Recht ähnlich und vielleicht mit unserer Population identisch (wegen der deutlich längeren Schleppgeißel) ist *T. ovooides* RUINEN, der aus gering bis sehr stark versalzten australischen Gewässern beschrieben worden ist.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich in sehr stark organisch verschmutzten Gewässern, besonders unterhalb der Einleitungen von Brauereien, Molkeereien und Schlachthäusern und in faulenden Infusionen (KLUG 1936, LIEBMAN 1962). Auch im Seen- und Flußplankton (SKUJA 1956). Regelmäßig im Belebtschlamm, in Tropfkörpern, in Emscherbrunnen, Rieselfeldern und über dem Grund von Abwasserfischeichen (CURDS 1975, HÄNEL 1979, LIEBMAN 1962). Vermutlich kosmopolitisch.

Während der Nahrungsaufnahme heftet sich die Zelle mit dem spitzen Hinterende am Substrat fest und strudelt mit den Geißeln aerobe und anaerobe (Schwefel)Bakterien ein (KLEBS 1893, LIEBMAN 1962, SKUJA 1956). *Tetramitus pyriformis* und *T. descissus* besitzen vermutlich so wie *Percolomonas cosmopolitus* Mitochondrien (FENCHEL & PATTERSON 1986), sind also wahrscheinlich keine obligaten Anaerobier, wie es die metasprobe (bis 100 mg/l H₂S) Einstufung von SLÁDEČEK et al. (1981) vermuten läßt.

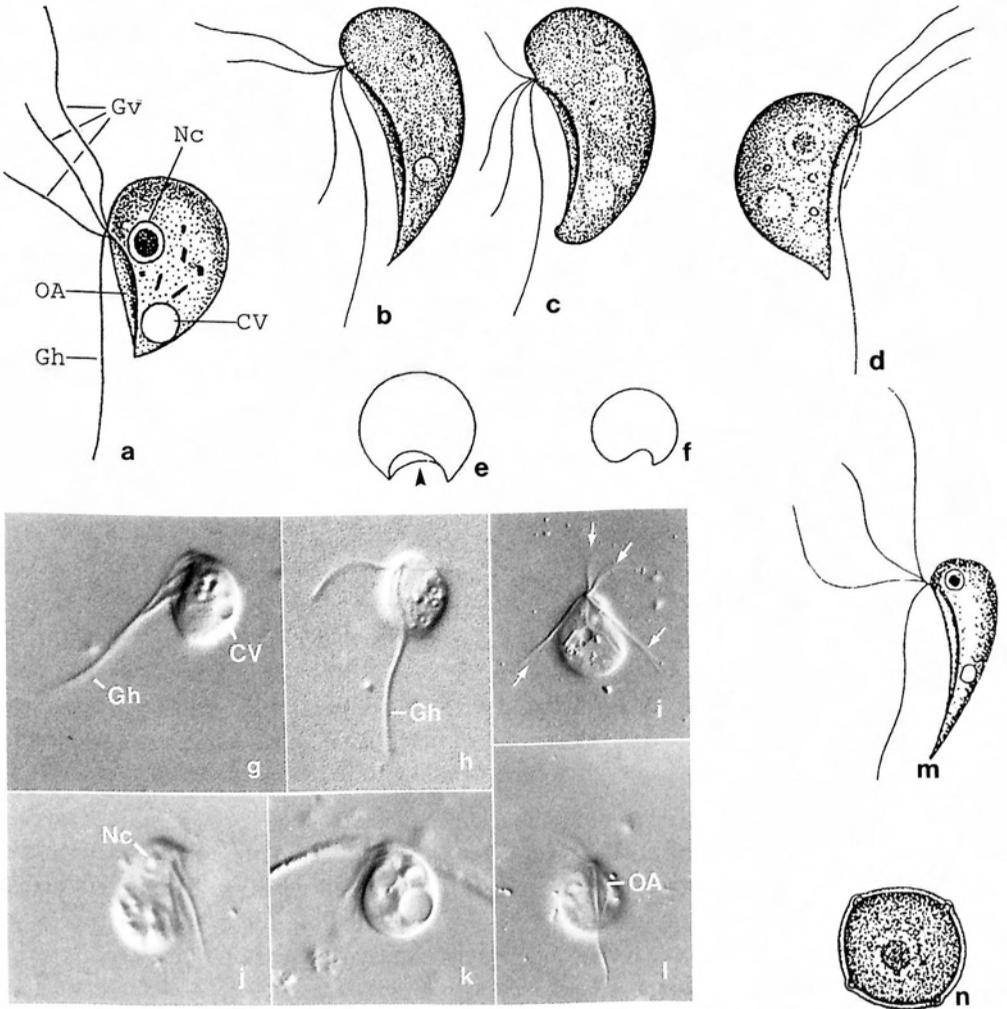


Abb. 34a-n: *Tetramitus pyriformis* in vivo (a, nach KLEBS aus PASCHER & LEMMERMANN 1914; b, c, aus KLUG 1936; d-f, n, aus SKUJA 1956; g-l, Originale einer Population aus einem Waldtümpel bei der Stadt Salzburg; m, aus LIEBMANN 1962). a, d: Breite, annähernd verkehrt tropfenförmige Exemplare, 8-20 μm . b, c, m: Schlanke, kommaförmige Exemplare. e, f: Querschnitte. Die Pfeilspitze weist auf die Mundgrube. g-l: Ziemlich stark gequetschte und in der Form bereits deutlich veränderte Exemplare, die die 4 unterschiedlich langen Geißeln (Pfeile) und die große Mundgrube zeigen. n: Dauerzyste, 8-12 μm . CV = kontraktile Vakuole, Gh = Schleppgeißel, Gv = Schwimmgeißeln, Nc = Nucleus mit stark lichtbrechendem Nucleolus, OA = Oralapparat (Mundgrube).

Cercomonas longicauda DUJARDIN, 1841 (Abb. 35a-e, g-j)

In der DIN-Liste unter dem Synonym *Cercobodo longicauda* angeführt (PATTERSON & ZÖLFFEL 1991).

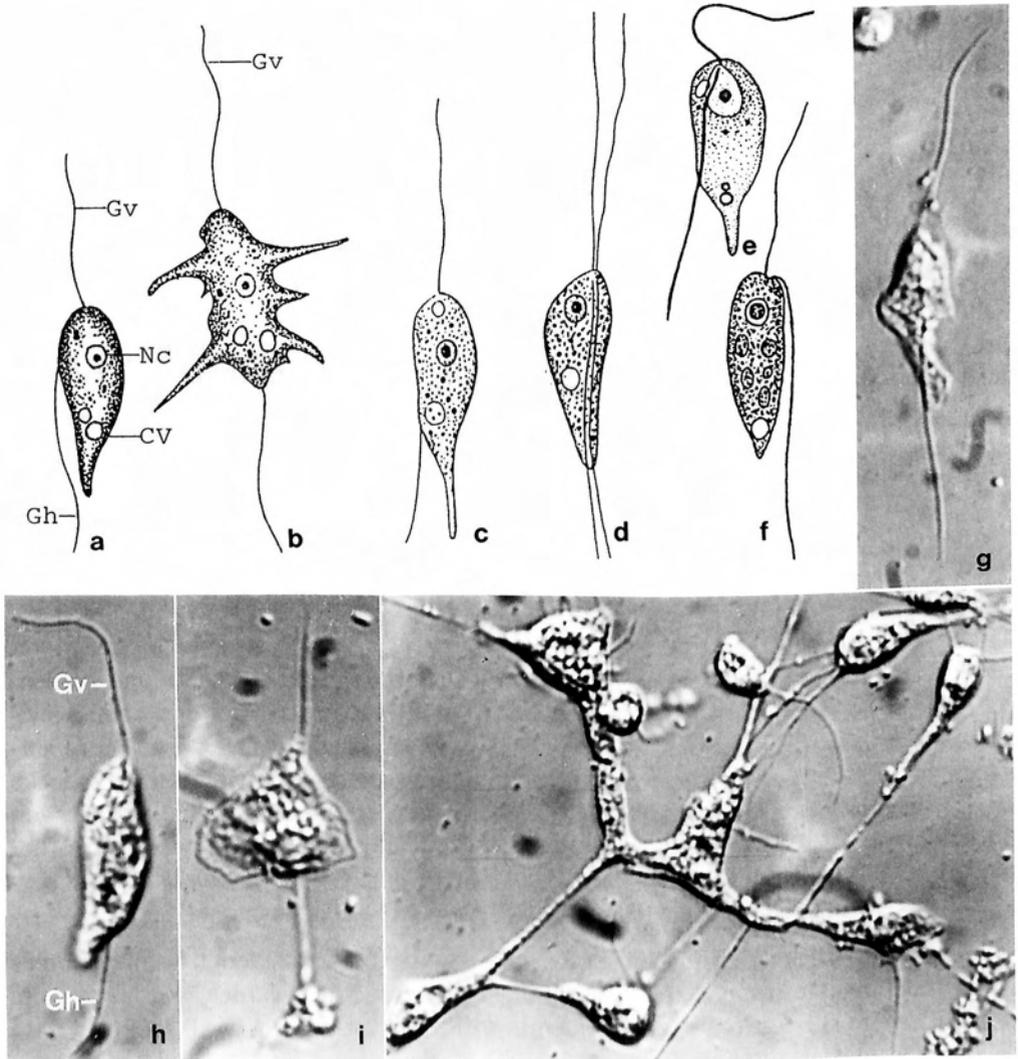


Abb. 35a-e, g-j: *Cercomonas longicauda* in vivo (a, b, aus LIEBMANN 1962; c, d, nach SENN aus LEMMERMANN 1910; e, aus ZÖLFFEL 1995; g-j, aus MYLNIKOV 1987 und unveröffentlichte Aufnahmen desselben Autors). a, c, e, h: Flagellaten-Stadium mit dem typischen verschmälerten Hinterende, 20-35 μm . b, i: Amöboides Stadium. d: Beginnende Längsteilung. g: Übergang zur amöboiden Zustandsform. j: Die Pseudopodien von mehreren Exemplaren können miteinander verschmelzen, wodurch netzförmige Aggregate entstehen. CV = kontraktile Vakuole, Gh = Schleppgeißel, Gv = Schwimmgeißel, Nc = Nucleus.

Abb. 35f: *Cercomonas radiata* in vivo (nach KLEBS aus PASCHER & LEMMERMANN 1914). Unterscheidet sich von *C. longicauda* vor allem durch die ungleich langen Geißeln und die geringere Größe (10-14 μm).

Kurzbeschreibung: **Größe** etwa 20-35 x 10-15 µm. Amöboid. **Gestalt** im freischwimmenden Zustand meist keulen- bis spindelförmig, oft mit ziemlich lang ausgezogenem Hinterende (Abb. 35a, c, e, h). Im amöboiden, kriechendem Zustand mit dünnen und/oder dicken, einfachen und/oder verästelten, oft sehr langen Fortsätzen (Pseudopodien), besonders am Hinterende (Abb. 35b, i, j). **Nucleus** in der vorderen Hälfte (Abb. 35a, e; für die Bestimmung nicht erforderlich). 1 oder 2 **kontraktile Vakuolen** in der hinteren Hälfte (Abb. 35a, e). **Cytoplasma** farblos. 2 **Geißeln** am Vorderende, beide etwa 1,5-2mal körperläng, die Schwimmgeißel frei beweglich, die Schleppgeißel in einer Rinne festgeheftet (Abb. 35a, c, e, h). **Oralapparat** fehlt, die Nahrung wird im amöboiden Zustand mit den Pseudopodien aufgenommen. **Bewegung** langsam kriechend (im amöboiden Zustand) oder mäßig schnell rotierend (im Flagellaten-Stadium).

Verwechslungsmöglichkeiten: Eine verhältnismäßig umfangreiche Gattung, die dringend einer gründlichen Revision bedarf. *Cercomonas longicauda* unterscheidet sich von den anderen 10 bei PASCHER & LEMMERMANN (1914) angeführten Arten (z. B. *C. radiata*, Abb. 35f) vor allem durch das schwanzförmige Hinterende und die beiden gleichlangen Geißeln. Von den 9 neuen Arten, die SKUJA (1948, 1956) beschrieben hat, ist *C. varians* vermutlich synonym mit *C. longicauda*. Die Arten der mitochondrienlosen Gattungen *Mastigamoeba* und *Mastigella* haben nur 1 Geißel.

Ökologie: Ganzjährig verbreitet im Detritus stark verschmutzter stehender und fließender Gewässer. Nach LIEBMANN (1962) typisch für verjauchtes Wasser und häufig zwischen treibenden → *Sphaerotilus*-Zotten. Lebt nicht im, sondern direkt über dem Faulschlamm. Oft im Wandbelag von Abwasserkanälen, in der Schwimmschlammdecke von Emscherbrunnen, im Belebtschlamm, in Tropfkörpern und in Drainagegräben von Rieselfeldern (KUTIKOWA 1984, LIEBMANN 1962). Gelegentlich im Seenplankton (besonders im Frühjahr und Herbst; SKUJA 1948, 1956) und im Grundwasser. Sehr verbreitet in terrestrischen Böden (FOISSNER 1991). Vermutlich kosmopolitisch.

Die Nahrungsaufnahme erfolgt im amöboiden Stadium, d. h. Bakterien werden mittels Freß-Pseudopodien in die Zelle aufgenommen. Pseudopodien werden aber auch dann gebildet, wenn die Zelle auf ein Hindernis trifft, das umflossen wird; dahinter wird die Amöbe wieder zur Flagellate.

Cladomonas fructiculosa STEIN, 1878 (Abb. 36a)

Kurzbeschreibung: **Größe** der Zellen etwa 8 x 4 µm, Kolonien bis 85 µm hoch. **Gestalt** der Zellen ellipsoid oder eiförmig (Abb. 36a). **Nucleus** unbekannt. **Kontraktile Vakuole** etwa in Körpermitte (Abb. 36a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** vermutlich farblos. 2 **Geißeln** am Vorderende, beide nach vorne gerichtet, jede zweimal körperläng (Abb. 36a). **Oralapparat** unbekannt. **Kolonien** dichotom verzweigt, bis 85 µm groß, Zellen einzeln in den Mündungen der schlauchförmigen Gallertröhren, Röhren unterhalb der Verzweigungen manchmal mit braunen Querstreifen (Abb. 36a).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wenig bekannte Art. Leicht mit dem ebenfalls kolonienbildenden *Phalansterium digitatum* STEIN zu verwechseln, das aber nur 1 Geißel hat (Abb. 36c). Bei *Rhipidodendron* sind die Gallertröhren miteinander verwachsen (Abb. 36b). → *Spongomonas uvella* bildet kompakte polsterförmige oder gelappte Kolonien (Abb. 37a-c). Ciliaten der Gattung *Maryna* bauen ähnliche Gehäuse und Kolonien, sind aber viel größer ($>50\ \mu\text{m}$).

Ökologie: Seltene Art, die bevorzugt in stehenden Gewässern auf Wasserpflanzen sitzt (LEMMERMANN 1910, PATTERSON & ZÖLFEL 1991). Nach STARMACH (1985) in Mitteleuropa recht verbreitet und auch im Bodenschlamm. SLÁDECKOVA & SLÁDEČEK

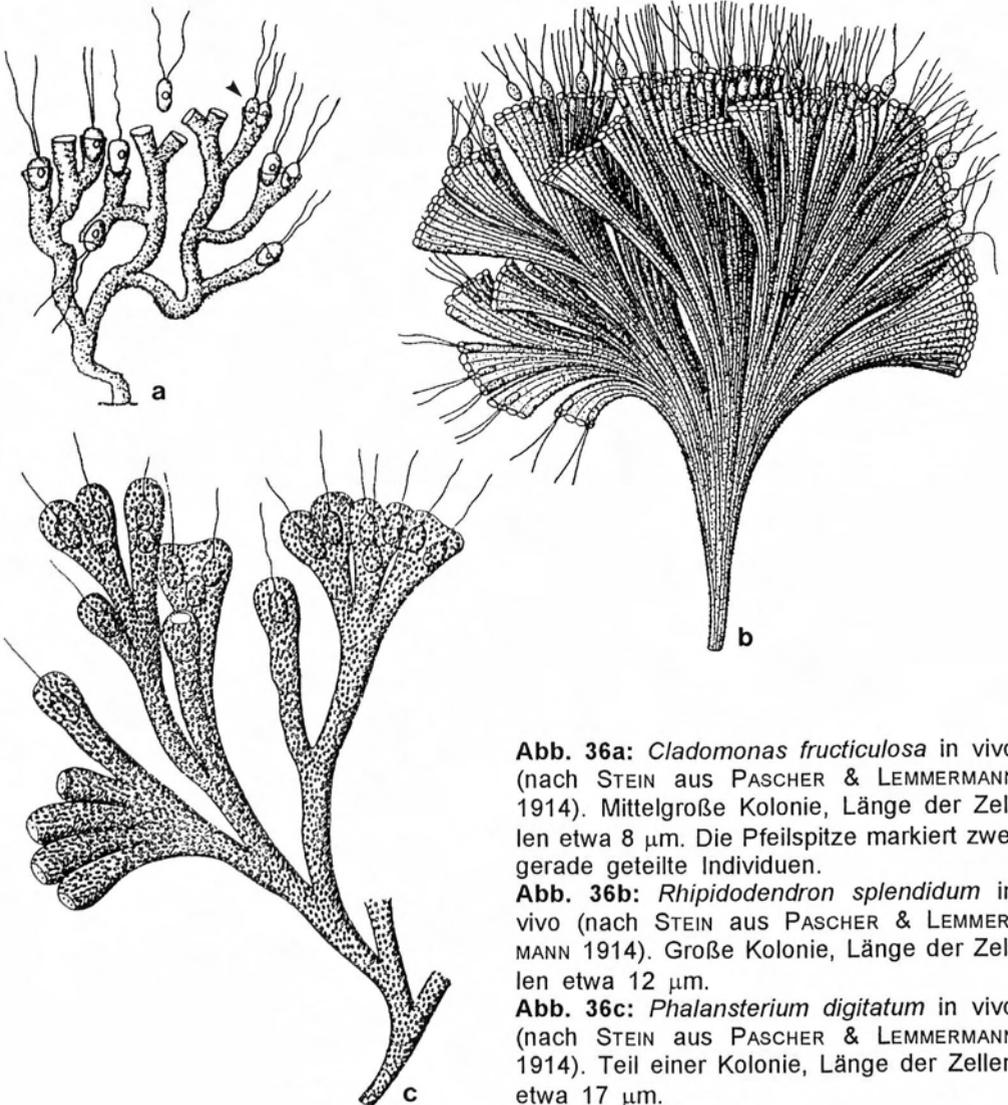


Abb. 36a: *Cladomonas fructiculosa* in vivo (nach STEIN aus PASCHER & LEMMERMANN 1914). Mittelgroße Kolonie, Länge der Zellen etwa $8\ \mu\text{m}$. Die Pfeilspitze markiert zwei gerade geteilte Individuen.

Abb. 36b: *Rhipidodendron splendidum* in vivo (nach STEIN aus PASCHER & LEMMERMANN 1914). Große Kolonie, Länge der Zellen etwa $12\ \mu\text{m}$.

Abb. 36c: *Phalansterium digitatum* in vivo (nach STEIN aus PASCHER & LEMMERMANN 1914). Teil einer Kolonie, Länge der Zellen etwa $17\ \mu\text{m}$.

(1963) fanden *C. fructiculosa* spärlich und nur im Winter in tieferen Schichten eines Speichersees; wird daher von SLADECKOVA (1968) als Indikator für stark eutrophe Trinkwassertalsperren geführt. Bisher nur in Europa sicher nachgewiesen. Saprotroph (osmotroph), d. h. ernährt sich von gelösten organischen Substanzen (PASCHER & LEMMERMANN 1914).

Spongomonas uvella STEIN, 1878 (Abb. 37a-c)

Kurzbeschreibung: Größe der Zellen 8-12 x 4-6 µm, Kolonien bis 50 µm hoch. Weich. **Gestalt** der Zellen verkehrt eiförmig (Abb. 37c). **Nucleus** kugelig etwa in der Mitte (Abb. 37b; schwierig erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** seitlich etwa in der Mitte (Abb. 37c; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Cytoplasma** farblos. 2 **Geißeln** am Vorderende, 2-3mal körperläng (Abb. 37a-c). **Oralapparat** am Vorderende, wenig bekannt (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kolonien** anfangs polsterförmig, später vielfach gelappt, bis 50 µm hoch und 200-400 µm im Durchmesser (Abb. 37a, b), die Zellen sitzen einzeln in tropfenförmigen, körnigen, gelblich-bräunlichen Gallertgehäusen (Abb. 37c).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der charakteristischen Kolonieform einfach zu bestimmen. *Spongomonas sacculus* KENT bildet hängende, sackförmige, oft vielfach gelappte Kolonien, wobei jeder Lappen viele Zellen enthält (Abb. 37d). Die Kolonien von *Spongomonas intestinum* (CIENKOWSKI) sind wurmförmig, jene von → *Cladomonas fructiculosa* und *Phalansterium digitatum* STEIN sind dichotom verzweigte Gallerttröhen (Abb. 36c).

Ökologie: Verbreitet im Aufwuchs sauberer, stehender Gewässer (STARMACH 1985), z. B. in einem betamesosaprobien Speichersee und einem Moorsee (SLADECKOVA & SLÁDEČEK 1963). Nach SLADECKOVA (1968) Indikator für stark eutrophe Trinkwassertalsperren. Bisher in Europa und Nord- und Südamerika (HARTMANN & CHAGAS 1910; Abb. 37b) nachgewiesen. Saprotroph (osmotroph), d. h. ernährt sich von gelösten organischen Substanzen (PASCHER & LEMMERMANN 1914).

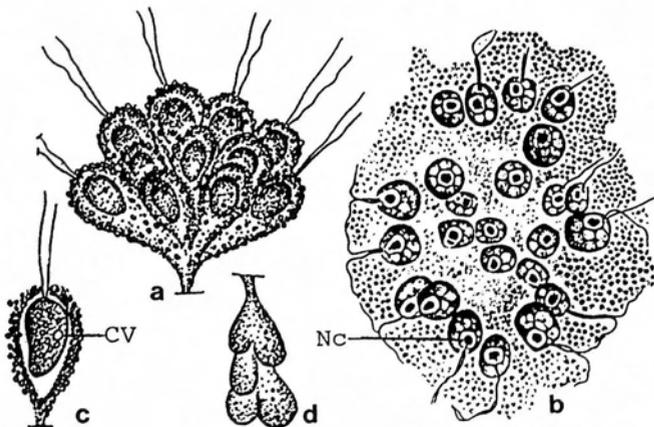


Abb. 37a-c: *Spongomonas uvella* in vivo (a, c, nach STEIN aus STARMACH 1985; b, aus HARTMANN & CHAGAS 1910). a, b: Kolonien (a, 50 µm hoch; b, gequetscht und gefärbt). c: Solitäres Exemplar, 8-12 µm. CV = kontraktile Vakuole, Nc = Nucleus. **Abb. 37d:** *Spongomonas sacculus* in vivo (aus STARMACH 1985). Bei dieser Art leben in jedem Lappen mehrere Zellen.

4.5 Ciliophora (Wimpertiere)

Die Wimpertiere (Ciliaten) sind die am höchsten differenzierten Einzeller. In Zahl und Ausbildungsgrad ihrer Organellen übertreffen sie alle übrigen Protozoen. Von den etwa 8.000 bekannten Arten leben ungefähr die Hälfte im Süßwasser und im Boden. Die übrigen leben im Meer oder sind Symbionten (z. B. im Pansen der Wiederkäuer), Epibionten (z. B. auf Wasserkäfern und anderen limnischen Invertebraten) oder Parasiten (z. B. auf Fischen). Nur eine Gattung (*Balantidium*) parasitiert im Menschen.

Im Süßwasser leben die meisten Arten im Aufwuchs und in der oberen Schicht des Sediments, d. h. im Detritus. Nur die → Oligotrichen besiedeln vorwiegend das Pelagial, viele Arten dieser Gruppe sind Euplankter. Einige Arten und Gattungen (z. B. → *Metopus*, → *Caenomorpha*, → *Plagiopyla*) sind obligate Anaerobier, leben also überwiegend im Faulschlamm und in anaeroben Zonen von Stehgewässern. Ermöglicht wird das Leben im schwefelwasserstoff- und methanreichen Milieu durch Besonderheiten des Stoffwechsels. Diese Formen haben keine Mitochondrien, sondern sogenannte **Hydrogenosomen** (vielleicht modifizierte Mitochondrien), in denen das Pyruvat unter relativ geringer Energieausbeute zu Wasserstoff, Kohlendioxid und Acetat umgewandelt wird. Der freiwerdende Wasserstoff und das Kohlendioxid werden von endosymbiotischen Bakterien (z. B. *Methanobacterium formicicum*) zu Methan umgewandelt.

Das Nahrungsspektrum der Ciliaten ist sehr breit, dementsprechend vielfältig sind auch ihre Mundstrukturen. Neben Spezialisten, die z. B. nur Bakterien oder Kieselalgen fressen, gibt es auch Räuber, Aas- und Allesfresser.

Die Vermehrung erfolgt bei den meisten Arten durch äquale Querteilung, d. h. das vordere (Proter) und hintere (Opisthe) Tochtertier sind gleich groß. Die Teilung (Morphogenese) umfaßt neben der vollständigen oder teilweisen Neubildung des Mundes (Stomatogenese) und der Körperbewimperung die Kernteilung und die Durchschnürung (Cytokinese) der Zelle. Bei der sexuellen Fortpflanzung (Konjugation) verschmelzen die beiden Partner meist lokal und trennen sich nach dem Austausch der Kerne wieder; sie führt zu keiner Vermehrung der Individuen.

Die **Größe** reicht von wenigen Mikrometern (z. B. → *Cyclidium* 15 µm) bis zu mehreren Millimetern (z. B. gestreckte → Stentoren), die meisten sind zwischen 30 und 300 µm lang. Manche Arten bilden makroskopisch erkennbare Rasen (z. B. → *Carchesium*) oder mehrere Zentimeter große, kugelige Kolonien (z. B. *Ophrydium*).

Die **Gestalt** ist sehr unterschiedlich, d. h. ellipsoid, ei-, spindel-, tönchen-, lanzett- oder wurmförmig. Einige Großgruppen und Arten wurden in Deutschland sogar danach benannt, z. B. die Glockentierchen (→ Peritrichia, Abb. 38d), die Trompetentierchen (→ *Stentor*) oder das Pantoffeltierchen (→ *Paramecium*, Abb. 38c). Viele Arten haben Fortsätze (Rüssel, Dornen), Furchen, Panzer (z. B. → *Coleps*) oder ein Gehäuse. Manche Ciliaten sind stark abgeflacht, sehr flexibel und/oder stark kontraktile (z. B. → *Loxophyllum*, → *Stentor*), andere haben eine dicke Pellicula und sind daher starr (z. B. → *Euplotes*, → *Stylonychia*).

Der **Kernapparat** aller Ciliaten besteht aus zwei verschiedenen **Zellkernen** (Abb. 38d). Der **Makronucleus** oder Großkern steuert vorwiegend die somatischen Funktionen. Er ist meist polyploid, nur bei den Karyorelictida (z. B. *Loxodes*) diploid, teilt sich amitotisch und entsteht während der sexuellen Fortpflanzung (Konjugation) aus einem Mikronucleus. Gestalt und Anzahl (1 bis viele Hundert) der Makronucleus-Teile sind wichtige taxonomische Merkmale. Der **Mikronucleus** oder Kleinkern ist jener Teil des Kernapparates, der vorwiegend die generativen Funktionen steuert. Er ist stets diploid, meist kugelig oder ellipsoid und teilt sich mitotisch.

Die **kontraktile Vakuole** ist ein regelmäßig pulsierendes Bläschen, das der Osmoregulation dient und deren wässriger Inhalt sich über einen oder mehrere **Exkretionsporen** entleert. Die meisten Arten haben 1 kontraktile Vakuole (Abb. 38a), manche 2 (z. B. → *Paramecium*, Abb. 38c) oder mehr (z. B. → *Dileptus margaritifer*); *Loxodes* hat keine kontraktile Vakuole.

Viele Ciliaten haben **Extrusome**, das sind meist nahe der Zelloberfläche (Pellicula, Cortex) liegende Strukturen, die bei chemischen, mechanischen oder anderen Reizen blitzschnell ausgestoßen werden. Nach Größe, Gestalt und Funktion unterscheidet man mehrere Typen: **Mucocysten** (schleimige Extrusome zum Schutz vor Giften etc.), **Trichocysten** (nadelförmig, dienen zur Verteidigung, Abb. 38c) und **Toxicysten** (mit Gift gefüllt, zum Beutefang). Besonders die Trichocysten bilden einen oft leicht erkennbaren "**Stäbchensaum**" unter der Pellicula (Abb. 38c). **Corticale (subpelliculäre) Granula** sind etwa 0,5-2 µm große Körnchen in der äußeren Zellschicht (Cortex). Farbe, Form, Größe und Anordnung dieser Granula sind wichtige Merkmale, die meist nur in vivo gut erkennbar sind. Manche Granula sind vermutlich spezielle Extrusome.

Die **Bewimperung** der Ciliaten ist sehr unterschiedlich und dient der Fortbewegung und/oder dem Nahrungserwerb. Man unterscheidet die somatische (Körper) und die orale (Mund) Bewimperung. Jede **Wimper (Cilium)** entspringt aus einem in der äußeren Zellschicht (Cortex) liegendem **Basalkörper** (Kinetosom), das ist eine etwa 1,2 x 0,3 µm große, dem Centriol der Metazoen homologe Mikrotubulstruktur, die mit mehreren Typen von Fibrillen und Mikrotubulibündel assoziiert ist. Viele Ciliaten haben ein ± vollständiges Wimpernkleid, d. h. der Körper ist ziemlich gleichmäßig von longitudinal verlaufenden Wimpernreihen bedeckt (z. B. die meisten → Gymnostomatea und → Hymenostomata [Abb. 38c], viele → Heterotrichiden). Einige Gruppen haben, vermutlich als Anpassung an die Lebensweise im Aufwuchs, die Bewimperung der substratabgewandten Seite stark (→ Pleurostomatida, z. B. *Litonotus*) oder fast vollständig (→ Cyrtophorida, Abb. 38b) reduziert. Bei den → Hypotrichen (z. B. *Euplotes*, *Stylonychia*) sind die Wimpern der meist abgeflachten Ventralseite zu mehr oder minder großen Gruppen, sogenannten **Cirren**, verklebt (Abb. 38a). Auf der Dorsalseite der Hypotrichen verlaufen wenige Reihen meist sehr kurzer, borstenförmiger Wimpern. Ähnliche Borstenfelder (**Dorsalbürste**) findet man dorsal am Vorderende der → Gymnostomatiden, → Pleurostomatiden und → Cyrtophoriden. Die → Oligotrichen (z. B. *Halteria*) haben die Körperbewimperung sehr stark, die → Peritrichen (Abb. 38d) vollständig reduziert. Zur Gänze unbewimpert sind die adulten Suktorien (Sauginfusorien). Die Bewimperung, das ist die Anordnung der Basalkörper, kann durch **Versilberung**

(**Silberimprägung**) besonders gut sichtbar gemacht werden. Die dazu notwendigen, meist aufwendigen Methoden sind für die praktische Bestimmungsarbeit aber meist nicht erforderlich. Die zahlreichen Fotos von versilberten Ciliaten sollen dem Anfänger und Nichtspezialisten lediglich den feineren Bau der Zelle verdeutlichen und ihm das Erkennen bestimmter Strukturen im Lebendpräparat erleichtern. Dieselbe Aufgabe haben die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen.

Der **Oralapparat** (oder Mund im weitesten Sinn) ist in Lage und Struktur sehr unterschiedlich und daher für die Bestimmung und Systematik der Ciliaten ein wichtiges Merkmal. Bei den → Gymnostomatea (z. B. *Homalozoon*) und → den Prostomatida (*Coleps*) liegt der nicht eingesenkte Mund am Vorderende (oder an der Basis eines Rüssels), bei den → Pleurostomatida am Körpertrand. Bei diesen drei Gruppen ist die orale Bewimperung eher unscheinbar und daher in vivo oft kaum von der des Körpers zu unterscheiden. Bei den → Hymenostomata ist ein Teil der Oralstrukturen in eine ± große Höhle (Buccalhöhle) versenkt. An der linken Wand der Höhle befinden sich immer drei **adorale Membranellen**, das sind Platten, die aus vielen miteinander verklebten Wimpern bestehen. An der rechten Wand inseriert eine unscheinbare (z. B. → *Paramecium*) bis sehr auffallende (z. B. → *Pleuronema*) **undulierende Membran**, das ist eine Reihe dicht stehender, verklebter Wimpern, die ein "Häutchen" oder "**Mundsegel**" bilden. Die Mundbewimperung der → Heterotrichen, → Oligotrichen und → Hypotrichen besteht aus einer meist sehr großen und daher auch in vivo auffallenden **adoralen Membranellenzone** (viele, hintereinander angeordnete Membranellen) und einer oder zwei undulierenden Membranen. Die Membranellenzone ist gerade (z. B. → *Spirostomum*), rechtsspiralig gewunden (→ *Stentor* und → Oligotrichida) oder annähernd fragezeichenförmig (viele → Hypotrichia, Abb. 38a). Einen ebenfalls sehr auffallenden Oralapparat haben die → Peritrichen: die **adorale Wimpernspirale** (keine Membranellen) und die undulierende Membran ziehen in einer links-gewundenen Spirale vom Peristomdiskus (Mundscheibe) in den Mundtrichter (Vestibulum, Abb. 38d). Beim Oralapparat der → Cyrtophoriden (z. B. *Trithigmostoma*) ist weniger die Bewimperung auffallend, sondern die meist mächtige, trichterförmige **Reuse**, die aus Mikrotubulibündel besteht und den Pharynx (Schlund) umgibt und stützt (Abb. 38b). Mundlose Ciliaten (Astomatida) leben im Verdauungstrakt von Oligochaeten, Mollusken etc. Die unbewimperten adulten Suktorien (Sauginfusorien) nehmen die Nahrung über einen oder mehrere kontraktile Tentakel auf.

Auch die **Bewegung** ist sehr vielfältig. Die meisten Arten kriechen, gleiten oder schwimmen im Aufwuchs und Detritus oder schweben im Pelagial. Ein Großteil der → Peritrichen und Suktorien ist direkt oder mittels Stiel an verschiedenste Substrate festgeheftet. Zum Ortswechsel werden frei bewegliche, bewimperte Stadien (**Schwärmer**) gebildet. Manche Ciliaten bewegen sich sehr eigenartig, z. B. springend (→ *Cyclidium*, *Halteria*), kreiselnd (→ *Strobilidium caudatum*) oder majestätisch gleitend (→ *Loxophyllum meleagris*).

Weiterführende Literatur: Derzeit gibt es kein modernes Bestimmungsbuch für alle Ciliaten. Die letzte zusammenfassende Darstellung lieferte KAHIL (1930, 1931, 1932, 1935). Alle Arten der DIN-Liste sind aber sehr ausführlich in der Revision von FOISS-

NER et al. (1991, 1992, 1994, 1995) behandelt, weshalb hier fast vollständig auf Literaturhinweise verzichtet wurde. Die Großsystematik richtet sich im wesentlichen nach PUYTORAC (1994).

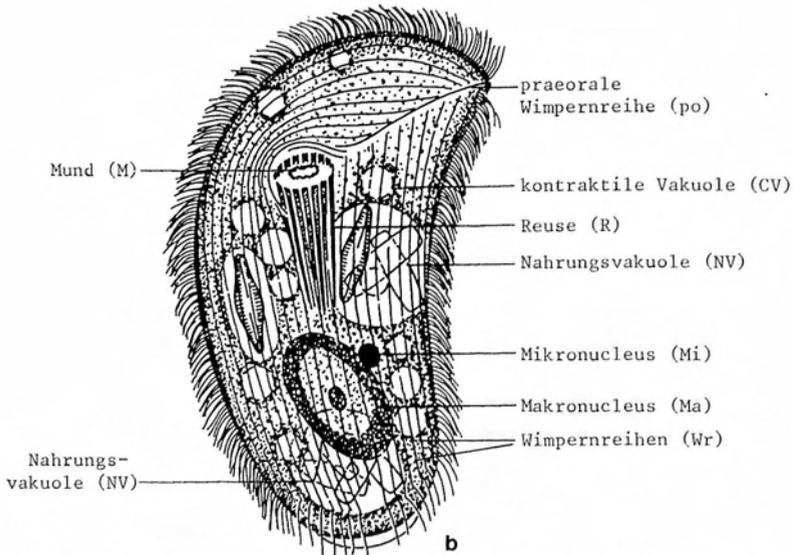
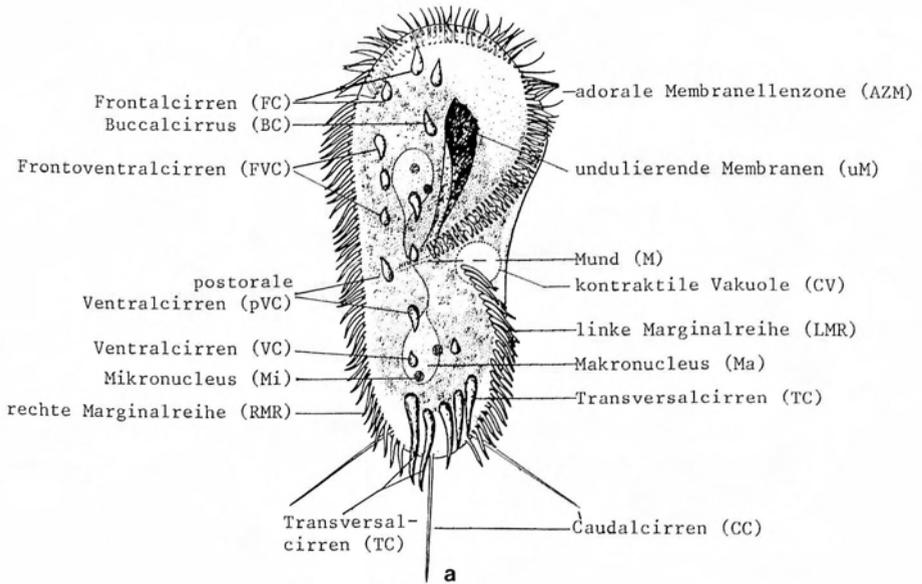


Abb. 38a, b: Organisationsschema eines → hypotrichen (a) und eines → cyrtophoriden (b) Ciliaten. **a:** Ventrale Ansicht von → *Stylonychia mytilus* (nach MACHEMER 1965 aus GRELL 1968). **b:** Ventrale Ansicht von *Trithigmostoma steini* (aus FOISSNER et al. 1991).

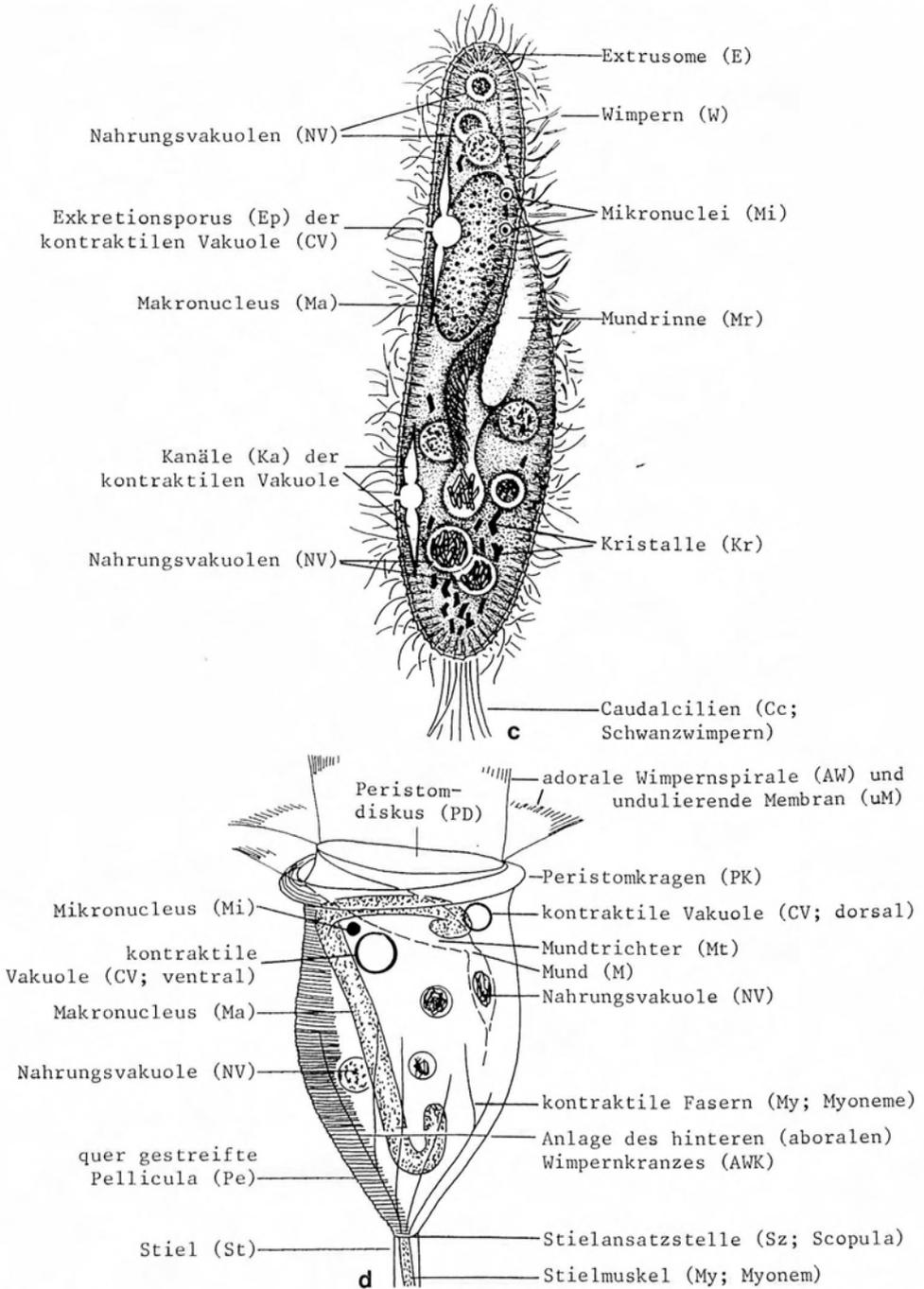


Abb. 38c, d: Organisationsschema eines \rightarrow hymenostomen (c) und eines \rightarrow peritrichen (d) Ciliaten. **c:** Lateralansicht von \rightarrow *Paramecium aurelia* (Original). **d:** Gestreckte Zelle von \rightarrow *Vorticella* (aus FOISSNER et al. 1992).

Ciliophora I

auffallend gefärbt oder dunkel*

ja

nein

Ciliophora II

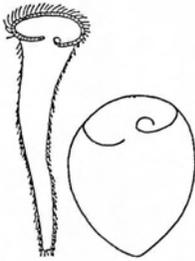
Färbung

blaugrün

grasgrün durch
Zoochlorellen

bei X100 insgesamt dunkel bis
schwarz, in der hinteren Hälfte
dunkel oder vorne mit
schwarzem Pigmentfleck

Gestalt, Grösse

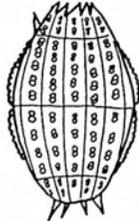


*Stentor
coeruleus*
1-2 mm
S. 145

tönnchenförmig;
50-70 µm

eiförmig;
85-150 µm

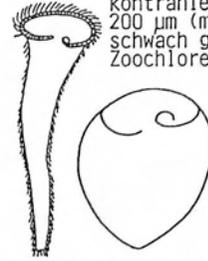
trompetenförmig oder
± kugelig; bis 2 mm,
kontrahiert auch unter
200 µm (manchmal nur
schwach grün, da wenig
Zoochlorellen)



*Coleps
spetai*
S. 208



*Paramecium
bursaria*
S. 235



gestreckter/kontrahierter
Stentor polymorphus
S. 149

Gestalt, Grösse

glockenförmig;
60-90 µm

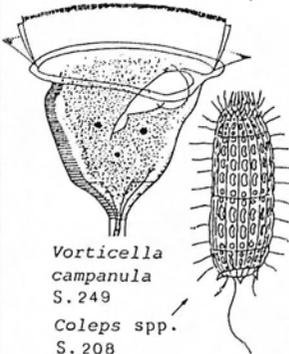
tönnchen-
förmig;
40-90 µm

± eiförmig;
60-120 µm

wappenschild-
förmig;
60-170 µm

spiralisiert,
± pilzförmig;
50-300 µm

ellipsoid
oder
nieren-
förmig;
20-50 µm



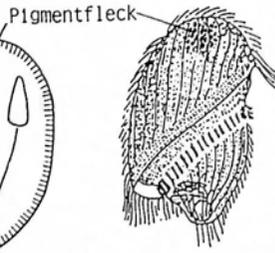
*Vorticella
campanula*
S. 249
Coleps spp.
S. 208



*Paramecium
putrinum*
S. 237



*Frontonia
acuminata*
S. 226



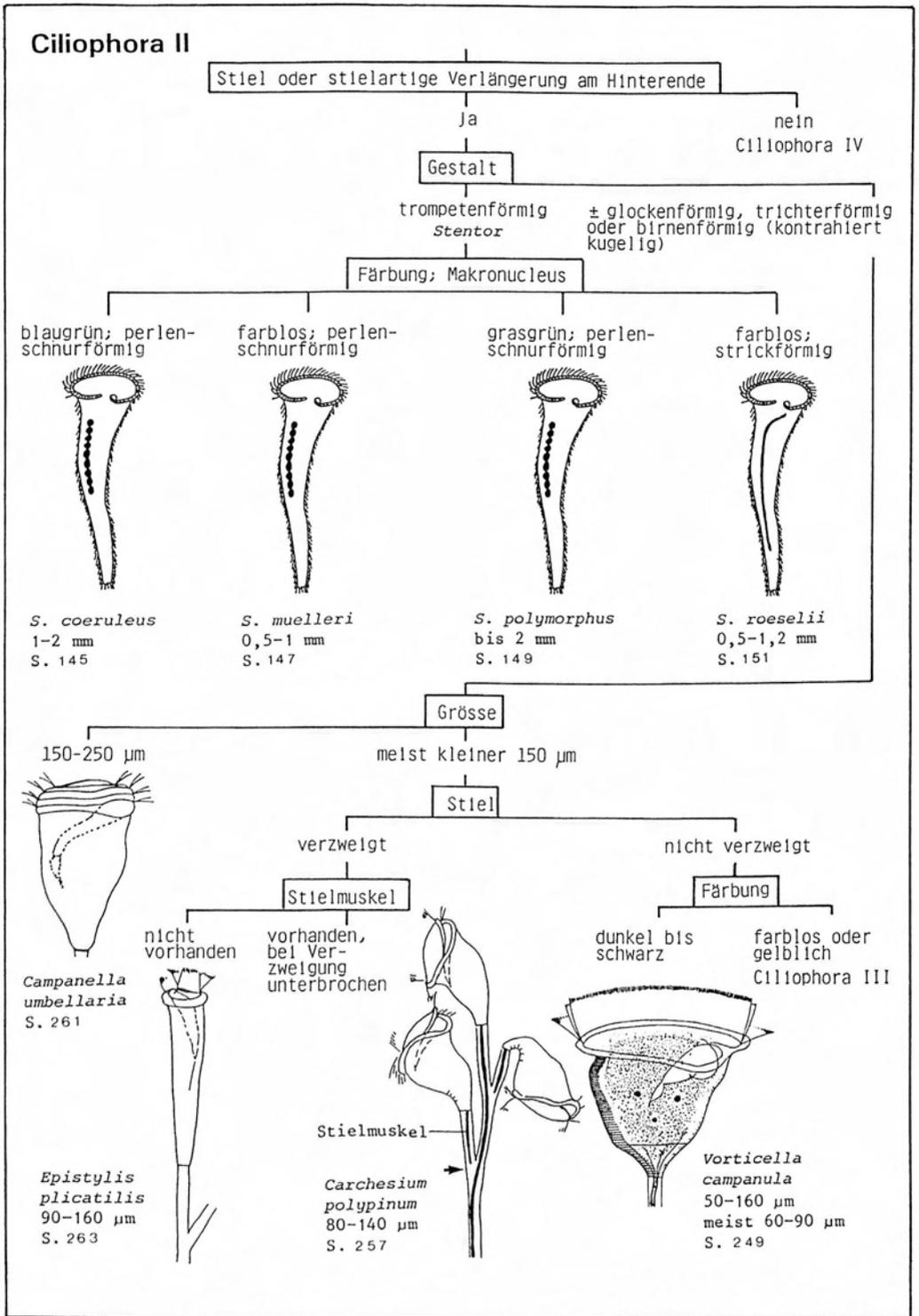
Metopus spp. s.l.
S. 134



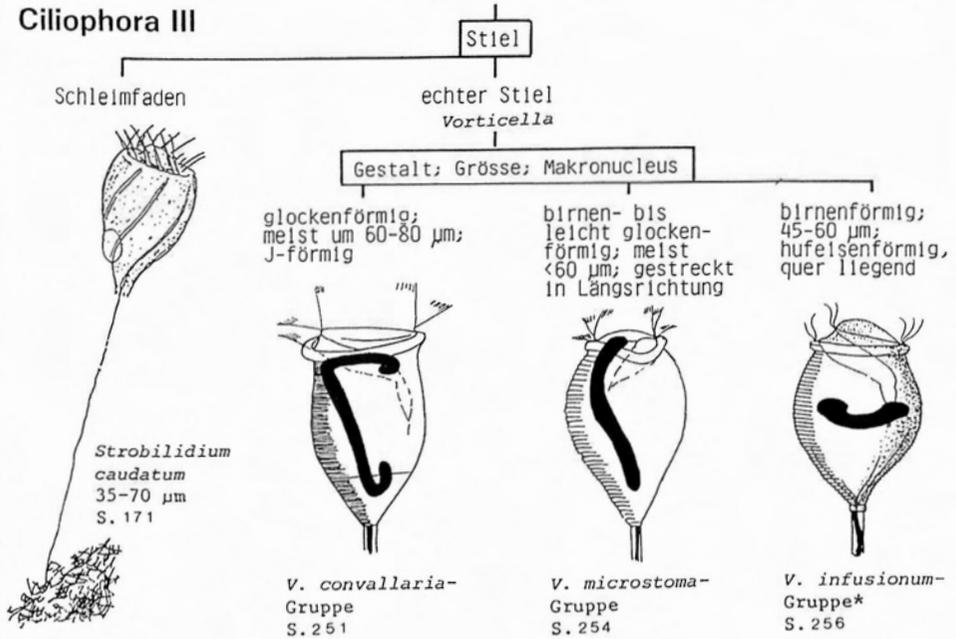
*Uronema
nigricans*
S. 243

* mit Hellfeld (Durchlicht) beobachten!

Ciliophora II

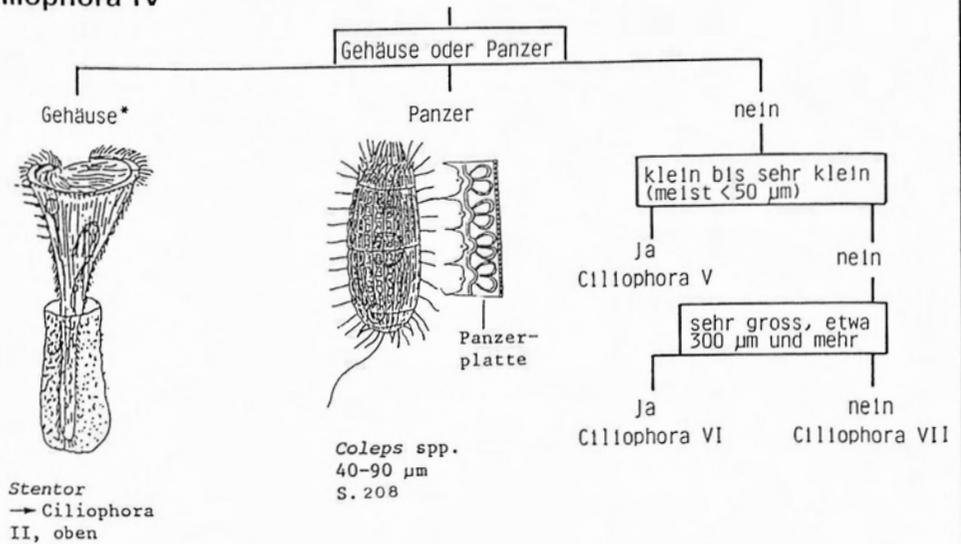


Ciliophora III



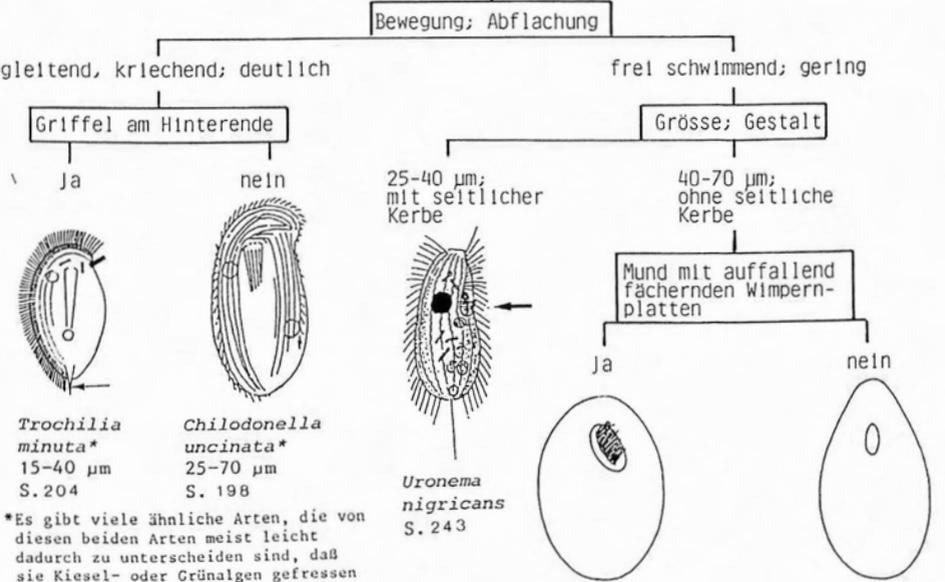
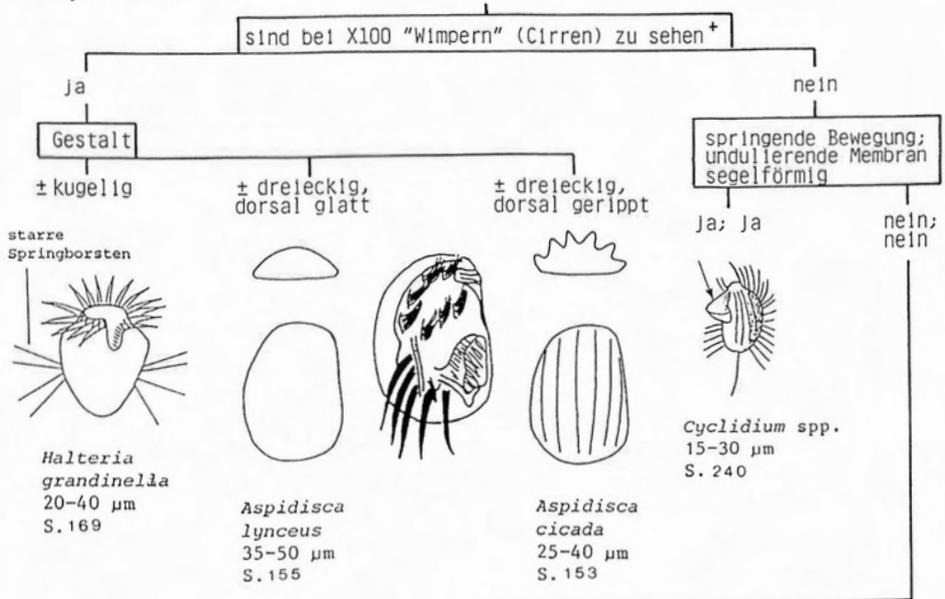
*sehr häufige Artengruppe,
aber nicht in DIN-Liste

Ciliophora IV



* meist nur bei lange ungestört gewesenen
Zellen ausgebildet!

Ciliophora V



^{*}Es gibt viele ähnliche Arten, die von diesen beiden Arten meist leicht dadurch zu unterscheiden sind, daß sie Kiesel- oder Grünalgen gefressen haben. *Chilodonella uncinata* und *T. minuta* fressen dagegen ausschließlich Bakterien und sind daher immer farblos.

⁺Unterscheidung von Wimpern und Cirren (= mehrere miteinander verklebte Wimpern, die ziemlich dicke Bündel bilden): sind bei X100-400, d. h. ohne Ölimmersion Wimpern zu sehen, sind es sehr wahrscheinlich Cirren!

Ciliophora VI

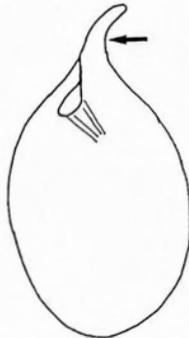
Gestalt

schlank, mit langem Rüssel



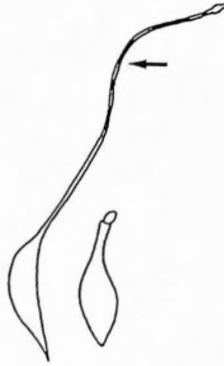
Dileptus margaritifer
250-600 µm
S. 176

plump, mit kurzem Rüssel



Trachelius ovum
200-600 µm
S. 179

mit langem, stark kontraktilem Hals



Lacrymaria olor
gestreckt bis 1,2 mm
kontrahiert um 100 µm
S. 184

trompetenförmig



Stentor
(→ Ciliophora II, oben)

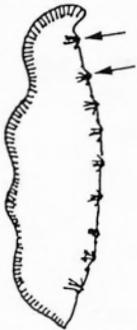
lanzettlich

wurm- oder stabförmig

Warzen

Ja

nein



Loxophyllum meleagris
300-500 µm
S. 195



Amphileptus pleurosigma
150-450 µm
S. 186

viele am Körperwand



Homalozoon vermiculare
150-1500 µm
S. 181

kontraktile Vakuolen

1 im Hinterende
Spirostomum

Makronucleus

ellipsoid



S. teres
200-400 µm
S. 143

perlenschnurförmig



S. ambiguum
S. 139

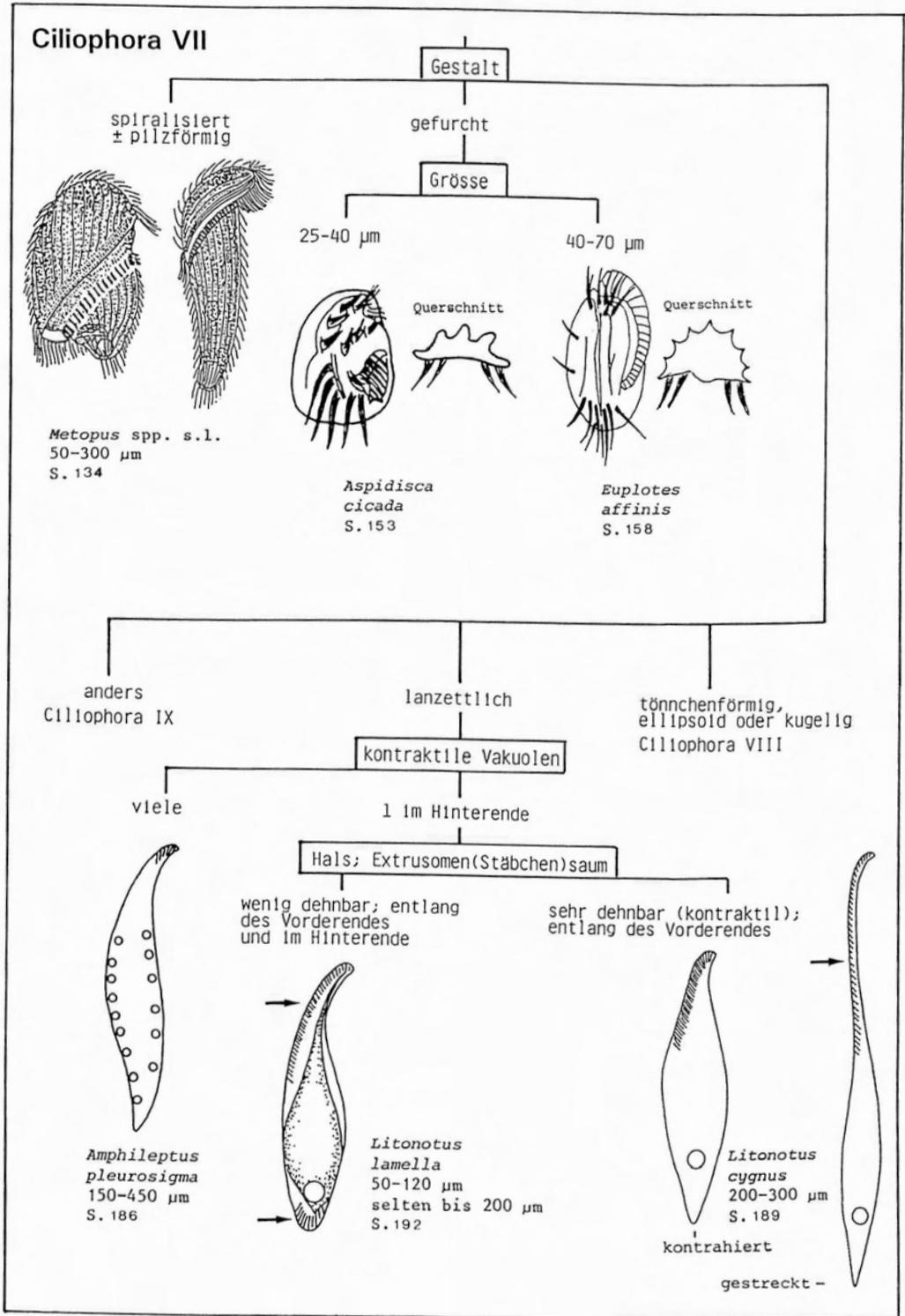
Grösse

1200-2000 µm

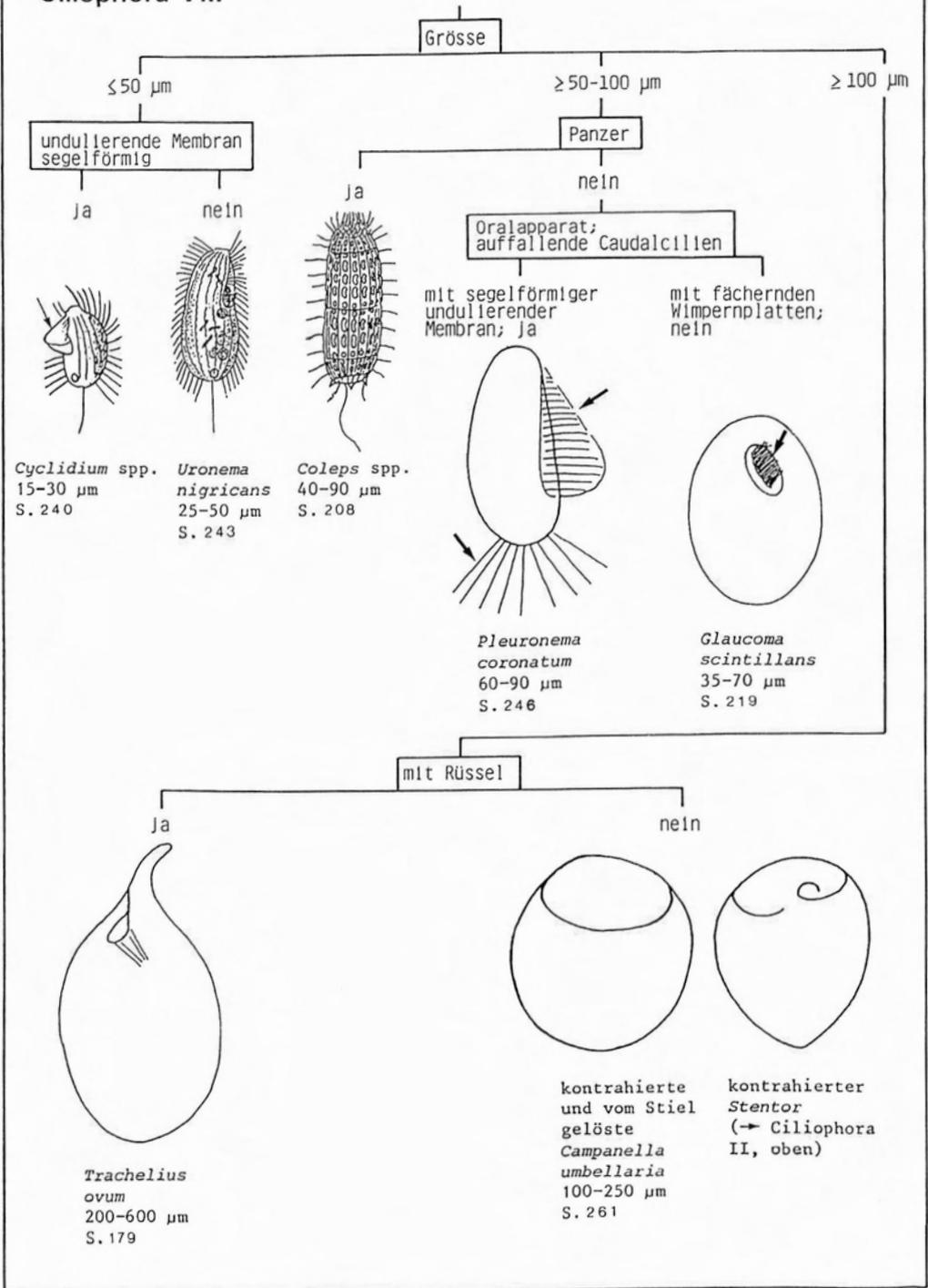
400-600 µm

S. minus
S. 141





Ciliophora VIII



Ciliophora IX

Rüssel oder rüsselähnlicher Fortsatz

Ja

nein

Gestalt

plump, ellipsoid

schlank spindelförmig, lanzettlich

mit langem, dünnem, stark kontraktilem Hals



Trachelius ovum
200-600 µm
S. 179

viele kleine Teile (bei schwacher und mittlerer Vergrößerung nicht erkennbar)

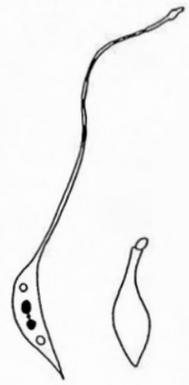
2 Teile (bei mittlerer Vergrößerung gut erkennbar)



Dileptus margaritifer
250-600 µm
S. 176



Litonotus cygnus
200-300 µm
S. 189



Lacrymaria olor
gestreckt bis 1200 µm
kontrahiert um 100 µm
S. 184

Gestalt bizarr (mit Stacheln, Fortsätzen..)

Ja

nein

Ciliophora X

Gestalt

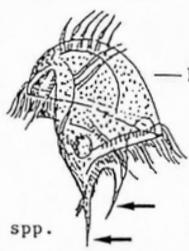
mit langem, dünnem, stark kontraktilem Hals

mit spitzen Fortsätzen

mit praeoraler Kuppe und spiralisiert



Lacrymaria olor
gestreckt bis 1200 µm
kontrahiert um 100 µm
S. 184



Caenomorpha spp.
60-200 µm
S. 131

Faulschlamm



Metopus spp. s.l.
50-300 µm
S. 134

Ciliophora X

Gestalt spindelförmig, meist frei schwimmend

ja

nein

Mikronucleus; Gestalt

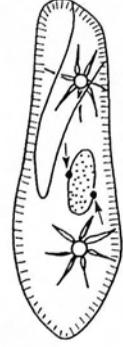
1, etwa 8 µm gross;
meist schlank spindelförmig

2, etwa 3 µm gross; meist
etwas breiter spindelförmig



Paramecium caudatum
170-300 µm
S. 231

nur mit dem
Mikronucleus trennbar!
(Methylgrün-Pyronin
Färbung)



Paramecium aurelia-Komplex
100-180 µm
S. 229

Gestalt eiförmig

ja

nein

Ciliophora XI

Grösse

< 50 µm

40-70 µm

80-120 µm

undulierende Membran
segelförmig; springende
Bewegung

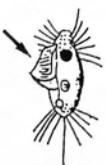
Mund mit fächernden
Wimpernplatten

Ja; ja

nein; nein

ja

nein



Cyclidium spp.
15-30 µm
S. 240



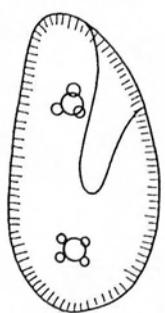
Uronema nigricans
25-50 µm
S. 243



Glaucoma scintillans
S. 219



Tetrahymena pyriformis-
Komplex
S. 221



Paramecium putrinum
S. 237

Ciliophora XI

Gestalt nierenförmig

Ja

nein

Ciliophora XII

Bewegung; Gestalt; kräftiger Mundtrichter

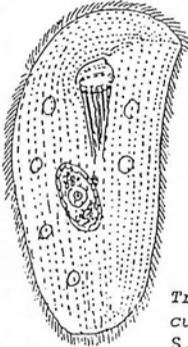
± kriechend, gleitend; substratzugewandte Seite eben, gegenüberliegende Seite deutlich gewölbt; vorhanden

± frei schwimmend; nicht deutlich abgeflacht; nicht vorhanden

Grösse

80-160 µm, meist um 90-110 µm

25-70 µm, meist um 40-50 µm



Trithigmostoma cucullulus
S. 201



Mundtrichter (Reuse)

Chilodonella uncinata
S. 198

kontraktile Vakuole

deutlich subterminal

im Hinterende

Grösse; Gestalt

quere Mundspalte

meist 50-80 µm; schlank

meist >80 µm; breit, plump

Ja

nein

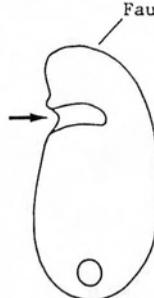


kontraktile Vakuole

Dexiostoma campylum
35-90 µm
S. 216



Colpidium colpoda
60-150 µm
S. 212

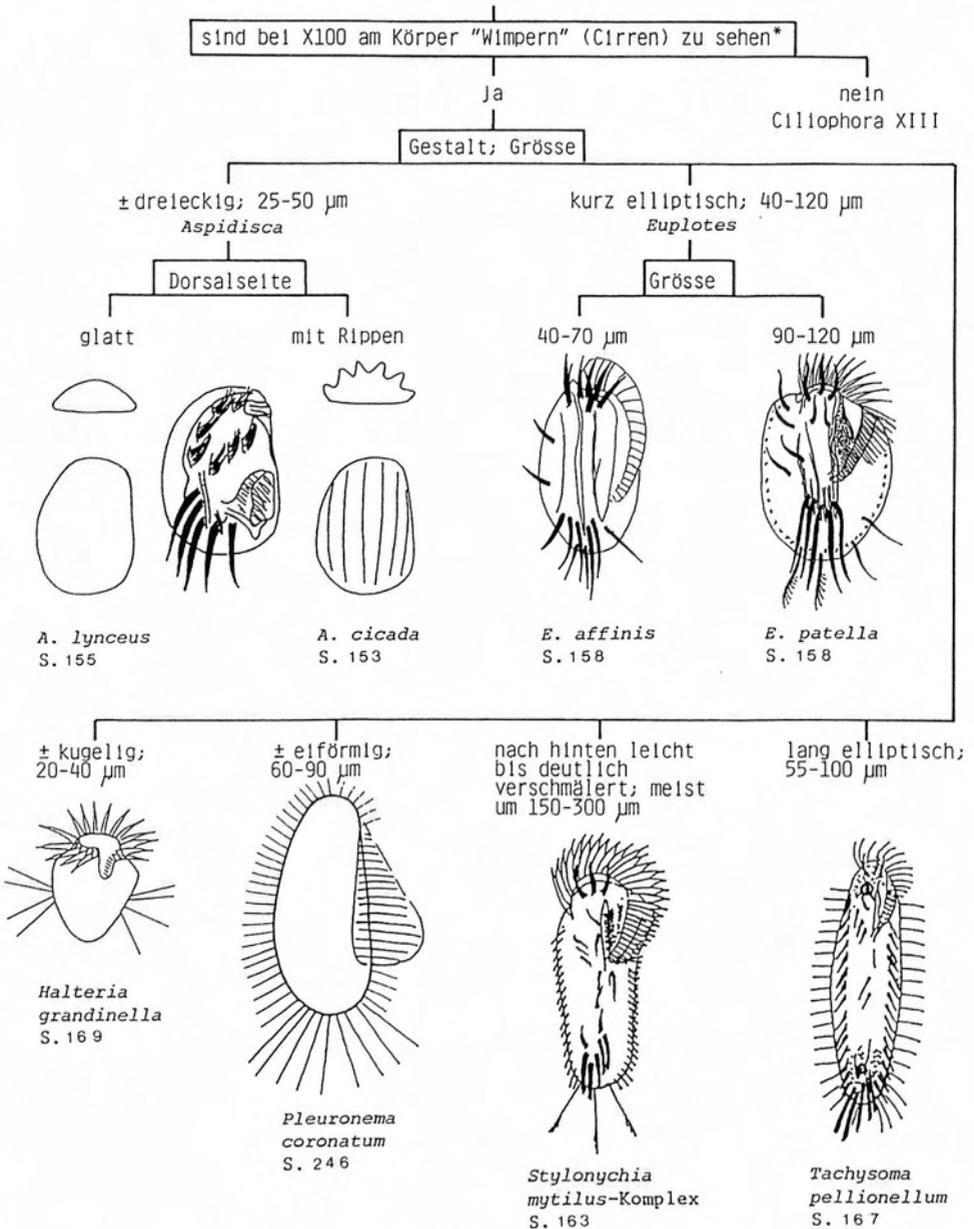


Plagiopyla nasuta
80-180 µm
S. 173



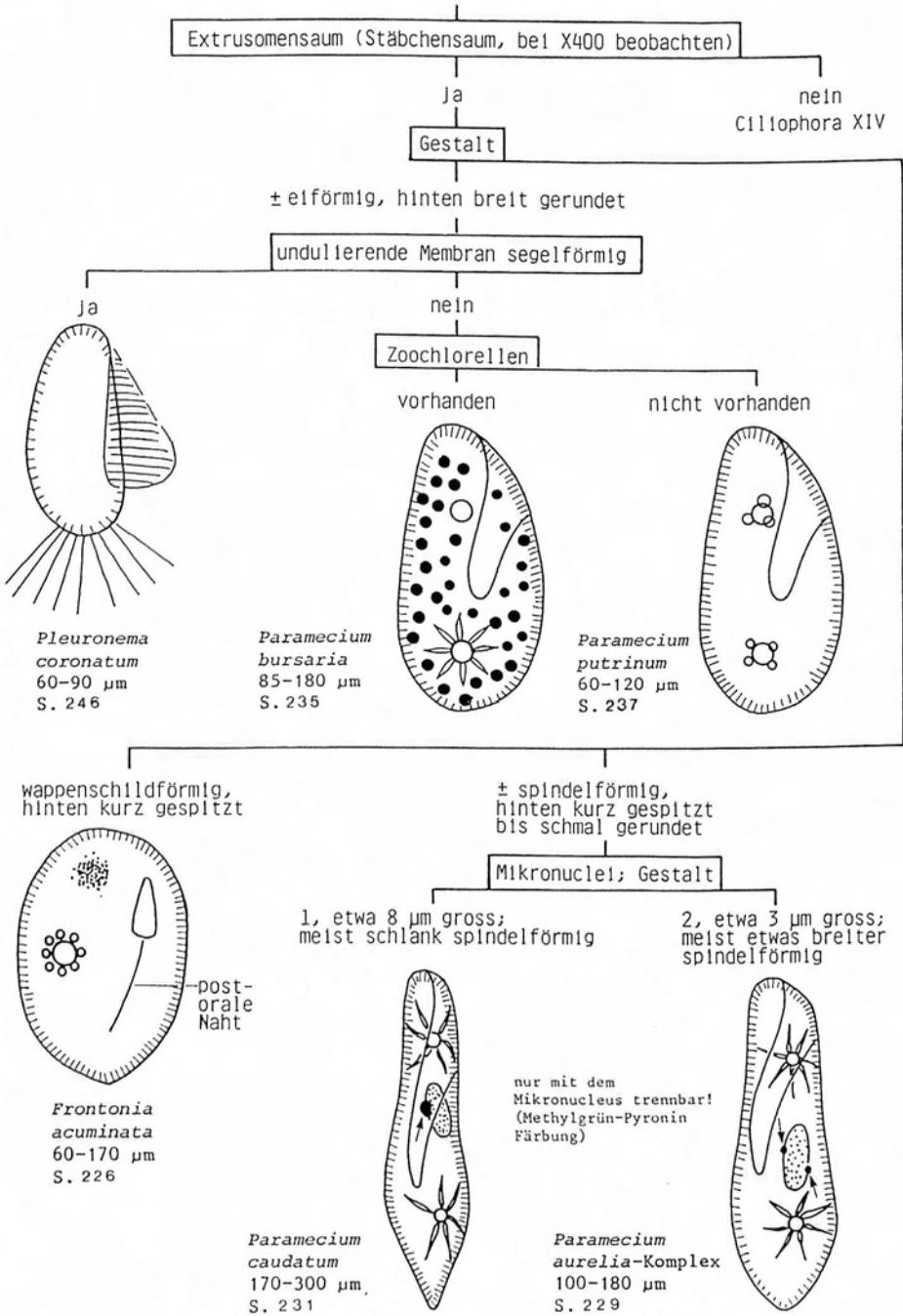
Metopus spp. s.l.
50-300 µm
S. 134

Ciliophora XII

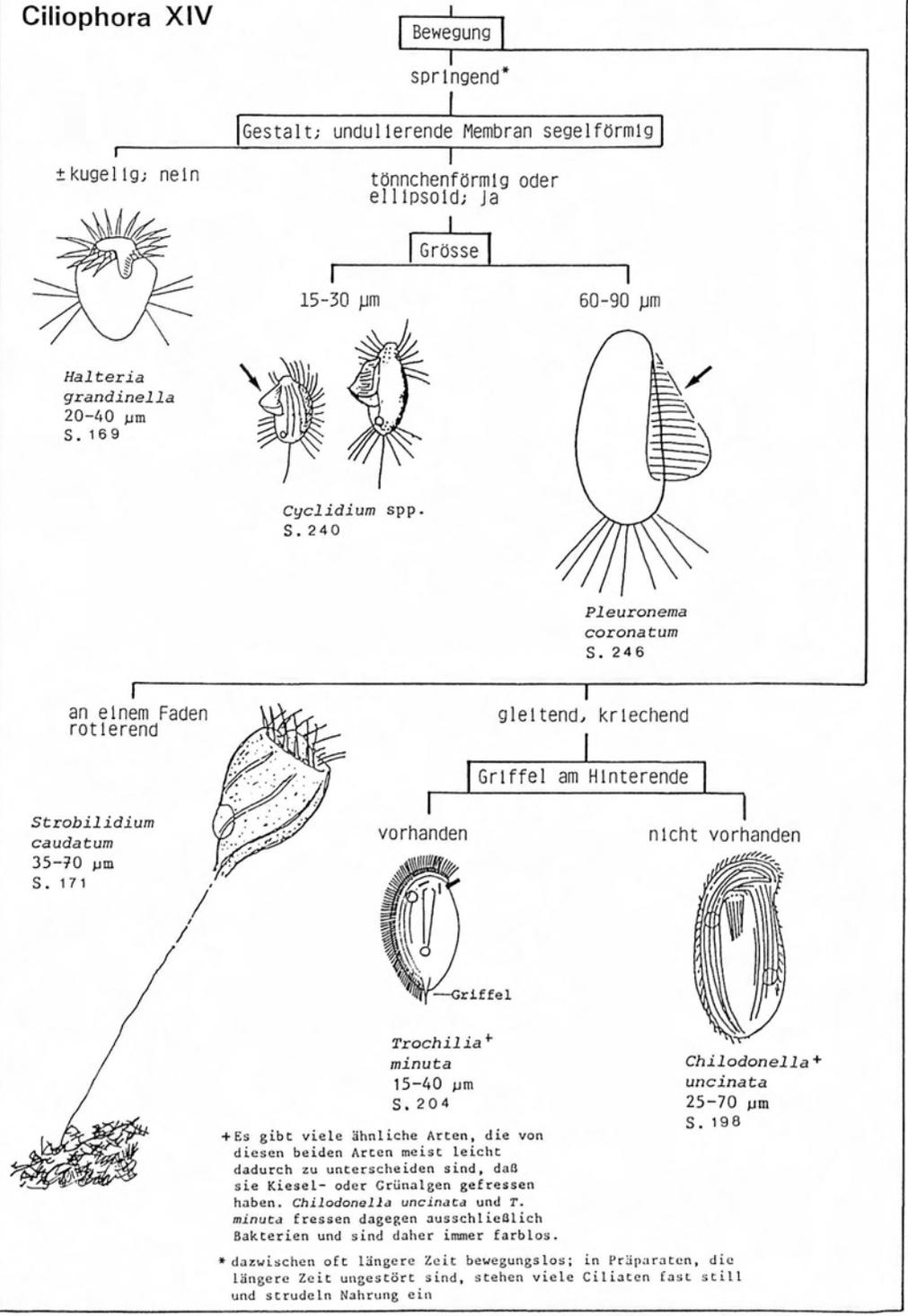


*Unterscheidung von Wimpern und Cirren (= mehrere miteinander verklebte Wimpern, die ziemlich dicke Bündel bilden): sind bei X100-400, d. h. ohne Ölimmersion Wimpern zu sehen, sind es sehr wahrscheinlich Cirren!

Ciliophora XIII



Ciliophora XIV



Caenomorpha spp. (Abb. 39a-m)

Arten der Gattung *Caenomorpha* sind obligate Anaerobier und haben daher dieselbe saprobielle Einstufung (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung Ciliophora). Für die Praxis ist daher eine Artbestimmung nicht erforderlich. Die folgenden Angaben zur Morphologie und Ökologie beziehen sich im wesentlichen auf die vier von FOISSNER et al. (1992) behandelten Arten *C. medusula* PERTY, *C. lauterborni* KAHL, *C. sapropelica* KAHL und *C. uniserialis* LEVANDER.

Kurzbeschreibung: **Größe** 60-80 x 35-45 µm (*C. lauterborni*) bis 150-200 x 40-60 µm (*C. sapropelica*). **Gestalt** unverkennbar! Vorderer Körperabschnitt schmal bis breit glockenförmig, hinterer deutlich schmaler als der Glockenrand, spiralgig und stets mit einem oder mehreren Dornen (Abb. 39a, b, d, f, g, i-m). **Makronucleus** kugelig bis ellipsoid, wurstförmig oder zwei- bis vierteilig (Abb. 39a, c, j, m; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende an der Dornenbasis (Abb. 39a, i). **Bewimperung** sehr stark reduziert. Auf der linken Glockenhälfte 1 oder 2 kurze, cirren-ähnliche Wimpernreihen; am äußeren Glockenrand ein mächtiges "perizonales" Band metachron schlagender Wimpern; an der Basis des Hauptdorns 2-5 (selten bis 9) kurze Wimpernreihen (Abb. 39a, c, e, i, l; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** bzw. adorale Membranellenzone mit etwa 35-50 Membranellen, spiralgig gewunden, verläuft parallel zum perizonalen Wimpernband an der Innenseite des Glockenrandes, mündet an der Basis des Hauptdorns in den nach vorne ziehenden Schlund; undulierende Membran unscheinbar (Abb. 39a, c, e, g, k, m; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Caenomorpha*-Arten können wegen ihrer skurrilen Gestalt wohl kaum mit anderen Ciliaten verwechselt werden. Der ebenfalls im Faulschlamm lebende *Ludio* hat nur 2 lange Wimpernbüschel auf der Glocke und 1 oder 2 Dornen am Hinterende.

Ökologie: Weit verbreitet und manchmal auch zahlreich (60 Ind./cm², 149 Ind./ml) im Faulschlamm und anderen Süßwasser-Biotopen (Schlamm-Wasser-Kontaktzone, Pelagial), wenn sie anaerob sind und H₂S entwickeln. In stehenden und sehr langsam fließenden Gewässern (Fallaubtümpel, Moorgewässer, Teiche, Fischteiche, Seen, Staugewässer, Altwässer) häufiger als in rasch fließenden, wo sie hauptsächlich in den Faulschlammhängen lenitischer Bereiche leben und besonders beim Absterben von → *Sphaerotilus*-Flocken auftreten (LIEBMANN 1962). In stehenden Gewässern findet man *Caenomorpha*-Arten oft auch in der mehr oder weniger breiten Schicht, wo Schwefelwasserstoff und Sauerstoff gemeinsam vorkommen, d. h. sie leben im Hypolimnion unterhalb jener Zone, wo → *Spirostomum* und *Loxodes* ihren Verbreitungsschwerpunkt haben. Häufig in aufgegastem Detritus und in Cyanobakterien-Watten und immer mit anderen anaeroben Protozoen vergesellschaftet (z. B. → *Hexamita*, → *Pelomyxa*, → *Metopus*, *Discomorphella*, *Epaxella*). Auch in Schwefelquellen und in Anlagen zur anaeroben Abwasser- und Schlammbehandlung und in Abwasserfischteichen. *Caeno-*

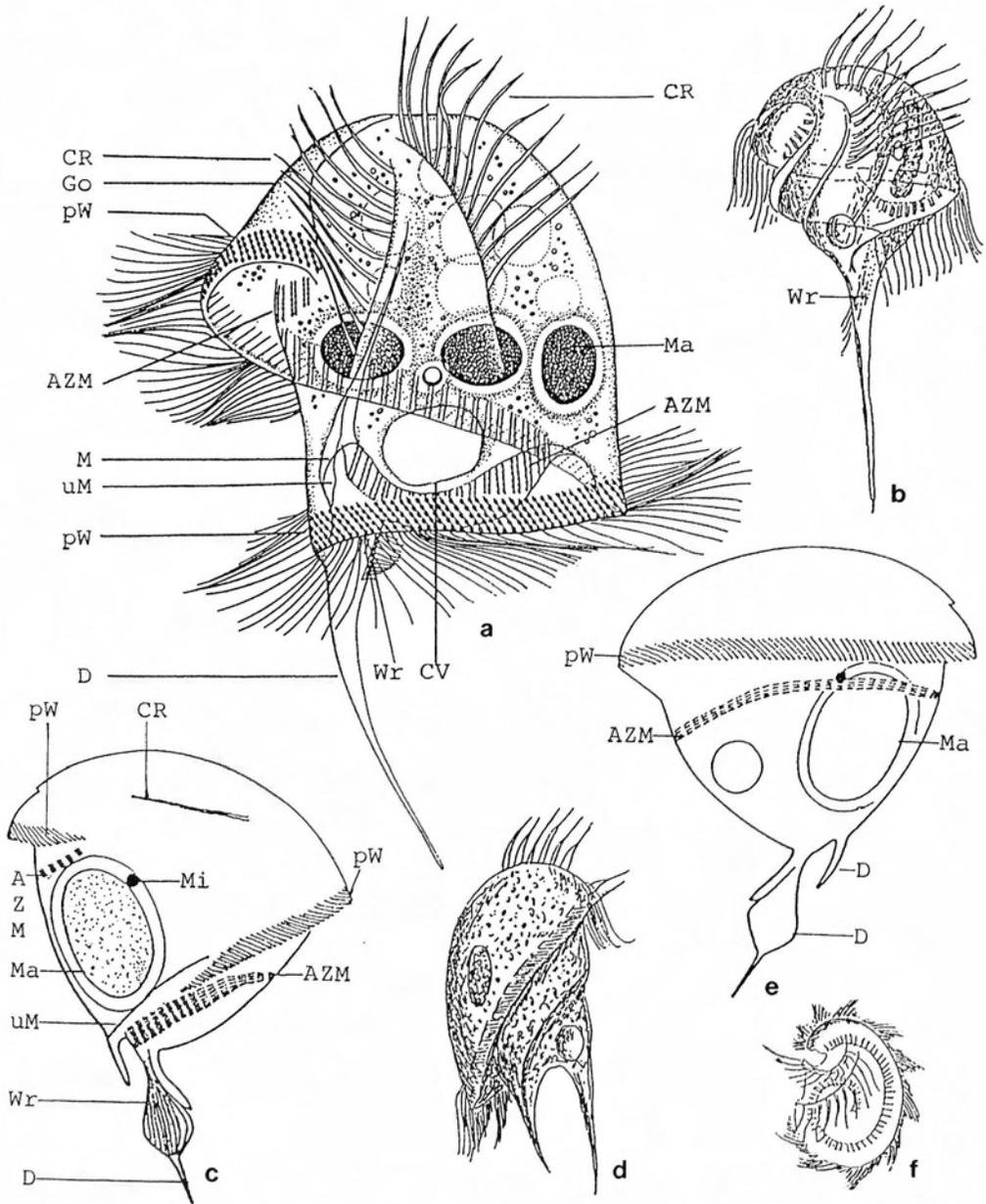


Abb. 39a-f: *Caenomorpha* spp. (aus FOISSNER et al. 1992. a, fixiert; b, d, f, in vivo; c, e, Silberimprägnation). a, b: Links laterale Ansichten von *C. medusula* und *C. sa-propelica*, 100-125 μ m, 150 μ m. c, e: Bewimperung der linken und rechten Seite von *C. uniserialis*, 125 μ m. d: Rechts laterale Ansicht von *C. lauterborni*, 60-70 μ m. f: *Caenomorpha medusula* var. *lata* von vorne gesehen. AZM = adorale Membranellenzone, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Go = Glocke, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pW = perizonales Wimpernband, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

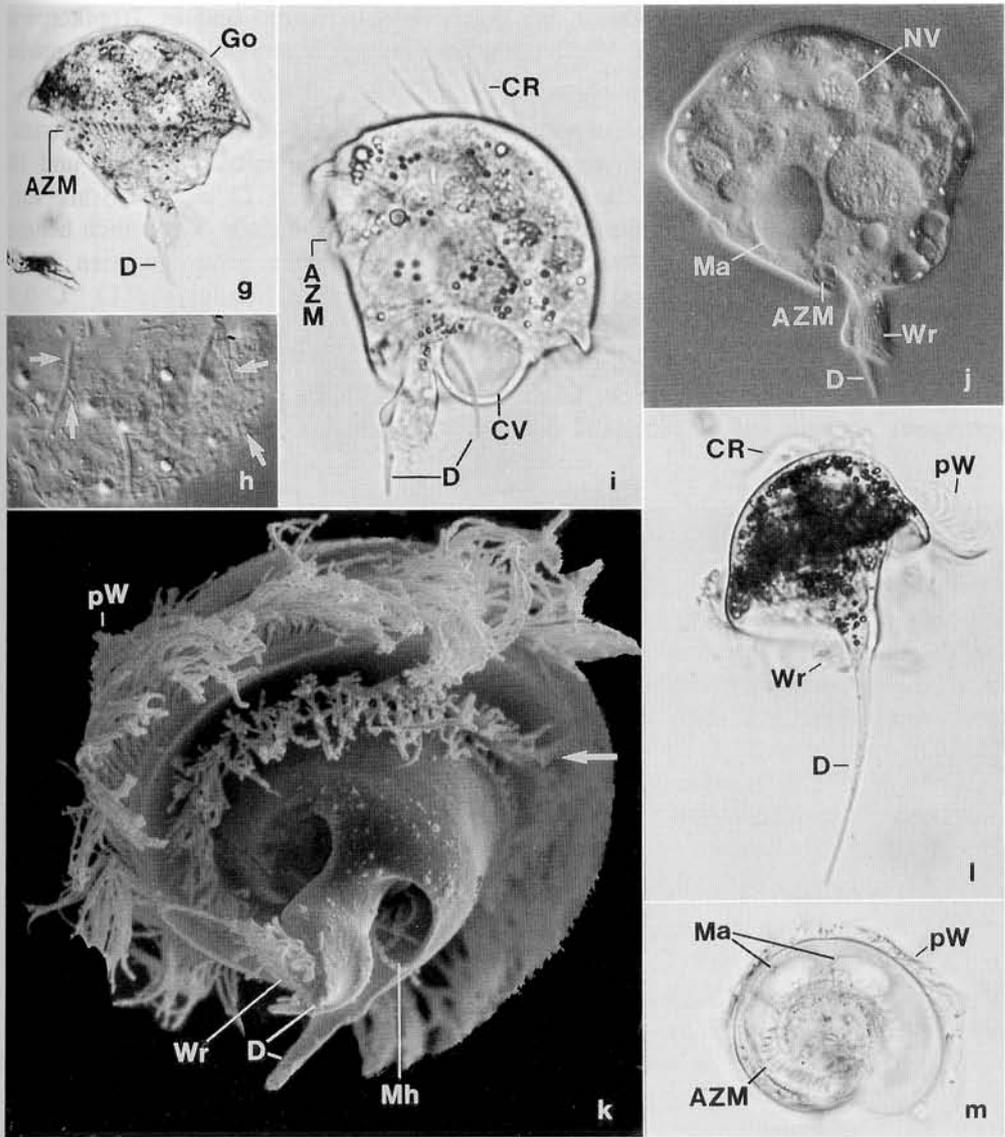


Abb. 39g-m: *Caenomorpha* spp. (aus FOISSNER et al. 1992. g-j, l, m, in vivo; k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). g, i-k: Links laterale Ansichten, optischer Längsschnitt und caudale Ansicht von *C. uniserialis*. Der Pfeil in (k) weist auf die adorale Membranellenzonen. h: Im Plasma erkennt man 4 Typen von endosymbiotischen Bakterien (Pfeile). l, m: Rechts laterale und caudale Ansicht von *C. medusula* var. *lata*. AZM = adorale Membranellenzonen, CR = cirren-ähnliche Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuole, D = Dorn, Go = Glocke, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, NV = Nahrungsvakuole, pW = perizonales Wimpernband, Wr = Wimpernreihen.

morpha fehlt im frischen Abwasser, im guten Belebtschlamm und in Tropfkörpern (CURDS 1975, LIEBMANN 1962). Verbreitung der Gattung kosmopolitisch; auch marin (*C. levanderi* KAHL).

Caenomorpha-Arten fressen überwiegend Schwefel-, Rhodo- und farblose Bakterien. Sehr empfindlich gegenüber Schwermetallen; Behandlungen mit 20 µg/l Zn und 10 µg/l Pb werden nicht überlebt. BICK & KUNZE (1971) geben 22 mg/l H₂S als Vorkommensgrenze; vertragen vermutlich aber so wie → *Metopus* spp. wesentlich höhere Konzentrationen. Im Plasma stets endosymbiotische, methanogene Bakterien (Abb. 39h; → Einleitung Ciliophora). Die Methanbildungsrate beträgt bei 12 °C 0,9 pmol/Zelle.d (WAGENER 1989). Auf eine Zusammenstellung der Grenzwerte des Vorkommens wird verzichtet, da sich besonders die Daten aus Fließgewässern offensichtlich nicht auf die Mikrohabitate der Caenomorphen (d. h. die anaeroben Schlammablagerungen), sondern auf den Zustand der Freiwelle beziehen.

***Metopus* spp. sensu lato** (Abb. 40a-w)

Arten der Gattung *Metopus* s. l. sind obligate Anaerobier und haben daher dieselbe saprobielle Einstufung (Anpassung an das anaerobe Milieu → Einleitung Ciliophora). Für die Praxis ist daher eine Artbestimmung nicht erforderlich. *Metopus* s. l. umfaßt neben den typischen *Metopus*-Arten (z. B. *M. es*; Abb. 40f) noch die Gattungen *Bothrostoma* (Gestalt gestreckt) und *Brachonella* (Gestalt steinpilzförmig). Die folgenden Angaben zur Morphologie und Ökologie beziehen sich im wesentlichen auf die 7 von FOISSNER et al. (1992) behandelten Arten *M. es* (MÜLLER), *M. fuscus* KAHL, *M. ovalis* KAHL, *M. striatus* MCMURRICH, *Brachonella spiralis* (SMITH) und *Bothrostoma undulans* STOKES.

Kurzbeschreibung: **Größe** von 50-90 x 18-22 µm (*M. spinosus*) bis 180-300 x 60-80 µm (*M. fuscus*). **Gestalt** gestreckt (*Bothrostoma*; Abb. 40c); schlank bis breit ellipsoid und Vorderende nach links gebogen, wodurch eine ± stark ausgeprägte praeorale Kuppe entsteht (*Metopus*; Abb. 40a, j); steinpilzförmig (*Brachonella*; Abb. 40s, t, w). Einige Arten mit schwanzförmigem Hinterende (Abb. 40q, r). **Makronucleus** kugelig bis ellipsoid, annähernd in Körpermitte (Abb. 40a, c, o, t). **Kontraktile Vakuole** stets im Hinterende (Abb. 40a, c, o, v). Nahe dem Vorderende bei vielen Arten ein Haufen stark lichtbrechender Granula, die bei schwacher Vergrößerung einen dunklen **Pigmentfleck** bilden (Abb. 40a, t, u). **Bewimperung** dicht, in etwa 12-14 (*Bothrostoma undulans*, *M. spinosus*) bis 45-50 (*M. fuscus*) Reihen, die unterhalb der Membranellenzonenzone und dorsal ± longitudinal, oberhalb der Membranellenzonenzone ± deutlich spiralg verlaufen (Abb. 40a, g, s, t). Am Rand der Kuppe (parallel zur Membranellenzonenzone) 3-5 sehr dicht bewimperte "perizonale" Reihen, die ein auffallendes, metachron schlagendes Band bilden. Am Hinterende oft mehrere verlängerte Wimpern (Abb. 40a, c, g, s; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** bzw. adorale Membranellenzonenzone kaum tordiert und etwa halbkörperlang (*Bothrostoma*; etwa 14 Membranellen; Abb.

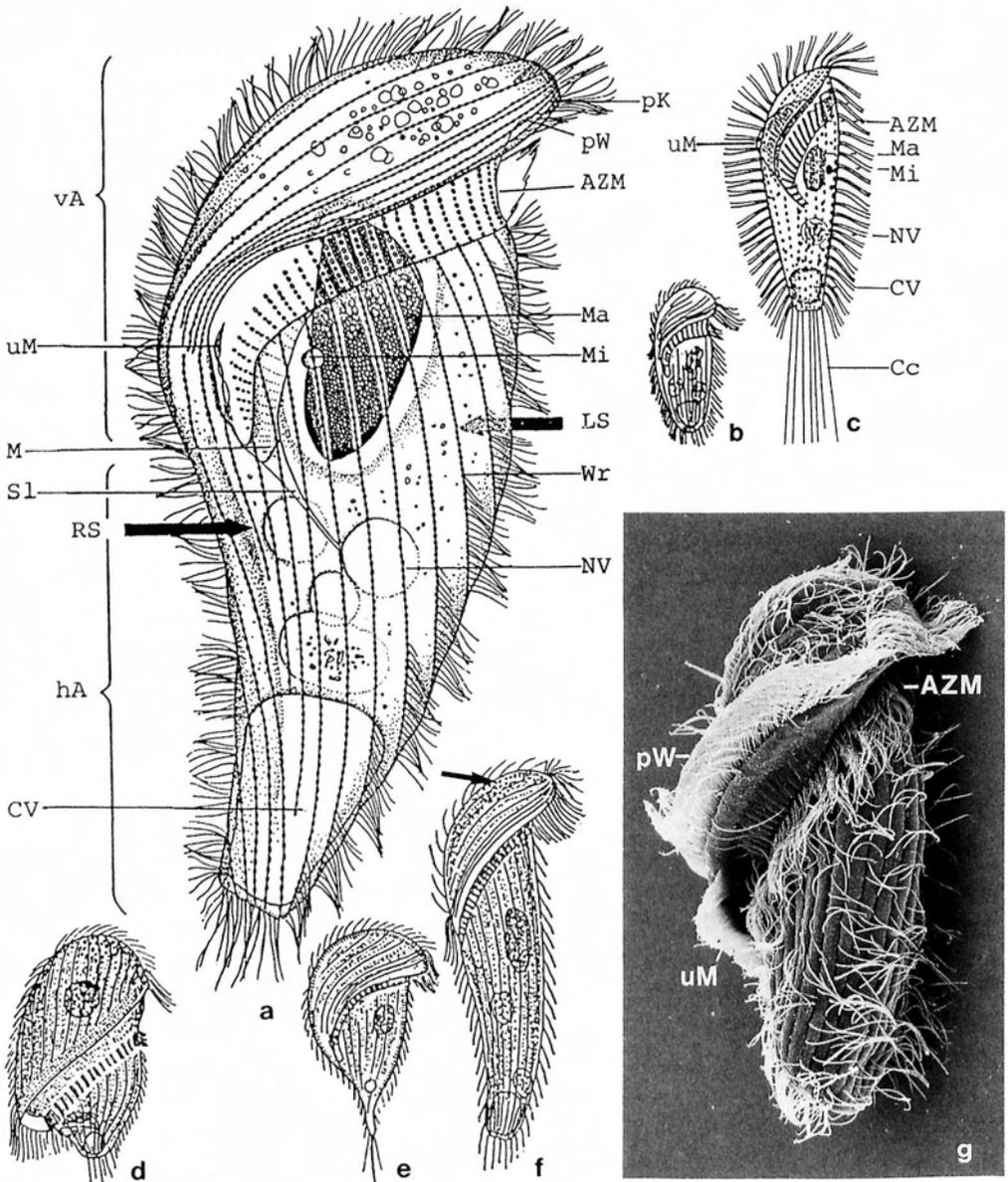


Abb. 40a-g: *Metopus* spp. (aus FOISSNER et al. 1992. a, fixiert; b-f, in vivo; g, raster-elektronenmikroskopische Aufnahme, Prof. C. F. BARDELE, Tübingen). a, f: Ventralansichten von *M. es.* 120-160 μm . Vorne findet sich meist eine Ansammlung stark lichtbrechender Granula (Pfeil in f). b-e, g: Ventralansichten von *Metopus barbatus* (65 μm), *Bothrostoma undulans* (80-110 μm), *Brachonella spiralis* (120 μm), *Metopus striatus* (100 μm) und *M. ovalis*. AZM = adorale Membranellenzone, Cc = Caudalcilien, CV = kontraktile Vakuole, hA = hinterer Körperabschnitt, LS = linke Seite, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonales Wimperband, RS = rechte Seite, Sl = Schlund, uM = undulierende Membran, vA = vorderer Körperabschnitt, Wr = Wimpernreihen.

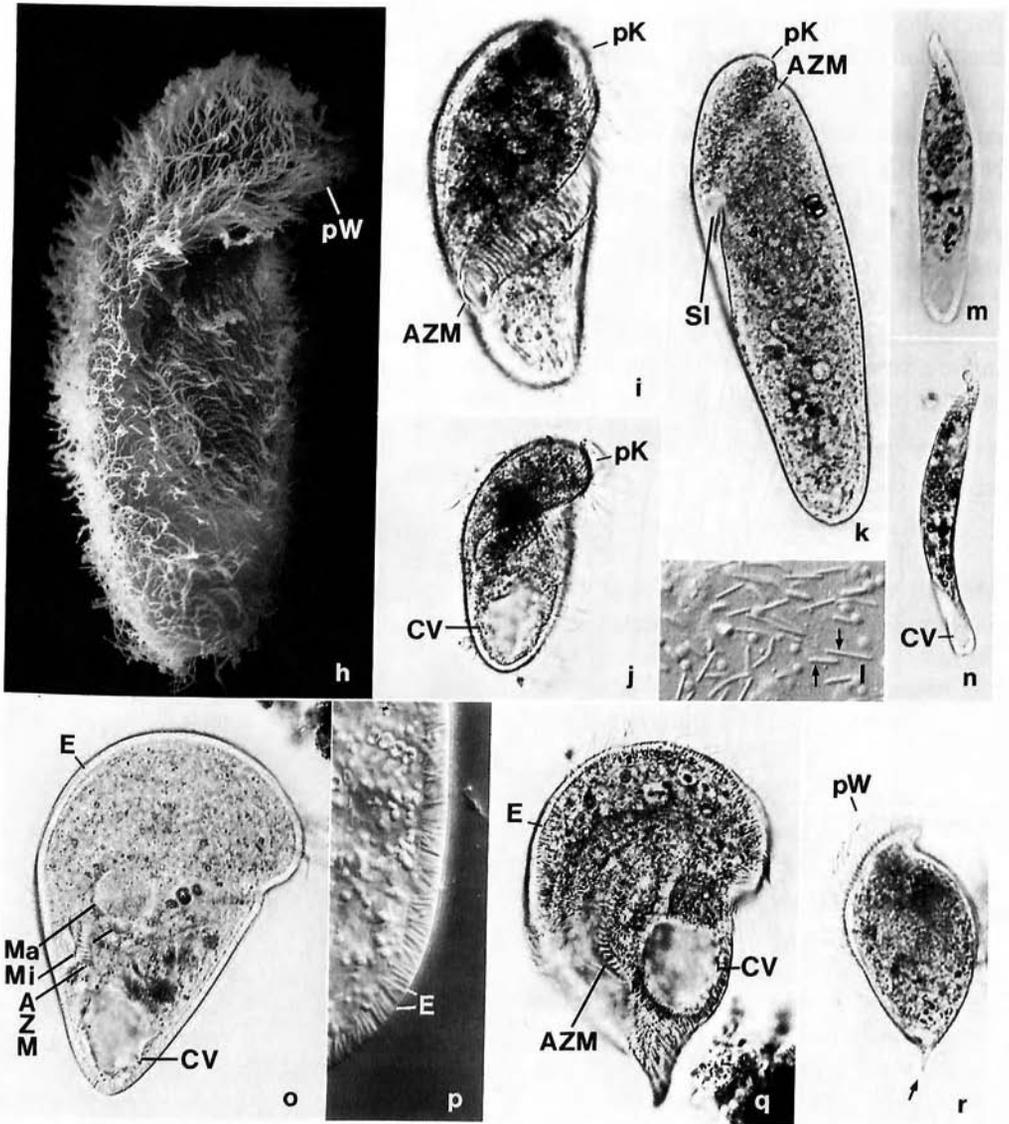


Abb. 40h-r: *Metopus* spp. (aus FOISSNER et al. 1992. h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; i-r, in vivo). h, i: Ventral- und Lateralansicht von *M. ovalis*. j, k: Ventralansicht von *M. barbatus* und *M. fuscus*. l: Im Plasma leben mindestens 2 Typen von endosymbiotischen Bakterien (Pfeile). m, n: Ventral- und Dorsalansicht eines Exemplars der *M. tenuis*-Gruppe. o-q: Ventralansichten und Extrusome (Stäbchensaum) von *M. striatus* s. l. r: Ventralansicht von *M. spinosus*. Der Pfeil weist auf das zugespitzte Hinterende. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pK = praeorale Kuppe, pW = perizonales Wimperband, SI = Schlund.

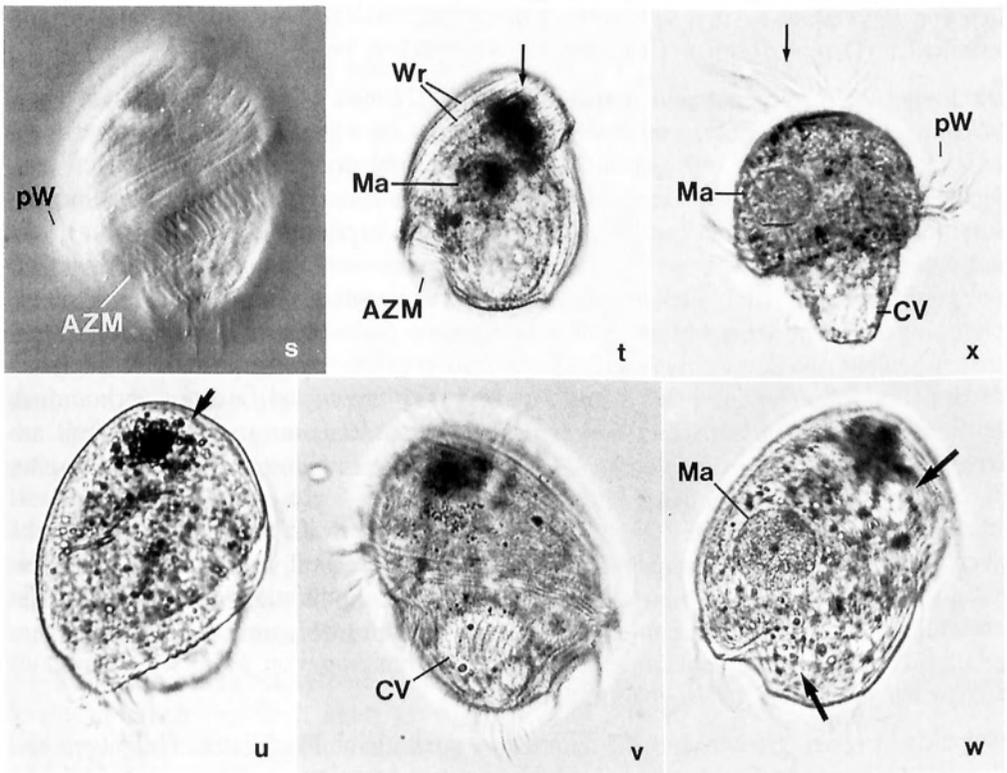


Abb. 40s-w: *Metopus* spp. in vivo (aus FOISSNER et al. 1992). Ventral-, Lateral- und Dorsalansichten von *Brachonella spiralis*. Die Pfeile in (t, u) weisen auf einen Haufen stark lichtbrechender Kristalle im Vorderende; sie bilden bei schwacher Vergrößerung einen dunklen Fleck. Die Pfeile in (w) markieren die beiden Enden der adoralen Membranellenzone.

Abb. 40x: *Cirranter mobilis* in vivo (aus FOISSNER et al. 1992). Ventralansicht. Diese Art besitzt außer den apikalen "Cirren"-Schopf (Pfeil) und den perizonalen Wimpern keine Wimperreihen. Sie gehört daher trotz der *Metopus*-ähnlichen Gestalt zu den → Caenomorphiden. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, pW = perizonales Wimperband, Wr = Wimperreihen.

40c); kaum bis mäßig stark tordiert und etwa 1/3- bis 2/3körperlang (*Metopus*; etwa 25-50 Membranellen; Abb. 40a, g); sehr stark tordiert und fast körperlang (*Brachonella*; etwa 75 Membranellen; Abb. 40s, w). Undulierende Membran groß (*Bothrostoma*; Abb. 40c) oder unauffällig (*Metopus*, *Brachonella*; Abb. 40g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Metopus*-Arten sind wegen der meist auffallenden praeoralen Kuppe und der schräg über den Körper verlaufenden adoralen Membranellenzone (Unterschied zu → *Colpidium*), die bereits bei schwacher Vergrößerung als helles, flimmerndes Band erscheint, leicht zu erkennen. *Bothrostoma undulans* läßt

sich von *Blepharisma*-Arten sehr einfach durch die auffallenden Schwanzwimpern unterscheiden. Der pilzförmige *Cirranter* ist nur spärlich bewimpert (Abb. 40x).

Ökologie: Weit verbreitet und manchmal auch zahlreich (1.402 Ind./cm²) im Faulschlamm (bis 16 cm Tiefe) und anderen Süßwasser-Biotopen (Schlamm-Wasser-Kontaktzone, Pelagial; Abb. 40y), wenn sie anaerob sind und Schwefelwasserstoff entwickeln (Metopiden haben keine Mitochondrien, sondern Hydrogenosomen und endosymbiotische Bakterien! Abb. 40l; → Einleitung Ciliophora). In stehenden und sehr langsam fließenden Gewässern (Fallaubtümpel, Teiche, Seen, Staugewässer, Altwässer) viel häufiger als in rasch fließenden, wo sie vorwiegend in den Faulschlambänken lenitischer Bereiche leben. In stehenden Gewässern findet man Metopiden oft in der breiten Schicht, wo Schwefelwasserstoff und Sauerstoff vorhanden sind, d. h. sie leben im Hypolimnion unterhalb jener Zone, wo → *Spirostomum* und *Loxodes* vorkommen. Leitform der Ciliatengesellschaft des Faulschlammes (*Metopetum*) und immer mit anderen anaeroben Protozoen (z. B. → *Hexamita*, → *Pelomyxa*, → *Caenomorpha*, *Discomorphella*, → *Plagiopyla*) und Bakterien (z. B. → *Rhodospirillum*) vergesellschaftet. *Metopus* spp. kommt auch in oligosaprogenen Schwefelquellen vor. Zahlreiche Nachweise aus Anlagen zur anaeroben Abwasser- und Schlammbehandlung, aus Faulschlamm-Horizonten von Tropfkörpern und aus Scheibentauchkörpern. Im Belebtschlamm indizieren Metopiden permanente Schlammablagerungen infolge mangelnder Turbulenz oder angefaultes Abwasser. Verbreitung von *Metopus* kosmopolitisch; auch marin und in sauerstoffarmen Böden.

Metopiden fressen überwiegend Bakterien, aber auch kleine Flagellaten, Grünalgen und Detritus. Generationszeiten unter Laborbedingungen: *Metopus contortus* etwa 60 h; *M. striatus* 15-22 h. Obere Temperaturgrenze 45 °C (*M. es*). Vorkommen bei einem Redoxpotential bis -300 mV und 530 mg/l H₂S (→ auch Abb. 78m). *Metopus contortus* überlebt 20 h in sauerstoffgesättigtem, sterilem Meerwasser. 1-2 % Sauerstoffsättigung werden sehr viel länger überlebt, es erfolgt jedoch kein Wachstum. Bei dieser Konzentration kommt es auch noch zu keiner Schädigung der endosymbiotischen Methanbakterien (FENCHEL & FINLAY 1990).

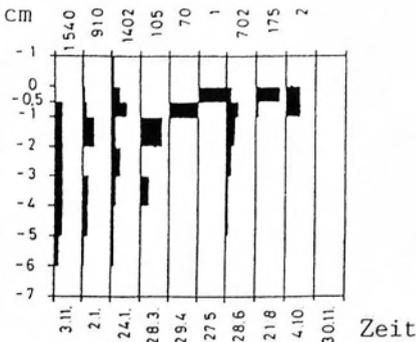


Abb. 40y: Vertikalverteilung von *Brachonella spiralis* im eutrophen Heinrichsweiher in Bonn. Die Zahlen über den Feldern geben die Ind./cm² an (Summe der Individuen aller Schichten) und die volle Breite eines Feldes entspricht jeweils 100 % (aus REINNARTH 1979).

Spirostomum ambiguum (MÜLLER, 1786) EHRENBERG, 1835 (Abb. 41a-h)

Kurzbeschreibung: **Größe** sehr variabel, 1.000–4.000 x 50–100 µm, meist 1,2–2 mm lang. Mit freiem Auge als weißer Faden erkennbar. Sehr flexibel und kontraktile, verkürzt sich bis auf etwa 400 x 200 µm. **Gestalt** schlank bis mäßig breit wurmförmig, kontrahierte Zellen zigarrenförmig (Abb. 41a, b, e, f). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 10–50, meist 15–20 ellipsoiden Segmenten (Abb. 41a). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal (Abb. 41a, f). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, zitronengelb, geben der Zelle bei schwacher Vergrößerung eine gelbliche Färbung (Abb. 41h; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** dicht, in etwa 70–90 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 41c; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). Bei kontrahierten Zellen (Schreckreaktion) winden sich die Wimpernreihen stark spiralg um den Körper (Abb. 41d). **Oralapparat** sehr lang, die adorale Membranellenzone und die unscheinbare undulierende Membran reichen vom Vorderende bis zum hinteren Drittel (Abb. 41a, e; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** wurmförmig kriechend und windend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Diese Art ist wegen ihrer Größe und Gestalt zwar leicht zu erkennen, doch kann die Abgrenzung zu → *S. minus* erhebliche Schwierigkeiten bereiten. Da viele Formvariationen auftreten, sind Größe und Gestalt keine zuverlässigen Merkmale. *Spirostomum minus* ist meist deutlich schlanker und erreicht fast nie eine Länge von 1 mm. Lediglich die relative Länge der Membranellenzone (*S. ambiguum*: 65–70 % der Körperlänge; *S. minus*: 35–50 %) und die Anzahl der Wimpernreihen (*S. ambiguum*: 70–90; *S. minus*: 20–30) verbleiben als einigermaßen zuverlässige Merkmale, doch scheinen auch hier die Unterschiede nicht allzu scharf ausgeprägt zu sein. Ferner haben eine ähnliche Größe und Gestalt *S. semivirescens* PERTY (bis 2 mm, sehr schlank, adorale Membranellenzone bis 50 % der Körperlänge, grün durch Zoochlorellen) und → *Homalozoon vermiculare* (bis 1,5 mm, 5–21 kontraktile Vakuolen entlang der Dorsalseite, Mund klein und nur am Vorderende) sowie Mikroturbellarien und Nematoden.

Ökologie: Verbreitet und manchmal zahlreich (356 Ind./cm²) in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone stehender (Aquarien, Brunnen, Tümpel, Teiche, Abwasserfischeiche, Seen, Altwässern, Gräben, Moore) und fließender Gewässer; dort meist im Sediment lenitischer Zonen. Leitform für sauerstoffarme Fallaubtümpel, in denen *S. ambiguum* zeitweise so zahlreich wird (150 Ind./ml bei 1 mg/l H₂S), daß die Zellen weiße Wölkchen bilden, die mit freiem Auge gut erkennbar sind. Tritt besonders häufig im Zusammenhang mit kohlehydratabbauenden Prozessen auf und findet sich daher auch in Gewässern, die mit Abwässern aus Papierfabriken, Gerbereien, Leder- und Leimfabriken belastet sind. Selten in rasch fließenden Gewässern und in Tropfkörpern. Bildet Dauercysten. Oligo-euryhalin. Kosmopolitisch.

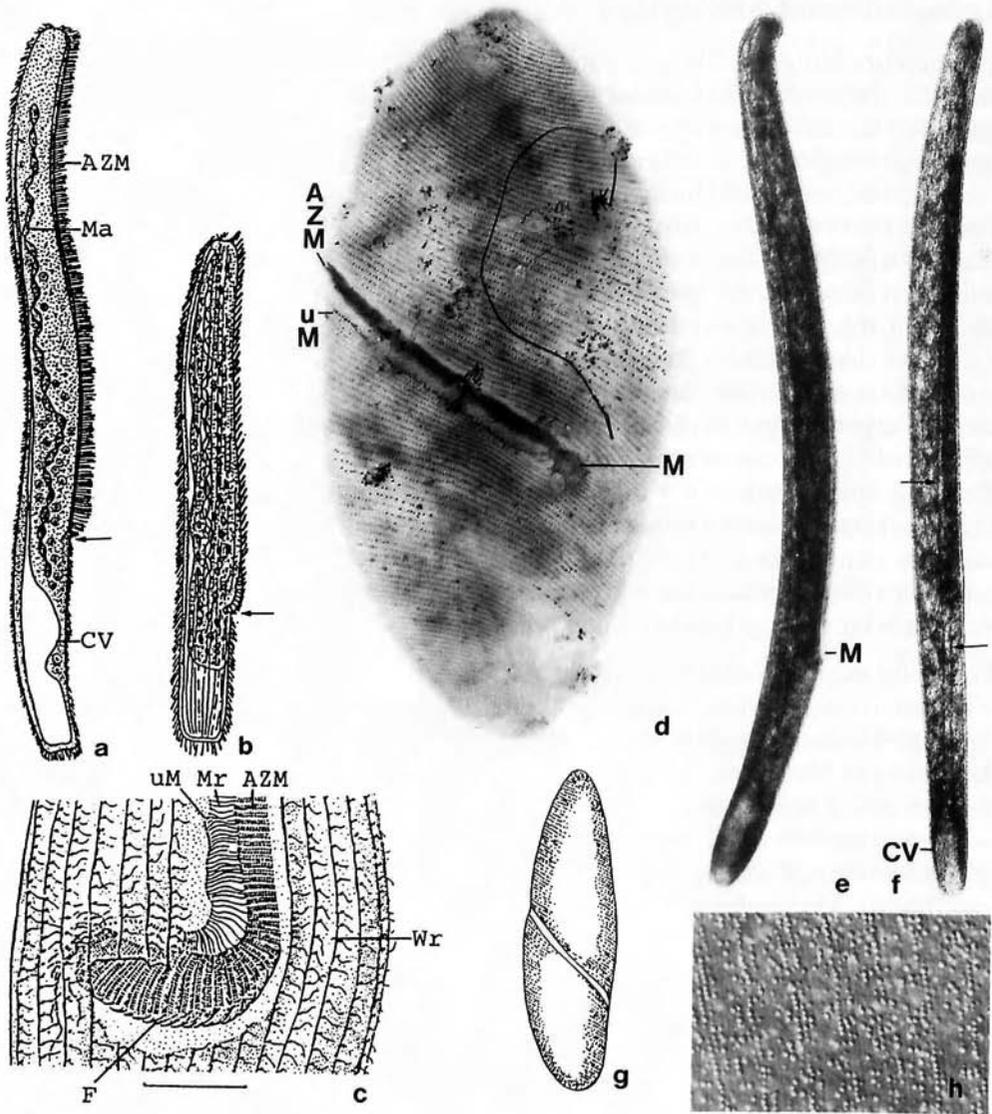


Abb. 41a-h: *Spirostomum ambiguum* (aus FOISSNER et al. 1992. a, b, e-h, in vivo; c, d, Silberimprägung). **a, b:** Rechts laterale Ansichten. Die Pfeile markieren den Mundeingang. **c:** Hinterer Teil der adoralen Membranellenzone stärker vergrößert und leicht schematisiert, Maßstrich 25 μm . **d:** Bewimperung der Ventralseite. Der spirale Verlauf der Wimpernreihen entsteht durch die Kontraktion der Zelle. **e, f:** Gestreckte, frei bewegliche Exemplare lateral und dorsal. Die Pfeile weisen auf den Sammelkanal der kontraktile Vakuole. **g:** Voll kontrahiertes Exemplar. **h:** Gelbliche Granulareihen (Ölimmersion!) dicht unter der Pellicula. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, F = Fibrillen, M = Mundeingang, Ma = Makronucleus, Mr = Mundrinne, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

Frißt Bakterien und Flagellaten, gelegentlich auch Algen. Neigt bei niedrigen Temperaturen zur Knäuelbildung und Massenansammlung am Sediment, wobei sich die Zellen mit dem Hinterende festsetzen. Generationszeit im Freiland 48-72 h, im Mittel 64 h. Respirationsrate von 10^6 Individuen $12.000 \mu\text{l O}_2/\text{h}$. pH Optimum bei 6,7-7,6, Werte über 7,6 werden gemieden. Euryoxybiont, doch wird ein Gehalt um 1 mg/l O_2 bevorzugt. Erträgt bis $1,3 \text{ mg/l H}_2\text{S}$ bei etwa $0,2 \text{ mg/l O}_2$. Höhere H_2S -Konzentrationen werden nicht ertragen, ebensowenig völliger O_2 -Schwund; scheint bei Zunahme der H_2S -Konzentration in höhere Wasserschichten zu fliehen. Milieuspektrum: $-2,7-40,2 \text{ }^\circ\text{C}$, pH 4-8, $0,1-14,3 \text{ mg/l O}_2$, $1,8-42 \text{ mg/l BSB}_5$, $0-13,2 \text{ mg/l NH}_4^+\text{-N}$, $0-4,4 \text{ mg/l NO}_3^-\text{-N}$, $0-0,45 \text{ mg/l NO}_2^-\text{-N}$.

Spirostomum minus Roux, 1901 (Abb. 42a-j)

Kurzbeschreibung: Größe sehr variabel, $300-800 \times 30-40 \mu\text{m}$, meist $400-600 \mu\text{m}$, selten sogar bis $1.100 \mu\text{m}$ lang. Sehr flexibel und kontraktile. **Gestalt** schlank bis mäßig breit wurmförmig, kontrahierte Zellen zigarrenförmig (Abb. 42a-e, h, i). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 8-50, meist 15-20 ellipsoiden Segmenten (Abb. 42a, g, j). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal (Abb. 42a, j). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, farblos, Zellen bei schwacher Vergrößerung daher ebenfalls farblos (Abb. 42f; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** dicht, in etwa 20-30 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 42a, g; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). Bei kontrahierten Zellen (Schreckreaktion) winden sich die Wimpernreihen stark spiralig um den Körper (Abb. 42i). **Oralapparat** lang, die adorale Membranellenzone und die unscheinbare undulierende Membran reichen vom Vorderende bis zur Körpermitte (etwa 35-50 % der Körperlänge; Abb. 42a-e, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** wurmförmig kriechend und windend (Abb. 42h).

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Spirostomum ambiguum* ist gewöhnlich doppelt so lang (meist $1,2-2 \text{ mm}$), etwas breiter, hat eine längere adorale Membranellenzone (65-70 % der Körperlänge) und 70-90 Wimpernreihen. → *Spirostomum teres* hat einen ellipsoiden Makronucleus. Es ist nicht auszuschließen, daß die Brackwassernachweise von *S. minus* auf Verwechslungen mit den marinen Arten *S. yagiui* SHIGENAKA (bandförmiger Makronucleus) oder *Anigsteinia clarissima* (ANIGSTEIN; kontrahiert ohne Torsion, Gestalt gedrungener, Vorderende deutlich geschnäbelt) beruhen.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal massenhaft (1.711 Ind./ml) in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone stehender Gewässer (Seen, Fischteiche, Tümpel, Moore, lang stehende Aufgüsse) und alpha- bis betamesosaprober Fließgewässer. *Spirostomum minus* findet sich manchmal in alphamesosaproben Fließgewässern in so ungeheuren Mengen, daß deutliche Wassertrübungen entstehen. In einem Fluß (mittlerer Sapro-

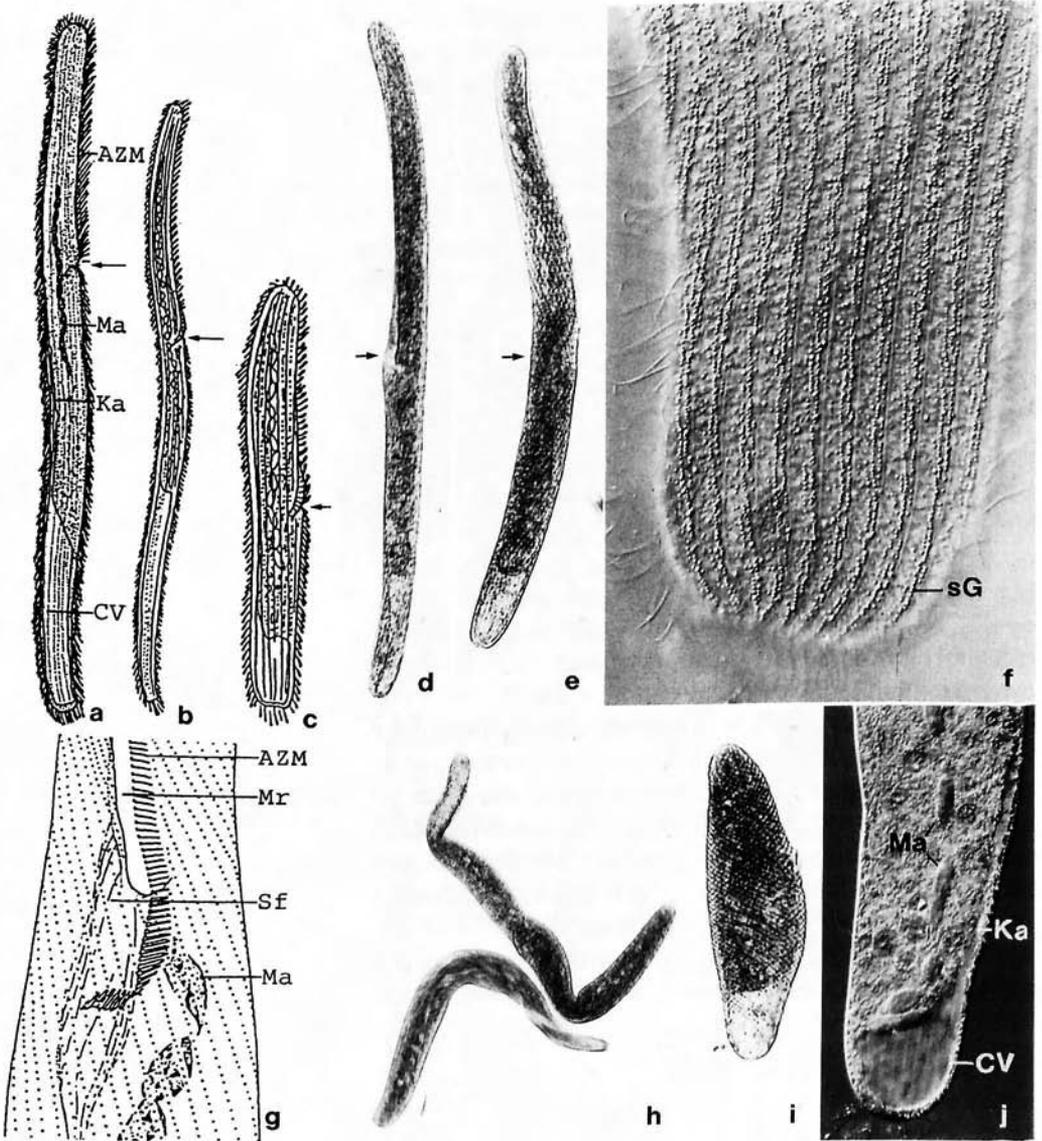


Abb. 42a-j: *Spirostomum minus* (aus FOISSNER et al. 1992. a-f, h-j, in vivo; g, Silber-impregnation). a-c: Rechts laterale Ansichten, 400 μ m (Pfeile: Mundeingang). d, e: Gestreckte, frei bewegliche Individuen. Die Pfeile weisen auf den Mundeingang. f: Hinterende mit den in Längsreihen angeordneten corticalen Granula stärker vergrößert. Zwischen den Granulareihen befinden sich die Wimpernreihen. g: Bewimperung im Bereich des Mundeinganges. h: Schlängelnde Zellen. i: Kontrahiertes Exemplar. j: Hinterende mit einem Teil des perlenschnurförmigen Makronucleus stärker vergrößert. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktiven Vakuole, Ma = Makronucleus, Mr = Mundrinne, Sf = Schlundfasern, sG = corticale Granula.

bienindex 2,65) in Polen trat *S. minus* im Verlaufe einer Selbstreinigungsstrecke dann am zahlreichsten auf (gemeinsam mit → *Amphileptus pleurosigma*, → *Euplotes patella*, *Frontonia leucas* und *Loxodes striatus*), wenn der Abbau schon weitgehend beendet war. Manchmal in Tropfkörpern, im Belebtschlamm und astatischen Kleingewässern; kann also wahrscheinlich Dauercysten bilden. Vermutlich oligo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien. Respirationsrate 0,27-0,31 nl O₂/Ind.h bei einem Volumen von 500.000 µm³. Milieuspektrum: 0-25 °C, pH 4-8,4, 3,1-8 mg/l O₂, 0-2 mg/l H₂S, 0,2-12,2 mg/l NH₄⁺-N, 0,02-5,1 mg/l NO₃⁻-N, 0,02-1,2 mg/l NO₂⁻-N.

Spirostomum teres CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858 (Abb. 43a-g)

Kurzbeschreibung: Größe sehr variabel, 150-600 x 20-75 µm, meist 200-400 x 25-55 µm, Brackwasserformen sogar bis 880 µm lang. Sehr flexibel und kontraktil. **Gestalt** mäßig breit zylindrisch, Vorderende leicht geschnäbelt, mittleres Drittel etwas erweitert. Kontrahierte Zellen deutlicher spindelförmig als bei → *S. ambiguum* und → *S. minus* (Abb. 43a, b, d). **Makronucleus** ellipsoid, etwa 25-50 x 9-12 µm, liegt im mittleren Drittel (Abb. 43a, b, g). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende, mit langem, entlang der Dorsalseite nach vorne ziehendem Sammelkanal (Abb. 43a). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, zitronengelb, geben der Zelle bei schwacher Vergrößerung eine gelbliche Färbung (Abb. 43f; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** dicht, in etwa 25-30 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 43a, d, f; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). Bei kontrahierten Zellen (Schreckreaktion) winden sich die Wimpernreihen stark spiralig um den Körper (Abb. 43d). **Oralapparat** lang, die adorale Membranellenzone und die unscheinbare undulierende Membran reichen vom Vorderende bis zur Körpermitte (etwa 40-50 % der Körperlänge; Abb. 43a, b, d; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** windend und kriechend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Der ebenfalls einkernige *S. caudatum* (MÜLLER) hat ein schwanzförmiges Hinterende. Unterscheidet sich von einkernigen Arten der Gattungen *Blepharisma* und *Pseudoblepharisma* durch die starke Kontraktilität. → *Spirostomum ambiguum* (meist 1,2-2 mm lang) und → *S. minus* haben einen perlenschnurförmigen Makronucleus.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal sehr zahlreich (3.250 Ind./cm², 360 Ind./ml) in den sauerstoffarmen, H₂S-führenden Bereichen (Faulschlamm, oxisch-anoxische Übergangszone, hypolimnische Pelagial) stehender Gewässer (Seen, Stauseen, Teiche, Tümpel, Moore) und in alphamesosaprobien bis polysaprobien Fließgewässern; selten im Aufwuchs. *Spirostomum teres* dringt im Gegensatz zu den anderen *Spirostomum*-Arten tiefer in H₂S-haltiges Sediment ein (bis 7 cm). Gelegentlich in

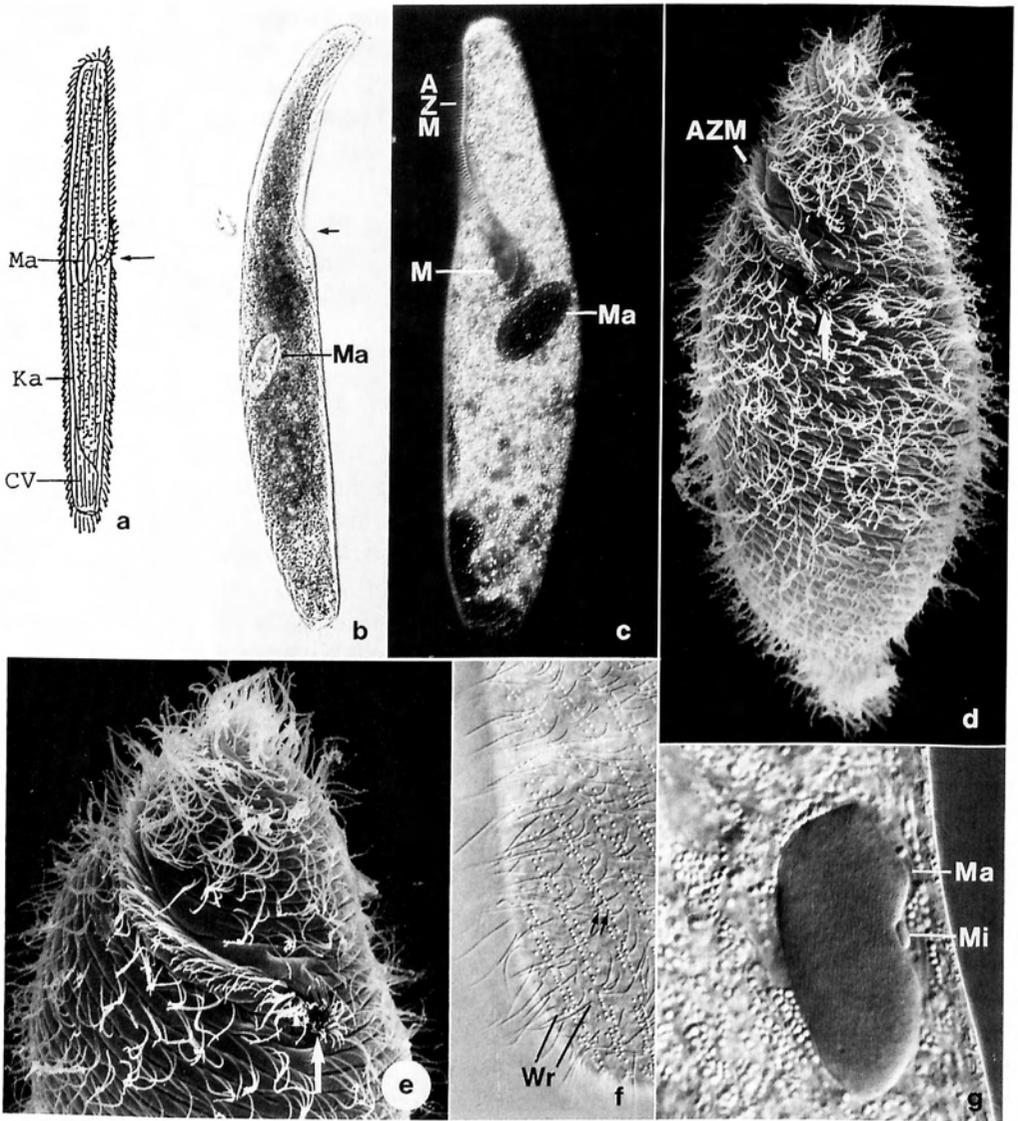


Abb. 43a-g: *Spirostomum teres* (aus FOISSNER et al. 1992. a-c, f, g, in vivo; d, e, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **a, b:** Rechts laterale Ansichten, 300 μm . Die Pfeile weisen auf den Mundeingang. **c:** Ventro-laterale Ansicht eines leicht gequetschten Exemplars im Anoptralphasenkontrast, mit dem der ellipsoide Makronucleus sehr deutlich hervortritt. **d, e:** Ventralansichten kontrahierter Zellen. Die Pfeile weisen auf den Mundeingang. **f:** Corticale Granula (die Pfeile markieren die Reihen) im hinteren Teil der Zelle. **g:** Kernapparat stark vergrößert. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ka = Sammelkanal der kontraktilen Vakuole, M = Mundeingang, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Wr = Wimpernreihen.

Regenwasserpflützen, was auf Cystenbildung hindeutet. Typisch für sauerstoffarmen und/oder hochbelasteten Belebtschlamm. Manchmal im Brackwasser; marine Nachweise zweifelhaft. Mit Ausnahme von Australien und der Antarktis auf allen Kontinenten vielfach nachgewiesen.

Frißt vorwiegend Bakterien (besonders rote und grüne Schwefelbakterien), aber auch Algen. Die corticalen Granula könnten das Pigment Flavin enthalten, dessen Wirkung darin bestehen soll, daß es die Bildung von toxischen O₂-Radikalen (Superoxid) auf photochemischem Weg verstärkt. Das wiederum könnte erklären, warum *S. teres* fast nie im O₂-reicheren Epilimnion erscheint. Generationszeiten: 81 h (20 °C), 94 h (15 °C) und 1.004 h (8,5 °C). Respirationsrate 0,041-0,06 nl O₂/Ind.h (bei V = 349.000 µm³ und 15 °C). Letale Dosis (LC₅₀) für NH₄⁺-N 37 mg/l. Vermag vermutlich so wie *Loxodes* Nitrit zu veratmen. Milieuspektrum (→ auch Abb. 78m): 0-25 °C, pH 5-8,7, 0-22 mg/l O₂ (Optimum 0,4-0,8 mg/l), ≤1,7-13,4 mg/l BSB₅, 30-76 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-3,2 mg/l H₂S, 0-14,2 mg/l NH₄⁺-N, 0-11,3 mg/l NO₃⁻-N, 0,01-0,4 mg/l NO₂⁻-N, -70 bis +150 mV Redoxpotential.

Stentor coeruleus (PALLAS, 1766) EHRENBERG, 1831 (Abb. 44a-f)

Kurzbeschreibung: Größe sehr variabel, gestreckte Individuen bis 4 mm, meist 1-2 mm lang, kontrahierte Exemplare bis <0,5 mm lang. Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** feststehend trichterförmig, kontrahiert und frei schwimmend keulen- bis verkehrt birnenförmig (Abb. 44a-d, f). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 6-20 Segmenten (Abb. 44a, c, f). **Kontraktile Vakuole** an der linken Wand des Mundtrichters (Abb. 44a, d; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, hell- bis kräftigblaugrün, bilden deutliche Streifen und geben der Zelle bei schwacher Vergrößerung eine kräftigblaugrüne (türkise) Färbung (Abb. 44e). Die Granula können bei stark saproben Verhältnissen heller werden und sich bei Deckglasdruck auflösen. Keine symbiotischen Algen. **Bewimperung** dicht, in 55-100 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 44a, c, e; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, die adorale Membranellenzone (>150 Membranellen) und die undulierende Membran ziehen in einer rechts gewundenen Spirale zum Mund. Mundboden mit 20-30 Wimpernreihen (Abb. 44a, c; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). Ein **Gehäuse** wird sehr wahrscheinlich nicht gebildet (neue Beobachtungen an Kulturen). **Bewegung** losgelöster Zellen träge, feststehend nur im Freiland und in länger ungestört aufbewahrten Proben.

Verwechslungsmöglichkeiten: Der kleinere (200-300 µm) *S. multiformis* (MÜLLER) hat ebenfalls azurblaue bis meergrüne Granula; er ist durch den einfachen, ellipsoiden Makronucleus aber leicht von *S. coeruleus* zu unterscheiden. Einen perlenschnurförmigen Makronucleus haben auch → *S. polymorphus* (grün durch Zoochlorellen) und → *S. muelleri* (farblos).

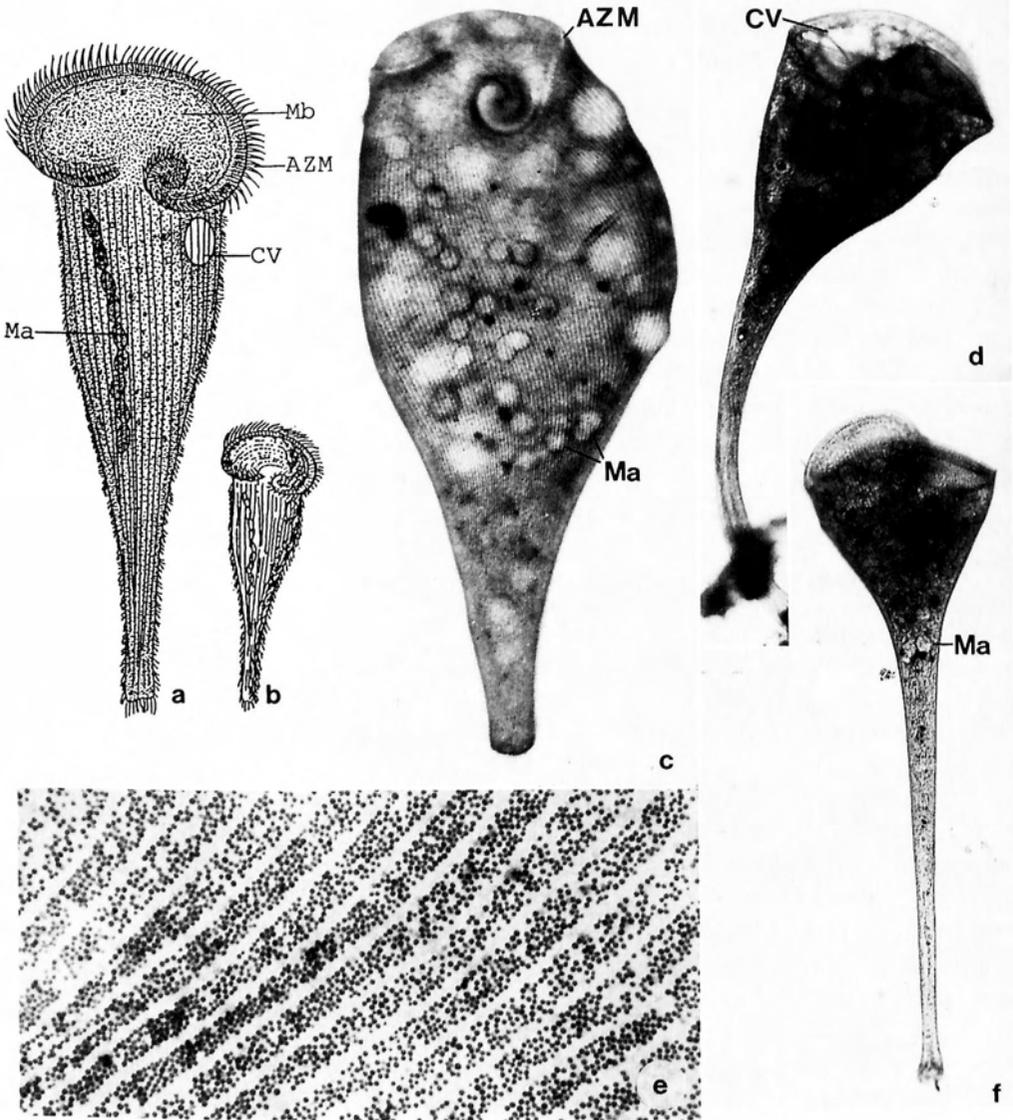


Abb. 44a-f: *Stentor coeruleus* in vivo (aus FOISSNER et al. 1992). **a, b:** Leicht kontrahierte Exemplare, 500 μm . **c, d, f:** Leicht kontrahiertes und gequetschtes Exemplar und 2 gestreckte Individuen. Der perlenschnurförmige Makronucleus besteht aus 8-20 Segmenten und ist meist bereits bei schwacher Vergrößerung gut erkennbar. **e:** Die hell- bis kräftigblaugrünen (türkisen), etwa 1 μm großen Granula liegen im Cortex zwischen den Wimpernreihen (helle Streifen). AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (51 Ind./cm²) im Benthos, Periphyton und Plankton stehender und langsam fließender mesosaprobier Gewässer, oft frei schwimmend über Faulschlamm. Nach BUCK (1961) einmal massenhaft in einem mit Zuckerfabriksabwässern belasteten Bach; eine etwa 20 m² große Fläche von → *Sphaerotilus* war durch ihn tintenschwarz gefärbt. Selten in Moorgewässern, im Belebtschlamm und in Abwasser- und Fischteichen. Wenige Funde in Ästuaren bei geringem Salzgehalt (bis 0,7 ‰). Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, auto- und heterotrophe Flagellaten, Kieselalgen, Amöben, Ciliaten, Rotatorien und sogar *Nais* spp.; auch kannibalisch. Pro Tag und Individuum werden etwa 320.000 µm³ Nahrung aufgenommen; bevorzugt werden Partikel von 7-22 µm Durchmesser. Die mittlere Freßrate oberhalb der Grenzkonzentration (1.300 → *Tetrahymena*/ml) liegt während der ersten beiden Versuchsstunden bei etwa 50 *Tetrahymena*/Ind.h. Respirationsrate 0,075-0,35 nl O₂/Zelle.h. Generationszeit im Freiland etwa 72 h, im Labor 39-42 h. 0,3 mg/l freies Ammoniak werden mehrere Tage überlebt; 50, 10 und 3 mg/l nur 2-4,5, 3-6 bzw. 5-9 Stunden. Außerdem überlebt *S. coeruleus* 8-12 h in O₂-freiem Wasser, d. h. die Art ist wenig empfindlich gegen zeitweisen Sauerstoffschwund. Erträgt bis 500 µg/l Pb und bis 10 µg/l Hg. Die tödliche Dosis von Cu²⁺ (CuSO₄·5H₂O) ist 1 mg/l, von Zn²⁺ (ZnSO₄·7H₂O) 42 mg/l. Die Granula enthalten das photochemisch aktive Pigment Stentorin: bei normalen Lichtintensitäten führt es die Zelle zum Licht, bei starkem Licht davon weg. Milieuspektrum: 0-30 °C, pH 6,4-8,4, 0-20,7 mg/l O₂, 0,5-5 mg/l BSB₅, 8,8-12,4 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-7,5 mg/l H₂S, 0-5,7 mg/l NH₄⁺-N, 0-1,13 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,6 mg/l NO₂⁻-N.

Stentor muelleri EHRENBERG, 1831 (Abb. 45a-e)

Kurzbeschreibung: **Größe** sehr variabel, gestreckte Individuen bis 3 mm, meist 500-1.000 µm lang. Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** feststehend lang trompetenförmig, meist leicht gebogen, kontrahiert und frei schwimmend verkehrt birnenförmig (Abb. 45a-c). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 10-20 kugeligen Segmenten (Abb. 45a, c). **Kontraktile Vakuole** an der linken Wand des Mundtrichters, mit einem weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 45a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, farblos, geben der Zelle bei schwacher Vergrößerung aber eine gelbliche bis bräunliche Färbung (Abb. 45e). Keine symbiotischen Algen. **Bewimperung** dicht, in etwa 70 (?) longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 45d; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, die adorale Membranellenzone und die undulierende Membran ziehen in einer rechts gewundenen Spirale zum Mund. Mundboden mit etwa 20 Wimpernreihen (Abb. 45a; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Gehäuse** (meist nur bei lange ungestört gewesenen Zellen ausgebildet, dann oft dicht mit Detritus belegt, Abb. 45a, b) 200-1.000 µm lang, sack- bis flaschenförmig, manchmal

sehr hyalin. **Bewegung** losgelöster Zellen träge, festsitzend nur im Freiland und in länger ungestört aufbewahrten Proben.

Verwechslungsmöglichkeiten: Einen perlenschnurförmigen Makronucleus haben auch → *S. polymorphus* (grün durch symbiotische Algen) und → *S. coeruleus* (hell- bis kräftigblau). Bei dem etwas kleineren (500-1.200 µm) und so wie *S. muelleri* farblosen → *S. roeselii* ist der Makronucleus strickförmig.

Ökologie: Ganzjährig und manchmal zahlreich (40 Ind./cm²) im Benthos und Aufwuchs stehender und fließender Gewässer; seltener als z. B. → *S. roeselii*. Gelegentlich im Plankton und im Belebtschlamm. In Ästuaren bis 3 ‰ Salinität. Bisher nur in Europa, Asien und Nordamerika nachgewiesen. Frißt Bakterien, Phytoflagellaten und Kieselalgen. Generationszeit unter Laborbedingungen 143 h bei 8,5 °C, 63 h bei 15 °C und 43 h bei 20 °C.

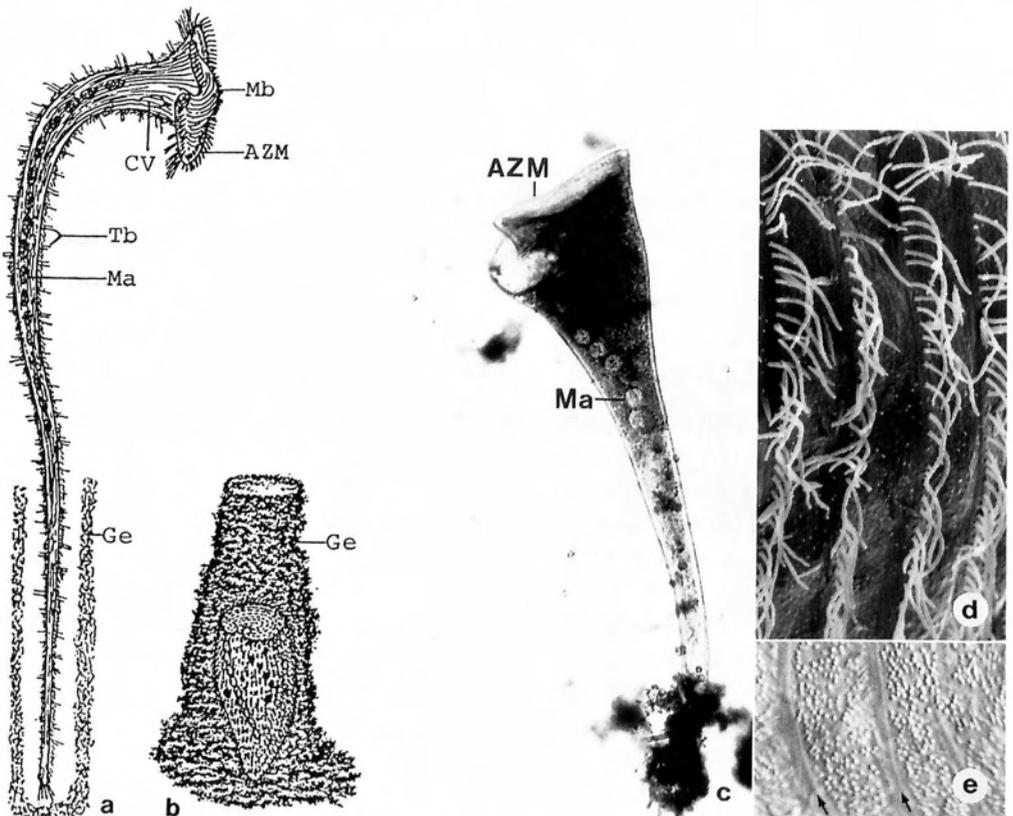


Abb. 45a-e: *Stentor muelleri* (aus FOISSNER et al. 1992. a-c, e, in vivo; d, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, c: Gestreckte Exemplare, 2.000 µm. b: Ins Gehäuse zurückgezogenes Individuum. d: Detail der Pellicula eines gestreckten Exemplars. e: Farblose, 0,5 µm große corticale Granula zwischen den Wimpernreihen (Pfeile). AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Tb = Tastborsten (verlängerte Körperwimpern).

Stentor polymorphus (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 (Abb. 46a-h)

Kurzbeschreibung: Größe sehr variabel, gestreckte Individuen bis 2 mm lang, kontrahierte Exemplare bis <math>< 500 \mu\text{m}</math>. Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** feststehend lang trompetenförmig, meist leicht gebogen, kontrahiert und frei schwimmend \pm deutlich obovoid bis keulenförmig (Abb. 46a, c, d). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 5-20 Segmenten, die manchmal undeutlich getrennt sind; der Kern erscheint dann bei flüchtiger Beobachtung strickförmig (Abb. 46a, e, h). **Kontraktile Vakuole** an der linken Wand des Mundtrichters, mit einem weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 46a; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, farblos. Zellen durch **symbiotische Algen** (Zoochlorellen) bei schwacher Vergrößerung grün (grüne Färbung bei Populationen mit wenig Zoochlorellen undeutlich! Abb. 46f). **Bewimperung** dicht, in etwa 100 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von

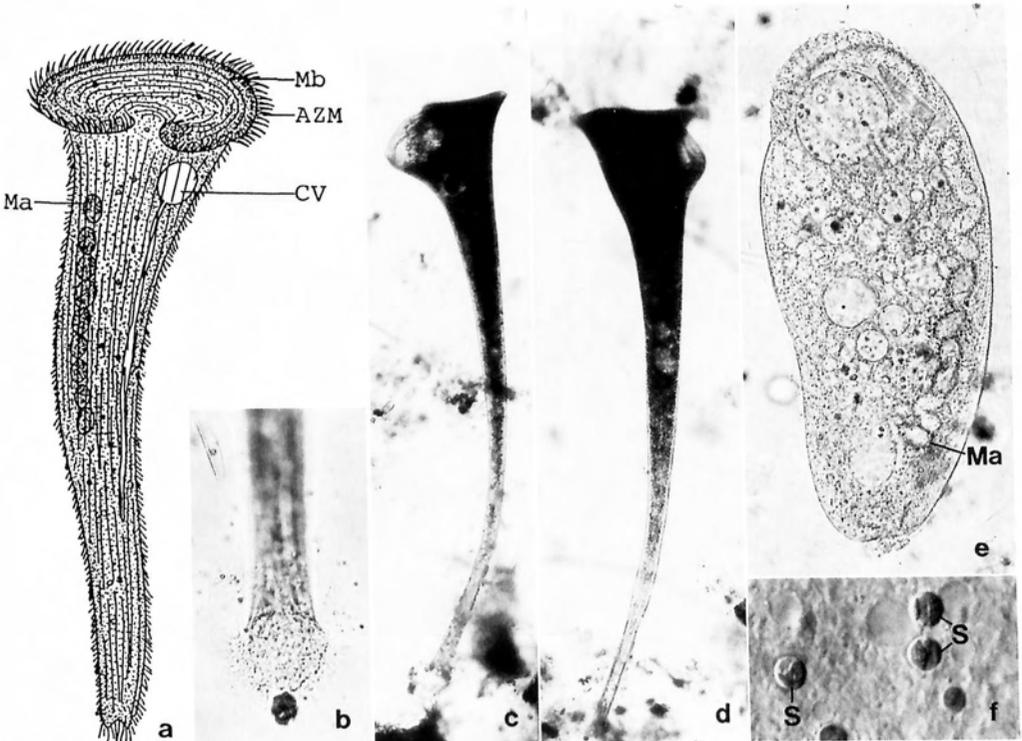


Abb. 46a-f: *Stentor polymorphus* in vivo (aus FOISSNER et al. 1992). **a:** Mäßig gestrecktes Exemplar, $600 \mu\text{m}$. **b:** Hinterende eines mit vielen feinen Fortsätzen festgehefteten Individuums. **c, d:** Verschiedene Ansichten gestreckter Individuen. **e:** Kontrahiertes und gepreßtes Exemplar. **f:** Symbiotische Algen im Cytoplasma. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, S = symbiotische Algen.

denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 46a, g; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, die adorale Membranellenzone (>200 Membranellen) und die undulierende Membran ziehen in einer rechts gewundenen Spirale zum Mund. Mundboden mit etwa 50 Wimpernreihen (Abb. 46a, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Gehäuse** bisher nicht nachgewiesen. **Bewegung** losgelöster Zellen träge, festsitzend nur im Freiland und in länger ungestört aufbewahrten Proben.

Verwechslungsmöglichkeiten: Der Makronucleus ist auch bei → *S. muelleri* (farblos, keine Zoochlorellen) und → *S. coeruleus* (hell- bis kräftigblau, keine Zoochlorellen) perlenschnurförmig. Symbiotische Algen besitzt auch der etwas kleinere (250-500 µm) *S. amethystinus* LEIDY, der jedoch einen einfachen, ellipsoiden Makronucleus hat und durch violette Granula dunkel bis schwarz gefärbt ist. *Stentor lorincatus* BARY hat dunkelgrüne Granula und einen strickförmigen Makronucleus. Leicht mit → *S. muelleri* und → *S. roeselii* zu verwechseln, wenn die Zoochlorellen spärlich sind!

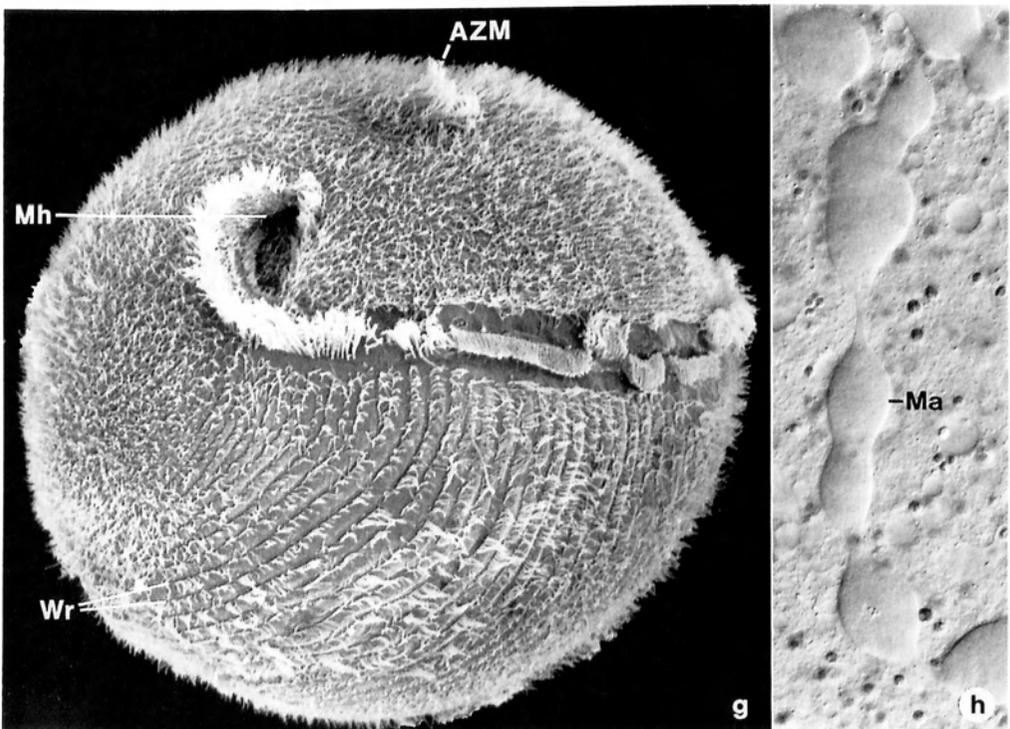


Abb. 46g, h: *Stentor polymorphus* (aus FOISSNER et al. 1992). **g:** Frontolateralansicht im Rasterelektronenmikroskop. **h:** Teil des perlenschnurförmigen Makronucleus in vivo. AZM = adorale Membranellenzone, Ma = Makronucleus, Mh = Mundhöhle, Wr = Wimpernreihen.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal sehr zahlreich im Benthos und Periphyton stehender und langsam fließender Gewässer. Bildet bei Massenvorkommen grünliche Überzüge, besonders auf Wasserpflanzen. Nach HEUSS (1976) eine typische Frühjahrsform in einem alphamesosaprobem Fluß Deutschlands. Auch im Plankton, in Moorgewässern, in Belebtschlammern, in Tropfkörpern und in Abwasser- und Fischteichen. Wenige Meldungen aus Ästuaren bei geringem Salzgehalt. Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt autotrophe Flagellaten und Ciliaten. Generationszeit im Freiland 48 h, unter Laborbedingungen 32-66 h. Bei Exemplaren, denen die symbiotischen Algen durch Kultur im Dunkeln weggeteilt wurden, verringerte sich die Generationszeit um etwa 3 h. Beim Abfischen eines Teiches in Dänemark verursachte die Loslösung der festsitzenden Stentoren ein Fischsterben. Versuche zeigten, daß von gestörten Stentoren vermutlich eine Substanz abgegeben wird, die auf junge Rotaugen giftig wirkt. Verträgt bis etwa 540 bar. LD₅₀ von ⁶⁰Co-Gamma Strahlen 285 Kilorad. Milieuspektrum: 3-42 °C, pH 6,5-9, 0-22,5 mg/l O₂, 0,5-9,9 mg/l BSB₅, 0-1,2 mg/l H₂S, 0-4,8 mg/l NH₄⁺-N, 0,07-7,4 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,4 mg/l NO₂⁻-N.

Stentor roeselii EHRENBERG, 1835 (Abb. 47a-f)

Kurzbeschreibung: **Größe** sehr variabel, gestreckte Individuen 500-1.200 µm, selten bis 3 mm lang; kontrahierte Exemplare bis <200 µm. Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** festsitzend lang trompetenförmig, meist leicht gebogen, kontrahiert und freischwimmend ellipsoid (Abb. 47a, b, d, e). **Makronucleus** strickförmig, bei kontrahierten Individuen mehrfach gewunden und an den Knickstellen ± deutlich eingeschnürt (Vorsicht: Makronucleus erscheint dann leicht perlenschnurförmig wie bei → *S. muelleri*; Abb. 47a, c, d). **Kontraktile Vakuole** an der linken Wand des Mundtrichters, mit einem weit nach hinten reichenden Sammelkanal (Abb. 47a, d; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Corticale Granula** (Ölimmersion!) zwischen den Wimpernreihen, farblos, geben der Zelle bei schwacher Vergrößerung aber eine gelbliche bis bräunliche Färbung. Keine symbiotischen Algen. **Bewimperung** dicht, in etwa 80 longitudinalen Reihen, die aus paarig angeordneten Basalkörpern aufgebaut sind, von denen aber jeweils nur der vordere bewimpert ist (Abb. 47c, d; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, die adorale Membranellenzone (>150 Membranellen) und die undulierende Membran ziehen in einer rechts gewundenen Spirale zum Mund. Mundboden mit 14-42 Wimpernreihen (Abb. 47d, c, f; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Gehäuse** (meist nur bei lange ungestört gewesenen Zellen ausgebildet, dann oft dicht mit Detritus belegt; Abb. 47a, b, d, e) 200-300 µm lang, sack- bis flaschenförmig, manchmal sehr hyalin. **Bewegung** losgelöster Zellen träge, festsitzend nur im Freiland und in länger ungestört aufbewahrten Proben.

Verwechslungsmöglichkeiten: Diese nicht pigmentierte Art ist leicht an dem strickförmigen Makronucleus erkennbar. Bei dem meist etwas größeren (bis 3 mm), eben-

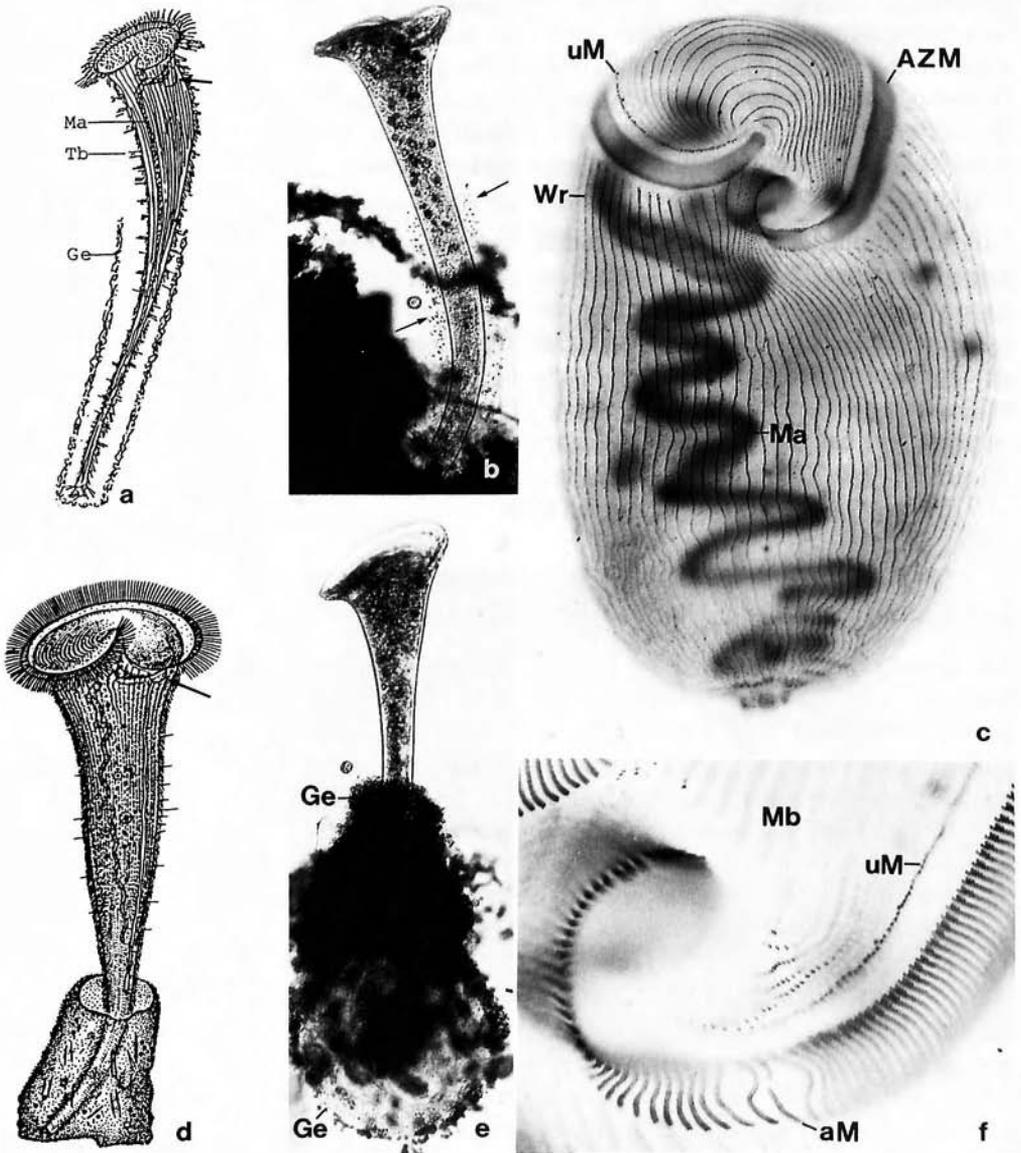


Abb. 47a-f: *Stentor roeselii* (aus FOISSNER et al. 1992. a, b, d, e, in vivo; c, f, Silberimpregnation). a, b, d, e: Fast vollständig gestreckte Exemplare, a = 1.200 μm . Die Pfeile in (a, d) weisen auf die kontraktile Vakuole, jene in (b) markieren das manchmal unscheinbare (frisch gebaute?) Gehäuse. c: Bewimperung der Ventralseite und Makronucleus eines kontrahierten Exemplars. f: Detail des Oralapparates. aM = adorale Membranelle, AZM = adorale Membranellenzone, Ge = Gehäuse, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Tb = Tastborsten (steife, verlängerte Körperwimpern), uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

falls farblos → *S. muelleri* sind die großen, kugeligen Makronucleus-Teile perlen-schnurförmig angeordnet. Der sonst identische *S. lorincatus* BARY ist ähnlich wie → *S. coeruleus* durch Pigmentgranula auffallend dunkelgrün gefärbt.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (105 Ind./cm²) im Benthos und Periphyton stehender und langsam fließender mesosaprobier Gewässer; selten im Plankton. Auch im Belebtschlamm (bis 5 Ind./ml bei schwacher Belastung), in Tropfkörpern und in Klär- und Fischeichen. Einige Meldungen aus Ästuaren, bis 0,5 % Salinität. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien (1,4 × 10⁶ pro Tag), Cyanobakterien, Phytoflagellaten, Desmidiaceen, Kieselalgen und Ciliaten; auch kannibalisch. Generationszeit im Freiland 24-120 h (im Mittel 72 h). Milieuspektrum: 0-30 °C, pH 5,3-9,4, 0-22,4 mg/l O₂, 0,5-28 mg/l BSB₅, 4,2-502 mg/l KMnO₄-Verbrauch (Optimum 40-85 mg/l), 0-1,2 mg/l H₂S, 0-23,3 mg/l NH₄⁺-N, 0-7,6 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,3 mg/l NO₂⁻-N.

Aspidisca cicada (MÜLLER, 1786) CLAPARÈDE & LACHMANN, 1858 (Abb. 48a-d, f-n)

Kurzbeschreibung: Größe 25-40 × 20-40 µm. Starr. **Gestalt** rundlich-dreieckig, rechter Rand konvex, linker ziemlich gerade, vorne ± breit gerundet, hinten quer abgestutzt, links beim Mund meist mit gerundetem Vorsprung. Ventral eben, dorsal leicht bis stark gewölbt mit meist 6-8 longitudinalen Rippen, deren Höhe stark variiert (Abb. 48a, h-n). **Makronucleus** hufeisenförmig (Abb. 48d; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** rechts hinten (Abb. 48a). **Bewimperung** auffallend; ventral konstant 7 kräftige (Ventral)Cirren in zwei schrägen Reihen mit je 4 und 3 Cirren und 5 kräftige, schräg angeordnete Transversalcirren. Dorsal 5 (selten 6) longitudinale Reihen mit sehr kurzen Wimpern (Abb. 48a, c, d, n; dorsale Reihen nur nach Silberimprägung gut erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** zweigeteilt: vorne 3 kleine Frontalmembranellen, links hinten in einer schüsselförmigen Mundhöhle die adorale Membranellenzone mit meist 11 Membranellen, rechts davon 1 winzige undulierende Membran (Abb. 48a-c; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägung erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Anhand der deutlichen dorsalen Rippen leicht von der sonst sehr ähnlichen → *A. lynceus* (dorsal glatt) und *A. turrita* (mit dorsalem Dorn; Abb. 49l-n) zu unterscheiden. Kleine, gerippte Arten der Gattung → *Euplotes* besitzen einen elliptischen Körperumriß und die adorale Membranellenzone erstreckt sich leicht sichtbar am linken Rand der vorderen Körperhälfte. Das in Gestalt und Größe recht ähnliche *Cinetochilum margaritaceum* (Abb. 48e) und viele andere kleine Ciliaten unterscheidet man von *Aspidisca* spp. am besten durch die fehlenden Cirren, die man bei *Aspidisca* schon bei 100facher Vergrößerung gut erkennt.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (232 Ind./cm² und mehr) im Aufwuchs und Detritus fast aller limnischer Biotope; selten im Plankton.

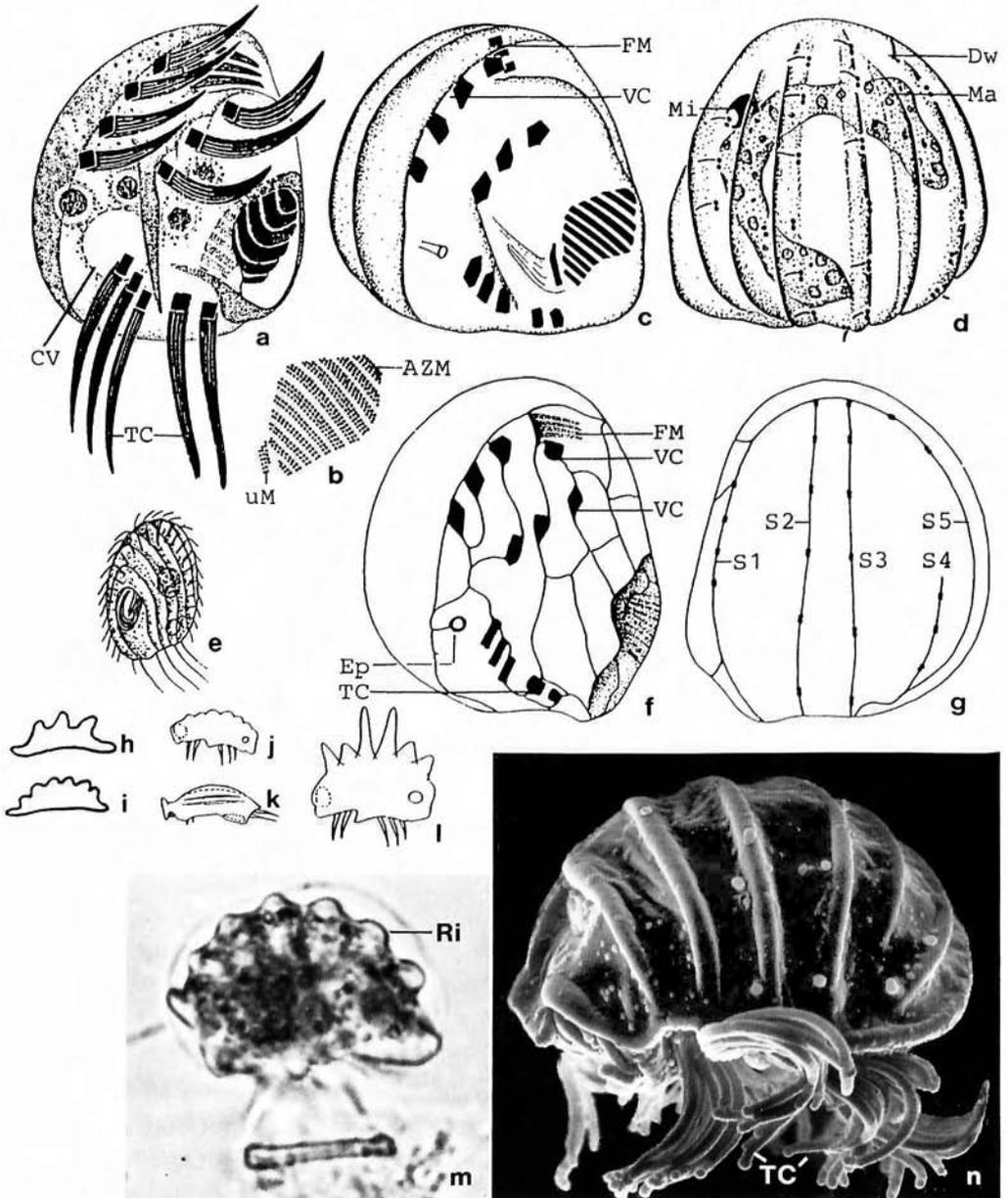


Abb. 48a-d, f-n: *Aspidisca cicada* (aus FOISSNER et al. 1991. a, h-m, in vivo; b-d, f, g, Silberimprägung; n, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, m, n: Ventralansicht und Caudalansichten, 30 μ m. b: Mundbewimperung. c, d: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite und Kernapparat, 20 μ m. f, g: Silberliniensystem und Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite, 30 μ m. h-l: Querschnitte und Seitenansicht von Exemplaren mit unterschiedlich vielen und unterschiedlich hohen dorsalen Rippen. AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, FM = Frontalmembranellen, Ma = Makronucleus,

Eines der häufigsten und oft individuendominanten (bis 40.000 Ind./ml) Ciliaten im Belebtschlamm, wo es niedrige und mittlere Belastung und eine ausreichende Sauerstoffversorgung indiziert. Auch in Scheibentauchkörpern, Wirbelbettreaktoren und Em-scherbrunnen. Erreicht während der Nitrifikation Entwicklungsmaxima; die Höhe der dorsalen Rippen ist jedoch unabhängig vom Ausmaß der Nitrifikation. Sehr selten marin und im Boden. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, selten auch Algen, heterotrophe Flagellaten und Detritus. Generationszeit etwa 13 h bei 20 °C, keine Teilung bei 2 und 35 °C, stirbt bei 37 °C. Freies Ammoniak etwa ab 3 mg/l, NO_2^- -N etwa ab 15 mg/l lethal. Zur Toxizität einiger Schwermetalle → Tabelle 10. Milieuspektrum (→ auch Abb. 78m): 0-35 °C, pH 4,7-10,2, 0,1-14 mg/l O_2 , 0,5-58 mg/l BSB₅, 3,4-500 mg/l KMnO_4 -Verbrauch, 0-39 mg/l NH_4^+ -N, 0-15 mg/l NO_3^- -N, 0-15 mg/l NO_2^- -N.

Aspidisca lynceus (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1830 (Abb. 49a-k)

Kurzbeschreibung: **Größe** 35-50 x 30-45 µm. **Start.** **Gestalt** rundlich-dreieckig, rechter Rand konvex, linker fast gerade, vorne ± breit gerundet, hinten quer abgestutzt, links beim Mund meist mit gerundetem Vorsprung. Ventral eben, dorsal leicht bis stark gewölbt, glatt (Abb. 49a, d, g, j, k). **Makronucleus** hufeisenförmig (Abb. 49c; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** rechts hinten (Abb. 49a, e, g). **Bewimperung** auffallend; ventral konstant 7 kräftige (Ventral)Cirren in zwei schrägen Reihen mit je 4 und 3 Cirren und 5 kräftige, schräg angeordnete Transversalcirren. Dorsal 5-6 longitudinale Reihen mit sehr kurzen Wimpern (Abb. 49a-c, j, k; dorsale Reihen nur nach Silberimprägation gut erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** zweigeteilt: vorne 3 kleine Frontalmembranellen, links hinten in einer schüsselförmigen Mundhöhle die adorale Membranellenzone mit 10-13 Membranellen, rechts davon 1 winzige undulierende Membran (Abb. 49a, b, g, j; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Aspidisca cicada* hat 6-8 deutliche dorsale Rippen, *A. turrita* (EHRENBERG) einen oder zwei auffallende dorsale Dornen (Abb. 49l-n). Das in Gestalt und Größe recht ähnliche *Cinetochilum margaritaceum* (Abb. 48e) und viele andere kleine Ciliaten unterscheidet man von *Aspidisca* spp. am besten durch die fehlenden Cirren, die man bei *Aspidisca* schon bei 100facher Vergrößerung gut erkennt.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich im Aufwuchs und Detritus fast aller limnischer Biotope (Fließgewässer, Teiche, Seen, Altwässer, Kleingewässer). Leit-

← Mi = Mikronucleus, Ri = Rippen der Dorsalseite, S1-S5 = dorsale Silberlinien, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren.

Abb. 48e: *Cinetochilum margaritaceum* in vivo, 35 µm (→ Verwechslungsmöglichkeiten; aus KAHL 1931).

form der *Sphaerotilus*-Flocke. Sehr häufig und oft zahlreich (3.400 Ind./ml und mehr) im normalen Belebtschlamm, wo sie gute Ablaufbeschaffenheit indiziert (BSB₅ <20 mg/l); gelegentlich auch im unteren Teil von Tropfkörpern und im Filterschlamm von Trinkwasseraufbereitungsanlagen. Sehr selten in marinen Biotopen und im Boden. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, selten auch Algen und Detritus. Generationszeit etwa 12 h bei 20 °C. Milieuspektrum (→ auch Abb. 78m): 0-35 °C, pH 4,5-9,8, 0-24,8 mg/l O₂, <0,5-12,5 mg/l BSB₅, 2,5-400 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-19,4 mg/l NH₄⁺-N, 0-14 mg/l NO₃⁻-N, 0-1,5 mg/l NO₂⁻-N.

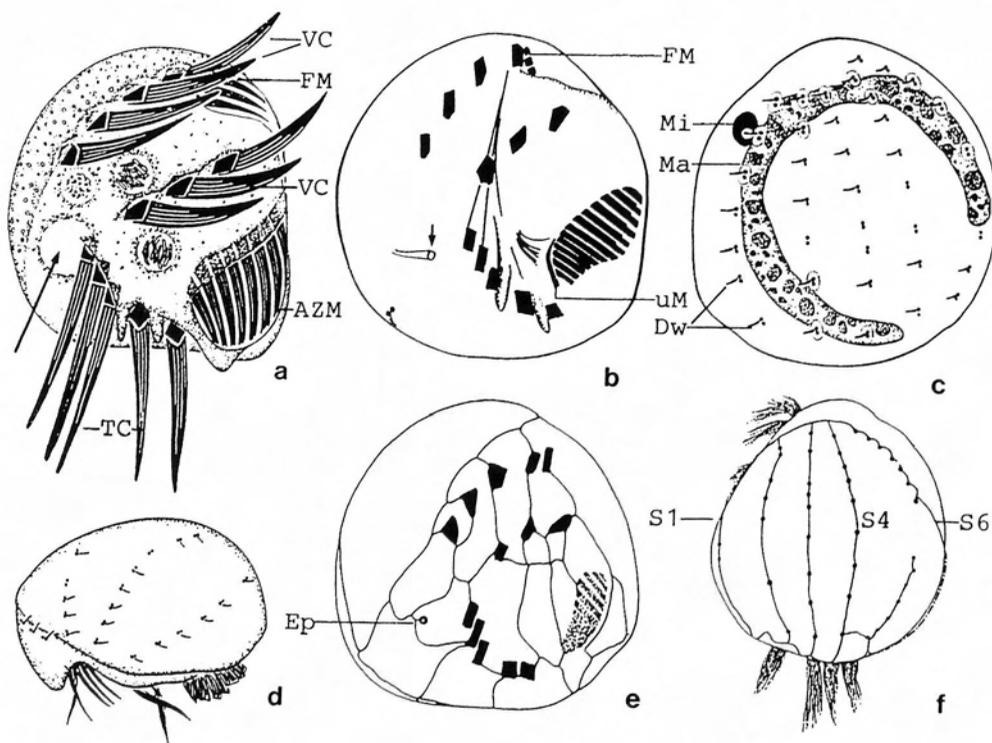


Abb. 49a-f: *Aspidisca lynceus* (aus FOISSNER et al. 1991. a, in vivo; b-f, Silberimprägnation). a: Ventralansicht, 40 µm. Der Pfeil weist auf die kontraktile Vakuole. b, c: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite und Kernapparat, 30 µm. Der Pfeil in (b) markiert den Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole. d: Frontalansicht. Beachte die glatte Dorsalseite (Unterschied zu → *A. cicada* [gerippt] und *A. turrata* [mit Dorn; Abb. 49l-n]). e, f: Bewimperung und Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite, 30 µm, 40 µm. AZM = adorale Membranellenzone, Dw = Dorsalwimpern, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, FM = Frontalmembranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, S1, S4, S6 = dorsale Silberlinien 1, 4, 6, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren.

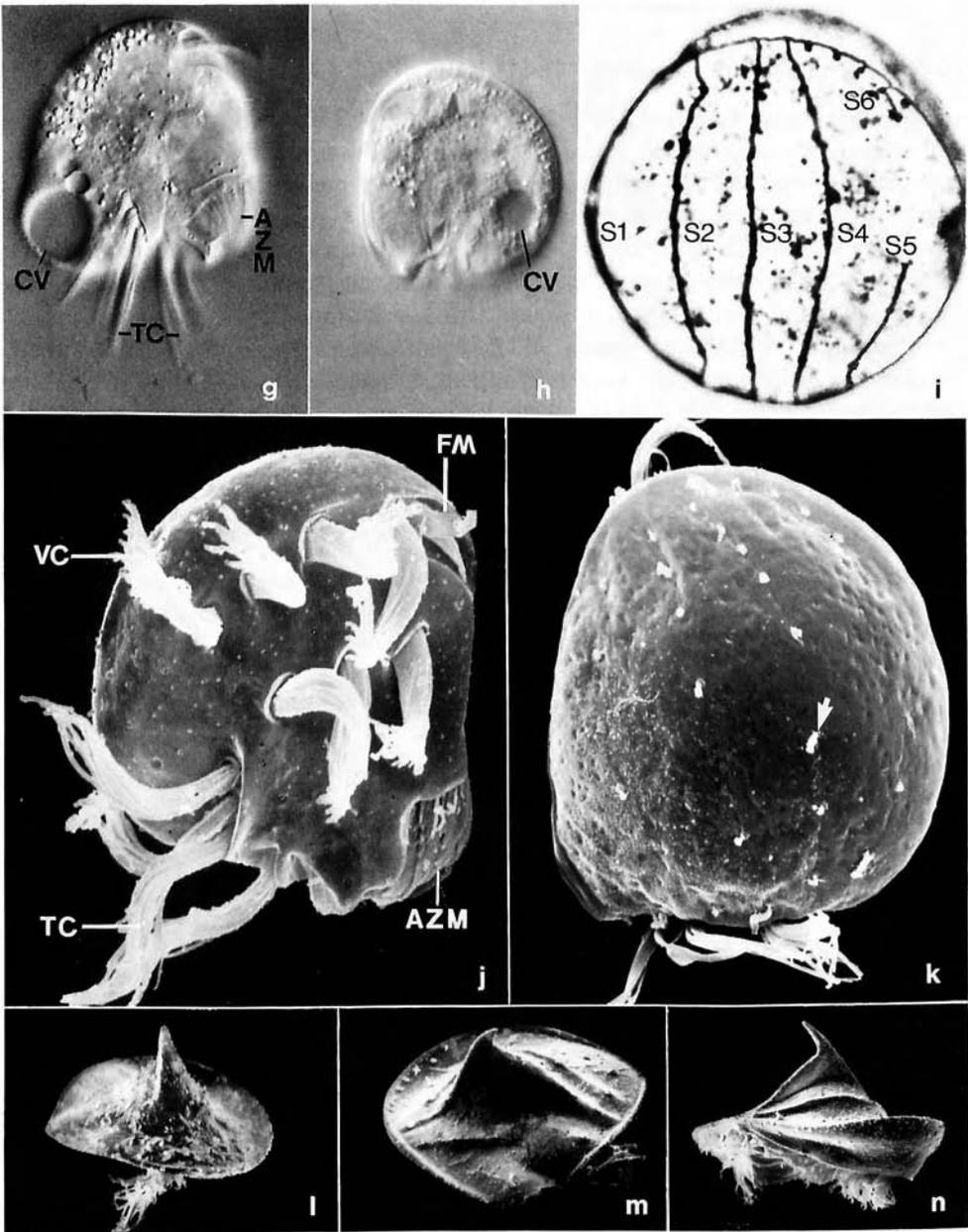


Abb. 49g-k: *Aspidisca lynceus* (aus FOISSNER et al. 1991. g, h, in vivo; i, Silberimprägnation; j, k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). g, h: Ventral- und Dorsalansicht. i: Silberliniensystem der Dorsalseite. j, k: Ventral- und Dorsalansicht. Die Dorsalseite ist spärlich mit sehr kurzen Wimpern bewimpert (Pfeil) und glatt, ein wichtiger Unterschied zu → *A. cicada* (gerippt; Abb. 48m, n) und *A. turrita* (EHRENBERG), die einen großen dorsalen Dorn hat (Abb. 49l-n). AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, FM = Frontalmembranellen, S1-S6 = dorsale Silberlinien 1-6, TC = Transversalcirren, VC = Ventralcirren.

Euplotes affinis (DUJARDIN, 1841) KAHL, 1932 (Abb. 50a-d, f-p)

Kurzbeschreibung: **Größe** 40-70 x 25-45 µm. Starr. **Gestalt** ellipsoid, manchmal fast parallelseitig. Vorne links oft deutlich abgeschrägt. Ventral ± eben, dorsal ziemlich stark gewölbt, stets mit 5-7 longitudinalen Rippen, die meist schmal und scharfkantig, manchmal jedoch breit und gerundet sind (Abb. 50b, f, h-l, o, p). **Makronucleus** C-förmig bis undeutlich 3-förmig (Abb. 50b, d). **Kontraktile Vakuole** rechts hinten (Abb. 50g). **Bewimperung** auffallend; ventral konstant 9 kräftige Frontoventralcirren (3 Frontalcirren, 5 Ventralcirren, 1 Buccalcirrus), 5 kräftige Transversalcirren und am hinteren Rand 3-4 kräftige Caudal- und Marginalcirren. Dorsal 8 (selten 6 oder 7) longitudinale Reihen mit sehr kurzen Wimpern; mittlere Reihe mit 7-11, meist 9 Basalkörperpaaren (Abb. 50b, f, h, k; dorsale Reihen nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägation genau erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** sehr groß, am vorderen und linken Rand, adorale Membranellenzone etwa 7/10 Körperlänge, besteht aus 18-30 (meist etwa 25) Membranellen; 1 unscheinbare undulierende Membran. Mundfeld eher schmal, rechts begrenzt von einer kräftig hochgewölbten Lippe an deren Vorderende der Buccalcirrus und 2 Frontalcirren inserieren. Im Mundfeld keine Falte (Abb. 50b, f, h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Euplotes affinis* ist durch die starke Rippung der Pellicula, die kleine Größe und den fehlenden Cirrus V/2 (daher nur 9 Frontoventralcirren!) recht leicht erkennbar. *Euplotes moebiusi* hat nur undeutliche dorsale Rippen und konstant 10 Frontoventralcirren (Abb. 50e). → *Euplotes patella* ist meist wesentlich größer (90-120 µm) und dorsal nicht oder kaum gerippt. → *Aspidisca cicada* ist kleiner (25-40 µm) und hat eine dreieckige Körperform und eine andere Cirren- und Mundausrüstung.

Ökologie: Ganzjährig sehr weit verbreitet und manchmal zahlreich im Detritus und Aufwuchs mesosaprobier stehender und fließender Gewässer. Charakteristisch für Belebtschlammanlagen mit Schlammstabilisierung, indiziert gute Ablaufqualitäten mit einem BSB₅ ≤ 20 mg/l; auch in Tropf- und Scheibentauchkörpern. Oligo-euryhalin. Vermutlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Diatomeen, kokkale Grünalgen und Flagellaten. Generationszeit in einem beta- bis alphamesosaprobien Fließgewässer 24-120 h, im Mittel etwa 84 h. Zur Toxizität einiger Schwermetalle → Tabelle 10. Milieuspektrum: pH 5,0-8,7, 0-30 °C, 0,1-21,9 mg/l O₂, 6-400 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-14 mg/l NH₄⁺-N, 0,07-22 mg/l NO₃⁻-N, 0-12 mg/l NO₂⁻-N.

Euplotes patella (MÜLLER, 1773) EHRENBERG, 1831 (Abb. 51a-c, e-i)

Kurzbeschreibung: **Größe** etwa 90-120 x 55-75 µm. Starr. **Gestalt** breit ellipsoid, Ränder hyalin, oft flügel förmig verbreitert. Ventral ± eben, vorne deutlich nach dorsal gebogen, dorsal leicht gewölbt und meist mit sehr schwach ausgebildeten longitudi-

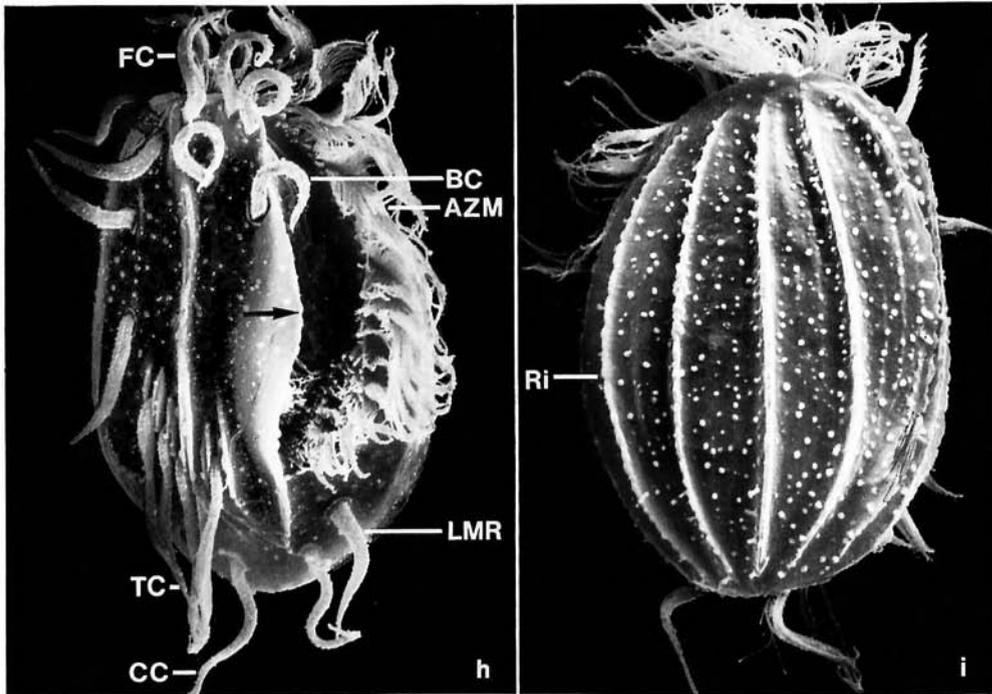
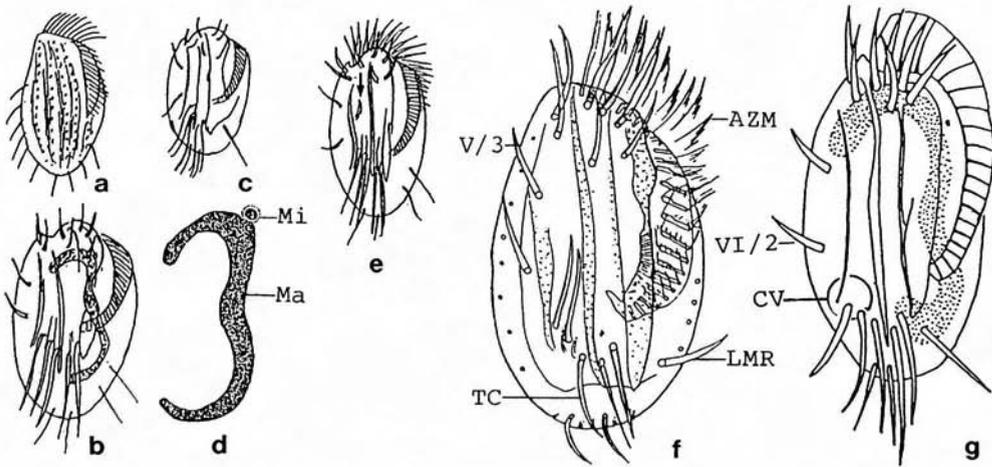


Abb. 50a-d, f-i: *Euplotes affinis* (aus FOISSNER et al. 1991. a-c, g, in vivo; d, f, Färbungen; h, i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a-c, f-h: Ventralansichten, 40-70 μm . Der Pfeil in (h) weist auf die Lippe am rechten Rand des Mundfeldes. d: Kernapparat. i: Dorsalansicht. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, FC = rechter Frontalcirrus, LMR = linker Marginalcirrus, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Ri = Rippe der Dorsalseite, TC = Transversalcirren, V/3, VI/2 = Ventralcirren V/3 und VI/2.

Abb. 50e: *Euplotes moebiusi* in vivo (aus FOISSNER et al. 1991). Unterscheidet sich von *E. affinis* vor allem durch die schwächere Rippung der Dorsalseite und einen zusätzlichen Cirrus auf der Ventralseite (Pfeil).

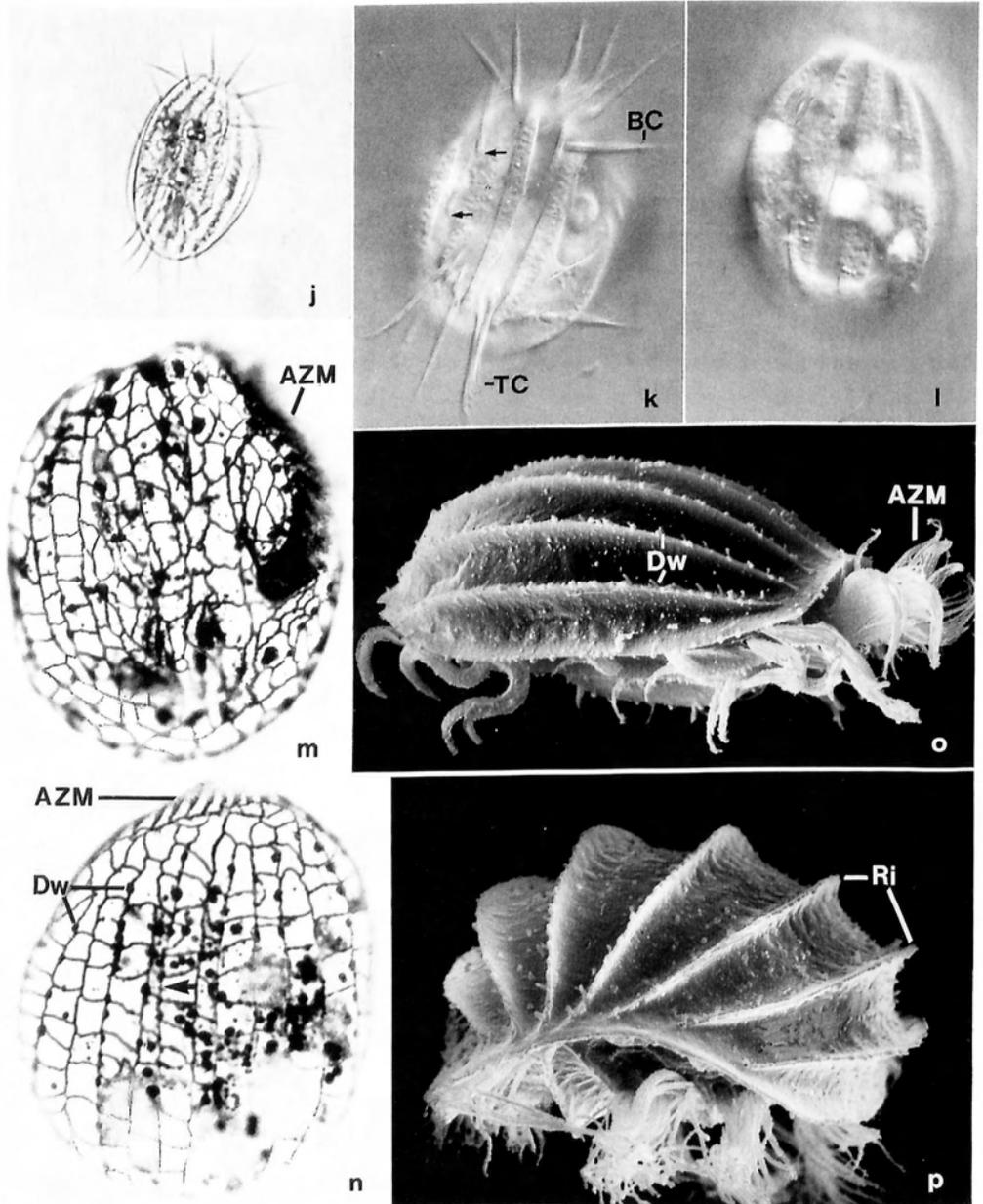


Abb. 50j-p: *Euplotes affinis* (aus FOISSNER et al. 1991. j-l, in vivo; m, n, Silberimprägnation; o, p, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). j-l: Ventralansichten und Dorsalansicht. Die Pfeile in (k) markieren die Frontoventralcirren V/3 (vorne) und V/2 (hinten; vgl. Abb. 50f, g). Beachte die starke Rippung der Dorsalseite. m, n: Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite. o, p: Ansichten von rechts vorne und von hinten. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ri = Rippen, TC = Transversalcirren.

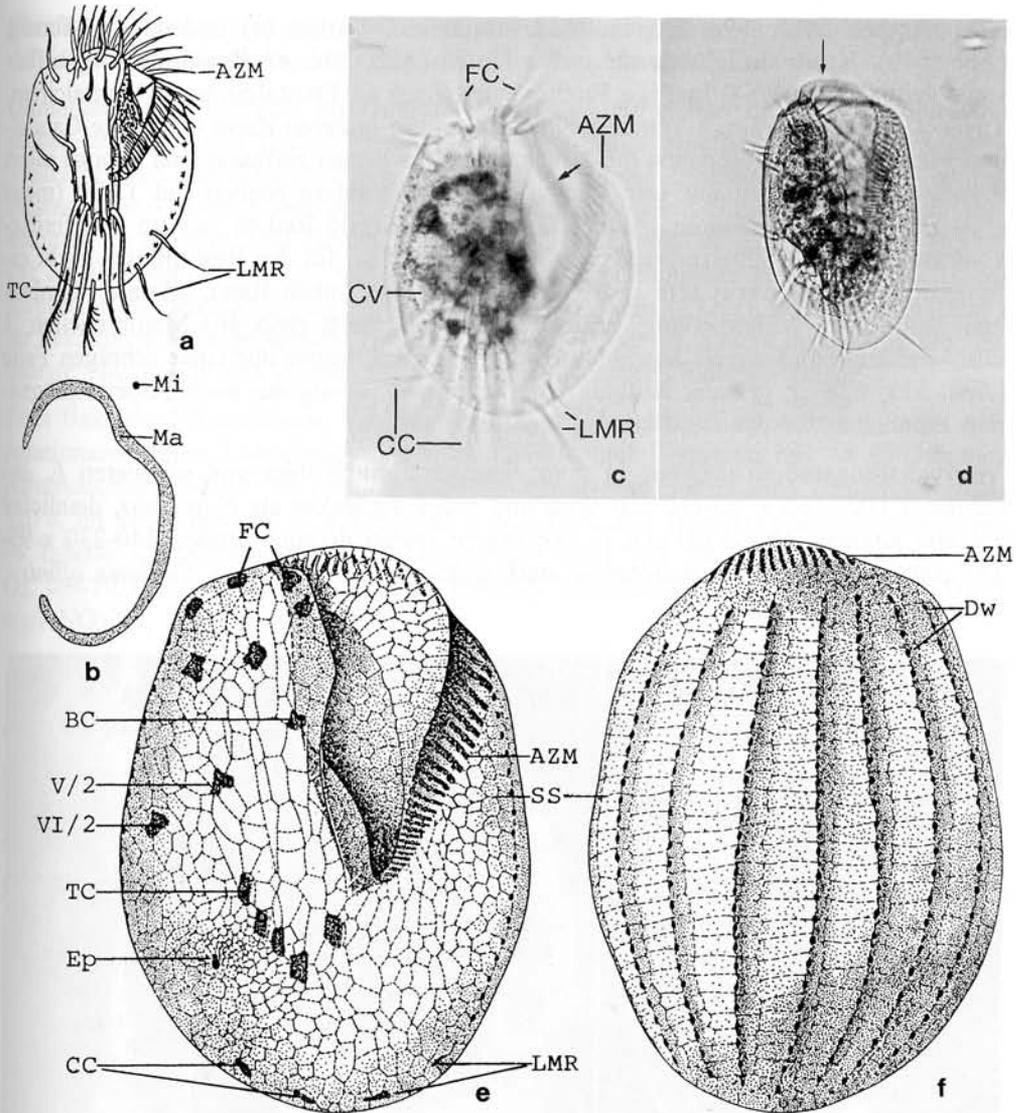


Abb. 51a-c, e, f: *Euplotes patella* (aus FOISSNER et al. 1991. a, c, in vivo; b, Feulgen-Färbung; e, f, Silberimprägnation). a, c: Ventralansichten, 90 μ m. Die Pfeile markieren eine Falte im Mundfeld. b: Kernapparat. e, f: Bewimperung und Silberliniensystem der Ventral- und Dorsalseite, 90 μ m. Das dorsale Silberlinien-Muster besteht bei *E. patella* aus je einer schmalen und einer breiten Reihe von Rechtecken zwischen 2 Wimpernreihen; *E. aediculatus* und *E. eurystomus* haben 2 Reihen von gleichgroßen Rechtecken zwischen je 2 Wimpernreihen. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, CV = kontraktile Vakuole, Dw = dorsale Wimpernreihen, Ep = Exkretionsporus der CV, FC = Frontalcirren, LMR = linke Marginalcirren, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, SS = Silberliniensystem, TC = Transversalcirren, V/2, VI/2 = Frontoventralcirren.

Abb. 51d: *Euplotes aediculatus* in vivo (aus FOISSNER et al. 1991). Ventralansicht. Der Pfeil weist auf den deutlichen apikalen Kragen.

nen Rippen (Abb. 51a, c, g-i). **Makronucleus** C-förmig bis undeutlich 3-förmig (Abb. 51b). **Kontraktile Vakuole** rechts hinten (Abb. 51c, e). **Bewimperung** auffallend; ventral konstant 9 kräftige Frontoventralcirren (3 Frontalcirren, 5 Ventralcirren, 1 Buccalcirrus), 5 kräftige Transversalcirren und am hinteren Rand 4 kräftige Caudal- und Marginalcirren, von denen die 2 rechten an den Enden zerfranst sind. Dorsal meist 9 longitudinale Reihen mit sehr kurzen Wimpern, mittlere Reihen mit 13-26 (meist etwa 20) Basalkörperpaaren (Abb. 51a, c, g, h; dorsale Reihen nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation genau erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** sehr groß, am vorderen und linken Rand, adorale Membranellenzonen etwa $2/3$ Körperlang, besteht aus 44-50 (meist etwa 46) Membranellen; 1 unscheinbare undulierende Membran. Mundfeld groß, vorne mit einer schrägen Falte (Abb. 51a, c, e, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: In vivo ziemlich ähnlich dem viel selteneren *E. aediculatus* (105-165 x 60-110 μ m groß und meist schlanker als *E. patella*; deutlicher apikaler Kragen; Abb. 51d) und *E. eurystomus* (meist deutlich größer, 140-230 x 95-135 μ m; adorale Membranellenzonen stark sigmoid gekrümmt). → *Euplotes affinis*

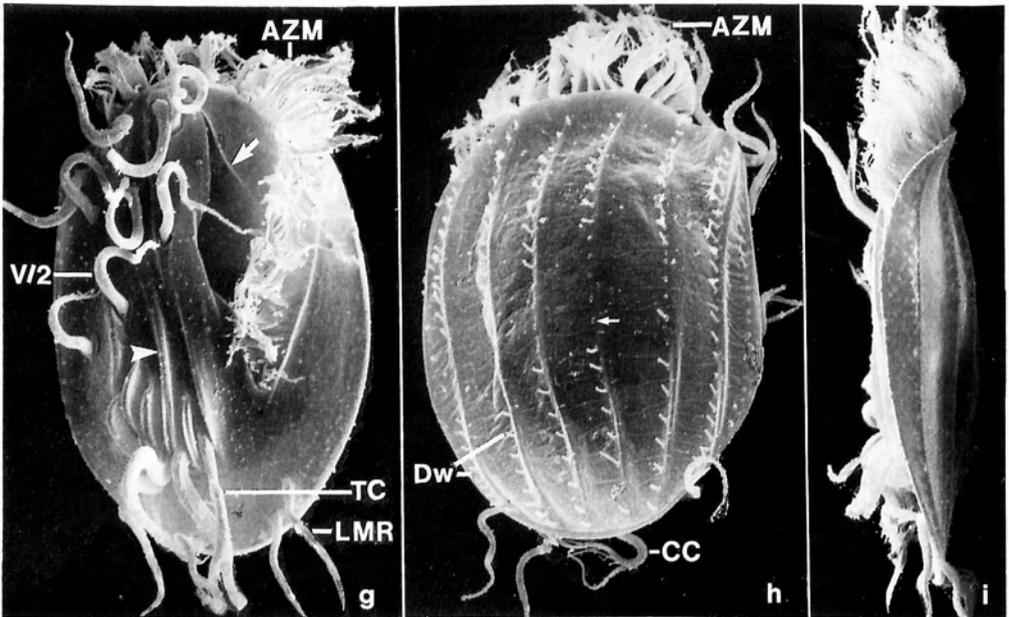


Abb. 51g-i: *Euplotes patella* (aus FOISSNER et al. 1991. g-i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **g:** Ventralansicht. Die Pfeilspitze weist auf eine nach vorne reichende Pelliculaleiste, der Pfeil auf die Falte im Mundfeld. **h:** Dorsalansicht. Im mittleren Teil der Wimpernreihen fehlen stets die Wimpern (Pfeil). **i:** Lateralansicht. AZM = adorale Membranellenzonen, CC = Caudalcirren, Dw = dorsale Wimpernreihen, LMR = linke Marginalcirren, TC = Transversalcirren, V/2 = Frontoventralcirrus V/2.

(dorsal deutlich gerippt) und *E. moebiusi* (10 Frontoventralcirren; Abb. 50e) sind kleiner (40-70 µm lang). *Euplotes daidaleos* hat Zoochlorellen!

Ökologie: Weit verbreitet im Detritus und Aufwuchs (selten im Plankton) mesosaprobe stehender und fließender Gewässer; selten sehr zahlreich (bis 278 Ind./cm²). Vielleicht eine charakteristische Form für sehr langsam fließende, beta- bis alpha-mesosaprobe Gewässerbereiche mit sandig-schlammigen Sediment. Vermehrtes Vorkommen im Sommer und Herbst. Gelegentlich Bestandteil der → *Sphaerotilus*-Flocke. Oft im Belebtschlamm (bis 9.200 Ind./ml bei sehr schwacher Belastung), in Tropfkörpern, Scheibentauchkörpern und Stabilisierungsteichen; keine besondere Präferenz für bestimmte Ablaufqualitäten (BSB₅ = 0-30 mg/l). Mehrere nicht durch Abbildungen belegte Nachweise aus Ästuaren und marinen Biotopen. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Kieselalgen, kokkale Grünalgen, Flagellaten und kleine Ciliaten. Generationszeit unter Laborbedingungen bei 24 °C und Fütterung mit → *Chilomonas paramecium* 20-30 h, im Freiland bei beta- bis alpha-mesosaprobe Verhältnissen 24-120 h, im Mittel etwa 98 h. Verträgt bis 1 mg/l H₂S. Zur Toxizität von Schwermetallen → Tabelle 10. Milieuspektrum (→ auch Abb. 78m): pH 4-8,7, 0-30 °C, 0-14,7 mg/l O₂, 0,9-10,3 mg/l BSB₅, 10-52 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-7,7 mg/l NH₄⁺-N, 0-9,2 mg/l NO₃⁻-N, 0-2,4 mg/l NO₂⁻-N.

***Stylonychia mytilus*-Komplex** (Abb. 38a, 52a-d, f-m)

Neuere Untersuchungen zeigten, daß *S. mytilus* (MÜLLER) ein Komplex von mindestens 2 reproduktiv isolierten, morphologisch aber schwierig unterscheidbaren Arten (Schwesterarten, sibling species) ist, die *S. mytilus* und *S. lemnae* benannt wurden.

Kurzbeschreibung: **Größe** sehr variabel, 90-350 µm lang, meist 150-300 x 60-120 µm. **Starr.** **Gestalt** meist recht charakteristisch, nämlich etwas gebogen und nach hinten ± deutlich verschmälert. Ventral ± eben, dorsal deutlich gewölbt, abgesetztes Hinterende stark abgeflacht und daher durchscheinend (Abb. 52b, c, f, g, h, j-l). 2 ellipsoide **Makronucleus**-Teile etwa in der Mediane (Abb. 52d, m). **Kontraktile Vakuole** am linken Rand etwa in Körpermitte (Abb. 52f). **Bewimperung** auffallend; ventral 3 kräftige Frontalcirren, 1 Buccalcirrus, 4 Frontoventralcirren, 3 postorale Ventralcirren und 2 Ventralcirren vor den 5 sehr starken Transversalcirren. Rechter postorale Ventralcirrus stets etwas weiter vorne als der linke. Transversalcirren in 2 Gruppen angeordnet, nur die beiden rechten Cirren überragen den hinteren Körper Rand deutlich. Eine linke und eine rechte Reihe von Marginalcirren. Dorsal 6 ± longitudinale Reihen mit sehr kurzen Wimpern. Reihen 1-4 vorne mäßig stark (*S. lemnae*) bis sehr stark (*S. mytilus*) gebogen. Am Hinterende 3 Caudalcirren, 40-70 µm lang, am Ende zerfranst, deutlich voneinander getrennt (Abb. 52a-d, f-h, j-m; dorsale Reihen nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation genau erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** groß, am vorderen und linken Rand, adorale Membranellenzone etwa 1/2körperlang, besteht aus 50-80 (meist 60-75) Membranellen. Vorne in der Mediane zwei ± gerade und nicht überkreuzte undulierende Membranen (Abb. 52a, h, j, m;

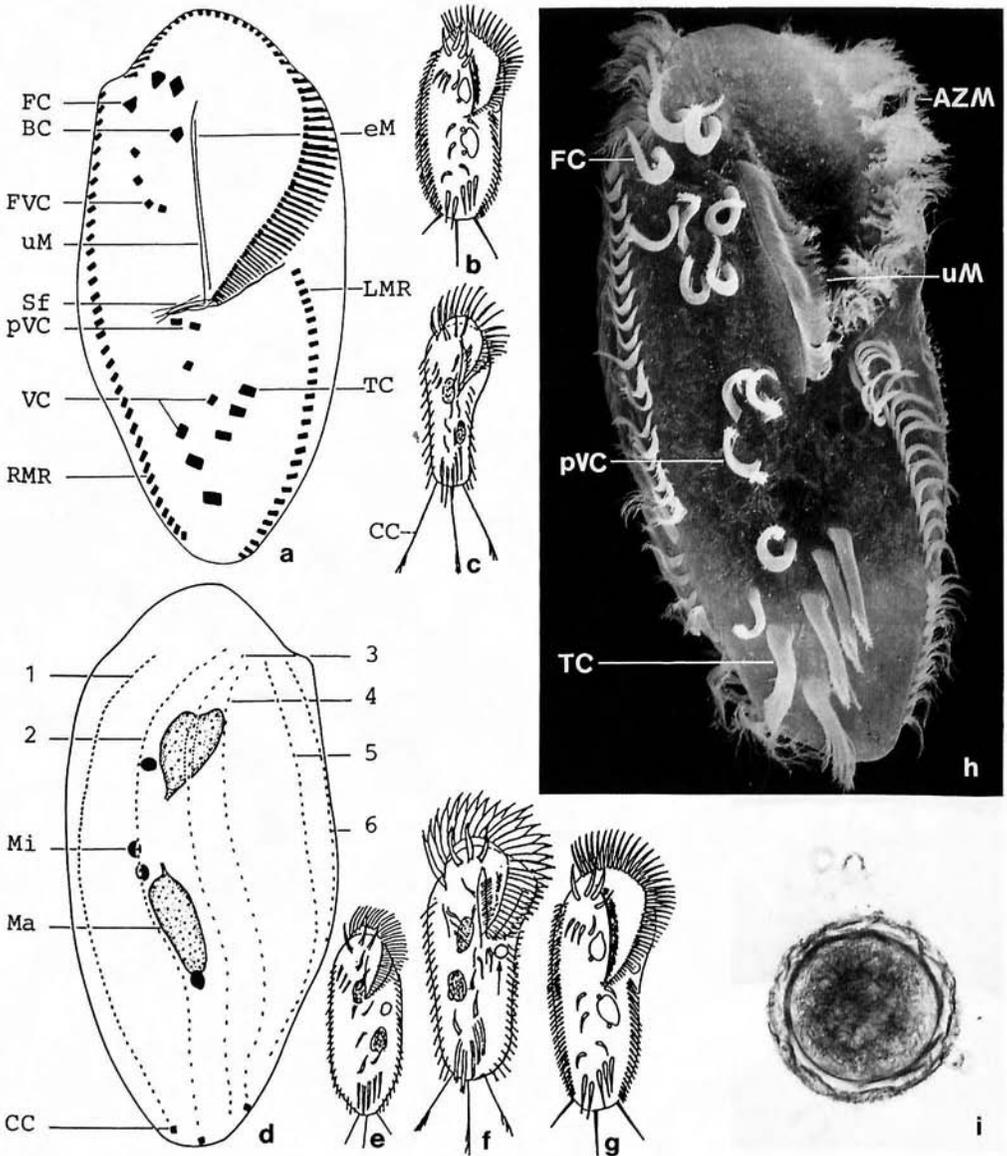


Abb. 52a-d, f-i: *Stylonychia mytilus*-Komplex (aus FOISSNER et al. 1991. a, d, Silberimpregnation; b, c, f, g, i, in vivo; h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, d, h: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite und Kernapparat, 180 μm . b, c, f, g: Ventralansichten. Der Pfeil in (f) weist auf die kontraktile Vakuole. i: Ruhecyste. AZM = adorale Membranellenzone, BC = Buccalcirrus, CC = Caudalcirren, eM = undulierende (endorale) Membran, FC = rechter Frontalcirrus, FVC = Frontoventralcirren, LMR = linke Marginalcirren-Reihe, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalcirren-Reihe, Sf = Schlundfasern, TC = linker (a) und rechter (h) Transversalcirrus, uM = undulierende Membran, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, 1-6 = dorsale Wimpernreihen.

Abb. 52e: *Stylonychia pustulata* in vivo (aus KAHL 1932). Ventralansicht, 150 μm .

genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Arten des *S. mytilus*-Komplexes können wegen der charakteristischen Körperform, der meist beträchtlichen Größe und der langen, weit voneinander getrennten Caudalcirren kaum mit einer anderen *Stylonychia*-Art (z. B. der ebenfalls sehr häufigen *S. pustulata*, Abb. 52e) verwechselt werden. Hinsichtlich Körperform und Größe bestehen Ähnlichkeiten mit *Laurentiella streimia* (DINGFELDER; mehrere ventrale Cirrenreihen, 2-7, meist 4 Makronucleus-Teile), die man aber fast nur in astatischen Gewässern findet.

Ökologie: Ganzjährig (Maxima im Frühjahr und Herbst) weit verbreitet, aber selten sehr zahlreich im Detritus und Aufwuchs limnischer Biotope, häufig im Benthos stehender Gewässer (Seen, Tümpel) und in schwach durchströmten Bereichen von Fließgewässern. Auch astatische Kleingewässer werden besiedelt, da *S. mytilus* dickwandige Dauercysten bilden kann (Abb. 52i). Eher selten im Plankton, im Belebtschlamm (bis 900 Ind./ml), in Tropfkörpern und Oxidationsteichen. Vielfache Hin-

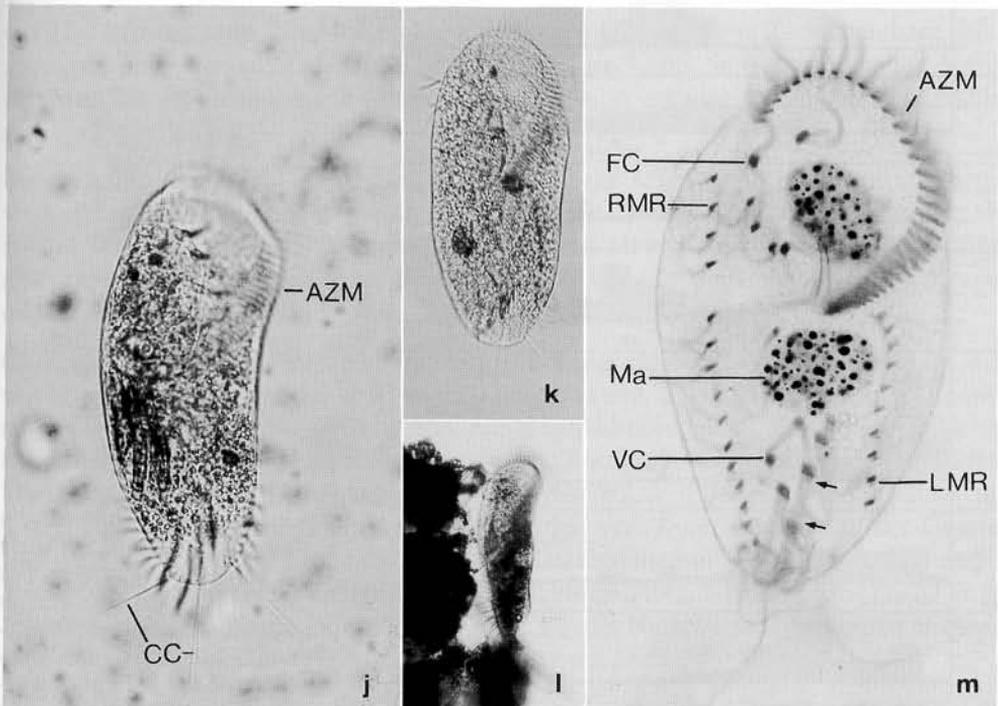


Abb. 52j-m: *Stylonychia mytilus*-Komplex (aus FOISSNER et al. 1991. j-l, in vivo; m, Silberimprägnation). j, k: Ventralansichten. l: Lateralansicht. m: Bewimperung der Ventralseite und Makronucleus. Die Pfeile markieren die Lücke zwischen den 2 rechten und den 3 linken Transversalcirren. AZM = adorale Membranellenzone, CC = Caudalcirren, FC = Frontalcirrus, LMR = linke Marginalcirren-Reihe, Ma = Makronucleus, RMR = rechte Marginalcirren-Reihe, VC = Ventralcirrus vor dem rechten Transversalcirrus.

weise auf Brackwassertoleranz bis 1,8 ‰ Salinität, vereinzelt marine Nachweise, die aber nicht durch Abbildungen belegt sind. Verbreitung des Komplexes kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Diatomeen und andere Algen, Hefen, Flagellaten und Ciliaten, aber auch Eier des Spulwurms *Ascaris suum*. Generationszeit unter Laborbedingungen bei 23-30 °C etwa 8-13 h, im Freiland 24-360 h (im Mittel etwa 118 h). Maximale Filtrate etwa $5,5 \times 10^{-3}$ ml/h. Sauerstoffverbrauch etwa 2,3 nl/Ind.h. Bei 500 mg/l Bleiazetat finden sich in den Zellen 1,2-1,8 µm große Bleiablagerungen. Toleriert bei Anwesenheit von 50 µg/l Bleiazetat nicht mehr als 100 µg/l Zinkchlorid. Milieuspektrum (→ Abb. 52n): 0-47 °C, pH 4-9,5, 0-22,5 mg/l O₂, 0,5-49 mg/l BSB₅, 2-76 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-20 mg/l NH₄⁺-N, 0-11,7 mg/l NO₃⁻-N, 0-3 mg/l NO₂⁻-N.

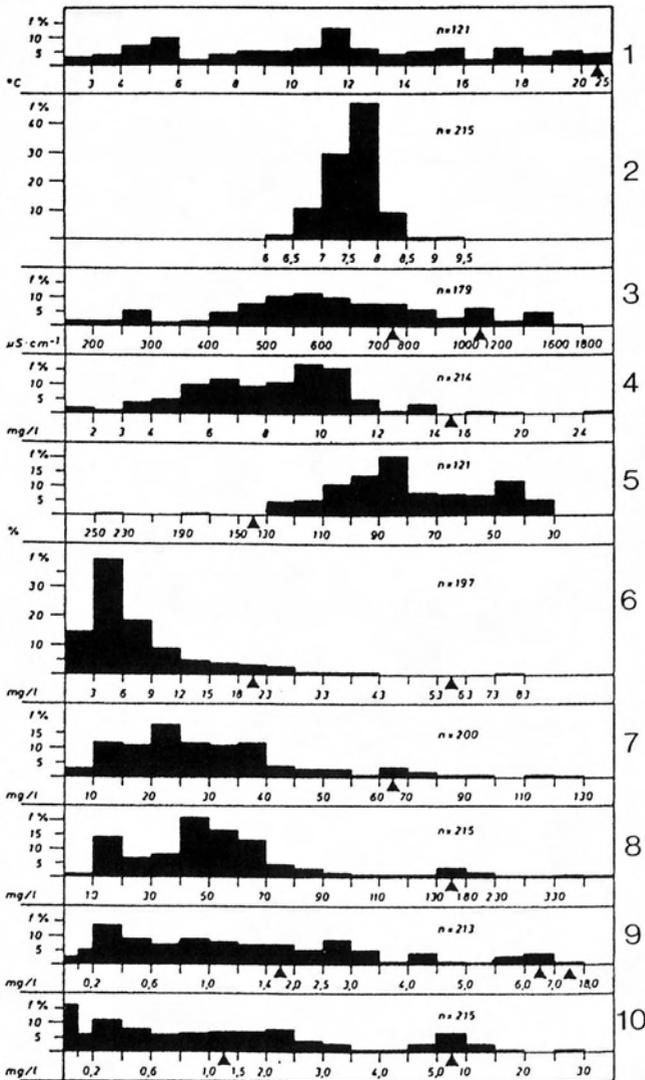


Abb. 52n: Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) von *Stylonychia mytilus* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von mesosaprobien Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland (aus Heuss 1976). 1 = Temperatur, 2 = pH, 3 = Leitfähigkeit, 4 = O₂, 5 = O₂-Sättigung, 6 = BSB₅, 7 = KMnO₄-Verbrauch, 8 = Cl, 9 = PO₄³⁻, 10 = NH₄⁺.

Tachysoma pellionellum (MÜLLER, 1773) BORROR, 1972 (Abb. 53a-g)

Kurzbeschreibung: Größe 55-100 x 15-30 µm. Sehr flexibel und leicht kontraktile. **Gestalt** lang ellipsoid, gelegentlich parallelseitig oder spindelförmig. Ventral eben, dorsal deutlich gewölbt. Im vorderen und hinteren Viertel oft eine ringförmige Struktur ("Fettkorn"), die wegen ihrer starken Lichtbrechung bereits bei schwacher Vergrößerung erkennbar ist (Abb. 53a-c, f, g). 2 ellipsoide **Makronucleus**-Teile etwas links der Mediane, dazwischen 1 kugeliger Mikronucleus (Abb. 53a, d). **Kontraktile Vakuole** am linken Rand etwa in Körpermitte (Abb. 53b, c, f). **Bewimperung** auffallend; ventral 3 deutlich verstärkte Frontalcirren, 1 kleiner Buccalcirrus, 4 Fronto-ventralcirren und 3 postorale Ventralcirren, die jeweils eine kurze Reihe bilden. 2 (sehr selten 3) Ventralcirren vor den 5 kräftigen Transversalcirren, die das Körperende weit überragen und auffallend schalenförmig gespreizt werden. Eine rechte und eine linke Reihe von Marginalcirren. Dorsal 6 longitudinale Reihen 10-15 µm langer Wimpern, die senkrecht abgespreizt werden und daher bereits bei schwacher Vergrößerung gut erkennbar sind. Außer den kräftigen Transversalcirren und den Marginalcirren keine auffallenden Cirren am Hinterende (Abb. 53a, c, d-g). **Oralapparat** mäßig groß, am vorderen und linken Rand, adorale Membranellenzone etwa 1/4-1/3körperlang, besteht aus 17-25 (meist etwa 20) Membranellen. Vorne in der Mediane 2 unscheinbare, leicht gebogene und überkreuzte undulierende Membranen (Abb. 53a, d, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Eine leicht kennbare Art! Der Unerfahrene mag sie in vivo vielleicht mit kleinen *Oxytricha*-Arten (z. B. *O. setigera* STOKES: kleiner, nur 40-60 µm lang, eiförmig, Cirren zarter, Caudalcirren vorhanden) und der sehr häufigen *Holosticha pullaster* (breit ellipsoid, kontraktile Vakuole deutlich hinter der Körpermitte, kurze Dorsalwimpern; Abb. 53h-j) verwechseln.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (900 Ind./cm²) im Aufwuchs und Detritus limnischer Biotope (Fließgewässer, Seen, Tümpel, Moore); häufig mit *Holosticha pullaster* (→ Verwechslungsmöglichkeiten; Abb. 53h-j) vergesellschaftet. Erreicht bei Fließgeschwindigkeiten um 0,3-0,6 m/s vor allem nach vollendeter Mineralisation hohe Abundanzen. Besonders bei hohen Fließgeschwindigkeiten und starker Entwicklung von Diatomeen ist der Anteil von *T. pellionellum* an der Gesamtabundanz der Ciliaten hoch. Eher selten im Belebtschlamm (bis 600 Ind./ml) und in Tropf- und Scheibentauchkörpern; indiziert einen Ablauf-BSB₅ von 11-20 mg/l. Salzwassertoleranz im Experiment bis 1,4 %, sichere Nachweise aus marinen Biotopen sind aber nicht bekannt. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Cyanobakterien, Diatomeen und Grünalgen. 1 Individuum nimmt pro Tag etwa 48-84 Diatomeen und bis zu 7.200 Bakterien auf. Generationszeit im Freiland 24-336 h (im Mittel 95-106 h). Milieuspektrum (→ Abb. 53k): 0-43 °C, pH 4-9,1, 0-22,5 mg/l O₂, 0,8-57 mg/l BSB₅, 0,6-69 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-1,6 mg/l H₂S, 0-155 mg/l NH₄⁺-N, 0-99 mg/l NO₃⁻-N, 0-67 mg/l NO₂⁻-N.

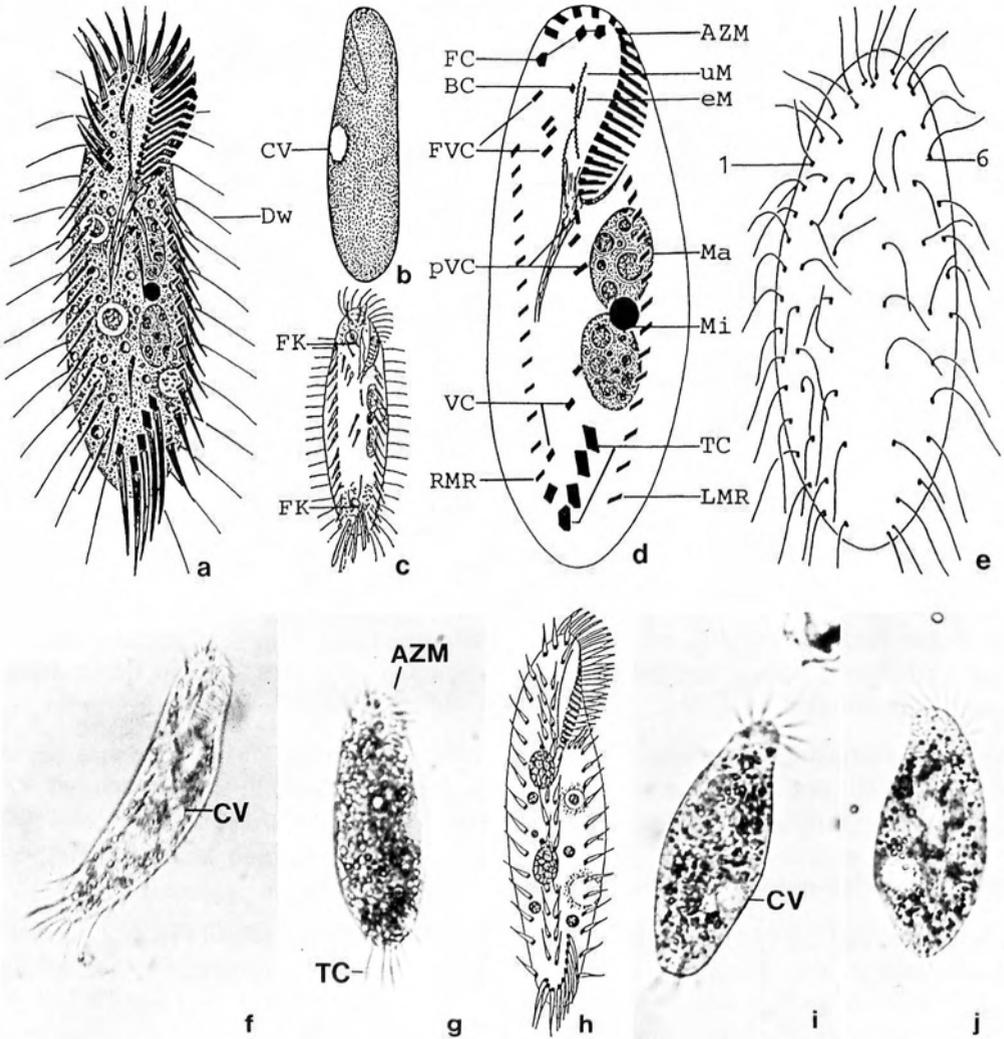


Abb. 53a-g: *Tachysoma pellionellum* (aus FOISSNER et al. 1991 und Originale. a-c, f, g, in vivo; d, e, Silberimprägung). a, c, f, g: Ventralansichten, 70-80 μ m. Beachte die langen, abgespreizten Dorsalwimpern. b: Dorsalansicht. d, e: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite und Kernapparat, 50 μ m, 40 μ m. AZM = adorale Membranelle, CV = kontraktile Vakuole, Dw = Dorsalwimpern, eM = undulierende (endorale) Membran, FC = Frontalcirren, FK = "Fettkorn", FVC = Frontoventralcirren, LMR = linke Marginalcirren-Reihe, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, pVC = postorale Ventralcirren, RMR = rechte Marginalcirren-Reihe, VC = Ventralcirren vor den Transversalcirren, TC = Transversalcirren, uM = undulierende Membran, 1, 6 = dorsale Wimpernreihen 1 und 6.

Abb. 53h-j: *Holosticha pullaster* (MÜLLER) in vivo (aus FOISSNER et al. 1991). Diese in Größe und Gestalt recht ähnliche und ebenfalls sehr weit verbreitete und frequente Art unterscheidet sich von *Tachysoma pellionellum* durch die hinter der Mitte liegende kontraktile Vakuole und die kurzen (ohne spezielle Verfahren nicht erkennbaren) Dorsalwimpern.

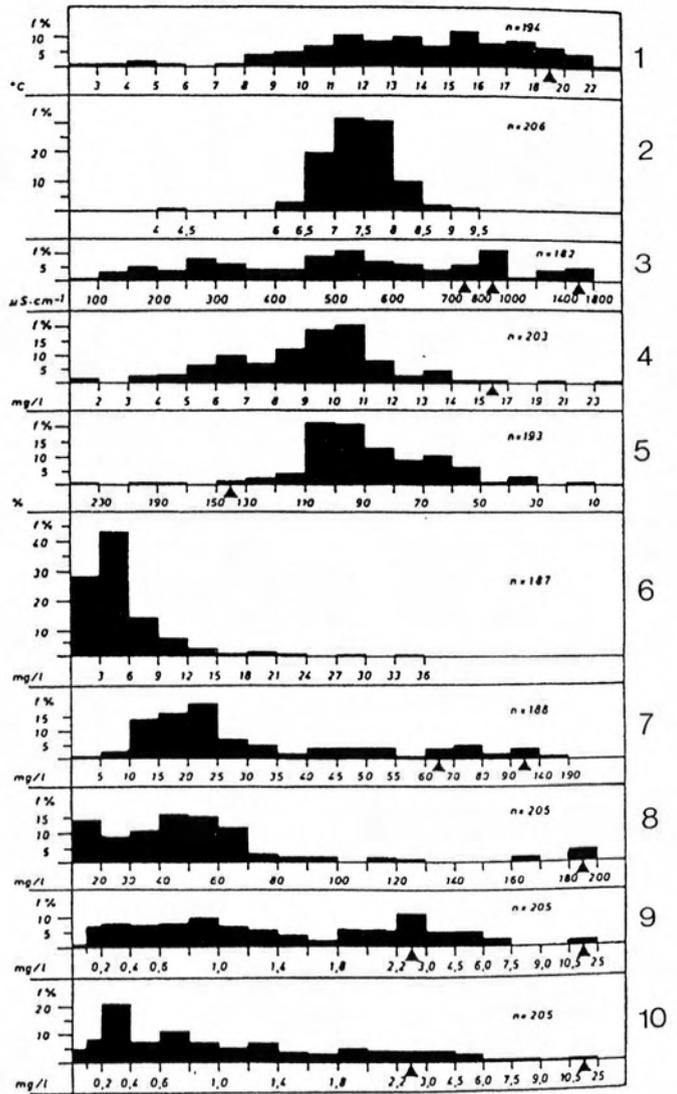


Abb. 53k: Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) von *Tachysoma pellionellum* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von mesosaprobien Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland (aus HEUSS 1976). 1 = Temperatur, 2 = pH, 3 = Leitfähigkeit, 4 = O₂, 5 = O₂-Sättigung, 6 = BSB₅, 7 = KMnO₄-Verbrauch, 8 = Cl, 9 = PO₄³⁻, 10 = NH₄⁺.

Halteria grandinella (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841 (Abb. 54a-j)

Kurzbeschreibung: Größe 20-40 µm, meist um 30 µm. Gestalt kugelig bis plump spindelförmig oder ellipsoid (Abb. 54a, b, e, j). Makronucleus kugelig, ovoid oder auch abgeflacht (Abb. 54a, h; für die Bestimmung nicht erforderlich). Kontraktile Vakuole ventral oberhalb des Äquators, links neben der Mundhöhle (Abb. 54a, h; für die Bestimmung nicht erforderlich). Bewimperung stark reduziert auf 7-10 kurze, äquatoriale, longitudinale Reihen, die aus je 3-4 starren, 15-25 µm langen Springborsten bestehen (Abb. 54a, d-f, i; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). Oralapparat am

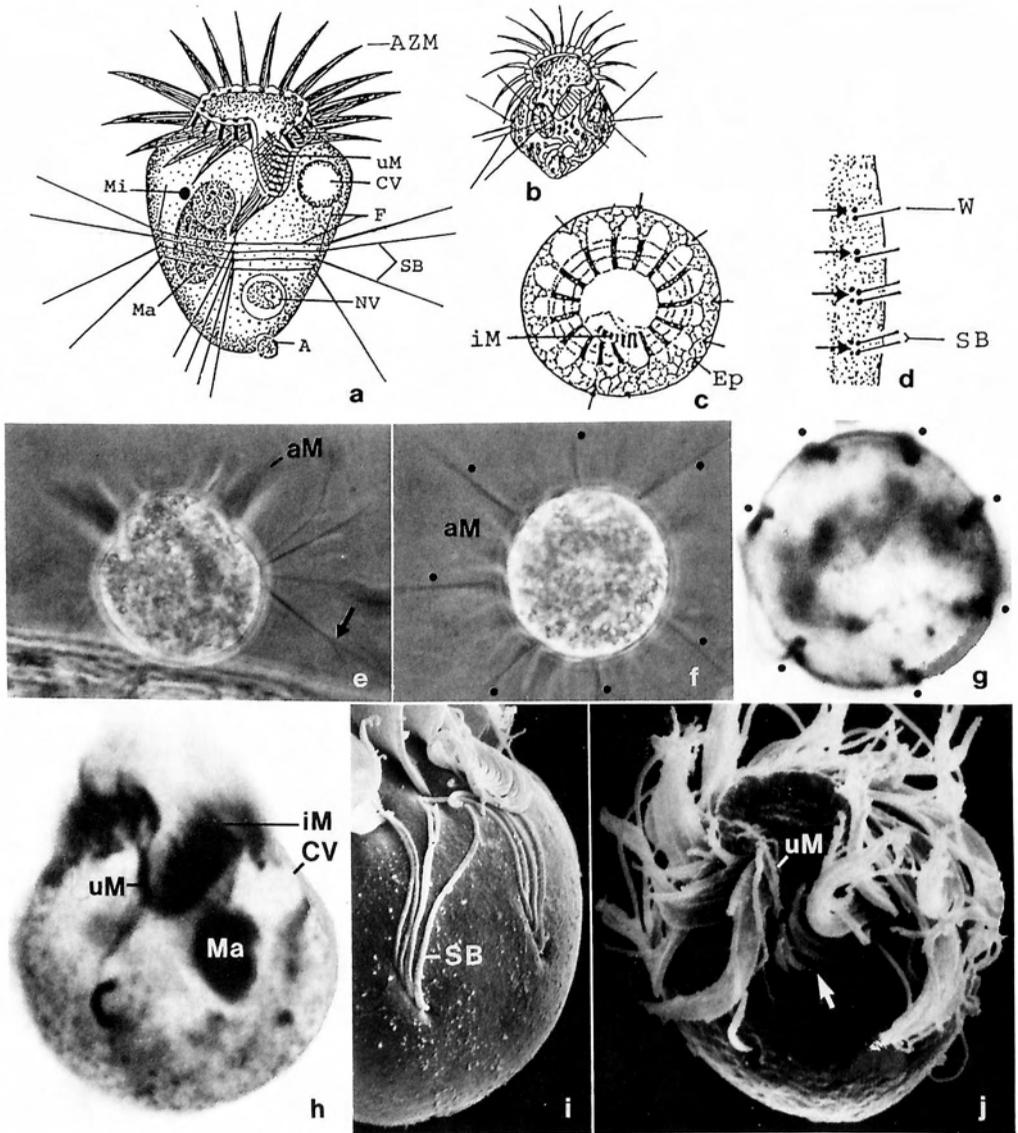


Abb. 54a-j: *Halteria grandinella* (aus FOISSNER et al. 1991. a, b, e, f, in vivo; c, d, g, h, Silberimprägnation; i, j, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a, b: Ventralansichten, 30 μm . c, e, f: Seiten- und Frontalansichten. Der Pfeil weist auf eine gespaltene Springborste. Die Punkte markieren die äquatorialen Borstengruppen (= Wimpernreihen). d, i: Details der somatischen Bewimperung. Die Pfeile weisen auf unbewimperte Basalkörper. g, h, j: Optischer Querschnitt und Ventralansichten. Die Punkte in (g) markieren die äquatorialen Borstengruppen. Der Pfeil in (j) weist auf die kurzen, proximalen adoralen Membranellen. A = After, aM = adorale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, F = Fibrillen, iM = innere (proximale) adorale Membranellen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, SB = Springborsten, uM = undulierende Membran, W = Wimpern.

Vorderende, adorale Membranellenzone rechtsgewunden, besteht aus 18-26 (meist 22-25) Membranellen; undulierende Membran unscheinbar (Abb. 54a, e, j; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägung erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** typisch, die Schwimmphasen werden von weiten Sprüngen und Ruhepausen unterbrochen.

Verwechslungsmöglichkeiten: *Halteria chlorelligera* KAHL und die euplanktische *Pelagohalteria viridis* (FROMENTEL) sind durch symbiotische Algen grün gefärbt (Vorsicht: auch *H. grandinella* kann durch gefressene Algen ergrünen!). Wenig Geübte mögen *H. grandinella* mit Arten aus den Gattungen *Mesodinium* (kleiner, keine adoralen Membranellen), *Strombidium* und *Strobilidium* (ohne Springborsten; → *Strobilidium caudatum*) verwechseln.

Ökologie: Ganzjährig sehr weit verbreitet mit Abundanzmaxima im Frühjahr und Herbst. Besonders im Plankton (bis 216 Ind./ml) stehender Gewässer, etwas seltener im Aufwuchs und Benthos und in Fließgewässern; als oxybionte Sapropelform auch in, auf und über der obersten Sedimentschicht. Oft vergesellschaftet mit → *Cyclidium* spp. Häufig in astatischen Kleingewässern (Baumhöhlen, alpine Kleingewässer, Ackerfurchen) und nassen Böden, da Dauercysten gebildet werden. Eher selten in Abwasserreinigungsanlagen (Tropfkörper, Abwasserfischeiche). Nur wenige, nicht ausreichend belegte marine Nachweise. Vielleicht holo-euryhalin. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt vorwiegend Bakterien (67-1.276 Zellen/h), gelegentlich werden auch Flagellaten und Algen mit einer Größe von 2-5 µm ingestiert. Sauerstoffverbrauch etwa $112 \mu\text{l}/10^6 \text{ Ind. h}$. Generationszeit unter Laborbedingungen rund 14 h. In Modellversuchen mit Pepton als Verunreinigungsquelle trat *H. grandinella* innerhalb der ersten 5 Tage nach abgeschlossener Nitrifikation und bei zunehmendem O₂-Gehalt auf. Schwermetallen gegenüber reagiert *H. grandinella* uneinheitlich. Nach einer CuSO₄-Applikation von $\geq 2,5 \mu\text{g Cu}^{2+}/\text{l}$ ist sie nicht mehr nachweisbar. Pb, Zn und Hg werden nicht akkumuliert und besitzen in dieser Reihenfolge zunehmende Giftigkeit; Blei wird bis zu Konzentrationen $\leq 500 \mu\text{g/l}$ akkumuliert. In Modellgewässern verschwindet die Art bei Konzentrationen von Pb $\geq 500 \mu\text{g/l}$, von Zn $\geq 200 \mu\text{g/l}$, und von Hg $\geq 2 \mu\text{g/l}$. Milieuspektrum: 0,8-35 °C, pH 4,2-9,8, 0-38 mg/l O₂, 0,3-24 mg/l BSB₅, 3,3-111 mg/l CSB, 0-2,3 mg/l H₂S, 0-19,4 mg/l NH₄⁺-N, 0-11 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,3 mg/l NO₂⁻-N.

Strobilidium caudatum (FROMENTEL, 1876) FOISSNER, 1987 (Abb. 55a-i)

Kurzbeschreibung: Größe 35-70 x 30-45 µm, meist 50-60 x 40 µm. **Gestalt** kelch- oder verkehrt birnenförmig, Hinterende fast zugespitzt (Abb. 55a-d, g). **Makronucleus** hufeisenförmig, dicht unterhalb des Vorderendes (Abb. 55a, e). **Kontraktile Vakuole** ventro-lateral im letzten Körperdrittel (Abb. 55a, e). **Bewimperung** stark reduziert, 5-7 Wimpernreihen in der hinteren Hälfte am Rand unscheinbarer leistenförmiger Erhe-

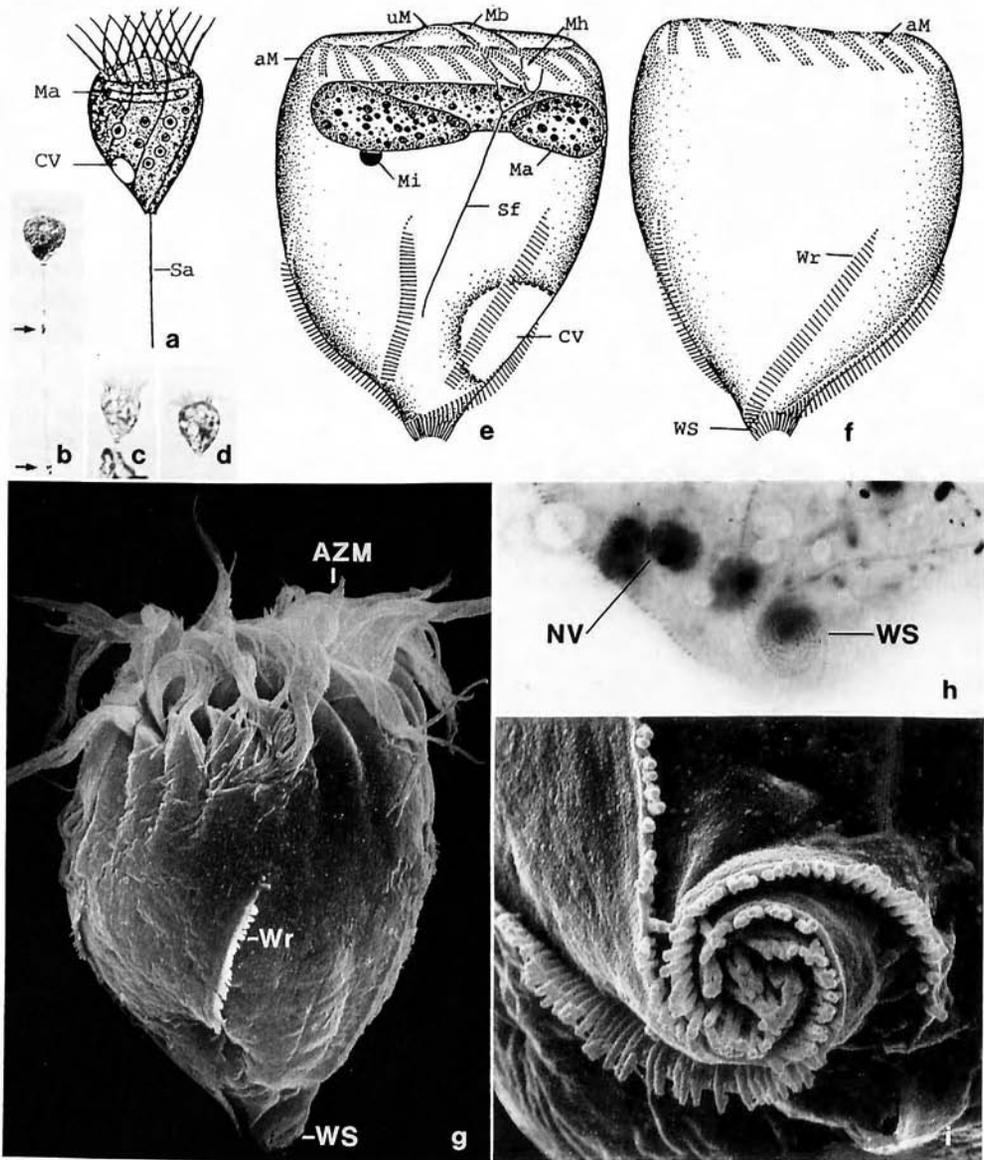


Abb. 55a-i: *Strobilidium caudatum* (aus FOISSNER et al. 1991. a-d, in vivo; e, f, h, Silberimprägnation; g, i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a-c: Auf langem und kurzem Schleimfaden rotierende Individuen, 65 µm. Die Pfeile in (b) weisen auf Detrituspartikel, die dem Faden anhaften. d: Frei schwimmendes Exemplar. e, f, g: Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite (f, g) und Kernapparat, 50 µm. h, i: Hinterende mit der auch in vivo erkennbaren Wimpernspirale. aM = adorale Membranellen, AZM = adorale Membranellenzone, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mb = Mundboden, Mh = Mundhöhle, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, Sa = Schleimfaden, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen, WS = Wimpernspirale.

bungen der Pellicula (Spiralrippen; in vivo schwierig erkennbar!); Wimpern borstenförmig, nur 2-3 μm lang. Nur 3 der meist 5 Wimpernreihen ziehen bis zum Körperende, wo sie (von hinten gesehen) in einer links gewundenen Spirale enden (Abb. 55e-i). **Oralapparat** am Vorderende, die adorale Membranellenzone bildet in Draufsicht scheinbar einen Kreis, tatsächlich aber eine flache, rechtsgewundene Spirale, die aus 22-30 Membranellen besteht; undulierende Membran unscheinbar (Abb. 55e, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** typisch, kann sich mit einem von der Wimpernspirale abgesonderten Schleimfaden an verschiedene Substrate heften. An diesem oft mehrfach körperlangem Faden pendelt *S. caudatum* um die Längsachse rotierend, löst sich plötzlich und schießt blitzschnell und wirbelnd davon (Abb. 55a-d). Der Schleimfaden wird meist nur dann gebildet, wenn man die Zellen 10-20 min ungestört läßt.

Verwechslungsmöglichkeiten: Monotypische Gattung. *Rimostrombidium velox* (FAURÉ-FREMIET) hat etwa 10 sehr auffällende, schwach spiralg verlaufende Rippen und ist durch Zoochlorellen grün gefärbt. *Rimostrombidium humile* (PENARD) ist viel kleiner (12-40 μm) und mehr zylindrisch. Das etwas größere (70-100 x 50-70 μm) *R. lacustris* (FOISSNER et al.) hat 9-10 gleichlange Wimpernreihen, die das zipfelförmige Hinterende nicht erreichen und daher auch keine Polspirale bilden. Der Ungeübte mag *S. caudatum* auch mit *Urocentrum turbo* (MÜLLER; Gestalt sektorkorkenförmig, Vorderende ohne adorale Membranellenzone, Hinterende mit kräftigem Wimpernschopf) verwechseln. Am sichersten bestimmt man *S. caudatum* mit der Wimpernspirale am Hinterende, die einzigartig und in vivo mit Ölimmersion ziemlich leicht zu erkennen ist.

Ökologie: Bevorzugt in der kühleren Jahreszeit und vorwiegend im Aufwuchs von pflanzenreichen stehenden Gewässern und kleinen und großen Fließgewässern. Fakultativ auch im Plankton (bis 60 Ind./ml) von Weihern, Seen, Stauseen und Flüssen. Entwickelt sich oft in Proben (Kulturen) von obersten Sand- und Schlammsschichten aus Fischteichen, Seen und Flüssen. Auch in Mooren, aber nicht in astatischen Gewässern, da es vermutlich keine Dauercysten bilden kann. Geht ins oligo- bis mesohaline Brackwasser. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Kieselalgen und Flagellaten und vermutlich auch Bakterien. Sauerstoffverbrauch von 10^6 Individuen 386 $\mu\text{l/h}$. Milieuspektrum: 5,3-29 °C, pH 4,9-9, 4-11 mg/l O₂, 0,26-7 mg/l BSB₅, 9-60 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-0,57 mg/l NH₄⁺-N, 0-1,1 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,39 mg/l NO₂⁻-N.

Plagiopyla nasuta STEIN, 1860 (Abb. 56a-h)

Kurzbeschreibung: Größe 80-180 x 35-80 μm , meist um 100 μm lang. **Gestalt** nierenförmig, Mundbucht im vorderen Drittel, ihr oberer Rand "nasenförmig" vorspringend (Artnamen!); lateral wenig bis deutlich abgeflacht (Abb. 56a, c, d). Auf der rechten Seite ein spazierstockförmiges Streifenband (Abb. 56a, e). **Makronucleus** ellipsoid et-

was oberhalb der Körpermitte (Abb. 56a, c, h). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende (Abb. 56a, c). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) etwa 7 µm lang, stäbchenförmig, bilden einen eher unauffälligen Saum unter der Pellicula (Abb. 56a, c, h). **Bewimperung** dicht, in 55-90 longitudinalen Reihen, die alle in die Mundrinne ziehen (Abb. 56a, e, f; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** subapikal, Mundrinne tief, quer zur Körperlängsachse orientiert. Die Mundbewimperung wird von den dicht bewimperten Vorderenden der somatischen Wimpernreihen gebildet (Abb. 56a-d, f-h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wohl die häufigste *Plagiopyla*-Art des Süßwassers. *Plagiopyla simplex* WETZEL hat kein Streifenband, was noch der Bestätigung bedarf. *Plagiopyla megastoma* (SMITH) hat keine Nase, kein verschmälertes Vorderende und deutliche Schlundfibrillen. Mehrere andere Arten (*P. ovata*, *P. marina*, *P. frontata*; sh. KAHL 1931) sind bisher nur aus dem Brackwasser und dem Meer bekannt. Von Ungeübten vielleicht mit großen *Colpoda*-Arten (ausgeprägt nierenförmig, keine Nase und kein querer Mundspalt) und → *Colpidium* spp. (Mund viel unauffälliger, d. h. keine quere Spalte, kontraktile Vakuole deutlich vor dem Hinterende) zu verwechseln.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich im Faulschlamm und anderen Süßwasser-Biotopen (Schlamm-Wasser-Kontaktzone, Pelagial), wenn sie anaerob sind und Schwefelwasserstoff entwickeln. Gehäuftes Vorkommen im Sommer; meist gemeinsam mit → *Metopus* und anderen Faulschlamm-Ciliaten in den oberen lockeren Schichten des Sapropels und im anaeroben oder mikroaeroben Hypolimnion; etwas seltener in Fließgewässern, wo es die Faulschlammänke der lenitischen Bereiche bevorzugt. Einzelne Exemplare findet man gelegentlich in Proben von mesosapropen Fließgewässern. Dies ist immer ein Hinweis auf anaerobe oder mikroaerobe Zonen im Sediment, da *P. nasuta* ein eindeutiger Indikator für Schwefelwasserstoff ist (keine Mitochondrien, sondern Hydrogenosomen und Methanbakterien im Plasma, → Einleitung Ciliophora). Besiedelt auch oligosaprobe Schwefelquellen und Moore, meidet aber wie die meisten anderen Faulschlamm-Ciliaten frischen Abwasserschlamm. Mehrere Nachweise aus Emscherbrunnen, Tropf- und Scheibentauchkörpern und dem Belebtschlamm, wo sie permanenten Sauerstoffmangel, Schlammablagerungen oder angefaultes Abwasser indiziert. Selten in schwachen (1 %) Salzwässern; Nachweise aus Ästuaren und dem Meer sind vermutlich überwiegend auf Verwechslungen mit marinen Arten zurückzuführen. Kosmopolitisch.

Frißt farblose Bakterien, Purpur- und besonders Schwefelbakterien, aber auch einzellige Algen, kleine heterotrophe Flagellaten und Detritus. GOOSEN et al. (1988) ermittelten aus gut wachsenden Kulturen (bis 1.000 Ind./ml) folgende Optima: 15-20 °C, pH 7, etwa 2 % O₂. Wachstum erfolgte zwischen 10 und 25 °C; bei pH ≤6,5 oder mehr als 7,3 % O₂ starben die Zellen.

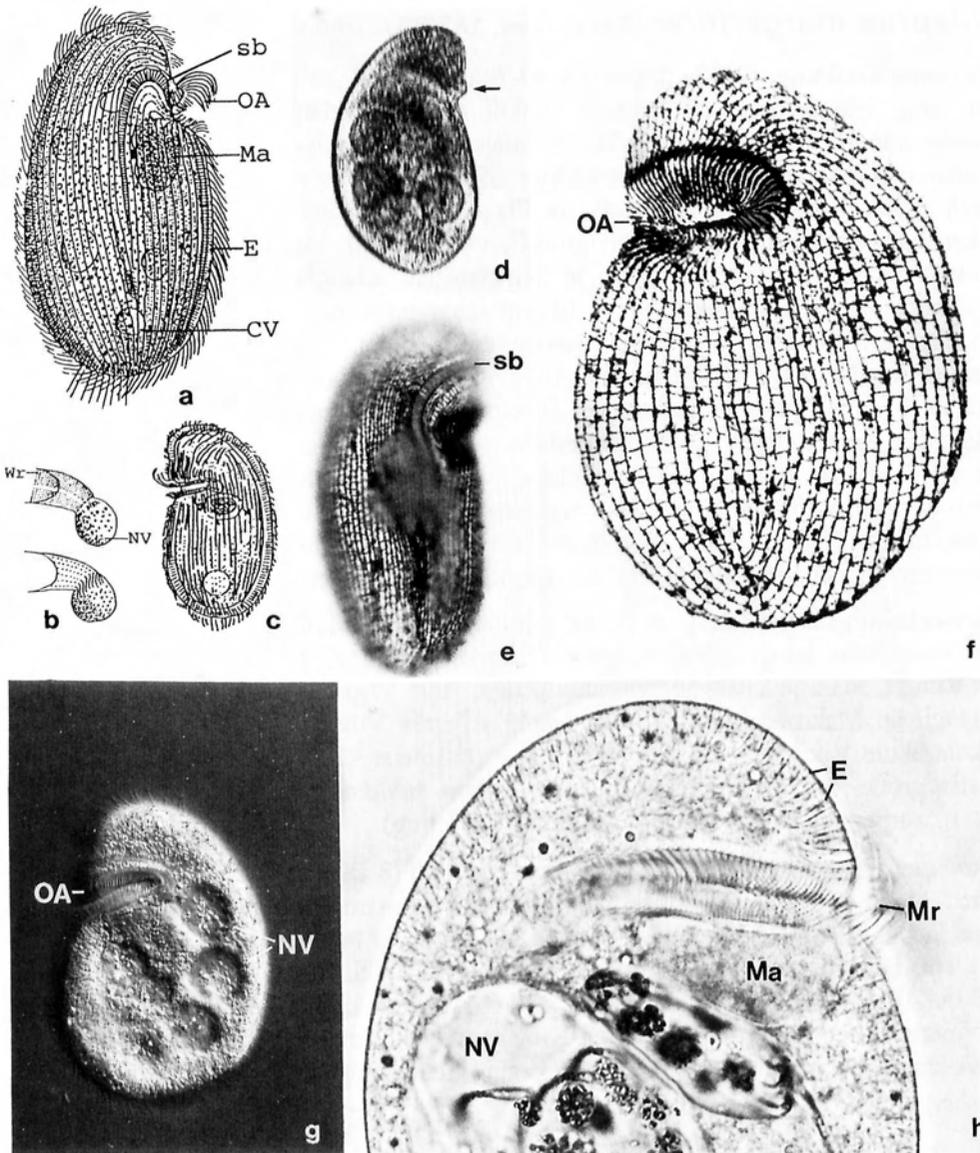


Abb. 56a-h: *Plagiopyla nasuta* (aus FOISSNER et al. 1995. a-d, g, h, in vivo; e, f, Silberimprägung). a, c, d, g: Rechts und links laterale Ansichten, 80-180 μm . Die Exemplare in (a, g) sind leicht gequetscht. Der Pfeil in (d) markiert die typische "Nase". b: Verlauf der Wimperreihen in der Mundrinne. e, f: Bewimperung und Silberliniensystem der rechten und linken Seite. h: Optischer Längsschnitt durch die vordere Hälfte eines leicht gequetschten Exemplars in rechts lateraler Ansicht. CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, Ma = Makronucleus, Mr = Mundrinne, NV = Nahrungsvakuolen, OA = Oralapparat, sb = Streifenband, Wr = Wimperreihen.

Dileptus margaritifer (EHRENBERG, 1833) DUJARDIN, 1841 (Abb. 57a-f, h-p)

Kurzbeschreibung: Größe 250-600 x 40-70 µm, in gut gefütterten Kulturen bis 1.000 µm lang. Sehr flexibel, aber nicht kontraktile. **Gestalt** schlank bis breit spindelförmig. Vorderende mit einem 1/3- bis 1/2körperlangem, meist nach dorsal gebogenem Rüssel, Hinterende immer kurz geschwänzt (Abb. 57a, f, j-l). **Makronucleus**-Teile sehr zahlreich (100->500), 7 x 4 µm groß, im Plasma verteilt und daher in vivo schwierig erkennbar (Abb. 57f, n; mit Methylgrün-Pyronin färben). Viele **kontraktile Vakuolen** verteilt auf der Dorsalseite, bilden in Seitenansicht scheinbar eine Reihe (Abb. 57a, j). **Extrusome** (Toxicysten) 3 und 10 µm lang, im ventralen Teil des Rüssels und im Plasma (Abb. 57a, c, e, m, n). **Bewimperung** dicht, in etwa 40-50 longitudinalen Reihen, die dorsal am Rüssel zu einer vielreihigen Dorsalbürste differenziert sind (Abb. 57a, b, h, o, p; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation gut erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** entlang, Mundöffnung an der Basis des Rüssels, mit deutlichem Wulst und Mundtrichter. Rechts neben der circumoralen Wimpernreihe eine longitudinale, links viele kurze schräge periorale Wimpernreihen (Abb. 57a, h, i, n, o; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Recht ähnlich sind *D. anatinus* GOLINSKA (auch auf der Ventralseite kontraktile Vakuolen), *D. anser* (MÜLLER; Rüssel deutlich länger als der Rumpf, Makronucleus perlenschnurförmig; Abb. 57g), *D. mucronatus* PENARD (nur 2 längliche Makronucleus-Teile), *D. multinucleatus* VUXANOVICI (185 µm lang, nur 2 kontraktile Vakuolen), *D. visscheri* DRAGESCO (meist <200 µm und weniger als 100 relativ große Makronucleus-Teile), *Monilicaryon monilatus* (STOKES; Rüssel nur 1/3- bis 1/4körperlang, Makronucleus perlenschnurförmig).

Ökologie: Ganzjährig verbreitet, aber meist spärlich (8 Ind./cm²) im Detritus und zwischen Algen und Wasserpflanzen stehender und langsam fließender Gewässer, wo er schlängelnd schwimmt oder still steht und mit dem sehr beweglichen Rüssel nach Beute sucht; besonders gern in eutrophen Tümpeln und Teichen, eher selten im Pelagial (76 Ind./l). In Stehgewässern auch bei stärkerer Verunreinigung und im mikroaeroben Sediment. Gelegentlich in ephemeren Kleingewässern und im Boden (bildet Dauercysten), im Belebtschlamm, in Tropfkörpern und Scheibentauchkörpern. Holo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt heterotrophe Flagellaten, Amöben, Ciliaten (10-13 *Tetrahymena*/h), Rädertiere, kleine Planarien und Oligochaeten, aber auch Diatomeen, kokkale Grünalgen, Pilzsporen und Bakterien. Generationszeit unter Laborbedingungen 11-17 h. Rasche Abkühlung von Zimmertemperatur auf 3 °C führt nicht zur Encystierung. LD₅₀ 20-30 min des Tensids SDS (sodium dodecyl sulfate) 5 x 10⁻⁶ g/ml, LD₅₀ 3 min des Tensids CTAB (cetyl trimethyl ammonium bromide) 5 x 10⁻⁶ g/ml; in 0,1 g/ml des neutralen Tween 40 (sorbitol monopalmitate) leben die Tiere länger als 24 h. Milieuspektrum: 0-42 °C, pH 4,7-8,6, 2,5-18 mg/l O₂, 0,5-11,2 mg/l BSB₅, 5-76 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-6,2 mg/l NH₄⁺-N, 0-13,4 mg/l NO₃⁻-N, 0-3,9 mg/l NO₂⁻-N.

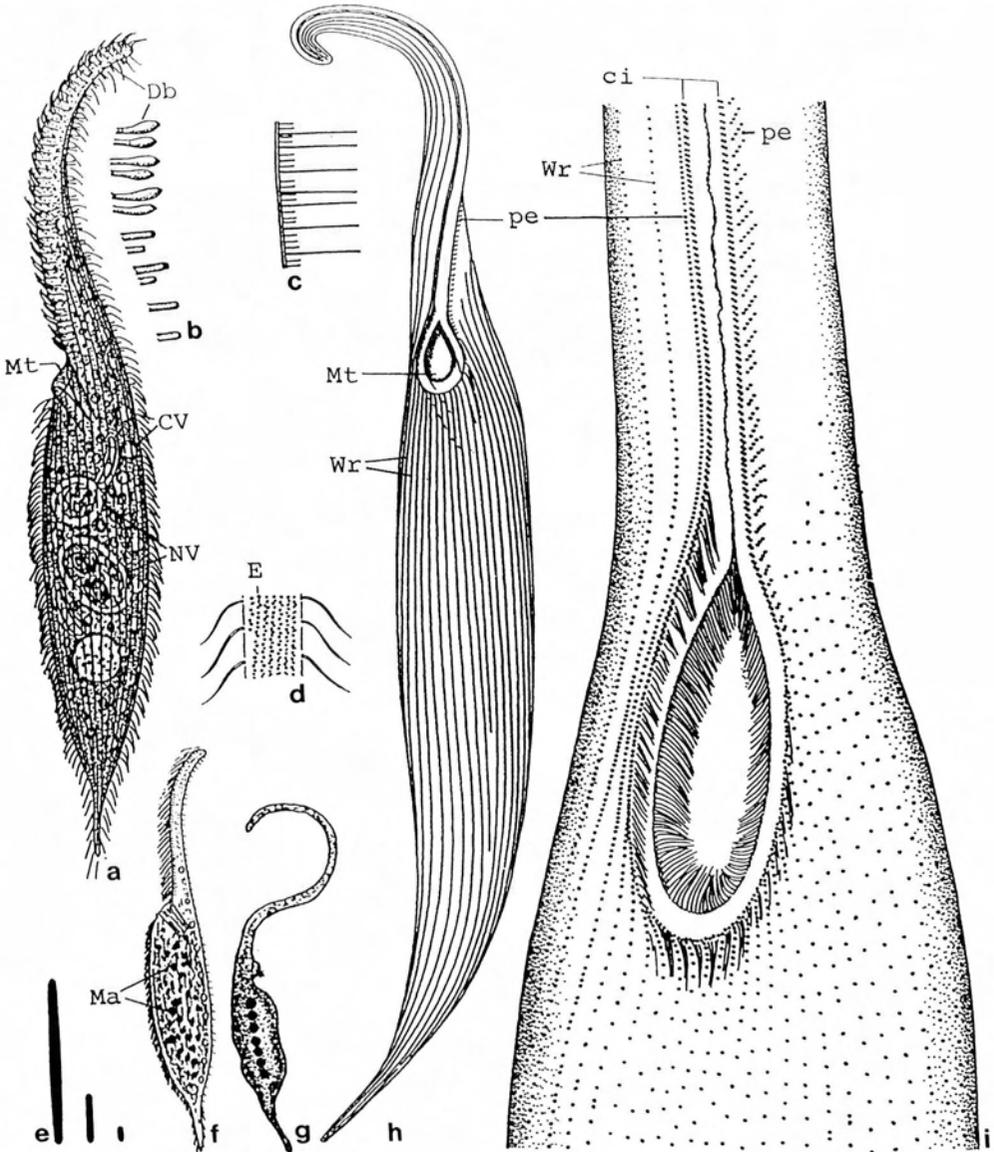


Abb. 57a-f, h, i: *Dileptus margaritifera* (aus FOISSNER et al. 1995). **a, f:** Links laterale Ansichten, 350-500 μm . **b:** Die kurzen Wimpern der Dorsalbürste sind vorne paarig und keulenförmig, hinten einzeln und stäbchenförmig (vgl. Abb. 57p). **c-e:** Extrusomen-Typen: 10 und 3 μm lange Toxicysten im Rüssel und Plasma (c, e) und etwa 1 μm große Mucocysten im Cortex (d). **h, i:** Bewimperung der Ventralseite (h, schematisch) und im Bereich des Mundes (i). ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuolen, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Ma = Makronucleus-Teile, Mt = Mundtrichter, NV = Nahrungsvakuolen, pe = periorale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.

Abb. 57g: *Dileptus anser* in vivo (aus FOISSNER et al. 1995). Bei dieser Art ist der Rüssel deutlich länger als der Rumpf und der Makronucleus perlenschnurförmig (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten).

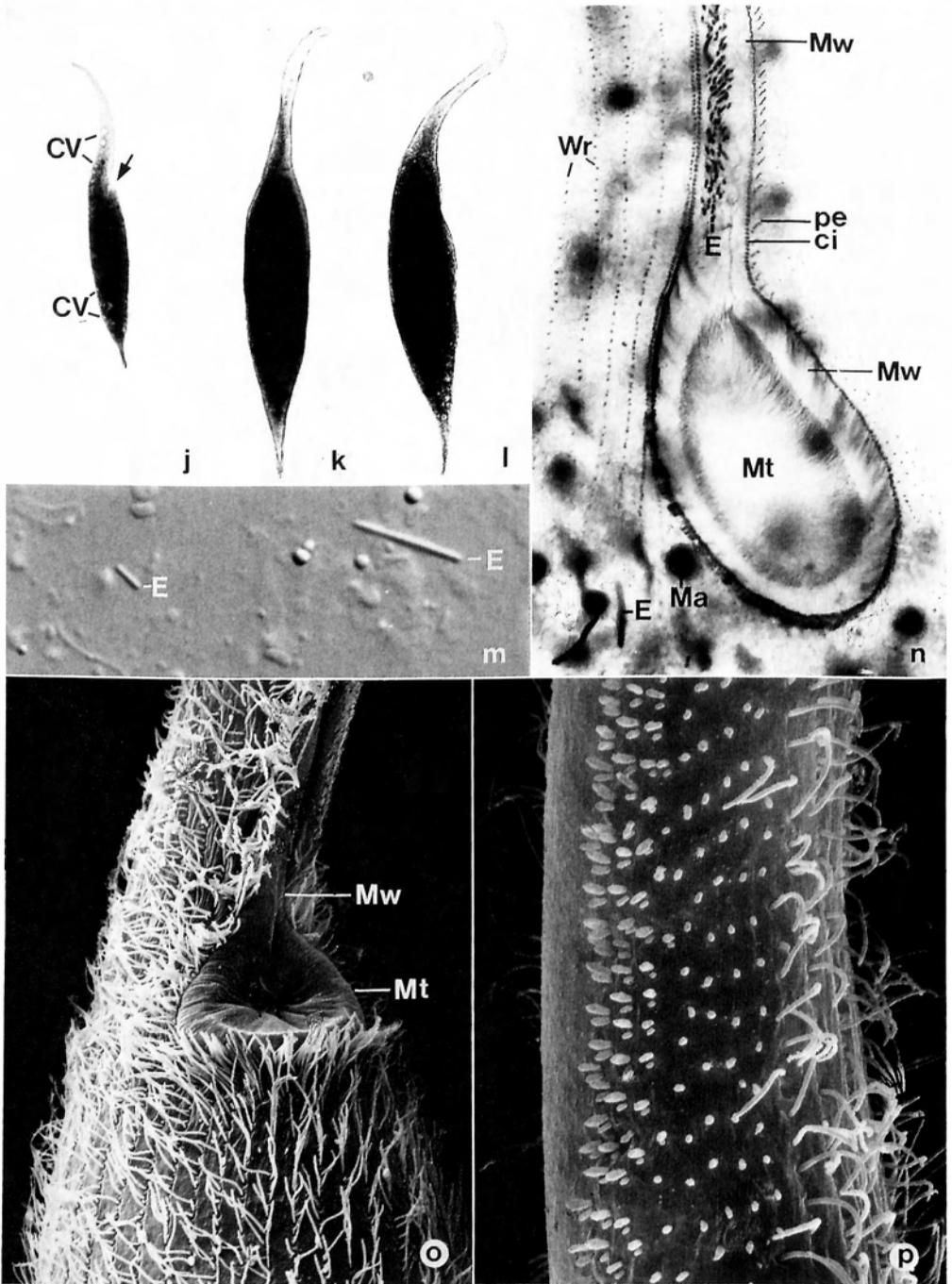


Abb. 57j-p: *Dileptus margaritifer* (aus FOISSNER et al. 1995. j-m, in vivo; n, Silberimprägnation; o, p, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). j-l: Rechts laterale, ventrale und dorsale Ansichten frei beweglicher Zellen. Der Pfeil in (j) weist auf den Mund

Trachelius ovum (EHRENBERG, 1831) EHRENBERG, 1838 (Abb. 58a-g)

Kurzbeschreibung: **Größe** 200-600 x 75-350 µm, meist 250-350 µm lang. Flexibel, aber nicht kontraktile. **Gestalt** sackförmig bis fast kugelig, hungernde Exemplare ellipsoid und auf einer Seite deutlich abgeflacht. Vorderende mit einem etwa 1/4-, selten bis 1/2körperlangem, meist nach dorsal gebogenem Rüssel; bei voll gefressenen Exemplaren wird er zu einem kurzen, stielförmigen Fortsatz. Ventrō-lateral ein schwierig erkennbares Grübchen (Abb. 58a-e). **Makronucleus** hantelförmig, etwa in Körpermitte (Abb. 58a). **Kontraktile Vakuolen** zahlreich, über die ganze Zelle verteilt. Plasma sehr stark vakuolisiert, die Stränge bilden ein grobes Netz (Abb. 58a-e). **Extrusome** kurz, stäbchenförmig, im ventralen Teil des Rüssels (für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** sehr dicht, in etwa 80-120 longitudinalen Reihen, die auf der Dorsalseite des Rüssels zu einer 3-4reihigen Dorsalbürste differenziert sind; eine Bürstenreihe erstreckt sich fast bis zum Körperende (Abb. 58a, f, g; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** entlang, Mundöffnung an der Basis des Rüssels, mit deutlichem Wulst und Mundtrichter. Rechts neben der circumoralen Wimpernreihe eine longitudinale, links viele kurze schräge periorale Wimpernreihen (Abb. 58a, b, e-g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Der bisher nicht ausreichend bestätigte *T. subtilis* PENARD hat nur 12 kontraktile Vakuolen und ventrō-lateral kein Grübchen. → *Dileptus*-Arten haben meist ein deutlich zugespitztes Hinterende und sind immer viel schlanker. *Paradileptus elephantinus* (SVEC) lebt überwiegend im Pelagial stehender Gewässer und hat einen auffallenden, perlenschnurförmigen Makronucleus.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet im Aufwuchs und Plankton (2.200 Ind./l) fließender und stehender Gewässer, mit Abundanzmaxima im Winter. Typische Begleitart der alphamesosaprobien Peritrichengesellschaft (*Carchesietosum polypinae*) deren Leitart, → *Carchesium polypinum* bevorzugt gefressen wird. Manchmal in unsauberen Brunnen und im Belebtschlamm. Oligo- bis meso-stenohalin. Kosmopolitisch.

Frißt vorwiegend Ciliaten, aber auch heterotrophe Flagellaten, kleine Algen und Rädertiere. Besonders gern werden koloniale Glockentierchen überfallen (z. B. → *Carchesium polypinum*, → *Epistylis*, → *Vorticella*), wobei sich *T. ovum* mit der ventralen Grube, einer Art Saugnapf, am Stiel der Beute festhält und das Zooid durch Drehen ablöst. NUSCH beobachtete, wie ein Exemplar hintereinander 10 *Carchesium*-Zooide fraß, ehe es sich abkugelte und eine Verdauungs- bzw. Teilungscyste bildete. Generationszeit im Freiland 120-336 h. Milieuspektrum: 3-28 °C, pH 5,3-9,4, 0,7-15 mg/l

← an der ventralen Basis des Rüssels. m: Die 3 und 10 µm langen Extrusome (Toxycysten) befinden sich überwiegend entlang der Ventralseite des Rüssels. n-p: Bewimperung im Bereich des Mundes (n, o) und der Dorsalbürste (p, vgl. Abb. 57b). ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuolen, E = Extrusome, Ma = Makronucleus-Teil, Mt = Mundtrichter, Mw = Mundwulst, pe = periorale Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.

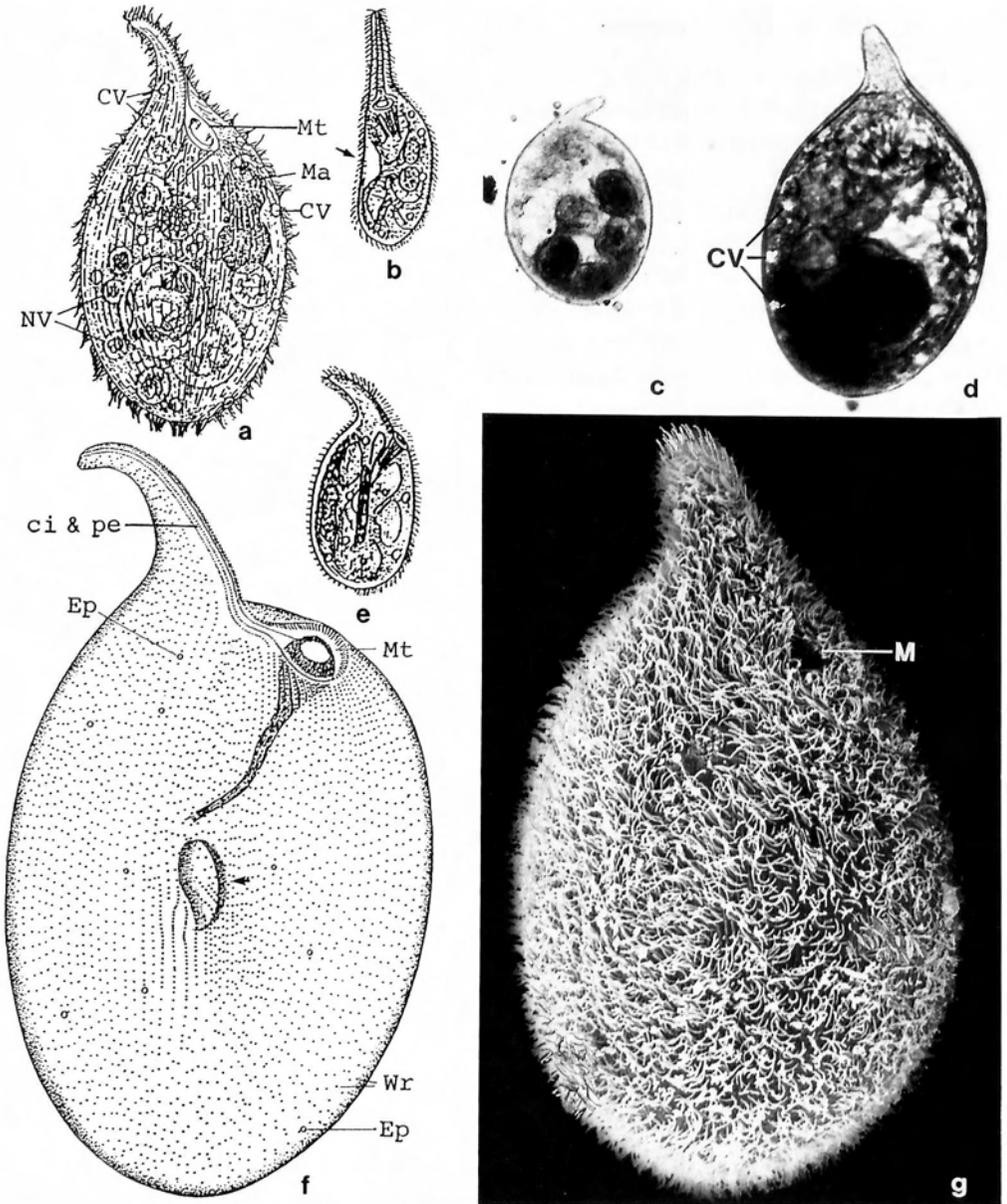


Abb. 58a-g: *Trachelius ovum* (aus FOISSNER et al. 1995. a-e, in vivo; g, Silberimprägnation; g, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, d, e, g: Ventro-laterale Ansichten, 200-400 μm . b: Ventrale Ansicht eines schlanken Exemplars, bei dem man das ventro-laterale Grübchen gut erkennt (Pfeil). c: Fettes Exemplar mit sehr kurzem Rüssel und mit mehreren großen, dunklen Nahrungsvakuolen. f: Bewimperung der rechten Seite, 250 μm . Der Pfeil weist auf das Grübchen. ci & pe = circumorale und periorale Wimpernreihen, CV = kontraktile Vakuolen, Ep = Exkretionsporen der kontraktiven Vakuolen, M = Mundeingang, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, NV = Nahrungsvakuolen, Wr = Wimpernreihen.

O₂, 0,9-12 mg/l BSB₅, 6-58 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-0,9 mg/l H₂S, 0-0,43 mg/l NH₄⁺-N, 0,56-3 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,08 mg/l NO₂⁻-N.

Homalozoon vermiculare (STOKES, 1887) STOKES, 1890 (Abb. 59a-o)

Kurzbeschreibung: **Größe** 150-1.500 x 20-60 µm, im Freiland meist 400-600 x 30-40 µm. Sehr kleine (<200 µm) Exemplare sind wohl meist Regenerate, da *Homalozoon* ein großes Regenerationsvermögen besitzt. Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** schlank bis mäßig breit wurmförmig. Wenig bis deutlich (2 : 1) abgeflacht, linke Seite mit oft schwierig erkennbarem, medianem Kiel (Abb. 59a, e, f, j, k). Kontrahierte Zellen mit schrägen Querfurchen, die eine spiralförmige Streifung vortäuschen (Abb. 59b). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 13-70, meist 20-50 kugeligen Segmenten (Abb. 59a, d, i). 5-21 **kontraktile Vakuolen** entlang der Dorsalseite (Abb. 59a, c, k). **Extrusome** (Toxicysten) stäbchenförmig, 2-15 µm lang, konzentriert im Mundwulst (Abb. 59a, h, l). Im Hals eine 20-60 µm lange, ellipsoide Anhäufung kleiner (etwa 1 µm) Granula, die sogenannte parapharyngeale Masse, die schon bei schwacher Vergrößerung einen dunklen Fleck bildet (Abb. 59k). **Bewimperung** rechts (substrat-zugewandte Seite) sehr dicht, in 10-20 (meist 11-14) longitudinalen Reihen; links 3 (sehr selten 4) Reihen locker angeordneter borstenförmiger Wimpern, die am Vorderende zu einer Dorsalbürste differenziert sind (Abb. 59c, d, m-o). **Oralapparat** am Vorderende, Mund mit deutlichem Wulst und zartem Trichter. An der Basis des Wulstes eine circumorale Wimpernreihe, die ventral nicht bewimpert ist (Abb. 59a, d, m, o; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** schleichend, schlängelnd, wühlt im Detritus, selten schwimmend.

Verwechslungsmöglichkeiten: Diese Art ist wegen ihrer Größe, Gestalt und Kontraktilität leicht zu erkennen. Der Unerfahrene mag sie bei flüchtiger Beobachtung mit → *Spirostomum* spp. (nur 1 große kontraktile Vakuole im Hinterende, kein Mundwulst) und Mikroturbellarien verwechseln, die eine ähnliche Größe und Gestalt haben! Vier weitere Arten, von denen einige vielleicht synonym mit *H. vermiculare* sind, wurden beschrieben: *H. flexilis* STOKES (linke Seite ohne Kiel, aber mit hohen Borsten, Makronucleus schnurförmig), *H. caudatum* KAHL (rechts nur 6-8 Wimpernreihen, links kein Kiel), *H. minutus* DRAGESCO (130 x 60 µm, 40 Wimpernreihen), *H. multinucleatum* DRAGESCO (nur 1 kontraktile Vakuole in Körpermitte).

Ökologie: Ganzjährig verbreitet, aber selten zahlreich in stehenden (Teiche, Seen, Flußstau, Moorgräben) und fließenden Gewässern. Meist im Detritus lenitischer Zonen, selten im Aufwuchs (Objektträger, Kunststoffschwämme) und im Neuston. Bildet keine Dauercysten. Obwohl sich die Art fest an das Substrat heften kann, ist sie in rasch fließenden, pflanzenarmen Gewässern viel seltener als in langsam fließenden, pflanzenreichen Gewässern. Bei Strömungsreizen heftet sich *H. vermiculare* so fest an die Unterlage, vermutlich mit Hilfe spezieller Extrusome, daß man die Zelle zerstört, wenn man sie z. B. mit einer Pipette aufsaugen möchte. In Kläranlagen bisher nicht nachgewiesen. Vermutlich kosmopolitisch.

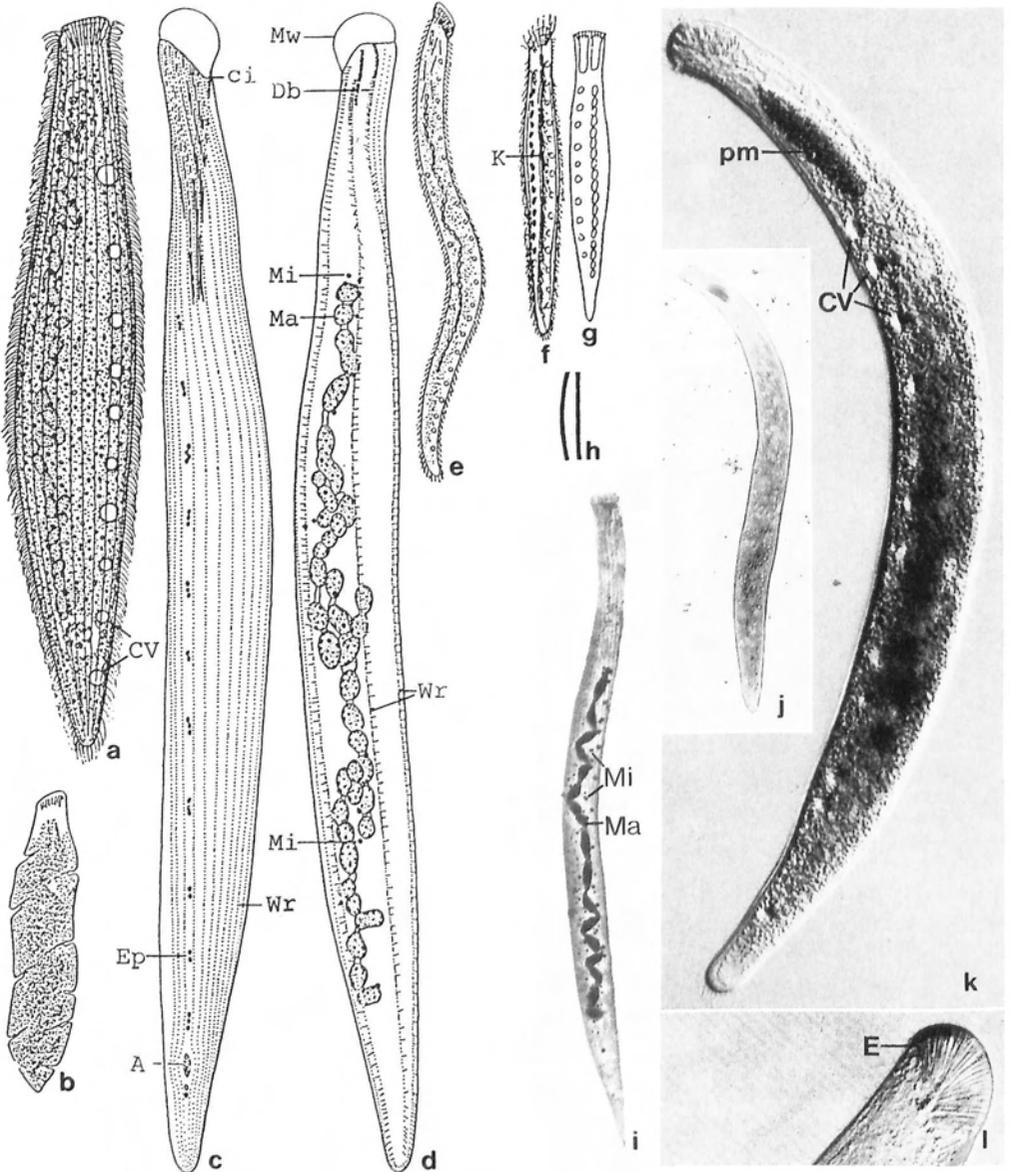


Abb. 59a-l: *Homalozoon vermiculare* (aus FOISSNER et al. 1995. a, b, e-h, j-l, in vivo; c, d, i, Silberimprägung). a, e-g, j, k: Breite und schlanke Exemplare, 350-800 µm. b: Kontrahiertes Individuum. Beachte die schrägen Querfurchen. c, d: Bewimperung der rechten und linken Seite und Kernapparat. h: Extrusome aus dem Mundwulst, 14 µm. i: Kernapparat. l: Mundwulst mit Extrusomen. A = After, ci = circumorale Wimpernreihe, Cv = kontraktile Vakuolen, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Ep = Exkretionspore der kontraktilen Vakuolen, K = Kiel, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronuclei, Mw = Mundwulst, pm = parapharyngeale Masse, Wr = Wimpernreihen.

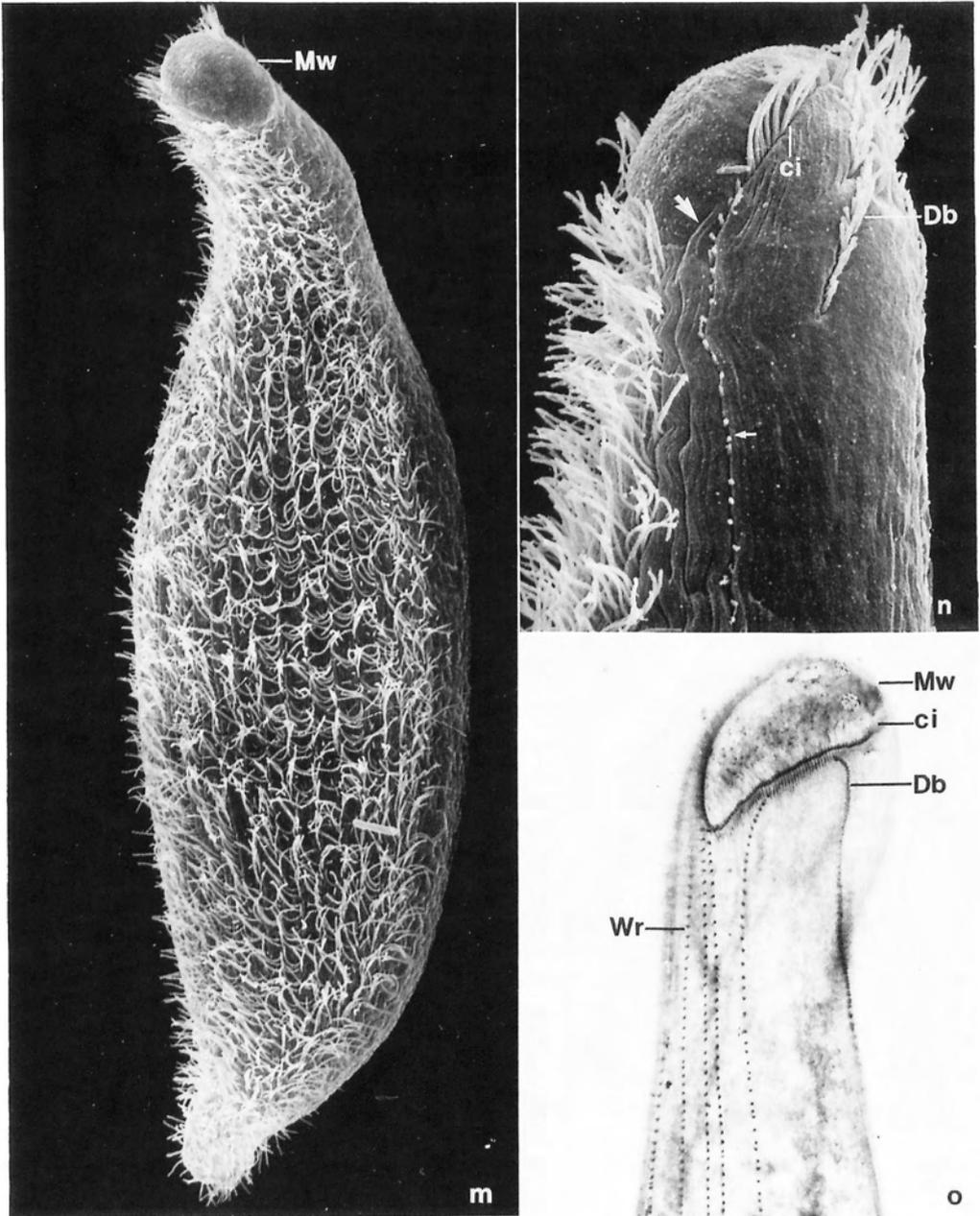


Abb. 59m-o: *Homalozoon vermiculare* (aus FOISSNER et al. 1995. m, n, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; o, Silberimprägnation). **m:** Bewimperung der rechten Seite eines leicht kontrahierten Exemplars. **n, o:** Bewimperung der Ventralseite des Vorderendes. Der kleine Pfeil in (n) markiert eine links laterale Wimpernreihe, der große weist auf den nicht bewimperten Teil der circumoralen Reihe. ci = circumorale Wimpernreihe, Db = Dorsalbürste, Mw = Mundwulst, Wr = Wimpernreihen.

Gefräßiger Räuber, der sich vorwiegend von Ciliaten, aber auch von Rotatorien, Algen und Bakterien ernährt. 24 Stunden ausgehungerte Individuen erbeuten innerhalb einer Stunde durchschnittlich 4-5 → Paramecien. Taktile und chemische Rezeptoren ermöglichen ein Erkennen der Beute. Generationszeit 24 ± 2 h.

Lacrymaria olor (MÜLLER, 1786) BORY DE SAINT-VINCENT, 1824 (Abb. 60a-h)

Kurzbeschreibung: **Größe** 300-500 x 20-30 µm, Rumpf etwa 100 µm lang, voll gestreckte Exemplare bis 1.200 µm (Abb. 60f). Sehr flexibel und stark kontraktile. **Gestalt** dreigeteilt: Vorderende mit einem winzigen Köpfchen, dahinter ein sehr dünner und stark kontraktiler bzw. bis zum Mehrfachen der Rumpflänge dehnbare Hals; Rumpf meist schlank dreieckig-spindelförmig (Abb. 60c, e, f, h). 2 kugelige **Makronucleus**-Teile in Rumpfmittle, dazwischen 1 ellipsoider Mikronucleus (Abb. 60c, g). Je eine **kontraktile Vakuole** im Vorder- und Hinterende des Rumpfes (Abb. 60c, f). **Extrusome** (Toxicysten) im Schlundzapfen und im Köpfchen, 2-3 µm und 10-12 µm lang (Abb. 60a, b). **Bewimperung** dicht, in 13-16 (meist 14) rechts spiralig verlaufenden Reihen am Köpfchen und am Rumpf; am schlanken Hals nur etwa 6-10 Reihen, die vorne paarige Wimpern haben (Dorsalbürste). Die dicht bewimperten Reihen am Köpfchen bilden ein kräftiges Wimpernbüschel (Abb. 60c, d, h; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, mit zapfenförmigem Mundwulst ("Schlundzapfen") und zartem Mundtrichter; circumorale Wimpernreihe unscheinbar (Abb. 60a, c, d, f; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der großen Zahl von *Lacrymaria*-Arten (wohl über 50, einschließlich *Phialina*) verzichten wir auf einen detaillierten Vergleich. Die Bestimmung kann als sicher gelten, wenn folgende Merkmale zutreffen: sehr langer, kontraktiler Hals (Vorsicht! morbide und/oder gestörte Zellen strecken sich meist nicht mehr vollständig); 2 Makronucleus-Teile mit 1 Mikronucleus dazwischen; 2 kontraktile Vakuolen; keine großen (2-3 µm) Granula entlang der Wimpernreihen. Das letztgenannte Merkmal trennt *L. olor* von einer anderen, bisher nicht beschriebenen Art, die man bei kleiner Vergrößerung meist daran erkennt, daß sie etwas länger und breiter ist. Weiters sind noch recht häufig: *L. filiformis* (MASKELL; nur 1 ellipsoider Makronucleus, nur 1 posteriore kontraktile Vakuole) und *L. vaginifera* SONG WEIBO & WILBERT (nur 1 Makronucleus, nur 1 posteriore kontraktile Vakuole, nur 7-9 Wimpernreihen am Rumpf), die ein schleimiges Gehäuse hat, das aber oft schwierig erkennbar ist, weil es die Zellen beim Herausnehmen aus der Probe praktisch immer verlassen (Vorsicht! Auch *L. olor* hat manchmal scheinbar ein Gehäuse, da sie sich in leeren Gehäusen anderer Einzeller versteckt).

Ökologie: Ganzjährig verbreitet, aber selten zahlreich (248 Ind./cm^2) im Detritus und zwischen Algen von stehenden und fließenden Gewässern; manchmal auch im Plank-

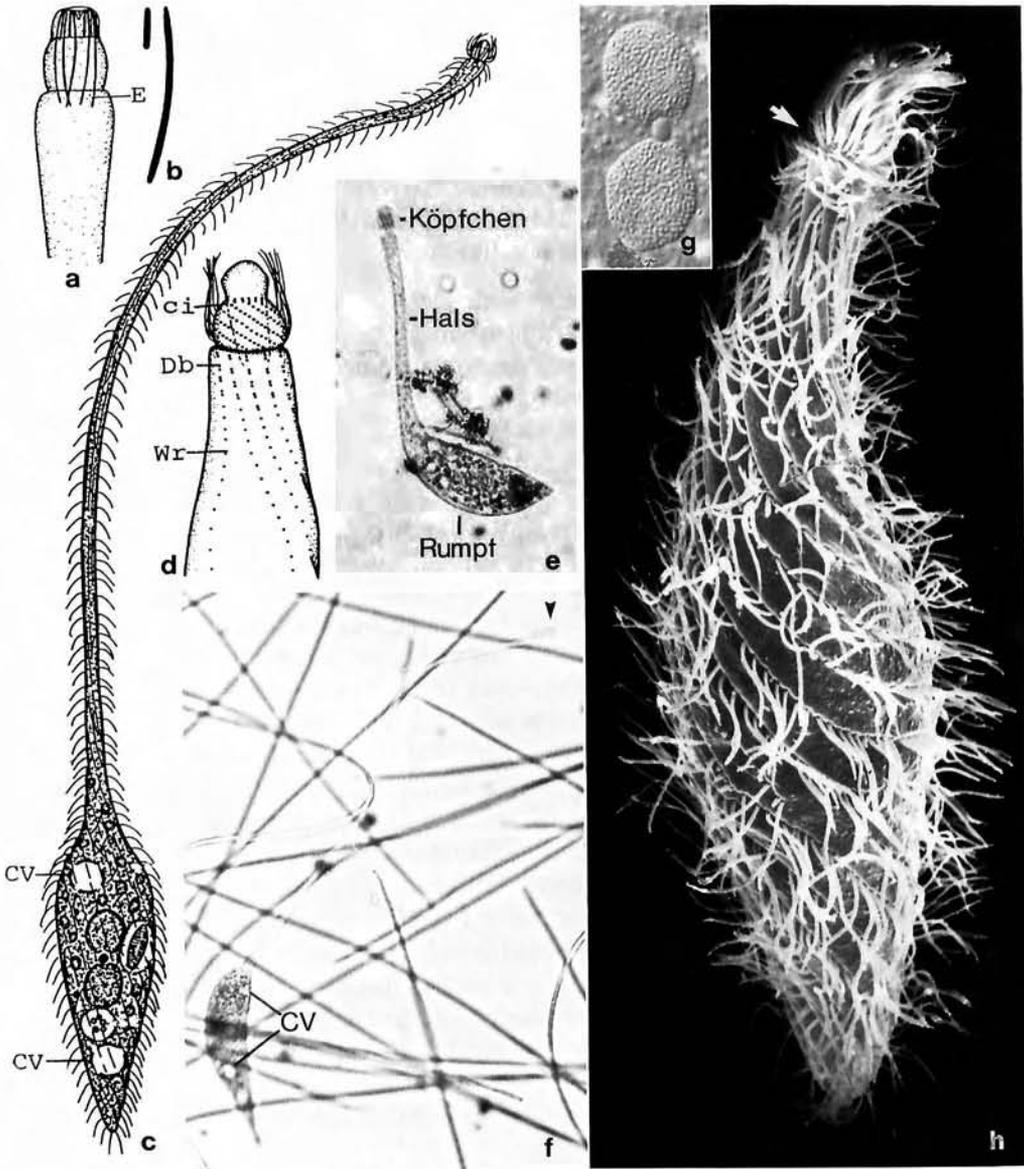


Abb. 60a-h: *Lacrymaria olor* (aus FOISSNER et al. 1995. a-c, e-g, in vivo; d, Silberimprägnation; h, REM-Aufnahme). **a, b:** Vorderende (Köpfchen) mit den 2-3 μm langen stabförmigen und den 10-12 μm langen leicht gekrümmten Extrusomen. **c, e, f:** Frei bewegliche Exemplare gestreckt (**c, f**) und mäßig stark kontrahiert (**e**). Die Pfeilspitze in (**f**) weist auf das Köpfchen. **d:** Bewimperung des Köpfchens und des vorderen Halsabschnittes. **g:** Der Kernapparat besteht aus zwei fein granulierten Makronucleus-Teilen mit dazwischen liegendem Mikronucleus. **h:** Bewimperung einer stark kontrahierten Zelle. Beachte die spirale Anordnung der Wimpernreihen, die in seichten Furchen verlaufen. Der Pfeil markiert das Vorderende des Halses. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuolen, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Wr = Wimpernreihen.

ton. Gehäuftes Vorkommen im Herbst, in der kalten Jahreszeit etwas seltener. *Lacrymaria olor* ist eine gefräßige Räuberin, die meist im Aufwuchs lauert und dort mit ihrem langen, dünnen Hals unruhig nach Beute tastet (Abb. 60f). Wird sie gestört, so verläßt sie das Versteck und schwimmt mit stark kontrahiertem Hals umher (Abb. 60e, h). Besiedelt manchmal Gehäuse anderer Protozoen (*Arcella*, *Cothurnia*) und die Panzer von Rädertieren und Daphnien. Mehrere Nachweise aus ephemeren Kleingewässern, verschmutztem Trinkwasser und Schnellfiltern. Holo-euryhalin; in Binnensalzseen sogar bis 10 % Salinität. Kosmopolitisch.

Frißt Flagellaten, Amöben, Ciliaten, aber auch kleine Algen und Detritus. Überlebt im hängenden Tropfen bei reiner CO₂-Atmosphäre mehr als 15 min. In einer Probe, der 33 Tage zuvor 1 mg/l Blei (als Azetat) zugesetzt worden waren, wurden 27 Ind./10 ml gezählt. Milieuspektrum: 0-42 °C, pH 5-9, 0,2-13,7 mg/l O₂, 0,9-8,6 mg/l BSB₅, 0-0,5 mg/l H₂S, 0-7,8 mg/l NH₄⁺-N, 0,03-13,4 mg/l NO₃⁻-N, 0,03-1 mg/l NO₂⁻-N.

Amphileptus pleurosigma (STOKES, 1884) FOISSNER, 1984 (Abb. 61a-y)

Kurzbeschreibung: **Größe** 150-450 x 40-60 µm, meist um 200 x 50 µm. Sehr flexibel und leicht kontraktile. **Gestalt** schlank bis mäßig breit lanzettförmig, meist auffallend sigmoid, etwas unterhalb der Mitte am breitesten, Körperenden deutlich verschmälert bis zugespitzt. Etwa 2 : 1 abgeflacht (Abb. 61a, d-f, r, s). **Makronucleus** zwei-, selten ein- oder dreiteilig, Segmente ellipsoid und meist weit voneinander getrennt, dazwischen 1 großer Mikronucleus (Abb. 61f, n, q-s). **Kontraktile Vakuolen** in 2 randständigen Reihen (Abb. 61f, s). **Extrusome** (Toxicysten) 10-15 x 1 µm groß, leicht gebogen und dornenförmig, in einer apikalen Gruppe und verstreut im Plasma (Abb. 61f, g, t-w). **Bewimperung** rechts (substratzugewandte Seite) dicht, in 25-37 longitudinalen Reihen, die in der vorderen Hälfte in der Mediane eine Naht bilden und weit auf die linke Seite übergreifen; links 4-6 Reihen borstenförmiger Wimpern, die am dorsalen Vorderrand zu einer Dorsalbürste differenziert sind (Abb. 61f, p, q, x, y; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** randständig, etwa 1/3körperlang, spaltförmig, nur beim Fressen erkennbar, links und rechts davon je eine periorale Reihe von (unbewimperten?) Basalkörperpaaren (Abb. 61q; Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Die 15-25 kontraktile Vakuolen von *Amphileptus plurivacuolatus* (FOISSNER) sind unregelmäßig verteilt und die etwa 15 µm langen Extrusome sind nicht ausgeprägt dornenförmig (problematische Merkmale; vielleicht synonym mit *A. pleurosigma*). *Amphileptus proceriformis* SONG WEIBO & WILBERT hat nur 14-16 Wimpernreihen auf der rechten Seite und einen langen Schwanz. Der bis 800 µm lange *A. procerus* (PENARD) hat einen rüsselförmigen Hals und stäbchenförmige, nicht gebogene Extrusome (Abb. 61j). *Amphileptus meleagris* (EIHRENBURG) besitzt nur eine ventrale Reihe kontraktile Vakuolen und die 17 µm langen, stabförmigen Extrusome bilden kein Bündel am Vorderende. Der kleine (etwa 120 µm) *A. lanceo-*

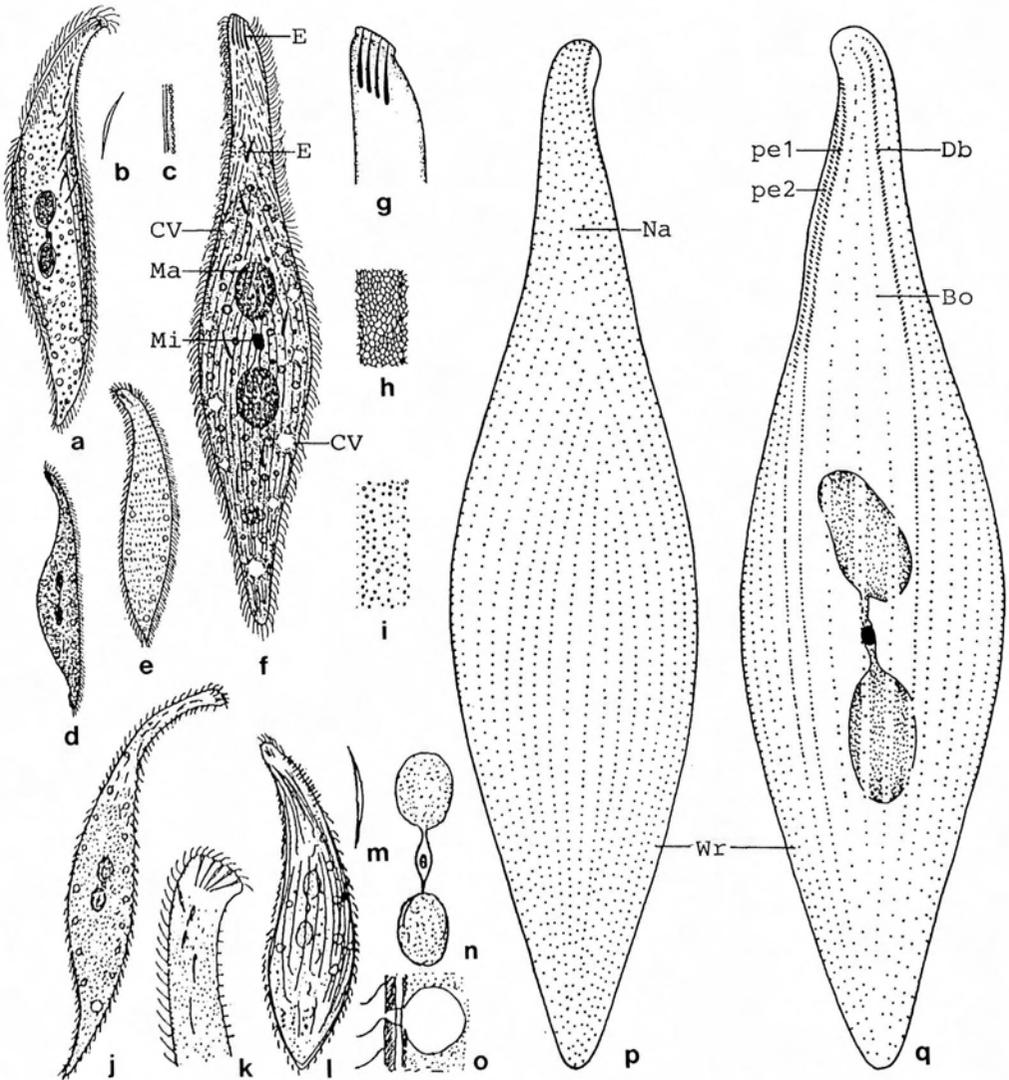


Abb. 61a-q: *Amphileptus pleurosigma* (aus FOISSNER et al. 1995. a-g, i-o, in vivo; h, p, q, Silberimprägation). a, e, f, j, l: Rechts und links laterale Ansichten, 200-360 μ m. Beim Exemplar in (j) handelt es sich vermutlich um *A. procerus* (\rightarrow Verwechslungsmöglichkeiten). b, m: Extrusome (Toxicysten). c, i: Pellicula mit corticalen Granula in Seitenansicht und Draufsicht. d: Dorsalansicht. g, k: Vorderende mit Extrusomen. h: Silberliniensystem. n: Kernapparat. o: Detail der Pellicula mit einer kontraktiven Vakuole. p, q: Bewimperung der rechten und linken Seite. Bo = borstenförmige Wimpern auf der linken Seite, CV = kontraktile Vakuolen, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Ma = vorderer Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, Na = Naht, pe1, 2 = (unbewimperte?) periorale Reihen von Basalkörperpaaren, Wr = Wimpernreihen.

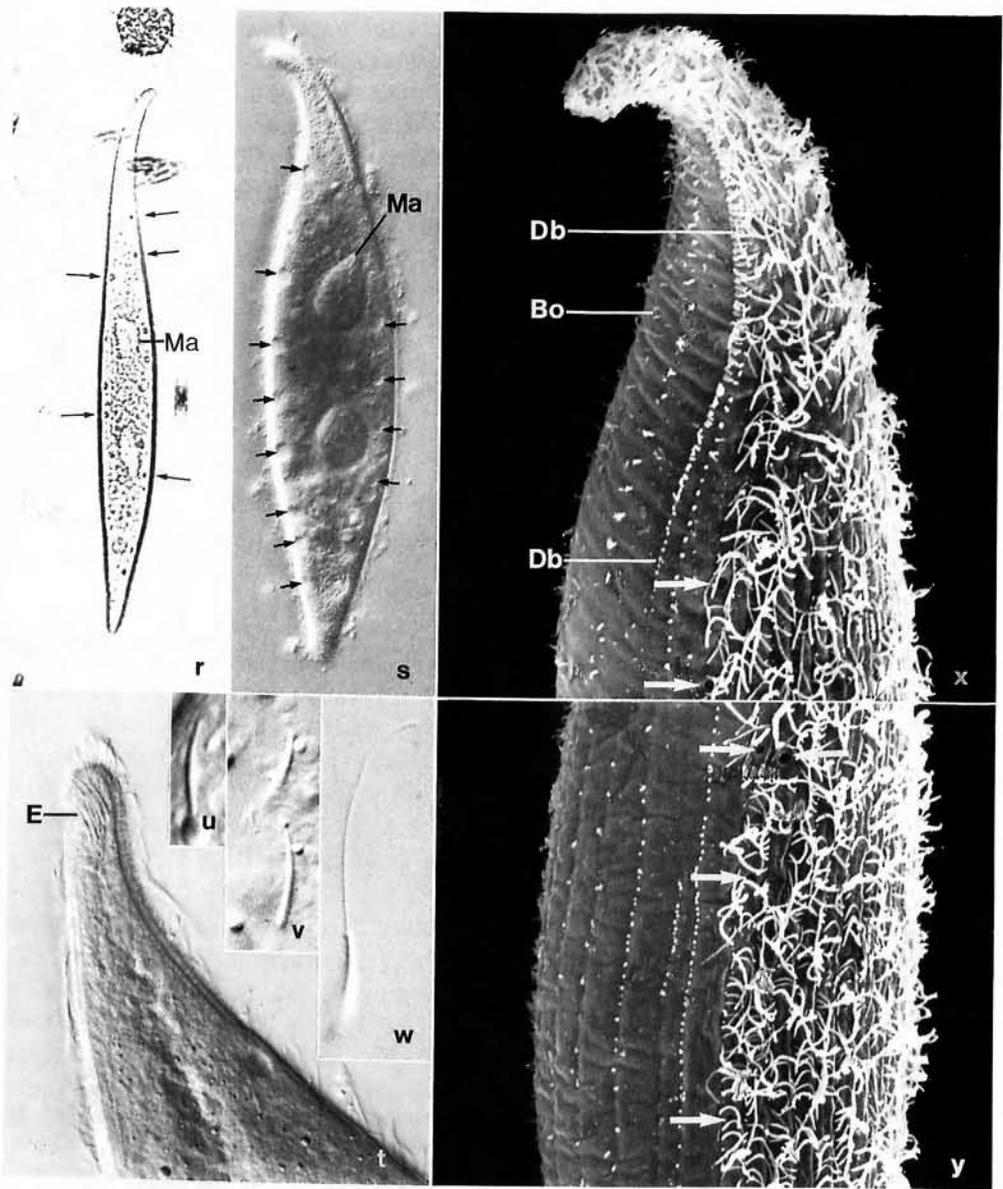


Abb. 61r-y: *Amphileptus pleurosigma* (aus FOISSNER et al. 1995. r-w, in vivo; x, y, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). r, s: Links und rechts laterale Ansicht. Die Pfeile weisen auf die kontraktile Vakuolen. t: Vorderende mit Extrusomen-Bündel. u-w: Ruhende Extrusome in Seitenansicht (u, v) und explodiertes Extrusom mit langem Faden. x, y: Vorderende und mittlerer Körperabschnitt in Dorsalansicht. Die Pfeile weisen auf die Exkretionspori der kontraktile Vakuolen. Bo = borstenförmige Wimpern auf der linken Seite, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Ma = vorderer Makronucleus-Teil.

latus (DRAGESCO) hat etwa 7 µm lange, gebogene Extrusome, 12 Wimpernreihen auf der rechten Seite und nur wenige kontraktile Vakuolen in der hinteren Körperhälfte.

Ökologie: Ganzjährig und meist mit geringer Abundanz im Periphyton, Detritus und Aufwuchs ephemerer und perenner stehender und fließender Gewässer; selten im Plankton. Auch im Belebtschlamm und in Tropfkörpern. Oligo- bis mesostenohalin. Bisher in Eurasien, Afrika und Nordamerika nachgewiesen.

Frißt vorwiegend Glockentierchen (z. B. → *Vorticella*). Milieuspektrum: 1-30 °C, pH 6,2-9, 0-22,4 mg/l O₂, 0,9->7,8 mg/l BSB₅, 8-60 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-0,8 mg/l H₂S, 0-14 mg/l NH₄⁺-N, 0,52-6,6 mg/l NO₃⁻-N, 0,01-0,04 mg/l NO₂⁻-N.

Litonotus cygnus (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995 (Abb. 62a-s)

Kurzbeschreibung: Größe gestreckt 200-300 µm (selten bis 500 µm), kontrahiert 100-200 µm. Sehr flexibel und auffallend stark kontraktile. **Gestalt** gestreckt schlank lanzettförmig. Vordere Hälfte halsförmig, Vorderende deutlich nach dorsal gebogen und etwas verbreitert, Hinterende schmal gerundet bis kurz geschwänzt. Körperenden stark abgeflacht und daher hyalin, rechte Seite eben, mittlerer Teil der linken Seite hoch gewölbt, vor allem bei kontrahierten oder vollgefressenen Zellen. Kontrahierte Individuen breit lanzettförmig und mit mehreren deutlichen Rippen auf der linken Seite (Abb. 62a, b, e, j-l, p, q). **Makronucleus** zweiteilig, Segmente kugelig und dicht hintereinander (Abb. 62b, h, s). **Kontraktile Vakuole** subterminal am Beginn der Verschwälerung (Abb. 62b, l, p, s). **Extrusome** (Toxicysten) 6-8 µm lang, stäbchenförmig, in Seitenansicht gebogen, an den Enden etwas zugespitzt, vorwiegend entlang des Mundspaltes (Abb. 62a, c). **Bewimperung** rechts (substratzugewandte Seite) dicht, in 6-13 longitudinalen Reihen, die vorne sukzessive an die rechte (peri)orale Wimpernreihe stoßen; links mehrere Reihen borstenförmiger Wimpern, von denen eine am dorsalen Vorderrand zu einer Dorsalbürste differenziert ist (Abb. 62b, f, h, i, m, n, o; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** randständig, etwa 1/2- bis 1/3körperlang, spaltförmig, nur beim Fressen erkennbar, links davon eine, rechts davon zwei periorale Wimpernreihen (Abb. 62h, i, m, n; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Litonotus lamella* hat keinen deutlichen "Hals" und Extrusome auch im Hinterende. Vorder- und Hinterende des marinen *L. filum* GRUBER sind fadenförmig verschmälert. Einen langen, stark dehnbaren Hals (Rüssel) hat auch *Amphileptus procerus* (PENARD), der sich mit den 2 randständigen Reihen von kontraktile Vakuolen aber leicht von *L. cygnus* unterscheiden läßt.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (mehr als 1.000 Ind./ml) im Detritus und Aufwuchs (selten im Plankton) fließender und stehender Gewässer. Selten im Belebtschlamm und in Tropfkörpern. Meidet saure (pH <6) Gewässer. Holo-

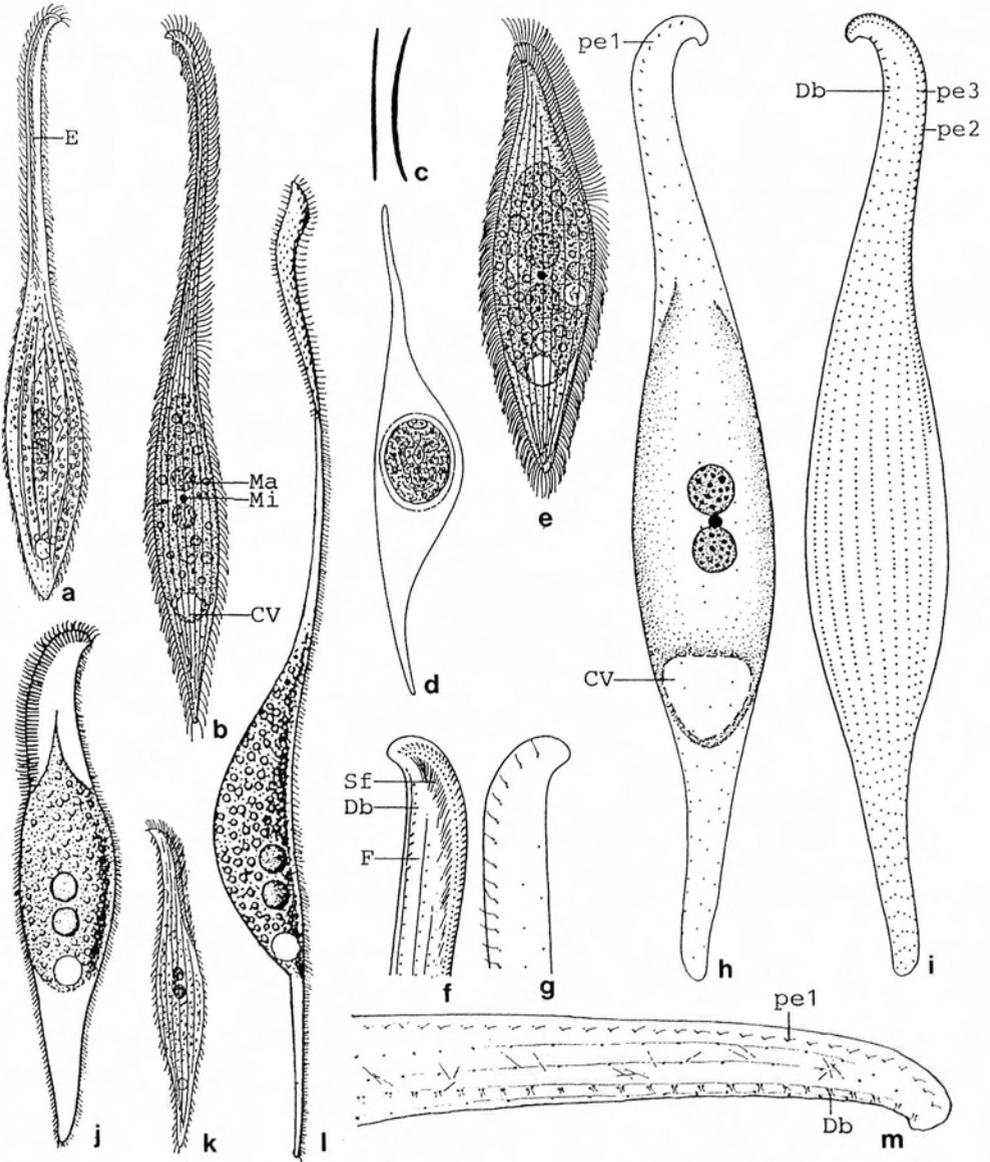


Abb. 62a-m: *Litonotus cygnus* (aus FOISSNER et al. 1995. a-e, j-l, in vivo; f-i, m, Silberimprägung). **a, b, l:** Gestreckte Exemplare in links lateraler, rechts lateraler und dorsaler Ansicht, 250-500 μm . **c:** Extrusome. **d:** Ventralansicht kurz nach der Ingestion einer \rightarrow *Vorticella*. **e, j, k:** Kontrahierte Exemplare, 100-175 μm . **f, g, m:** Bewimperung der rechten und linken Seite des Vorderendes. **h, i:** Bewimperung der linken und rechten Seite und Kernapparat. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, F = Fibrillen rechts der Wimpernreihen, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pe1-3 = periorale Wimpernreihen, Sf = Schlundfasern.

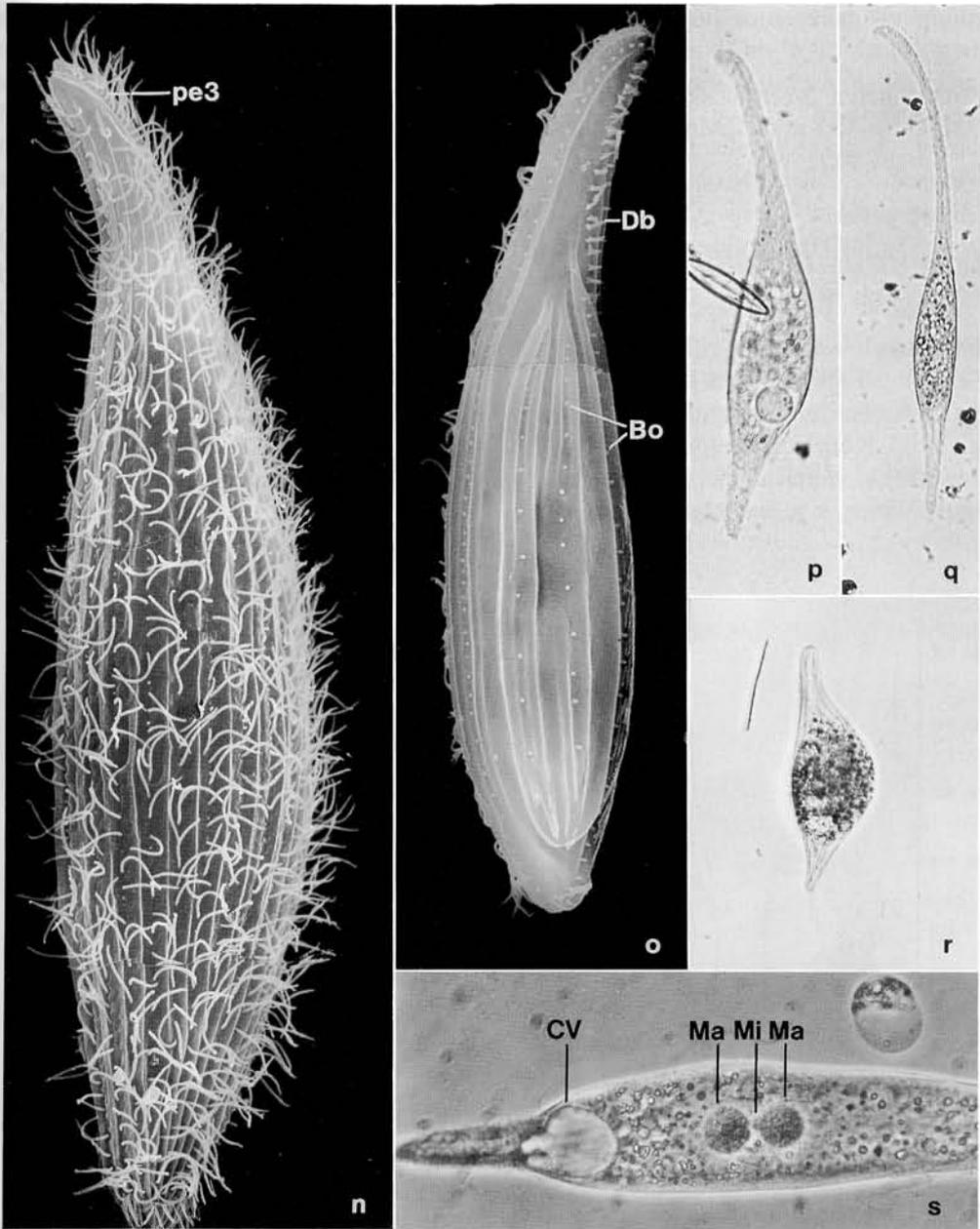


Abb. 62n-s: *Litonotus cygnus* (aus FOISSNER et al. 1995. n, o, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; p-s, in vivo). n, o: Rechts und links laterale Ansicht stark kontrahierter Exemplare. Die rechte Seite ist dicht, die linke spärlich und nur mit Borsten bewimpert. p, q, r: Leicht, nicht und sehr stark kontrahiertes Exemplar. s: Kernapparat und kontraktile Vakuole. Bo = borstenförmige Wimpern, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ma = Makronucleus-Teil, Mi = Mikronucleus, pe3 = periorale Wimperreihe 3.

euryalin, daher auch häufig in Ästuaren und im Brackwasser. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Ciliaten. Milieuspektrum: 0,1-28 °C, pH 6,1-9,3, 3-25,2 mg/l O₂, 0,5-40 mg/l BSB₅, 1,6-189 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-12,6 mg/l NH₄⁺-N, 0-6,8 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,18 mg/l NO₂⁻-N.

Litonotus lamella (MÜLLER, 1773) FOISSNER, BERGER, BLATTERER & KOHMANN, 1995 (Abb. 63c-r)

Kurzbeschreibung: Größe gestreckt 50-100 x 10-25 µm, selten bis 200 µm lang. Sehr flexibel und leicht kontraktile. **Gestalt** schlank lanzettförmig. Vorderes Drittel ± deutlich verschmälert und nach dorsal gebogen, Hinterende breit gerundet (selten zugespitzt). Körperenden stark abgeflacht und daher hyalin, rechte Seite eben, linke hoch gewölbt, wodurch in der Mediane eine deutliche Rippe entsteht, die in der vorderen Hälfte einen ± ausgeprägten Dorn bildet (Abb. 63c-e, h, k-m, o, p). **Makronucleus**

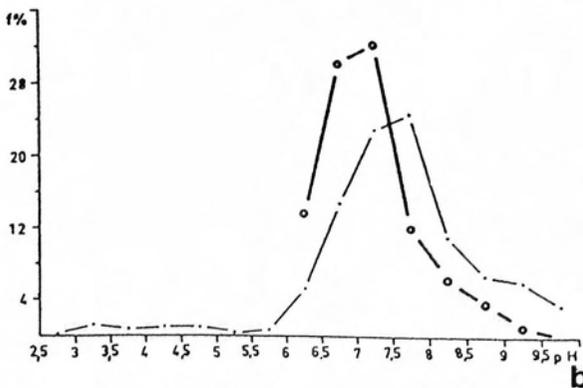
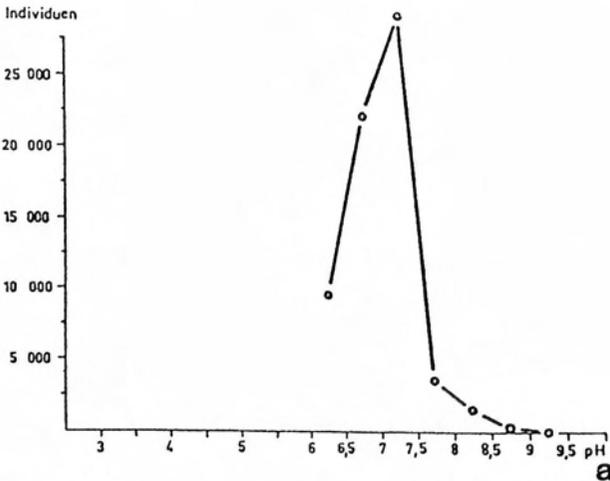


Abb. 63a, b: *Litonotus lamella* (aus BICK 1966a). **a:** Mengenmäßige Verteilung im pH-Spektrum. **b:** Fundhäufigkeitskurve (190 Beobachtungen) im pH-Spektrum (Kreise) und Verteilung aller im Verlauf der Untersuchungen beobachteten pH-Werte (Punkte).

zweiteilig, Segmente kugelig und dicht hintereinander (Abb. 63c, e, h, j, n). **Kontraktile Vakuole** subterminal am Beginn der Verschmälerung (Abb. 63h, m). **Extrusome** (Toxicysten) 5-7 μm lang, stäbchenförmig, in Seitenansicht gebogen, entlang des Mundspaltes und, auffallend, auch im Hinterende (Abb. 63c, g, l, n). **Bewimperung** rechts (substratzugewandte Seite) dicht, in meist 4-7 longitudinalen Reihen, die vorne sukzessive an die rechte (peri)orale Wimpernreihe stoßen; links 4 Reihen borstenförmiger Wimpern, von denen eine am dorsalen Vorderrand zu einer Dorsalbürste differenziert ist (Abb. 63c-e, i, j, o-r; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation gut erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** randständig, etwa 1/3- bis 1/2körperlang, spaltförmig, nur beim Fressen erkennbar, links davon eine, rechts davon zwei periorale Wimpernreihen (Abb. 63e, i, j, p-r; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

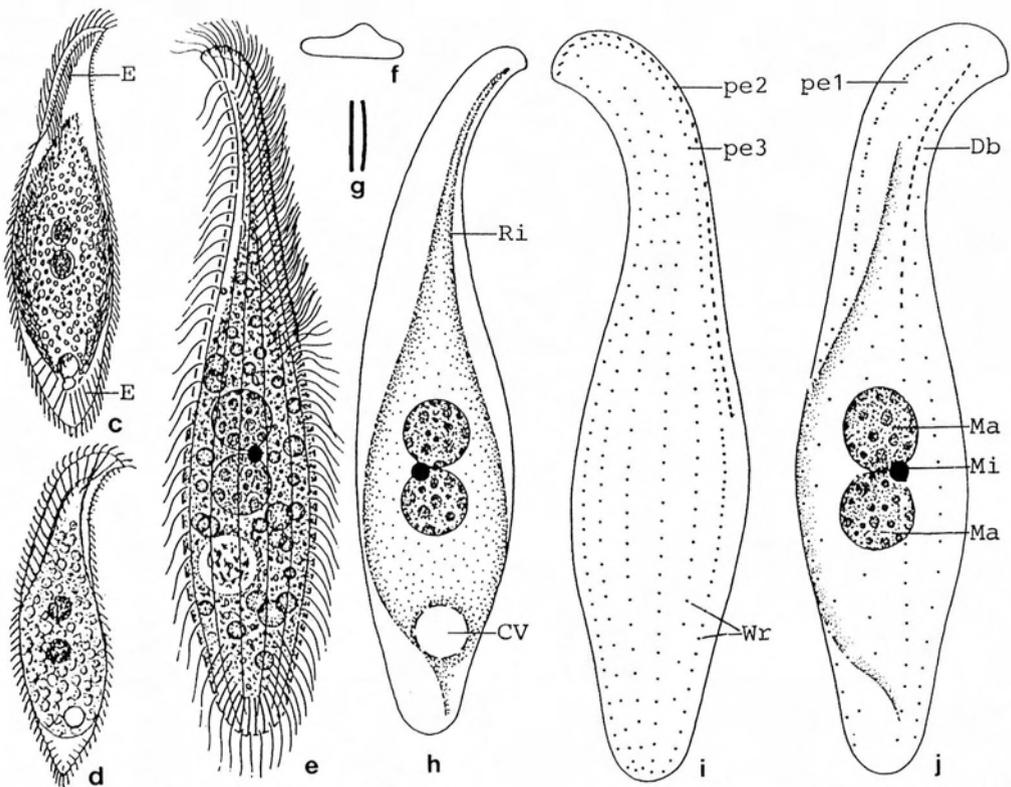


Abb. 63c-j: *Litonotus lamella* (aus FOISSNER et al. 1995. c-h, in vivo; i, j, Silberimprägnation). **c-e, h:** Links und rechts laterale Ansichten, 65-160 μm . **f:** Querschnitt in Körpermitte. **g:** Extrusom in Draufsicht und Seitenansicht. **i, j:** Bewimperung der rechten und linken Seite und Kernapparat. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Ma = Makronucleus-Teile, Mi = Mikronucleus, pe1-3 = periorale Wimpernreihen, Ri = dornenförmige Rippe auf der linken Seite, Wr = Wimpernreihen.

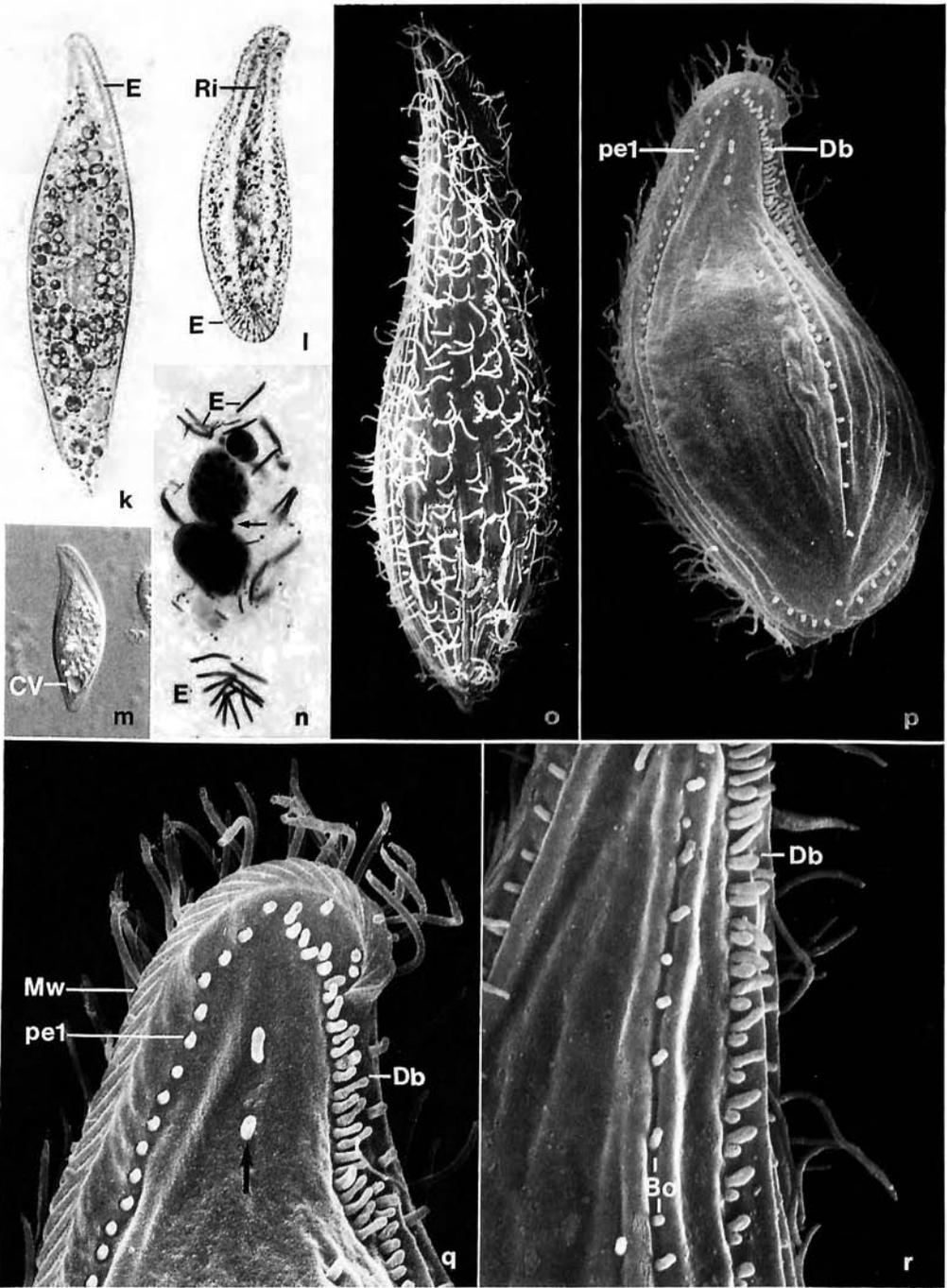


Abb. 63k-r: *Litonotus lamella* (aus FOISSNER et al. 1995. k-m, in vivo; n, Silberimprägnation; o-r, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). k-m, o, p: Rechts (k, m, o) und links (l, p) laterale Ansichten. n: Anordnung der Extrusome. Der Pfeil weist auf

Verwechslungsmöglichkeiten: Gestreckte Exemplare von → *L. cygnus* (keine Extrusome im Hinterende) haben ein mehr als halbkörperlanges, halsförmig verschmälertes Vorderende. *Litonotus carinatus* STOKES hat links eine körperlange, hochgewölbte Rippe, ist schlanker und hat nur entlang des Mundspaltes Extrusome. *Litonotus crystallinus* (VUXANOVICI) hat mehrere deutliche Rippen auf der linken Seite. *Litonotus alpestris* FOISSNER ist viel kleiner (meist <50 µm) und hat nur 1 Makronucleus. *Litonotus duplostriatus* (MAUPAS) hat keine Extrusome im Hinterende, 5-7 zarte Rippen auf der linken Seite, ist deutlicher kontraktile und nach KAHL (1931) die häufigste saprobe Art im Meerwasser. *Acineria incurvata* DUJARDIN hat ein breiter gerundetes Hinterende ohne Extrusome, ein (schwierig erkennbares!) ausgehöhltes Vorderende und ist polysaprob.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal zahlreich (bis 1.000 Ind./ml bzw. 100 Ind./cm²) im Aufwuchs und Detritus (selten im Plankton) von stehenden und fließenden Gewässern. Gelegentlich in → *Sphaerotilus*- und → *Leptomitus lacteus*-Rasen und in Moorgewässern. Verbreitet im Belebtschlamm und in Scheibentauchkörpern, aber auch in Abwasserfischeichen und im Filterschlamm von Trinkwasseraufbereitungsanlagen. Viele Nachweise aus dem Brackwasser und marinen Biotopen (vermutlich aber oft mit anderen Arten verwechselt). Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Flagellaten und Ciliaten. Generationszeit im Freiland 119-146 h. Anscheinend empfindlich gegen Schwermetalle, d. h. verträgt keine hohen Zink- (20 µg/l) und Bleikonzentrationen (10 µg/l); 50 µg Cd werden für 9 Tage ertragen. LD₅₀ von Kupfer 1-10 mg/l. Milieuspektrum: 0-35 °C, pH 3-9,4 (Optimum im neutralen Bereich, → Abb. 63a, b), 0-14,8 mg/l O₂, 0,7->8,6 mg/l BSB₅, 4,7-36 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-5 mg/l H₂S, 0-23 mg/l NH₄⁺-N, 0,08-12,8 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,8 mg/l NO₂⁻-N.

Loxophyllum meleagris (MÜLLER, 1773) DUJARDIN, 1841 (Abb. 64a-j)

Kurzbeschreibung: Größe sehr variabel, 200-700 x 50-150 µm, gestreckte Zellen meist 300-500 x 50-150 µm, also auffallend groß. Sehr flexibel und stark (50 %) kontraktile. **Gestalt** lanzett- oder messerschneidenförmig. Vorderes Drittel verschmälert, Vorderende schnabelartig und nach dorsal gebogen, Hinterende stumpf zugespitzt. Körperwand blattförmig abgeflacht und daher hyalin, rechte (substratzugewandte) Seite eben, linke Seite ab dem zweiten Drittel hochgewölbt. Kontrahierte Zellen breit eiförmig (Abb. 64a-f, i, j). **Makronucleus** perlenschnurförmig, besteht aus 16-31 ellipsoiden Segmenten (Abb. 64a, c, e, g). **Kontraktile Vakuole** groß, subterminal am dorsalen Rand, mit langem, nach vorne ziehemdem Sammelkanal (Abb. 64a, c, e, g). **Ex-**

← den Mikronucleus, der zwischen den beiden Makronucleus-Teilen liegt. q: Linke Seite des Vorderendes mit zwei isolierten Spezialwimpern (Pfeil). r: Ausschnitt der linken Seite mit Dorsalbürste. Bo = borstenförmige Wimpern auf der linken Seite, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, E = Extrusome, Mw = kordelförmiger Mundwulst, pe1 = periorale Wimpernreihe, Ri = Rippe der linken Seite.

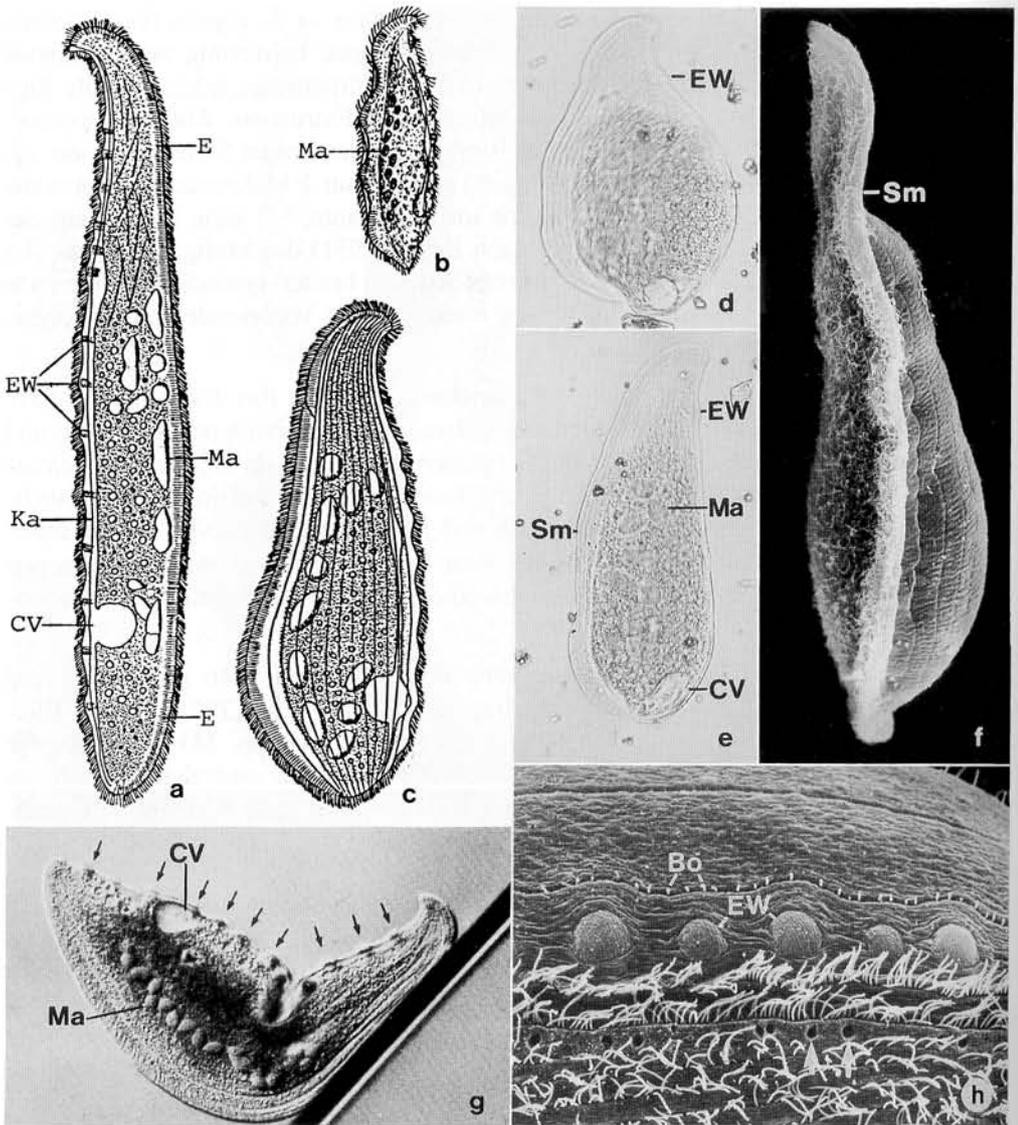


Abb. 64a-h: *Loxophyllum meleagris* (aus FOISSNER et al. 1995. a-e, g, in vivo; f, h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). **a:** Rechts laterale Ansicht eines gestreckten Exemplars. **b-e:** Links laterale Ansichten leicht und stark kontrahierter Individuen, 300-500 μm . **f:** Ventralansicht. **g:** An einer Luftblase kriechendes Exemplar. Die Pfeile weisen auf die Extrusomen-Warzen. **h:** Detail der Dorsalseite mit Extrusomen-Warzen und den Exkretionspori (Pfeile) der kontraktile Vakuole. Bo = borstenförmige Wimpern auf der linken Seite, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome (Toxicysten) im Mundsaum, EW = Extrusomen-Warzen, Ka = lakunenartig erweiterter Kanal der kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Sm = Mundsaum.

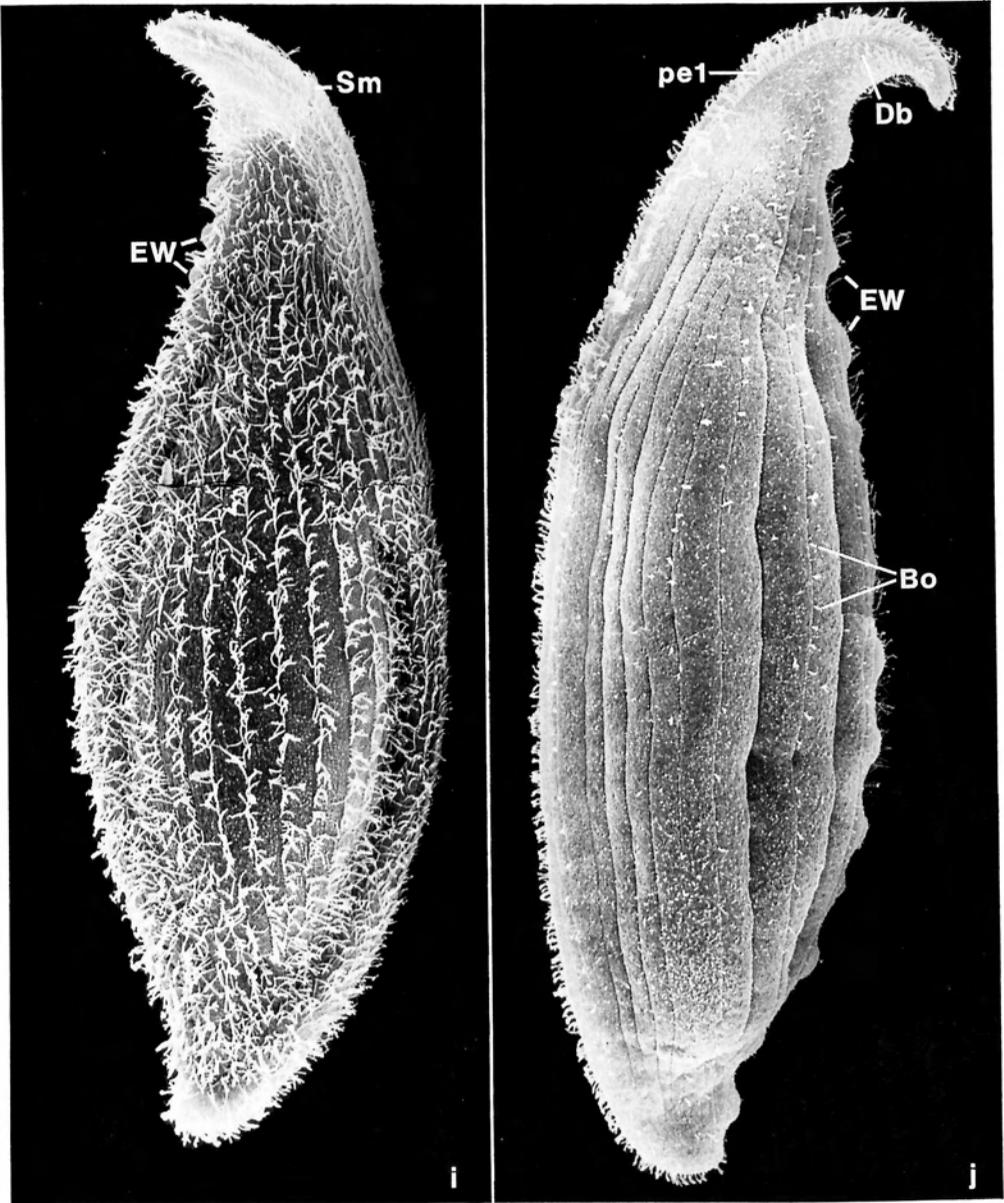


Abb. 64i, j: *Loxophyllum meleagris* im Rasterelektronenmikroskop (aus FOISSNER et al. 1995). **i, j:** Bewimperung leicht kontrahierter Exemplare. Die substratzugewandte rechte Seite hat viele dicht bewimperte longitudinale Reihen, auf der substratabgewandten linken Seite verlaufen nur einige lockere Borstenreihen, die vorne zu einer Dorsalbürste differenziert sind. Bo = borstenförmige Wimpern der linken Seite, Db = Dorsalbürstenfeld, EW = Extrusomen-Warzen, pe1 = periorale Wimpernreihe 1, Sm = Mundsaum.

trusome (Toxicysten) stäbchenförmig, 2,5-12 μm lang, konzentriert im Ventral(Mund)saum und in 11-24 (meist um 16) auffallenden Warzen am Dorsalrand (Abb. 64a, g, h, j). **Bewimperung** rechts (substratzugewandte Seite) sehr dicht, in etwa 20 longitudinalen Reihen; links etwa 10 Reihen borstenförmiger Wimpern, die am Vorderende zu einer Dorsalbürste differenziert sind (Abb. 64f, h-j; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** randständig (Mundsaum), körperlang, spaltförmig, nur beim Fressen erkennbar, links davon eine, rechts davon zwei periorale Wimpernreihen (Abb. 64a, f, j; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** auffallend: kriecht und gleitet majestätisch auf der rechten, dicht bewimperten Seite, wobei der abgeflachte Saum oft schöne, undulierende (wallende) Bewegungen macht (Abb. 64b, d, g).

Verwechslungsmöglichkeiten: Eine wegen ihrer Größe, den Extrusomen-Warzen und dem perlenschnurförmigen Kern leicht kennbare und kaum zu verwechselnde Art. *Loxophyllum helus* (STOKES) und *L. utriculariae* (PENARD) haben nur 2 Makronucleus-Teile. Wegen der auffallenden Extrusomen-Warzen ist *L. meleagris* auch nicht mit \rightarrow *Litonotus*- und \rightarrow *Amphileptus*-Arten oder \rightarrow *Homalozoon vermiculare* zu vermengen.

Ökologie: Ganzjährig verbreitet, aber meist nur spärlich bis mäßig abundant (10 Ind./ cm^2) in perennen stehenden und fließenden Gewässern. Individuen- und Frequenzmaxima im Frühjahr und Herbst. Vorwiegend im Aufwuchs und im Bodenschlamm, selten vielleicht auch im Pelagial. Typisch für die betamesosaprobe Ciliatengesellschaft, *Pleuronemetum coronatae*, und daher nur gelegentlich und spärlich im Belebtschlamm und in Tropfkörpern; einmal zahlreich in Langsamsandfiltern einer Trinkwasseraufbereitungsanlage. Verbreitet in Mooren. Nicht in astatischen Gewässern, da offenbar keine Dauercysten gebildet werden können. Selten im Brackwasser, wie Salz- und Tide-Tümpeln, Ästuaren und salzbelasteten Flüssen; marine Nachweise unsicher. Bisher in Eurasien, Nordamerika und Afrika nachgewiesen.

Frißt vorwiegend Ciliaten, aber auch Rotatorien und kleine Crustaceen. Generationszeit unter Laborbedingungen 30-54 h. Reagiert auf Pb empfindlicher als auf Cd; war nach einer CuSO_4 -Applikation von $\leq 2,5 \mu\text{g/l Cu}^{2+}$ nicht mehr nachweisbar. Milieuspektrum: 0,1-27 $^\circ\text{C}$, pH 5-8,4, 0,1-17,5 mg/l O_2 , 2-20 mg/l BSB₅, 0-0,8 mg/l $\text{NH}_4^+\text{-N}$, 0,2-11,7 mg/l $\text{NO}_3^-\text{-N}$, 0-0,1 mg/l $\text{NO}_2^-\text{-N}$.

Chilodonella uncinata (EHRENBERG, 1838) STRAND, 1928 (Abb. 65a-n)

Diese Art wurde und wird mit vielen kleinen, oberflächlich recht ähnlichen Arten vermischt, die besonders in beta- und beta- bis alphamesosaprobe Fließgewässern häufiger sind als *C. uncinata*. Es gibt aber ein Merkmal, das fast nie versagt, nämlich die Nahrung. *Chilodonella uncinata* ernährt sich fast immer von Bakterien, während die meisten anderen kleinen Arten dieser Gruppe (Cyrtophorida) Diatomeen oder Grünalgen fressen. Daher sollte eine Art, die im Plasma Kiesel- oder Grünalgen hat, nur dann als *C. uncinata* bestimmt werden, wenn die Lage und der Aufbau der Dor-

salbürste und der praeoralen Wimpernreihe im Interferenzkontrast oder im Silberpräparat genau gesehen wurden.

Kurzbeschreibung: **Größe** 25-70 x 20-35 μm , meist 40-50 x 30 μm . **Gestalt** ellipsoid, rechter Rand konvex, linker \pm deutlich sigmoid und in der Höhe der Reusenöffnung (Mundeingang) leicht eingezogen, wodurch praeoral ein spitzer bis leicht gerundeter Vorsprung (Schnabel) entsteht. Wenig bis stark abgeflacht, ventral eben, dorsal wenig bis stark gewölbt (Abb. 65a, e, g, h, n). **Makronucleus** kugelig bis ellipsoid, meist nahe dem Hinterende (Abb. 65a, k). 2 **kontraktile Vakuolen**, die vordere rechts unterhalb der Reusenöffnung, die hintere subäquatorial nahe dem linken Rand der Ventralseite (Abb. 65a, d, k). **Bewimperung** ventral in 10-12 (meist 11) longitudinalen Reihen, die 2 weit getrennte Felder bilden, so daß postoral eine wimpernfreie Fläche entsteht. Praeorale Wimpernreihe nicht fragmentiert, zieht von der Reusenöffnung zum Schnabel (Abb. 65a, d, h, j, n; genauer Aufbau der Bewimperung nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar!). Dorsalseite mit Ausnahme der Dorsalbürste unbewimpert, die Bürste liegt links der Mediane weit subapikal am Vorderrand der dorsalen Wölbung, besteht aus 5-12 (meist 5-10) Wimpern, die eine kurze, schräge Reihe bilden (Abb. 65e, m). **Oralapparat** bzw. Reusenöffnung (Mundtrichter) im vorderen Viertel in der Mediane, Trichter stark nach dorsal geneigt, hinten eingerollt, besteht aus 9-11 (meist 10) kräftigen Stäben (Abb. 65a, d, j; nur im Interferenzkontrast gut erkennbar!).

Verwechslungsmöglichkeiten (\rightarrow auch Vorbemerkung): Die meist auffallend durchsichtigen Zellen (weil sie normalerweise keine Algen fressen!) sind leicht zu verwechseln mit Arten der Gattungen *Odontochlamys* (Dorsalbürste ganz vorne; Körper Rand weniger durchsichtig, da etwas verdickt) und *Pseudochilodonopsis* (fast immer mit Grün- und/oder Kieselalgen gefüllt, 15-18 Reusenstäbe, praeorale Wimpernreihe fragmentiert) sowie mit *Thigmogaster oppositevacuolatus* AUGUSTIN & FOISSNER (nur 20-30 μm lang, 2 gegenüberliegende kontraktile Vakuolen in der vorderen Körperhälfte), *Chlamydonella rostrata* (VUXANOVICI; rundlicher, nur 1 kontraktile Vakuole links hinten, meist mit Kieselalgen gefüllt) und *Parachilodonella distyla* WILBERT (meist mit Kieselalgen gefüllt, 2 winzige Füßchen auf der Ventralseite nahe dem Hinterende). Bei allen kleinen Arten dieser Gruppe (Cyrtophorida), die mit Diatomeen gefüllt sind, d. h. Kieselalgen fressen, handelt es sich fast immer **nicht** um *Chilodonella uncinata*! *Trithigmostoma*-Arten (\rightarrow *T. cucullulus*) sind deutlich größer ($>80 \mu\text{m}$) und ventral vollständig bewimpert.

Ökologie: Ganzjährig sehr verbreitet in allen limnischen Biotopen; Massenvorkommen sind aber selten. Besiedelt alle Substrate (Periphyton, Benthos, Neuston, Kahmhäute), regelmäßig auch in \rightarrow *Sphaerotilus*-Zotten. Manchmal im Potamoplankton, selten auf den Kiemen von Karpfenfischen, in der Mantelhöhle von Muscheln und im Boden. Einzelvorkommen in allen Saprobitätsstufen (z. B. in ausgedrückten Moosen reiner Gebirgsbäche, im Grundwasser, im Filterschlamm von Trinkwasseraufbereitungsanlagen). Mehrere Nachweise aus Belebtschlamm (bis 1.191 Ind./ml), Tropfkörpern und Scheibentauchkörpern. Auch in versalzten Flüssen (bis 7.000 mg/l Cl⁻) und im thalassogenem Brackwasser (bis 2,8 % Salinität). Kosmopolitisch.

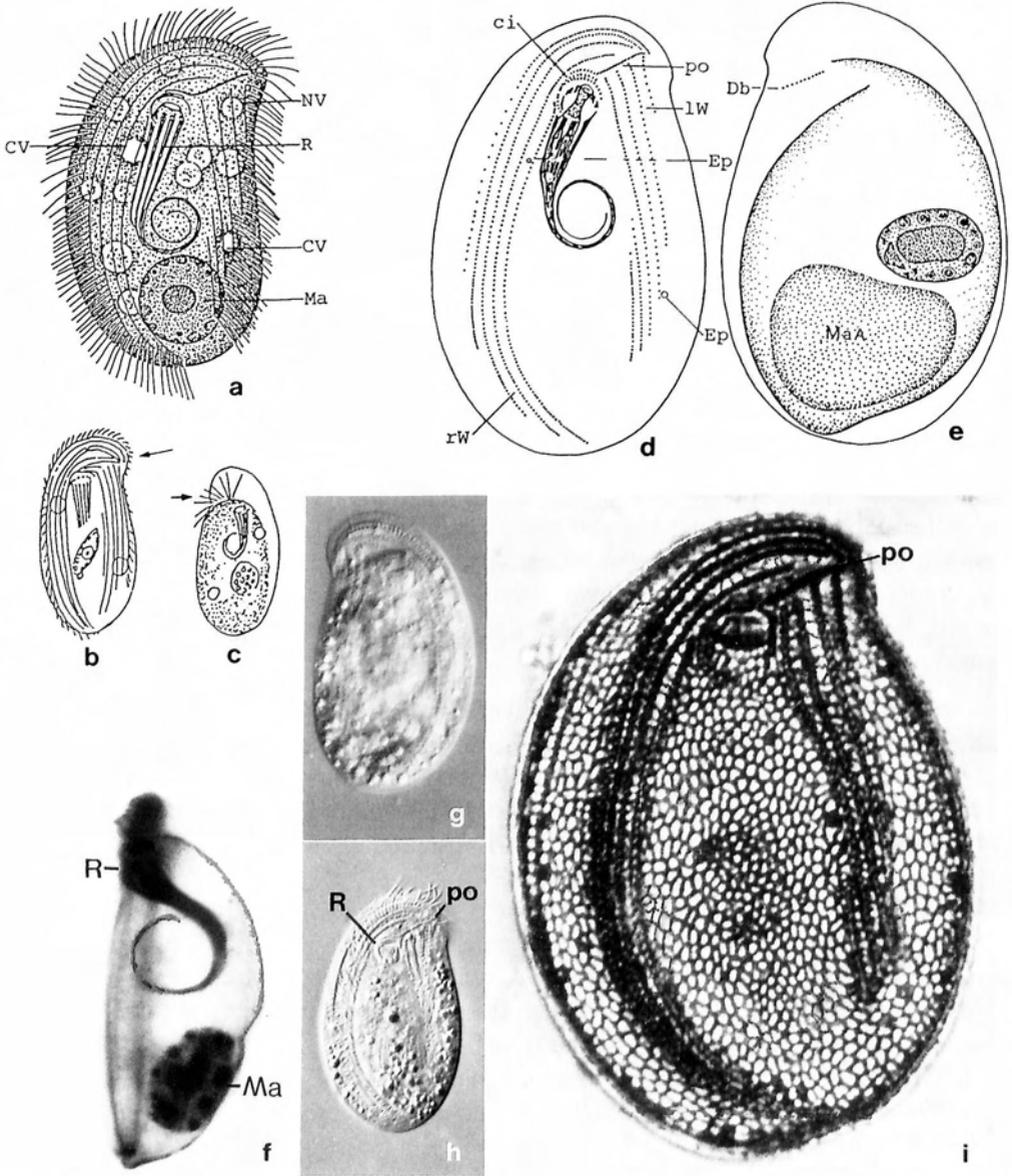


Abb. 65a-i: *Chilodonella uncinata* (aus FOISSNER et al. 1991. a-c, g, h, in vivo; d-f, i, Silberimprägung). **a, b, h:** Ventralansichten, 40 μm , 70 μm . Der Pfeil in (b) markiert den "Schnabel". **c, g:** Dorsalansichten. Der Pfeil in (c) weist auf die Dorsalbürste. **d, e:** Bewimperung der Ventral- und Dorsalseite und Kernapparat, 40 μm . **f:** Seitenansicht einer stark gewölbten Zelle. **i:** Bewimperung und Silberliniensystem der Ventralseite. ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, lW = linkes Wimpernfeld, Ma = Makronucleus, MaA = Makronucleus-Anlage, NV = Nahrungsvakuole, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse (Mundtrichter), rW = rechtes Wimpernfeld.

Frißt vermutlich nur Bakterien. Fehlt meist bei <1 mg/l O_2 und ist ein sehr häufiger Erstbesiedler auf eingehängten Objektträgern. In allen Strömungsbereichen bis 2,4 m/s. Generationszeit im Freiland 24-240 h (im Mittel 72-144 h), unter Laborbedingungen 23 h bei 8,5 °C, 14 h bei 15 °C, 10,7 h bei 20 °C. Milieuspektrum: 0-50 °C, pH 4-9,5, 0-17,6 mg/l O_2 , 0,3-86 mg/l BSB₅, 2-358 mg/l $KMnO_4$ -Verbrauch, 0-2 mg/l H_2S , 0-115 mg/l NH_4^+ -N, 0-31 mg/l NO_3^- -N, 0-11 mg/l NO_2^- -N.

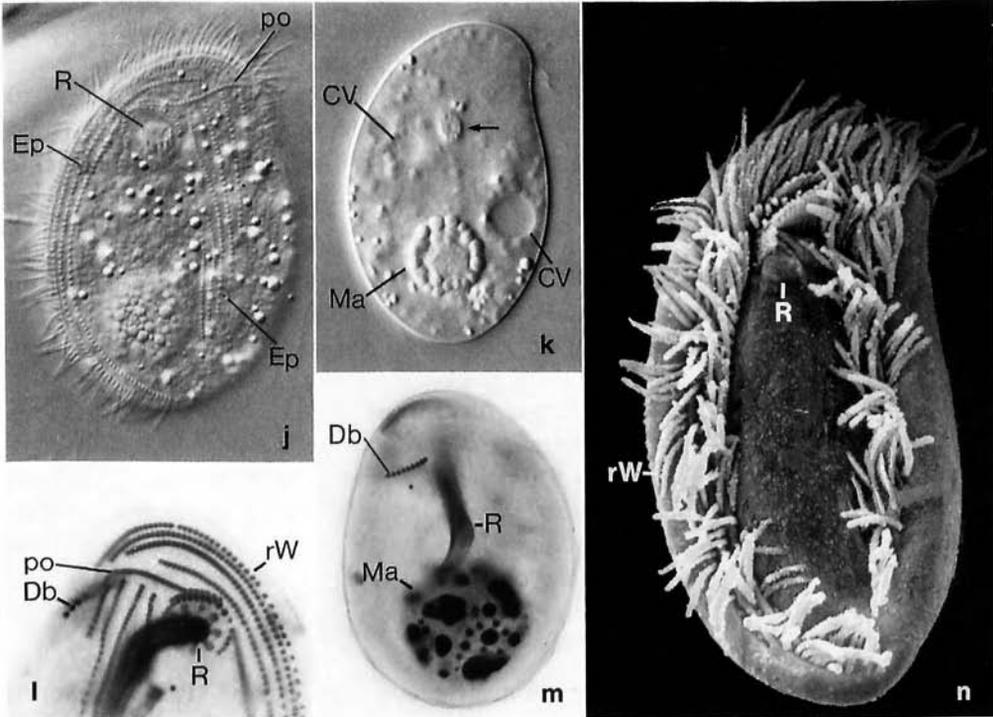


Abb. 65j-n: *Chilodonella uncinata* (aus FOISSNER et al. 1991. j, k, in vivo; l, m, Silberimprägung; n, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). j, n: Bewimperung der Ventralseite. k: Ventralansicht eines nicht gequetschten, typischen Exemplars. Der Pfeil markiert die Reusenöffnung (Mundtrichter). l: Bewimperung der Dorsal- und Ventralseite des Vorderendes. Wegen der starken Abflachung des Vorderendes kann man beide Seiten gleichzeitig abbilden. Hier wurde von dorsal nach ventral fokussiert. m: Dorsalbürste, Reuse und Kernapparat. CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse (Mundtrichter), rW = rechtes Wimpernfeld.

Trithigmostoma cucullulus (MÜLLER, 1786) JANKOWSKI, 1967 (Abb. 66a-i)

Kurzbeschreibung: Größe 80-160 x 30-70 μm , meist 90-110 x 40-50 μm . Gestalt schmal bis breit ellipsoid, vorne oft etwas breiter gerundet als hinten. Rechter Rand

konvex, linker leicht sigmoid und in der Höhe der Reusenöffnung (Mundeingang) leicht eingezogen, wodurch praeoral ein meist sanft gerundeter Vorsprung (Schnabel) entsteht. Meist stark abgeflacht, ventral eben, dorsal \pm stark gewölbt (Abb. 66a-d). **Makronucleus** ellipsoid, subäquatorial (Abb. 66a, c, i). 2-11 (meist 3-7) **kontraktile Vakuolen**, die auf der Ventralseite zwischen den Wimpernreihen ausmünden (Abb. 66a, b, i). **Bewimperung** ventral in $16-22 \pm$ longitudinalen und gleichmäßig angeordneten Reihen. Praeorale Wimpernreihe nicht fragmentiert, leicht sigmoid, zieht vom Mundeingang zum Schnabel (Abb. 66a, f, g, h; genauer Aufbau der Bewimperung nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar). Dorsalseite mit Ausnahme der Dorsalbürste unbewimpert, die Bürste liegt links der Mediane weit subapikal am Vorderrand der dorsalen Wölbung, besteht aus 20-40 (meist um 30) Wimpern, die eine fast gerade, schräge Reihe bilden (Abb. 66c, d). **Oralapparat** bzw. Reusenöffnung (Mundtrichter) im vorderen Drittel etwas rechts der Mediane, Trichter nach dorsal geneigt, besteht aus 10-17 (meist um 14) kräftigen, vorne gezähnten Stäben (Abb. 66a, c, g, i).

Verwechslungsmöglichkeiten: Leicht mit *T. steini* (BLOCHMANN; meist um 150 μm , 25-33 [meist 27-30] Wimpernreihen, 10-40 kontraktile Vakuolen, Dorsalbürste meist bogenförmig und aus etwa 50 Wimpern aufgebaut) und *T. srameki* FOISSNER (meist etwas kleiner und vorne rechts meist nicht gerundet, sondern leicht abgeschrägt, 16-18 Wimpernreihen, mit postoral vergrößerten Abständen) zu verwechseln, die aber weniger saprobe (b-a) Gewässer bevorzugen. *Chlamydonellopsis plurivacuolata* BLATTERER & FOISSNER hat viele kleine (3-5 μm lang) plasmatische Fortsätze ("Füßchen") auf der Ventralseite, eine unauffälligere Dorsalbürste und ist meist etwas rundlicher, da der Schnabel weniger stark vorspringt. Viele andere häufige cyrtophoride Ciliaten (z. B. \rightarrow *Chilodonella*, *Pseudochilodonopsis*) sind deutlich kleiner als 80 μm . Von Ungeübten auch leicht mit *Zosterodasys transversa* (KAHL) zu verwechseln (dorsal bewimpert, Reusenstäbe vorne knieförmig gebogen).

Ökologie: Ganzjährig sehr verbreitet und manchmal zahlreich in limnischen Biotopen, vor allem im Periphyton, in Kahmhäuten und im Benthos von verschmutzten Fließgewässern, Teichen und Seen; selten im Plankton, in Schwefelquellen, in Baumhöhlen, im Zikadenschium und auf Kiemen von Karpfenfischen. Leitform der alphamesosaprogenen Ciliatengesellschaft *Trithigmostometum cucullulae* und typischer Bestandteil der \rightarrow *Sphaerotilus*-Zotte. Auch im guten Belebtschlamm (1.498 Ind./ml), in Tropfkörpern und Emscherbrunnen. Vermutlich auch marin. Sehr wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt im allgemeinen jene Nahrung, die gerade am häufigsten ist, wie etwa Bakterien, Cyanobakterien, Kieselalgen, Grünalgen, Hefen, Stärkekörner. Generationszeit im Freiland 24-336 h (im Mittel 74-115 h). O_2 -Verbrauch $386 \mu\text{l/h} \cdot 10^6$ Ind. Bei einer Formalinkonzentration von 0,006 % sterben 80 % der Individuen in weniger als 20 min. Verträgt bis 0,1 mg/l Blei bzw. Zink. Milieuspektrum (sh. auch Abb. 66j): 0-40 $^\circ\text{C}$, pH 6,1-10,4, <1-15 mg/l O_2 , 0,4-65 mg/l BSB₅, 4-359 mg/l KMnO_4 -Verbrauch, 0-77 mg/l NH_4^+ -N, 0-6,8 mg/l NO_3^- -N, 0-6,7 mg/l NO_2^- -N.

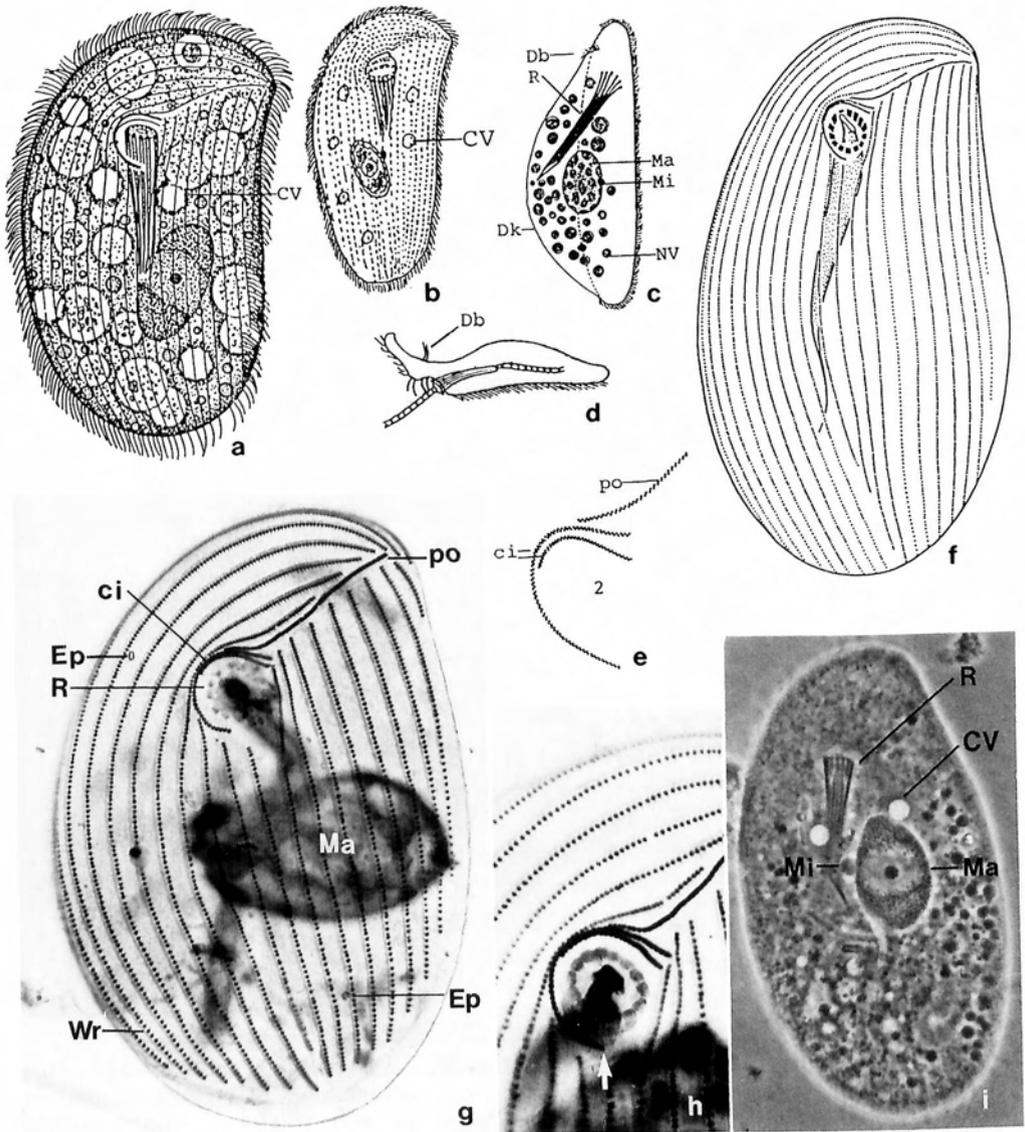


Abb. 66a-i: *Trithigmostoma cucullus* (aus FOISSNER et al. 1991. a-d, i, in vivo; e-h, Silberimprägnation). a, b, i: Ventralansichten, 115 μm , 150 μm . Der Makronucleus ist an den Enden grob granuliert, in der Mitte hyalin und hat einen zentralen Binnenkörper. c, d: Lateralansichten. Das Exemplar in (d) frißt einen fadenförmigen Organismus. e, h: Mundbewimperung. Der Pfeil in (h) weist auf das hintere Ende der äußeren circumoralen Wimpernreihe. f, g: Bewimperung der Ventralseite, 100 μm . ci = circumorale Wimpernreihe, CV = kontraktile Vakuole, Db = Dorsalbürste, Dk = dorsale Wölbung (Dorsalkörper), Ep = Exkretionsporus einer kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, NV = Nahrungsvakuole, po = praeorale Wimpernreihe, R = Reuse (Mundtrichter), Wr = Wimpernreihen.

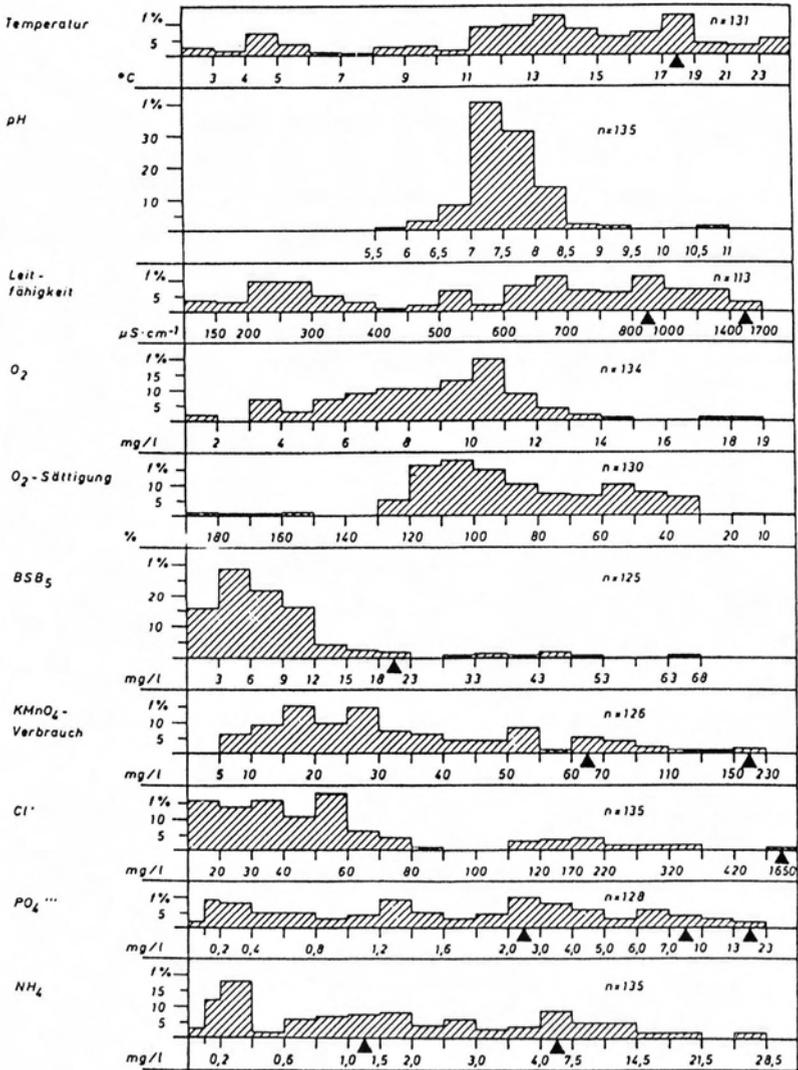


Abb. 66j. Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) von *Trithigmostoma cucullulus* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von mesosaproben Fließgewässern in niederrheinischen Tiefland (aus HEUSS 1976).

Trochilia minuta (ROUX, 1899) KAHL, 1931 (Abb. 67a-i)

Kurzbeschreibung: Größe 15-40 µm, meist 20-30 x 10-20 µm. **Gestalt** auffallend gleichmäßig ellipsoid. Etwa 2 : 1 abgeflacht, ventral ± eben, dorsal wenig bis stark gewölbt. Ventral rechts der Mediane ein relativ deutlicher, das Hinterende überragender, plasmatischer Fortsatz (Griffel), der meist schräg nach hinten gerichtet ist und wesentlich zur typischen Seitenansicht beiträgt (Abb. 67a, b, d, f, h). **Makronucleus**

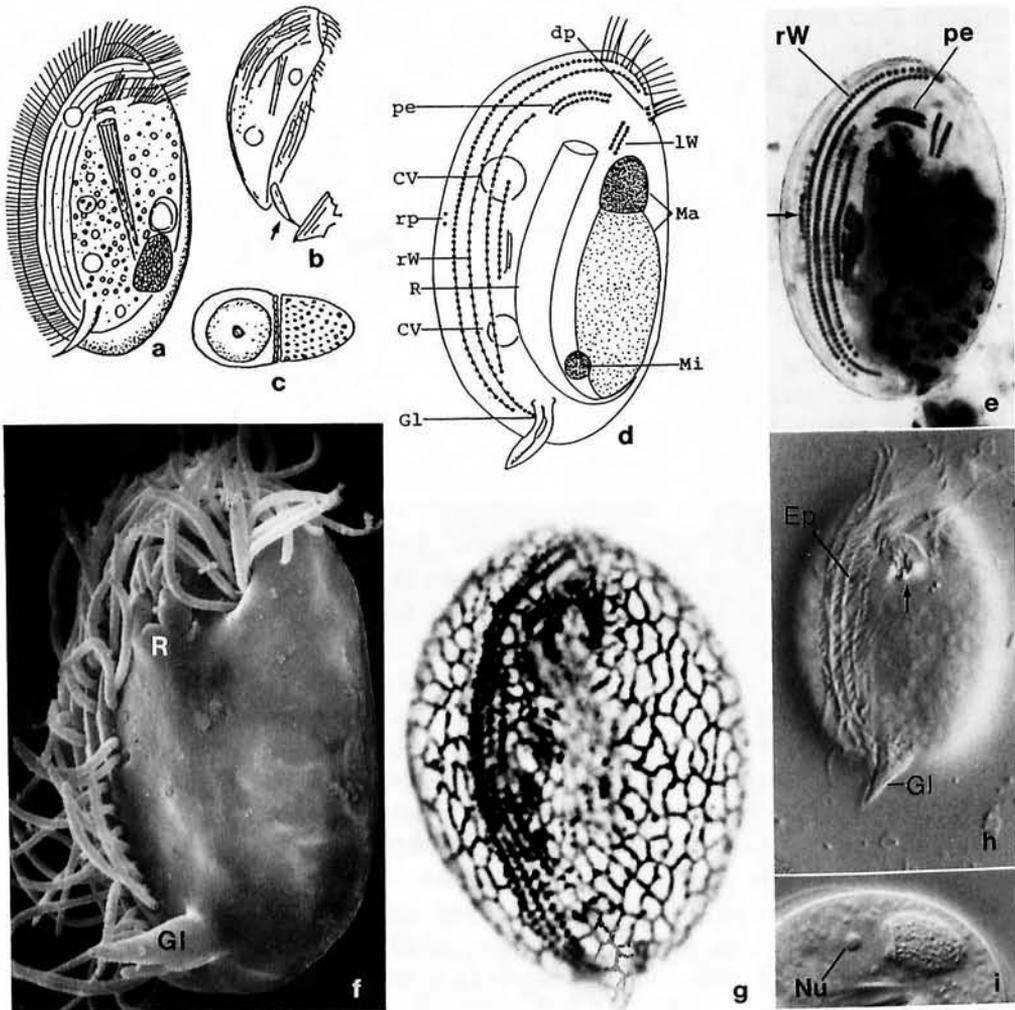


Abb. 67a-i: *Trochilia minuta* (aus FOISSNER et al. 1991. a-c, h, i, in vivo; d, e, g, Silberimprägung; f, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, f, h: Ventralansichten, 15-40 μm . Am Vorderende der Reuse erkennt man meist 2 Zähne, die je auf einem Stab sitzen (Pfeil in h). b: Rechts laterale Ansicht eines mit dem Griffel (Pfeil) am Substrat festgehefteten Exemplars, 20 μm . c, i: Der 5-10 μm lange, ellipsoide Makronucleus ist in vivo vorne durchsichtig und homogen, hinten grob granuliert. d, e: Bewimperung der Ventralseite und Kernapparat, 25 μm . Der Pfeil in (e) weist auf die rechte periphere Wimpernreihe. g: Silberliniensystem und Bewimperung der Ventralseite. CV = kontraktile Vakuole, dp = dorsale periphere Wimpernreihe, Ep = Exkretionsporus der kontraktile Vakuole, Gl = Griffel, lW = linkes Wimpernfeld (2 kurze Wimpernreihen links des Mundeinganges), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Nu = Nucleolus, pe = periorale Wimpernreihen, R = Reuse (Mundtrichter), rp = rechte periphere Wimpernreihe, rW = rechtes Wimpernfeld.

ellipsoid, links hinten, besteht aus einer hyalinen und einer granulierten Hälfte (Abb. 67c, d, i). 2 **kontraktile Vakuolen**, beide rechts der Mediane, die vordere in der Höhe der Reusenöffnung (Mundeingang), die hintere vor dem Griffel (Abb. 67a, d, h). **Bewimperung** ventral am rechten Rand in 4-5 Reihen, die äußeren beginnen vorne links und enden vor dem Griffel. Oberhalb und links des Mundeinganges 5 kurze Wimpernreihen. Dorsalseite unbewimpert (Abb. 67a, d-h; genauer Aufbau der Bewimperung nur im Interferenzkontrast oder nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** bzw. Reusenöffnung (Mundtrichter) im vorderen Drittel in der Mediane, Trichter kaum gekrümmt, weniger deutlich als bei → *Chilodonella* und → *Trithigmotoma* (Abb. 67a, d, f, h).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen des relativ langen, hinten deutlich überragenden Griffels trotz der geringen Größe leicht kennbar. Frißt nie Algen, daher immer farblos, oft glasartig glänzend! Der viel seltenere *Trochilioides fimbriatus* FOISSNER hat einen relativ kurzen Griffel und ist mit 50-70 µm deutlich größer. In höheren Salzbereichen leicht mit anderen kleinen halophilen Cyrtophoriden zu verwechseln.

Ökologie: Typisches vagiles Element im Aufwuchs (besonders im lockeren Fadenbakterien-Rasen; Abb. 67k) von sauerstoffreichen und meist kühlen, mesosaprobien Fließgewässern; auch im Detritus. Meist kriechend, manchmal rasch gleitend oder mit dem Griffel vorübergehend am Substrat festgeheftet (Abb. 67b). Oft Erstbesiedler auf eingehängten Objektträgern. Meidet Bereiche stärkster Verschmutzung (polysaprobe → *Sphaerotilus*-Zotte) und oligotrophe Gewässer. Eine ausführliche Bearbeitung der Autökologie geben HEUSS & WILBERT (1973). Danach bewohnt *T. minuta* eutrophe Gewässer, die in saprobieller Hinsicht durch den Übergang von der Alpha- auf die Betamesosaprobie gekennzeichnet sind. In solchen Gewässern entwickelt sich beim Niedergang der autotrophen Besiedlung und der dadurch bedingten Sekundärverunreinigung im Winterhalbjahr oftmals üppiger Fadenbakterien-Bewuchs, was wiederum erhöhte Bestandsdichten von *Trochilia* auslöst. Daher das gehäufte Auftreten des Ciliaten bei niedrigen Temperaturen (4-6 °C). Die eher lockeren Bakterien-Rasen, in denen *T. minuta* bevorzugt vorkommt, sind charakteristisch für saisonale Pressionen des Gütepegels nährstoffreicher Gewässer. Die Fundhäufigkeitskurven zeigen, daß *T. minuta* Bereiche mit weitgehend abgeschlossener Selbstreinigung, d. h. relativ niedrigen BSB₅ (3-6 mg/l) und KMnO₄-Verbrauch sowie ausreichender O₂-Versorgung (60-110 % Sättigung) bevorzugt. Da der Eiweißabbau zu einer Alkalisierung des Milieus führt, ist hieraus zu folgern, daß eine besondere Empfindlichkeit gegenüber ungeladenem NH₃ besteht. Daher werden pH-Werte über 8 gemieden. *Trochilia minuta* findet sich auch im guten Belebtschlamm und in Tropfkörpern. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt nur Bakterien. Milieuspektrum (sh. auch Abb. 67j): 0,1-32 °C, pH 5-9,3, 0,1-26,7 mg/l O₂, 0,4-41 mg/l BSB₅, 2,5-160 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-2,1 mg/l H₂S, 0-12,4 mg/l NH₄⁺-N, 0,3-22 mg/l NO₃⁻-N, 0-3,7 mg/l NO₂⁻-N.

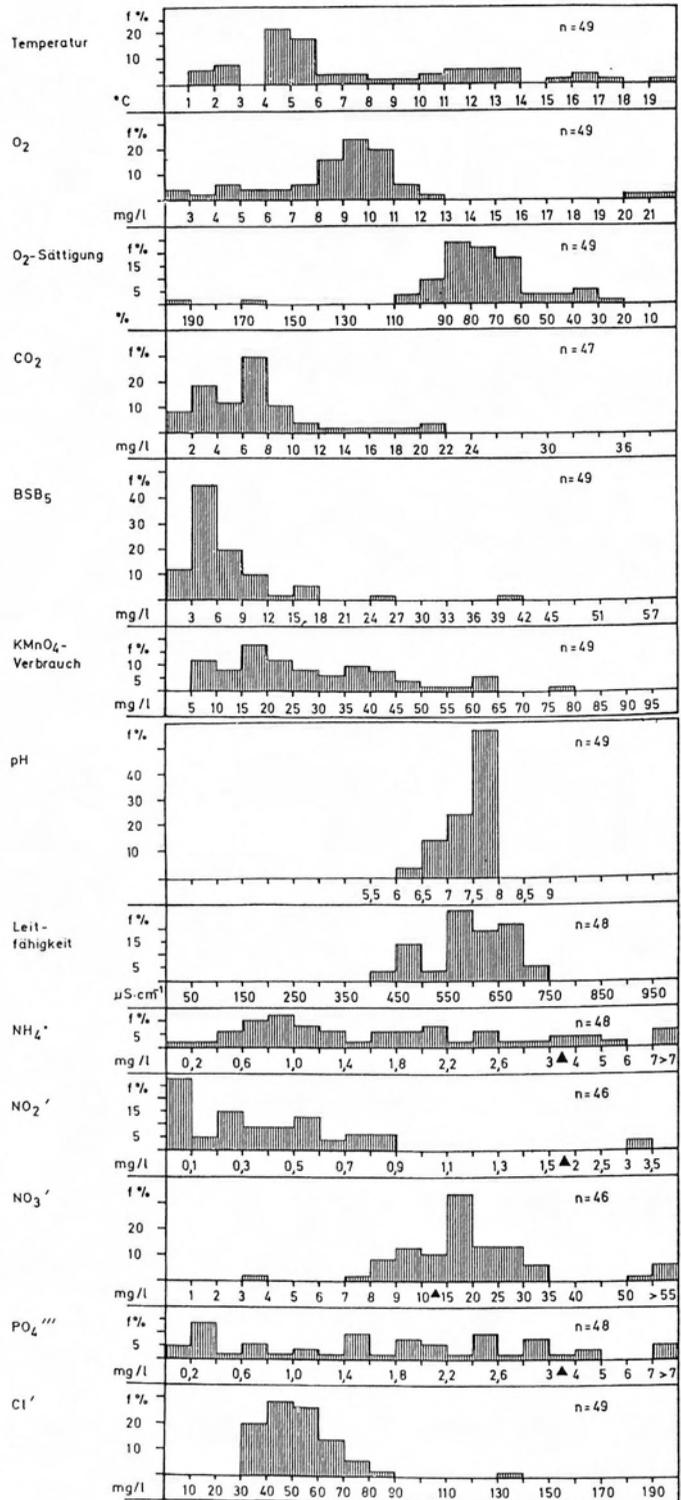


Abb. 67j: Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) von *Trochilia minuta* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Faktoren von mesosaprobien Fließgewässern (aus HEUSS & WILBERT 1973).

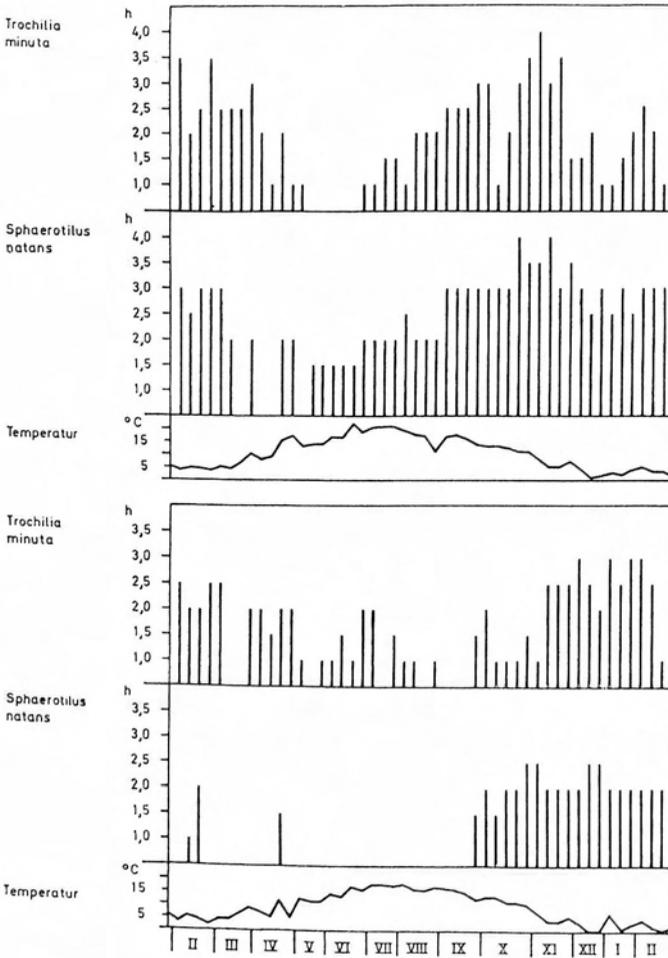


Abb. 67k: Abundanz (h, geschätzt nach einer 5stufigen Skala) von *Trochilia minuta* und → *Sphaerotilus natans* in zwei ganzjährig untersuchten Niederungsbächen in Deutschland (aus HEUSS & WILBERT 1973).

Coleps spp. (Abb. 68a-x)

Die Daten beziehen sich im wesentlichen auf die von FOISSNER et al. (1994) gut definierten Arten, *C. hirtus* (MÜLLER; Fenster der Panzerplatten brezelförmig; Abb. 68b, h, i, k-m, o, r-t, v-x), *C. nolandi* KAHL (Fenster der Panzerplatten nierenförmig; Abb. 68a, n, p, q, u) und *C. spetai* FOISSNER (mit Zoochlorellen, pelagisch; Abb. 68j). Weitere *Coleps*-Arten → Verwechslungsmöglichkeiten.

Kurzbeschreibung: Größe 40-70 x 20-55 µm. Gestalt zylindrisch bis tönchchen- oder faßförmig. Panzer aus 6 Ringen mit je 12-20 (meist 13-17) kompliziert strukturierten Platten. Fenster der Platten brezel- (*C. hirtus* und *C. spetai*) oder nierenförmig (*C. nolandi*). Vorderende meist mit 1 Dorn, Hinterende meist mit 3-4 kräftigen Dornen (Abb. 68a, b, h-j, n, p-x). Makronucleus kugelig etwa in Körpermitte (Abb. 68i, j,

o; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Kontraktile Vakuole** im Hinterende (Abb. 68b, i, j; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Extrusome** (Mucocysten, Toxicysten) lichtmikroskopisch kaum erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich. Zellen durch den Panzer meist braun gefärbt (*C. hirtus*, *C. nolandi*) oder durch Zoochlorellen grün (*C. spetai*). **Bewimperung** locker, in 12-20 (meist 13-17) longitudinalen Reihen, die Wimpern ragen durch kleine Öffnungen zwischen den Panzerplatten nach außen. Am Hinterende 1 (bei anderen *Coleps*-Arten auch 2 oder mehr) deutlich verlängerte Schwanzwimper (Caudalcilium; Abb. 68a-e, i, j, o, q, r, u, x; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung der Gattung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Vorderende, Mundtrichter undeutlich, undulierende Membran kreisförmig, durch 3 winzige adorale Membranellen unterbrochen (Abb. 68m, o, w; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen des auffallenden Panzers eine unverkennbare Gattung. *Placus* ist spiralig gefurcht. Neben den in der Vorbemerkung genannten Arten findet man gelegentlich noch folgende: *C. amphacanthus* EHRENBERG (70-90 µm, Plattenmuster wie *C. hirtus*, mehrere Schwanzwimpern; Abb. 68e), *C. elongatus* EHRENBERG (Plattenmuster wie *C. hirtus*, 2 Schwanzwimpern, Abb. 68c, d), *C. bicuspis* NOLAND (selten, Plattenmuster angeblich wie *C. hirtus*, nur 2 Dornen am Hinterende) und *C. incurvus* EHRENBERG (anderes Plattenmuster, ± deutlich gebogen; Abb. 68f, g).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und mit geringer bis sehr hoher Abundanz (1.000 Ind./cm², 100.000 Ind./ml) im Aufwuchs, Detritus (beonders *C. hirtus* und *C. nolandi*) und Pelagial (besonders *C. spetai*) stehender und fließender Gewässer; meidet stärkere Strömung. Verbreitet auch im rotatorienreichen Zooplankton, wenn andere Ciliaten-Arten bereits fehlen, d. h. weggefressen sind. *Coleps hirtus* findet man oft bei sehr niedrigen Sauerstoffgehalten und gelegentlich auch in anaeroben Sedimenten, da er bis 0,1 mg/l freies NH₃ und bis 10 mg/l H₂S toleriert. Nach den ausführlichen Untersuchungen von BICK (1966b) bevorzugt er Bereiche, in denen Kohlenhydrate (besonders zellulosehaltiges Material) abgebaut werden und zumindest Spuren von Sauerstoff vorhanden sind (z. B. verkrautete Tümpel). Zonen mit intensivem Abbau eiweißhaltigen Materials und entsprechend hohen NH₄⁺-Gehalten - also z. B. durch Fäkalien stark verschmutzte Gewässer - werden gemieden. Darauf paßt, daß sich *Coleps hirtus* im Belebtschlamm meist nur bei geringer Belastung findet und sich daher oft stark in ausfallenden und ausgefallten Schlammkulturen vermehrt. Gelegentlich in Emscherbrunnen, Tropfkörpern und Stabilisierungsteichen und in sehr reinen Gewässern, wie Brunnen und Grundwasserbagger-Seen. *Coleps*-Arten sind offensichtlich sehr euryök und eurytop, vermutlich wegen des breiten Nahrungsspektrums (→ unten). Verbreitung von *Coleps* kosmopolitisch; auch marin.

Coleps-Arten fressen Bakterien, Cyanobakterien, Algen, Flagellaten, Ciliaten und Rädertiere, ernähren sich aber auch histophag, d. h. von Aas oder von absterbenden Tieren. Massenvorkommen können daher große Mengen abgestorbener Mikrometazoen (Rädertiere, Kleinkrebse) oder sehr reichliches Angebot anderer Ciliaten indizieren. SZÉKELY & BEREZKY (1992) berichten von einem *Coleps* sp., der als Hautparasit

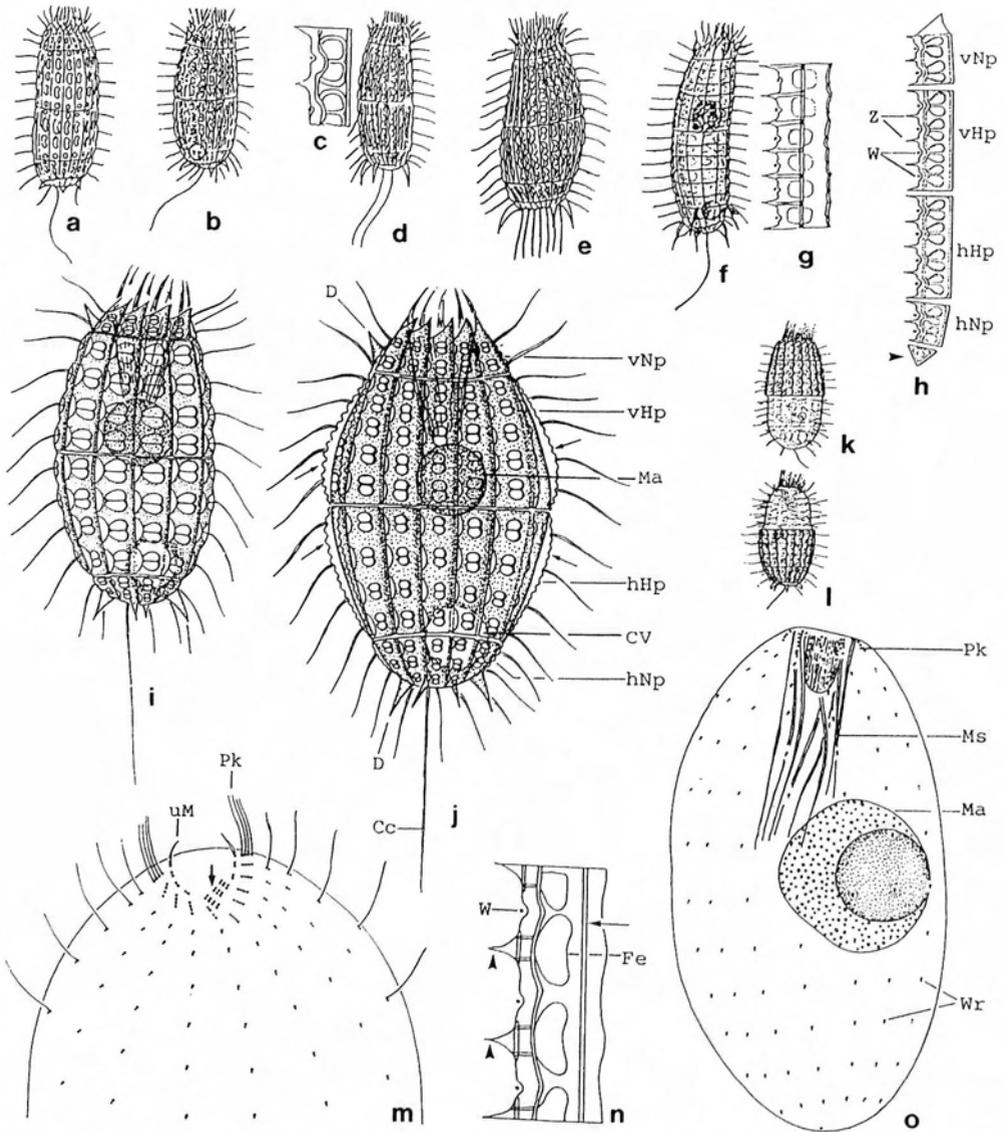


Abb. 68a-o: *Coleps* spp. (aus FOISSNER et al. 1994. a-l, n, in vivo; m, o, Silberimprägnation). a-g, i, j: *Coleps nolandi* (a, 50 μ m), *C. hirtus* (b, i, 60 μ m), *C. elongatus* (c, Detail einer Platte; d, 70 μ m), *C. amphacanthus* (e, 90 μ m), *C. incurvus* (f, 70 μ m; g, Platte), *C. spetai* (j, 70 μ m). h: Eine Plattenreihe von *C. hirtus*, die vorderste (circum-orale) Reihe ist weggelassen. Die Pfeilspitze markiert die circumanale Platte. k, l: Zwei gerade geteilte Zellen. m, o: Bewimperung und Makronucleus. Der Pfeil in (m) weist auf die 3 adoralen Membranellen. n: Hauptplatte von *C. nolandi*. Der Pfeil weist auf die Hauptleiste, die Pfeilspitzen markieren die Zähne. Cc = Caudalcilium (verlängerte Wimper am Hinterende), CV = kontraktile Vakuole, D = Dornen, Fe = Fenster, hHp = hintere Hauptplatte, hNp = hintere Nebenplatte, Ma = Makronucleus, Ms = Mundstäbe, Pk = Pektinellen (dicht stehende Wimpern am Vorderende der Wimpernreihen), uM = undulierende Membran, vHp = vordere Hauptplatte, vNp = vordere Nebenplatte, W = Wimpern, Wr = Wimpernreihen, Z = Zähne.

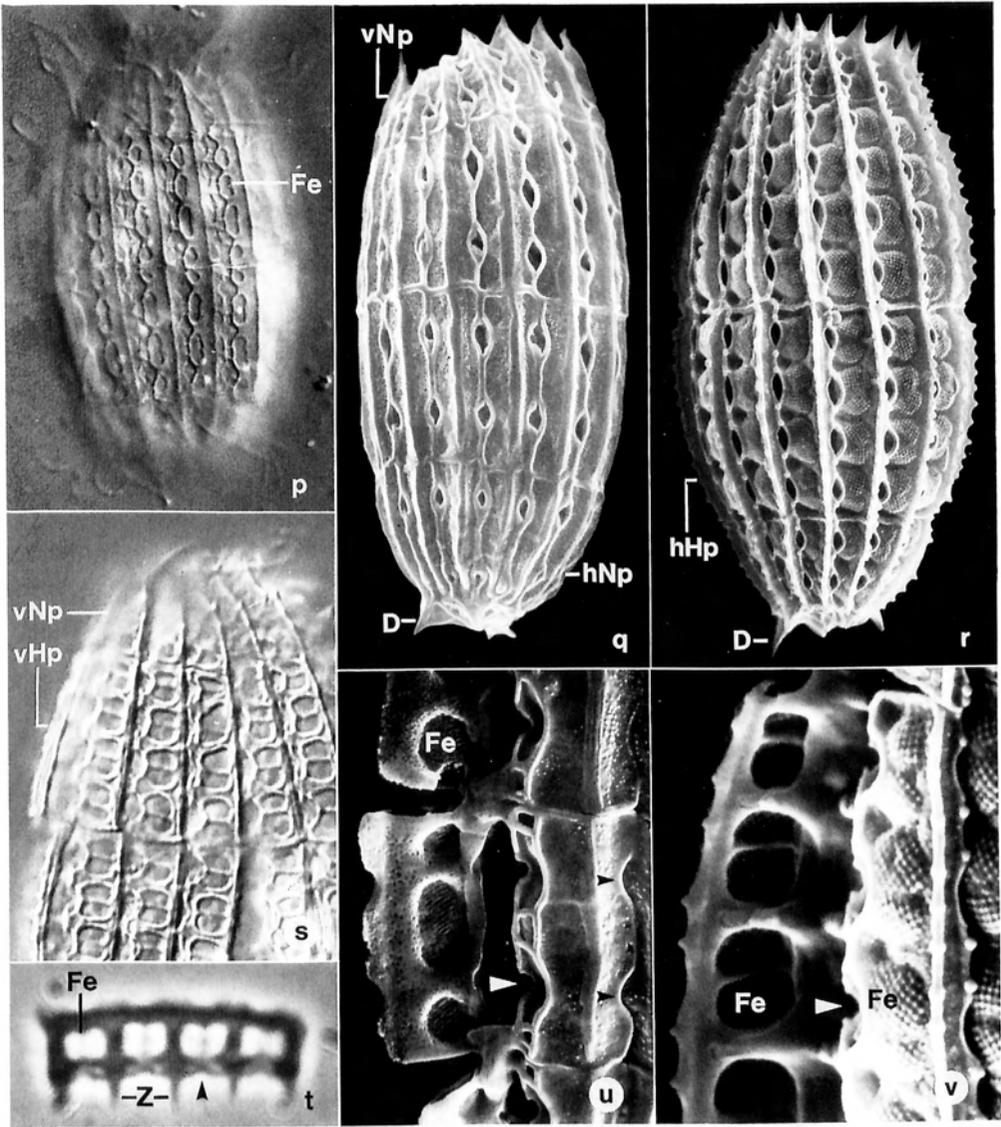


Abb. 68p-v: *Coleps* spp. (aus FOISSNER et al. 1994, p, s, t, in vivo; q, r, u, v, raster-elektronenmikroskopische Aufnahmen). p-s: Oberfläche des Panzers von *C. nolandi* (p, q) und *C. hirtus* (r, s). Der Panzer besteht aus Kalzium-Phosphorkarbonat und einem Polysaccharid. Diese Komponenten bilden kleine Platten, die von zierlichen Fenstern durchbrochen sind, deren Form für die Artbestimmung wichtig ist. t-v: Panzerplatten von *C. hirtus* (t, v) und *C. nolandi* (u) stark vergrößert. Die Pfeilspitzen weisen auf rundliche Ausnehmungen im Panzer, aus denen bei den lebenden Tieren die Wimpern ragen. Die Fenster sind keine Öffnungen, sondern sehr dünne, nach außen gewölbte und siebartig durchbrochene Bereiche der Platten, die mit der Zellmembran bedeckt sind, weshalb das Sieb punktiert erscheint. D = Dornen, Fe = Fenster, hHp = hintere Hauptplatte, hNp = hintere Nebenplatte, vHp = vordere Hauptplatte, vNp = vordere Nebenplatte, Z = Zähne.

schwere Verluste bei jungen Fischen verursachte. Generationszeit von *C. hirtus* unter Laborbedingungen 24-91 h. Respirationsrate 120-350 pl/Ind.h. *Coleps hirtus* bevorzugt Temperaturen über 10 °C; 40 °C sind letal. Schwimgeschwindigkeit etwa 690 µm/s. Milieuspektrum von *C. hirtus* (→ auch Abb. 78m): 1-36 °C (Optimum 16-20 °C), pH 4,7-9,5 (Optimum 6,5-7,5), 0-38 mg/l O₂ (Optimum 0,1-2 mg/l), 0,7-80 mg/l BSB₅, -256 bis +397 mV Redoxpotential, 0-38 mg/l NH₄⁺-N (Optimum 0,08-0,4 mg/l), 0-14,2 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,3 mg/l NO₂⁻-N. DYER et al. (1986) beobachteten eine planktische Population mit Zoochlorellen in einem geogen bedingten Süßwasser-Sulfuretum bei 0-22 mg/l H₂S.

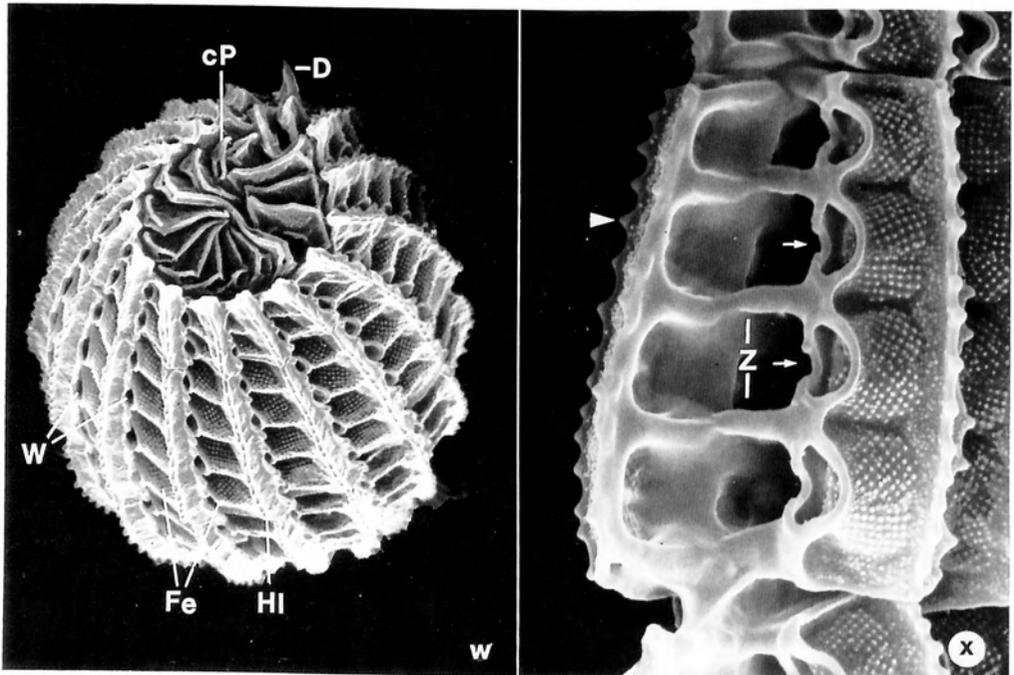


Abb. 68w, x: *Coleps hirtus* im Rasterelektronenmikroskop (aus FOISSNER et al. 1994). w: Vorderende eines Exemplars mit 16 Platten je Ring. Die circumoralen Platten sind radial um den Mund angeordnet und weichen beim Fressen weit auseinander. x: Panzerplatten stark vergrößert. Die Pfeile weisen auf rundliche Ausnehmungen im Panzer, aus denen bei den lebenden Tieren die Wimpern ragen. Die Pfeilspitze markiert den gekerbten Rand der Hauptleiste, die bei *C. spetai* (Abb. 68j) flügelartig verbreitert ist. cP = circumorale Platten, D = Dorn, Fe = Fenster, HI = Hauptleiste, W = Öffnungen im Panzer, aus denen bei den lebenden Tieren die Wimpern ragen, Z = Zähne.

Colpidium colpoda (LOSANA, 1829) STEIN, 1860 (Abb. 69a-p)

Kurzbeschreibung: Größe 60-150 x 30-80 µm, meist 80-120 x 40-60 µm. Gestalt in Seitenansicht breit nierenförmig, da vorne beim Mund leicht eingesenkt; praeoral etwas schmaler als postoral, bei reichlicher Ernährung eiförmig bis ellipsoid (Abb.

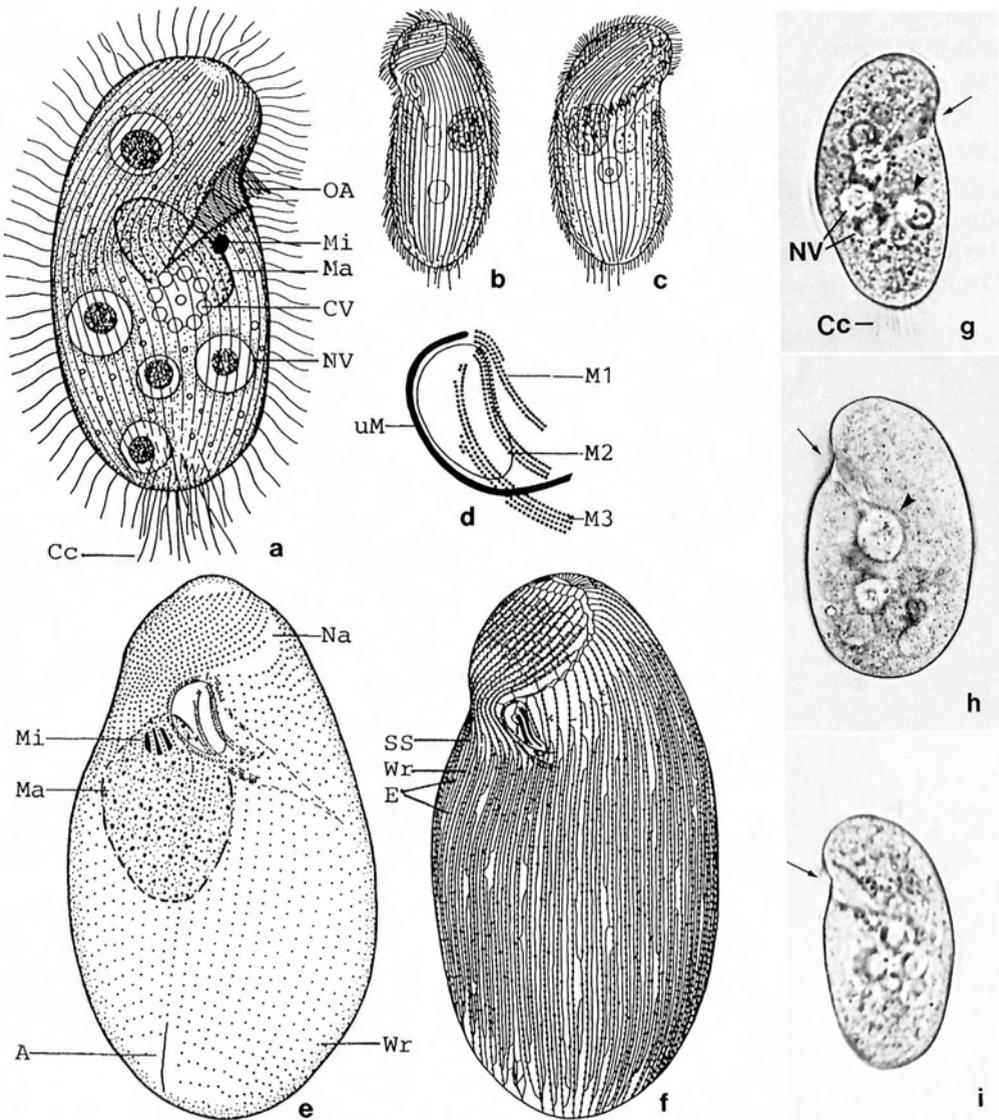


Abb. 69a-i: *Colpidium colpoda* (aus FOISSNER et al. 1994. a-c, g-i, in vivo; d-f, Silberimprägnation). **a-c, g-i:** Rechts (a, c, g) und links (b, h, i) laterale Ansichten, 90-150 μm . Die Pfeile weisen auf den Mundeingang. Die Pfeilspitze in (g) markiert die kontraktile Vakuole, jene in (h) die sich vom Cytopharynx abschnürende Nahrungsvakuole. **d:** Mundbewimperung (nur nach Silberimprägnation genau erkennbar). **e:** Bewimperung der Ventralseite und Kernapparat, 65 μm . **f:** Bewimperung und Silberliniensystem (vgl. Abb. 69j) der Ventralseite, 120 μm . A = After, Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome (Mucocysten; in vivo nur im Interferenzkontrast gut erkennbar), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, Na = praeorale Naht, NV = Nahrungsvakuolen, OA = Oralapparat, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

69a-c, g-i, m, n). **Makronucleus** meist ellipsoid in Körpermitte (Abb. 69a, e). **Kontraktile Vakuole** subäquatorial auf der rechten Seite (Abb. 69a, g). **Extrusome** (Mucocysten) unscheinbar, nur im Interferenzkontrast erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich. **Bewimperung** dicht, in 50-63 (meist 55-60) longitudinalen Reihen. Die Reihen der rechten Seite biegen praeoral stark nach links und stoßen links vor dem Mund mit den Reihen der linken Seite zusammen, wodurch eine auffallend sigmoide, praeorale Naht entsteht (Abb. 69a, e, g, k, n; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** im vorderen Drittel, schräg zur Körperlängsachse gerichtet. Mundöffnung

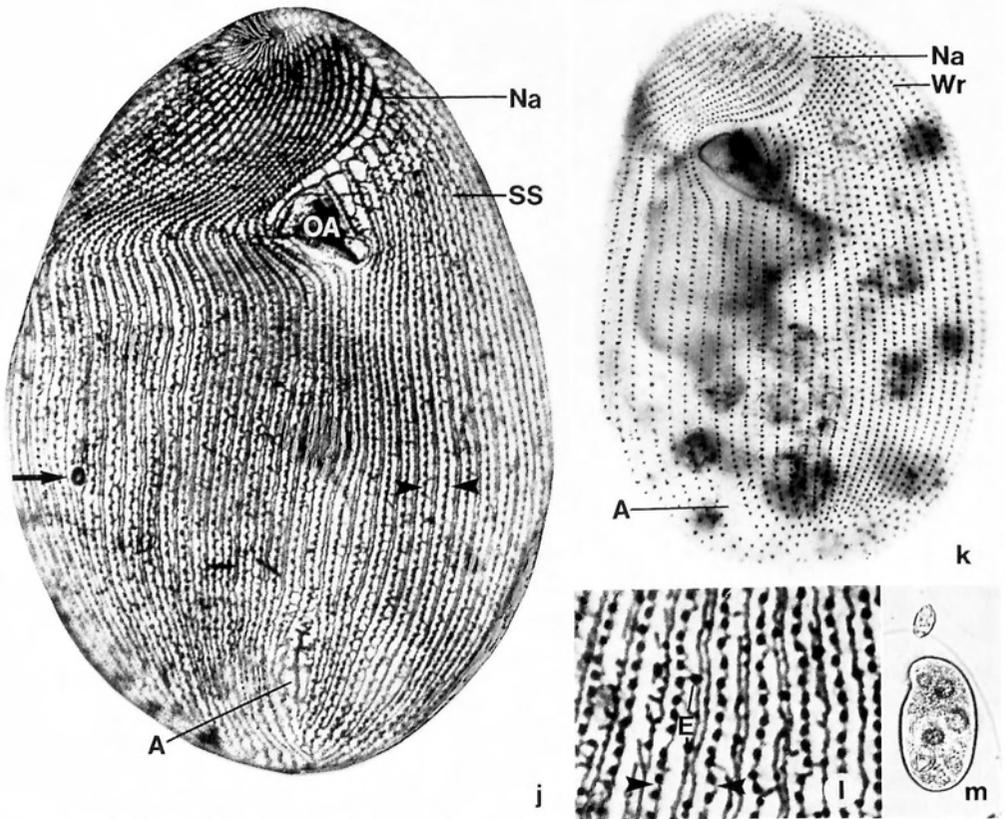


Abb. 69j-m: *Colpidium colpoda* (aus FOISSNER et al. 1994. j-l, Silberimprägnation; m, in vivo). **j, l:** Bewimperung und Silberliniensystem der Ventralseite und Detail des Silberliniensystems. Beachte die große, spiralisierte praeorale Naht. Zwischen je 2 Wimpernreihen (Pfeilspitzen) verlaufen in der Regel 2 Silberlinienmeridiane 2ter Ordnung, ein wichtiger Unterschied zum sonst sehr ähnlichen *C. kleini*, das meist nur 1 Silberlinienmeridian 2ter Ordnung hat. Der Pfeil weist auf den Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole. **k:** Bewimperung der Ventralseite. **m:** Links laterale Ansicht. A = After, E = Extrusome (Mucocysten; in vivo nur im Interferenzkontrast gut erkennbar), Na = praeorale Naht, OA = Oralapparat, SS = Silberliniensystem, Wr = Wimpernreihen.

verkehrt eiförmig. Links 3 adorale Membranellen, rechts 1 undulierende Membran (Abb. 69a, d, g, o; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Schwierig zu unterscheiden vom viel selteneren *C. kleini* FOISSNER (vorderer Körperabschnitt schlanker, nur 32-44 Wimpernreihen, praerorale Naht weniger deutlich sigmoid). Falls in vivo keine eindeutige Zuordnung möglich ist, muß das Silberliniensystem imprägniert werden. Es hat bei *C. colpoda* in der Regel zwei Meridiane 2ter Ordnung zwischen je zwei Wimpernreihen (Abb.

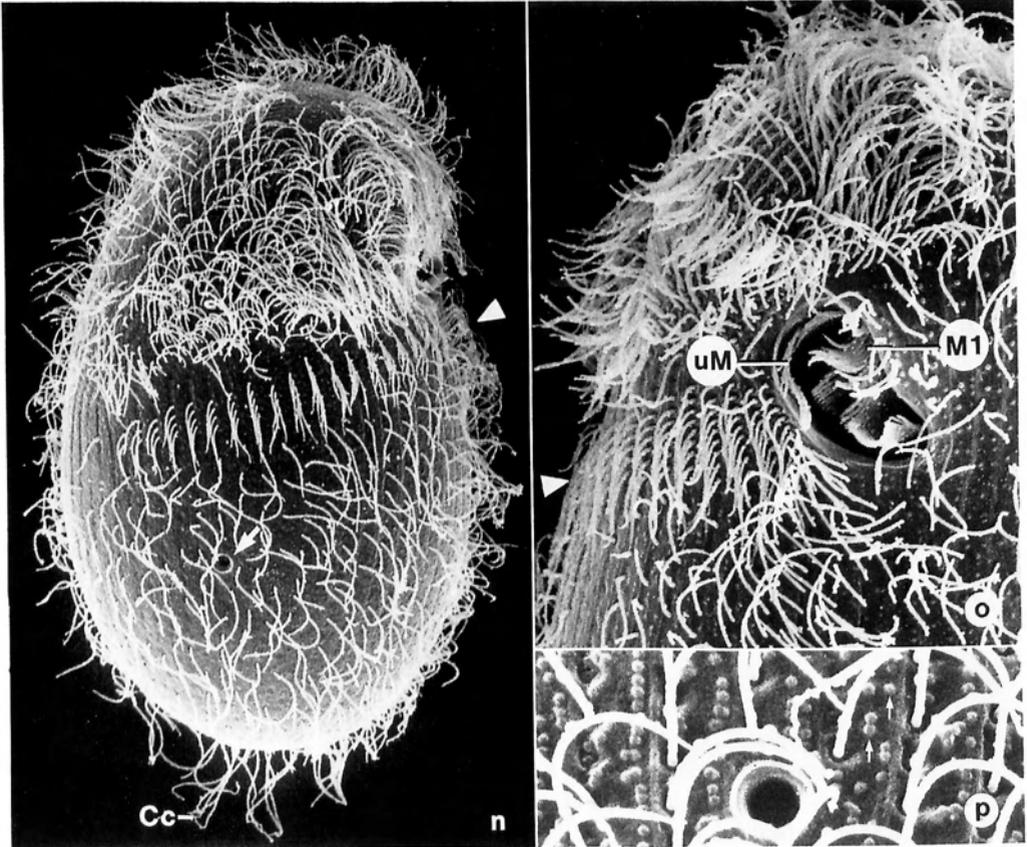


Abb. 69n-p: *Colpidium colpoda* im Rasterelektronenmikroskop (aus FOISSNER et al. 1994). **n, o:** Bewimperung der rechten Seite eines typischen Exemplars und Mundbereich stärker vergrößert. In der zum Mund führenden Rinne befindet sich ein Band von spezialisierten, leicht verkürzten Wimpern, die sehr eng und regelmäßig angeordnet sind (Pfeilspitzen). Beachte die schräg gestellte, nierenförmige Mundöffnung. Der Pfeil markiert den Exkretionsporus der kontraktiven Vakuole. **p:** Exkretionsporus der kontraktiven Vakuole stärker vergrößert. Die vorwiegend in Längsreihen angeordneten Extrusome (Mucocysten, in vivo nur im Interferenzkontrast gut erkennbar) bilden kleine Noppen (Pfeile). Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), M1 = adorale Membranelle 1, uM = undulierende Membran.

69j, l), bei *C. kleini* meist nur einen. In der Praxis wird es wohl meist ausreichen, diese Arten als "*Colpidium colpoda*-Gruppe" zu bestimmen, da die ökologischen Ansprüche der beiden Arten sehr ähnlich sind. Kleine oder degenerierte Individuen von *C. colpoda* sind in vivo manchmal nicht leicht von *Paracolpidium truncatum* (STOKES) zu trennen (Vorderende pyramidal zugespitzt; keine Silberlinienmeridiane 2ter Ordnung). → *Dexiostoma campylum* ist kleiner (meist <80 µm), deutlich schlanker und hat die kontraktile Vakuole weiter hinten.

Ökologie: Ganzjährig zahlreich bis massenhaft in sehr stark mit organischen Substanzen verschmutzten, perennen (bildet keine Dauercysten!) Gewässern aller Art. Unter mesosaprobien Bedingungen, wo vermutlich bakterienreiche Mikrohabitate (z. B. Fallaubbänke) besiedelt werden, meist nur spärlich. In Seen selten, da diese normalerweise nicht so stark verschmutzt sind. Leitform für die Polysaprobie (*Colpidietum colpodae*), häufig in *Sphaerotilus*-Zotten und oft in Überzügen von Schwefelbakterien. Auch im Belebtschlamm (vorwiegend während der Einarbeitungsphase, bei Überlastung und/oder Sauerstoffarmut), in Tropfkörpern, Scheibentauchkörpern und Abwasserfischteichen. Oligo- bis meso-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt hauptsächlich Bakterien, einschließlich solcher, die Rohöl abbauen (der bakterielle Abbau von Rohöl erfolgt bei Anwesenheit von *C. colpoda* rascher!), gelegentlich werden heterotrophe Flagellaten, Algen und Detritus ingestiert. Maximale Filterleistung 10^{-4} ml/h. Ind, Filterleistung je verbrauchtem ml O₂ 0,33-5 l. Maximale Teilungsrate 3,0; spezifische Wachstumsrate bei 20 °C etwa 0,1/h; mittlere Generationszeit im Freiland 115 h. Fakultativ anaerob, vermag bis zu 16 Tage in O₂-freiem Medium zu leben. Wenig empfindlich gegen H₂S (bis 18 mg/l) und Ammoniak (bis 5 mg/l). Im Vergleich zu anderen Ciliaten empfindlich gegen Ozon. LD₅₀ 24h für Röntgenstrahlen etwa 85 C/kg. Milieuspektrum: 0,2-39 °C, pH 3,2-9, 0-13,4 mg/l O₂, 0,5-1.154 mg/l BSB₅, 5-2.402 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-62 mg/l NH₄⁺-N, 0-12 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,2 mg/l NO₂⁻-N.

Dexiostoma campylum (STOKES, 1886) JANKOWSKI, 1967 (Abb. 70a-k)

Kurzbeschreibung: Größe 35-90 x 15-35 µm, meist 50-70 x 20-30 µm. **Gestalt** in Seitenansicht schlank nierenförmig, da vorne beim Mund leicht eingesenkt; praeoral wenig bis deutlich schmaler als postoral, bei reichlicher Ernährung eiförmig (Abb. 70a, d, e, h, k). **Makronucleus** kugelig in Körpermitte (Abb. 70a, b, g). **Kontraktile Vakuole** deutlich subterminal auf der rechten Seite (Abb. 70a, c, d). **Extrusome** (Mucocysten) unscheinbar, nur im Interferenzkontrast erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich. **Bewimperung** dicht, in 16-33 (meist 20-25) longitudinalen Reihen, die vor dem Mund eine kurze, gerade Naht bilden (Abb. 70a-c, g, j, k; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** im vorderen Drittel, schräg zur Körperlängsachse gerichtet. Mundöffnung annähernd dreieckig. Links 3 adorale Membranellen, rechts 1 undulierende Membran (Abb. 70b, e, g, k; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

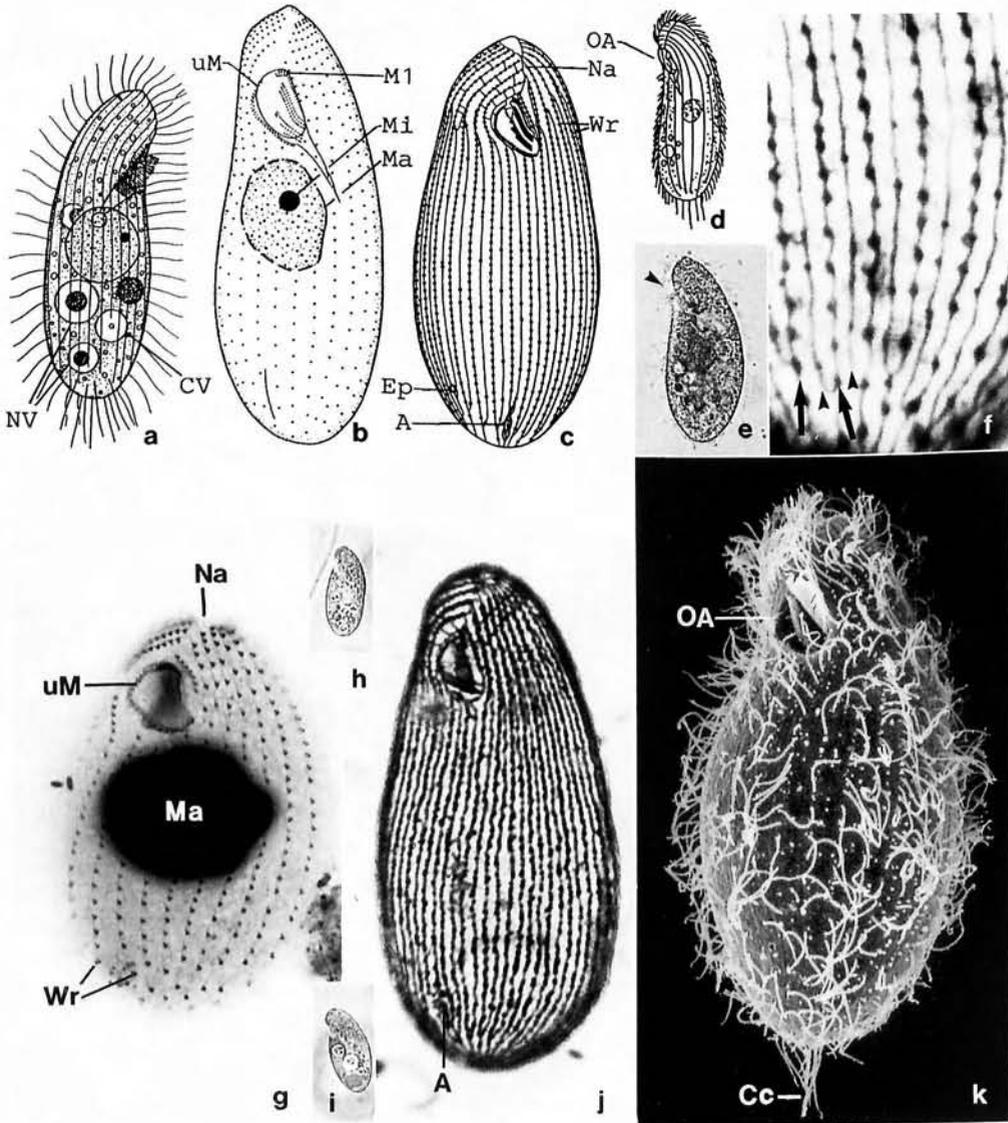


Abb. 70a-k: *Dexiostoma campylum* (aus FOISSNER et al. 1994. a, d, e, h, i, in vivo; b, c, f, g, j, Silberimprägnation; k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, d, e, h, i: Rechts (a) und links laterale Ansichten, 50 μm . Die Pfeilspitze in (e) weist auf den Oralapparat. b, g, k: Bewimperung der Ventralseite und Kernapparat, 45 μm . Der genaue Aufbau der Mundbewimperung ist nur nach Silberimprägnation erkennbar. c, f, j: Silberliniensystem und Bewimperung der Ventralseite und Detail des Silberliniensystems (f). Zwischen den Wimpernreihen (= Meridiane 1ter Ordnung; Pfeile) verläuft je 1 Meridian 2ter Ordnung (Pfeilspitzen), der die Extrusome (Mucocysten) enthält. A = After, Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus der kontraktilen Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1 = adorale Membranellen 1, Na = praeorale Naht, OA = Oralapparat, NV = Nahrungsvakuolen, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernschleife.

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Colpidium colpoda* und *C. kleini* FOISSNER sind über 80 µm groß und meist plumper. *Paracolpidium truncatum* (STOKES) hat meist ein zugespitztes Vorderende und einen leichten dorsalen "Buckel"; außerdem fehlen dieser Art die Silberlinienmeridiane 2ter Ordnung. Untypische Populationen bezeichne man als "*Dexiostoma campylum*-Gruppe"; da *Paracolpidium truncatum* aber deutlich sauberere Gewässer ($S = 3,0$) bevorzugt als *D. campylum* ($S = 3,9$) sollte man von einer Einstufung absehen. *Dexiostoma campylum* ist in vivo auch leicht mit den häufig damit vergesellschafteten Arten des → *Tetrahymena pyriformis*-Komplexes (Gestalt ausgeprägter eiförmig, weil beim Mund nicht eingebuchtet, Oralapparat parallel zur Körperlängsachse) und mit *Glaucoma reniforme* (Mund deutlich größer und adorale Membranellen bereits bei schwacher Vergrößerung als schlagende Platten erkennbar, kontraktile Vakuole auf der Dorsalseite, Silberliniensystem mit vielen kleinen, horizontalen Ausläufern) zu verwechseln; bei untypischen Populationen prüfe man das Silberliniensystem, das bei *Dexiostoma* keine oder wenige horizontale Ausläufer hat (vgl. Abb. 70c, f mit Abb. 72i).

Ökologie: Ganzjährig zahlreich bis massenhaft in sehr stark mit organischen Substanzen verschmutzten perennen (bildet keine Dauercysten!) Gewässern aller Art; vermutlich noch unempfindlicher als → *Colpidium colpoda*. Sehr häufig in Aufgüssen mit Material aus meso- oder polysaprogen Fließgewässern. Unter mesosaprogen Bedingungen, wo vermutlich bakterienreiche Mikrohabitate (z. B. Fallaubbänke) besiedelt werden, meist nur spärlich. In Seen selten, da diese normalerweise nicht so stark verschmutzt sind. Typischer Bestandteil der polysaprogen Ciliatengesellschaft → *Colpidium colpoda* und häufig in → *Sphaerotilus*-Zotten. Im Belebtschlamm und in Tropfkörpern werden besonders bei Überlastung und/oder Sauerstoffarmut hohe Abundanz erreicht. Oligo- bis meso-stenohalin. Kosmopolitisch.

Frißt vorwiegend Bakterien ($1,25 \times 10^6$ /Ind.d), einschließlich solcher, die Rohöl abbauen; manchmal auch heterotrophe Flagellaten, Algen und Detritus. Generationszeit unter Laborbedingungen 36-67 h bei 10 °C, 27-31 h bei 15 °C und 13-27 h bei 20 °C. Mikroaerob. Respiration etwa 0,115 nl O₂/Ind.h, erreicht bei pH 5,5 ein Maximum. 0,32 mg/l Kupfer und 12,9 mg/l Chrom verringern die spezifische Wachstumsrate um die Hälfte. In einem Bach bei 2,5 µg/l Kupfer (als Kupfersulfat) nachgewiesen, bei

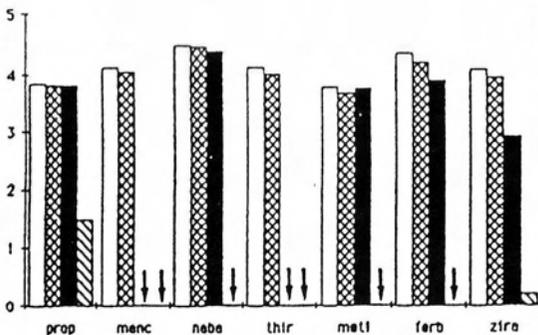


Abb. 70i: Wirkung von 7 Dithiocarbamat Pestiziden auf *Dexiostoma campylum* (aus BONNEMAIN & DIVE 1990). Anzahl der Generationen/Tag bei 0,01 mg/l (weiße Säulen), 0,1 mg/l (kreuzschraffierte Säulen), 1 mg/l (schwarze Säulen) und 10 mg/l (schraffierte Säulen). Pfeile: vollständige Wachstumshemmung. ferb = Ferbam, manc = Mancozeb, meti = Metiram, naba = Nabam, prop = Propineb, thir = Thiram, zira = Ziram.

7 µg/l fehlte es. Weitere Daten zur Toxizität von Schwermetallen → Tabelle 10. Vermutlich schlechter Indikator für Pestizidbelastung (7 Substanzen waren in Konzentrationen bis 0,1 mg/l nicht toxisch; Abb. 70l) und wenig empfindlich gegen hohen hydrostatischen Druck. Milieuspektrum: 0,2-30 °C, pH 4-8,9, 0-14,3 mg/l O₂, 0,4-28 mg/l BSB₅, 5,4-150 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-124 mg/l NH₄⁺-N, 0-14,2 mg/l NO₃⁻-N, 0-4,6 mg/l NO₂⁻-N.

Glaucoma scintillans EHRENBERG, 1830 (Abb. 71a-f)

Kurzbeschreibung: **Größe** 35-75 x 25-45 µm, meist 45-65 µm lang. **Gestalt** schlank bis breit ellipsoid oder leicht eiförmig, d. h. nach hinten etwas verbreitert (Abb. 71a, c, f). **Makronucleus** kugelig etwa in Körpermitte (Abb. 71a). **Kontraktile Vakuole** subäquatorial auf der Dorsalseite (Abb. 71a). **Extrusome** (Mucocysten) unscheinbar, nur mit speziellen Färbungen nachweisbar, für die Bestimmung nicht erforderlich. **Bewimperung** dicht, in 30-40 longitudinalen Reihen, die vor dem Mund links der Mediane eine kurze Naht bilden. Die erste Reihe rechts des Mundes greift so weit auf die linke Seite über, daß sie sich fast mit der ersten Wimpernreihe links des Mundes verbindet (Abb. 71a-f). **Oralapparat** im vorderen Drittel deutlich subapikal, parallel bis deutlich schräg zur Körperlängsachse gerichtet, rechts mit vorragender, membranöser Lippe. Links in der Mundhöhle 3 adorale Membranellen, rechts 1 undulierende Membran; die Membranellen sind bereits bei schwacher Vergrößerung als heftig schlagende (scintillierende) Platten gut sichtbar (Abb. 71a-d, f; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Üblicherweise leicht an der auffallend ellipsoiden Gestalt und den stark schlagenden Wimpernplatten (Membranellen) im Mund erkennbar. *Glaucoma reniforme* SCHEWIAKOFF ist in Seitenansicht nierenförmig, hat nur 22-30 Wimpernreihen, von denen die erste durchgehende Reihe rechts des Oralapparates vor dem Mund nicht nach hinten biegt, wie bei *G. scintillans*, sondern so wie bei → *Dexiostoma campylum* vor dem Mund endet. *Epenardia myriophylli* (PENARD) ist viel größer (meist 120-150 µm). → *Dexiostoma campylum* und → *Tetrahymena* spp. sind schlanker bzw. deutlicher eiförmig und ihre adoralen Membranellen sind wenig auffallend.

Ökologie: Ganzjährig sehr weit verbreitet im Detritus und Aufwuchs perenner (bildet keine Dauercysten) stehender und fließender Gewässer; zahlreich und massenhaft nur bei starker Bakterienentwicklung, d. h. bei hohem Gehalt an leicht abbaubaren organischen Substanzen (z. B. ungereinigte kommunale Abwässer, Aufgüsse). Regelmäßig und oft zahlreich in → *Sphaerotilus*-, → *Leptomit*- und → *Beggiatoa*-Rasen. *Glaucoma scintillans* ist Erstbesiedler bei der Selbstreinigung und daher ein typisches Mitglied der polysaproben Ciliatengesellschaft, *Colpidietum colpodae*. Fehlt im Faulschlamm, verträgt aber bis 5 mg/l H₂S. Verbreitet im Belebtschlamm (1.640 Ind./ml; vorwiegend während der Einarbeitungsphase, bei Blähschlamm oder hoher Belastung), in Tropfkörpern (bei schlechter Funktion auch in den unteren Schichten und im Ab-

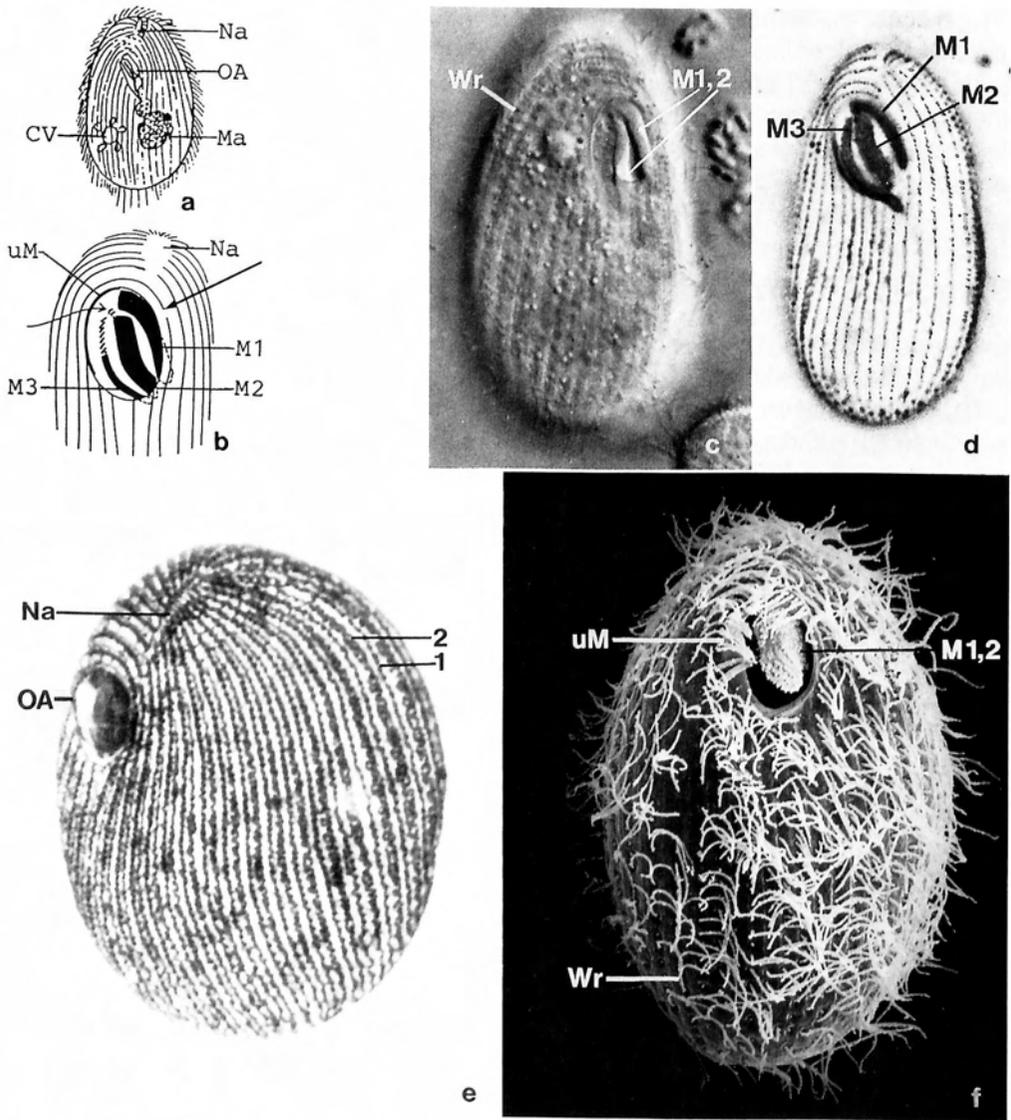


Abb. 71a-f: *Glaucoma scintillans* (aus FOISSNER et al. 1994. a, c, in vivo; b, d, e, Silberimpregnation; f, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **a, c, f:** Ventralansichten, 60 µm. Die heftig schlagenden adoralen Membranellen sind bereits bei schwacher Vergrößerung gut erkennbar. **b:** Mundbewimperung schematisch. Der gebogene Pfeil markiert den "X-Körper", ein in vivo nicht erkennbares Basalkörperfeld vor der Membranelle 2. Die erste durchgehende Wimpernreihe rechts des Mundes greift so weit auf die linke Seite über, daß sie sich fast mit der ersten Wimpernreihe links des Mundes verbindet (gerader Pfeil). **d:** Bewimperung der Ventralseite. Beachte die schräg gestellten adoralen Membranellen, die relativ groß sind und deren Wimpern daher bei den lebenden Zellen heftig schlagende Platten bilden. **e:** Silberliniensystem. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, Na = praeorale Naht, OA = Oralapparat, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen, 1, 2 = Silberlinienmeridiane 1ter (mit Wimpern) und 2ter Ordnung (mit Extrusomen).

lauf), in Scheibentauchkörpern, in Emscherbrunnen und in Stabilisierungsteichen (bei 100-150 mg/l BSB₅).

Nach BICK (1966a) zeigt das Milieuspektrum, daß der Schwerpunkt der Verbreitung trotz erheblicher Potenzbreite nur in solchen abiotischen Bereichen liegt, die für rege bakterielle Abbauprozesse vor allem an eiweißhaltigen Substanzen kennzeichnend sind. *Glaucoma scintillans* gehört zu den typischen Elementen einer einseitig aus heterotrophen Formen aufgebauten Assoziation von Organismen, die in ihrer Existenz vom Abbau organischer Substanz abhängen, da sie nur hier geeignete Ernährungsbedingungen (hohe Bakteriendichten) finden. Der polysaprobe Verbreitungsschwerpunkt von *G. scintillans* läßt sich wegen der deutlichen Bevorzugung von Bereichen mit erhöhtem NH₄⁺-Gehalt weiter einengen, da Ammoniumverbindungen als kennzeichnendes Begleitprodukt des Abbaus eiweißhaltiger Substrate gelten können. *Glaucoma scintillans* kommt mit geringer Abundanz aber auch unter oligo- und mesosaprobe Bedingungen in bakterienreichen Mikrohabitaten vor, z. B. gibt es gesicherte Nachweise aus reinen Quellschächten, Brunnen, Chlorierungsbecken und dem Filterschlamm von Trinkwasseraufbereitungsanlagen. Als Indikator daher nur bei zahlreichem Vorkommen und besonders bei Massenfaltung empfehlenswert. Oligo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt vorwiegend Bakterien, gelegentlich Algen und Detritus. Maximale Filterleistung 1-2 x 10⁻⁵ ml/Ind.h, Filterleistung je verbrauchtem ml O₂ 0,16-1,62 l. Sauerstoffverbrauch 8-80 pl/h.Ind. Teilungsrate unter Laborbedingungen 4-8,3 bei 20-25 °C. Mikroaerob. Bevorzugt in Peptonabbau-Versuchen Temperaturen unter 20 °C und erreicht ein Maximum von 1.600 Ind./ml bei 5 °C, etwa 150 x 10⁶ Bakterien/ml, 20 mg/l NH₄⁺-N und fast 0 mg/l O₂. Stirbt unter Freilandbedingungen bei 7 µg/l Kupfer (als Kupfersulfat). Milieuspektrum: 0-35 °C, pH 3,8-9, 0-19,6 mg/l O₂, 0,4-95 mg/l BSB₅, 2,5-82 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-233 mg/l NH₄⁺-N, 0-15 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,46 mg/l NO₂⁻-N.

Tetrahymena pyriformis-Komplex (Abb. 72a-m)

Neuere Untersuchungen zeigten, daß *T. pyriformis* (EHRENBERG) ein Komplex von 21 reproduktiv isolierten, morphologisch aber sehr ähnlichen Arten (Schwesterarten, sibling species) ist.

Kurzbeschreibung: **Größe** meist 40-60 x 20-30 µm. **Gestalt** ei- oder birnenförmig, d. h. Vorderende deutlich schmaler gerundet als Hinterende (Abb. 72a-c, f-h). **makronucleus** kugelig in Körpermitte (Abb. 72c). **Kontraktile Vakuole** subterminal auf der rechten Seite (Abb. 72c). **Extrusome** (Mucocysten) unscheinbar, nur im Interferenzkontrast erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich. **Bewimperung** dicht, in 15-25 (meist 17-21) longitudinalen Reihen. Keine Schwanzwimper (→ Verwechslungsmöglichkeiten; Abb. 72a-d, f, h, l, m). **Oralapparat** im vorderen Drittel, relativ klein und parallel zur Körperlängsachse gerichtet. Links 3 adorale Membranellen, rechts 1 undulierende Membran (Abb. 72a-h, j, k; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

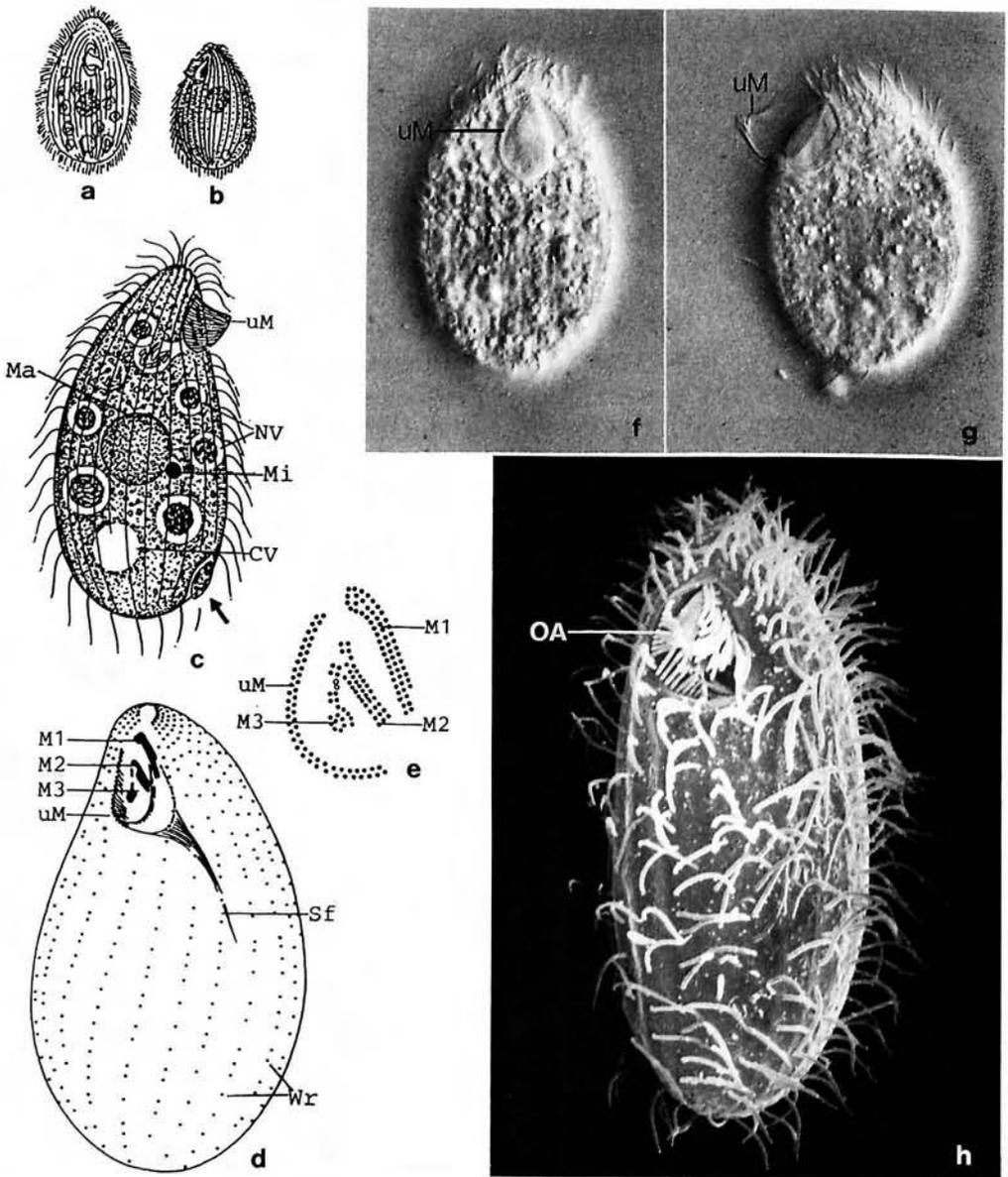


Abb. 72a-h: *Tetrahymena pyriformis*-Komplex (aus FOISSNER et al. 1994. a-c, f, g, in vivo; d, e, Silberimprägnation; h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). **a-c, f-h:** Ventrale (a, h) und links laterale (b, g) Ansichten und rechts laterale Ansicht (c), 45-60 μm . **d:** Bewimperung der Ventralseite, 40 μm . **e:** Mundbewimperung stark vergrößert (nur die Basalkörper, aus denen die Wimpern entspringen, sind eingezeichnet!). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuolen, OA = Oralapparat, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

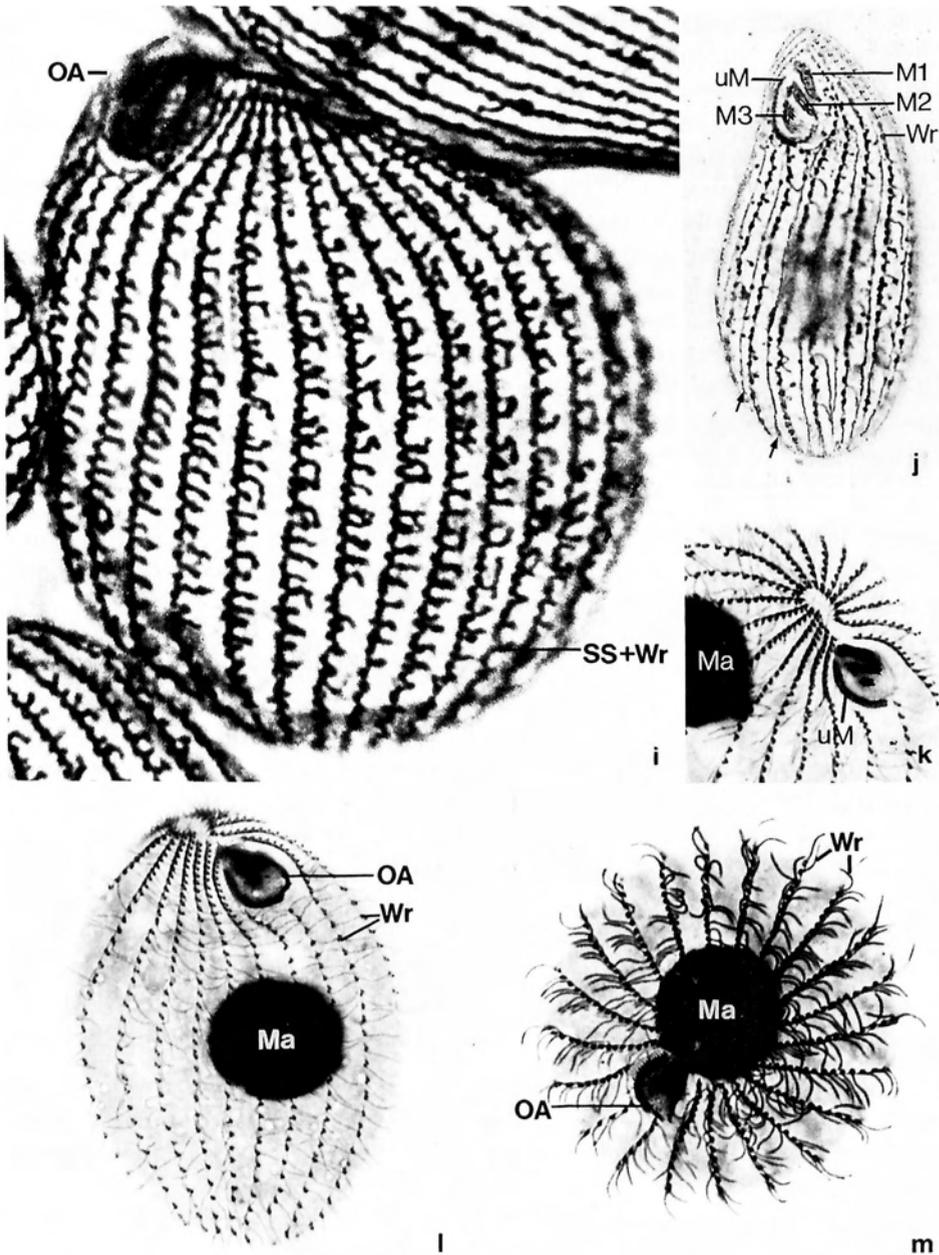


Abb. 72i-m: *Tetrahymena pyriformis*-Komplex nach Silberimprägnation (aus FOISSNER et al. 1994). **i, j:** Silberliniensystem der linken und ventralen Seite. Das Exemplar in (j), eine andere Art des Komplexes, hat auch Silberlinienmeridiane 2ter Ordnung (Pfeile) und weniger deutliche horizontale Ausläufer. **k-m:** Bewimperung des Vorderendes (k, m) und der Ventralseite. Ma = Makronucleus, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, OA = Oralapparat, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen (in [i] und [m] sind die Wimpern angefärbt).

Tabelle 7: Wirkung einiger Giftstoffe auf die Sauerstoffaufnahme von *Tetrahymena pyriformis*¹

Toxicant	Concentration (mg l ⁻¹)	Oxygen uptake rate at time indicated (min)				
		1	2	3	4	5
Mercury (HgCl ₂)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	5.0	5.2	3.3	2.2	1.7	1.3
	1.0	7.1	6.5	6.2	5.8	5.4
	0.5	7.2	7.1	7.0	6.9	6.7
	0.1	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
Cadmium (CdCl ₂)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	5.0	7.1	6.4	5.8	5.4	4.9
	2.5	7.6	7.4	7.2	7.1	7.0
	1.0	7.7	7.7	7.5	7.5	7.4
	0.5	7.5	7.5	7.4	7.4	7.4
Zinc (ZnSO ₄ · 7H ₂ O)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	5.0	7.5	7.2	6.8	6.4	6.1
	1.0	7.3	7.3	7.2	7.2	7.1
	0.5	7.1	7.1	7.0	6.9	6.9
	0.1	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
Copper (CuSO ₄)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	5.0	8.2	7.7	6.7	6.3	5.7
	1.0	7.8	7.6	7.2	6.8	6.6
	0.5	7.5	7.4	7.2	7.0	6.9
	0.1	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
Lead (PbCl ₂)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	30.0	6.9	6.6	6.2	6.0	6.0
	10.0	7.8	7.5	7.0	6.8	6.8
	1.0	7.8	7.8	7.7	7.6	7.5
	0.01	7.6	7.6	7.6	7.6	7.6
Phenol (C ₆ H ₅ OH)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	500	5.5	5.4	5.1	5.0	5.0
	200	6.7	6.7	6.7	6.7	6.7
	90	7.0	7.0	7.0	7.0	7.0
	85	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
Ammonium-N [(NH ₄) ₂ SO ₄]	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	500	6.8	6.7	6.6	6.6	6.6
	300	6.7	6.7	6.6	6.6	6.6
	275	6.9	6.9	6.9	6.9	6.9
	270	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
Parathion (C ₁₀ H ₁₄ NO ₃ PS)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	10.0	7.3	7.3	7.2	7.1	7.1
	5.0	7.3	7.3	7.2	7.2	7.2
	0.5	7.5	7.4	7.2	7.2	7.2
	0.1	7.3	7.3	7.2	7.1	7.1
Pentachlorophenol (C ₆ HCl ₅ O)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	0.5	9.6	9.8	10.2	10.6	10.9
	0.05	7.6	7.6	7.6	7.6	7.6
	0.01	7.3	7.3	7.3	7.3	7.3
	0.005	7.3	7.2	7.2	7.2	7.2
Cyanide (NaCN)	Control	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2
	0.05	6.1	5.7	5.5	5.5	5.5
	0.025	7.2	6.9	6.7	6.7	6.7
	0.014	7.3	7.3	7.2	7.1	7.1
	0.013	7.2	7.2	7.2	7.2	7.2

¹ Ergebnisse in Relation zu einer Referenz-Sauerstoffaufnahme von 8 % min⁻¹. Jeder Wert ist der Mittelwert aus 6 Wiederholungen. 10 g/l Proteose Pepton und 0,5 g/l Hefe-Extrakt, 27 °C, pH 6,9 (aus SLABBERT & MORGAN 1982).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der schwierigen Bestimmbarkeit lohnt sich die Determination nur bei zahlreichem oder massenhaftem Vorkommen. Ähnlich *T. vorax* (KIDDER, LILLY & CLAFF; meist über 80 µm lang, Hinterende zugespitzt) und *T. patula* (EHRENBERG; dimorph, nur die großen Macrostomen [>80 µm] sind von *T. pyriformis* zu trennen). Die folgenden Arten besitzen eine verlängerte Wimper (Schwanzwimper, Caudalcilium) am Hinterende (schwierig erkennbar, Ölimmersion verwenden): *T. setosa* (SCHEWIAKOFF), *T. corlissi* THOMPSON, *T. rostrata* (KAHL; besonders in Böden, meist spindelförmig, sehr rasche, bohrende Bewegung), *T. paravorax* CORLISS. Von *Philasterides armatus* (KAHL; Plasma gut ernährter Exemplare bei schwacher Vergrößerung oft schwärzlich durch stark lichtbrechende Einschlüsse) ebenfalls durch die fehlende Schwanzwimper und die meist etwas geringere Größe zu unterscheiden. → *Glaucoma*-Arten haben einen meist schräg stehenden Oralapparat, dessen heftig schlagende Membranellen bereits bei schwacher Vergrößerung gut erkennbar sind. → *Deixiostoma campylum* und *Paracolpidium truncatum* (STOKES) sind in Seitenansicht fast immer nierenförmig, da der subapikale Oralapparat etwas eingesenkt ist.

Ökologie: Arten des *T. pyriformis*-Komplexes sind im Benthos fast aller limnischer Biotope ganzjährig weit verbreitet; selten im Plankton. Sie bevorzugen stark und sehr stark verschmutzte, bakterienreiche Gewässer, wo sie aber oft nicht so abundant werden wie andere Polysaprobier. Es ist jedoch anzunehmen, daß die einzelnen Arten mehr oder weniger unterschiedliche ökologische Ansprüche haben. Regelmäßig in verjauchten Gewässern und in *Sphaerotilus*-Zotten. In Fließgewässern bevorzugt bei Strömungen unter 0,3 m/s. Einzelfunde auch in reineren Gewässern, dort wahrscheinlich in bakterienreichen Mikrohabitaten. Nur eine Art, *T. edaphoni*, bildet Cysten und kommt wahrscheinlich überwiegend (nur?) im Boden vor. Oft im Belebtschlamm (120 Ind./ml), in Tropfkörpern, in Scheibentauchkörpern, in Stabilisierungsteichen (bis 1.312 Ind./ml) und bis 9.800 Ind./ml in der Kahmhaut eines 3 Tage alten, stehenden kommunalen Abwassers. *Tetrahymena pyriformis* parasitiert auch auf und in Fischen, Molchen und Evertebraten. Verträgt bis zu 4 mg/l freies Chlor (25 °C, pH 7,0) und kann daher sogar in chlorierten Trinkwasserversorgungsanlagen als Vektor pathogener Keime fungieren, da diese oft lange nicht verdaut werden. Verbreitung des Komplexes kosmopolitisch, einzelne Arten wahrscheinlich endemisch.

Arten des *T. pyriformis*-Komplexes fressen überwiegend Bakterien, gelegentlich Flagellaten, Viren und Detritus; auch 4 µm große Eisenteilchen werden aufgenommen. Filterleistung $0,1-1 \times 10^{-5}$ ml/Ind.h. Axenisch kultivierbar, unter idealen Bedingungen werden Abundanzen bis zu 13×10^6 Ind./ml erreicht. Vermehrt sich auch noch in sehr hoch konzentrierten Nährlösungen, z. B. 105 g/l Trockenmasse Proteosepepton und Hefeextrakt. Generationszeit unter Laborbedingungen bei 8,5 °C 32 h, bei 15 °C etwa 13 h, bei 20 °C etwa 8 h, bei 28-30 °C nur 1,4-7 h. Verträgt rasche Abkühlung (5 min) von 39 °C auf 15 °C. Milieuspektrum: 1-41 °C, pH 4,5-11, 0-16 mg/l O₂, 0,9-15,4 mg/l BSB₅, 0-2 mg/l H₂S, 0-194 mg/l NH₄⁺-N, 0-11 mg/l NO₃⁻-N, 0-1,1 mg/l NO₂⁻-N.

Von mehreren Arten des Komplexes gibt es umfangreiche ökotoxikologische Daten, die bei FOISSNER et al. (1994) zusammengestellt sind. In neuerer Zeit mehrfach als

empfindlicher Testorganismus für Umweltchemikalien empfohlen und verwendet (z. B. PAULI et al. 1994, Tabelle 7).

Frontonia acuminata (EHRENBERG, 1833) BÜTSCHLI, 1889 (Abb. 73a-h)

Kurzbeschreibung: Größe 60-170 x 35-120 µm, meist um 115 x 75 µm. Gestalt wappenschildförmig, d. h. vorne breit gerundet, hinten kurz zugespitzt und dorso-ventral meist stark (3 : 1) abgeflacht (ventral leicht konkav, dorsal gewölbt und im Randbereich etwas flacher, Querschnitt daher müthenförmig; Abb. 73a, b, d, h). **Makro-nucleus** ellipsoid, dorsal in der Mitte (Abb. 73a, c, g). 1 **kontraktile Vakuole** subäquatorial auf der rechten Seite, von kleinen Hilfsvakuolen (keine radialen Sammelkanäle) umgeben, mündet mit 2-3 (meist 2) Exkretionspori (Abb. 73a, g). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) 6-10 µm lang, spindelförmig, zahlreich entlang der Wimpernreihen; bilden einen deutlichen Saum unter der Pellicula (Abb. 73a, d, e, g). Dorsal nahe dem Vorderende ein auffallender, bei schwacher Vergrößerung dunkel erscheinender **Pigmentfleck** (Abb. 73a, d). **Bewimperung** dicht, in 55-60 longitudinalen Reihen, die ventral an einer medianen Naht enden, die über die Pole hinweg bis auf die Dorsalseite zieht. Pellicula viereckig gefeldert (Abb. 73a, f, h; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** am Ende des ersten Drittels in der Mediane, spitzbogenförmig und ziemlich groß. An der linken Wand der Mundhöhle 3 adorale Membranellen, am rechten Mundrand 1 undulierende Membran und 3-4 dicht bewimperte vestibuläre Reihen (Abb. 73a, f, h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Leicht zu verwechseln mit *F. angusta* KAHL (schlanker, weniger abgeflacht, kein Pigmentfleck im Vorderende). Leicht zu unterscheiden von *F. atra* (EHRENBERG; ganze Zelle dunkel pigmentiert, Hinterende stärker verschmälert), *F. leucas* (EHRENBERG; meist 150-350 µm lang, kontraktile Vakuole mit 10 langen Sammelkanälen, kein Pigmentfleck), *F. minuta* DRAGESCO (1-2 Exkretionspori, mit Zoochloellen), *F. ocularis* BULLINGTON (2-3 kontraktile Vakuolen) und *F. elliptica* BEARDSLEY (je 1 kontraktile Vakuole im vorderen und hinteren Drittel, kein Pigmentfleck). → *Paramecium*-Arten haben eine oft deutliche Rinne, die zum äquatorial bis subäquatorial liegenden Mund führt.

Ökologie: Ganzjährig, besonders vom Frühjahr bis zum Herbst mit geringen bis mäßig hohen (360 Ind./cm²) Abundanzen im Benthos, Plankton und Aufwuchs perenner, stehender (Teiche, Seen, Stauseen) und fließender Gewässer, wo sie vermutlich die lenitischen Bereiche bevorzugt. Besiedelt oligosaprobe und beta- und alphamesosaprobe Bereiche, in Fallaubtümpeln aber auch mikroaerob und bei Anwesenheit von Schwefelwasserstoff. Vereinzelt in astatischen Gewässern (Baumhöhlen, Wegpfützen), was auf Cystenbildung hinweist. Meidet vermutlich saure Gewässer mit pH <6. Selten im Brackwasser; oligo- bis meso-stenohalin. Keine Nachweise aus Kläranlagen. Vermutlich kosmopolitisch.

Frißt vorwiegend Diatomeen, aber auch andere Algen, Bakterien, Flagellaten und Ciliaten. In Abbaubersuchen mit Pepton trat *F. acuminata* bei laufender Nitrifikation nur bei 20 °C auf; andere beobachteten sie bei abklingender Nitrifikation nur bei 30 °C. Milieuspektrum: 1-31 °C, pH 6-9,3, 0-22,4 mg/l O₂, 0-11,1 mg/l H₂S, 0-10 mg/l NH₄⁺-N, 0-28 mg/l NO₃⁻-N, 0-1 mg/l NO₂⁻-N.

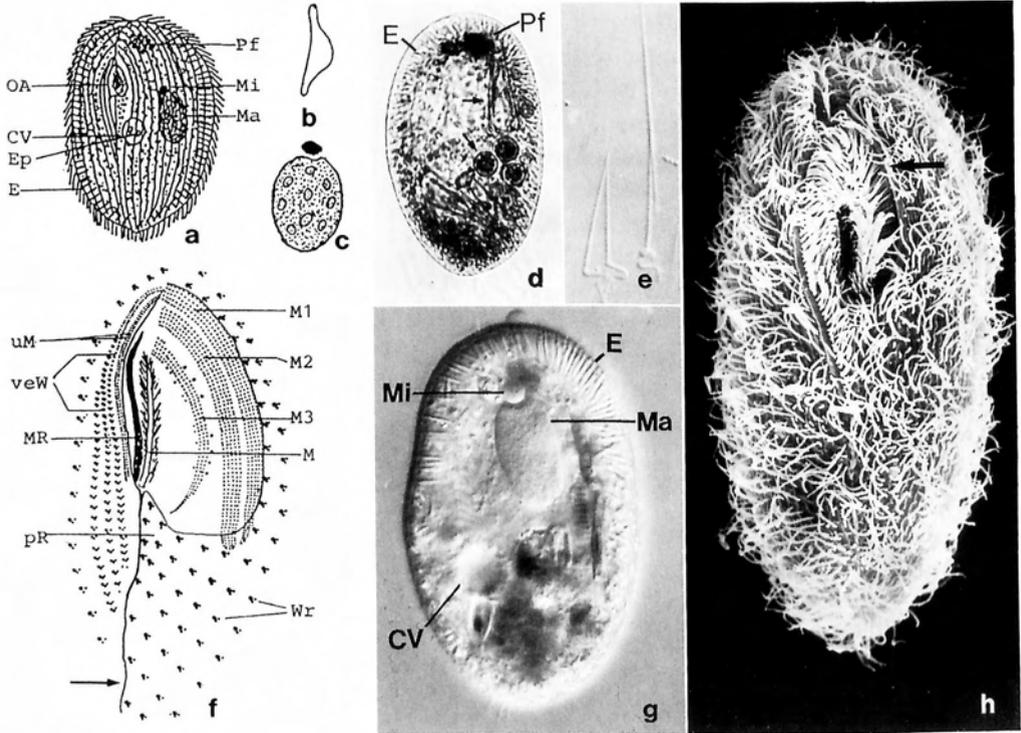


Abb. 73a-h: *Frontonia acuminata* (aus FOISSNER et al. 1994. a-e, g, in vivo; f, Silberimprägung; h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, d, h: Ventralansichten, 100 µm. Die Pfeile in (d) markieren gefressene Algen, der Pfeil in (h) weist auf den Mund. b: Mützenförmiger Körperquerschnitt. c: Kernapparat. e: Ausgestoßene Extrusome (Trichocysten) mit hakenförmigem Vorderende. f: Bewimperung des Oralapparates (Details nur nach Silberimprägung erkennbar). Die Membranellen 1 und 2 bestehen aus 5-6, die Membranelle 3 aus 3-4 langbewimperten Basalkörperreihen. Der Pfeil weist auf die postorale Naht. g: Dorsalansicht eines leicht gequetschten Exemplars. CV = kontraktile Vakuole (in [a] mit den beiden Exkretionspori), E = Extrusome (Trichocysten), Ep = Exkretionspori der kontraktilen Vakuole, M = Mund (Cytostom), Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, MR = Mundrand, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, OA = Oralapparat, Pf = Pigmentfleck ("Augenfleck"), pR = postorale Wimpernreihen, uM = undulierende Membran, veW = dicht bewimperte vestibuläre Wimpernreihen, Wr = Wimpernreihen.

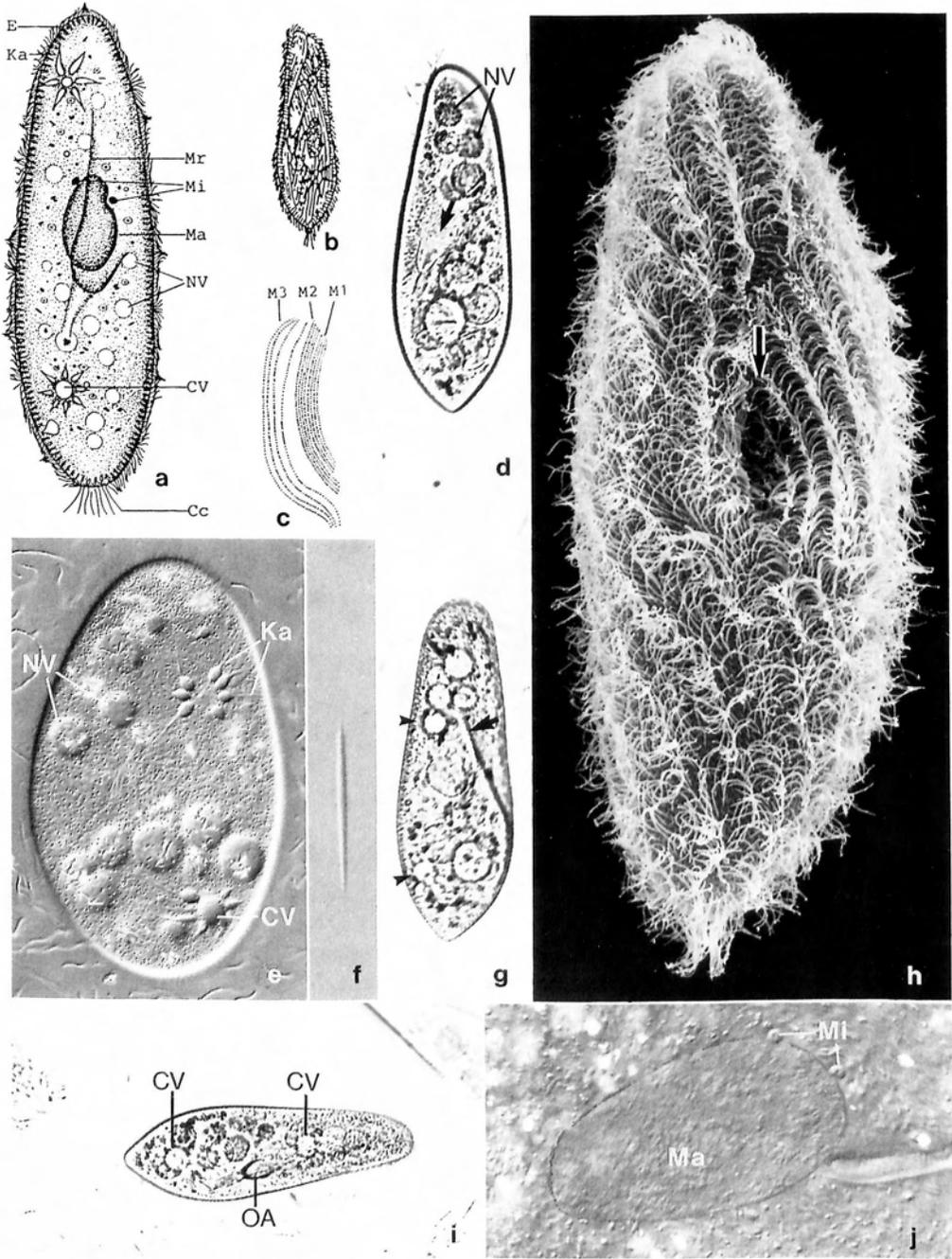


Abb. 74a-j: *Paramecium aurelia*-Komplex (aus FOISSNER et al. 1994. a, b, d-g, i, j, in vivo; c, Silberimprägung; h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, b, d, h, i: Ventralansichten, 150 μ m, 160 μ m. Die obere kontraktile Vakuole in (a) ist viel zu weit nach vorne gezeichnet. Die Pfeile in (d, h) weisen auf den Mundeingang. c: Vorde-

***Paramecium aurelia*-Komplex** (Abb. 38c, 74a-j)

Bereits 1939 entdeckte SONNEBORN, daß *P. aurelia* MÜLLER ein Komplex von 14 reproductiv isolierten, morphologisch aber sehr ähnlichen Arten (Schwesterarten, sibling species) ist.

Kurzbeschreibung: **Größe** 100-180 x 35-55 µm, meist um 150 x 50 µm. **Gestalt** spindel- bzw. pantoffelförmig, d. h. Vorderende breit gerundet, Hinterende stumpf konisch und schmal gerundet. Ventralseite mit einer auffallenden, keilförmigen Mundrinne, die vorne flach und breit beginnt und sich zum Mund hin vertieft (Abb. 38c, 74a, b, d, g-i); der rechte Rand der Rinne ist steiler als der linke und meist leicht erkennbar (Abb. 74g). **Makronucleus** ellipsoid, etwa in Körpermitte. 2 sehr kleine (etwa 3 µm) und daher in vivo schwierig erkennbare **Mikronuclei** (für die Bestimmung unbedingt erforderlich, mit Methylgrün-Pyronin färben; Abb. 38c, 74a, j). Je 1 **kontraktile Vakuole** im vorderen und hinteren Drittel, jede mit etwa 7-9 radialen Sammelkanälen (Abb. 38c, 74a, e, g, i). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) 3-4 µm lang, spindelförmig, zahlreich entlang der Wimpernreihen; bilden einen deutlichen Saum unter der Pellicula (Abb. 38c, 74a, f). **Bewimperung** dicht, in etwa 90-100 longitudinalen Reihen, die ventral an einer medianen Naht enden. Pellicula viereckig gefeldert (Abb. 38c, 74a, b, h; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** etwas unterhalb der Mitte in der Mediane. An der linken Wand der trichterförmigen Mundhöhle 3 adorale Membranellen (Membranelle 3 vorne in 4 einzelne Reihen aufgelöst), an der rechten Wand 1 undulierende Membran (Abb. 38c, 74c, d, i, h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: → *Paramecium caudatum* ist meist größer (170-300 µm), etwas schlanker und hinten deutlicher zugespitzt und hat nur 1 großen (etwa 8 µm), in vivo gut erkennbaren Mikronucleus. *Paramecium multimicronucleatum* POWERS & MITCHELL und *P. africanum* DRAGESCO haben 3-9, nur 0,7-2,5 µm große Mikronuclei (Abb. 75d). Die Arten der "*P. bursaria*-Gruppe" (→ *P. bursaria* [85-150 µm], → *P. putrum* [60-120 µm], *P. calkinsi* WOODRUFF [um 120 µm], *P. woodruffi* WENRICH [120-210 µm]) sind plumper, weil vorne deutlicher abgeschrägt und hinten breiter gerundet; *P. bursaria* hat außerdem Zoochloellen. Bei den → *Frontonia*-Arten liegt der Oralapparat deutlich vor der Mitte und die praeorale Rinne fehlt.

← rer und mittlerer Bereich der 3 adoralen Membranellen. **e:** Mit dem Deckglas festgelegtes Individuum. Deutlich erkennt man die zahlreichen Nahrungsvakuolen und die beiden sich abwechselnd zusammenziehenden kontraktile Vakuolen. **f:** Ausgestoßenes Extrusom (Trichocyste). **g:** Lateralansicht mit rechter Kante der Mundrinne (Pfeil). Die Pfeilspitzen markieren die beiden kontraktile Vakuolen. **j:** Kernapparat. Die beiden winzigen, dem Makronucleus eng anliegenden Mikronuclei sind in vivo schwierig erkennbar. Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome (Trichocysten), Ka = radiale Kanäle der kontraktile Vakuolen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronuclei, Mr = schroff ansteigende rechte Wand der Mundrinne, M1-3 = adorale Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuolen, OA = Oralapparat.

Ökologie: Ganzjährig verbreitet und manchmal zahlreich (184 Ind./cm²) im Detritus, gelegentlich auch im Pelagial perenner (bildet keine Dauercysten), stehender Gewässer (Tümpel, Weiher, Seen, Stauseen, Altwässer, Moore). In Fließgewässern seltener als → *P. caudatum* und bei geringer bis mittlerer Belastung meist nur sporadisch und mit niedriger Abundanz. Die Schwesterarten haben ziemlich unterschiedliche ökologische Ansprüche, und sogar die Populationen einer Schwesterart zeigen erhebliche

Tabelle 8. Phototoxizität von Pestiziden auf *Paramecium aurelia* (aus JOSHI & MISRA 1986; Cerophyl-Medium, *Klebsiella* als Nahrung, 20 °C).

No. & Compound	Concentration (µg/ml)	Percent Survival of Cells					
		Unexposed Cells at 90 minutes*	Sunlight Exposure (Minutes)				
			15	30	45	60	90
A - Pesticides							
1. Arelone	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	10	100	75	37	15	10
2. BHC	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	50	100	100	84	72	50
3. Copper oxy Chloride	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	0	100	62	30	0	0
4. 2-4-D	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	25	100	95	87	38	25
5. DDT	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	55	100	100	100	75	55
6. Decis	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	20	100	83	70	55	20
7. Dicofal	1.0	0	100	90	0	0	0
8. Dimethoate	5.0	100	100	100	100	100	100
9. Dithan-45	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	0	26	5	0	0	0
10. Dithan-78	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	0	10	0	0	0	0
11. Dodine	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	0	28	17	10	0	0
12. Endocel	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	30	85	60	44	37	25
13. Endosulfan	1.0	0	100	97	78	30	0
14. Ethion	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	20	51	40	35	21	17
15. Karathan	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	95	100	30	10	0	0
16. Lindane	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	28	87	75	43	42	30
17. Malathion	5.0	100	100	100	100	100	100
18. Moncozeb	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	98	95	11	5	0	0
19. Syllet	1.0	100	100	100	100	100	100
	5.0	0	35	27	15	13	3
20. Thanite	0.1	100	100	100	100	100	100
	1.0	100	100	100	87	80	68
21. Zineb	0.1	100	100	100	100	100	100
	1.0	100	100	100	100	97	90

* (1) These cells were observed after 90 minutes in the dark in the presence of test compound.

(2) In some cases (Group A1-7, A9-14, and A16-19), when partial to complete cell lethality was observed even without sunlight exposure, the overall effect may not be considered as phototoxic.

Abweichungen, z. B. in der Toleranz von Schwermetallen. Mehrere Nachweise aus Belebtschlamm- und Kläranlagen (indiziert gute Ablaufbeschaffenheit [0-10 mg/l BSB₅] und geringe Belastung), Tropfkörpern und Klärteichen (bis 75.000 Ind./ml). Auch im Brackwasser; oligo- bis meso-euryhalin. Verbreitung des Komplexes kosmopolitisch, einzelne Arten endemisch.

Arten des *P. aurelia*-Komplexes fressen Bakterien und sind auch axenisch kultivierbar. Generationszeit unter Laborbedingungen bei 8,5 °C etwa 111 h, bei 15 °C etwa 30 h, bei 20 °C etwa 17 h, bei 27 °C 5-6 h. Die Angaben zur Respiration variieren sehr stark, nämlich zwischen 33 und 780 pl O₂/Ind.h. Kohlendioxidproduktion je Tag etwa 1,3-5,3 % der Biomasse. Milieuspektrum: 1-42 °C, pH 6-9, 0,1-22,5 mg/l O₂, 2,5-48 mg/l BSB₅, 0-39 mg/l NH₄⁺-N, 0-2,8 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,5 mg/l NO₂⁻-N.

Unter dem Einfluß von Sonnenlicht wirken die Pestizide Mancozeb (5 µg/ml), Karathen (5 µg/ml), Thanite (1 µg/ml) und Zineb (1 µg/ml) toxisch, bei Applikation im Dunkeln nicht (Tabelle 8). Weitere ökotoxikologische Daten haben FOISSNER et al. (1994) zusammengestellt.

Paramecium caudatum EHRENBERG, 1833 (Abb. 75a-m)

Kurzbeschreibung: Größe 170-300 x 35-80 µm, meist um 230 x 70 µm. **Gestalt** spindel- bzw. pantoffelförmig, d. h. Vorderende breit gerundet, Hinterende schlank konisch und schmal gerundet. Ventralseite mit einer auffallenden, keilförmigen Mundrinne, die vorne flach und breit beginnt und sich zum Mund hin vertieft (Abb. 75a, b, i, j, l); der rechte Rand der Rinne ist steiler als der linke und meist leicht erkennbar (Abb. 75i). **Makronucleus** ellipsoid etwa in Körpermitte. 1 eng anliegender, relativ großer (etwa 8 µm) **Mikronucleus** (für die Bestimmung unbedingt erforderlich, mit Methylgrün-Pyronin färben; Abb. 75a-c, h). Je 1 **kontraktile Vakuole** im vorderen und hinteren Drittel, jede mit etwa 7 radialen Sammelkanälen (Abb. 75a, b, h, i, j). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) 3-4 µm lang, spindelförmig, zahlreich entlang der Wimpernreihen; bilden einen deutlichen Saum unter der Pellicula (Abb. 75a, h, j, m). **Bewimperung** dicht, in 80-120 longitudinalen Reihen, die ventral an einer medianen Naht enden. Pellicula viereckig gefeldert (Abb. 75a, b, e, g, i-l; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** etwas unterhalb der Mitte in der Mediane. An der linken Wand der trichterförmigen Mundhöhle 3 adorale Membranellen (Membranelle 3 vorne in 4 einzelne Reihen aufgelöst), an der rechten Wand 1 undulierende Membran (Abb. 75a, b, f, g, i, l; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Die meist etwas kleineren (100-180 µm) und hinten oft stumpferen Arten des → *P. aurelia*-Komplexes sowie *P. multimicronucleatum* POWERS & MITCHELL und *P. africanum* DRAGESCO haben mindestens 2 Mikronuclei, die sehr klein (3 µm) und in vivo daher schwierig erkennbar sind (Abb. 74j, 75d). Die Arten der *P. bursaria*-Gruppe (→ *P. bursaria*, → *P. putrinum*, *P. calkinsi* WOODRUFF,

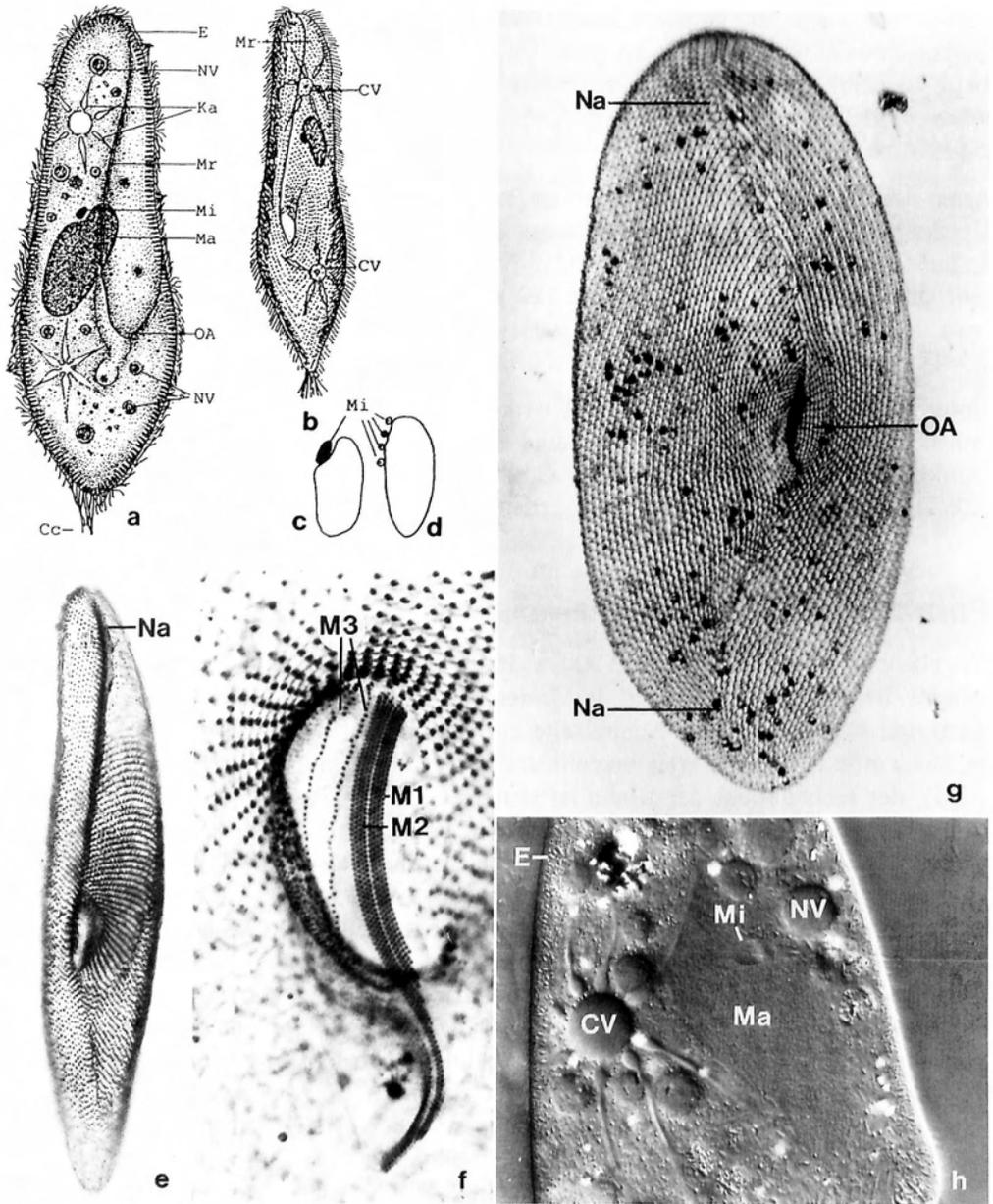


Abb. 75a-h: *Paramecium caudatum* (aus FOISSNER et al. 1994. a-d, h, in vivo; e-g, Silberimprägnation). a, b: Ventralansichten, 220-250 µm. c, d: Kernapparat von *P. caudatum* und *P. multimicronucleatum*. e, g: Bewimperung und Silberliniensystem der Ventralseite. f: Bewimperung des Oralapparates. h: Kernapparat und eine der beiden kontraktile Vakuolen. Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), CV = kontraktile Vakuolen, E = Extrusome (Trichocysten), Ka = radiale Kanäle der kontraktile Vakuolen, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mr = schroff ansteigende rechte Wand der Mundrinne, M1-3 = adorale Membranellen, NV = Nahrungsvakuolen, Na = prae- und postorale Naht, OA = Oralapparat.

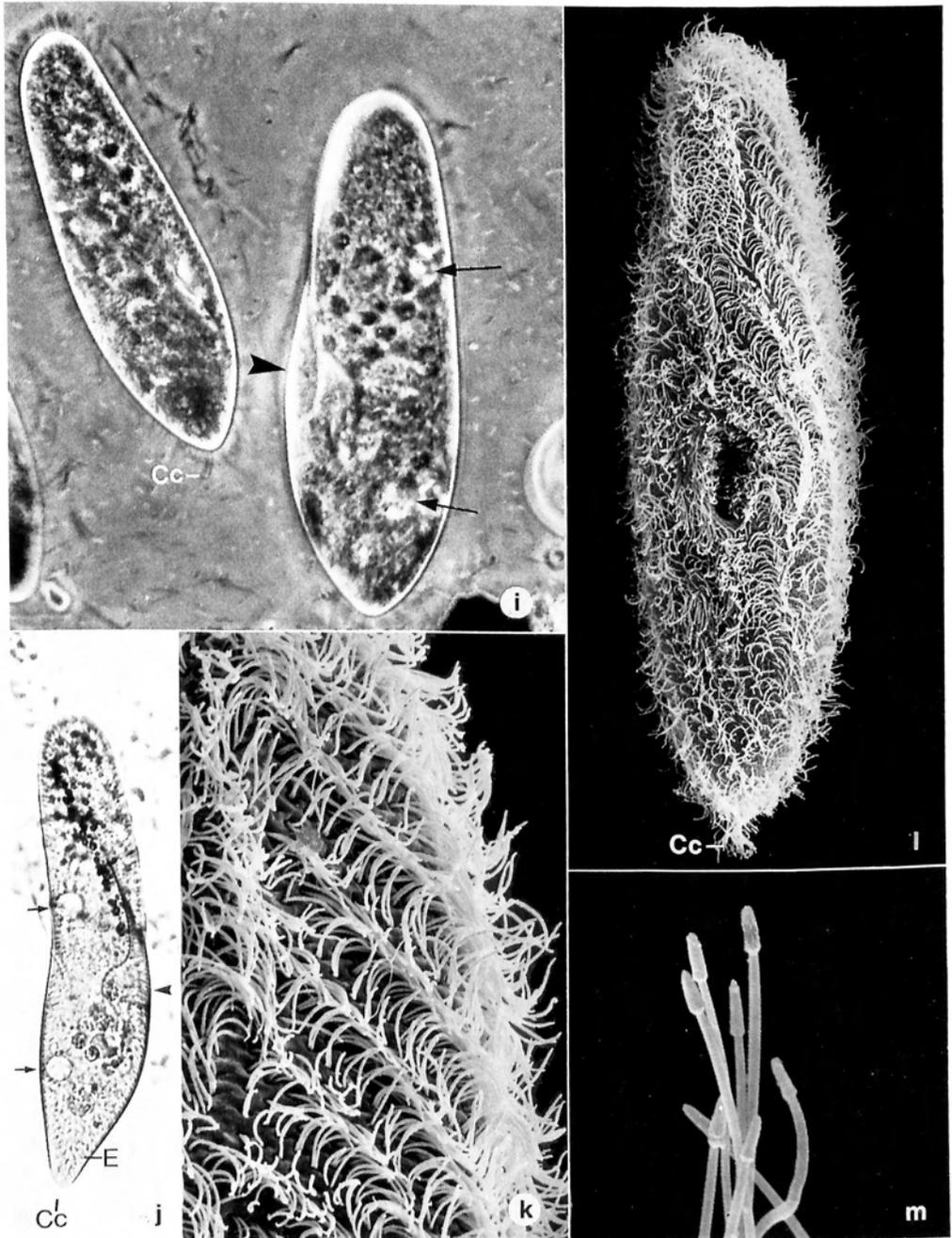


Abb. 75i-m: *Paramecium caudatum* (aus FOISSNER et al. 1994. i, j, in vivo; k-m, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). i, j: Frei schwimmende Exemplare. Die Pfeilspitze weist auf den Eingang zum Mundtrichter, die Pfeile markieren die beiden kontraktiven Vakuolen mit den radialen Sammelkanälen. k, l: Detail und Gesamtansicht der Bewimperung. Die Wimpern stehen regional paarig und bilden schöne, metachrone Wellen. m: Die ausgestoßenen Extrusome (Trichocysten) haben eine kegelförmige Spitze. Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), E = Extrusome.

P. woodruffi WENRICH) sind kleiner (<200 µm) und plumper, weil vorne meist deutlicher abgeschrägt und hinten breit gerundet; *P. bursaria* hat außerdem Zoochlorellen. Bei den → *Frontonia*-Arten liegt der Oralapparat deutlich vor der Körpermitte und die praeorale Rinne fehlt.

Ökologie: Ganzjährig zahlreich (120 Ind./cm² und mehr) in perennen (bildet keine Dauercysten) stehenden und fließenden Gewässern mit hohem Gehalt an leicht abbaubaren organischen Substanzen. Typisches, mikroaerobes Mitglied der polysaprobten Ciliatengesellschaft → *Colpidietum colpodae*. Zahlreich bis massenhaft in → *Sphaerotilus*-, Cyanobakterien-, → *Beggiatoa*- und → *Leptomitus*-Rasen, zwischen faulenden Algen und Makrophyten, in der verschlammten Uferzone stark verunreinigter Fließgewässer, auf der Oberfläche von Faulschlamm und im Pelagial stark verschmutzter stehender und fließender Gewässer. Verbreitet im Belebtschlamm (zahlreich besonders während der Einarbeitungsphase und bei hoher Belastung und/oder Sauerstoffarmut), in Emscherbrunnen, in Tropf- und Scheibentauchkörpern, in Stabilisierungsteichen, Rieselfeldern und in der Kahmhaut von stehendem, grauschwarzem, stark nach H₂S riechendem Abwasser (bis zu 40.000 Ind./ml). Sporadisch und mit geringer Abundanz auch in bakterienreichen Mikrohabitaten reinerer Fließ- und eutropher Stehgewässer, in Thermal- und Schwefelquellen und in Brunnen und Trinkwasserfiltern. Läßt man solche Proben mehrere Tage stehen ("Aufgüsse"), vermehrt es sich bei einsetzender Fäulnis meist sehr stark.

Nach BICK (1966a) liegt das Vorkommensmaximum von *P. caudatum* deutlich im Bereich niedriger Sauerstoffgehalte und erhöhter Werte an freiem CO₂. Die Toleranzbreite gegenüber allen geprüften Faktoren ist groß. Vor allem ist eine beachtliche Toleranz gegen NH₄ festzustellen. Im Gegensatz zu → *Glaucocystis scintillans* werden aber Bereiche mit hohem Ammoniumgehalt nicht bevorzugt besiedelt. Mit anderen Worten: Lebensräume mit starkem Eiweißabbau gehören nicht zum Vorzugsbereich; wohl aber können im Einzelfall relativ hohe Ammoniumwerte ertragen werden. Die günstigsten Lebensbedingungen herrschen bei Überwiegen von Kohlehydratabbau, wie die Verbreitungsmaxima im pH- und CO₂-Spektrum zeigen. *Paramecium caudatum* ist nach der Art der Vergesellschaftung in überwiegend heterotrophe Assoziationen einzuordnen. Massenvermehrung oder zumindest zahlreiches Vorkommen weist stets auf starke bakterielle Abbauprozesse hin. Oligo- bis meso-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt überwiegend Bakterien, gelegentlich Algen und Hefe; auch axenisch kultivierbar. Im Freiland werden 144.000 Bakterien/Ind.d mit einem Gesamtvolumen von 590.400 µm³ gefressen. Maximale Filterleistung 10⁻³ ml/h; filtrierte Wassermenge je verbrauchtem ml Sauerstoff 1-16,6 l. Maximale Teilungsrate bei 25 °C 2,45; bei 0 °C erfolgt nur alle 19-20 Tage eine Teilung; Generationszeit im Freiland etwa 240 h. *Paramecium caudatum* ist negativ geotaktisch und negativ phototaktisch. Schwimmggeschwindigkeit bei 15 °C etwa 0,5 mm/s, bei 30 °C etwa 1,25 mm/s. Euryoxybiont und ziemlich unempfindlich gegenüber großen O₂- und pH-Schwankungen. Gehäuftes Vorkommen bei sehr niedrigen Sauerstoffgehalten, neutralem pH und geringer Fließgeschwindigkeit. Die Angaben zur Respiration variieren sehr stark, nämlich von 190-4.440 pl/Ind.h. Vermag unter experimentellen Bedingungen je nach Ernährungszustand 4-240 h in sau-

erststoffreiem, destilliertem Wasser zu leben. Milieuspektrum (→ auch Abb. 78m): 0-40 °C (Optimum bei 27 °C), pH 4-10 (Optimum bei 6-7), 0-17,4 mg/l O₂, 0-146 mg/l BSB₅, 0-78 mg/l NH₄⁺-N, 0-90 mg/l NO₃⁻-N, 0-9,7 mg/l NO₂⁻-N. Von *P. caudatum* gibt es umfangreiche ökotoxikologische Daten, die bei FOISSNER et al. (1994) zusammengestellt sind. Als Beispiel sei die Untersuchung von RAJINI et al. (1989) angeführt (Tabelle 9). Zur Toxizität einiger Schwermetalle → Tabelle 10.

Tabelle 9. *Paramecium caudatum*. Letale Konzentration (LD_{100 10 min}) von Organophospho-Pestiziden in den Lösungsmitteln Azeton und DMSO (aus RAJINI et al. 1989; 25 ± 2 °C)

Pesticide	Solubility in water (ppm)	Acetone:	Molar concn (M)	DMSO:	Molar concn (M)
		ppm		ppm	
Bromophos	0.7	1.5	0.04 × 10 ⁻⁴	10.0	0.3 × 10 ⁻⁴
Pirimiphos-methyl	5.0	8.0	0.3 × 10 ⁻⁴	15.0	0.5 × 10 ⁻⁴
Parathion methyl	60.0	20.0	0.8 × 10 ⁻⁴	60.0	2.3 × 10 ⁻⁴
Dichlorvos (DDVP)	10,000	30.0	1.3 × 10 ⁻⁴	50.0	2.2 × 10 ⁻⁴
Fenitrothion	14.0	50.0	1.8 × 10 ⁻⁴	125.0	4.5 × 10 ⁻⁴
Malathion	145.0	100.0	3.0 × 10 ⁻⁴	200.0	6.0 × 10 ⁻⁴

Paramecium bursaria (EHRENBERG, 1831) FOCKE, 1836 (Abb. 76a-g)

Kurzbeschreibung: Größe 85-150 x 40-70 µm. **Gestalt** variabel: elliptisch, eiförmig, in typischer Ausprägung von der Form eines hinten breit gerundeten Parallelogramms. Dorso-ventral wenig bis 2:1 abgeflacht. Mundrinne undeutlicher als bei → *P. caudatum* und → *P. aurelia* (Abb. 76a, b, d-g). **Makronucleus** ellipsoid etwa in Körpermitte (Abb. 76a, d). Je 1 **kontraktile Vakuole** im vorderen und hinteren Drittel, jede mit mehreren radialen Sammelkanälen (wegen der Zoochlorellen schwierig erkennbar und für die Bestimmung nicht erforderlich; Abb. 76a, b). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) spindelförmig, zahlreich entlang der Wimpernreihen; bilden einen deutlichen Saum unter der Pellicula. Zellen grasgrün durch **symbiotische Algen** (Zoochlorellen; Abb. 76a, b, d-f). **Bewimperung** dicht, in etwa 60 longitudinalen Reihen, die ventral an einer medianen Naht enden. Pellicula viereckig gefeldert (Abb. 76a-c, g; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Orallapparat** etwas unterhalb der Mitte in der Mediane. An der linken Wand der Mundhöhle 3 adorale Membranellen (Membranelle 3 vorne in 4 einzelne Reihen aufgelöst), an der rechten Wand 1 undulierende Membran (Abb. 76a-d, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der symbiotischen Algen leicht von allen anderen → Paramecien zu unterscheiden.

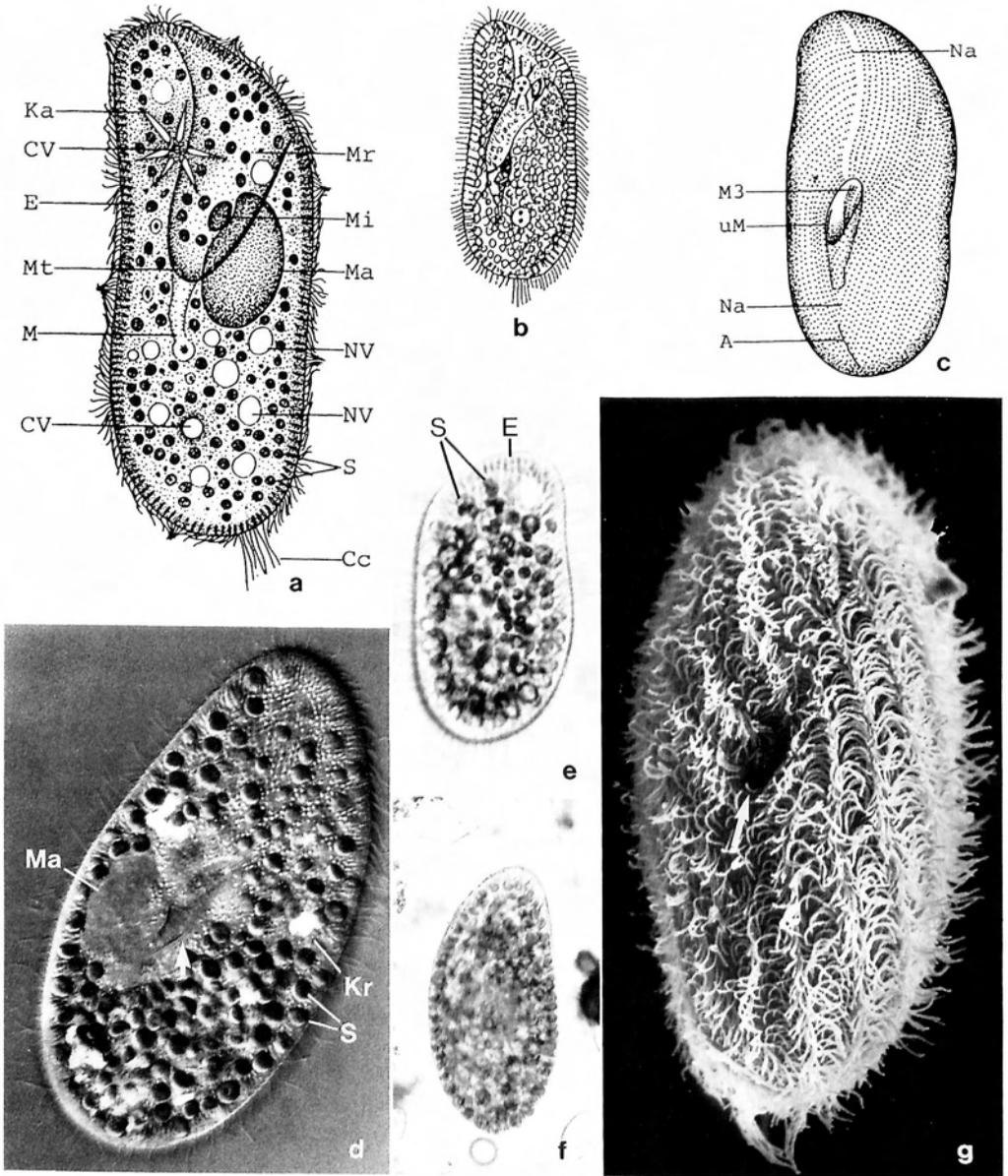


Abb. 76a-g: *Paramecium bursaria* (aus FOISSNER et al. 1994. a, b, d-f, in vivo; c, Silberimprägung; g, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, b, d-g: Ventral- (a, b, d, g) und Dorsalansichten (e, f), 120 µm, 150 µm. Die Pfeile in (d, g) weisen auf den Mundeingang. c: Bewimperung der Ventralseite. A = After (Cytopyge), Cc = Caudalcilien (verlängerte Wimpern am Hinterende), CV = kontraktile Vakuolen, E = Extrusome (Trichocysten), Ka = radiale Kanäle der kontraktilen Vakuolen, Kr = Exkretkristalle, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mr = Mundrinne (oft undeutlich), Mt = Eingang zum Mundtrichter (Mundhöhle), M3 = adorale Membranelle 3, Na = prae- und postorale Naht, NV = Nahrungsvakuolen, S = symbiotische Algen (Zoochlorellen), uM = undulierende Membran.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet im Aufwuchs, Detritus und Plankton krautreicher, eutropher stehender (Tümpel, Uferzone von Seen) und langsam fließender (Altarme, lenitische Bereiche eutropher Bäche und Flüsse) Gewässer; ausgeprägtes Maximum von April bis Juni, hohe Abundanzen werden aber selten erreicht. Typisch für moorige und anmoorige Gewässer. KOSAKA (1994) zeigte in einer eleganten Studie, daß in einem japanischen Tümpel 98 % der Individuen senil waren, d. h. nicht mehr konjugierten. Sitzt meist regungslos mit abgespreizten Wimpern im Detritus oder zwischen Algenfäden. Bildet keine Dauercysten. Verträgt geringe Mengen Fäulnisgifte und erreicht in sauerstoffreichen Gewässern auch während intensiver Abbauprozesse mittlere Abundanzen. Selten im Belebtschlamm und in Tropfkörpern. Oligo- bis meso-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Diatomeen und andere Algen, Hefen und Stärkekörner. Ein *P. bursaria* enthält etwa 1.000 symbiotische Algen der Gattung *Chlorella*. Ihre Sauerstoffproduktion beträgt $74,5 \mu\text{Mol} \times 10^{-2}/\text{mg Chl. min}$ bei 6 W/m^2 . Zoochlorellenfreie Populationen wurden im Freiland bisher nicht beobachtet; bei erhöhter Temperatur (30°C), Nährsalzmangel und guter Fütterung lassen sich jedoch algenfreie Stämme züchten. Bei Nahrungsmangel ernährt sich *P. bursaria* von den Photosyntheseprodukten (überwiegend Maltose) ihrer Symbionten. Generationszeit unter Laborbedingungen bei $8,5^\circ\text{C}$ etwa 87 h, bei 15°C 35 h und bei 20°C etwa 20 h. Positiv phototaktisch, negativ geotaktisch. Reagiert empfindlich auf größere pH-Schwankungen, niedrigen Sauerstoffgehalt und höhere Schwefelwasserstoffkonzentrationen. Exposition über 7 Tage (bei pH 7,4) in 1 ppm DDT bzw. 1 ppm Parathion führt zu einer 264 ± 21 -fachen bzw. 94 ± 2 -fachen Akkumulation der Pestizide. $7 \mu\text{g/l}$ des Herbizids Atrazin vermindern unter optimalen Kulturbedingungen das Populationswachstum noch signifikant. Toleriert im Experiment $100 \mu\text{g/l}$ Bleiazetat zusammen mit $20 \mu\text{g/l}$ Zinkchlorid; bei $500 \mu\text{g/l}$ Blei-azetat (pH 6,7-7,7, 8,7-9,3 mg/l O_2 , 25°C) lagern sich bis $6 \mu\text{m}$ große Bleipartikel in den Zellen ab. Weitere Daten zur Toxizität von Schwermetallen sind bei FOISSNER et al. (1994) zusammengestellt. Milieuspektrum (\rightarrow auch Abb. 78m): $0 > 30^\circ\text{C}$, pH $< 4-9,2$, $0-17,8 \text{ mg/l O}_2$, $1,2-24 \text{ mg/l BSB}_5$, $20-56 \text{ mg/l KMnO}_4$ -Verbrauch, $0-1,1 \text{ mg/l H}_2\text{S}$, $0-47 \text{ mg/l NH}_4^+\text{-N}$, $0-10,3 \text{ mg/l NO}_3^-\text{-N}$, $0-0,3 \text{ mg/l NO}_2^-\text{-N}$.

Paramecium putrinum CLAPARÈDE & LACHMANN, 1859 (Abb. 77a-j)

Kurzbeschreibung: Größe $60-120 \times 30-45 \mu\text{m}$, meist um $80 \times 40 \mu\text{m}$. Gestalt sehr variabel: elliptisch, eiförmig, in typischer Ausprägung von der Form eines hinten breit gerundeten Parallelogramms. Dorso-ventral wenig bis 2:1 abgeflacht. Mundrinne undeutlicher als bei $\rightarrow P. caudatum$ und $\rightarrow P. aurelia$ (Abb. 77a, b, d-f). **Makronucleus** ellipsoid etwa in Körpermitte. 1 ihm dicht anliegender, $4-9 \mu\text{m}$ großer und daher leicht erkennbarer **Mikronucleus** (Abb. 77a, b, i). Je 1 **kontraktile Vakuole** im vorderen und hinteren Drittel; bilden sich aus zusammenfließenden Bläschen (Bildungsvakuolen; keine radialen Sammelkanäle wie bei $\rightarrow P. caudatum$, $\rightarrow P. aurelia$ und $\rightarrow P. bursaria$) und entleeren sich über je 1 schlauchförmigen Exkretionsporus, der schwierig erkennbar und für die Bestimmung nicht erforderlich ist (Abb. 77a-d, h). Ruhende Ex-

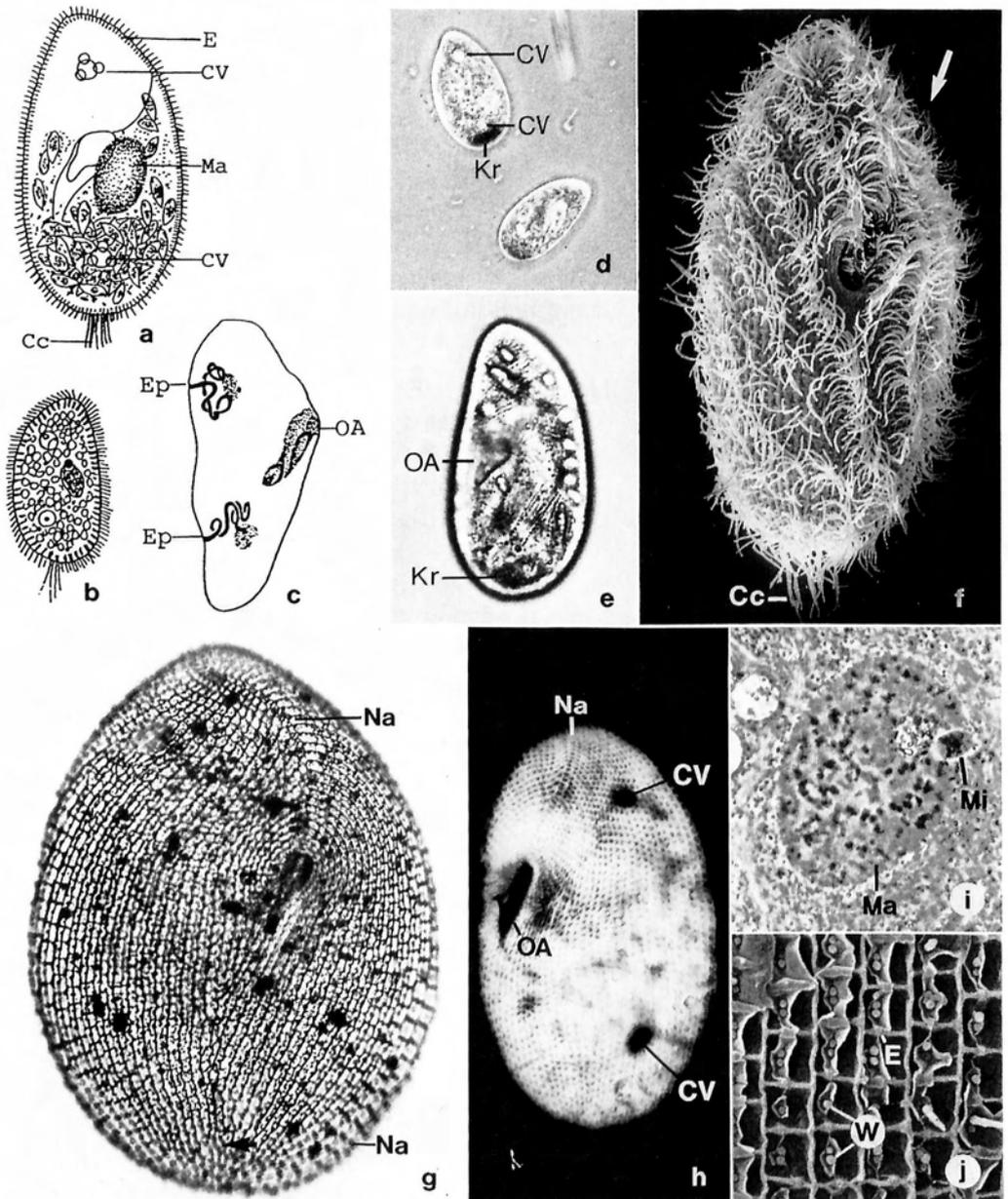


Abb. 77a-j: *Paramecium putrinum* (aus FOISSNER et al. 1994. a, b, d, e, i, in vivo; c, h, g, Färbungen und Silberimprägnation; f, j, REM-Aufnahmen). a, b, d-f: Ventralansichten, 60-120 μm . Der Pfeil in (f) markiert die Mundrinne. Das Exemplar in (a) hat viele Flagellaten (*Polytoma*) gefressen. c: Schlauchförmige Exkretionsporen. g: Silberliniensystem und Bewimperung der Ventralseite. h, j: Struktur der Pellicula und tief liegende kontraktile Vakuolen. i: Kernapparat. Cc = Caudalcilien, CV = kontraktile Vakuolen, E = Extrusome, Ep = Exkretionsporen der kontraktile Vakuolen, Kr = Exkretkristalle, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Na = prae- und postorale Naht, OA = Oralapparat, W = Wimpern.

trusome (Trichocysten) spindelförmig, zahlreich entlang der Wimpernreihen; bilden einen deutlichen Saum unter der Pellicula. Keine Zoochlorellen; hintere Hälfte bei schwacher Vergrößerung aber fast immer dunkel durch viele stark lichtbrechende Exkretkristalle (Abb. 77a, d, e). **Bewimperung** dicht, in etwa 55 longitudinalen Reihen, die ventral an einer medianen Naht enden. Pellicula viereckig gefeldert (Abb. 77a, b, f-h, j; genauer Aufbau der Bewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Oralapparat** etwa in Körpermitte in der Mediane. An der linken Wand der Mundhöhle 3 adorale Membranellen (Membranelle 3 vorne in 4 einzelne Reihen aufgelöst), an der rechten Wand 1 undulierende Membran (Abb. 77e, f-h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich).

Verwechslungsmöglichkeiten: Es gibt mehrere sehr ähnliche Arten, die sich von *P. putrinum* durch folgende Merkmale unterscheiden (Ölimmersion verwenden!): *P. traunsteineri* KAHL (kontraktile Vakuolen weder mit Sammelkanälen noch mit Bildungsvakuolen, Mikronucleus nur 3 µm groß), *P. nephridiatum* GELEI (kontraktile Vakuolen mit radialen Sammelkanälen und je 2 Exkretionspori), *P. chilodonides* KAHL (kontraktile Vakuolen mit radialen Sammelkanälen und je 1 Exkretionsporus). Das in Gestalt und Kernapparat sehr ähnliche → *P. bursaria* ist grasgrün durch Zoochlorellen. *Paramecium calkinsi* WOODRUFF und *P. woodruffi* WENRICH sind größer (120-200 µm) und ihre kontraktile Vakuolen haben radiale Sammelkanäle. → *Paramecium caudatum* und die Arten des → *P. aurelia*-Komplexes sind größer (gewöhnlich ≥150 µm) und haben ein zugespitztes oder schmal gerundetes Hinterende. → *Frontonia acuminata* ist dorso-ventral sehr stark abgeflacht und der Mund liegt vor der Mitte.

Ökologie: Besonders im Winterhalbjahr weit verbreitet und manchmal massenhaft im Detritus stark und sehr stark verschmutzter, perenner (bildet keine Dauercysten) Gewässer aller Art (Tümpel, Teiche, Altwässer, Bäche, Flüsse, Staugewässer). In Fließgewässern - besonders in den lotischen Bereichen - oft in größerer Dichte als → *P. caudatum*. *Paramecium putrinum* bevorzugt bakterienreiche, kühle Gewässer mit hoher Sauerstoffzehrung, fehlt aber bei höheren H₂S-Konzentrationen. Spärliches Vorkommen auch in der Oligosaprobie, dort wahrscheinlich in bakterienreichen Mikrohabitaten. Typisches Mitglied der polysaprobien Ciliatengesellschaft (→ *Colpidietum colpodae*) und daher charakteristisch für → *Sphaerotilus*-, → *Beggiatoa*- und → *Lep-tomitus*-Rasen. Zahlreiche Nachweise aus Emscherbrunnen, Belebtschlammanlagen (besonders bei hoher Belastung und/oder Sauerstoffarmut), Scheibentauchkörpern und Tropfkörpern (vor allem in der oberen, poly- bis alphamesosaprobien Zone, bei schlecht arbeitenden Anlagen auch weiter unten). Auch in Ästuaren; oligo- bis meso-euryhalin. Fehlt vermutlich in den Tropen, wo es durch andere Arten (z. B. *P. pseudotrichium* DRAGESCO; 2 Mikronuclei, kontraktile Vakuolen mit radialen Sammelkanälen) vertreten wird (DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986).

Frißt Bakterien (Schwefelbakterien, Cyanobakterien, Rhodobakterien etc.), kleine Grünalgen, Kieselalgen, Hefe, heterotrophe Flagellaten und Stärkekörner (Abb. 77a). Spezifische Filterleistung etwa 9.000/h. Im Freiland ingestiert 1 Individuum 48.000 Bakterien/d mit einem Gesamtvolumen von 196.800 µm³. Generationszeit im Freiland

zwischen 15 und 336 h, im Mittel 103 h. Spezifische Wachstumsrate 0,058/h. Fakultativ anaerob. Letale Konzentration von Zinkacetat 0,02-0,04 g/l. LD₅₀ 24 h für Röntgenstrahlung etwa 44 C/kg. Milieuspektrum: 0,2-30 °C (Optimum 15-18 °C), pH 4-9,5, 0-17,5 mg/l O₂, 1,2-146 mg/l BSB₅, 4-76 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-1 mg/l H₂S, 0-47 mg/l NH₄⁺-N, 0-11,7 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,7 mg/l NO₂⁻-N.

Cyclidium spp. (Abb. 78a-k)

Die Angaben beziehen sich im wesentlichen auf die beiden von FOISSNER et al. (1994) saprobiologisch gut definierten Arten, *C. glaucoma* MÜLLER (Abb. 78a-c, e-g, i, j) und *C. heptatrichum* SCHEWIAKOFF (Abb. 78d, h, k), die sich vor allem in der → Bewimperung unterscheiden.

Kurzbeschreibung: Größe 14-30 x 6-16 µm. **Gestalt** tönchen- bis spindelförmig. Vorderende unbewimpert und leicht zapfenförmig abgesetzt (Frontalplatte), Hinterende schmal bis breit gerundet (Abb. 78a-d, f-h, k). **Makronucleus** kugelig in der vorderen Hälfte (Abb. 78a-d, f). **Kontraktile Vakuole** terminal (Abb. 78a-d, g, j). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) stäbchenförmig, sehr unscheinbar, nur mit Interferenzkontrast erkennbar und für die Bestimmung nicht erforderlich. Plasma hell, d. h. nicht dunkel gefleckt wie bei → *Uronema nigricans*. **Bewimperung** spärlich (*C. heptatrichum*, besonders im mittleren Drittel) bis mäßig dicht (*C. glaucoma*), in meist 10 (*C. glaucoma*) bzw. 10-15 (*C. heptatrichum*) longitudinalen Reihen. Wimpern in der vorderen Hälfte großteils paarig, am Hinterende eine etwa körperlange, terminal oft gebogene Schwanzwimper (Caudalcilium), bei *C. heptatrichum* zusätzlich noch einige leicht verlängerte Wimpern (Abb. 78a-d, f-k). **Oralapparat** 1/2- bis 2/3körperlang, besteht aus 3 hintereinander angeordneten, sehr kleinen adoralen Membranellen und 1 verhältnismäßig großen, L-förmigen undulierenden Membran, deren Wimpern recht lang sind und beim ruhenden Ciliat ein auffallendes Segel bilden (Abb. 78a-i; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** springend und gleitend; in den oft langen Pausen werden die Wimpern gespreizt, die undulierende Membran segelförmig aufgestellt und Nahrung eingestrudelt (Abb. 78h, k).

Verwechslungsmöglichkeiten: *Ctedoctema acanthocryptum* STOKES hat eine relativ deutlich gekerbte (gekörrnte) Pellicula und die kontraktile Vakuole liegt subterminal. → *Uronema nigricans* ist im vorderen Drittel beim Oralapparat leicht eingedellt, hat eine viel unscheinbarere undulierende Membran, springt nicht und ist durch Einschlüsse meist dunkel gefleckt. *Cristigera*-Arten haben ventral eine leicht sichtbare Rinne. *Calypotricha lamuginosa* (PENARD; baut eine gelatinöse Wohnröhre, die aber bei Beunruhigung leicht verlassen wird) und *Pseudocohnilembus* spp. sind etwas größer (>25 µm), meist spitz eiförmig und ruhen fast nie. → *Pleuronema coronatum* ist viel größer (60-90 µm; Abb. 78k). Das fast in jeder Probe vorhandene, eurysaprobe *Cinetochilum margaritaceum* (EHRENBERG) ist linsenförmig, hinten leicht gekerbt und hat den Mund hinter der Mitte (Abb. 48e).

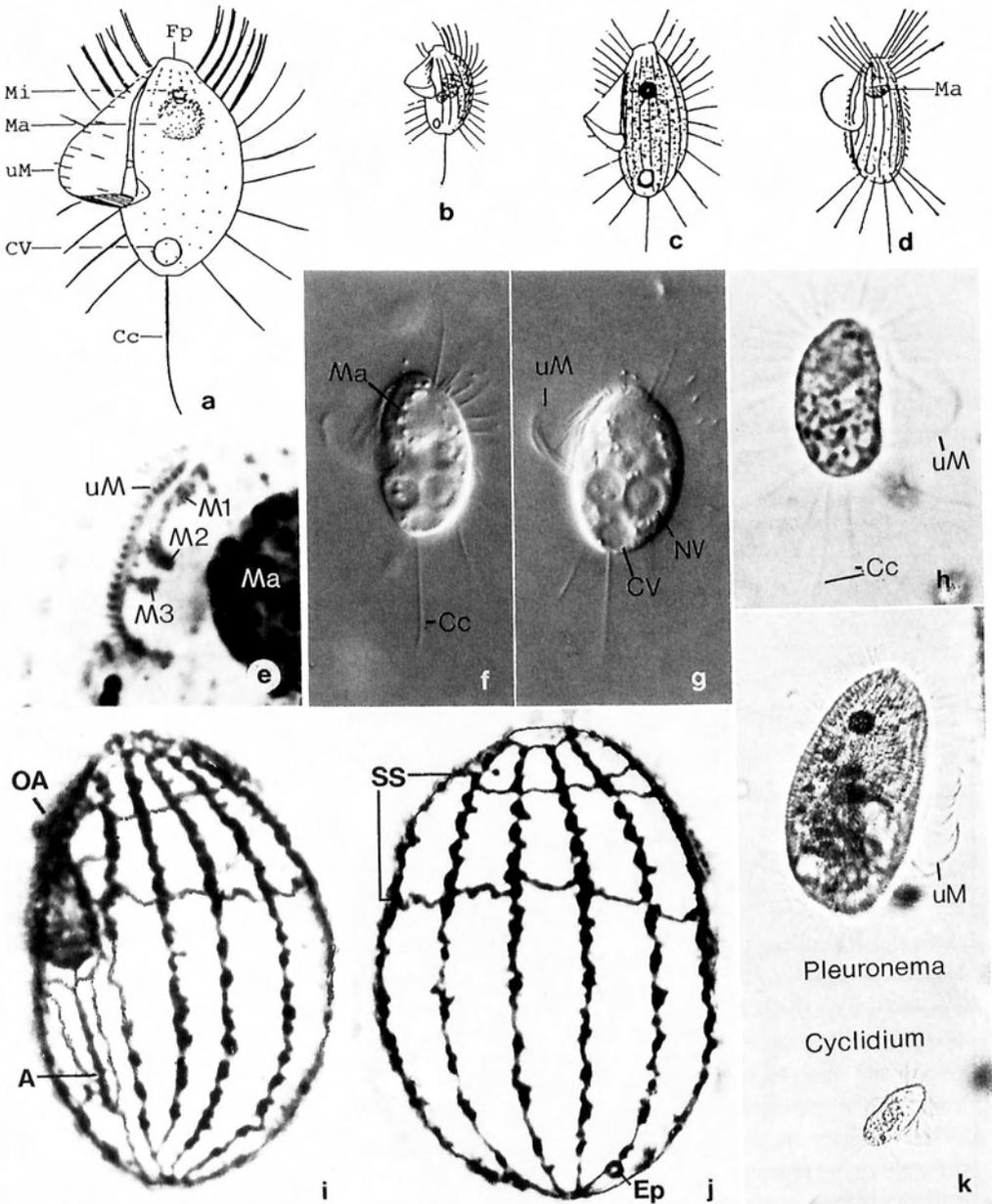


Abb. 78a-k: *Cyclidium* spp. (aus FOISSNER et al. 1994. a-d, f-h, k, in vivo; e, i, j, Silberimprägung). a-d, f, g: Links laterale Ansichten von *C. glaucoma* (a-c, f, g) und *C. heptatrichum* (d), 20-30 μ m. e: Mundbewimperung. h, k: Rechts laterale Ansichten von *C. heptatrichum* und \rightarrow *Pleuronema coronatum*. i, j: Bewimperung und Silberliniensystem der linken und rechten Seite. A = After, Cc = Caudalcalcilium (Schwanzwimper), CV = kontraktile Vakuole, Ep = Exkretionsporus der CV, Fp = Frontalplatte, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1-3 = adorale Membranellen, NV = Nahrungsvakuole, OA = Oralapparat, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und oft zahlreich (5.528 Ind./cm², 1.750 Ind./ml; Abb. 78l) im Detritus und Aufwuchs gering bis stark verschmutzter fließender und stehender Gewässer; Einzelfunde in allen Saprobitätsstufen. Auch im Plankton von Seen und Flüssen, besonders zwischen treibenden Schlamm- und → *Sphaerotilus*-Flocken und über Schlammbänken stark verschmutzter Fließgewässer. Experimentell konnte bestätigt werden, daß *C. glaucoma* gegenüber organischer Belastung empfindlicher ist als → *Dexiostoma campylum*. *Cyclidium glaucoma* ist mehr beim Abbau

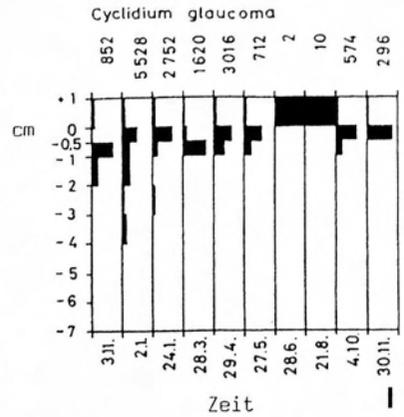
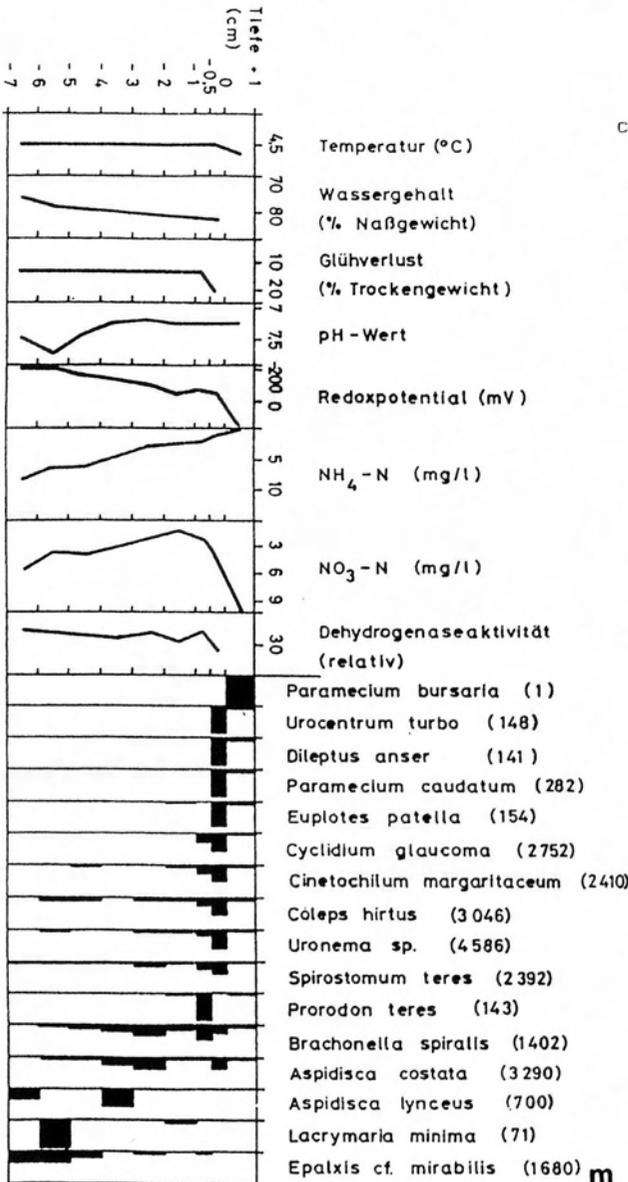


Abb. 78l: Vertikalverteilung von *Cyclidium glaucoma* im eutrophen Heinrichsweiher in Bonn. Die Zahlen über den Feldern geben die Ind./cm² an (Summe der Individuen aller Schichten) und die volle Breite eines Feldes entspricht jeweils 100 %. 0 cm = Sedimentoberfläche.

Abb. 78m: Vertikalverteilung von *Cyclidium glaucoma* und anderen Ciliaten-Arten und verschiedener physikalischer und chemischer Faktoren am 24. 1. 1977 in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone des eutrophen Heinrichsweihers in Bonn. Die Zahlen hinter den Namen geben die Ind./cm² (Summe der Individuen aller Schichten) an und die volle Breite eines Feldes entspricht jeweils 100 %. Zwischen 0 und +1 cm Tiefe betrug der O₂-Gehalt 12,1 mg/l.

kohlenhydrathaltigen Materials zu erwarten als in Zonen mit starkem Eiweißabbau. Außerdem besiedelt es, im Gegensatz zu \rightarrow *Paramecium caudatum*, auch regelmäßig autotroph geprägte Bereiche mit hohen Sauerstoffwerten und abgeklungenen Abbauprozessen, gelangt aber dort nicht mehr zur Massenvermehrung (BICK 1966a). Auch in Mooren und in Brunnen. Verbreitet im Belebtschlamm (typisch für die Einarbeitungsphase), in Tropfkörpern, in Scheibentauchkörpern (150 Ind./ml bei 650 mg/l BSB₅), Emscherbrunnen und Abwasserteichen (45.200 Ind./ml bei ≥ 56 mg/l BSB₅ und ≥ 480 mg/l CSB). Verbreitung der Gattung kosmopolitisch; auch marin (erträgt künstliches Meerwasser mit bis zu 9 % Salz!) und im Boden.

Cyclidien fressen überwiegend Bakterien, gelegentlich winzige Algen. Ideale Partikelgröße 0,3-0,6 μm , maximale Filtriergeschwindigkeit etwa $2,8 \times 10^{-6}$ ml/h. Respiration 3-15 pl/Ind.h. Generationszeit im Freiland 72 h, unter Laborbedingungen bei 8,5 °C etwa 77 h, bei 15 °C 14-16 h, bei 20 °C 7 h und bei 43 °C nur 3,7 h. Temperaturstöße von 20 auf 35 °C werden im aktiven Zustand, kurzzeitige Erhöhungen auf 40-45 °C werden als Cysten überlebt. Erträgt 1,2 mg/l freies Ammoniak und bei mikroaeroben Verhältnissen bis 1,3 mg/l H₂S; in Mooren noch bei 14 mg/l H₂S nachgewiesen. Unempfindlich gegenüber pH-Schwankungen; bevorzugt den neutralen und alkalischen Bereich und meidet pH-Werte unter 5,5. *Cyclidium glaucoma* wurde einmal zahlreich in einem amerikanischen Fluß bei folgenden Schwermetallkonzentrationen gefunden: 0,143 mg/l Kupfer, 0,134 mg/l Zink, 0,096 mg/l Chrom und 0,012 mg/l Blei. Milieuspektrum von *C. glaucoma* (\rightarrow auch Abb. 78m aus REINNARTH 1979): 0-58 °C, pH 4-9,8, 0-21 mg/l O₂, 0-650 mg/l BSB₅, -256 bis +253 mV Redoxpotential, 0-85 mg/l NH₄⁺-N, 0-15 mg/l NO₃⁻-N, 0-10 mg/l NO₂⁻-N.

Uronema nigricans (MÜLLER, 1786) FLORENTIN, 1901 (Abb. 79a-i)

Kurzbeschreibung: Größe 25-50 x 15-25 μm . Gestalt nieren- bis tönchenförmig, Vorderende etwas verschmälert und schräg abgestutzt (unbewimperte Frontalplatte), Hinterende breit gerundet, dorsal konvex, ventral gestreckt und beim Oralapparat etwas eingedellt (Abb. 79a-d, h, i). **Makronucleus** kugelig in der vorderen Hälfte (Abb. 79a, f). **Kontraktile Vakuole** terminal (Abb. 79a, d). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) stäbchenförmig, unscheinbar, nur im Interferenzkontrast erkennbar und für die Bestimmung nicht erforderlich. Plasma gut ernährter Exemplare bei schwacher Vergrößerung oft dunkel gefleckt durch stark lichtbrechende, kristalline Einschlüsse (Abb. 79b-d). **Bewimperung** mäßig dicht, in 10-14 longitudinalen Reihen. Wimpern im vorderen Drittel größtenteils paarig, am Hinterende eine etwa halbkörperlange Schwanzwimper (Caudalcilium; Abb. 79a, d-f, h, i). **Oralapparat** klein, in der vorderen Hälfte, etwas eingesenkt, wodurch die ventrale Delle entsteht, besteht aus 3 hintereinander angeordneten, sehr kleinen adoralen Membranellen und 1 unscheinbaren undulierenden Membran (Abb. 79a, c, e-h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** nicht springend wie \rightarrow *Cyclidium*, sondern hastig hin und her schwimmend; beim Fressen ruht es so wie \rightarrow *Cyclidium* mit gespreizten Wimpern (Abb. 79b).

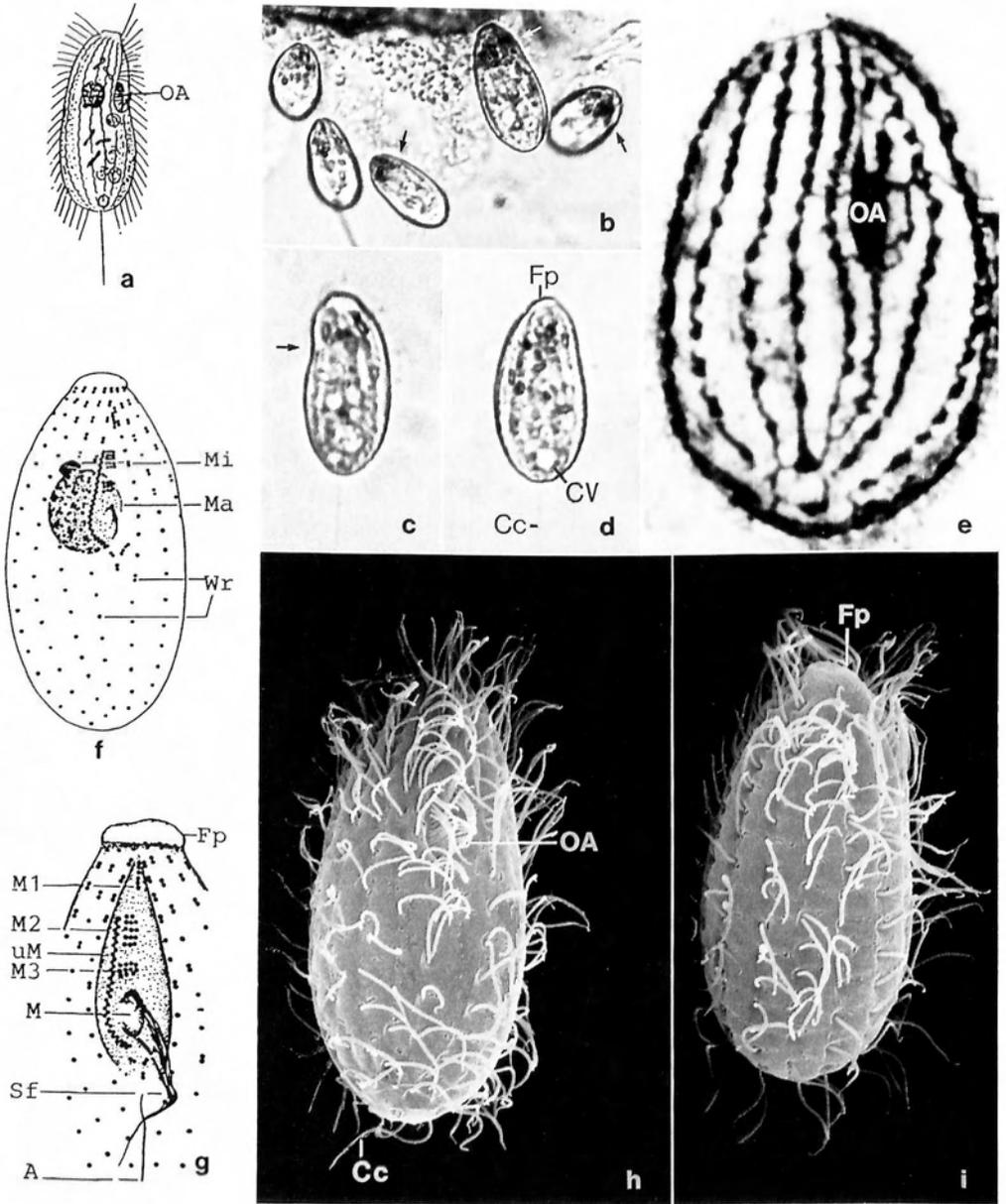


Abb. 79a-i: *Uronema nigricans* (aus FOISSNER et al. 1994. a-d, in vivo; e-g, Silberimprägnation; h, i, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a, c, d, h, i: Rechts (a, d) und links laterale (c), ventrale (h) und dorsale (i) Ansichten, 25-40 μm . Der Pfeil in (c) markiert die typische ventrale Delle. b: Mehrere Exemplare bei einem Bakterienhaufen. Beachte die dunkle Fleckung (Pfeile) des Plasmas. e: Silberliniensystem der Ventralseite. f, g: Bewimperung der Ventralseite und des Oralapparates. A = After, Cc = Caudalcilium, CV = kontraktile Vakuole, Fp = unbewimperte Frontalplatte, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1-3 = adorale Membranellen, OA = Oralapparat, Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

Verwechslungsmöglichkeiten: Sehr ähnlich *U. marinum* DUJARDIN (nur marin, etwas größer, 12-16 Wimpernreihen). → Cyclidien springen, sind meist etwas kleiner (<30 µm) und haben in Ruhestellung eine hoch aufragende undulierende Membran. Bei *Ctedoctema acanthocryptum* STOKES ist die Pellicula gekörnt und die kontraktile Vakuole deutlicher subterminal; morbide Exemplare haben postoral eine auffallende Blase. *Pseudocohnilembus*-Arten sind deutlicher eiförmig (vorne meist angedeutet zugespitzt) und beim Oralapparat nicht eingedellt; außerdem kommen sie fast nur bei ausgeprägter Polysaprobie vor. *Calyptricha lanuginosa* (PENARD) ist mehr eiförmig, hat keine ventrale Delle und eine ziemlich auffallende undulierende Membran. Das fast in jeder Probe vorhandene, euryaprobe *Cinetochilum margaritaceum* (EHRENBERG) ist linsenförmig, hinten leicht gekerbt und hat den Mund hinter der Mitte (Abb. 48e).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und besonders in der kälteren Jahreszeit zahlreich (1.079 Ind./cm², 2.000 Ind./ml) im Detritus und Aufwuchs eutropher stehender und stark verschmutzter fließender Gewässer; oft auch im Plankton von Seen und Flüssen. Nach LIEBMANN (1962) bevorzugt in Gewässern, in die Jauche eingeleitet wurde, über Schlammböden, in treibendem Schlamm und in → *Sphaerotilus*-Zotten; manchmal auch im Faulschlamm. Im Belebtschlamm besonders während der Einarbeitungsphase (indiziert keine spezielle Ablaufbeschaffenheit), in Tropfkörpern (besonders in der mittleren und unteren Zone), in Scheibentauchkörpern, im Sediment von Abwasserfischteichen und in der Kahmhaut von stehendem Abwasser (bis 15.000 Ind./ml). Verträgt Meerwasser. Kosmopolitisch.

Tabelle 10. Letale Konzentration von vier Schwermetallen für sieben Ciliaten-Arten (aus MADONI et al. 1992)¹

Taxa	24-h LC50 (95% Confidence Limits)				
	Metal:	Cd (µg/l)	Cu (µg/l)	Hg (µg/l)	Zn (mg/l)
<i>Aspidisca cicada</i>		310 (235-409)	21.0 (17.5-25.2)	70.0 (45.5-108)	2.40 (1.69-3.41)
<i>Blepharisma americanum</i>		1,400 (994-1,972)	1.45 (0.79-2.65)	17.5 (14.1-21.7)	1.05 (0.70-1.58)
<i>Colpidium campylum</i>		205 (176-239)	12.0 (9.23-15.6)	17.5 (14.3-21.4)	1.85 (1.33-2.57)
<i>Euplotes affinis</i>		400 (348-460)	64.0 (52.5-78.1)	190 (153-236)	3.10 (2.55-3.77)
<i>Euplotes patella</i>		2,650 (2,524-2,783)	11.0 (9.42-12.9)	125 (118-133)	50.0 (43.9-56.9)
<i>Paramecium caudatum</i> ²		180 (152-213)	10.5 (9.22-12.0)	20.0 (16.4-24.3)	2.50 (2.26-2.76)
<i>Uronema nigricans</i>		620 (557-690)	14.0 (9.40-20.8)	4.30 (2.74-6.75)	2.90 (2.35-3.58)

¹ 20 °C, pH 7,0-7,8.

² Bestimmung nach der angegebenen Größe zweifelhaft.

Frißt Bakterien und kleine Flagellaten. Optimale Temperatur in Aufgüssen 25-28 °C; bei Peptonabbauversuchen wurde *U. nigricans* jedoch nur zwischen 5 und 15 °C (1.200 Ind./ml bei 15 °C) beobachtet und vermehrte sich erst in der Nitrifikationsphase. Bevorzugt geringe Sauerstoffkonzentrationen (0,1-1 mg/l) und ist unempfindlich gegen H₂S (bis 1,2 mg/l) und pH-Schwankungen. Zur Toxizität einiger Schwermetalle → Tabelle 10. Für folgende Substanzen liegt die toxische Grenzkonzentration (→ Glossar) unter 0,1 mg/l: Beryllium, Cadmium, Nickel, Quecksilber, Blei und für die organische Verbindung 4,6-Dinitro-o-kresol (BRINGMANN & KÜHN 1980, 1981). Milieuspektrum: 0-40 °C, pH 4,1-8,7, 0-17,4 mg/l O₂, 0,7-80 mg/l BSB₅, 19-92 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-31 mg/l NH₄⁺-N, 0-10,8 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,6 mg/l NO₂⁻-N.

Pleuronema coronatum KENT, 1881 (Abb. 78k, 80a-i)

Kurzbeschreibung: **Größe** 60-90 x 30-55 µm. **Gestalt** eiförmig bzw. halbellipsoid, d. h. ventral fast eben, dorsal kräftig gewölbt (Abb. 80a-c, e, f, i). **Makronucleus** kugelig in der vorderen Hälfte (Abb. 80a-c, e, g). **Kontraktile Vakuole** subterminal auf der Dorsalseite (Abb. 80c, e). Ruhende **Extrusome** (Trichocysten) stäbchenförmig, bilden einen deutlichen Saum (Abb. 80a-c, e). **Bewimperung** dicht, in 35-40 longitudinalen Reihen. Am Hinterende viele verlängerte Wimpern (Caudalcilien, Schwanzwimpern), die fächerförmig gespreizt werden können (Abb. 80a-g, i). **Oralapparat** groß, etwa 2/3körperlang, besteht aus 3 sehr unterschiedlich langen, in vivo eher unscheinbaren adoralen Membranellen und 1 sehr auffallenden, segelförmigen undulierenden Membran, die den hinteren Mundrand halbkreisförmig umzieht (Abb. 80a-e, g, h; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewegung** gleitend und von kurzen Pausen unterbrochen, wobei die Wimpern gespreizt werden und sich das "Mundsegel" (undulierende Membran) entfaltet (Abb. 80e).

Verwechslungsmöglichkeiten: Ein leicht kennbares Ciliat. Es wurden mehrere sehr ähnliche und vielleicht damit synonyme Arten aus dem Brackwasser beschrieben, die sich nur in Kleinigkeiten der Bewimperung unterscheiden (sh. DRAGESCO & DRAGESCO-KERNEIS 1986). *Pleuronema crassum* DUJARDIN hat angeblich keine verlängerten Caudalcilien. Arten der Gattung *Histiobalantium* sind leicht nierenförmig und haben am ganzen Körper verstreut verlängerte Wimpern, die aber schwierig erkennbar sind; sie kommen fast nur in Stehgewässern vor. Bei *Lembadion* ist die Mundspalte sehr tief und breit und daher schon bei schwacher Vergrößerung viel auffällender als bei *Pleuronema*; es steht auch kaum still. Arten der Gattung → *Cyclidium* sind viel kleiner (15-30 µm; Abb. 78k).

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet, aber selten zahlreich (50 Ind./cm²) in limnischen und marinen Biotopen. Meist benthisch (gelegentlich im sulfidhaltigem Sediment), selten im Pelagial. Populationsmaxima vom Frühling bis Herbst. Leitart der betamesosaproben Ciliatengesellschaft, *Pleuronemetum coronatae*, und typisch für Fließgewässer mit kiesig-sandigem Sediment; häufig mit *Frontonia leucas* und → *Lacrymaria olor*

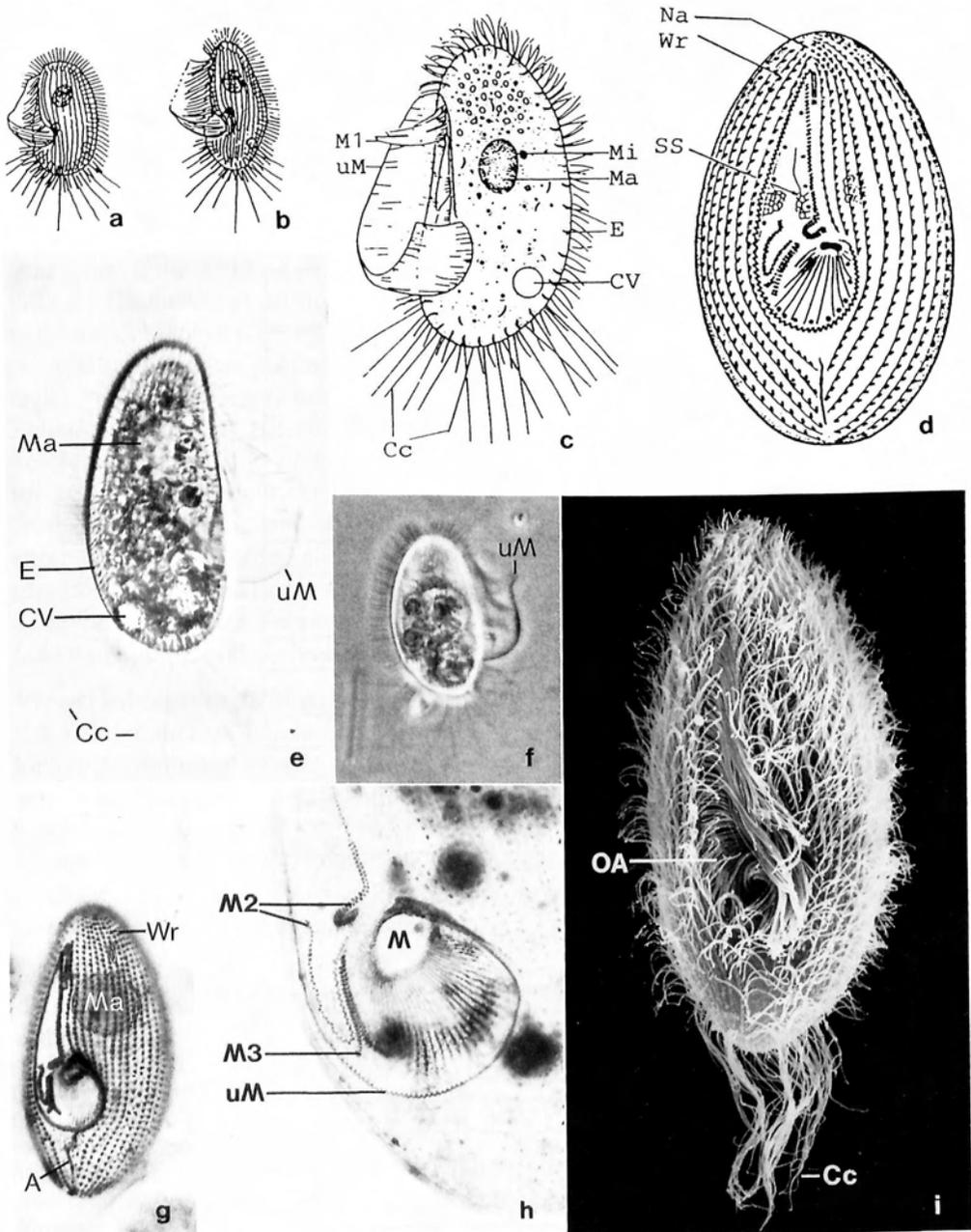


Abb. 80a-i: *Pleuronema coronatum* (aus FOISSNER et al. 1994. a-c, e, f, in vivo; d, g, h, Silberimprägung; i, REM-Aufnahme). a-c, e, f: Links (a-c) und rechts laterale (e, f) Ansichten, 70-90 μm . d, g, i: Bewimperung der Ventralseite. h: Mundbewimperung. A = After, Cc = Caudalcilien, CV = kontraktile Vakuole, E = Extrusome, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, M1-3 = adorale Membranellen (die Membranelle 2 ist zweigeteilt), Na = praeorale Naht, OA = Oralapparat, SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran, Wr = Wimpernreihen.

vergesellschaftet. Gelegentlich in Abwasserfischteichen. Holo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt Bakterien, Cyanobakterien, Schwefelbakterien, autotrophe Flagellaten, Diatomeen und andere Kleinalgen und kleine Ciliaten (→ *Cyclidium* sp.). Optimales Wachstum bei 31 °C. Erträgt nur sehr geringe Konzentrationen von H₂S. Milieuspektrum (→ auch Abb. 80j): 2-35 °C, pH 6-9, 2-19,6 mg/l O₂, -46 bis +145 mV Redoxpotential, 2-23 mg/l BSB₅, 0-5,3 mg/l NH₄⁺-N, 0,02->100 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,8 mg/l NO₂⁻-N.

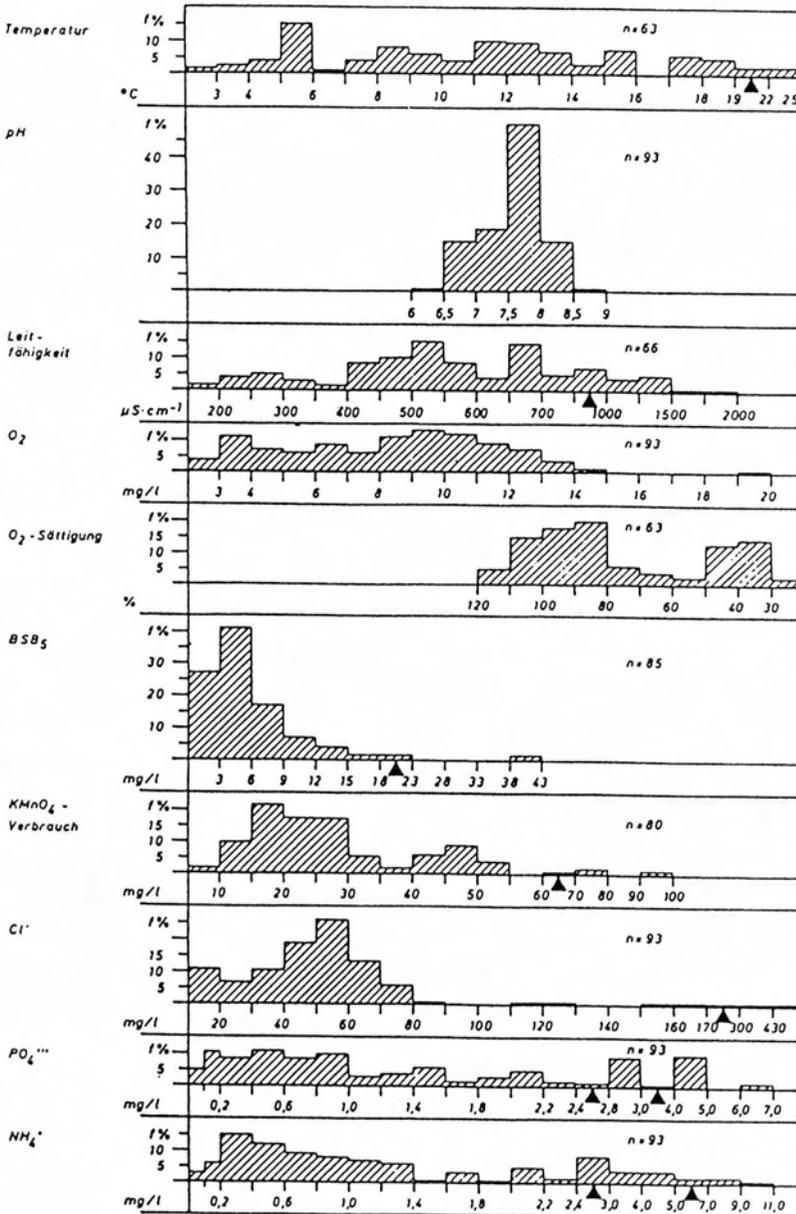


Abb. 80j: Prozentuale Verteilung (f %) der Funde (n) von *Pleuronema coronatum* in den Spektren einiger physikalischer und chemischer Parameter von 2 beta- bis alpha-mesosaprobien Fließgewässern im niederrheinischen Tiefland (aus HEUSS 1976).

Vorticella campanula EHRENBERG, 1831 (Abb. 81a-m)

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 50-160 x 35-100 μm , meist 60-90 μm lang. **Gestalt** der gestreckten Zellen ausgeprägt glocken- oder hutförmig; kontrahiert fast kugelig und vorne mit deutlichen Höckern (Abb. 81e). Im Plasma stets viele 1-5 μm große, farblose Fetttropfchen, die das Licht so stark brechen, daß die Zellen bei schwacher Vergrößerung auffallend dunkel bis schwarz und die Zellorganellen schwierig erkennbar werden (Abb. 81a-c, e-i, k-m). **Makronucleus** J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 81d). **Kontraktile Vakuole** etwa in der Höhe des Peristomkragens (Mundwulst) an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 81g). **Pellicula** und Silberliniensystem sehr fein quer gestreift (Abb. 81j; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 81a). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) 60-125 μm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen deutlich (oft tellerförmig) über den Körperand. Die adonale Wimpernspirale beschreibt am leicht gewölbten und kaum schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im geräumigen Mundtrichter je etwa 1 1/4 Umgänge (Abb. 81a, d, h, i, m; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** nicht verzweigt, aber kontraktile (mit Muskel), 6-12 μm (meist um 7 μm) breit und durchschnittlich etwa 300 μm (selten bis 4 mm) lang, kontrahiert in enger Schraubenlinie (Abb. 81a, e, h, m). **Solitär** auf verschiedenen Substraten, bildet oft mehrere Zentimeter große, rasenartige Scheinkolonien (Abb. 81l).

Verwechslungsmöglichkeiten: Sehr ähnlich, aber viel seltener ist *V. marginata* STILLER (Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer liegend, der krepfenförmig nach hinten gekrümmte Peristomkragen ragt sehr weit über den Körperand). Die Arten der sehr weit verbreiteten und häufigen \rightarrow *V. convallaria*-Gruppe, *V. picta* (EHRENBERG; 2 kontraktile Vakuolen, sehr auffallende, stark lichtbrechende Granula im Stiel) und *Pseudovorticella*-Arten (*P. monilata*: bläschenförmige Pellicula, 2 kontraktile Vakuolen; *P. chlamydophora*: breiter hyaliner Saum) haben kein dunkles Plasma und einen oft weniger deutlich überragenden Mundwulst.

Ökologie: Ganzjährig sehr weit verbreitet in verschiedensten Gewässertypen, besonders bei schwacher und mittlerer Strömung und mäßiger Verschmutzung. Abundanzminima meist in den Sommermonaten. Bildet oft rasenartige Überzüge (bis 10.000 Ind./ cm^2) auf eingehängten Objektträgern, Detritus, Kunststoff-Schwämmen, Fadenalgen (Abb. 81l), submersen Makrophyten und gelegentlich auf Mollusken, Insekten und Kleinkrebsen. Manchmal große Scheinkolonien auf frei treibendem Detritus. Charakterisiert nach LIEBMANN (1962) die abklingende Alpha- und die beginnende Betamesosaprobie, d. h. die Zone der fortschreitenden Mineralisierung. Indikator für schwache Eutrophie in Trinkwassertalsperren. Meidet vermutlich saure Gewässer. Im Belebtschlamm und in Tropfkörpern indiziert *V. campanula* günstige Verhältnisse und Ablaufwerte von 0-20 mg/l BSB₅. Auch im Brackwasser (meist bei <1 % Salz) und im Meer; oligo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt überwiegend Bakterien (25.000/d), aber auch Algen und Detritus. Generationszeit im Freiland 48-240 h, im Mittel etwa 190 h. 1,4 mg/l Zn^{2+} oder etwa 1 mg/l Cu^{2+}

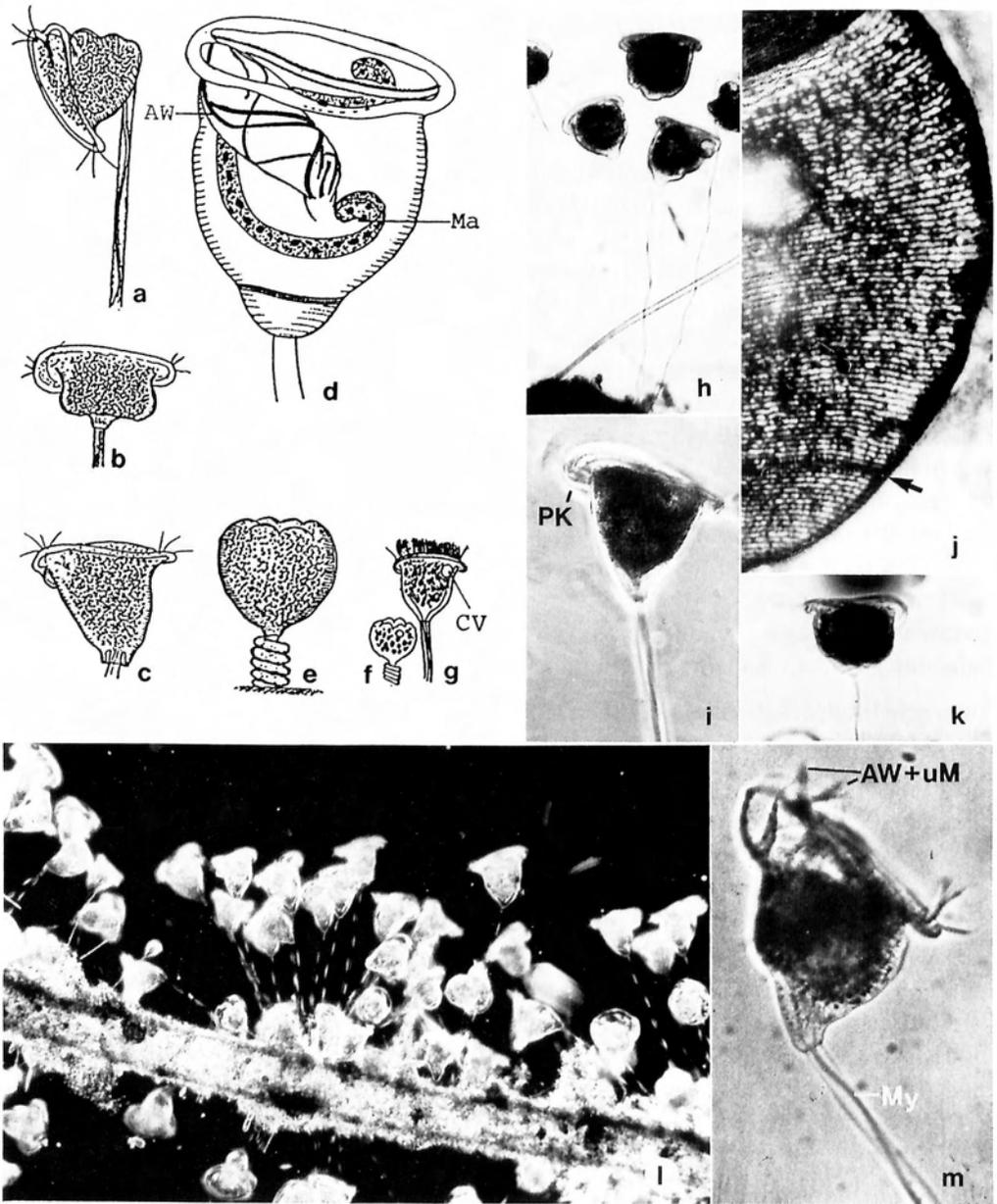


Abb. 81a-m: *Vorticella campanula* (aus FOISSNER et al. 1992. a-c, e-i, k-m, in vivo; d, j, Silberimpregnation). a-c, g-i, k, m: Gestreckte Exemplare, 60-80 μm . Beachte die zahlreichen stark lichtbrechenden Einschlüsse, die die typische dunkle Färbung verursachen. d: Bewimperung und Makronucleus. e, f: Kontrahierte Zellen. j: Teilansicht des sehr engstreifigen Silberliniensystems mit der Anlage des aboralen Wimpernkranzes (Pfeil). l: Massenvorkommen (Scheinkolonie) auf Fadenalge. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, My = Myonem (Stielmuskel), PK = Peristomkragen (Mundwulst), uM = undulierende Membran.

vermindern die Überlebensrate deutlich. Milieuspektrum: 0-36 °C, pH 4,7-9,5, 0,2-22,6 mg/l O₂, <0,5-20 mg/l BSB₅, 4,5-263 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-12,4 mg/l NH₄⁺-N, 0-52 mg/l NO₃⁻-N, 0-15 mg/l NO₂⁻-N.

Vorticella convallaria-Gruppe (Abb. 82a-r)

Diese Gruppe umfaßt meist deutlich glockenförmige, große (etwa 60-100 µm) Arten mit J-förmigem Makronucleus und etwa 100 Silberlinien bzw. Pellicula-Streifen (Abb. 82r). Wahrscheinlich enthält sie mehrere "gute" Arten, die in der Routine aber nicht sauber getrennt werden können.

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 40-95 x 20-55 µm, meist 60-80 x 35-45 µm; selten bis 130 µm lang. **Gestalt** der gestreckten Zellen schmal bis breit glockenförmig, unterhalb des Peristomkragens (Mundwulst) meist deutlich eingezogen; kontrahiert kugelig. Plasma farblos (bei schwacher Vergrößerung nicht dunkel!) bis deutlich zitronengelb (beim mutmaßlichen Synonym, *V. citrina*; Abb. 82a-d, f-n). **Makronucleus** J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 82a, b, j). **Kontraktile Vakuole** deutlich unterhalb des Peristomkragens (Mundwulst) an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 82a, l). **Pellicula** und Silberliniensystem sehr fein quer gestreift (Abb. 82a, k, r). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 82a). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) 30-80 µm, meist etwa 65 µm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Individuen oft deutlich über den Körperrand, manchmal nicht oder kaum breiter als die breiteste Körperstelle (Abb. 82a-d, f-n). Die adorale Wimpernspirale beschreibt am leicht gewölbten und schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im ungefähr 1/3körperlangen Mundtrichter je 1 1/4 bis 1 1/2 Umgänge (Abb. 82a, d, q; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** nicht verzweigt, aber kontraktil (mit Muskel), 4-7 µm breit, 50-800 µm (meist etwa 150 µm) lang, kontrahiert in enger Schraubenlinie (Abb. 82b, i, k, m). **Solitär** auf verschiedenen Substraten, bildet oft mehrere Zentimeter große, rasenartige Scheinkolonien (Abb. 82i, o).

Verwechslungsmöglichkeiten: Die in Größe und Gestalt gleiche *Vorticella picta* (EHRENBERG) hat 2 kontraktile Vakuolen und sehr auffallende, stark lichtbrechende Granula im Stiel. → *Vorticella campanula* ist durch zahlreiche stark lichtbrechende Einschlüsse dunkel bis schwarz und hat einen meist weiter vorragenden Peristomkragen. → *Vorticella microstoma* und Arten der sehr häufigen *V. infusionum*-Gruppe (Makronucleus hufeisenförmig und vorne quer liegend) sind meist kleiner (etwa 40-60 µm) und plumper, da der Peristomkragen fast immer schmaler als die breiteste Körperstelle ist. Pseudovorticella monilata (TATEM) hat 2 kontraktile Vakuolen und eine mit Bläschen übersäte Pellicula, *P. chlamydophora* (PENARD) hat einen bis zu 7 µm breiten hyalinen Saum. → *Carchesium polyppimum* hat einen 12-20 µm breiten, verzweigten Stiel.

Ökologie: Ganzjährig sehr verbreitet in verschiedensten Gewässern mit Maxima im Frühjahr und Herbst. In mäßig bis stark verunreinigten Bereichen oft recht abundant, bildet dann grauweiße Überzüge (Rasen). Besiedelt eingehängte Objektträger, Steine,

Detritus, Fadenalgen, submerse Makrophyten und verschiedene Evertebraten. Oft auch zwischen *Sphaerotilus* und manchmal im Pelagial. Nach LIEBMANN (1962) tritt *V. convallaria* regelmäßig und zahlreich in der Zone der stürmisch verlaufenden Selbststrei-

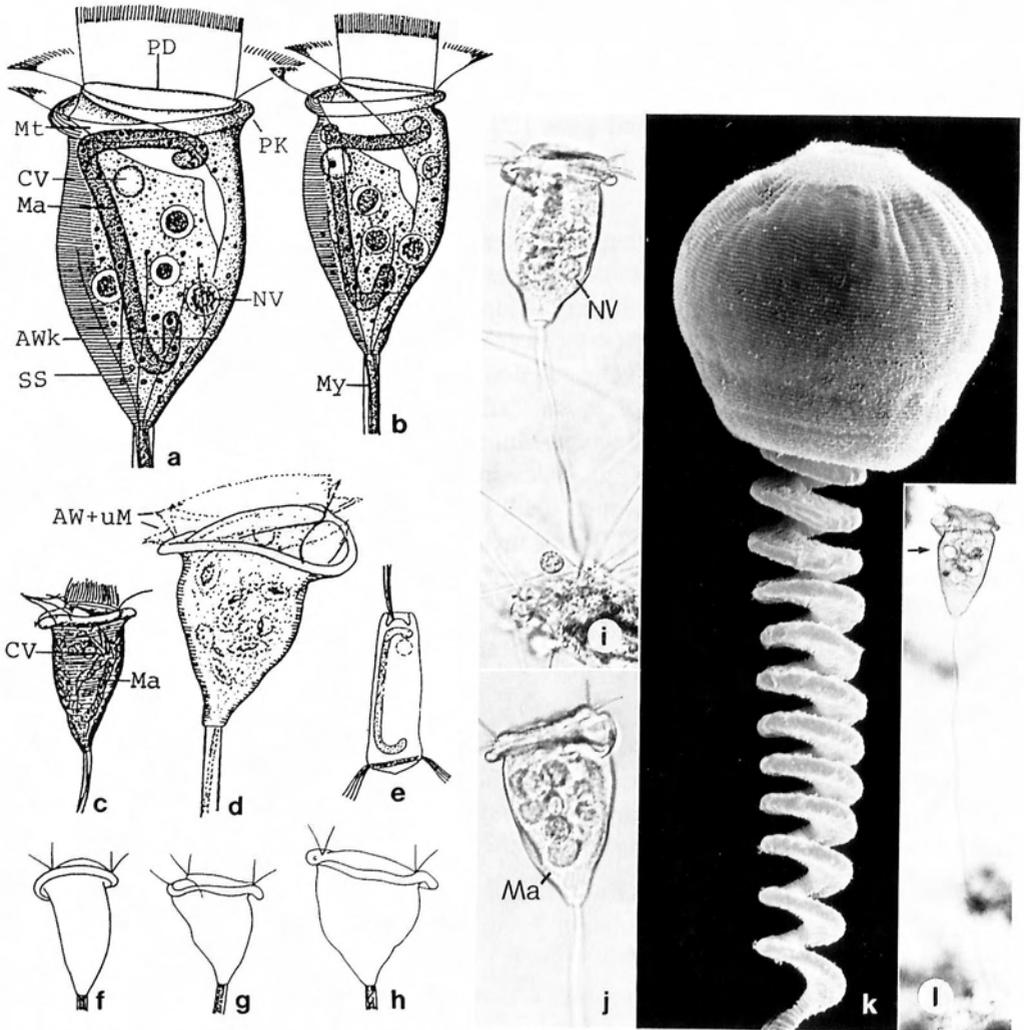


Abb. 82a-l: *Vorticella convallaria*-Gruppe (aus FOISSNER et al. 1992. a-j, l, in vivo; k, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme). a, b, i, j, l: Breite und schlanke Exemplare von *Vorticella convallaria* s. str., 60-80 μm . Der Pfeil in (l) markiert die kontraktile Vakuole. c, d, f-h: *Vorticella similis*. Beachte die Variabilität der Körperform innerhalb einer terricolen Population (f-h). e: Schwärmer von *V. gracilis*, 75 μm . k: Kontrahiertes Individuum mit eng gewundenem Stiel. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myonem (Stielmuskel), NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen (Mundwulst), SS = Silberliniensystem bzw. Pellicula-Streifen (nach Silberpräparaten eingezeichnet), uM = undulierende Membran.

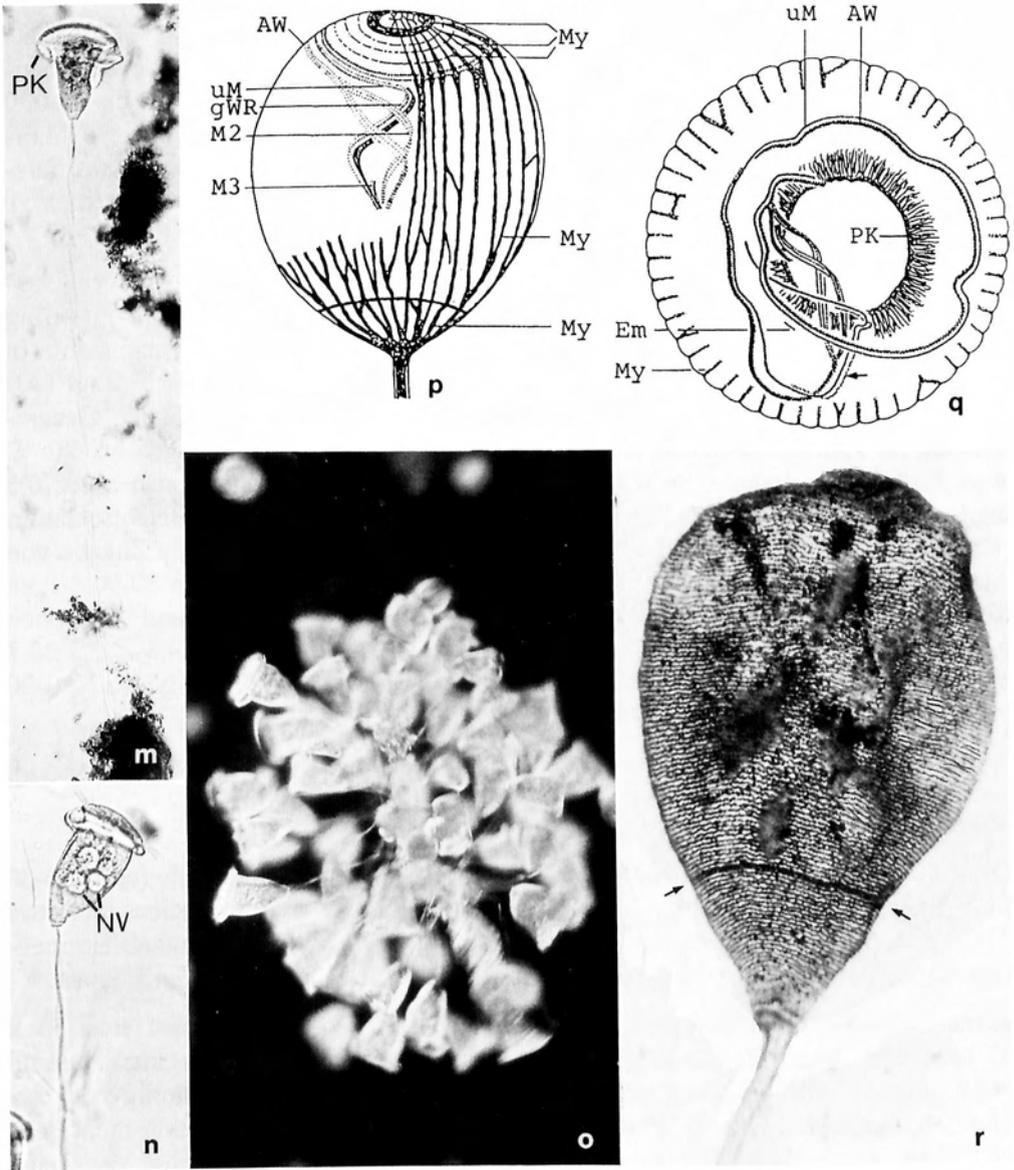


Abb. 82m-r: *Vorticella convallaria*-Gruppe (aus FOISSNER et al. 1992. m-o, in vivo; p-r, Silberimprägnation). **m, n:** Gestreckte Zellen von *V. convallaria* s. str. und *V. citrina*. **o:** Scheinkolonie von oben gesehen. **p:** Bewimperung und System der kontraktilen Fasern (Myoneme) einer kontrahierten Zelle, 65 μ m. **q:** Frontalansicht der Mundbewimperung und des kontraktilen Fasernsystems eines Schwärmers von *V. similis*. Der Pfeil markiert die germinale Wimpernreihe. **r:** Silberliniensystem. Die Pfeile weisen auf die Anlage des aboralen Wimpernkranzes, die dann Wimpern bildet, wenn sich die Zelle zum Schwärmer umbildet oder einen Ortswechsel vornehmen möchte. AW = adorale Wimpernspirale, Em = Epistommembran (nur beim Schwärmer vorhanden), gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, My = Myoneme (kontraktile Fasern), M2, M3 = adorale Membranellen 2 und 3, NV = Nahrungsvakuolen, PK = Peristomkragen (Mundwulst), uM = undulierende Membran.

nigung auf, vermag mit wenigen mg/l Sauerstoff auszukommen und bevorzugt neutrales bis schwach alkalisches Wasser. Verbreitet im guten Belebtschlamm (bis 18.000 Ind./ml; indiziert vermutlich verstärkte Nitrifikation), in Tropf- und Scheibentauchkörpern und in Stabilisierungsteichen (bis 192.000 Ind./ml). Mehrere Nachweise aus Salzseen, dem Brackwasser (*V. nebulifera*) und terrestrischen Biotopen (*Vorticella similis*). Verbreitung der Gruppe kosmopolitisch.

Frißt überwiegend Bakterien (14.400/d), selten Algen und Detritus. Die gelbe Erscheinungsform (*V. citrina*) dieser Art ist nicht sehr häufig und tritt bevorzugt in gering belasteten, schwach bis mäßig stark strömenden Gewässern mit Abundanzmaxima in der warmen Jahreszeit auf. Vermutlich ist die gelbe Färbung ernährungsbedingt (Algen), weshalb man farblose und gelbe Individuen oft nebeneinander findet. Generationszeit im Freiland 48-336 h (im Mittel 198 h), unter Laborbedingungen bei 20 °C etwa 8-12 h. Respirationsrate 0,84 nl O₂/Ind.h. Sauerstoffkonzentrationen unter 0,5 mg/l werden nur etwa 1/2 Tag ertragen. In einem eingearbeiteten Belebtschlamm (KMnO₄-Verbrauch des Zulaufes = 165 mg/l; 8.000 Ind./ml) bewirkte die Zugabe von Aluminiumsulfat (10 mg/l) und Eisen (40 mg/l) als Fällungsmittel einen 80-90 %igen Rückgang der Abundanz. LD₅₀ (12 h) für freie Blei-, Quecksilber- und Zinkionen 0,0036 mg/l, 0,005 mg/l bzw. 0,29 mg/l. Milieuspektrum: 1-40 °C, pH 4,8-9, 0,2-20,7 mg/l O₂, 0,1-48 mg/l BSB₅, 3,5-63 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-60 mg/l NH₄⁺-N, 0-90 mg/l NO₃⁻-N, 0-1,5 mg/l NO₂⁻-N.

Vorticella microstoma-Gruppe (Abb. 83a-j)

Diese Gruppe umfaßt meist birnen- bis leicht glockenförmige, mittelgroße (etwa 50-60 µm) Arten mit einem lang gestreckten, annähernd C-förmigem Makronucleus und etwa 50-70 Silberlinien bzw. Pellicula-Streifen (Abb. 83j). Wahrscheinlich enthält sie mehrere "gute" Arten, die in der Routine aber nicht sauber getrennt werden können.

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 35-85 x 20-50 µm, meist etwa 55 x 35 µm, selten über 100 µm lang. **Gestalt** ziemlich variabel; im gestreckten Zustand meist ellipsoid oder leicht spindelförmig, manchmal schlank glockenförmig oder zylindrisch; kontrahiert kugelig. Plasma farblos (bei schwacher Vergrößerung nicht dunkel!; Abb. 83a-c, g-i). **Makronucleus** fast körperlang in der Längsachse der Zelle, vorne und hinten manchmal gebogen und dann annähernd C-förmig (Abb. 83a-c, h). **Kontraktile Vakuole** deutlich unterhalb des Peristomkragens (Mundwulst) an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 83a, c, h). **Pellicula** und Silberliniensystem mäßig fein quer gestreift (Abb. 83a, j). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 83a). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) meist schmaler als der Körper, selten gleichbreit oder breiter. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am gewölbten und kaum schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im ungefähr 1/3körperlangen Mundtrichter je etwa 1 1/4 Umgänge (Abb. 83a-c, f-i; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** nicht verzweigt, aber kontraktile (mit Muskel), 2-4 µm (meist etwa

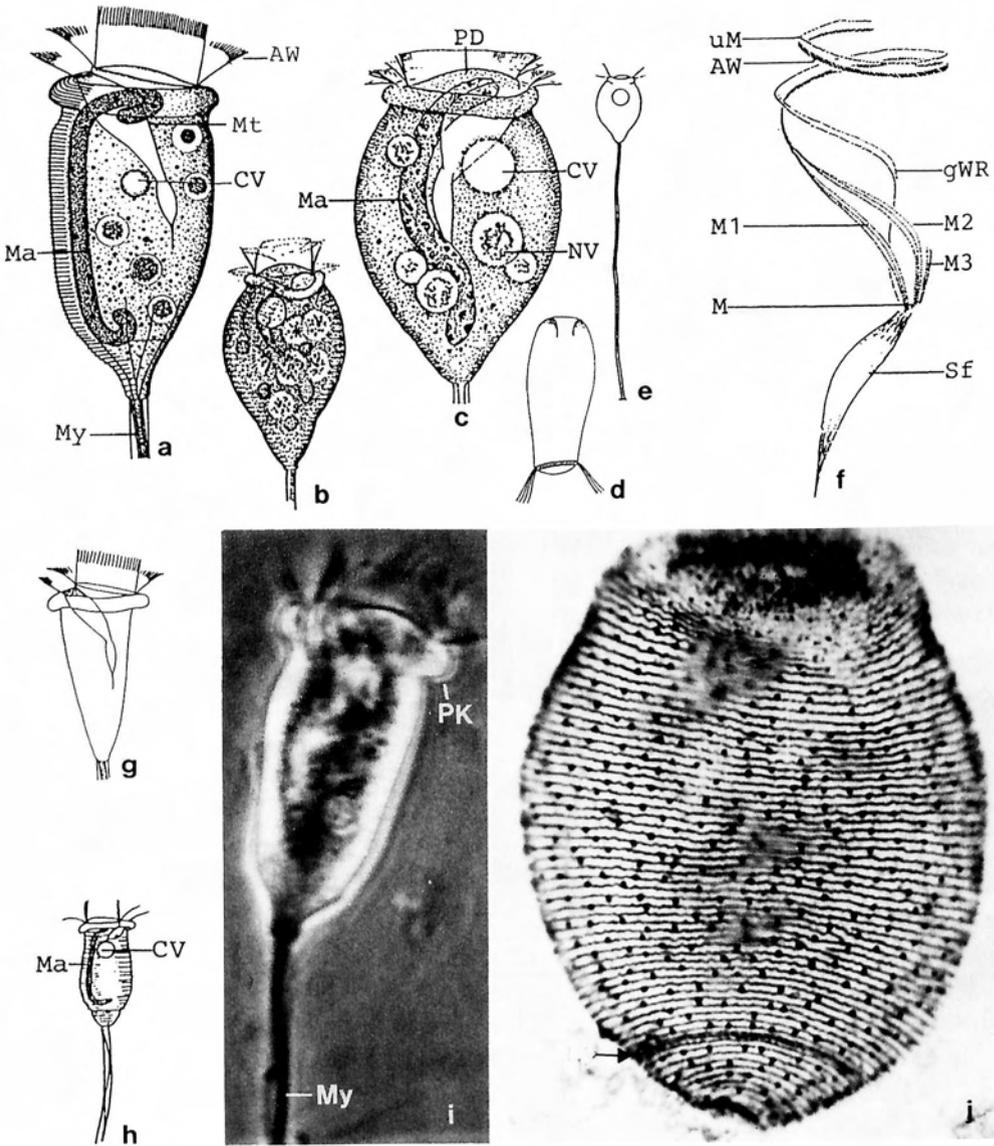


Abb. 83a-j: *Vorticella microstoma*-Gruppe (aus FOISSNER et al. 1992. a-e, g-i, in vivo; f, j, Silberimprägung). a-c, e, g-i: Gestreckte Exemplare von *V. alpestris* (a, g, i, 35-45 μ m), *V. microstoma* (b, c, e, 40-55 μ m) und *V. aequilata* (h, 40 μ m). d: Schwärmer. f: Mundbewimperung. j: Silberliniensystem. Die Arten dieser Gruppe haben mehr (50-70) Silberlinien als die der *V. infusionum*-Gruppe (30-45; Abb. 83s). Der Pfeil markiert die Anlage des aboralen Wimpernkranzes. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, M = Mund, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myonem (Stielmuskel), M1-M3 = adorale Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen (Mundwulst), Sf = Schlundfasern, uM = undulierende Membran.

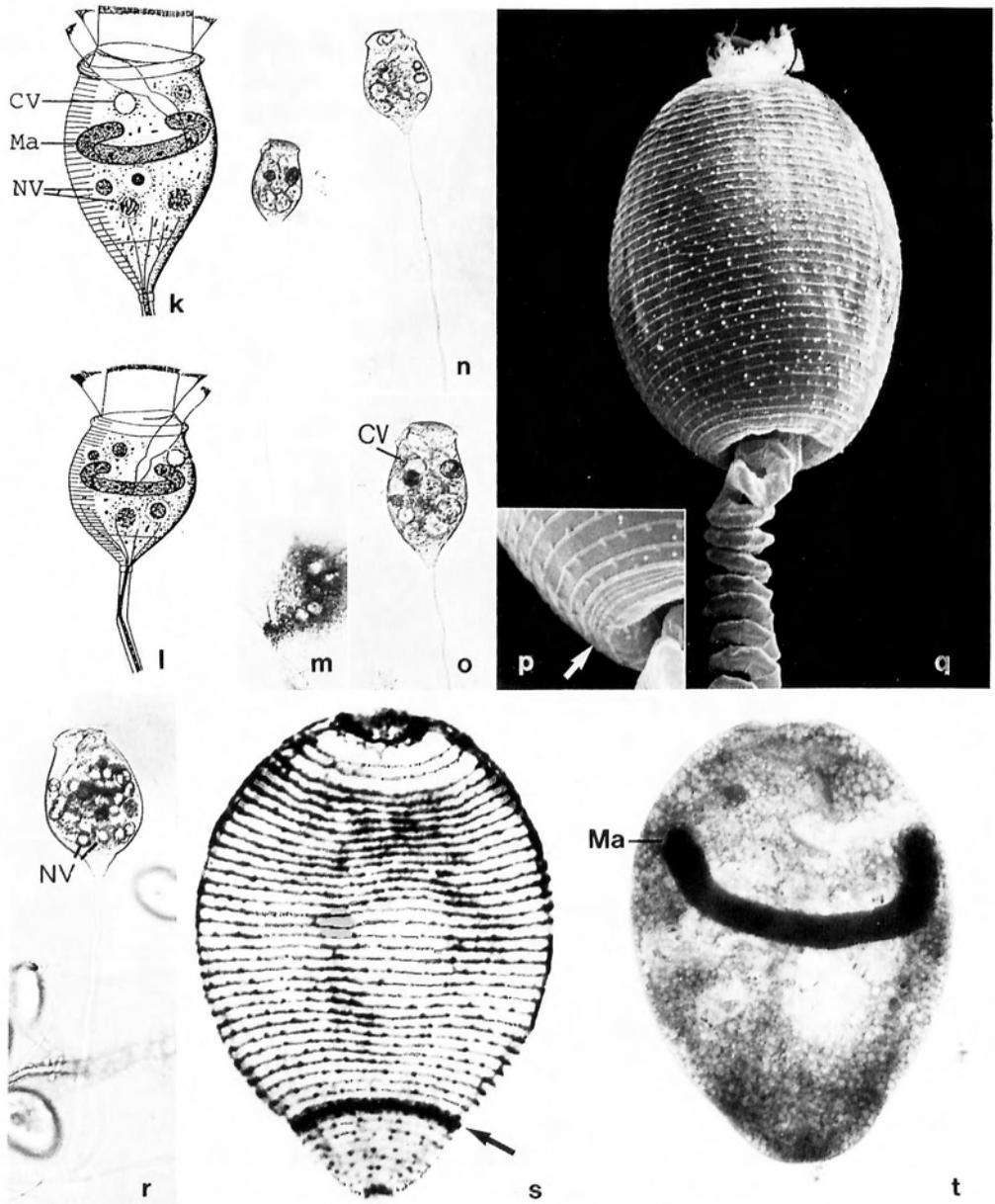


Abb. 83k-t: *Vorticella infusioformis*-Gruppe (aus FOISSNER et al. 1992. k-o, r, in vivo; p, q, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen; s, Silberimprägnation; t, Methylgrün-Pyronin Färbung). k-o, r: Gestreckte Zellen, 30-90 μm . p, q, s: Pelliculastreifen und Silberliniensystem kontrahierter Zellen. Die Pfeile markieren die Anlage des aboralen Wimpernkranzes. t: Makronucleus. CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, NV = Nahrungsvakuolen.

3 µm) breit, 20-400 µm lang, kontrahiert in enger Schraubenlinie (Abb. 83a, e, i). **Solitär** auf verschiedenen Substraten, bildet gelegentlich Scheinkolonien.

Verwechslungsmöglichkeiten: Sehr ähnlich den Arten der viel häufigeren *V. infusio-* und der selteneren *V. octava*-Gruppe (Makronucleus hufeisenförmig und quer liegend, 30-45 Pelliculastreifen bzw. Silberlinien; Abb. 83k-t), der *V. aquadulcis*-Gruppe (etwas kleiner [25-55 µm], Makronucleus hufeisenförmig und quer liegend; meist <30 Silberlinien bzw. Pellicula-Streifen, Pellicula daher auffallend weit gestreift, meist bei S <3). Arten der → *V. convallaria*-Gruppe sind meist deutlich größer (im Mittel 60-80 µm), haben einen Mundwulst, der meist breiter ist als der Körper, eine wesentlich höhere Anzahl von Silberlinien bzw. Pellicula-Streifen (70-90 vor und 19-34 Linien hinter dem aboralen Wimpernkranz) und einen J-förmigen Makronucleus.

Ökologie: Ganzjährig in stark verunreinigten stehenden und fließenden Gewässern (faulende Infusionen, Mistpfützen, eutrophe Weiher, Weidetümpel, Sapropel), mit einem Minimum im Winter. Nach LIEBMANN (1962) typisch für sauerstoffarmes und oft bereits schwefelwasserstoffhaltiges Wasser. Besiedelt eingehängte Objektträger, Detritus und faulende Pflanzenteile. Auch im Belebtschlamm, in der Schwimmdecke von Emscherbrunnen, in der oberen Zone von Tropfkörpern und im schleimigen Wandbelag von Abwasserkanälen. Bisher in Eurasien und Nordamerika sicher nachgewiesen.

Frißt Bakterien und Algen, kann sich aber vermutlich auch nur von gelösten Stoffen ernähren. Wächst besonders gut bei pH 6,4 und 23 °C. Encystiert innerhalb 30-50 min.

Carchesium polypinum (LINNAEUS, 1758) EHRENBERG, 1830 (Abb. 84a-n)

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 80-140 x 40-80 µm. **Gestalt** der gestreckten Zellen glockenförmig, häufig zur Seite geneigt oder überhängend; kontrahiert fast kugelig. Plasma farblos (Abb. 84a-d, h-j, m). **Makronucleus** J-förmig in der Längsachse der Zelle (Abb. 84a, b). **Kontraktile Vakuole** unterhalb des Peristomkragens (Mundwulst) an der ventralen Wand des Mundtrichters (Abb. 84b, j). **Pellicula** und Silberliniensystem sehr fein quer gestreift (Abb. 84d, m, n; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 84d). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) 60-135 µm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen deutlich über den Körperand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am meist leicht gewölbten und etwas schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im Mundtrichter je etwa 1 1/2 Umgänge (Abb. 84a, c-f; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** verzweigt und kontraktil (mit Muskel), Hauptstiel der Kolonie bis über 1 mm lang und bis 28 µm breit; Nebensterile 12-20 µm breit, kontrahieren in enger Schraubenlinie. Stielmuskel in den Verzweigungen unterbrochen, weshalb die Zellen bzw. die Stiele unabhängig voneinander kontrahieren können (Abb. 84a, c, d, h-j). **Kolonien** gut entwickelt bis 2 mm hoch, bäumchenförmig, d. h. mit kräftigem, im

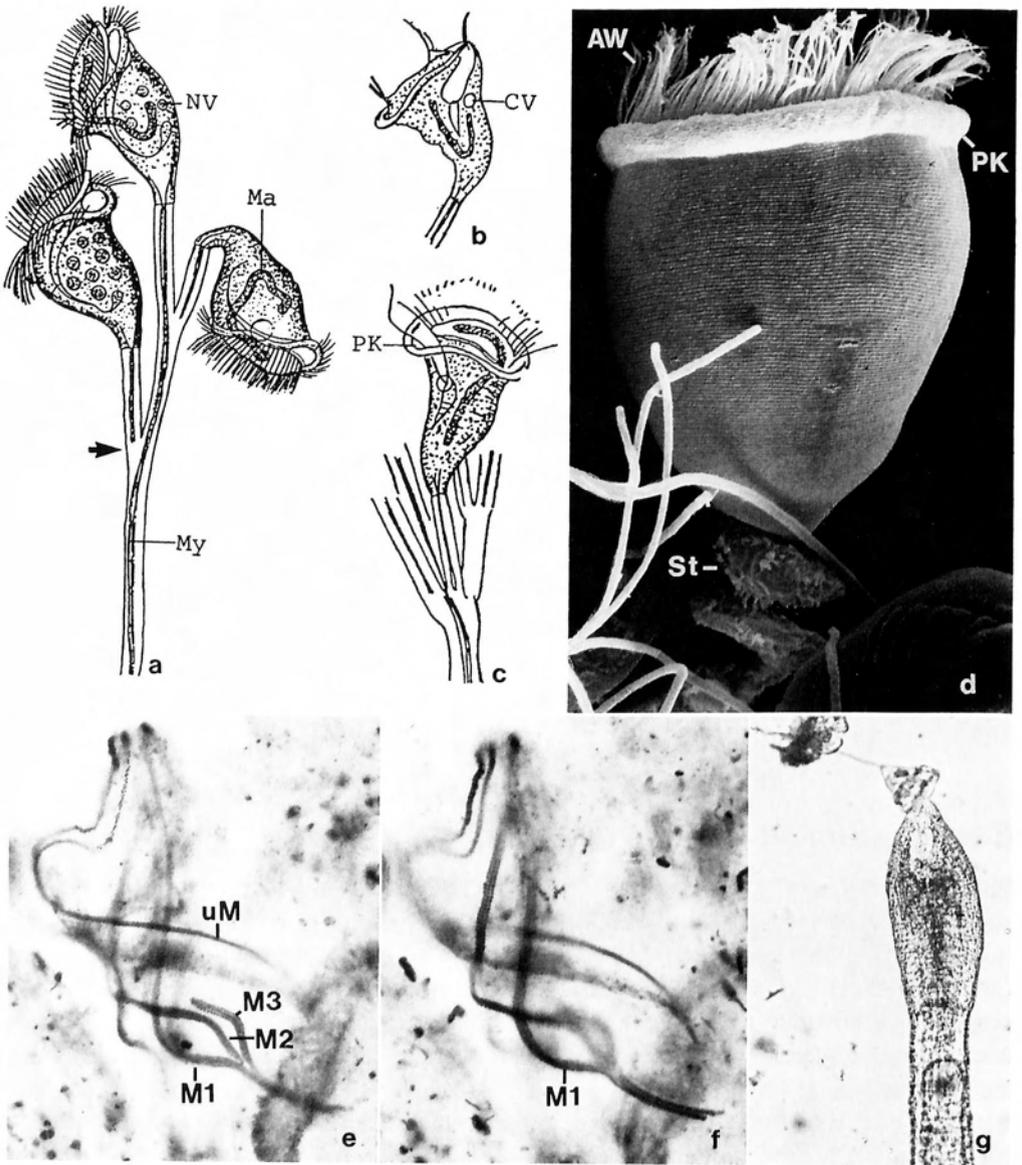


Abb. 84a-g: *Carchesium polypinum* (aus FOISSNER et al. 1992. a-c, g, in vivo; d, rasterelektronenmikroskopische Aufnahme; e, f, Silberimprägung). a, c: Teile von Kolonien. Der Pfeil in (a) weist auf die Stielverzweigung mit dem unterbrochenen Stielmuskul. b, d: Gestreckte Zellen, 80-140 μm . Beachte die sehr enge Querstreifung der Pellicula. e, f: Bewimderung des Mundtrichters. Die Membranellen 1 und 3 sind länger als die Membranelle 2. g: Ein Oligochaet attackiert ein *Carchesium polypinum*. AW = adorale Wimpernspirale, CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, My = Myoneme (Stielmuskul), M1-3 = adorale Membranellen, NV = Nahrungsvakuole, PK = Peristomkragen (Mundwulst), St = Stiel, uM = undulierende Membran.

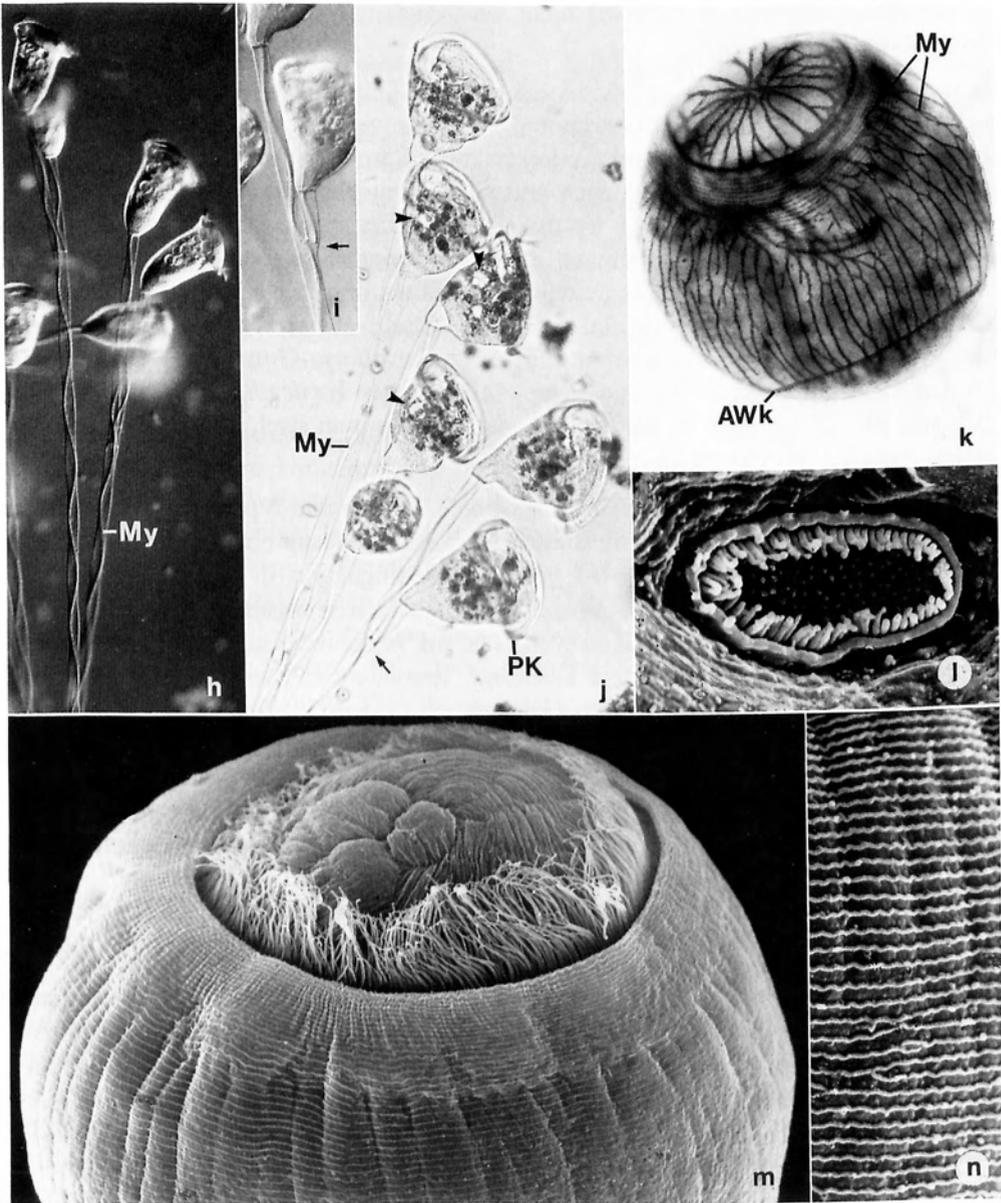


Abb. 84h-n: *Carchesium polypinum* (aus FOISSNER et al. 1992. h-j, in vivo; k, Silberimpregnation; l-n, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). h-j: Teile von großen Kolonien. Die Pfeile weisen auf die Stielverzweigungen mit dem unterbrochenen Muskel, die Pfeilspitzen markieren die kontraktile Vakuole. k: System der kontraktilen Fasern (Myoneme) unter der Pellicula. l: Stielansatzstelle (Scopula). m, n: Vorderende und Querstreifung der Pellicula einer kontrahierten Zelle. AWk = aboraler Wimpernkranz (nur beim Schwärmer ausgebildet), My = Myoneme (kontraktile Fasern, Stielmuskel), PK = Peristomkragen (Mundwulst).

unteren Bereich (bis etwa 1,2 mm) nicht verzweigtem Hauptstiel, bilden weißgraue, dünne Rasen (Abb. 84h-j).

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen des breiten Stiels und der beträchtlichen Größe der Zellen und Kolonien leicht erkennbar. *Carchesium pectinatum* (ZACHARIAS) lebt planktisch. Bei *Zoothamnium* sind die kontraktilen Fasern (Muskel, Myoneme) in den Stielverzweigungen nicht unterbrochen und alle Zellen kontrahieren daher gleichzeitig zu einem kugeligen Aggregat. → *Epistylis*-Arten haben keine kontraktilen Fasern im Stiel, der sich daher nicht kontrahieren kann. **Achtung:** in einigen Stunden alten Proben findet man häufig solitäre Individuen (und Stiele ohne Zellen), die entweder frei schwimmen oder sich gerade mit einem ± langen Stiel festgesetzt haben. Sie sind leicht mit *Vorticella* spp. (besonders Arten der → *V. convallaria*-Gruppe) zu verwechseln. Zur Unterscheidung dient die Stieldicke: <10 µm bei *Vorticella*, >10 µm bei *Carchesium*. Wenn kein Stiel ausgebildet ist, dann suche man nach den Stielen der Kolonien, die sich bei *Carchesium* lange erhalten.

Ökologie: Besonders in der kalten Jahreszeit eine häufige und typische Aufwuchsform in stark verschmutzten Gewässern (Leitart der alphamesosaprobien Peritrichengesellschaft *Carchesietosum polypinae*). Bei günstigen Bedingungen, d. h. niedriger bis mittlerer Strömung und starker Belastung mit leicht abbaubaren organischen Stoffen (hohe Bakteriendichte!), bilden die riesigen Kolonien auf verschiedensten Substraten schimmelartige Flecken oder schleierartige Überzüge, besonders an Steinunterseiten und auf flutenden Makrophyten und Moosen. Gelegentlich epizoisch, im Pelagial und in der Freiwelle großer Flüsse, wo die Kolonien auf treibenden Schlamm-, → *Sphaerotilus*- und → *Leptomitus*-Flocken festgeheftet sind. Häufig und oft sehr zahlreich in Tropf- und Scheibentauchkörpern und Abwasserteichen (bis 71.250 Ind./ml). Zahlreiches Vorkommen im Belebtschlamm weist auf eine geringe durchschnittliche Turbulenz und eine eher schlechte Reinigungsleistung mit BSB₅-Ablaufwerten von ≤30 mg/l. Regelmäßig und oft zahlreich im Vorfluter unterhalb schlecht funktionierender Kläranlagen. Manchmal in Filtern von Trinkwasseraufbereitungsanlagen und in Ästuaren; vermutlich oligo-euryhalin. Kosmopolitisch.

Frißt fast nur Bakterien (bis 43.200/d), gelegentlich auch Algen, kleine Flagellaten und Detritus. Generationszeit in mesosaprobien Fließgewässern (3-13 °C) 72-336 h, in einem stark verschmutzten, 18-20 °C warmen Bach 12 h, unter Laborbedingungen bei 20 °C 7 h; auch bei 40 °C noch leichte Vermehrung. Zahlreiches bis massenhaftes Vorkommen noch bei weniger als 1 mg/l O₂. Sauerstoffverbrauch bei 20 °C etwa 940 pl/Ind.h. 138 bar verändern die Aktivität der kontraktilen Vakuole nicht. Milieuspektrum: 0-40 °C, pH 4,7-8,7, 0,1-14,7 mg/l O₂, 1-48 mg/l BSB₅, 3-115 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0-14 mg/l NH₄⁺-N, 0,1-10,4 mg/l NO₃⁻-N, 0-0,8 mg/l NO₂⁻-N.

Campanella umbellaria (LINNAEUS, 1758) GOLDFUSS, 1820 (Abb. 85a-h)

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 200-300 x 110-135 µm, also auffallend groß, selten nur 100-180 x 85-125 µm. **Gestalt** der gestreckten Zellen glockenförmig oder zylindrisch, kontrahiert kugelig. Plasma farblos bis deutlich gelb (Abb. 85a-d). **Makronucleus** halbkreisförmig in der vorderen Hälfte (Abb. 85a-c). **Kontraktile Vakuole** deutlich unterhalb des Peristomkragens (Mundwulst) an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 85a). **Pellicula** bläschenförmig, d. h. in viele kleine, halbkugelig vorgewölbte Felder geteilt. Silberliniensystem grob gitterförmig (Abb. 85c, f; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 85a). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) 150-170 µm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen weit über den Körper Rand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt außen meist 3 1/2-4 1/2 (selten bis 7) Umgänge, wodurch der Peristomdiskus und der Kragen mehrfach gekerbt werden. Im Mundtrichter beschreibt die Wimpernspirale 2 1/2 weitere Umgänge (Abb. 85a, b, g; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimpregnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** verzweigt und nicht kontraktile (ohne Muskel), dickwandig, trotzdem eher weich als starr, etwa 9-13 µm breit und oft mehrere Millimeter lang (Abb. 85a, c, e). **Kolonien** bis 10 cm groß, bilden ähnlich wie → *Sphaerotilus* fellartige oder polsterförmige Überzüge auf verschiedenen Substraten (Abb. 85d). Häufig auch solitäre Exemplare auf kurzen Stielen (Abb. 85b) oder frei schwimmende Individuen, da sich die Zellen recht leicht vom Stiel lösen.

Verwechslungsmöglichkeiten: Wegen der Größe und der vielen Windungen der adoralen Wimpernspirale leicht zu erkennen und auch gut von großen (ebenfalls akontraktilen und kolonialen) → *Epistylis*-Arten zu trennen. → *Carchesium polypinum* hat einen kontraktilen Stiel (also mit Muskel) und ist nur 80-140 µm groß.

Ökologie: Ganzjährig weit verbreitet und manchmal massenhaft und rasenbildend in eutrophen stehenden (Weiher, Sumpfwasser, Fischteiche, Speicherseen) und mäßig stark bis stark verschmutzten, langsam (bis 0,5 m/s), seltener auch in schnell fließenden Gewässern. Typisches Mitglied der alphamesosaprobien Peritrichengesellschaft *Carchesiosum polypinum* und daher oft unterhalb schlecht funktionierender Kläranlagen. Abundanzmaxima in der wärmeren Jahreszeit. Die Kolonien sitzen auf Detritus, Steinen, eingehängten Objektträgern, submersen Makrophyten, Gehäusen von Mollusken und auf Arthropoden. Bei Massenvorkommen in Teichen und Seen auch in großer Zahl frei schwimmend im Pelagial (bis faustgroße Kolonien). Oligo- bis meso-stenohalin. Nachweise aus Abwasserreinigungsanlagen liegen nicht vor. Bisher in Europa, Asien, Nordamerika und Afrika nachgewiesen.

Frißt Bakterien. 1 Zelle nimmt pro Tag etwa 1 Million Bakterien mit einem Gesamtvolumen von $14 \times 10^5 \mu\text{m}^3$ auf; die von der Population pro Jahr konsumierte Menge beträgt etwa 41.000 mg/m^2 . Generationszeit im Freiland (3-18 °C) etwa 72 h, unter Laborbedingungen etwa 54 h. Bevorzugt vermutlich geringe Sauerstoffsättigung (um

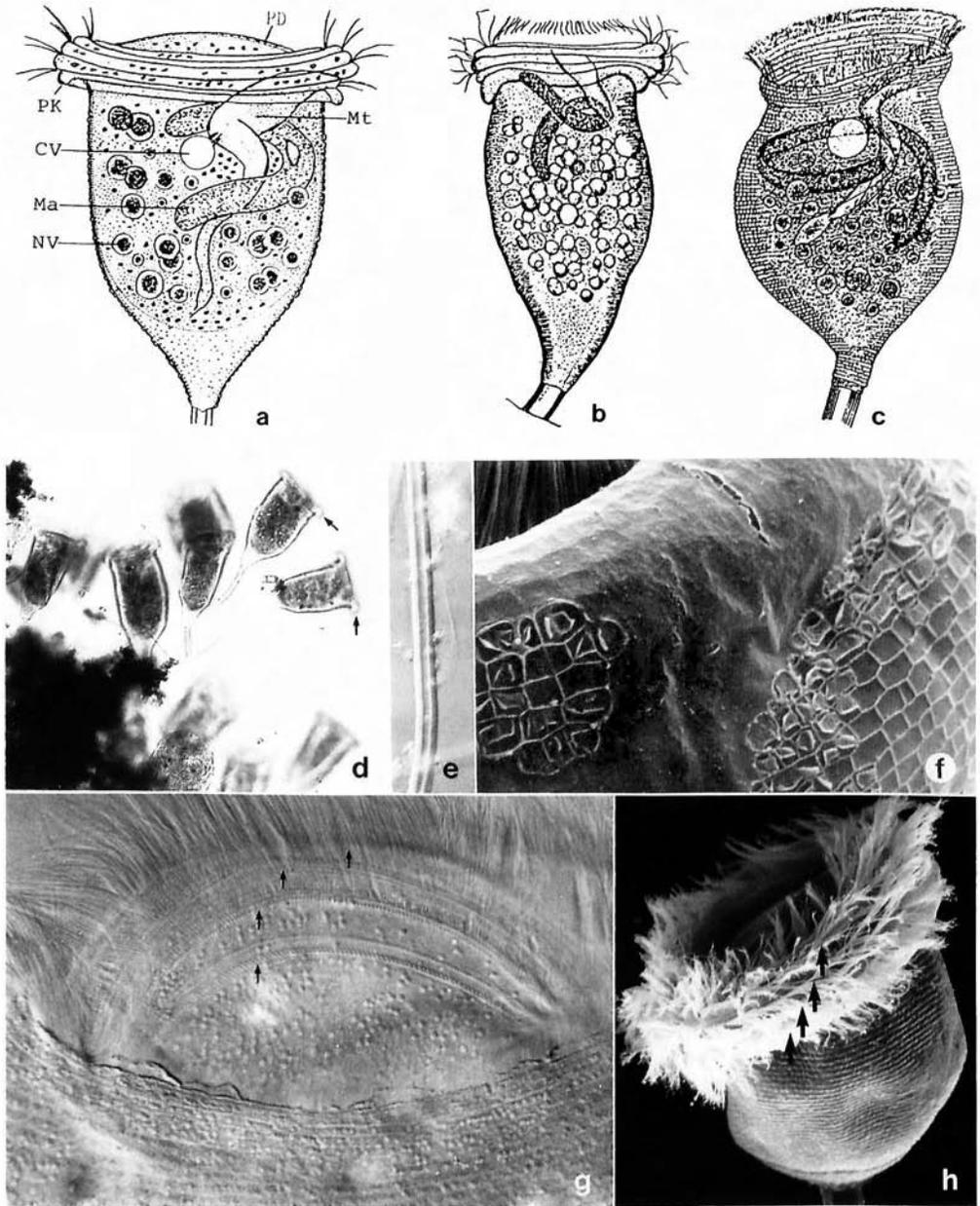


Abb. 85a-h: *Campanella umbellaria* (aus FOISSNER et al. 1992. a-e, g, in vivo; f, h, rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen). a-d, h: Zellen mit vollständig und halb (c) entfalteter adoraler Wimpernspirale (Pfeile), 140-200 μ m. e: Dickwandiger Stiel. f: Gefelderte Pellicula im Bereich des kontrahierten Peristomkragens. g: Äußerer Teil der adoralen Wimpernspirale mit 4 Umgängen (Pfeile). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus (Mundscheibe), PK = Peristomkragen (Mundwulst).

20 %). Milieuspektrum: 5-28 °C, pH 7,3-8,5, 2-12 mg/l O₂, 5,5-14 mg/l DOC, 0,01-0,03 mg/l NH₃-N, 0,07-0,2 mg/l NO₃⁻-N, 0,001-<0,007 mg/l NO₂⁻-N.

Epistylis plicatilis EHRENBERG, 1831 (Abb. 86a-p)

Kurzbeschreibung: **Größe** gestreckter Zellen 90-160 x 25-50 µm. **Gestalt** der gestreckten Zellen mäßig bis sehr schlank trichterförmig; kontrahiert vorne schnauzenförmig und hinten mit mehreren dicken Wülsten. Plasma farblos (Abb. 86b-f, h, o). **Makronucleus** nieren- bis hufeisenförmig im vorderen Drittel (Abb. 86b, d, n). **Kontraktile Vakuole** in der Höhe des Peristomkragens (Mundwulst) an der dorsalen Wand des Mundtrichters (Abb. 86b, j, l, n). **Pellicula** und Silberliniensystem sehr fein quer gestreift (Abb. 86b, m; für die Bestimmung nicht erforderlich). **Bewimperung** des Körpers fehlt (Abb. 86b). **Oralapparat** am Vorderende, Peristomkragen (Mundwulst) 36-60 µm im Durchmesser, ragt bei gestreckten Zellen meist deutlich über den Körperperrand. Die adorale Wimpernspirale beschreibt am fast ebenen und leicht schräg herausgehobenen Peristomdiskus und im Mundtrichter je etwa 1 1/4 Umgänge (Abb. 86b, g, h, j, n; genauer Aufbau der Mundbewimperung nur nach Silberimprägnation erkennbar, für die Bestimmung nicht erforderlich). **Stiel** verzweigt und nicht kontraktile (ohne Muskel), nicht hohl, 7-18 µm breit (Abb. 86b, k). **Kolonien** gut entwickelt bis 4 mm hoch, die Zellen sitzen stets an der Peripherie der Kolonie, bilden weißgraue, dünne Rasen (Abb. 86a, i, l).

Verwechslungsmöglichkeiten: Ähnliche, aber zum Teil recht seltene Arten sind *E. entzii* STILLER (Zellen keulenförmig), *E. coronata* NUSCH (Peristomdiskus genabelt, Zellen zylindrisch), *E. plicata* STILLER (nur 60 µm lang, Peristomdiskus nie schräg herausgehoben), *E. elegans* STILLER (kontrahierte Zellen ohne Schnauze und am ganzen Körper mit Falten), *E. hentscheli* KAHL (kontraktile Vakuole ventral, Stiel hohl) und *E. galea* EHRENBERG (Makronucleus strickförmig in der Längsachse der Zelle, Vorderende abgeschrägt). Bei *Opercularia* (Stiel ebenfalls verzweigt und ohne Muskel) sind die gestreckten Zellen immer spindelförmig und haben keinen vorspringenden Mundwulst. → *Carchesium polypinum* und *Zoothamnium* haben einen kontraktilen Stiel.

Ökologie: Weit verbreitet in stehenden und fließenden Gewässern, wenig anspruchsvoll, bevorzugt verschmutzte, mäßig rasch bis schnell fließende, eher sauerstoffreiche Gewässer mit hohen Abbauintensitäten. Die Kolonien sitzen auf eingehängten Objektträgern, Steinen, abgestorbenen Pflanzen, Algen, submersen Makrophyten, Mollusken und Arthropoden. Verbreitet und manchmal zahlreich im guten Belebtschlamm (700 Ind./ml bei 0,082 kg BSB₅/kg.d; 2,1 mg/l O₂ und 2.800 Ind./ml bei 1,36 kg BSB₅/kg.d; 4,4 mg/l O₂), in Tropfkörpern und Scheibentauchkörpern. Marine Nachweise unsicher. Wahrscheinlich kosmopolitisch.

Frißt Bakterien (78-1.200/h), gelegentlich auch Detritus; Filterleistung 15-147 nl/Ind.h. Teilungsrate im Labor bei 25 °C 1,08-1,31; Generationszeit im Freiland etwa 17 h. Wenig empfindlich gegenüber niedriger Sauerstoffkonzentration (160 Individuen auf

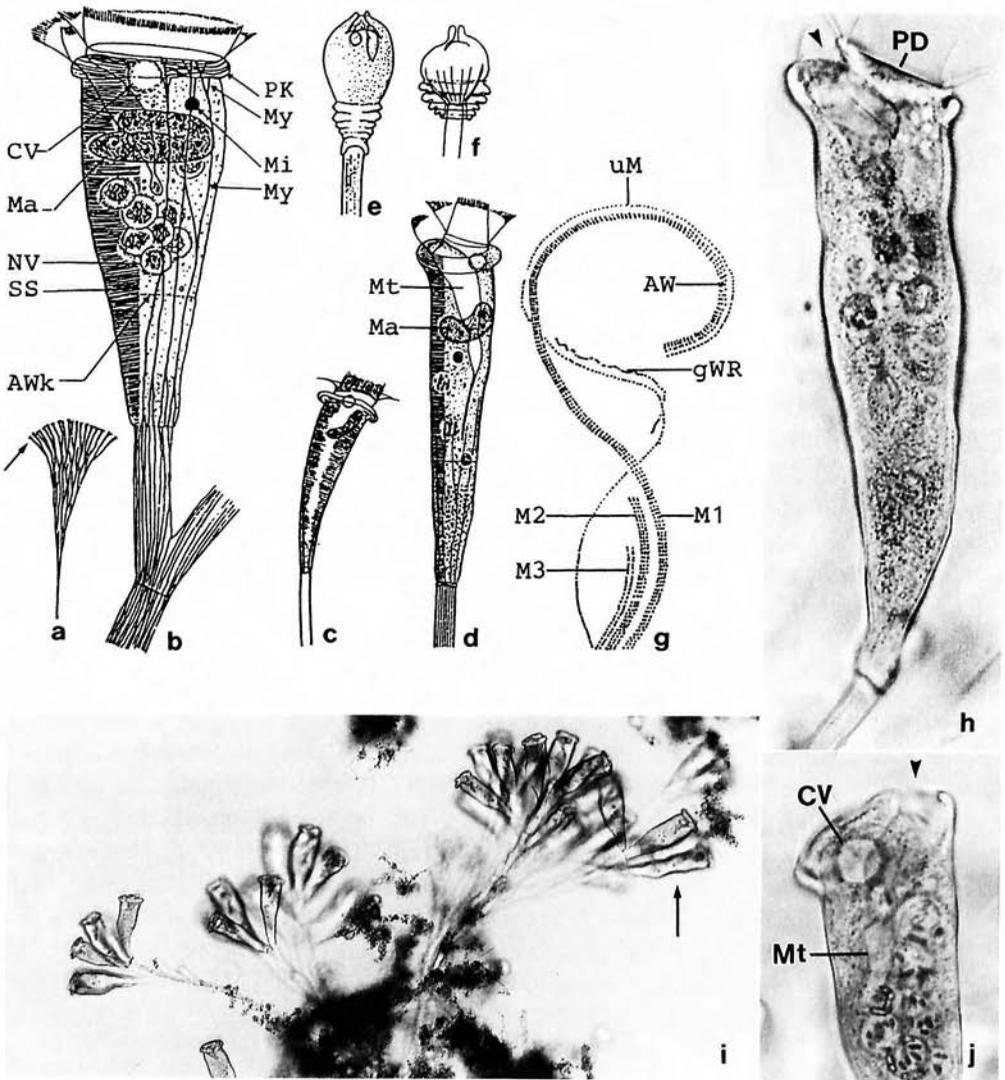


Abb. 86a-j: *Epistylis plicatilis* (aus FOISSNER et al. 1992. a-f, h-j, in vivo; g, Silberimprägnation). **a:** Kolonie schematisch. Der Pfeil weist auf die Zellen, die nur in der Peripherie der dichotom verzweigten Kolonie sitzen. **b-d, h, j:** Typische, schlank-trichterförmige Zellen, 90-160 μm . Die Pfeilspitzen in (h, j) weisen auf den Eingang zum Mundtrichter. **e, f:** Mäßig stark und sehr stark kontrahierte Zellen. Das Vorderende wird dabei schnauzenförmig, am Hinterende bilden sich mehrere Wülste. **g:** Mundbewimperung. **i:** Kleine Kolonien auf Belebtschlammflocken. In dieser Population fanden sich typische, schlank-trichterförmige Individuen (Pfeil) neben eher untypisch, breit-trichterförmigen, die dann sehr *E. entzii* ähneln. AW = adorale Wimpernspirale, AWk = Anlage des aboralen Wimpernkranzes, CV = kontraktile Vakuole, gWR = germinale Wimpernreihe, aus der bei der Teilung die neue Mundbewimperung entsteht, Ma = Makronucleus, Mi = Mikronucleus, Mt = Mundtrichter, My = Myoneme (kontraktile Fasern), M1-M3 = adorale Membranellen 1-3, NV = Nahrungsvakuole, PD = Peristomdiskus, PK = Peristomkragen (Mundwulst), SS = Silberliniensystem, uM = undulierende Membran.

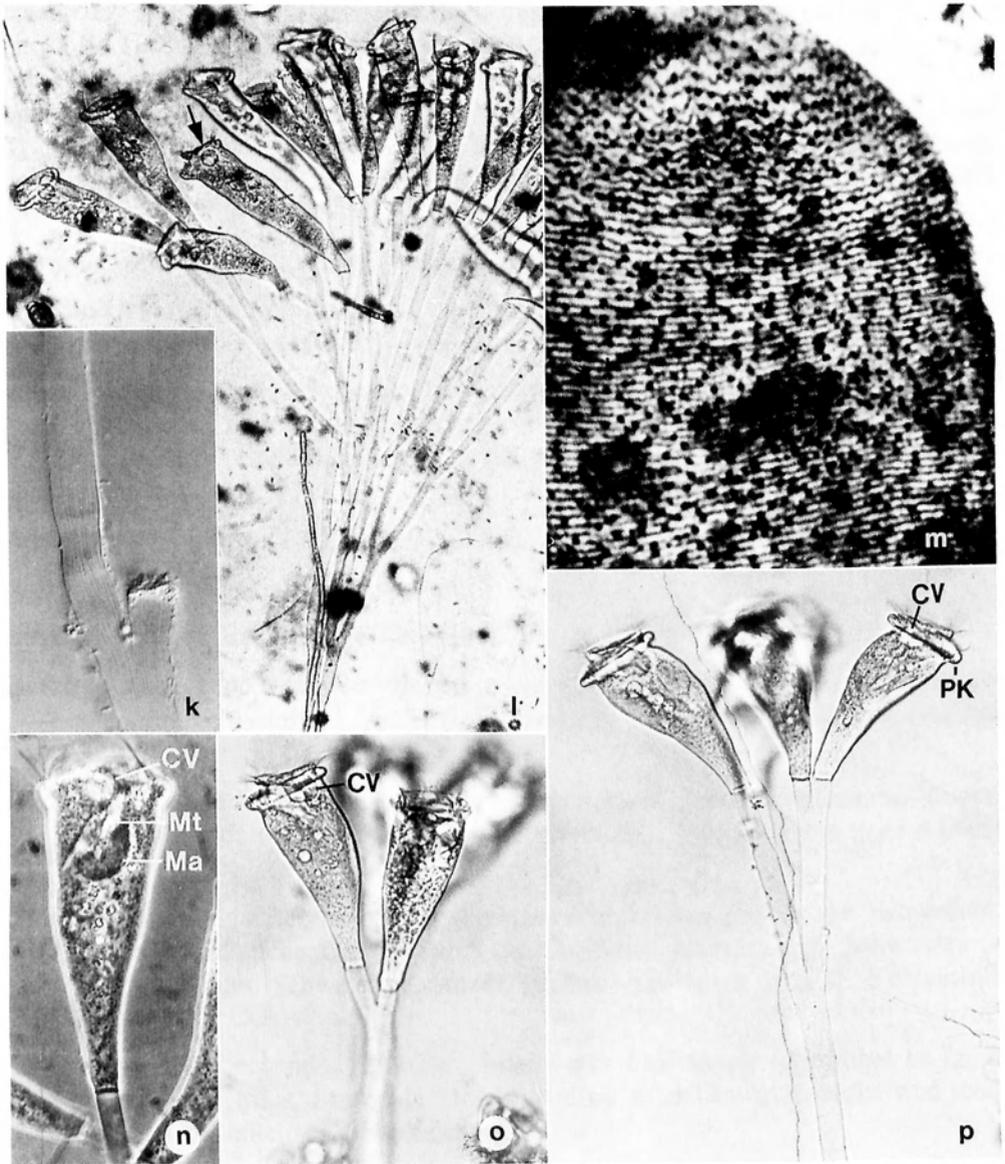


Abb. 86k-p: *Epistylis plicatilis* (aus FOISSNER et al. 1992. k, l, n-p, in vivo; m, Silberimprägnation). **k:** Der Stiel ist kompakt (nicht hohl; Unterschied zu *E. hentscheli*) und sehr fein längs gestreift. **l:** Mittlere Kolonie mit sehr schlanken Zellen. Der Pfeil markiert die kontraktile Vakuole. **m:** Das Silberliniensystem ist sehr eng quergestreift und dicht mit Poren (schwarze Punkte) besetzt. **n:** Leicht gequetschte und kontrahierte Zelle. **o, p:** Kleine Kolonien mit gestreckten Zellen aus einem Belebtschlamm. Bei dieser Population waren die Zellen oft relativ plump (vgl. Abb. 86i). CV = kontraktile Vakuole, Ma = Makronucleus, Mt = Mundtrichter, PK = Peristomkragen (Mundwulst).

einem 2 Tage bei 22 °C und 0,2-0,4 mg/l O₂ exponierten Objektträger). Massentwicklung bei guter Sauerstoffversorgung, hohem Bakterienangebot und NH₄⁺-Konzentrationen bis 35 mg/l sowohl bei geringen als auch bei hohen Fließgeschwindigkeiten; dominiert bei 30-60 cm/s den Aufwuchs. Wenig empfindlich gegenüber hohem hydrostatischen Druck. Milieuspektrum: 7-36 °C, pH 4,7-8,5, 0,2-11 mg/l O₂, 30-76 mg/l KMnO₄-Verbrauch, 0,02-35 mg/l NH₄⁺-N, 0-52 mg/l NO₃⁻-N, 0-61 mg/l NO₂⁻-N.

5 Glossar

In diesem Glossar sind jene Termini erläutert, die nicht in den Einleitungen zu den Gruppen erwähnt werden. Art- oder gattungsspezifische Fachwörter sind dort erklärt und bezeichnet, wo sie verwendet werden.

adorale Membranellen(zone): → Einleitung Ciliophora (S. 115).

adorale Organellen: alle zum → Oralapparat der Ciliaten gehörenden Strukturen, besonders die → Membranellen und die → undulierende Membran.

adorale Wimpernspirale: distale Fortsetzung der → adoralen Membranelle 1 der → peritrichen Ciliaten; zieht gemeinsam mit der → undulierenden Membran in einer linksgewundenen Spirale vom Peristomdiskus (Mundscheibe) in den Mundtrichter.

Axonem: → Einleitung Rhizopoda (S. 58).

Axopodien: → Einleitung Rhizopoda (S. 58).

Basalkörper: → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Borsten: starre oder wenig bewegliche, meist auch kurze (<5 µm) und oft in Paaren angeordnete Wimpern (→ Dorsalbürste) mit vielleicht sensorischer Funktion (früher daher oft Tastborsten genannt).

Caudalcilium (Caudalwimper, Schwanzwimper): meist deutlich verlängerte Wimper am Hinterende der Zelle, bei den → hypotrichen Ciliaten in Form von → Cirren (Abb. 38a, c).

chemoautotroph: prokaryotische Ernährungsweise, bei der die für die Lebensfunktionen erforderliche Energie durch die Oxydation anorganischer Substanzen (z. B. Ammonium, Schwefelwasserstoff, Methan) gewonnen wird; als Kohlenstoffquelle dient CO₂.

Choriotop: Teillebensraum, der einem bestimmten Strukturtyp zugeordnet ist (z. B. Psammal, Detritus, Sapropel). Die Choriotope einer Gewässerstrecke sind meist mosaikartig miteinander verflochten.

Cilium: → Einleitung Ciliophora (S. 114).

circumoral: um den Mund herum.

Cirrus (Cirren): → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Cortex: die äußere Schicht (Rindenplasma) der Ciliaten-Zelle, umfaßt u. a. die → Pellicula, die → Basalkörper und die mit den Basalkörpern assoziierten Fasersysteme.

corticale (subpelliculäre) Granula: → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Cyste: üblicherweise ist damit bei den Protozoen ein meist kugelförmiges Dauerstadium gemeint, das sehr resistent ist gegen Austrocknung und andere ungünstige Einflüsse; es gibt aber auch Teilungs- und/oder Verdauungscysten.

Cytopyge (Cytoproct): Zellafter; meist in der hinteren Körperhälfte oder im → Vestibulum (z. B. bei den → peritrichen Ciliaten).

Cytostom: Zellmund; permanente oder praeformierte Öffnung in der Zelle, durch die die Nahrung über den anschließenden Pharynx in das Cytoplasma gelangt. Das Cytostom ist meist von einer speziellen Bewimperung (→ adorale MembranelLEN, → undulierende Membran) umgeben und liegt entweder direkt an der Zelloberfläche (z. B. → gymnostome Ciliaten) oder in einer tiefen (Buccal)Höhle, dem → Vestibulum (z. B. → Peritrichia, Abb. 38d).

Dorsalbürste: → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Encystierung: Bildung einer → Cyste.

Excystierung: Verlassen der → Cyste.

Extrusome: → Einleitung Ciliophora (S. 114). Finden sich aber auch bei anderen Protozoen (z. B. → *Actionophrys*, → *Chilomonas*).

Fibrillen: fädige Strukturen (Fasern und Mikrotubuli), überwiegend im → Cortex (→ auch Myoneme).

Flagellum: → Einleitung Flagellata (S. 80).

Geißel: → Einleitung Schizomycetes (S. 37) und → Einleitung Flagellata (S. 80). Die Geißeln der Bakterien besitzen im Unterschied zu jenen aller anderen Organismen kein 9 + 2 Mikrotubuli-Muster.

Geißelsäckchen: sackförmige Vertiefung am Vorderende vieler Flagellaten, aus der die Geißeln entspringen.

Granula: → corticale Granula.

Hydrogenosom: → Einleitung Ciliophora (S. 113)

Idiosomenschale: → Einleitung Rhizopoda (S. 59).

Infraciliatur: Gesamtheit der → Basalkörper und der mit ihnen assoziierten → Fibrillen.

Kernapparat: → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Kinetoplast: der erweiterte, DNA-reiche Teil des einzigen, schlauchförmigen Mitochondriums einiger Flagellaten (z. B. → *Bodo*).

Kinetosom (Basalkörper): → Einleitung Ciliophora (S. 114).

Konjugation: → Einleitung Ciliophora (S. 113).

kontraktile Vakuole: → Einleitung Ciliophora (S. 114). Auch bei anderen Protozoen vorhanden.

- Kristalle:** meist kleine, stark lichtbrechende, kantige oder kugelige Strukturen, die aus einer anorganischen (Phosphor, Kalzium, Magnesium, Chlor) und einer organischen Komponente bestehen und in → Vakuolen eingeschlossen sind. Manche sind Ionenregulatoren, andere vermutlich Stoffwechselprodukte.
- Makronucleus:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- Mastigoneme:** → Einleitung Flagellata (S. 80).
- Membran:** Häutchen; z. B. Zellmembran, → undulierende Membran.
- Membranellen:** → Einleitung Ciliophora (S. 115).
- Mikronucleus:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- Morphogenese:** → Einleitung Ciliophora (S. 113).
- Mucocysten:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- Mund:** → Cytostom; oft aber im weitesten Sinn gebraucht für → Oralapparat.
- Mundsegel:** → Einleitung Ciliophora (S. 115).
- Mundstäbe:** → Reuse.
- Myoneme:** kontraktile, fibrilläre Strukturen; gut sichtbar z. B. im Stiel (als "Stielmuskel") der kontraktilen → Peritrichen (z. B. *Vorticella*, Abb. 38d).
- Nahrungsvakuole:** Bläschen, in dem Nahrung eingeschlossen und verdaut wird. Die Bildung der Nahrungsvakuolen erfolgt am proximalen Teil des Pharynx.
- Naht:** entsteht dort, wo Wimpernreihen von zwei Seiten in meist spitzem Winkel aufeinanderstoßen (z. B. vor und hinter dem → Oralapparat von → *Paramecium*).
- Nucleoid:** → Einleitung Schizomycetes (S. 37).
- Nucleolus:** Kernkörperchen; dichte Stelle(n) im Zellkern, in der rRNA synthetisiert wird und Ribonucleoproteine, die Vorstufen der Ribosomen, gebildet werden.
- Nucleus:** Zellkern; bei den Bakterien und anderen Prokaryoten im Unterschied zu allen anderen Organismen (Eukaryota) von keiner Membran umgeben und daher meist als → Nucleoid bezeichnet.
- Oralapparat:** alle mit der Nahrungsaufnahme befaßten Strukturen, z. B. Mundbewimperung (z. B. → adorale Membranellen), → Cytostom, Pharynx.
- Organell:** "Organ" der Einzeller, z. B. → kontraktile Vakuole; analog dem Organ (z. B. Niere) der Vielzeller. Organellen sind also Kompartimente **einer** Zelle, Organe bestehen aus vielen Zellen.
- Pellicula:** "Haut" der Protozoen; bei den → Ciliophora im weiteren Sinn identisch mit → Cortex, im engeren mit Zellmembran und pelliculären Alveolen.
- Peristom:** ± → Oralapparat.

- photolithotroph:** Ernährungsweise, bei der Lichtenergie zur Synthese der Biomasse genutzt und CO₂ als Kohlenstoffquelle verwendet wird. Als Elektronendonatoren werden von den Cyanobakterien (Blaualgen) Wasser und von den Purpurschwefelbakterien (z. B. → *Chromatium*) reduzierte Schwefelverbindungen verwendet. Die Cyanobakterien produzieren daher so wie die Pflanzen bei der Photosynthese Sauerstoff, die Purpurschwefelbakterien nicht (anoxigene Photosynthese).
- photoorganotroph:** Ernährungsweise, bei der Lichtenergie zur Synthese der Biomasse genutzt und verschiedene organische Substanzen als Kohlenstoffquelle verwendet werden. Als Elektronendonatoren dienen bei den Purpurbakterien (z. B. → *Rhodospirillum*) verschiedene organische Säuren. Bei der Photosynthese entsteht kein Sauerstoff (anoxigene Photosynthese).
- postoral:** hinter dem → Oralapparat.
- praeoral:** vor dem → Oralapparat.
- Pseudopodien:** → Einleitung Rhizopoda (S. 58).
- Reuse (Cyrtos, Rhabdos):** meist gut erkennbare, trichterförmige Oralstruktur, die aus Mikrotubulibündel aufgebaut ist und den Pharynx (Schlund) umgibt und stützt. Je nach Herkunft der Mikrotubuli unterscheidet man Cyrtos (z. B. → Cyrtophorida, *Chilodonella*) oder Rhabdos (z. B. → Gymnostomatea, *Dileptus*).
- saprotroph (osmotroph):** heterotrophe Ernährungsweise, bei der abgestorbene organische Substanz in gelöster Form aufgenommen wird. Bei vielen Bakterien und Pilzen und einigen Protozoen (z. B. → *Chilomonas*).
- Scheinverzweigung (unechte dichotome Verzweigung):** entsteht durch das Festsetzen einer reproduktiven Zelle am Mutterfaden oder durch Platzen der Scheide bei interkalärer Zellteilung, wobei sich die Zellen aus der Scheide lösen und durch weitere Teilung einen neuen Faden bilden.
- Schleppgeißel:** → Einleitung Flagellata (S. 80).
- Schnabel:** spitzer Fortsatz am Vorderende, z. B. bei einigen → cyrtophoriden Ciliaten (*Trithymostoma*); ist kein Teil des → Oralapparates.
- Schwanzwimper:** → Caudalcilium.
- Schwärmer:** → Einleitung Ciliophora (S. 115).
- Schwimmgeißel:** → Einleitung Flagellata (S. 80).
- Silberimprägation:** → Versilberung.
- Silberliniensystem:** besonders bei → Ciliaten im → Cortex befindliche, streifenförmige oder netzartige Struktur, die mit Silbernitrat (→ Versilberung) sichtbar gemacht werden kann. Besteht oft aus → Fibrillen und hat vielleicht erregungsleitende und/oder morphogenetische Funktion.
- Stäbchensaum:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).

- symbiotische Algen:** symbiotisch in der Zelle lebende einzellige Algen, meist Grünalgen der Gattung *Chlorella* (→ Zoochlorellen). Unterschied zu gefressenen Algen: gefressene Algen liegen in lichtmikroskopisch meist deutlich sichtbaren → Nahrungsvakuolen; eine symbiotische Alge liegt scheinbar direkt im Cytoplasma, d. h. die umgebende Vakuole ist lichtmikroskopisch nicht erkennbar.
- Teilung:** Morphogenese; führt im Gegensatz zur → Konjugation zu einer Vermehrung der Individuenzahl.
- Toxycysten:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- Toxische Grenzkonzentration:** jene Konzentration eines Stoffes, bei der die Zählwerte in den Testkulturen um 5 % unter den Durchschnitt der Zählwerte der nicht toxisch beeinflussten Testkulturen fallen. Wird als beginnende Hemmung der Zellvermehrung durch den Schadstoff angesehen. Testzeit 48 h.
- Trichocysten:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- undulierende Membran:** → Einleitung Ciliophora (S. 115).
- Vakuole:** Bläschen (→ kontraktile Vakuole, → Nahrungsvakuole).
- Versilberung:** Sichtbarmachung verschiedener Strukturen (besonders der → Basalkörper) durch die An- oder Einlagerung von bestimmten Silberverbindungen (z. B. Protargol, Silbernitrat; genaue Beschreibung der Methoden → FOISSNER et al. 1991, S. 21-37).
- Vestibulum:** Einbuchtung oder Höhle vor dem → Mund (→ Cytostom); Teil des → Oralapparates.
- Wimper:** → Einleitung Ciliophora (S. 114).
- Xenosomenschale:** → Einleitung Rhizopoda (S. 59).
- Zoochlorellen:** → symbiotische Grünalgen der Gattung *Chlorella*.

6 Literatur

Zitate aus den Überschriften der Artbeschreibungen (z. B. *Anisonema acinus* DUJARDIN, 1841) sind nicht aufgenommen.

- ADAM, H., CZIHAK, G. (1964): Arbeitsmethoden der makroskopischen und mikroskopischen Anatomie. Ein Laboratoriumshandbuch für Biologen, Mediziner und technische Hilfskräfte. G. Fischer, Stuttgart
- AL-ATA, G.R. (1980): Toxicity of cadmium to *Amoeba proteus*: a biochemical approach. J. Protozool. **27**: 128-132
- ALBRECHT, J. (1984): Zur Autökologie ausgewählter Aufwuchsciliaten des Weser-Flußsystems (Protozoa: Ciliophora). Decheniana **137**: 132-167
- ALONGI, D.M. (1991): Flagellates of benthic communities: characteristics and methods of study. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 57-75
- ARNDT, H. (1994): Protozoen als wesentliche Komponente pelagischer Ökosysteme von Seen. Kataloge des O. Ö. Landesmuseums Linz, Neue Folge **71**: 111-147
- ASPÖCK, H. (1994): Protozoen als Erreger von Krankheiten des Menschen: Übersicht und aktuelle Probleme in Mitteleuropa. Kataloge des O. Ö. Landesmuseums Linz, Neue Folge **71**: 219-266
- BARTSCH, I., HARTWIG, E. (1984): Die bodenlebende Mikrofauna im Hamburger Hafen. Arch. Hydrobiol. Suppl. **61**: 543-586
- BERNINGER, U.-G., CARON, D.A., SANDERS, R.W., FINLAY, B.J. (1991): Heterotrophic flagellates of planktonic communities, their characteristics and methods of study. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 39-56
- BÉRZINŠ, B., STIENSDOTTER, U. (1990): Ecological studies of freshwater rhizopods. Hydrobiologia **202**: 1-11
- BICK, H. (1966a): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten des Saprobiensystems I. Beitrag zur Autökologie von *Cyclidium citrullus*, *Glaucoma scintillans*, *Lionotus lamella* und *Paramecium caudatum*. Int. Revue ges. Hydrobiol. **51**: 489-520
- BICK, H. (1966b): Ökologische Untersuchungen an Ciliaten des Saprobiensystems. II. Ergebnisse von Sukzessionsstudien mit besonderer Berücksichtigung der Autökologie von *Coleps hirtus*. Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol. **16**: 845-853
- BICK, H., KUNZE, S. (1971): Eine Zusammenstellung von autökologischen und saprobiologischen Befunden an Süßwasserciliaten. Int. Revue ges. Hydrobiol. Hydrogr. **56**: 337-384
- BLATTERER, H. (1995): Verbessertes Verfahren zur Berechnung des Saprobienindex mittels Ciliaten (Ciliophora, Protozoa). Lauterbornia **20**: 23-36
- BLOCHMANN, F. (1886): Die mikroskopische Thierwelt des Süßwassers. Haering, Braunschweig
- BLOCHMANN, F. (1894): Kleine Mitteilungen über Protozoen. Biol. Zbl. **14**: 82-95
- BONNEMAIN, H., DIVE, D. (1990): Studies on synergistic toxic effects of copper and dithiocarbamate pesticides with the ciliate protozoan *Colpidium campylum* (STOKES). Ecotoxicol. environm. Saf. **19**: 320-326
- BOVEE, E.C. (1991): Sarcodina. In: HARRISON, F.W. (ed.): Microscopic anatomy of invertebrates. Volume 1: Protozoa. Wiley-Liss, New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore. 161-259
- BRINGMANN, G., KÜHN, R. (1980): Bestimmung der biologischen Schädigung wassergefährdender Stoffe gegen Protozoen II. Bakterienfressende Ciliaten. Z. Wass. Abwass. Forsch. **13**: 26-31

- BRINGMANN, G., KÜHN, R. (1981): Vergleich der Wirkung von Schadstoffen auf flagellate sowie ciliate bzw. auf holozoische bakterienfressende sowie saprozoische Protozoen. Gas- und WassFach (Wasser/Abwasser) **122**: 308-313
- BRINGMANN, G., KÜHN, R., WINTER, A. (1980): Bestimmung der biologischen Schädwirkung wasser-gefährdender Stoffe gegen Protozoen III. Saprozoische Flagellaten. Z. Wass. Abwass. Forsch. **13**: 170-173
- BROHMER, P. (1979): Fauna von Deutschland. Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt. 14. Aufl. Quelle & Meyer, Heidelberg
- BRUGEROLLE, G. (1991): Cell organization in free-living amitochondriate heterotrophic flagellates. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 133-148
- BUCHANAN, R.E., GIBBONS, N.E. (1974): BERGEY's manual of determinative bacteriology. 8. Aufl. The Williams & Wilkins Company, Baltimore
- BUCK, H. (1961): Zur Verbreitung der Ciliaten in den Fließgewässern Nordwürttembergs. Jh. Ver. Vaterl. Naturk. Württ. **116**: 195-217
- BÜTSCHLI, O. (1878): Beiträge zur Kenntniss der Flagellaten und einiger verwandten Organismen. Z. wiss. Zool. **30**: 205-281
- CAIRNS, J.Jr. (1964): The chemical environment of common fresh-water protozoa. Notul. Nat. **365**: 1-6
- CARLILE, M.J., WATKINSON, S.C. (1994): The fungi. Academic Press, London, Boston, San Diego, New York, Sydney, Tokyo
- CASH, J. (1905): The British freshwater Rhizopoda and Heliozoa. Volume I Rhizopoda, part I. Ray Society, London
- CASH, J. (1909): The British freshwater Rhizopoda and Heliozoa. Volume II Rhizopoda, part II. Ray Society, London
- CASPER, S.J., SCHÖNBORN, W. (1985): *Diffugia limnetica* (LEVANDER) PENARD (Protozoa: Testacea) as indicator organism of calcite precipitation in Lake Stechlin, GDR. Arch. Protistenk. **130**: 305-311
- CORLISS, J.O. (1979): The ciliated protozoa. Characterization, classification and guide to the literature. 2. Aufl. Pergamon Press, Oxford, New York, Toronto, Sydney, Paris, Frankfurt
- COWLING, A.J. (1986): Growth, respiration and production efficiencies of two Antarctic testate amoebae species in culture. Society of Protozoologists **1985 Abstracts**: 11A
- CURDS, C.R. (1975): Protozoa. In: CURDS, C.R., HAWKES, H.A. (eds.): Ecological aspects of used-water treatment. Volume 1 - The organisms and their ecology. Academic Press, London, New York, San Francisco. 203-268
- CURTIS, E.J.C. (1969): Sewage fungus: its nature and effects. Wat. Res. **3**: 289-311
- CZAPIK, A. (1980): Podstawy protozoologii. Państwowe Wydawnictwo Naukowe, Warszawa (in Polnisch)
- DENFFER, D. von, EHRENDORFER, F., MÄGDEFRAU, K., ZIEGLER, H. (1978): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 31. Aufl. G. Fischer, Stuttgart, New York
- DIN (DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V.) (1987): Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung. Biologisch-ökologische Gewässeruntersuchung (Gruppe M). Allgemeine Hinweise, Planung und Durchführung von Fließgewässeruntersuchungen (M 1). DIN **38 410** (Teil 1): 1-13
- DIN (DEUTSCHES INSTITUT FÜR NORMUNG E. V.) (1990): Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung. Biologisch-ökologische Gewässeruntersuchung (Gruppe M). Bestimmung des Saprobienindex (M 2). DIN **38 410** (Teil 2): 1-18
- DRAGESCO, J., DRAGESCO-KERNÉIS, A. (1986): Ciliés libres de l'Afrique intertropicale. Introduction à la connaissance et à l'étude des ciliés. Faune tropicale (Éditions de l'ORSTOM) **26**: 1-559

- DUCHENE, P. (1991): The most significant protozoa and metazoa currently found in activated sludge. In: MADONI, P. (ed.): Biological approach to sewage treatment process: current status and perspectives. Centro "Luigi Bazzucchi", Perugia. 33-37
- DYER, B.D., GAJU, N., PEDROS-ALIO, C., ESTEVE, I., GUERRERO, R. (1986): Ciliates from a fresh water sulfuretum. *BioSystems* 19: 127-135
- EHRENBERG, C.G. (1838): Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen. Ein Blick in das tiefere organische Leben der Natur. L. Voss, Leipzig
- EIKELBOOM, D.H., VAN BUIJSEN, H.J.J. (1983): Handbuch für die mikroskopische Schlammuntersuchung. F. Hirthammer, München
- FENCHEL, T. (1991): Flagellate design and function. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 7-19
- FENCHEL, T., FINLAY, B.J. (1983): Respiration rates in heterotrophic, free-living protozoa. *Microb. Ecol.* 9: 99-122
- FENCHEL, T., FINLAY, B.J. (1990): Anaerobic free-living protozoa: growth efficiencies and the structure of anaerobic communities. *FEMS Microbiology Ecology* 74: 269-274
- FENCHEL, T., FINLAY, B.J. (1995): Ecology and evolution in anoxic worlds. Oxford University Press, Oxford, New York, Tokyo
- FENCHEL, T., PATTERSON, D.J. (1986): *Percolomonas cosmopolitus* (RUINEN) n. gen., a new type of filter feeding flagellate from marine plankton. *J. mar. biol. Ass. U. K.* 66: 465-482
- FINLAY, B.J., CLARKE, K.J., COWLING, A.J., HINDLE, R.M., ROGERSON, A., BERNINGER, U.-G. (1988): On the abundance and distribution of protozoa and their food in a productive freshwater pond. *Europ. J. Protistol.* 23: 205-217
- FISCH, C. (1885): Untersuchungen über einige Flagellaten und verwandte Organismen. *Z. wiss. Zool.* 42: 47-125
- FISCHER, A. (1892): Die Pilze Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz. IV. Abtheilung: Phycomycetes. Kryptogamenflora 1: I-XIV, 1-505
- FOISSNER, W. (1991): Diversity and ecology of soil flagellates. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 93-112
- FOISSNER, W. (1994): High numbers of testate amoebae (Protozoa) in the benthon of clean, acidified mountain streams. *Limnologica* 24: 323-331
- FOISSNER, W., BLATTERER, H., BERGER, H., KOHMANN, F. (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems - Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 1/91: 1-478
- FOISSNER, W., BERGER, H., KOHMANN, F. (1992): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems - Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 5/92: 1-502
- FOISSNER, W., BERGER, H., KOHMANN, F. (1994): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems - Band III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 1/94: 1-548
- FOISSNER, W., BERGER, H., BLATTERER, H., KOHMANN, F. (1995): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems - Band IV: Gymnostomata, *Loxodes*, Suctoria. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft 1/95: 1-540
- FRIEDRICH, G. (1973): Ökologische Untersuchungen an einem thermisch anomalen Fließgewässer (Erft/Niederrhein). Schriftenreihe der Landesanstalt für Gewässerkunde und Gewässerschutz des Landes Nordrhein-Westfalen 33: 1-125
- FRIEDRICH, G. (1990): Eine Revision des Saprobien-systems. *Z. Wass. Abwass. Forsch.* 23: 141-152
- FRICTHE, W. (1990): Mikrobiologie. G. Fischer, Jena

- GOLEMANSKY, V.G. (1992): Thécamoebiens interstitiels (Rhizopoda: Arcellinida, Gromida et Monothalamida) du supralittoral français de l'Atlantique dans la région du Roscoff (Bai de Morlaix). *Acta zool. Bulgarica* **45**: 3-14
- GOOSEN, N.K., HOREMANS, A.M.C., HILLEBRAND, S.J.W., STUMM, C.K., VOGELS, G.D. (1988): Cultivation of the sapropelic ciliate *Plagiopyla nasuta* STEIN and isolation of the endosymbiont *Methanobacterium formicicum*. *Archs Microbiol.* **150**: 165-170
- GRELL, K.G. (1968): Protozoologie. 2. Aufl. Springer, Berlin, Heidelberg, New York
- GRIFFIN, J.L. (1988): Fine structure and taxonomic position of the giant amoeboid flagellate *Pelomyxa palustris*. *J. Protozool.* **35**: 300-315
- GROSPIETSCH, T. (1972): Wechseltierchen (Rhizopoden). 3. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart
- HÄNEL, K. (1979): Systematik und Ökologie der farblosen Flagellaten des Abwassers. *Arch. Protistenk.* **121**: 73-137
- HANSEN, P.-D. (1970): Die Veränderung der Vermehrungsrate einzelliger Organismen unter dem Einfluß des Schneckenbekämpfungsmittels Bayluscid. Staatsexamenarbeit Universität Hamburg
- HANUSKA, L. (1962): Protozoa des Nitra-Flussgebietes (Saprobial-ökologische studie). *Biológia, Bratisl.* **17**: 812-827
- HARRISON, F.W., CORLISS, J.O. (1991): Protozoa. In: HARRISON, F.W. (ed.): *Microscopic anatomy of invertebrates* Volume 1. Wiley-Liss, New York
- HARTMANN, M., CHAGAS, C. (1910): Estudos sobre flajelados. - Flagellaten-Studien. *Mems Inst. Oswaldo Cruz* **2**: 62-125
- HÄUSLER, J. (1982): Schizomycetes, Bakterien. Süßwasserflora von Mitteleuropa **20**: I-X, 1-588
- HAUSMANN, K. (1985): Protozoologie. G. Thieme, Stuttgart, New York
- 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, D.R.A. (1991): Diversity of heterotrophic cryptomonads. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates*. Clarendon Press, Oxford. 235-240
- HOLLANDE, A. (1942): Étude cytologique et biologique de quelques flagellés libres. Volvocales, Cryptomonadines, Eugléniens Protomastigines. *Archs Zool. exp. gén.* **83**: 1-268
- HOOGENRAAD, H.R., DE GROOT, A.A. (1940): Zoetwaterrhizopoden en -heliozoën (A Ia). *Fauna Ned.* **9**: 1-303
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1955): Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie. 4. Teil Euglenophyceen. *Binnengewässer* **16**: I-X, 1-606
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1968): Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie. 3. Teil Cryptophyceae, Chloromonadophyceae, Dinophyceae. *Binnengewässer* **16**: 1-322
- HUL, M. (1986): Ciliata in bacterial and fungal communities in the River Lyna (North-eastern Poland). *Acta hydrobiol., Kraków* **28**: 149-164
- HÜLSMANN, N. (1995): Freilebende nackte Rhizopoda. In: RÖTTGER, R. (ed.): *Praktikum der Protozoologie*. G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York. 80-88
- 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 Sciences. University of California Press, Berkeley, Los Angeles
- JEON, K.W. (1972): Appendix. In: JEON, K.W. (ed.): *The biology of Amoeba*. Academic Press, New York, London. 569-580

- JOSHI, P.C., MISRA, R.B. (1986): Evaluation of chemically-induced phototoxicity to aquatic organism using *Paramecium* as a model. *Biochem. biophys. Res. Commun.* **139**: 79-84
- KAESTNER, A. (1969): *Lehrbuch der speziellen Zoologie. Band I: Wirbellose 1. Teil. Protozoa, Mesozoa, Parazoa, Coelenterata, Protostomia ohne Mandibulata.* 3. Aufl. G. Fischer, Stuttgart
- 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
- KLEBS, G. (1883): Über die Organisation einiger Flagellaten-Gruppen und ihre Beziehungen zu Algen und Infusorien. *Unters. bot. Inst. Tübingen* **1**: 233-361
- KLEBS, G. (1893): *Flagellatenstudien.* *Z. wiss. Zool.* **55**: 265-351
- KLIMOWICZ, H. (1972): The microfauna of activated sludge Part II. Assemblages of microfauna in block aeration tanks. *Acta hydrobiol., Kraków* **14**: 19-36
- KLIMOWICZ, H. (1973): Microfauna of activated sludge Part III. The effect of physico-chemical factors on the occurrence of microfauna in the annual cycle. *Acta hydrobiol., Kraków* **15**: 167-188
- KLUG, G. (1936): Neue oder wenig bekannte Arten der Gattungen *Mastigamoeba*, *Mastigella*, *Cercobodo*, *Tetramitus* und *Trigonomonas*. (Studien über farblose Flagellaten I.). *Arch. Protistenk.* **87**: 97-116
- KOSAKA, T. (1994): Life cycle of *Paramecium bursaria* syngen 1 in a natural pond. *Zool. Sci.* **11**: 517-526
- KUGRENS, P., LEE, R.E. (1991): Organization of cryptomonads. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates.* Clarendon Press, Oxford. 219-233
- KÜKENITHAL, W., RENNER, M. (1980): *Leitfaden für das zoologische Praktikum.* 18. Aufl. G. Fischer, Stuttgart, New York
- KUTIKOWA, L.A. (1984): *Fauna of activated sludge (Atlas).* Akademie Nauka, Leningrad (in Russisch)
- LARSEN, J. (1987): Algal studies of the Danish Wadden Sea. IV. A taxonomic study of the interstitial euglenoid flagellates. *Nord. J. Bot.* **7**: 589-607
- LAYBOURN-PARRY, J. (1992): *Protozoan plankton ecology.* Chapman & Hall, London, New York, Tokyo, Melbourne, Madras
- LEEDALE, G.F. (1967): *Euglenoid flagellates.* Prentice-Hall, Englewood Cliffs
- LEEDALE, G.F., SANTORE, U.J. (1995): Euglenophyceen. In: RÖTTGER, R. (ed.): *Praktikum der Protozoologie.* G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York. 31-39
- LEIDY, J. (1879): Fresh-water rhizopods of North America. *Rep. U. S. geol. Surv.* **12**: I-XI, 1-324
- LEMMERMANN, E. (1910): *Algen I (Schizophyceen, Flagellaten, Peridineen).* *Kryptogamenflora* **3**: I-X, 1-712 (Heft I = 1-128: 1907. Heft II = 129-304: 1907. Heft III = 305-496: 1908. Heft IV = 497-712: 1910)
- LIEBMANN, H. (1938): Biologie und Chemismus der Bleilochsperre. Zugleich ein Beitrag zur Frage der Wirkung von Abwässern aus Sulfitzellulosefabriken auf stehende Gewässer. *Arch. Hydrobiol.* **33**: 1-81
- LIEBMANN, H. (1958): *Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie. Biologie des Trinkwassers, Badewassers, Fischwassers, Vorfluters und Abwassers.* Band II. R. Oldenbourg, München
- LIEBMANN, H. (1962): *Handbuch der Frischwasser- und Abwasser-Biologie. Biologie des Trinkwassers, Badewassers, Fischwassers, Vorfluters und Abwassers.* Band I. 2. Aufl. R. Oldenbourg, München

- LINDAU, G. (1910): Die Pilze Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz. IX. Abteilung: Fungi imperfecti: Hyphomycetes (zweite Hälfte), Dematiaceae (Phaeocephalales bis Phaeosporales), Stilbaceae, Tuberculariaceae, sowie Nachträge, Nährpflanzenverzeichnis und Register. Kryptogamenflora I: I-VIII, 1-983
- LÜFTENEGGER, G., PETZ, W., BERGER, H., FOISSNER, W., ADAM, H. (1988): Morphologic and biometric characterization of twenty-four soil testate amoebae (Protozoa, Rhizopoda). Arch. Protistenk. **136**: 153-189
- MACHEMER, H. (1965): Analyse kurzzeitlicher Bewegungserscheinungen des Ciliaten *Stylonychia mytilus* EHRENBERG. Arch. Protistenk. **108**: 153-190
- MADONI, P., ESTEBAN, G., GORBI, G. (1992): Acute toxicity of cadmium, copper, mercury, and zinc to ciliates from activated sludge plants. Bull. Environ. Contam. Toxicol. **49**: 900-905
- MADONI, P., DAVOLI, D., CHERICI, E. (1993): Comparative analysis of the activated sludge microfauna in several sewage treatment works. Wat. Res. **27**: 1485-1491
- MARGULIS, L., CORLISS, J.O., MELKONIAN, M., CHAPMAN, D.J. (1990): Handbook of Protozoa. The structure, cultivation, habitats and life histories of the eukaryotic microorganisms and their descendants exclusive of animals, plants and fungi. A guide to the algae, ciliates, foraminifera, sporozoa, water molds, slime molds and the other protozoists. Jones and Bartlett Publishers, Boston
- MAST, S.O., PACE, D.M. (1933): Synthesis from inorganic compounds of starch, fats, proteins and protoplasm in the colorless animal, *Chilomonas paramecium*. Protoplasma **20**: 326-358
- MAST, S.O., PACE, D.M. (1937): The effect of silicon on growth and respiration in *Chilomonas paramecium*. J. cell. comp. Physiol. **10**: 1-13
- MAUCH, E. (1976): Leitformen der Saprobität für die biologische Gewässeranalyse Teil 4. Cour. Forsch.-Inst. Senckenberg **21**: 339-563
- MAUCH, E. (1986): Biologische Gewässeranalyse und Auswertung auf der Basis des Saprobiensystems. Münchn. Beitr. Abwass.-Fisch.-Flussbiol. **40**: 34-85
- MECHSNER, K. (1983): The influence of the dissolved oxygen concentration on the physiology and ecology of *Sphaerotilus natans* KÜTZ. Oecologia (Berlin) **60**: 18-20
- MEISTERFELD, R. (1991): Vertical distribution of *Diffugia hydrostatica* (Protozoa, Rhizopoda). Verh. int. Verein. theor. angew. Limnol. **24**: 2726-2728
- MIGNOT, J.-P. (1966): Structure et ultrastructure de quelques euglénomonades. Protistologica **2**: 51-117
- MITCHELL, G.C., BAKER, J.H., SLEIGH, M.A. (1988): Feeding of a freshwater flagellate, *Bodo saltans*, on diverse bacteria. J. Protozool. **35**: 219-222
- MOOG, O. (1991): Biologische Parameter zum Bewerten der Gewässergüte von Fließgewässern. Landschaftswasserbau **11**: 235-266
- MÜLLER, E., LOEFFLER, W. (1992): Mykologie. Grundriß für Naturwissenschaftler und Mediziner. 5. Aufl. G. Thieme, Stuttgart, New York
- MYLNIKOV, A.P. (1987): Ultrastructure of the flagellate *Cercomonas longicauda* (Cercomonadidae). Bot. Zh. SSSR **72**: 750-753 (in Russisch)
- MYLNIKOV, A.P. (1991): Diversity of flagellates without mitochondria. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): The biology of free-living heterotrophic flagellates. Clarendon Press, Oxford. 149-158
- NAGEL, P. (1989): Bildbestimmungsschlüssel der Saprobien. Makrozoobenthon. G. Fischer, Stuttgart, New York
- OGDEN, C.G., HEDLEY, R.H. (1980): An atlas of freshwater testate amoebae. Oxford University Press, Oxford
- ÖNORM (ÖSTERREICHISCHES NORMUNGSIKITUT) (1995): Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern. ÖNORM M **6232**: 1-38

- OPRAVILOVÁ, V. (1986): Testacea (Protozoa: Rhizopoda) in the epilithion of the lotic stretch of running waters of different degrees of saprobity (Czechoslovakia). *Acta hydrochim. hydrobiol.* **14**: 667-672
- OPRAVILOVÁ, V., ZELINKA, M. (1978): The importance of Testacea for the evaluation of stream pollution. *Folia Fac. Sci. Nat. Univ. Purk. Brun.* **19** (Biologia 64): 53-60
- PAGE, F.C. (1991): Nackte Rhizopoda. *Protozoenfauna* **2**: I-XI, 1-170, 291-297
- PANTILE, R., BUCK, H. (1955): Die biologische Überwachung der Gewässer und die Darstellung der Ergebnisse. *Gas- u. WassFach (Wasser/Abwasser)* **96**: 604
- PASCHER, A., LEMMERMANN, E. (1913): Flagellatae II. Chrysomonadinae, Cryptomonadinae, Eugleninae, Chloromonadinae und gefärbte Flagellaten unsicherer Stellung. *Süßwass.-Flora Dtl. Öst. Schweiz* **2**: 1-192
- PASCHER, A., LEMMERMANN, E. (1914): Flagellatae I. Allgemeiner Teil, Pantostomatinae, Protomastiginae, Distomatinae. *Süßwass.-Flora Dtl. Öst. Schweiz* **1**: 1-138
- PATERSON, D.J., HEDLEY, S. (1992): *Free-living freshwater protozoa. A colour guide.* Wolfe Publishing, London
- PATERSON, D.J., LARSEN, J. (1991a): *The biology of free-living heterotrophic flagellates.* Clarendon Press, Oxford
- PATERSON, D.J., LARSEN, J. (1991b): General introduction. In: PATERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates.* Clarendon Press, Oxford. 1-5
- PATERSON, D.J., ZÖLFFEL, M. (1991): Heterotrophic flagellates of uncertain taxonomic position. In: PATERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates.* Clarendon Press, Oxford. 427-476
- PATERSON, D.J., LARSEN, J., CORLISS, J.O. (1989): The ecology of heterotrophic flagellates and ciliates living in marine sediments. *Progr. Protistol.* **3**: 185-277
- PAULI, W., BERGER, S., SCHMITZ, S., JASKULKA, L. (1994): Chemosensory responses of ciliates: a sensitive end point in xenobiotic hazard assessment. *Environm. Toxicol. Wat. Quality Int. J.* **9**: 341-346
- PENARD, E. (1902): *Faune rhizopodique du bassin du Léman.* H. Kündig, Genève
- PENARD, E. (1904): *Les héliozoaires d'eau douce.* H. Kündig, Genève
- PORTER, D. (1990): Phylum Labyrinthulomycota. In: MARGULIS, L., CORLISS, J.O., MELKONIAN, M., CHAPMAN, D.J. (eds.): *Handbook of Protoctista.* Jones and Bartlett Publishers, Boston. 388-398
- PUYTORAC, P.D.E (1994): Phylum Ciliophora DOFLEIN, 1901. *Traité de Zoologie* **2**: 1-15
- RADEK, R., HAUSMANN, K. (1994): Endocytosis, digestion, and defecation in Flagellates. *Acta Protozool.* **33**: 127-147
- RADEK, R., HAUSMANN, K. (1995): Symbiotische Flagellaten im Darm Niederer Termiten. In: RÖTTGER, R. (ed.): *Praktikum der Protozoologie.* G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York. 74-79
- RAINER, H. (1968): Urtiere, Protozoa Wurzelfüßler, Rhizopoda Sonnentierchen, Heliozoa. *Systematik und Taxonomie, Biologie, Verbreitung und Ökologie der Arten der Erde. Tierwelt Dtl.* **56**: 1-176
- RAJINI, P.S., KRISHNAKUMARI, M.K., MAJUMDER, S.K. (1989): Cytotoxicity of certain organic solvents and organophosphorus insecticides to the ciliated protozoan *Paramecium caudatum*. *Microbios* **59**: 157-163
- REINNARTH, G. (1979): *Ökologie und Vertikalverteilung von Ciliaten in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone verschiedener Süßwasserbiotope.* Dissertation Universität Bonn
- REMANE, A., STORCH, V., WELSCH, U. (1976): *Systematische Zoologie. Stämme des Tierreichs.* G. Fischer, Stuttgart

- RIVERA, F., RAMÍREZ, P., VILA CLARA, G., ROBLES, E., MEDINA, F. (1983): A survey of pathogenic and free-living amoebae inhabiting swimming pool water in Mexico City. *Environm. Res.* **32**: 205-211
- ROGERSON, A. (1979): Energy content of *Amoeba proteus* and *Tetrahymena pyriformis* (Protozoa). *Can. J. Zool.* **57**: 2463-2465
- ROGERSON, A. (1980): Generation times and reproductive rates of *Amoeba proteus* (LEIDY) as influenced by temperature and food concentration. *Can. J. Zool.* **58**: 543-548
- RÖTTGER, R. (1995): *Praktikum der Protozoologie*. G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York
- SANDERS, R.W. (1991): Trophic strategies among heterotrophic flagellates. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates*. Clarendon Press, Oxford. 21-38
- SCHERB, K. (1968): Zur Biologie des belebten Schlammes. *Münchn. Beitr. Abwass.-Fisch.-Flussbiol.* **5**: 158-205
- SCHÖNBORN, W. (1966): Beschaltete Amöben (Testacea). A. Ziemsen, Wittenberg Lutherstadt
- SCHÖNBORN, W. (1981): Populationsdynamik und Produktion der Testaceen (Protozoa: Rhizopoda) in der Saale. *Zool. Jb. Syst.* **108**: 301-313
- SCHÖNBORN, W. (1992): *Fließgewässerbiologie*. G. Fischer, Jena, Stuttgart
- SCHÖNBORN, W., FLÖSSNER, D., PROFT, G. (1965): Die limnologische Charakterisierung des Profundals einiger norddeutscher Seen mit Hilfe von Testaceen-Gemeinschaften. *Limnologica (Berlin)* **3**: 371-380
- SIEMENSMA, F.J. (1991): Heliozoa. *Protozoenfauna 2*: I-XI, 171-297
- SKUJA, H. (1948): Taxonomie des Phytoplanktons einiger Seen in Uppland, Schweden. *Symb. bot. upsal.* **9**: 1-399
- SKUJA, H. (1956): Taxonomische und biologische Studien über das Phytoplankton schwedischer Binnengewässer. *Nova Acta R. Soc. Scient. upsal. (Ser. IV)* **16**: 1-404
- SLABBERT, J.L., MORGAN, W.S.G. (1982): A bioassay technique using *Tetrahymena pyriformis* for the rapid assessment of toxicants in water. *Wat. Res.* **16**: 517-523
- SLÁDEČEK, V. (1973): System of water quality from the biological point of view. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.* **7**: I-IV, 1-218
- SLÁDEČEK, V., ZELINKA, M., ROTHSCHEIN, J., MORAVCOVÁ, V. (1981): Biologický rozbor povrchové vody. Komentář k ČSN 83 0532 - část 6: Stanovení saprobního indexu. Vydalo Vydavatelství Úradu pro normalizaci a měření, Praha (in Tschechisch)
- SLADECKOVA, A. (1968): Beurteilung des Eutrophierungsgrades von Trinkwassertalsperren durch Erfassung des Bewuchses. *Fortschr. Wasserchem.* **8**: 48-65
- SLADECKOVA, A., SLÁDEČEK, V. (1963): Periphyton as indicator of the reservoir water quality I. True-periphyton. *Sb. vys. Šk. chem.-technol. Praze* **7** (1): 507-561
- SPARROW, F. K. Jr. (1960): *Aquatic Phycomycetes*. 2. Aufl. University of Michigan Press, Ann Arbor
- STARMACH, K. (1985): Chrysophyceae und Haptophyceae. Süßwasserflora von Mitteleuropa **1**: 1-515
- STEIN, F. (1878): *Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer Reihenfolge bearbeitet*. W. Engelmann, Leipzig
- STEINER, E. (1986): *Faszinierende Mikroskopie*. Leitner, Wien
- STREBLE, H., KRAUTER, D. (1982): *Das Leben im Wassertropfen: Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers*. 6. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart
- SZÉKELY, C., BERECKZY, M.Cs. (1992): An unusual case of disease in pet fish stocks caused by *Coleps* sp. (Protozoa: Kinetofragminophorea). *Diseases of aquatic Organisms* **13**: 143-145

- TOMLINSON, T.G., WILLIAMS, I.L. (1975): Fungi. In: CURDS, C.R., HAWKES, H.A. (eds.): Ecological aspects of used-water treatment. Volume 1 - The organisms and their ecology. Academic Press, London, New York, San Francisco. 93-152
- VAN BRUGGEN, J.J.A., STUMM, C.K., VOGELS, G.D. (1983): Symbiosis of methanogenic bacteria and sapropelic protozoa. *Archs Microbiol.* **136**: 89-95
- VAN BRUGGEN, J.J.A., VAN RENS, G.L.M., GEERTMAN, E.J.M., ZWART, K.B., STUMM, C.K., VOGELS, G.D. (1988): Isolation of a methanogenic endosymbiont of the sapropelic amoeba *Pelomyxa palustris* GREEFF. *J. Protozool.* **35**: 20-23
- VICKERMAN, K. (1976): The diversity of the kinetoplastid flagellates. In: LUMSDEN, W.H.R., EVANS, D.A. (eds.): *Biology of the Kinetoplastida*. Volume 1. Academic Press, London. 1-34
- VICKERMAN, K. (1991): Organization of the bodonid flagellates. In: PATTERSON, D.J., LARSEN, J. (eds.): *The biology of free-living heterotrophic flagellates*. Clarendon Press, Oxford. 159-176
- VICKERMAN, K., PRESTON, T.M. (1976): Comparative cell biology of the kinetoplastid flagellates. In: LUMSDEN, W.H.R., EVANS, D.A. (eds.): *Biology of the Kinetoplastida*. Volume 1. Academic Press, London. 35-130
- VICKERMAN, K., BRUGEROLLE, G., MIGNOT, J-P. (1991): Mastigophora. In: HARRISON, F.W. (ed.): *Microscopic anatomy of invertebrates*. Volume 1: Protozoa. Wiley-Liss, New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore. 13-159
- VØRS, N. (1992): Heterotrophic amoebae, flagellates and heliozoa from the Tvärminne area, Gulf of Finland, in 1988-1990. *Ophelia* **36**: 1-109
- WACHS, B. (1979): Metallgehalt des Phyto- und Zoobenthos der Fließgewässer. Münchn. Beitr. Abwass.-Fisch.-Flussbiol. **31**: 225-267
- WAGENER, S. (1989): Untersuchungen zur Ökophysiologie anaerober Protozoen. Konstanzer Dissertationen, Konstanz **254**: 1-158
- WAILES, G.H. (1915): *The British freshwater Rhizopoda and Heliozoa*. Volume III Rhizopoda, part III. Ray Society, London
- WAILES, G.H. (1921): *The British freshwater Rhizopoda and Heliozoa*. Volume V Heliozoa. Ray Society, London
- WAILES, G.H., HOPKINSON, J. (1919): *The British freshwater Rhizopoda and Heliozoa*. Volume IV Supplement to the Rhizopoda. Ray Society, London
- WEISSE, T., SPRINGMANN, D.B., MÜLLER, H. (1995): Ökologie des heterotrophen Nanoplanktons im Süßwasser und Meer. In: RÖTTGER, R. (ed.): *Praktikum der Protozoologie*. G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York. 40-47
- WHATLEY, J.M., CHAPMAN-ANDRESEN, C. (1990): Phylum Karyoblastea. In: MARGULIS, L., CORLISS, J.O., MELKONIAN, M., CHAPMAN, D.J. (eds.): *Handbook of Protoctista*. Jones and Bartlett Publishers, Boston. 167-185
- WILLIAMS, A.G., COLEMAN, G.S. (1992): *The numen protozoa*. Springer, New York, Berlin, Heidelberg, London, Paris, Tokyo, Hong Kong, Barcelona, Budapest
- ZÖLFFEL, M. (1995): Heterotrophe Flagellaten des Süßwassers: Bodonidae und Cercomonadidae. In: RÖTTGER, R. (ed.): *Praktikum der Protozoologie*. G. Fischer, Stuttgart, Jena, New York. 48-58

7 Register

Alle Arten sind zweimal aufgenommen, nämlich einmal in der normalen Schreibweise (z. B. *Peranema trichophorum*) und einmal mit dem Artnamen vorne (z. B. *trichophorum*, *Peranema*). Futterorganismen und Sachwörter (→ Glossar) sind nicht enthalten. Erklärung der Schrifttypen: Gesellschaften kursive Kapitalchen (z. B. *OLIGOTRICHETEA*); Taxa oberhalb der Gattung (meist in der Kopfzeile erwähnt) gerade Kapitalchen (z. B. *HETEROTRICHIDA*); Gattungen, von denen mindestens eine Art genau besprochen ist, fett und kursiv (z. B. *Peranema*); Gattungen kursiv, wenn sie nicht detailliert behandelt sind, d. h. nur bei den Verwechslungsmöglichkeiten oder in der Einleitung zur Gruppe erwähnt werden (z. B. *Astasia*); Arten der DIN-Liste fett und kursiv (z. B. *Peranema trichophorum* und *trichophorum*, *Peranema*); alle anderen Arten (valide und synonyme) kursiv (z. B. *asperum*, *Peranema* und *Peranema asperum*). **Fettgedruckte** Zahlen geben jene Seiten an, wo die Art ausführlich behandelt wird bzw. wo die Gattung oder Großgruppe beginnt.

- acanthocryptum*, *Ctedoctema* 240, 245
Acineria incurvata 195
acinus, **Anisonema** 92
Actinomonas mirabilis 70
ACTINOMYCETEN 36
Actinophrys 70
Actinophrys sol 70, 73, 74
Actinosphaerium 70, 73
Actinosphaerium eichhornii 58, 73
Actinosphaerium nucleofilum 73
acuminata, **Diffugia** 67
acuminata, **Frontonia** 226, 239
aediculatus, *Euplotes* 162
aequilata, **Vorticella** 255
affinis, **Euplotes** 158, 162
africanum, *Paramecium* 229, 231
agilis angulatus, **Trepomonas** 87
agilis communis, **Trepomonas** 88
agilis simplex, **Trepomonas** 87
alba, **Beggiatoa** 45
alpestris, *Litonotus* 195
alpestris, *Vorticella* 255
alveolata, **Euglypha** 68
ambiguum, **Spirostomum** 139, 141, 143
amethystinus, *Stentor* 150
AMÖBEN 58
Amoeba 61
Amoeba proteus 58, 61
AMOEBIDAE 61
amphacanthus, **Coleps** 209
Amphileptus 186, 198
Amphileptus lanceolatus 186
Amphileptus meleagris 186
Amphileptus pleurosigma 143, 186
Amphileptus plurivacuolatus 186
Amphileptus proceriformis 186
Amphileptus procerus 186, 189
Amphitrema 59
anatinus, *Dileptus* 176
angulatus, **Trepomonas agilis** 87
angusta, *Frontonia* 226
Anigsteinia clarissima 141
Anisonema 92
Anisonema acinus 92
Anisonema ovale 93
Anisonema pusillum 93
Anisonema truncatum 93
anser, *Dileptus* 176
Anthophysa 80, 102
Anthophysa steinii 105
Anthophysa vegetans 50, 79, 102
aquadulcis, *Vorticella* 257
aquaeductuum, **Fusarium** 47, 52, 55
arachnoidea, *Beggiatoa* 45
Arcella 59, 186
archeri, **Diplophrys** 58, 59, 63
arctoalpina, *Beggiatoa* 45
armatus, *Philasterides* 225
ASCOMYCETES 52
aspera, **Euglypha** 70
asperum, *Peranema* 95
Aspidisca 153
Aspidisca cicada 153, 155, 158
Aspidisca lynceus 153, 155

- Aspidisca turrita* 153
Assulina 70
Astasia 97
 ASTOMATIDA 115
atra, *Frontonia* 226
aurelia, *Paramecium* 229, 231, 237, 239
- BAKTERIEN 1, 3, 36, 56
Balantidium 113
barbatus, *Metopus* 135
 BAUCHHÄRLINGE 35
Beggiatoa 36, 37, 45, 219, 234, 239
Beggiatoa alba 45
Beggiatoa arachnoidea 45
Beggiatoa arctoalpina 45
Beggiatoa gigantea 45
Beggiatoa leptomitiformis 45
Beggiatoa minima 45
Beggiatoa mirabilis 45
Beggiatoa uniguttata 45
 BEGGIATOACEAE 45
bicuspis, *Coleps* 209
binucleata, *Pelomyxa* 76
 BLAUALGEN 36
Blepharisma 138, 143
Bodo 80, 90
Bodo caudatus 90, 92
Bodo saltans 80, 90
 BODONIDAE 90
Bothrostoma 134
Bothrostoma undulans 134
Brachonella 134
Brachonella spiralis 134
bursaria, *Paramecium* 229, 231, 234, 235, 237, 239
- Caenomorpha* 113, 131, 138
Caenomorpha lauterborni 131
Caenomorpha levanderi 134
Caenomorpha medusula 131
Caenomorpha medusula lata 132
Caenomorpha spropelica 131
Caenomorpha uniserialis 131
calkinsi, *Paramecium* 229, 231, 239
Calyptotricha lanuginosa 240, 245
Campanella 261
Campanella umbellaria 261
campanula, *Vorticella* 249, 251
campylum, *Colpidium* 9
campylum, *Dexiostoma* 216, 219, 225, 242
 CARCHESIETOSUM POLYPINAE 12, 179, 260, 261
Carchesium 20, 113, 257
Carchesium pectinatum 260
Carchesium polypinum 18, 179, 251, 257, 261, 263
carinatus, *Litonotus* 195
carolinense, *Chaos* 75
caudatum, *Homalozoon* 181
caudatum, *Paramecium* 229, 230, 231, 237, 239, 243
caudatum, *Spirostomum* 143
caudatum, *Strobilidium* 115, 171
caudatus, *Bodo* 90, 92
Centropyxis 68
Cephalothamnium cyclosum 105
Cercobodo longicauda 108
 CERCOMONADIDAE 108
Cercomonas 79, 80, 108
Cercomonas longicauda 108
Cercomonas radiata 110
Cercomonas varians 110
Chaos 61
Chaos carolinense 75
Chaos illinoisense 75
Chilodonella 17, 198, 202, 206
Chilodonella uncinata 198
chilodonides, *Paramecium* 239
Chilomonas 80, 99
Chilomonas insignis 99
Chilomonas oblonga 99
Chilomonas paramaecium 79, 80, 99
Chlamydonella rostrata 199
Chlamydonellopsis plurivacuolata 202
chlamydophora, *Pseudovorticella* 249, 251
chlorelligera, *Halteria* 171
 CHOANOFAGELLATA 80
 CHROMATIACEAE 40
Chromatium 4, 37, 39, 40
Chromatium gracile 42
Chromatium minutissimum 42
Chromatium okenii 36, 40, 42
Chromatium vanda 42
Chromatium vinosum 40, 41, 42
Chromatium warmingii 40
Chromatium weissei 40
 CHRYSOPHYTA 102
cicada, *Aspidisca* 153, 155, 158
 CILIATEN 3, 21, 23, 55, 79, 80, 113
 CILIOPHORA 1, 113
Ciliophrys infusionum 70
Cinetochilum margaritaceum 153, 155, 240, 245
Cirranter 138
Cirranter mobilis 137
citrina, *Vorticella* 253
Cladomonas 110

- Cladomonas fructiculosa* 80, **110**, 112
clarissima, *Anigsteinia* 141
Clonothrix 36
Clonothrix fusca 47
coeruleus, *Stentor* 145, 148, 150, 153
Coleps 113, 115, **208**
Coleps amphacanthus 209
Coleps bicuspis 209
Coleps elongatus 209
Coleps hirtus 208
Coleps incurvus 209
Coleps nolandi 208
Coleps spetai 208
coli, *Escherichia* 37
 COLPIDIETUM COLPODAE 12, 216, 218, 219, 234, 239
Colpidium 137, 174, **212**
Colpidium colpoda 212, 218
Colpidium kleini 215, 218
Colpidium campylum 9
Colpoda 174
colpoda, *Colpidium* 212, 218
communis, *Trepomonas agilis* 88
compressa, *Trigonomonas* 87, 89, 90
contortus, *Metopus* 138
convallaria, *Vorticella* 249, **251**, 257, 260
corlissi, *Tetrahymena* 225
coronata, *Epistylis* 263
coronatum, *Pleuronema* 240, **246**
cosmopolitus, *Percolomonas* 107
Cothurnia 186
crassum, *Pleuronema* 246
crassa, *Hexamita* 85
Crenothrix polyspora 47
cristata, *Euglypha* 69
Cristigera 240
 CRYPTOMONADIDAE 80, **99**
Cryptomonas 102
crystallinus, *Litonotus* 195
Ctedoctema acanthocryptum 240, 245
cucullulus, *Trithigmostoma* 199, **201**
cuneatum, *Peranema* 96
 CYANOBACTERIEN 36, 37, 45
Cyclidium 113, 115, 171, **240**, 243, 245, 246
Cyclidium glaucoma 240
Cyclidium heptatrichum 240
cyclosum, *Cephalothamnium* 105
Cyclopyxis 68
cygnus, *Litonotus* 20, **189**, 195
 CYRTOPHORETEA 12
 CYRTOPHORIDA 17, 114, 115, **198**
daidaleos, *Euplotes* 163
Dendromonas 105
descissus, *Tetramitus* 106, 107
Dexiostoma 216
Dexiostoma campylum 216, 219, 225, 242
diacra, *Trigonomonas* 89, 90
dichotomus, *Sphaerotilus* 47
Diffflugia 1, 59, 65
Diffflugia acuminata 67
Diffflugia hydrostatica 68
Diffflugia lucida 67
Diffflugia oviformis 68
Diffflugia pyriformis 68
Diffflugia urceolata 68
digitatum, *Phalansterium* 111, 112
Dileptus 176, 179
Dileptus anatinus 176
Dileptus anser 176
Dileptus margaritifera 114, 176
Dileptus mucronatus 176
Dileptus multinucleatus 176
Dileptus visscheri 176
Dinema griseolum 93
 DIPLOMONADIDA 79, 80, **85**
Diplophrys 63
Diplophrys archeri 58, 59, 63
Diplophrys marina 63
Discomorpha 131, 138
distyla, *Parachilodonella* 199
duplostriatus, *Litonotus* 195
edaphoni, *Tetrahymena* 225
eichhornii, *Actinosphaerium* 58, 73
elegans, *Epistylis* 263
elephantinus, *Paradileptus* 179
elliptica, *Frontonia* 226
elongatus, *Coleps* 209
Entamoeba gingivalis 58
Entamoeba histolytica 58
Entosiphon 92, 93
Entosiphon sulcatum 93
entzii, *Epistylis* 263
Epaxella 131
Epenardia myriophylli 219
Epistylis 20, 260, 261, **263**
Epistylis coronata 263
Epistylis elegans 263
Epistylis entzii 263
Epistylis galea 263
Epistylis hentscheli 263
Epistylis plicata 263
Epistylis plicatilis 263
es, *Metopus* 134
Escherichia coli 37

- EUGLENIDA 80, 92
Euglypha 1, 59, 68, 70
Euglypha alveolata 68
Euglypha aspera 70
Euglypha cristata 69
Euglypha rotunda 68, 70
Euglypha strigosa 69
 EUKARYOTA 36
Euplotes 113, 114, 153, 158
Euplotes aediculatus 162
Euplotes affinis 158, 162
Euplotes daidaleos 163
Euplotes eury stomus 162
Euplotes moebiusi 158, 163
Euplotes patella 143, 158
eurykephala, *Hexamita* 87
eury stomus, *Euplotes* 162

 FADENWÜRMER 35
fasciola, *Litonotus* 9
filiformis, *Lacrymaria* 184
filipendula, *Zoogloea* 50
filum, *Litonotus* 189
fimbriatus, *Trochiloides* 206
fissa, *Hexamita* 87
 FLAGELLATA 1, 3, 23, 58, 79
flexilis, *Homalozoon* 181
 FORAMINIFERA 58
formicicum, *Methanobacterium* 113
fowleri, *Naegleria* 58
frontata, *Plagiopyla* 174
Frontonia 226, 229, 234
Frontonia acuminata 226, 239
Frontonia angusta 226
Frontonia atra 226
Frontonia elliptica 226
Frontonia leucas 143, 226, 246
Frontonia minuta 226
Frontonia ocularis 226
fruticulosa, *Cladomonas* 80, 110, 112
fulvum, *Rhodospirillum* 39
Fusarium 49, 55
Fusarium aquaeductuum 47, 52, 55
fusca, *Clonothrix* 47
fuscus, *Metopus* 134
fusifformis, *Hexamita* 85

galea, *Epistylis* 263
 GASTROTRICHA 35
 GEIBELTIERE 1, 79
gelatinosa, *Thiocystis* 43
gigantea, *Beggiatoa* 45

gingivalis, *Entamoeba* 58
Glaucoma 219, 225
Glaucoma reniforme 218, 219
Glaucoma scintillans 20, 219
glaucoma, *Cyclidium* 240
 GLOCKENTIERCHEN 113
Goniomonas 80
Goniomonas truncata 100
gracile, *Chromatium* 42
gracilis, *Vorticella* 252
grandinella, *Halteria* 169
granuliferum, *Peranema* 1, 95, 96
griseolum, *Dinema* 93
 GYMNOSTOMATEA 114, 115, 176
Gyromonas 85, 87, 90

Halteria 114, 115, 169
Halteria chlorelligera 171
Halteria grandinella 169
 HELIOZOEAE 58, 70
helus, *Loxophyllum* 198
Hemimastix 80
henscheli, *Epistylis* 263
heptatrichum, *Cyclidium* 240
Heteronema 96
 HETEROTRICHIDA 114, 115, 131
Hexamita 4, 79, 80, 85, 87, 90, 131, 138
Hexamita crassa 85
Hexamita eurykephala 87
Hexamita fissa 87
Hexamita fusiformis 85
Hexamita inflata 87
Hexamita pusilla 85
hirtus, *Coleps* 208
Histiobalantium 246
histolytica, *Entamoeba* 58
Holosticha pullaster 167
Homalozoon 115, 181
Homalozoon caudatum 181
Homalozoon flexilis 181
Homalozoon minutus 181
Homalozoon multinucleatum 181
Homalozoon vermiculare 139, 181, 198
humile, *Rimostrombidium* 173
hydrostatica, *Diffflugia* 68
 HYMENOSTOMATA 114, 115, 212
 HYPHOMYCETA 55
 HYPOTRICHIA 114, 115, 153

illinoisense, *Chaos* 75
incurvata, *Acineria* 195
incurvus, *Coleps* 209
inflata, *Trigonomonas* 89

- inflata*, *Hexamita* 87
inflexum, *Peranema* 97
infusionum, *Ciliophrys* 70
infusionum, *Vorticella* 251, 257
insignis, *Chilomonas* 99
intermittens, *Trigonomonas* 89
intestinum, *Spongomonas* 112
- jaculans*, *Pleuromonas* 9, 90
jenense, *Thiospirillum* 44
- KARYOBLASTEA 75
 KARYORELICITIDA 114
 KINETOPLASTIDA 80
kleini, *Colpidium* 215, 218
- LABYRINTHULIDEN 63
Lacrymaria 184
Lacrymaria filiformis 184
Lacrymaria olor 184, 246
Lacrymaria vaginifera 184
lacteus, *Leptomitius* 47, 52, 56, 195
lacustris, *Rimostrombidium* 173
lamella, *Litonotus* 189, 192
lanceolatus, *Amphileptus* 186
lanuginosa, *Calyptotricha* 240, 245
lata, *Caenomorpha medusula* 132
latecapitata, *Trepomonas* 88
Laurentiella strenua 165
lauterborni, *Caenomorpha* 131
Leishmania 79
Lembadion 246
lemnae, *Stylonychia* 163
leptomitiformis, *Beggiatoa* 45
Leptomitius 49, 52, 219, 234, 239, 260
Leptomitius lacteus 47, 52, 56, 195
Leptothrix 47
leucas, *Frontonia* 143, 226, 246
levanderi, *Caenomorpha* 134
Litonotus 114, 189, 198
Litonotus alpestris 195
Litonotus carinatus 195
Litonotus crystallinus 195
Litonotus cygnus 20, 189, 195
Litonotus duplostriatus 195
Litonotus fasciola 9
Litonotus filum 189
Litonotus lamella 189, 192
longicauda, *Cercobodo* 108
longicauda, *Cercomonas* 108
loricatus, *Stentor* 150, 153
Loxodes 114, 131, 138
Loxodes striatus 143
- Loxophyllum* 113, 195
Loxophyllum helus 198
Loxophyllum meleagris 115, 195
Loxophyllum utriculariae 198
lucida, *Diffflugia* 67
Ludio 131
lynceus, *Aspidisca* 153, 155
- magna*, *Sphaerophrya* 71
margaritaceum, *Cinetochilum* 153, 155, 240, 245
margaritifera, *Dileptus* 114, 176
marginata, *Vorticella* 249
marina, *Diplophrys* 63
marina, *Plagiopyla* 174
marinum, *Uronema* 245
Maryna 111
 MARYNETUM 12
Mastigamoeba 110
Mastigella 110
medusula lata, *Caenomorpha* 132
medusula, *Caenomorpha* 131
megastoma, *Plagiopyla* 174
meleagris, *Amphileptus* 186
meleagris, *Loxophyllum* 115, 195
Mesodinium 171
Methanobacterium formicicum 113
 METOPETUM 12, 138
Metopus 4, 36, 113, 131, 134, 174
Metopus barbatus 135
Metopus contortus 138
Metopus es 134
Metopus fuscus 134
Metopus ovalis 134
Metopus spinosus 134
Metopus striatus 134
Metopus tenuis 136
microstoma, *Vorticella* 251, 254
 MIKROTURBELLARIEN 29, 181
minima, *Beggiatoa* 45
minus, *Spirostomum* 139, 141, 143
minuta, *Frontonia* 226
minuta, *Trochilia* 204
minutissimum, *Chromatium* 42
minutus, *Homalozoon* 181
mirabilis, *Actinomonas* 70
mirabilis, *Beggiatoa* 45
mobilis, *Cirranter* 137
moebiusi, *Euplotes* 158, 163
molischianum, *Rhodospirillum* 39
monilata, *Pseudovorticella* 249, 251
monilatus, *Monilicaryon* 176
Monilicaryon monilatus 176

- Mucor racemosus* 55, 56
mucronatus, *Dileptus* 176
muelleri, *Stentor* 145, 147, 150, 153
multiformis, *Stentor* 145
multimicronucleatum, *Paramecium* 229, 231
multinucleatum, *Homalozoon* 181
multinucleatus, *Dileptus* 176
myakka, *Trichamoeba* 61
MYCOPHYTA 1, 52
myriophylli, *Epenardia* 219
mytilus, *Stylonychia* 163
- Naegleria fowleri* 58
nasuta, *Plagiopyla* 173
natans, *Sphaerotilus* 36, 47, 55, 56, 208
nebulifera, *Vorticella* 254
Nectria 52
NEMATODA 35
nephridiatum, *Paramecium* 239
nigricans, *Uronema* 240, 243
nitidubium, *Polychaos* 61
Nocardia 36
nolandi, *Coleps* 208
Nuclearia 71
Nuclearia radians 71
nucleofilum, *Actinosphaerium* 73
- oblonga**, *Chilomonas* 99
octava, *Vorticella* 257
ocularis, *Frontonia* 226
Odontochlamys 199
okenii, *Chromatium* 36, 40, 42
OLIGOTRICHETEA 12
OLIGOTRICHIDA 113, 114, 115, 169
olor, *Lacrymaria* 184, 246
OOMYCETES 52
Opercularia 263
Ophrydium 113
oppositevacuolatus, *Thigmogaster* 199
Oscillatoria 45
ovale, *Anisonema* 93
ovalis, *Metopus* 134
ovata, *Plagiopyla* 174
oviformis, *Diffflugia* 68
ovoides, *Tetramitus* 107
ovum, *Trachelius* 179
Oxytricha 167
Oxytricha setigera 167
- palustris**, *Pelomyxa* 1, 58, 59, 75
Pantoffeltierchen 113
Parachilodonella distyla 199
Paracolpidium truncatum 216, 218, 225
Paradileptus elephantinus 179
paramaecium, *Chilomonas* 79, 80, 99
Paramecium 113, 114, 115, 226, 229
Paramecium africanum 229, 231
Paramecium aurelia 229, 231, 237, 239
Paramecium bursaria 229, 231, 234, 235, 237, 239
Paramecium calkinsi 229, 231, 239
Paramecium caudatum 229, 230, 231, 237, 239, 243
Paramecium chilodonides 239
Paramecium multimicronucleatum 229, 231
Paramecium nephridiatum 239
Paramecium pseudotrichium 239
Paramecium putrinum 229, 231, 237
Paramecium traunsteineri 239
Paramecium woodruffi 229, 234, 239
paravorax, *Tetrahymena* 225
parduczi, *Uronema* 9
patella, *Euplotes* 143, 158
patula, *Tetrahymena* 225
pectinatum, *Carchesium* 260
Pelagohalteria viridis 171
pellionellum, *Tachysoma* 167
Pelomyxa 61, 75, 131, 138
Pelomyxa binucleata 76
Pelomyxa palustris 1, 58, 59, 75
PELOMYXIDAE 75
Peranema 79, 95
Peranema asperum 95
Peranema cuneatum 96
Peranema granuliferum 1, 95, 96
Peranema inflexum 97
Peranema pleururum 96
Peranema trichophorum 79, 80, 93, 95, 96
Percolomonas 106, 107
Percolomonas cosmopolitus 107
PERITRICHIA 113, 115, 249
Phalansterium digitatum 111, 112
Phialina 184
Philasterides armatus 225
Phormidium 45
photometricum, *Rhodospirillum* 39
Phryganella 68
picta, *Vorticella* 249, 251
PILZE 1, 3, 36, 52
Placocista 70
Placus 209
Plagiopyla 113, 138, 173
Plagiopyla frontata 174
Plagiopyla marina 174
Plagiopyla megastoma 174
Plagiopyla nasuta 173

- Plagiopyla ovata* 174
Plagiopyla simplex 174
Pleuromonas jaculans 9, 90
***Pleuronema* 115, 246**
***Pleuronema coronatum* 240, 246**
Pleuronema crassum 246
 PLEURONEMETUM CORONATAE 12, 198, 246
***pleurosigma*, *Amphileptus* 143, 186**
 PLEUROSOMATIDA 114, 115, 186
pleururum, *Peranema* 96
plicata, *Epistylis* 263
***plicatilis*, *Epistylis* 263**
Ploeotia 93
plurivacuolata, *Chlamydonellopsis* 202
plurivacuolatus, *Amphileptus* 186
Polychaos 61
Polychaos nitidubium 61
***polymorphus*, *Stentor* 145, 148, 149**
***polypinum*, *Carchesium* 18, 179, 251, 257,**
 261, 263
polyspora, *Crenothrix* 47
Pontigulasia 67
proceroformis, *Amphileptus* 186
procerus, *Amphileptus* 186, 189
 PROKARYOTA 36
 PROSOMATIDA 115, 208
***proteus*, *Amoeba* 58, 61**
Pseudoblepharisma 143
Pseudochilodonopsis 199, 202
Pseudocohnilembus 240, 245
Pseudodiffugia 68
 PSEUDOMONADACEAE 50
pseudotrichium, *Paramecium* 239
Pseudovorticella 249
Pseudovorticella chlamydotheca 249, 251
Pseudovorticella monilata 249, 251
pullaster, *Holosticha* 167
pusilla, *Scytomonas* 95
pusillum, *Anisonema* 93
***pusilla*, *Hexamita* 85**
pustulata, *Stylonychia* 165
putrinum, *Paramecium* 229, 231, 237
pyriformis, *Diffugia* 68
pyriformis, *Tetrahymena* 218, 221
***pyriformis*, *Tetramitus* 107**

racemosus, *Mucor* 55, 56
 RÄDERTIERE 35
radians, *Nuclearia* 71
radiata, *Cercomonas* 110
 RADIOLARIA 58
ramigera uva, *Zoogloea* 50
***ramigera*, *Zoogloea* 50**

reniforme, *Glaucoma* 218, 219
Rhipidodendron 111
Rhipidodendron splendidum 111
 RHIZOPODA 1, 3, 58
 RHODOSPIRILLACEAE 39
***Rhodospirillum* 39, 44, 138**
***Rhodospirillum fulvum* 39**
***Rhodospirillum molischianum* 39**
***Rhodospirillum photometricum* 39**
***Rhodospirillum rubrum* 39**
***Rhodospirillum tenue* 39**
Rimostrombidium humile 173
Rimostrombidium lacustris 173
Rimostrombidium velox 173
***roeselii*, *Stentor* 148, 150, 151**
***rosea*, *Thiosarcina* 44**
rosenbergii, *Thiospirillum* 44
rostrata, *Chlamydonella* 199
rostrata, *Tetrahymena* 225
rostratus, *Urophagus* 87
***rotans*, *Trepomonas* 88**
 ROTATORIA 35
***rotunda*, *Euglypha* 68, 70**
***rubrum*, *Rhodospirillum* 39**

sacculus, *Spongomonas* 112
salinus, *Tetramitus* 107
***saltans*, *Bodo* 80, 90**
sanguineum, *Thiospirillum* 44
***sapropelica*, *Caenomorpha* 131**
 SAUGINFUSORIEN 31, 114, 115
 SCHIZOMYCETES 1, 36
***scintillans*, *Glaucoma* 219**
Scytomonas pusilla 95
semivirescens, *Spirostomum* 139
setigera, *Oxytricha* 167
setosa, *Tetrahymena* 225
Sexangularia 67
***similis*, *Vorticella* 252**
simplex, *Plagiopyla* 174
***simplex*, *Trepomonas agilis* 87**
***sol*, *Actinophrys* 70, 73, 74**
 SONNENTIERCHEN 58
***spetai*, *Coleps* 208**
Sphaerophrya magna 71
***Sphaerotilus* 36, 47, 50, 110, 131, 147, 163,**
 195, 199, 202, 206, 216, 218, 219, 225,
 234, 239, 242, 245, 252, 260, 261
Sphaerotilus dichotomus 47
***Sphaerotilus natans* 36, 47, 55, 56, 208**
***spinus*, *Metopus* 134**
spinus, *Tetramitus* 107
***spiralis*, *Brachionella* 134**

- Spirillen* 36, 39, 44
Spirostomum 115, 131, 138, **139**, 181
Spirostomum ambiguum **139**, 141, 143
Spirostomum caudatum 143
Spirostomum minus 139, **141**, 143
Spirostomum semivirescens 139
Spirostomum teres 141, **143**
Spirostomum yagiui 141
splendidum, *Rhipidodendron* 111
 SPONGOMONADIDAE **112**
Spongomonas 80, **112**
Spongomonas intestinum 112
Spongomonas sacculus 112
Spongomonas uvella 1, 111, **112**
srameki, *Trithigmostoma* 202
steini, *Trithigmostoma* 202
steinii, *Anthophysa* 105
steinii, *Trepomonas* **88**
Stentor 113, 115, **145**
Stentor amethystinus 150
Stentor coeruleus **145**, 148, 150, 153
Stentor loricatus 150, 153
Stentor muelleri 145, **147**, 150, 153
Stentor multiformis 145
Stentor polymorphus 145, 148, **149**
Stentor roeselii 148, 150, **151**
 STENTORETUM 12
 STRAHLENPILZE 36
strenua, *Laurentiella* 165
striatus, *Loxodes* 143
striatus, *Metopus* **134**
strigosa, *Euglypha* 69
Strobilidium 171
Strobilidium caudatum 115, 171
Strombidium 171
 STRUDELWÜRMER 35
Stylonychia 113, 114, **163**
Stylonychia lemnae 163
Stylonychia mytilus 163
Stylonychia pustulata 165
subtilis, *Trachelius* 179
 SUKTORIEN 31, 71, 114, 115
sulcatum, *Entosiphon* 93
sulcatus, *Tetramitus* 107

Tachysoma 167
Tachysoma pellionellum 167
tenuis, *Rhodospirillum* 39
tenuis, *Metopus* 136
teres, *Spirostomum* 141, **143**
 TESTACEA 3, 58, 59, 63
Tetrahymena 219, **221**
Tetrahymena corlissi 225

Tetrahymena edaphoni **225**
Tetrahymena paravorax 225
Tetrahymena patula 225
Tetrahymena pyriformis 218, **221**
Tetrahymena rostrata 225
Tetrahymena setosa 225
Tetrahymena vorax 225
Tetramitus 106
Tetramitus descissus 106, 107
Tetramitus ovooides 107
Tetramitus pyriformis 107
Tetramitus salinus 107
Tetramitus spinosus 107
Tetramitus sulcatus 107
 THEKAMÖBEN 58
Thigmogaster oppositevacuolatus 199
Thiocapsa 43
Thiocystis 42
Thiocystis gelatinosa 43
Thiocystis violacea **42**
Thioploca 45
Thiosarcina 44
Thiosarcina rosea **44**
Thiospira 39
Thiospirillopsis 45
Thiospirillum 37, 39, **44**
Thiospirillum jenense **44**
Thiospirillum rosenbergii 44
Thiospirillum sanguineum 44
Thiothrix 45
tortuosa, *Trigonomonas* **89**
Tracheleuglypha 70
Trachelius 179
Trachelius ovum 179
Trachelius subtilis 179
transversa, *Zosterodasys* 202
traunsteineri, *Paramecium* 239
Trepomonas 79, 85, 87, 90
Trepomonas agilis 85
Trepomonas agilis angulatus **87**
Trepomonas agilis communis **88**
Trepomonas agilis simplex **87**
Trepomonas latecapitata **88**
Trepomonas rotans **88**
Trepomonas steinii **88**
Trichamoeba 61
Trichamoeba myakka 61
Trichomonas 79
trichophorum, *Peranema* 79, 80, 93, 95, 96
Trigonomonas 80, 85, 87, **89**
Trigonomonas compressa 87, **89**, 90
Trigonomonas diacra 89, 90
Trigonomonas inflata **89**

- Trigonomonas intermittens* 89
Trigonomonas tortuosa 89
Trigonopyxis 68
Trithigmastoma 17, 115, 199, 201, 206
Trithigmastoma cucullulus 199, 201
Trithigmastoma srameki 202
Trithigmastoma steini 202
TRITHIGMOSTOMETUM CUCULLULAE 12, 202
Trochilia 204
Trochilia minuta 204
Trochiloides fimbriatus 206
 Trompetentierchen 113
truncata, *Goniomonas* 100
truncatum, *Anisonema* 93
truncatum, *Paracolpidium* 216, 218, 225
Trypanosoma 79
turbo, *Urocentrum* 173
turrita, *Aspidisca* 153
 Typ 021 N 47
- umbellaria*, *Campanella* 261
uncinata, *Chilodonella* 198
undulans, *Bothrostoma* 134
uniguttata, *Beggiatoa* 45
uniserialis, *Caenomorpha* 131
urceolata, *Diffugia* 68
Urocentrum turbo 173
Uronema 243
Uronema marinum 245
Uronema nigricans 240, 243
Uronema parduczi 9
Urophagus 87
Urophagus rostratus 87
Urotricha 32
utriculariae, *Loxophyllum* 198
uva, *Zoogloea ramigera* 50
uvella, *Spongomonas* 1, 111, 112
- vaginifera*, *Lacrymaria* 184
Vahlkampfia 58
 VAHLKAMPFIIDAE 106
vanda, *Chromatium* 42
varians, *Cercomonas* 110
vegetans, *Anthophysa* 50, 79, 102
velox, *Rimostrombidium* 173
vermiculare, *Homalozoon* 139, 181, 198
vinosum, *Chromatium* 40, 41, 42
violacea, *Thiocystis* 42
viridis, *Pelagohalteria* 171
visscheri, *Dileptus* 176
vorax, *Tetrahymena* 225
Vorticella 249, 260
Vorticella aequilata 255
Vorticella alpestris 255
Vorticella aquadulcis 257
Vorticella campanula 249, 251
Vorticella citrina 253
Vorticella convallaria 249, 251, 257, 260
Vorticella gracilis 252
Vorticella infusionum 251, 257
Vorticella marginata 249
Vorticella microstoma 251, 254
Vorticella nebulifera 254
Vorticella octava 257
Vorticella picta 249, 251
Vorticella similis 252
- warmingii*, *Chromatium* 40
 WECHSELTIERE 58
weissei, *Chromatium* 40
 WIMPERTIERE 1, 113
woodruffi, *Paramecium* 229, 234, 239
 WURZELFÜßER 1, 58
- yagiui*, *Spirostomum* 141
- ZOOFLAGELLATEN 79
Zoogloea 36, 50
Zoogloea filipendula 50
Zoogloea ramigera 50
Zoogloea ramigera uva 50
 ZOOMASTIGOPHORA 79
Zoothamnium 260, 263
Zosterodasys transversa 202