©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Lauterbornia Heft **30**: 1-60, Dinkelscherben, September 1997

Die Bestimmung des Zooplanktons in Flüssen und Seen

[The identification of the zooplankton in rivers and lakes]

Mit 12 Abbildungen und 33 Tafeln

Dieter Krause-Dellin

Schlagwörter: Protozoa, Rotatoria, Crustacea, Zooplankton, Kennzeichen, Morphologie, Taxonomie, Bestimmung, Methodik, Bibliographie

Einführung in die Morphologie, Taxonomie und praktische Bestimmung des Zooplanktons des Süßwassers; Führer zur Bestimmungsliteratur.

Introduction to morphology and taxonomy of zooplankton; "how-to-do-it" of identification; guide to the literature.

1 Einleitung

Der Arbeitskreis "Taxonomie für die Praxis" der Deutschen Gesellschaft für Limnologie veranstaltete 1994 einen Bestimmungskurs "Plankton in Flüssen und Seen" Anläßlich dieser Veranstaltung wurde deutlich, daß in der Literatur nur wenige Bestimmungshilfen existieren, die einerseits einen ersten Einstieg ermöglichen, andererseits aber gleichzeitig auf der Systematik spezieller Bestimmungsliteratur aufbauen, also keine reinen "Bilderbücher" darstellen, wie sie für den Hobby-Bereich angeboten werden, z.B. STREBLE & KRAUTER (1973). Zur Schließung dieser Lücke soll diese Bearbeitung einen Beitrag leisten, wobei klar ist, daß Kompromisse notwendig sind.

Im folgenden werden Hinweise zu Probenahme und Handhabung, vor allem aber zur Bestimmung von Zooplanktonorganismen gegeben und die einschlägige Literatur zitiert. Die Tiefe der Bestimmung in den einzelnen Organismengruppen (Familien-, Gattungs- oder Artniveau) wird von der Vorgabe bestimmt, daß bei einem für den Ungeübten noch überschaubaren Schema eine Einführung in die gültige Systematik gegeben werden soll. Sie ist damit vor allem abhängig von der Artenvielfalt in einer Gruppe. Die Bildbestimmungsschlüssel der vorliegenden Einführung sollen nicht die zitierte Spezialliteratur ersetzen, sondern vielmehr eine erste Orientierung ermöglichen.

Der Begriff "Plankton" wurde von HENSEN (1887) für den marinen Bereich geprägt, nachdem TOMPSON 1828 und MÜLLER 1844 durch die Verwendung von Netzen aus feiner Gaze zum Planktonfang die Meeresbiologie revolutionierten (DEACON & DIETRICH 1963). Die erste Darstellung des Süßwasserplanktons stammt von APSTEIN (1896). Dem Plankton gehören Bakterien an (Bakterienplankton), Algen (Phytoplankton) und wirbellose Freiwassertiere (Zooplankton).

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Literatur

APSTEIN, C. (1896): Das Süßwasserplankton. Methode und Resultate der quantitativen Untersuchung.- 206 S., (Lipsius & Tischer) Kiel.

DEACON, G. E. R. & G. DIETRICH (1963): Die Meere der Welt.- 297 S., (C. Belser) Stuttgart.

LAMPERT, W & U. SOMMER (1993): Limnoökologie.- 440 S., (Thieme) Stuttgart.
Theorie der Planktonkunde.

MAUCH, E., F KOHMANN & W SANZIN (1990): Biologische Gewässeranalyse in Bayern Taxaliste der Gewässerorganismen.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **4/90,** 217 S., München.
Liste mit rund 5000 Taxa, z. T. mit Saprobieneinstufung. Wichtige nomenklatorische Unterlage, wird regelmäßig aktualisiert.

NAUMANN, E. (1931): Limnologische Terminologie.- In: ABDERHALDEN, E. (Hrsg.): Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden **9,8**: 1-776, (Urban & Schwarzenberg) Berlin.
Definitionen und Methoden.

SANDHALL, A. & H. BERGGREN (1985): Planktonkunde.- 107 S., (Kosmos-Franckh) Stuttgart.
Übersicht über die wichtigsten Planktonorganismen in Farbfotos.

SCHWOERBEL, J. (1994): Methoden der Hydrobiologie. Süßwasserbiologie- UTB **31**, 4. Aufl., 368 S., (G. Fischer) Stuttgart.
Grundlegender Überblick zur Methodik.

STREBLE, H. & D. KRAUTER (1973): Das Leben im Wassertropfen.- 336 S., (Kosmos-Franckh) Stuttgart.
Altbewährtes Kompendium für den Hobby-Planktologen.

2 Allgemeines

In der Vergangenheit wurde der Anteil der Protozoa an der Biomasse des Süßwasserplanktons oftmals deutlich unterschätzt; wie eine Reihe neuerer Arbeiten zeigt, kann dieser bis zu 40 % erreichen, und damit eine ganz erhebliche Bedeutung für die Stoffkreisläufe und den Energiefluß im Ökosystem "Binnengewässer" erlangen.

Die Planktonprotozoen sind mit drei Organismengruppen in praktisch allen Süßwasserhabitaten vertreten: den Flagellaten, den Rhizopoda und den Ciliophora. Stark unterschiedlich ist die Zahl der Arten, die die einzelnen Taxa zum Plankton beisteuern: Bei den Ciliophora noch relativ hoch, ist sie bei den Flagellaten und Rhizopoda doch sehr stark eingeschränkt. Zusätzlich zu den echten Planktern beherbergen die Ciliophora und die Flagellaten allerdings noch eine Reihe epizoischer Arten, die aufgrund der Tatsache, daß sie auch auf Planktonorganismen siedeln, im Pelagial auftauchen.

O.Ö. LANDES-
BIBLIOTHEK
I 93423/30
Anno Mus. 1656 | 1999

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Das Metazooplankton im engeren Sinn setzt sich fast ausschließlich aus Vertretern zweier Großgruppen zusammen, nämlich der Rotatoria (Monogononta) und der Crustacea (Copepoda, Ostracoda und Branchiura). Die Ostracoda spielen im Süßwasserplankton allerdings nur eine untergeordnete Rolle, so daß sich im Rahmen einer Einführung die Besprechung auf die Rotatoria, die Copepoda und die Cladocera beschränken kann. Metazoengruppen, die nur tychoplanktisch in Erscheinung treten, sind nicht Gegenstand der Betrachtung. Sie werden lediglich mit der einschlägigen Bestimmungsliteratur genannt.

3 Methodik

3.1 Probenahme

Protozoa

Planktonprotozoen sollten stets aus der geschöpften Originalprobe im lebenden Zustand und ohne Anreicherung bestimmt werden. Wie methodische Vergleiche zeigen, z. B. SIME-NGANDO & HARTMANN (1991), verringert jegliche Art der Anreicherung die Wiederfindungsrate insbesondere der zarten und empfindlichen Arten. Lediglich robuste und große Ciliaten überstehen entsprechende Prozeduren relativ unbeeinträchtigt. Bei Auswertungen in Sedimentationskammern nach UTERMÖHL (1958) ist zu beachten, daß manche Planktonprotozoen (z. B. *Halteria*-Arten) lebend kaum sedimentieren.

Metazoa

Bei quantitativen Planktonfängen von Metazoa ist aus statistischen Gründen immer eine Anreicherung notwendig, so daß sich unabhängig von der Probenahme stets ein Filtrationsschritt anschließt. Verwendung findet ein Planktonnetz mit einer Maschenweite von 55 μm oder kleiner, jedoch nicht unter 25 μm. Die Probenahmemenge sollte nach Möglichkeit 50 l nicht unterschreiten, was sich in der Praxis bei tieferen Seen allerdings als nicht praktikabel erweisen kann. Hier muß das zu filtrierende Volumen dann für den Einzelfall festgelegt werden. Folgende Probenahmemethoden stehen zur Verfügung:

- direkt mit dem Planktonnetz, möglichst als quantitative Probenahme mit Netz mit Aufsatzkegel
- mit Planktonpumpe bei Tiefen bis maximal 40 m. Am besten sind Elektropumpen geeignet (keine Membranpumpen verwenden!)
- mit Schöpfer für Tiefen über 40 m. Wichtig ist eine weite Öffnung des Gerätes, so daß ein Ruttner-Schöpfer ausscheidet. Der wesentliche Nachteil der Methode liegt im geringen Volumen.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

3.2 Konservierung

Protozoa

Auf die Notwendigkeit der Verwendung von Lebendmaterial bei der Auswertung von Planktonprotozoen wurde bereits hingewiesen. Bei Flagellaten und Rhizopoda ist diese Methode obligat, bei den Ciliophora und beschalten Amöben können dagegen bei quantitativer Auswertung mit Einschränkungen - gute Ergebnisse an Lugol- oder Formaldehyd-fixiertem Material erzielt werden. Die Einschränkungen beziehen sich vor allem auf die Artenzusammensetzung in der Probe.

Metazoa

Zur Konservierung von planktischen Metazoen sind unterschiedliche Medien geeignet. Die weitaus besten Ergebnisse werden jedoch mit etwa 4 % Formaldehyd erzielt. Es treten die geringsten Artefakte bei gleichzeitig sehr langer Haltbarkeit auf. Die Humantoxizität des Formaldehyds gebietet jedoch eine sorgfältige Handhabung.

Bei Crustacea läßt sich die Haltbarkeit durch Zugabe einer geringen Menge von Glycerin verbessern, da hierdurch die Aushärtung der Präparate gemildert wird. Artefakte, die durch den Osmose-Schock bei der Konservierung entstehen (z. B. der Abwurf der Eiballen usw.), lassen sich durch eine Zugabe von Zucker vermindern: Glukose oder einfacher Kristallzucker, 40 g/l der 40 % Formaldehyd-Stammlösung. Bei der Konservierung von Ostracoda müssen Säurereste im Formaldehyd durch Borax abgepuffert werden. Besser geeignet für deren Konservierung ist allerdings Alkohol. Ostracoda müssen zudem stets vor der Konservierung durch Überführung in kochendes Wasser zur Öffnung der Schalen veranlaßt werden.

Während Crustacea besser im fixierten Zustand bestimmt werden (insbesondere, wenn Präparationsschritte notwendig sind), ergibt sich für Rotatoria ein unterschiedliches Vorgehen: Handelt es sich um Arten mit starren Panzern, so ist eine Bestimmung am lebenden und fixierten Material möglich, soweit es der Bestimmungsschlüssel zuläßt. Handelt es sich um panzerlose Formen, so muß zumindest für die qualitative Auswertung Lebendmaterial Verwendung finden. Zählungen können aber auch hier meist an fixierten Proben vorgenommen werden.

3.3 Mikroskopie

Protozoa

Die quantitative Auswertung von Planktonprotozoen erfolgt am besten unter dem Umkehrmikroskop in Sedimentationskammern, z. B. nach UTERMÖHL (1958). Unterstützend müssen Einzelbestimmungen unter dem aufrechten Mikroskop durchgeführt werden. Die geringe Größe der Protozoa erfordert dabei

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

für eine optimale Schärfe der Abbildung eine möglichst geringe Schichtdicke der Präparate. Dies läßt sich bei den meisten Arten durch ein "Aufbocken" des Deckglases erreichen. Dazu werden "Deckglasfüßchen" aus Vaseline mit der Präparationsnadel oder einer Einmalspritze (FOISSNER, pers. Mitteilung) an den vier Ecken des Deckglases als Auflage aufgebracht. Durch Druck auf die Deckglasecken mit der Nadel läßt sich die Schichtdicke jeweils individuell einstellen. Gerade bei den Ciliophora ist es unumgänglich, die zu bestimmenden Tiere einzeln oder in geringer Zahl auf einen separaten Objektträger zu pipettieren und sie mittels der Deckglasfüßchen so festzulegen, daß ihnen kaum noch Bewegungsmöglichkeiten verbleiben. Erst dann ist die Schichtdicke auf das Objekt so abgestimmt, daß die Zellorganellen und die Ciliatur einwandfrei zu erkennen sind. Als Pipetten finden feine Kapillarpipetten Verwendung, die man sich aus einem Glasröhrchen oder besser einer handelsüblichen Pasteurpipette selbst über dem Bunsenbrenner zieht. Andere Methoden, die versuchen, die Bewegungsfähigkeit der Tiere durch Zusätze zum Probenwasser zu verringern, können nicht empfohlen werden.

Dauerpräparate von nicht gefärbten bzw. imprägnierten Protozoa haben keine praktische Bedeutung.

Metazoa

Die quantitative Auswertung der Metazoa kann sowohl unter der Stereolupe wie auch unter dem Mikroskop erfolgen. Neuerdings sind auch spezielle Zählkammern nach Bogorov zur Auszählung unter dem Mikroskop bzw. der Stereolupe im Handel erhältlich (Fa. Hydro-Bios, Postfach 8008, 24154 Kiel-Holtenau).

Die qualitative Auswertung dagegen muß, wie bei den Protozoa, in jedem Fall unter dem Mikroskop erfolgen. Alle größeren Rotatoria und alle Crustacea sollten nur mit Deckglasfüßchen aus Bienenwachs oder besser Knetgummi mikroskopiert werden. Dadurch wird eine Deformation des Präparats verhindert, gleichzeitig kann das Objekt noch unter dem Deckglas gedreht werden. Für die Präparation vor allem der Copepoda ist es vorteilhaft, die Tiere in Glycerin zu überführen, wo sie wegen der höheren Viskosität im Vergleich zu Wasser ruhiger zu handhaben sind. Dies geschieht am einfachsten, indem man neben einen Tropfen Wasser, in dem das zu präparierende Tier sich befindet, einen kleineren Tropfen Glycerin so aufbringt, daß sich beide Flüssigkeiten am Berührungspunkt zu vermischen beginnen. Nachdem das Wasser verdunstet ist, liegt das Tier in Glycerin eingeschlossen vor und kann nun präpariert werden.

Dauerpräparate von Planktonmetazoen lassen sich direkt aus dem Wasser- oder Glycerinpräparat durch Einschluß in Glyceringelatine oder andere wasserlösliche Einschlußmittel (z. B. Polyvinyl-Lactophenol) herstellen. Wesentlich zeitaufwendiger ist die Überführung über Alkoholstufen in wasserunlösliche Einschlußmittel wie etwa EUPARAL (mittl. Brechungsindex). Die Präparate sind hier allerdings deutlich besser und haltbarer.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Literatur

FOISSNER, W BERGER, H. & F KOHMANN (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **1/91**, 471 S., München.
Enthält wichtige Hinweise zur Methodik.

SIME-NGANDO, T & H. J. HARTMANN (1991): Short-term variations of the abundance and biomass of planktonic ciliates in eutrophic lakes.- Europ. J. Protistol. **27**: 249-263, Stuttgart.

UTERMÖHL, H. (1958): Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplanktonanalyse Methodik.- Mitt. Int. Ver. Limnol. **9**: 1-38, Stuttgart.
Grundlegende Arbeit zur Methodik der Planktonuntersuchung mittels Sedimentationskammern.

4 Bestimmung

Für die Großgruppen des Zooplanktons wurden einführende Bildbestimmungsschlüssel erarbeitet (Tafel 1-33). Wie eingangs erwähnt, ist die Bestimmungstiefe in den einzelnen Gruppen unterschiedlich. Bei den Flagellaten, Testacea, Ciliophora, Rotatoria und Copepoda bietet sich ein Schema an, das bis zur Gattung führt (nur im Einzelfall bis zur Art). Bei den Heliozoa und Cladocera liegt der Fall insofern günstiger, als bei einer Beschränkung auf rein planktische Formen - bei aller Vorsicht - die Möglichkeit besteht, in noch übersichtlicher Form einen Bestimmungsschlüssel bis zur Art zu bieten.

4.1 Protozoa

4.1.1 Zoomastigina (Zooflagellata)

Der Versuch einer systematischen Zuordnung der farblosen Flagellaten oder auch Zooflagellaten ist gleichbedeutend mit dem Unterfangen, das Tier- und Pflanzenreich (im konventionellen Sinn) eindeutig voneinander zu trennen: Der Besitz von Chloroplasten gilt als das Merkmal schlechthin für die Zugehörigkeit zur Pflanzenwelt. Unter bestimmten Umständen können selbst Chloroplasten aber irreversibel verloren gehen, z. B. bei dem Phytoflagellaten *Euglena gracilis*. Die chloroplastenfreie Zelle entspricht dann in ihrer Morphologie völlig der heterotrophen Art *Astasia longa* (SCHNEIDER 1993). Andererseits ist die Geißel (Flagellum) wohl eines der verbreitetsten Organellen in der belebten Natur, so daß allein aus ihrem Vorhandensein nicht ohne weiteres auf die Zugehörigkeit zu einer bestimmten Großgruppe geschlossen werden kann. Eine große Zahl der früher zu den Zooflagellaten gerechneten Organismen wird heute zu den Algen (insbesondere zu den Chrysophyceae) gestellt. Andere Taxa wurden in der Vergangenheit zwischen Zoo- und Phytoflagellaten "hin- und hergeschoben", und wieder andere, wie etwa die Bodonaceae, blieben bestehen, obwohl sie als vorläufig gelten; sie konnten bisher einfach nicht sinnvoll ersetzt werden. Aus all dem wird klar, daß man an dieser Stelle der Systematik der farblosen Flagellaten nicht in vollem Umfang gerecht werden kann. Um trotzdem eine Einführung

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

in ihre Bestimmung geben zu können, wird hier auf die letzte umfassende Bearbeitung von PASCHER & LEMMERMANN (1914) zurückgegriffen, auch wenn die systematische Stellung einiger Taxa nicht mehr aktuell ist.

Obwohl keine homogene Gruppe, so weisen die Flagellaten doch einige wichtige Grundgemeinsamkeiten auf: Stets haben sie ein oder mehrere, deutlich differenzierte Zellkerne, eine oder mehrere kontraktile Vakuolen (vgl. Ziff. 3.1.3) und das typische Organell der Flagellaten, die Geißel, in unterschiedlicher Zahl. Es treten Schwimmgeißeln und Schleppgeißeln nebeneinander auf.

Den Typus eines planktischen Vertreters der Flagellaten (Abb. 1) repräsentieren die Kragenflagellaten (Craspedomonadophycidae). Sie sind mit nur einer Geißel ausgestattet, die innerhalb eines Kragens aus Mikrovilli schwingt (Mikrovilli sind Zytoplasmafortsätze, die einem intensiven Stoffaustausch dienen).

Die echten Plankter sind durchweg koloniebildend. Wichtige taxonomische Merkmale sind: Anordnung, Art und Zahl der Geißeln, das Vorhandensein von Gehäusen, die Koloniebildung und die allgemeine Körperform. Von geringerer Bedeutung sind dagegen die inneren Zellorganellen.

Der Bestimmungsschlüssel enthält neben den von PASCHER & LEMMERMANN (1914) als planktisch festgestellten Gattungen zwei weitere Gruppen: Einmal sind Gattungen aufgenommen, die regelmäßig auf Planktern aufsitzende Arten hervorgebracht haben, zum anderen wurden beispielhaft vier wichtige Vertreter der Zooflagellaten berücksichtigt, die als Irrgäste immer wieder ins Plankton geraten.

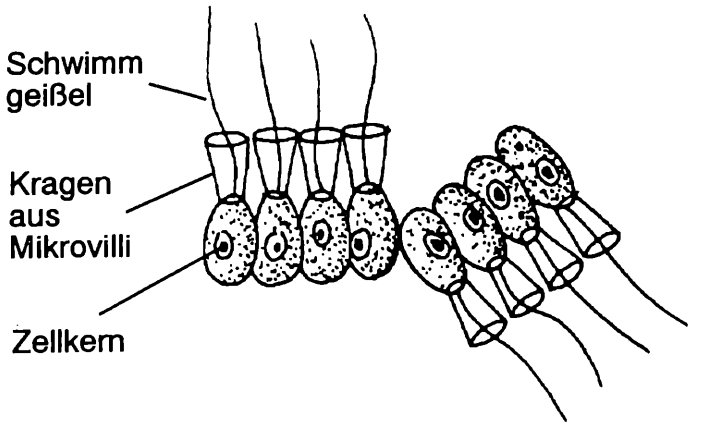


Abb. 1: Habitus eines Flagellaten

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Literatur

SCHNEIDER, H. (1993): Farblose Flagellaten aus einem Parkteich.- Mikrokosmos **82**: 10-20, Stuttgart.

Bestimmungsliteratur

PASCHER, A. & E. LEMMERMANN (1914): Flagellatae 1.- In: PASCHER, A. (Hrsg.): Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, Heft **1**: 138 S., (G. Fischer) Jena.
Veraltet; aber noch nicht ersetzt.

HÄNEL, K. (1979): Systematik und Ökologie der farblosen Flagellaten des Abwassers.- Arch. Protistenkde. **121**: 73-137, Jena.
Fußt auf der vorgenannten Bearbeitung.

4.1.2 Rhizopoda

Auch bei den Rhizopoda haben sich die Auffassungen zur Systematik wesentlich geändert. PAGE & SIEMENSMA (1991) geben eine neue Großgliederung. Danach gehören die Heliozoa nicht mehr zu den Rhizopoda, sondern neben diesen zu den Actinopoda. Die Testacea, die alle schalentragenden Amöben umfaßten, wurden in mehrere Gruppen geteilt. Da jedoch das frühere, in der unten zitierten Literatur ansonsten verwendete System für den Zweck einer Einführung in die Bestimmung viele Vorteile bietet, wird es hier weiterhin verwendet, wohlwissend, daß neuere Befunde existieren, die allerdings z. T. noch in der Diskussion stehen.

Nach dem klassischen System gehören die planktischen Rhizopda des Süßwassers zu den Testacea (Schalenamöben) und Heliozoa (Sonnentierchen). Das Rhizopodenplankton ist relativ artenarm, so daß unser Bestimmungsschlüssel nicht sehr tief in die Taxonomie der Testacea und Heliozoa eindringen muß.

Testacea

Bei den Schalenamöben wird der Zellkörper von einem kompakten Gehäuse umschlossen, lediglich die Pseudopodien werden daraus hervorgestreckt (Abb. 2). Das Gehäuse ist nicht weiter unterteilt. Es besteht aus kieseligen Ein- und Auflagerungen, die entweder vom Körper selbst gebildet werden, oder aber Fremdmaterial sind, wie kleine Kiesel oder Schalen von Kieselalgen. Ein Teil der Arten weist zudem eine chitinöse Schalenmatrix auf. Von taxonomischem Wert sind vor allem die Gehäuse und die Form der Pseudopodien. Geringere Bedeutung kommt dagegen den Zellorganellen zu. Nach GROSPIETSCH (1972) sind 74 Süßwasserarten aus 13 Gattungen im Plankton nachgewiesen worden, wovon für 6 Gattungen wiederholte Nachweise aus deutschen Gewässern vorliegen; für diese gilt der Bildbestimmungsschlüssel (Tafel 4), der sich ausschließlich an der Gehäuseform orientiert.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

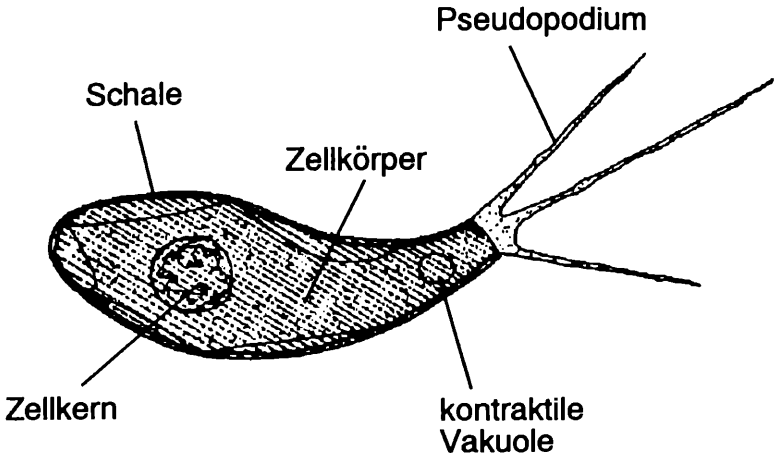


Abb. 2: Habitus einer Schalenamöbe

Es gibt Hinweise dafür, daß die planktischen Formen möglicherweise nur zeitweise das Pelagial aufsuchen, während sie die restliche Zeit als Benthosformen leben. GROSPIETSCH (1972) schreibt, daß mit dem Wechsel zwischen Pelagial und Benthal auch morphologische Veränderungen einhergehen.

Heliozoa

Die Heliozoa sind gekennzeichnet durch einen kugeligen Zellkörper mit radial ausstrahlenden Pseudopodien (Abb. 3). Im Unterschied zu den Testacea besitzen die Pseudopodien der Heliozoa als eine Art Stütze einen zentralen Achsenfaden (= Axonem = Bündel von Mikrotubuli), der ihnen ein strahlenartiges Aussehen verleiht. Beim überwiegenden Teil der Gattungen inserieren die Achsenfäden in der Zellmitte an einem Zentralkorn (Zentroplast). Nur bei wenigen Gattungen entspringen sie am (an den) Zellkern(en) oder in dessen (deren) unmittelbarer Umgebung. Der Zellkern liegt fast stets exzentrisch an der Peripherie des Endoplasmas, das sich durch eine geringere Granulation vom äußeren Ektoplasma der Zelle abhebt. Das Vorhandensein mehrerer Kerne ist äußerst selten.

Mit wenigen Ausnahmen besitzen die Heliozoa eine Art Skelett aus einer gallertigen Masse, in die kieselige Strukturen, sogenannte Spiculae (oder Sklerite) eingelagert sind, die vom Zellkörper abgeschieden werden und den Plasmaleib umhüllen. Die Hülle selbst ist meist aus abgeflachten, plattenartigen Tangentialspiculae zusammengesetzt, auf denen dann längliche, radial abstehende Gebilde, sogenannte Radiärspiculae, aufsitzen. Die Struktur dieser Spiculae ist von besonderer taxonomischer Bedeutung, insbesondere für die Unterscheidung der Arten.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

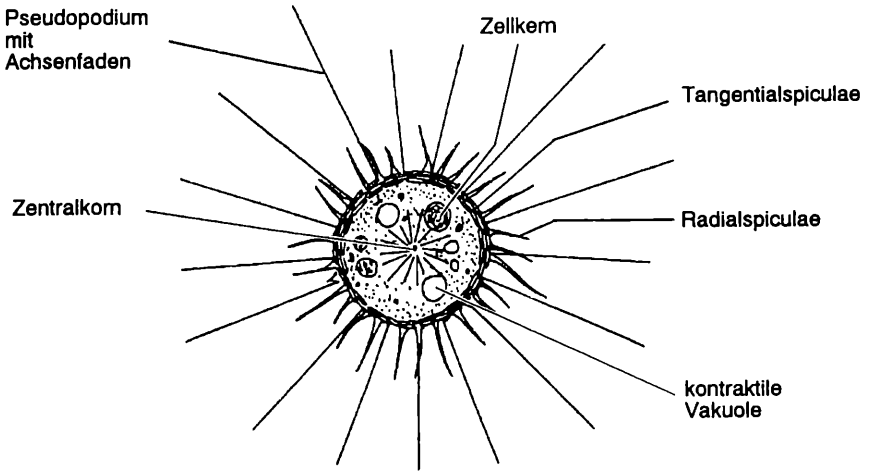


Abb. 3: Habitus einer Heliozoa-Art

Geringer systematischer Wert kommt dagegen der Lage und der Zahl der kontraktilen Vakuolen oder dem Besitz von Zoochlorellen zu (bei *Acanthocystis turfacea* fast obligat, bei *Actinophrys sol* und *Actinosphaerium eichhorni* nur gelegentlich). Neben der ungeschlechtlichen Vermehrung durch Zellteilung tritt noch sexuelle Pädogamie auf, die aber keinen Einfluß auf die Bestimmbarkeit der Individuen einer Art hat.

Bestimmungsliteratur

GROSPIETSCH, T. (1972): Testacea und Heliozoa.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Das Zooplankton der Binnengewässer **26,1**: 1-30, (E. Schweizerbart) Stuttgart.

Behandelt die schalentragenden Amöben und Heliozoen des Planktons; Systematik veraltet, Bearbeitung aber noch nicht ersetzt.

HARNISCH, O. (1963): Wurzelfüßer, Rhizopoda.- In: BROHMER, P., P EHRMANN & G. ULMER (Hrsg.): Die Tierwelt Mitteleuropas **1,1b**: 1-75, (Quelle & Meyer) Leipzig.

Veraltet aber noch nicht vollständig ersetzt.

OGDEN, C. G. & F J. HEDLEY (1980): An atlas of freshwater Testate Amoebae.- 222 S., (British Museum, Oxford Univ. Press) Oxford.

Tafelwerk mit REM-Aufnahmen; enthält die meisten Gattungen und häufigsten britischen Arten.

PAGE, F. C. & F J. SIEMENSMA (1991): Nackte Rhizopoden und Heliozoen.- In: MATTHES, D. (Hrsg.): Protozoenfauna **2**, 297 S., (G. Fischer) Stuttgart.

Aktuelle Bearbeitung.

RAINER, H. (1968): Urtiere, Protozoa, Wurzelfüßer, Rhizopoda, Sonnentierchen, Heliozoa. In: DAHL, M. & F. PEUS (HRSG.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile **56,** 176 S., (G. Fischer) Jena.

Grundlegende Bearbeitung; Systematik veraltet, noch wichtig wegen der biologischen Angaben.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

4.1.3 Ciliophora

Die Ciliophora als besonders hoch organisierte Einzeller bieten eine Vielzahl von Bestimmungsmerkmalen, von denen die wichtigsten ohne besondere Färbungen und Kontrastierungen unter dem Lichtmikroskop zu erkennen sind. Für die Verwendung des Bildbestimmungsschlüssel der planktischen Gattungen genügt daher eine relativ einfache optische Ausrüstung. Die darin verwendeten Merkmale sollen der Reihe nach kurz angesprochen werden (Abb. 4):

Cilien: Die Ciliatur, d.h. die Anordnung und Form der namengebenden Wimpern der Ciliophora, liefert wesentliche taxonomische Hinweise. Sie kann vom Grundtypus, bei dem die gesamte Körperoberfläche einheitlich mit Wimpernreihen bedeckt ist, stark abweichen, wie etwa bei der Reduktion zu einem einzigen Wimpernkranz bei den Peritrichia. Auch können mehrere Cilien zu sogenannten Cirren zusammengefügt sein, die dann relativ starr und auffallend ausgebildet sind. Treten ganze Wimperngruppen zu Funktionseinheiten zusammen, so entstehen "undulierende Membranen", wie z. B. beim sogenannten "Mundsegel"

Im Bildbestimmungsschlüssel sind bei einer ausgeprägten Ciliatur diejenigen Cilien, die der Übersichtlichkeit der Abbildung schaden würden, allein durch Darstellung ihrer Basis als Punkt angedeutet.

Bei den Suctoria tragen die adulten Tiere keine Cilien mehr, sondern stattdessen charakteristische Tentakel mit verdickten Enden, die zum Festhalten und Aussaugen der Beute dienen. Im Falle von *Actinobolina*, einer Gattung der Ordnung Spathidiida, sind beim adulten Tier sowohl Tentakel als auch Cilien ausgebildet.

Extrusomen: Bei vielen Ciliaten liegen zwischen den Linien der Ciliatur bläschenförmige Organellen, die explosionsartig Fäden ausschleudern können. Ihre Feinstruktur ist unterschiedlich. Sie dienen wahrscheinlich der Verteidigung und werden unter dem Begriff Extrusomen (Trichocysten in der älteren Literatur) zusammengefaßt. Ihr Vorhandensein ist ein wichtiges systematisches Merkmal.

Zellkern: Die Ciliaten weisen zwei verschiedene Typen von Zellkernen in unterschiedlicher Zahl auf: Den Makronukleus als großes, kompaktes Gebilde (vegetative Funktionen), und den Mikronukleus als kleine, bei den meisten Arten ohne Färbung nicht sichtbare Struktur (Sexualfunktion). Der Makronukleus kann in seiner Form sehr stark variieren (nieren-, band-, perlschnur- kugelförmig usw.). Die Zellkerne heben sich im lebenden Tier von der Umgebung als homogenere Bereiche ab.

Im Bildbestimmungsschlüssel wird der Makronukleus als "Ma", der Mikronukleus als "Mi" abgekürzt.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschl, Download unter www.biologiezentrum.at

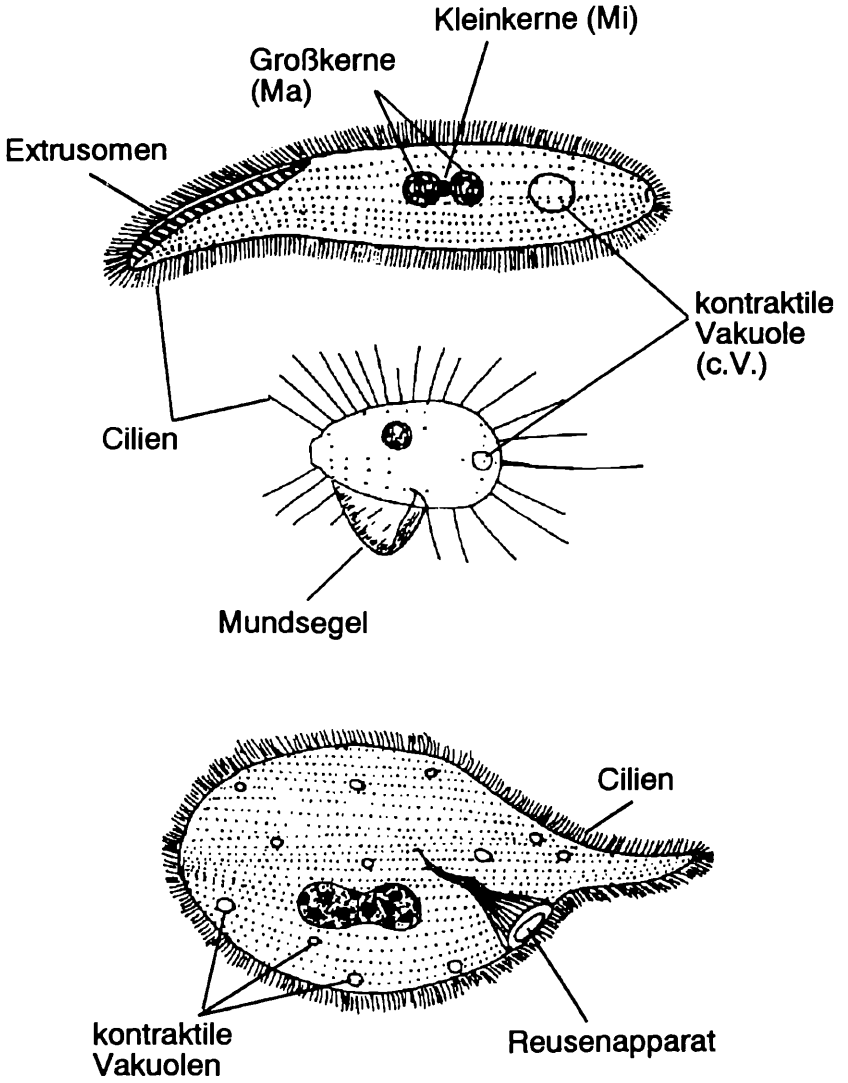


Abb. 4: Habitus und Merkmale verschiedener Ciliophora

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Kontraktile Vakuole: Wie alle Tiere des Süßwassers müssen die Ciliaten befähigt sein, das aus osmotischen Gründen eindringende Wasser auszuscheiden. Hierzu verfügen sie über die kontraktilen Vakuolen (eine oder mehrere bis viele), die als "leere" Bläschen mit oder ohne Zuführungskanäle erkennbar sind. Vor allem die Lage dieser Vakuolen im Ciliatenkörper ist taxonomische wichtig. Die kontraktilen Vakuolen werden im Bildbestimmungschlüssel mit "c.V " abgekürzt.

Reuse: Nach KAHL (1935) darf davon ausgegangen werden, daß die Wand des Zellschlunds bei fast allen Ciliatenarten von stabförmigen Einlagerungen unterschiedlicher Ausbildung umgeben ist. In den Fällen, in denen durch die Verschmelzung jeweils zweier oder mehrerer dieser Einlagerungen lichtmikroskopisch sichtbare Strukturen entstehen, die in einer Art Kranz um den Schlund angeordnet sind, spricht man von einer Reuse.

Zoochlorellen: Symbiontisch im Plasma der Ciliatenkörper auftretende Algen (meist Grünalgen) können der betreffenden Art eine grüne Färbung verleihen. Auf das Vorhandensein derartiger Zoochlorellen wird im Bildbestimmungsschlüssel zwar hingewiesen, auf ihre Darstellung wird aber verzichtet.

Der Bildbestimmungsschlüssel lehnt sich teilweise an den von FOISSNER & al., (1991-1994) für die Ciliaten des Saprobiensystems entwickelten Bestimmungsgang an.

Bestimmungsliteratur

BICK, H. (1972): Ciliata.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer, 1. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer **26,1**: 31-83, (E. Schweizerbart) Stuttgart.
Behandelt nur Planktonformen; teilweise veraltet.

BICK, H. (1972): Ciliated Protozoa. An illustrated guide to the species used as biological indicators in freshwater biology.- Publication of the World Health Organization, 198 S., Genf.
Teilweise veraltet.

FOISSNER, W BERGER, H. & F KOHMANN (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **1/91,** 471 S., München.

FOISSNER, W., BERGER, H. & F KOHMANN (1992): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **5/92,** 502 S., München.

FOISSNER, W., BERGER, H. & F KOHMANN (1994): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **1/94,** 548 S., München.

FOISSNER, W., BERGER, H. & F KOHMANN (1995): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band IV: Gymnostomatea, Loxodes, Suctoria.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft **1/95,** 540 S., München.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Rund 400 der wichtigsten Arten werden in monographischer Breite behandelt; derzeit maßgebende Bearbeitung.

KAHL, A. (1932-35): Wimpertiere oder Ciliata.- In: DAHL, F (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile **18, 21, 25, 30**, 886 S., (G. Fischer) Jena.
Letzte Gesamtdarstellung; teilweise überholt.

4.2 Metazoa-Plankton

4.2.1 Rotatoria

Typisches und namengebendes Merkmal der Rädertiere ist ein einfach oder paarig am Vorderende angeordnetes Räderorgan, mit dem die Nahrung eingestrudelt wird. Die inneren Organe, bei vielen Arten aufgrund der Transparenz des Körpers auch am intakten Tier bereits sichtbar, spielen eine wichtige Rolle bei der Unterscheidung der beiden Überordnungen der Rotatoria, der Monogononta (unpaarer Keimdottersack) und der Digononta (paariger Keimdottersack). Da jedoch alle planktischen Vertreter der Überordnung Monogononta angehören, muß diese Unterscheidung im vorliegenden Fall nicht getroffen werden. Da weiterhin der Bestimmungsschlüssel im vorgegebenen Rahmen nur bis zur Gattung führen kann, wird dort die Zuhilfenahme von Merkmalen des Körperinneren, wie sie häufig auch zur Artunterscheidung unerläßlich ist, ebenso nicht benötigt wie eine Präparation (Mazeration) des artspezifischen, chitinisierten Kauapparates der Rotatoria. Es sei daher für diese Zwecke auf die spezielle Bestimmungsliteratur verwiesen.

Es sind sowohl gepanzerte wie auch ungepanzerte Vertreter der Rotatoria im Plankton zu finden (Abb. 5). Für die Bestimmung gepanzerter Arten ist sehr häufig die Form der Panzerfortsätze wichtig, die sich gewöhnlich am Vorderrand, an den hinteren Außenecken und an der Fußöffnung befinden. Diese können im Jahresverlauf unterschiedlich ausgebildet sein (Zyklomorphose), wodurch aber auf dem Gattungsniveau keine Bestimmungsprobleme entstehen.

Die Fortpflanzung der Rotatoria führt über einen Generationswechsel. Das Auftreten der wesentlich kleineren Männchen ist auf kurze Zeiten im Jahr beschränkt, so daß sie im Bestimmungsschlüssel nicht berücksichtigt sind. Wesentliche Unterschiede zwischen sexuellen und asexuellen Weibchen gibt es nicht. Die Eier werden bei vielen Arten von den Weibchen in typischer Anordnung an den Körper angeheftet getragen.

In den Bestimmungsschlüsseln (Tafel 17-25) wurden neben echten Planktern auch einige benthisch lebende Gattungen aufgenommen, da sich benthische Rotatoria häufiger als Benthosorganismen aus anderen Gruppen als Irrgäste im Plankton finden. Zur deutlichen Abgrenzung von den planktischen Rotatoria wurde die Umrahmung der Abbildungen in diesen Fällen in grauer Farbe ausgeführt, im Gegensatz zu dem sonst verwendeten schwarzen Rahmen. Der Bestimmungsgang ist teilweise an den von RUTTNER-KOLISKO (1972) angelehnt.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

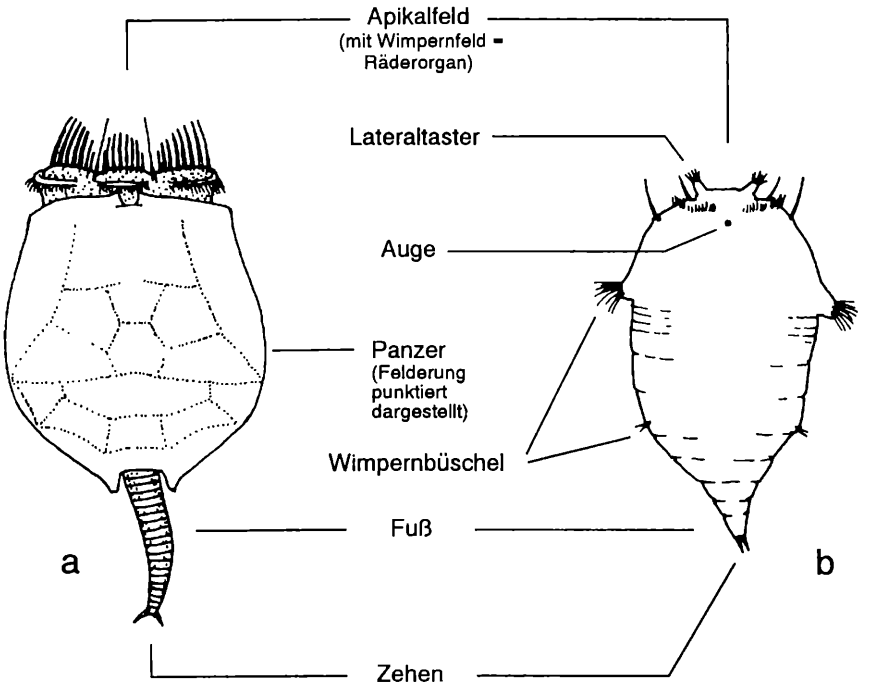


Abb. 5: Die Organisation des Rotatorienkörpers am Beispiel eines gepanzerten (a) und eines ungepanzerten (b) Vertreters

Für die ersten Bestimmungsversuche wird dem Ungeübten dringend die Verwendung von Lebendmaterial angetragen, nicht zuletzt deshalb, weil bei den Rotatoria im fixierten Zustand der Fuß oft eingezogen ist. Sein Vorhandensein und seine Form sind aber besonders wichtige Bestimmungskriterien. Die Untersuchung sollte auf alle Fälle mit Deckglasfüßchen erfolgen, um die Tiere abwechselnd in Bauch- und Rückenlage bringen zu können.

Bestimmungsliteratur

PONTIN, R. M. (1978): A key to the freshwater planktonic and semi-planktonic Rotifera of the British isles.- Freshwater Biol. Ass. Sci. Publ. **38**, 178 S., Ambleside.

Ergänzend zu RUTTNER-KOLISKO.

POURRIOT, R. & A.-J. FRANCEK (1986): Rotiferes.- Introduction practique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises **8**, 37 S., (Exrait de Bull. mens. Soc. Linn. Lyon **55,5**) Lyon.

Behandelt die Bestimmung der Planktonformen.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

RUTTNER-KOLISKO, A. (1972): Rotatoria.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer 1. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer **26,1**: 99-234, (E. Schweizerbart) Stuttgart.
Behandelt nur Planktonformen. Die Bearbeitung ist ausführlich und durch die Verwendung von Formenkreisen sehr übersichtlich und benutzerfreundlich.

VOIGT, M. & W KOSTE (1978): Rotatoria. Die Rädertiere Mitteleuropas.- 673 S. (Band I) und 234 Tafeln (Band II), (Borntraeger) Berlin.
Behandelt ausführlich alle Rädertiere außer den Bdelloidea; noch nicht ersetztes Standardwerk.

4.2.2 Cladocera

Bei den Cladocera wird der eigentliche, ursprünglich segmentierte Körper von einer chitinisierten Struktur, dem Carapax, umschlossen (Abb. 6). Diese Hautduplikatur bildet eine zweiklappige Hülle, die dorsal den Brustraum bildet und ventral die Blattfüße schützt, die sie bis auf einen schmalen Spalt zwischen den beiden Klappen völlig einschließt. Nur bei wenigen Arten ist der Carapax sekundär reduziert. Wichtigste Bestimmungsmerkmale sind die 1. und 2. Antennen, das Postabdomen und dessen Furcakrallen, sowie die Form und die Fortsätze von Kopf und Carapax. Trägt der Carapax an der ventrocaudalen Ecke einen dornartigen Fortsatz, so spricht man von einem Mukro.

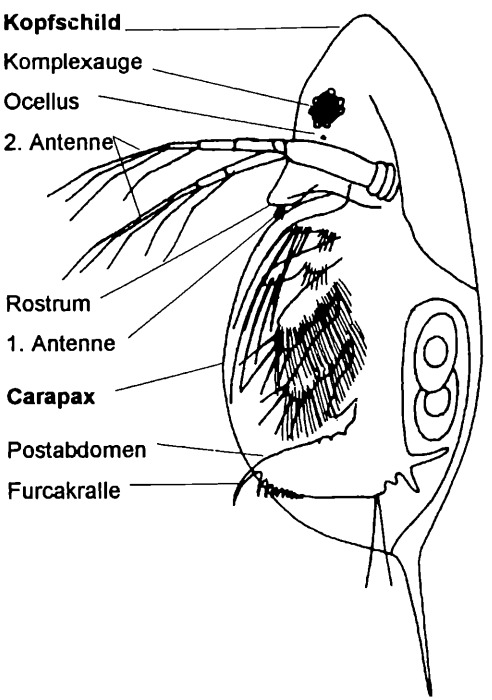


Abb. 6: Habitus und Organisation einer Cladocera-Art

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

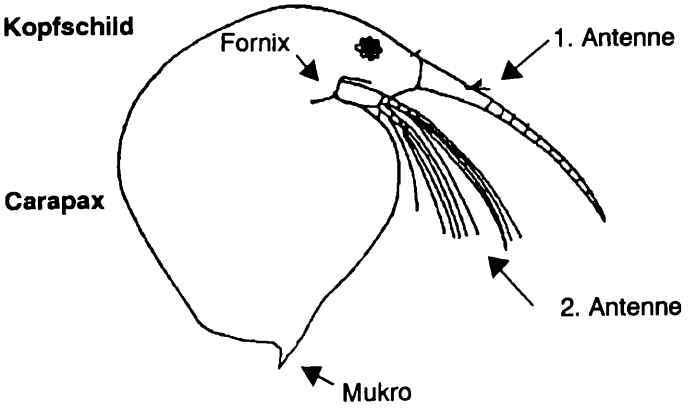
Bei den Bosminidae kommt als wichtiges Bestimmungsmerkmal noch die Ausbildung der lateralen Kopfporen hinzu. Es sind dies Poren unbekannter Funktion, die beiderseits den Teil des Kopfschildes durchbrechen, der sich bogenförmig über die Ansatzstelle der 2. Antenne wölbt und daher den Namen "Fornix" trägt. Anhand ihrer Ausbildung und Lage können die Gattungen *Bosmina* und *Eubosmina* getrennt werden (Abb. 7). Während bei *Bosmina* der Porus sehr klein ist und am Vorderand des Kopfschildes liegt, ist er bei *Eubosmina* größer und nach hinten verschoben. Zudem liegt er auf einer verdickten Stelle des Kopfschildes, einer Art Leiste. Besonders bei der Gattung *Bosmina* kann der laterale Kopfporus leicht übersehen werden. Es empfiehlt sich daher, sich die Lage an Exuvienmaterial (z. B. aus Schlammproben) oder mazerierten Exemplaren (etwa 1/2-stündiges Erhitzen in 10% KOH auf 80-90 °C) genau einzuprägen, an denen eine Lokalisierung problemlos gelingt.

Viele planktische Cladocerenarten sind in ihrem Äußeren sehr variabel. Dies hängt mit einer saisonalen Änderung der Körperproportionen zusammen, die Sommertiere ganz erheblich von Frühjahrs- oder Herbstpopulationen der gleichen Art unterscheidet (insbesondere Helmbildung). Hinzu kommt aber noch die Vermehrung über einen Generationswechsel, der drei unterschiedliche Sorten von Individuen bedingt (vgl. Abb. 8). Die üblicherweise anzutreffenden Mitglieder einer Population sind asexuelle Weibchen, die sich rasch auf parthenogenetischem Wege vermehren und so die großen Individuenzahl einer Planktonpopulation hervorbringen können. Bei diesen Weibchen reifen die Eier im Brutraum und werden nach Beendigung der Entwicklung aus diesem entlassen. Nur zu bestimmten Zeiten bilden diese Weibchen auch Männchen aus. Wird ein Weibchen von einem Männchen befruchtet, so wird es zum Sexualweibchen und bildet im Brutraum eine besondere Sorte von Eiern, die Dauereier. Sie werden ohne weitere Entwicklung mit einem Teil des Carapax, dem Ephippium, abgestoßen und sinken ab bzw. schwimmen auf und können so Zeiten ungünstiger Umweltbedingungen überdauern.

Da Männchen und Sexualweibchen nur kurzzeitig vorkommen, bezieht sich der Bestimmungsschlüssel primär nur auf asexuelle Weibchen. Allerdings sind Sexualweibchen prinzipiell ebenfalls damit bestimmbar, da sich die Abweichungen vor allem auf den Körperumriß, nicht auf Besonderheiten der Körperanhänge beziehen. Die nicht behandelten Männchen der Cladocera sind anhand ihrer besonders langen 1. Antennen und der Fortsätze des 1. Blattbeinpaares deutlich erkennbar und abgrenzbar. Sie können nur mit ausführlicherer Literatur bestimmt werden, treten aber andererseits nie ohne die dazugehörigen Weibchen der Art auf.

Der Bestimmungsschlüssel (Tafel 25-31) enthält nur Arten, die in geschichteten Seen in der Freiwasserzone in großer Zahl anzutreffen sind, nicht dagegen Arten, die als Einzelindividuen im Seenplankton als Irrgäste auftreten. Auch die im Plankton von Flüssen immer wieder anzutreffende Gruppe der Chydoridae wird nicht behandelt. Für sie mag die einzige regelmäßig im Plankton anzutref-

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at



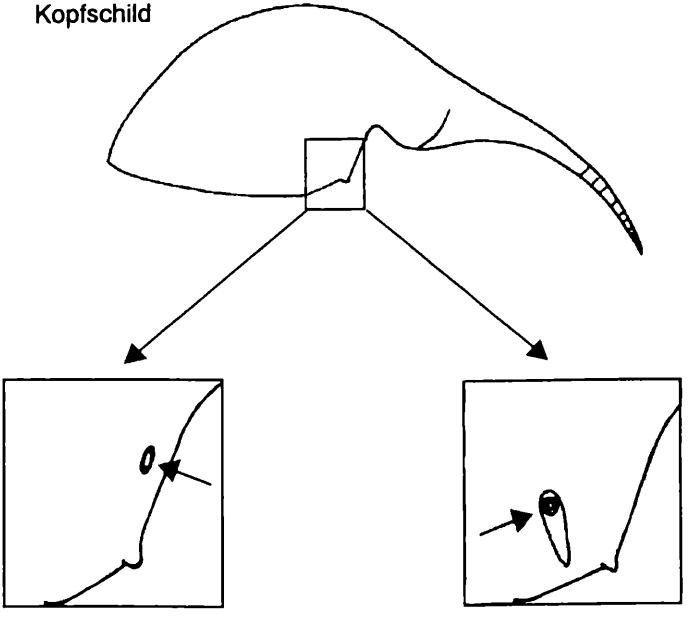


Abb. 7: Laterale Kopfporen von *Bosmina* und *Eubosmina*

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

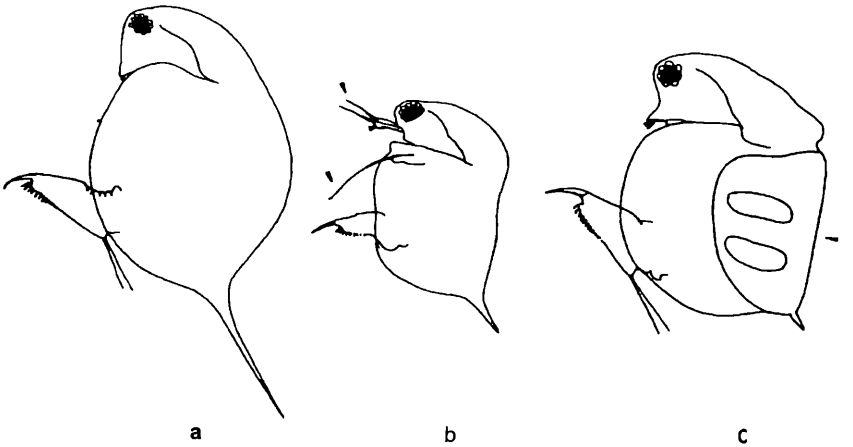


Abb. 8: Asexuelles Weibchen (a), Männchen (b) und Sexualweibchen (c) einer Art (stark vereinfacht nach LILLJEBORG 1901)

fende Art (*Chydorus sphaericus*) als Typus (Bestimmungsschlüssel, Tafel 26) dienen. Ihre differenzierte Bestimmung würde aber den Rahmen sprengen.

Der Bestimmungsschlüssel für die Cladocera basiert auf dem gültigen Stand der Taxonomie. Allerdings wird der von LIEDER (1996) durchgeführten Aufteilung der bisherigen Art *Eubosmina coregoni* in die beiden Arten *E. coregoni* und *E. longicornis* nomenklatorisch noch nicht gefolgt, um dem Ungeübten Verwirrung zu ersparen. Jedoch wird wie bei LIEDER - im Bestimmungsgang anhand der Ausbildung oder des Fehlens eines Mukros unterschieden, so daß die selben Gruppen von Unterarten entstehen:

Gruppe 1: *E. coregoni coregoni, E. coregoni thersites* und *E. coregoni gibbera*. Sie zeigen keinen Mukro und bilden auch bei LIEDER (1996), zusammen mit der selteneren Art *E. coregoni crassicornis*, die Mitglieder der Art *E. coregoni*.

Gruppe 2: *E. coregoni beroliensis, E. coregoni longicornis* und *E. coregoni kessleri*. Sie zeigen die Ausbildung eines Mukros und bilden bei LIEDER (1996) mit der selteneren Unterart *E. coregoni cederstroemi* die neue Art *E. longicornis*.

Bestimmungsliteratur

AMOROS, C. (1984): Crustacés Cladocères.- Introduction practique des organismes des eaux continentales françaises **5**, 63 S., (Exrait de Bull. mens. Soc. Linn. Lyon **53,3,4**: 72-143) Lyon.

Bildbestimmungsschlüssel mit Angaben zur Ökologie. In Einzelfällen Abweichungen von der anerkannten Nomenklatur.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

FLÖSSNER, D. (1972): Kiemen- und Blattfüßer, Branchiopoda, Fischläuse, Branchiura.- In: DAHL, M. & F PEUS (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile, **60**: 501 S., (G. Fischer) Jena.

Die gesamte mitteleuropäische Fauna ist ausführlich berücksichtigt. Taxonomie bei einzelnen Gruppen überholt. Die Bearbeitung ist ein Standardwerk und noch nicht ersetzt.

HERBST, V (1976): Blattfußkrebse.- Einführung in die Kleinlebewelt, 2. Auflage: 130 S., (Kosmos-Franckh) Stuttgart.

Behandelt nicht immer übersichtlich die deutsche Fauna, wendet sich an den Hobby-Planktologen.

HERBST, V (1976): Ergänzung zu den "Blattfußkrebsen Deutschlands".- Gewässer und Abwässer **60/61**: 7-26, Krefeld.

Ergänzung der Bearbeitung "Blattfußkrebse" in "Einführung in die Kleinlebewelt", 2. Aufl. 1976, um einige Arten.

LIEDER, U. (1996): Crustacea Cladocera/Bosminidae.- In: SCHWOERBEL, J. & P ZWICK: Süßwasserfauna von Mitteleuropa **8/2-3,** 80 S., (G. Fischer) Stuttgart.

Neubearbeitung der mitteleuropäischen Fauna. Strafft die Nomenklatur.

LILLJEBORG, W (1901): Cladocera Suecia. Beiträge zur Kenntnis der in Schweden lebenden Krebsthiere von der Ordnung Branchiopoda und der Unterordnung der Cladoceren.- Nachdruck: RHODE, W & D. G. FREY (Hrsg.): Textbände I+II (664 S.) und Bildband III (87 Tafeln), (Almqvist & Wiksell) Uppsala.

Großartige frühe Bearbeitung; in weiten Teilen auch heute noch gültig.

MARGARITORA, F. (1983): Cladoceri.- Guide per il riconoscimento delle specie animale delle acque interne Italiane **22**, 169 S., (Consiglio nazionale delle ricerche) Roma.

Ergänzend zu FLÖSSNER. Nicht alle deutschen Arten berücksichtigt. Zeichnungen von hoher Qualität.

SCOURFIELD, D. J. & J. P HARDING (1966): A key to the British species of freshwater Cladocera.- Freshwater Biol. Assoc. Sci. Publ. **5**, 55 S., Ambleside.

Ergänzend zu FLÖSSNER.

4.2.3 Copepoda

Von den drei Hauptgruppen der Copepoda haben nur die Calanoida und die Cyclopoida echte Plankter hervorgebracht. Die Arten der Harpacticida leben dagegen vor allem im Interstitial und Litoral; sie werden deshalb nicht weiter besprochen.

Bei den Copepoida sind verschiedene Entwicklungsstadien zu unterscheiden: Den noch völlig anders gestalteten 6 Naupliusstadien (Larven) folgen 5 Copepodidstadien mit höherer und zunehmender Ähnlichkeit zu den Adulti. Bei den einzelnen Stadien werden bei jeder Häutung zusätzliche Körpersegmente angelegt.

Die Nauplien, insbesondere aber die Copepodiden, sorgen in einer Planktonprobe für eine Formenvielfalt, die den Ungeübten abschrecken mag (Abb. 9). Dies bedeutet aber nicht das Auftreten besonders vieler Arten, vielmehr sind Copepoden-Gesellschaften eher artenarm. Es ist daher stets die erste Aufgabe,

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

aus der Vielfalt Tiere herauszusuchen, die mit Sicherheit Adultstadien darstellen. Der sicherste Weg hierzu ist die Selektion von Tieren mit Eiballen. Die Weibchen tragen diese Eiballen deutlich sichtbar entweder einzeln unter dem Abdomen (Calanoida) oder paarig seitlich des Abdomens (Cyclopoida; Abb. 9). Die Männchen unterscheiden sich durch ihre zu Greiforganen (Kopulation) umgebildeten 2. Antennen von den Weibchen. Bei den Cyclopoida-Männchen sind beide, bei den Calanoida-Männchen nur eine Antenne umgestaltet (Abb. 10).

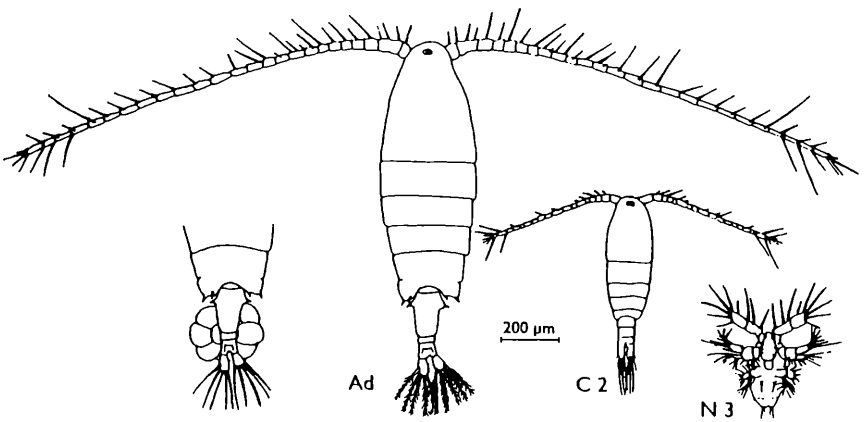


Abb. 9a: Entwicklungsstadien der Calanoida (Ad = adultes Weibchen, N3 = 3. Naupliusstadium, C2 = 2. Copepodid-Stadium) (ergänzt nach KRAUSE-DELLIN 1994)

Von den drei Körperabschnitten Kopf, Brust und Hinterleib bilden die ersten beiden bei den Copepoida eine Einheit, während der Hinterleib abgesetzt ist. Bei den Calanoida ist die Grenze zwischen Cephalothorax und Abdomen auch tatsächlich zwischen letztem Thorax- und erstem Abdominalsegment gelegen. Bei den Cyclopoida dagegen verläuft sie zwischen vorletztem- und letztem Thorakalsegment, das mit dem Abdomen fest verschmolzen ist. Dies ist wichtig, da die Gestalt der Schwimmbeine des letzten Thorakalsegments ausschlaggebend für die Gattungsbestimmung sind. Dieses letzte (P5) der fünf Schwimmbeinpaare ist sowohl gattungs- wie auch artspezifisch abgewandelt: Bei den Cyclopoida ist der P5 stark reduziert, bei beiden Geschlechtern aber gleich gestaltet. Bei den Calanoida unterscheidet sich der P5 der Weibchen von den vorangehenden Schwimmbeinen (mit Ausnahme einer hier nicht weiter besprochenen Gruppe), aber von der Größe und Gestalt her ist er weniger reduziert als bei den Cyclopoida. Bei den Calanoida-Männchen liegt der gegenteilige Fall vor. Hier ist der P5 stark vergrößert und ragt als charakteristisches Organ seitlich unter dem Leib hervor.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

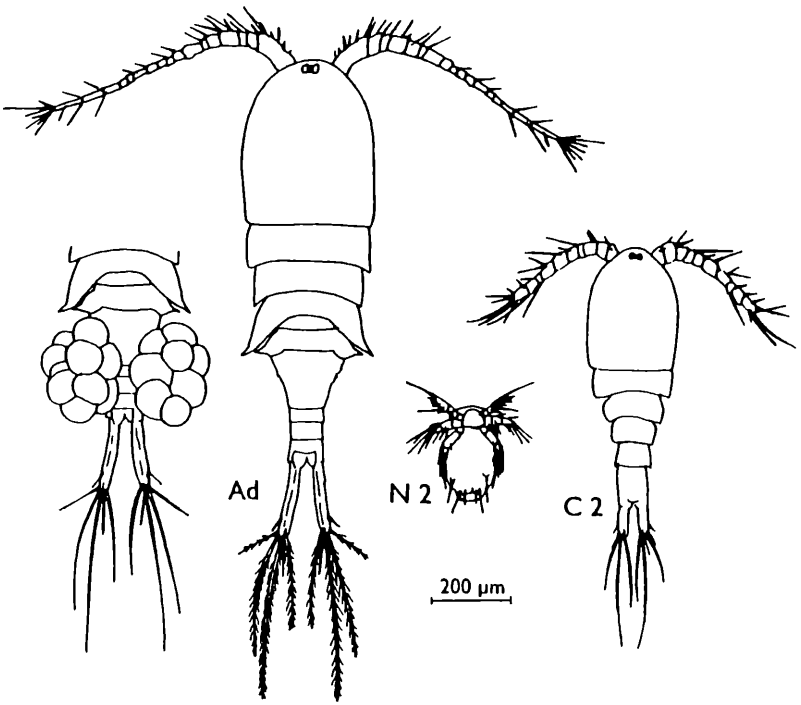


Abb. 9b: Entwicklungsstadien der Cyclopoida (Ad = adultes Weibchen, N2 = 2. Naupliusstadium, C2 = 2. Copepodid-Stadium) (ergänzt nach KRAUSE-DELLIN 1994)

Aufgrund der gleichen Ausbildung des P5 bei beiden Geschlechtern ist der Bestimmungsschlüssel bei den Cyclopoida auf Männchen und Weibchen anwendbar, bei den Calanoida aufgrund der ungleichen Ausbildung nur auf Weibchen.

Zur Bestimmung der Copepoida ist das 5. Schwimmbeinpaar besonders wichtig (Lage: siehe Abb. 11). Da es bei den fixierten Tieren stets durch die zurückgeklappten Beinpaare 1-4 verdeckt ist, besteht der entscheidende Schritt zur Vorbereitung in einer Freilegung des 5. Beinpaares. Diese Präparation, bei der die Tiere an der Grenze zwischen vorletztem und letztem Thorakalsegment auseinander getrennt werden, mag bei der ersten Durchführung äußerst schwierig erscheinen, ist jedoch schnell einzuüben. Bei den Cyclopoida ist die Durchführung einfacher, da hier das Hauptkörpergelenk an eben dieser Stelle sitzt. Aber auch bei den Calanoida kommt man mit etwas Übung bald zum Erfolg. Abb. 12 zeigt die Präparation ausführlich an einem Cyclopoida-Weibchen. Die Präparation kann in Wasser oder Glycerin erfolgen. Man fixiert das Tier am Vorderkörper mit einer Nadel, und fährt mit einer zweiten entlang des letzten Schwimmbeinpaares nach unten zum Körper hin. Unter Druck nach unten wird die Nadel nach hinten bewegt, wobei das Abdomen zusammen mit dem letzten Thoraxseg-

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

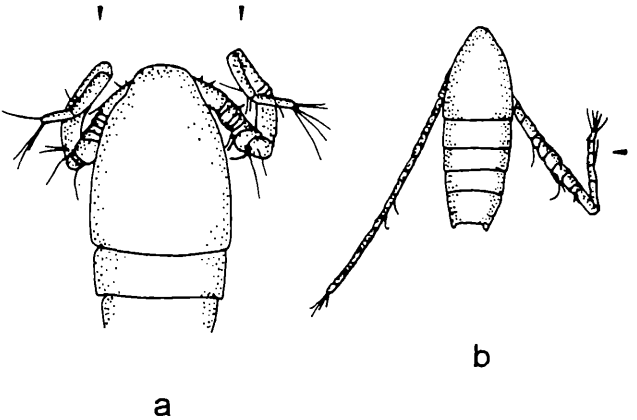


Abb. 10: Antennen der Männchen von Cyclopoida (a) und Calanoida (b)

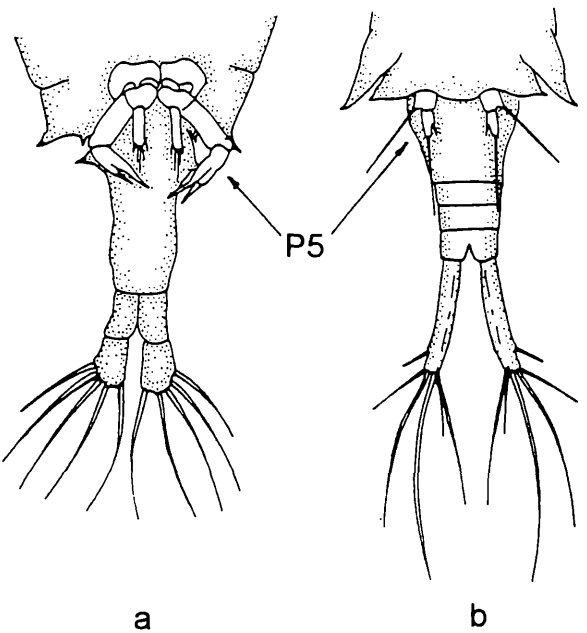


Abb. 11: Lage des 5. Thorakalbeinpaares (P5) bei einem Calanoida- (a) und einem Cyclopoida- (b) -Weibchen

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at

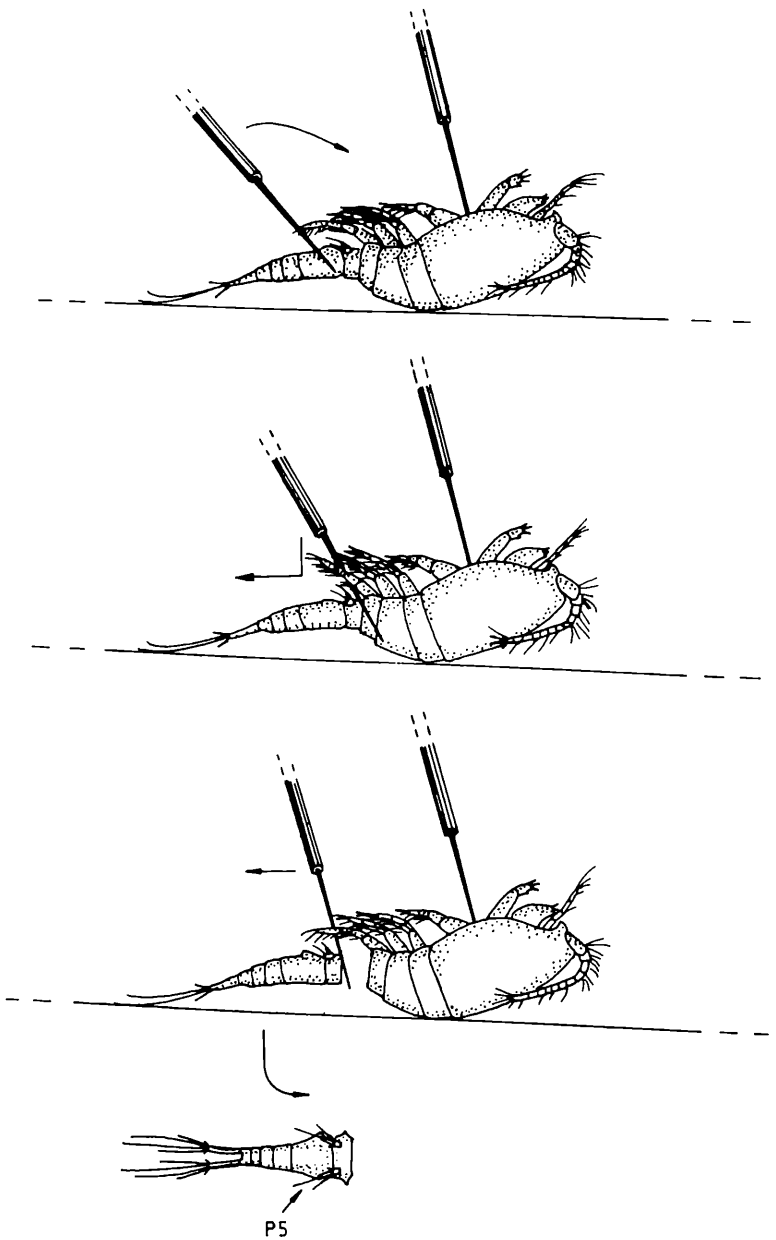


Abb. 12: Präparation des 5. Thorakalbeins (P5) bei einem Vertreter der Cyclopoida

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

ment und dessen Anhängen abgetrennt wird. Das 5. Thorakalbeinpaar liegt nun frei. Das Präparat wird mit einem Deckglas bedeckt und mikroskopiert. Deckglasfüße ermöglichen wieder die Drehung des Präparates um die Körpermittelachse, falls es in Rückenlage zu liegen kommen sollte. Anmerkung: Die Eiballen dienen nur dem Erkennen von Adultstadien, behindern aber die Bestimmungsarbeit. Sie müssen vor der Präparation mit der Nadel entfernt werden.

Die Tafeln 32-33 zeigen einen Bestimmungsgang, der zu den Gattungen der planktischen Cyclopoida und Calanoida führt.

Literatur

KRAUSE-DELLIN, D. (1994): Kannibalismus bei planktischen Ruderfußkrebsen.- Mikrokosmos **83**: 91-96, Stuttgart.

Bestimmungsliteratur

EINSLE, U. (1993): Crustacea, Copepoda, Calanoida und Cyclopoida.- In: SCHWOERBEL, J. & P ZWICK (Hrsg.): Die Süßwasserfauna Mitteleuropas **8,4,1**, 208 S., (G. Fischer) Stuttgart.

Neufassung der Bearbeitung von KIEFER, behandelt die gesamte mitteleuropäische Fauna auf aktuellem Stand; Standardwerk.

HARDING, J. P & W A. SMITH (1974): Cyclopoid and Calanoid Copepods.- Freshwater Biol. Ass. Sci. Publ. **18,** 54 S., Ambleside.

Enthält nicht alle deutschen Arten. Ergänzend zu EINSLE und KIEFER.

KIEFER, F. (1960): Ruderfußkrebse (Copepoden).- Einführung in die Kleinlebewelt, 97 S., (Kosmos-Franckh) Stuttgart.

Einführung in die Gruppe für Hobby-Planktologen.

KIEFER, F (1978): Freilebende Copepoda.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer, 2. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer, Band **26,2**: 1-343, (E. Schweizerbart) Stuttgart.

Ausführliche, grundlegende Arbeit; immer noch weitgehend gültig; Standardwerk.

PESTA, O. (1928): Krebstiere oder Crustacea. I. Ruderfüßer oder Copepoda (1. Calanoida, 2. Cyclopoida).- In: DAHL, F (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile **9**, 136 S., (G. Fischer) Jena.

Grundlegende Arbeit; ersetzt durch KIEFER oder EINSLE.

STELLA, E. (1982): Calanoidi.- Guide per il reconoscimento delle specie animale delle acque interne Italiane **14**, 101 S., (Calderini) Bologna.

Ergänzend zu EINSLE und KIEFER.

WAGLER, E. (1937): Crustacea, Krebstiere.- In: BROHMER, P., P EHRMANN & G. ULMER (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile **2,2a**: 1-224, (Quelle & Meyer) Leipzig.

Grundlegende Arbeit; hinsichtlich der Copepoda ersetzt durch KIEFER und EINSLE.

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

4.2.4 Cnidaria: Hydrozoa

Craspedacusta sowerbii ist die einzige einheimische Süßwassermeduse; sie tritt episodisch in Baggerseen und ähnlichen Stehgewässern auf.

Literatur

REISINGER, E. (1972): Süßwassermedusen.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer 1. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer **26,1**: 84-98, (E. Schweizerbart) Stuttgart.
Behandelt Biologie und Vorkommen der Süßwassermeduse *Craspedacusta*.

4.2.5 Mollusca

Dreissena ist die einzige heimische Süßwassermuschel mit planktischen Larven. Das Neozoon hat sich über alle größeren Flußsysteme und in den meisten Seen Deutschlands ausgebreitet, wo ihre Larven häufig im Plankton gefunden werden.

Literatur

BREITIG, G. (1972): Mollusken.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer, 1. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer **26,1**: 286-291, (E. Schweizerbart) Stuttgart.
Behandelt die planktischen Larven von *Dreissena*.

4.2.6 Insecta, Diptera: Chaoboridae

Die Chaoboridae sind die einzige Insektengruppe mit obligat planktischen Larven. Diese leben räuberisch in Stehgewässern verschiedener Art.

Bestimmungsliteratur

SAETHER, O. A. (1972): Chaoboridae.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer 1. Teil.- In: ELSTER, H.-J. & W OHLE (Hrsg.): Die Binnengewässer **26,1**: 257-280, (E. Schweizerbart) Stuttgart.
Behandelt die paläarktischen und nearktischen Arten.

4.2.7 Metazoa, die nur zufällig im Plankton gefunden werden

Eine ganze Reihe höherer Organismen bilden einen regelmäßigen Bestandteil des Tychoplanktons, insbesondere in Flüssen. Zu nennen sind:

- Porifera, Spongillidae, vertreten durch Schwammnadeln
- Cnidaria: *Hydra*
  Turbellaria: Microturbellaria
- Gastrotricha: *Chaetonotus*
- Nematoda
- Mollusca, Bivalvia: gelegentlich Glochidien der Großmuscheln
- Oligochaeta: *Aeolosoma, Chaetogaster* und Naididae sowie deren Borsten
  Tardigrada: *Macrobiotus*

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

- Acari: Wassermilben
- Insecta: Junglarven und Puppenexuvien der Wasserinsekten, insbesondere Chironomidae
- Bryozoa: Statoblasten finden sich regelmäßig im Flußplankton

Dank

Herrn Univ.-Prof. Dr. Foissner gilt mein herzlicher Dank für die Durchsicht des Manuskripts und für seine hilfreichen Anmerkungen.

Abbildungen

Ein Teil der in den Tafeln verwendeten Abbildungen entstand unter Anlehnung an Abbildungen anderer Autoren. Diese Abbildungen sind mit Indizes versehen. Es bedeutet:
1) verändert nach Zölffel, M. & K. Hausmann (1995): Rhynchomonas nasuta: Ein Flagellat mit Freßrüssel.- Mikrokosmos 84/1, Stuttgart. 2) verändert nach Pascher, A. & E. Lemmermann (1914): Flagellatae 1.- In: Pascher, A. (Hrsg.): Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, Heft 1, Jena. 3) verändert nach Grospietsch, Th. (1972): Testacea und Heliozoa.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer.- In: Elster, H.-J. & W. Ohle (Hrsg.), Die Binnengewässer 26, 1. Teil, Stuttgart. 4) verändert nach Siemensma, F. J. (1991): Heliozoea. In: F. C. Page & F. J. Siemensma: Nackte Rhizopoda und Heliozoea.- In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Bd. 2, Stuttgart. 5) verändert nach Streble, H. & D. Krauter (1973 ff): Das Leben im Wassertropfen.- Stuttgart. 6) verändert nach Bick, H. (1972): Ciliata.- In: Das Zooplankton der Binnengewässer, 1. Teil.- In: Elster, H.-J. & W. Ohle (Hrsg.): Die Binnengewässer 26, 1, Stuttgart. 7) verändert nach Abbildungen und Photos in Foissner, W., H. Berger & F. Kohmann (1991-1994): Taxonomische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems, Band 1-4.- Inf.-Ber. Bayer. Landesamt Wasserwirtschaft, München. 8) verändert nach Voigt, M. & W Koste (1978): Rotatoria. Die Rädertiere Mitteleuropas.- Berlin, Stuttgart. 9) verändert nach Flössner, D. (1972): Kiemen- und Blattfüßer, Branchiopoda, Fischläuse, Branchiura.- In: Dahl, M. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile, 60, Jena.

Anschrift des Verfassers: Dr. D. Krause-Dellin, Bahnhofstraße 11, D-91578 Leutershausen

Manuskripteingang: 26.03.1997

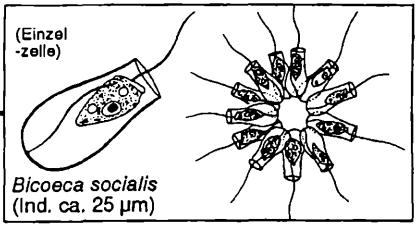
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 1: Zoomastigina 1

Tiere mit nur einer Geißel, deren unterer Teil manschettenartig von einem Kragen umgeben ist. Gehäuse können zusätzlich auftreten → Tafel 2

Kein Kragen erkennbar

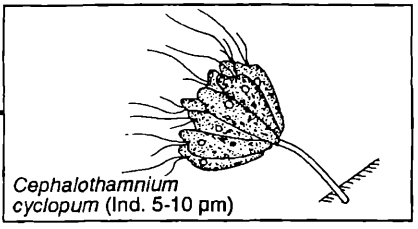
Tiere bilden sternförmige Kolonie. Jede Einzelzelle sitzt in einem becherförmigen Gehäuse, an dem sie sich mit ihrer Schleppgeißel befestigen, **echte Planktonform**



Bicoeca socialis (Ind. ca. 25 µm)

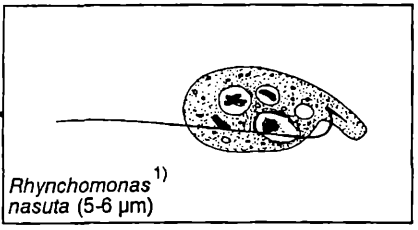
Kein Gehäuse vorhanden

Zellen keilförmig, Nebengeißel 1/2 der Länge der Hauptgeißel, zu mehreren auf gemeinsamem Stiel sitzend, auf **Planktonten aufsitzend**


Cephalothamnium cyclopum (Ind. 5-10 µm)

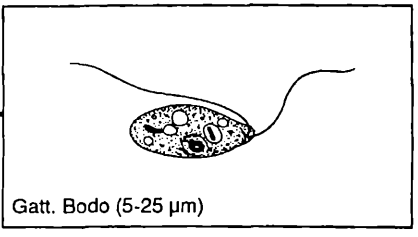
Zellen nicht keilförmig, Geißeln anders, Zellen stets einzeln

Zelle oval, nur Schleppgeißel voll ausgebildet, Schwimmgeißel reduziert. Am Zellvorderende Plasmafortsatz, **Irrgast im Plankton**


Rhynchomonas nasuta[1] (5-6 µm)

2 bis 8 Geißeln voll ausgebildet

1 Schlepp- u. 1 Schwimmgeißel, Körper länglich-oval bis eiförmig, **Irrgast im Plankton**


Gatt. Bodo (5-25 µm)

→ Tafel 3 unten

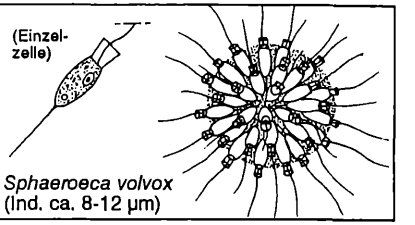
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 2: Zoomastigina 2

Tiere leben einzeln

Tiere leben in Verbänden oder Kolonien

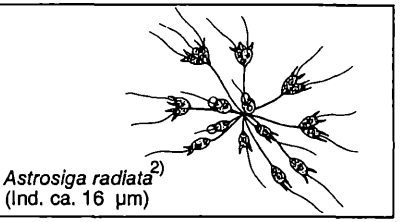
kugelige Gallertkolonie (bis mehrere hundert Tiere), Zellen oval, **echte Planktonform**



Sphaeroeca volvox (Ind. ca. 8-12 µm)

keine Gallert-hülle vorhanden

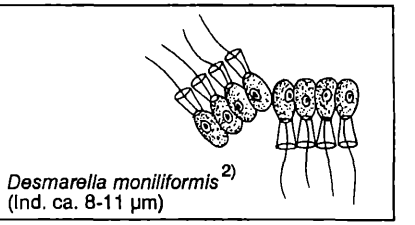
Kolonie sternförmig, 1-3 Zellen auf langen, radialen Stielen, **echte Planktonform**



Astrosiga radiata[2] (Ind. ca. 16 µm)

Kolonien nicht sternförmig

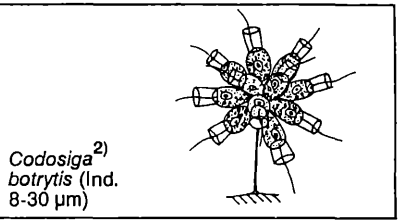
Tiere bilden bandförmige Kolonien, 2-12-zellig., 2 kontraktile Vakuolen, **echte Planktonform**



Desmarella moniliformis[2] (Ind. ca. 8-11 µm)

Kolonien nicht bandförmig

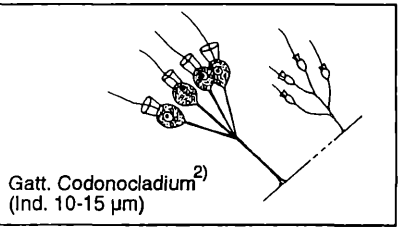
Mehrere Zellen sitzen gemeinsam auf unverzweigtem Stiel, Zellen oval, **auf Planktonten aufsitzend**



Codosiga botrytis[2] (Ind. 8-30 µm)

Stiel verzweigt

Je eine Zelle am Ende jeder Verzweigung, Verzweigungsart unterschiedlich, Zellen tropfenförmig, **auf Planktonten aufsitzend**



Gatt. *Codonocladium*[2] (Ind. 10-15 µm)

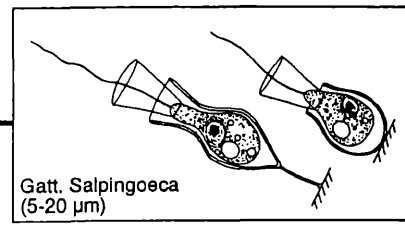
Tafel 3

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 3: Zoomastigina 3

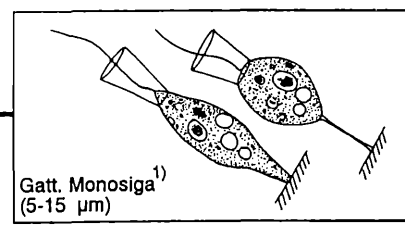
kein Gehäuse vorhanden

Zellen mit Gehäuse, einzeln, direkt aufsitzend oder mit Stiel, **auf Planktonten aufsitzend**



Gatt. Salpingoeca (5-20 µm)

Zellen ohne Gehäuse, länglich, oval oder tropfenförmig, Stiel höchstens andeutungsweise, **auf Planktonten aufsitzend**



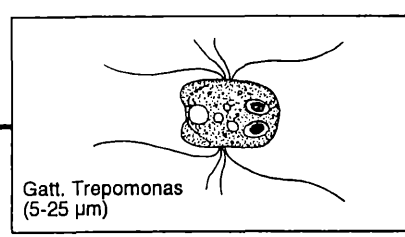
Gatt. Monosiga[1)] (5-15 µm)

---

von Tafel 1

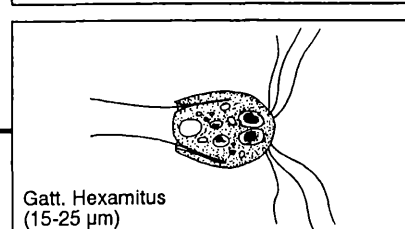
2 Kerne in der vorderen Körperhälfte, 1 kontr. Vakuole in der hinteren, auf jeder Seite 4 Geißeln inserierend

Zellen breit-oval, Hinterende 2-lappig, Schwimmgeißeln untereinander ungleich lang, **Irrgast im Plankton**



Gatt. Trepomonas (5-25 µm)

Zellen oval oder tropfenförmig, Mundspalten bis zum Körperende reichend, Schwimmgeißeln untereinander gleichlang, **Irrgast im Plankton**

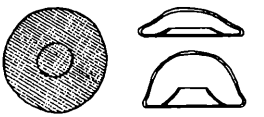


Gatt. Hexamitus (15-25 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 4: Beschalte Amöben 1 (Testacea)

Schalen chitinös, hyalin, ohne Ein-. oder Auflagerungen, häufig gelb und/oder braun. Gestalt diskusförmig oder halbkugelig, Mund eingesenkt und zentral

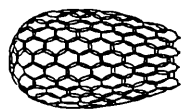


Gatt. Arcella (50-150 µm)

Schalen mit Kieselplättchen oder Fremdkörpern

Schalen mit kleinen Kieselschuppen

Schalenoberfläche mit runden od. ovalen Plättchen dachziegelartig bedeckt. Gehäuse sackförmig

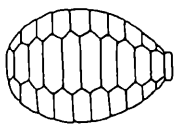


Gatt. Euglypha[3] (50-120 µm)

Schalen retortenförmig mit aufgelagerten kleinen, runden Plättchen (nur selten zusätzlich Fremdkörper)

Gatt. Cyphoderia (100-200 µm)

Schalenoberfläche mit 5 Reihen sechseckiger Plättchen. Tiere klein



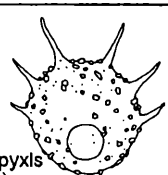
Gatt. Paulinella[3] (20-30 µm)

Schalen mit ein- oder aufgelagerten Fremdkörpern (Kiesel oder Kieselalgen)

Schale kugelig od. sackförmig, aus Fremdkörpern aufgebaut. Mundöffnung endständig zentral und häufig gelappt.

Gatt. Difflugia (60-400 µm)

Schalen rund, häufig mit Stacheln, viele Fremdkörper aufgelagert. Mundöffnung stets exzentrisch



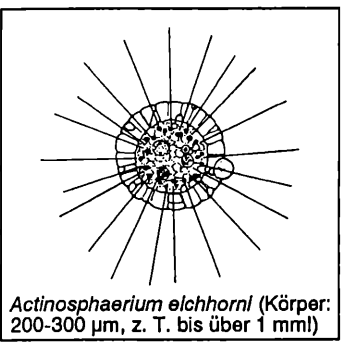
Gatt. Centropyxis (120-150 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, DeutschlDownload unter www.biologiezentrum.at

Tafel 5: Heliozoea 1

Keine Sorte von Spiculae ausgebildet, Achsenfäden inserieren an Zellkernen

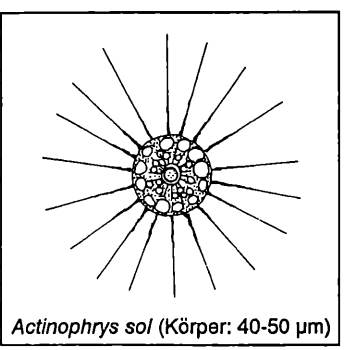
Ekto- und Entoplasma klar abgrenzbar, stark vakuolisiert, Vielzahl von Kernen, an oder bei denen Achsenfäden inserieren. Sehr große Form.



Actinosphaerium eichhorni (Körper: 200-300 µm, z. T. bis über 1 mm!)

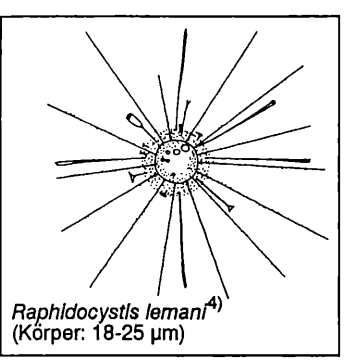
Spiculae vorhanden, Achsenfäden inserieren nicht an Zellkern, sondern an Zentralkorn, Kern(e) exzentrisch

Ekto- und Entoplasma nicht klar getrennt, Ektoplasma aber stärker vakuolisiert, 1 zentr. Zellkern, an dem die Axoneme inserieren



Actinophrys sol (Körper: 40-50 µm)

keine Tangentialspiculae. Kurze Radiärspiculae sitzen locker in Schleimhülle, dazu lange, zylinderförmige Spiculae. Sehr kleine Form. **Art zweifelhaft!**



Raphidocystis lemani[4)] (Körper: 18-25 µm)

festes Skelett aus anliegenden Tangentialspiculae

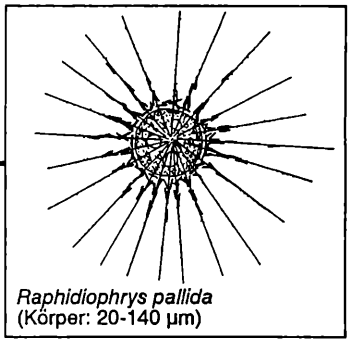
Tafel 6

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 6: Heliozoea 2

klar unterscheidbare Typen von Spiculae vorhanden

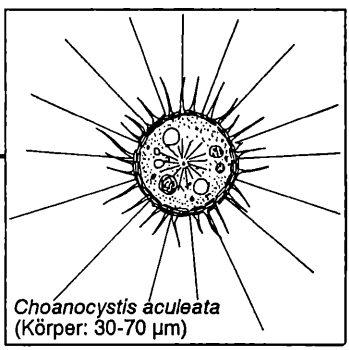
Nur ein Typ von Spiculae (spindelförmig). Bildet festes Skelett mit Ausläufern entlang der (granulierten) Axopodien.



Raphidiophrys pallida
(Körper: 20-140 µm)

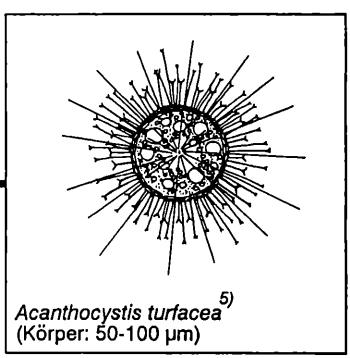
Radiärspiculae gegabelt

Mehrschichtiges Skelett aus Tangentialspiculae, darauf aufsitzend **dornförmige Radiärspiculae**. Art manchmal grün gefärbt!



Choanocystis aculeata
(Körper: 30-70 µm)

Mehrschichtiges Skelett aus Tangentialspiculae. Zwei Typen von Radiärspiculae, beide am Ende gegabelt. Axopodien leicht granuliert. Große Art!



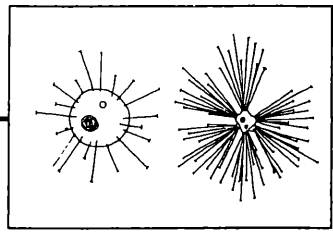
Acanthocystis turfacea[5)]
(Körper: 50-100 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 7: Ciliophora 1

Cilien vorhanden

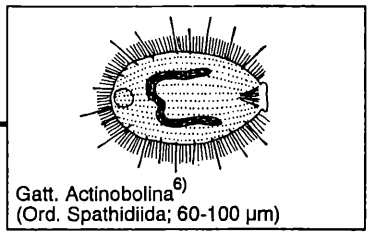
Nur Tentakel, keine Cilien vorhanden



Unterklasse **Suctoria** (Tafel 12)

Nur Cilien vorhanden

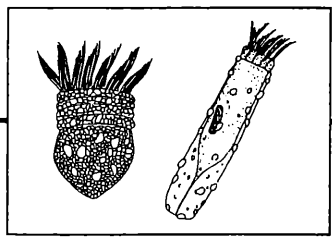
Sowohl (retrahierbare) Tentakel als auch Cilien vorhanden



Gatt. Actinobolina[6)]
(Ord. Spathidiida; 60-100 µm)

Keln Gehäuse vorhanden

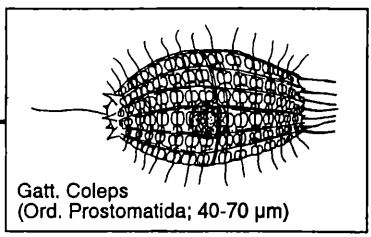
Körper von Gehäuse umschlossen



Unterklasse **Oligotrichida** (Tafel 13)

Keln Panzer vorhanden

Auffälliger Panzer aus Platten



Gatt. Coleps
(Ord. Prostomatida; 40-70 µm)

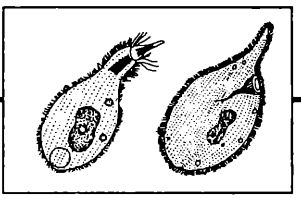
Tafel 8

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 8: Ciliophora 2

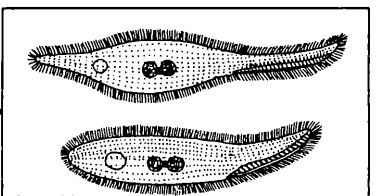
Körper nicht rüsselartig verlängert

- Vorderende des Körpers rüsselartig verlängert
  - Mund mit Reusenapparat oder reusenartig angeordneten Extrusomen



→ Ordnung Gymnostomatida (Tafel 12)

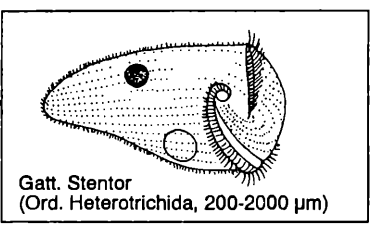
  - Mund ohne Reusenapparat, Extrusomen in Reihe angeordnet. **Irrgast im Plankton.**



Gatt. Litonotus
(Ord. Pleurostomatida, 50-250µm)

Gestalt anders

- Gestalt trompetenförmig, freischwimmend jedoch stets leicht kontrahiert, Körper und Mundfeld bewimpert, Makronuklei unterschiedlich in Zahl und Form

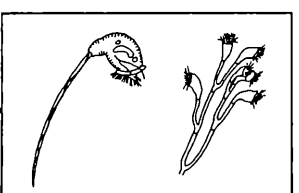


Gatt. Stentor
(Ord. Heterotrichida, 200-2000 µm)

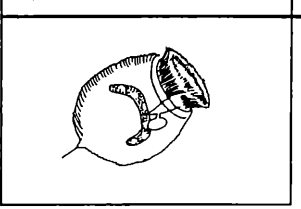
- Ausschließlich kreisförmiges Mundfeld bewimpert, restl. Körper ohne Cilien, stets mit Stiel oder Endborste

Körperbewimperung kann stark reduziert sein, dann aber ohne Stiel oder Endborste

  - Köper mit Stiel, in Kolonien oder solitär



  - Körper ohne Stiel, aber stets mit Endborste



→ Unterklasse Peritrichida (Tafel 14)

→ Tafel 9

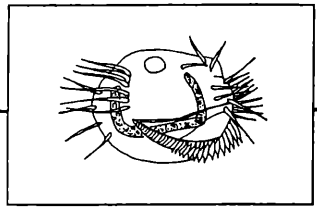
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 9: Ciliophora 3

Körperbewimperung nicht oder nur auf einer Körperseite reduziert

Körperbewimperung stark reduziert

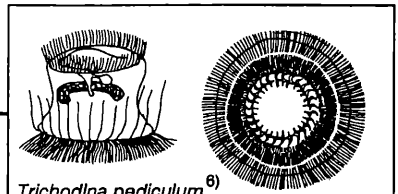
Bewimperung auf wenige starke Cirren reduziert



Unterklasse **Hypotrichia** (Tafel 12)

Keine Cirren erkennbar

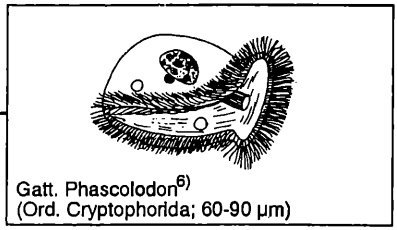
Hakenkranz am Körperende (parasitisch, aber häufig freischwimmende Exemplare).



Trichodina pediculum[6)]
(UKl. Peritrichida; ϕ = 30-60 µm)

Kein Hakenkranz

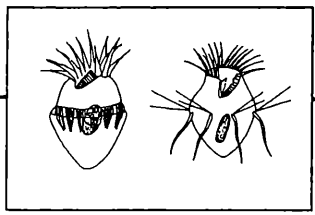
Mundfeld über die ganze Körperlänge rinnenartig ausgezogen, Mund mit Reuse



Gatt. Phascolodon[6)]
(Ord. Cryptophorida; 60-90 µm)

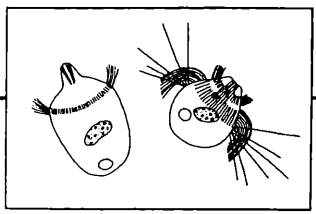
Mundfeld anders

Mächtiger, adoraler Wimpernkranz, Körper vasenförmig, kein Siel, keine Endborste



Ordnung **Oligotrichida** (Tafel 13)

Mundöffnung auf hügelartiger Vorstülpung, 1 od. 2 auffällige Wimpernkränze (kein Stiel, keine Endborste)



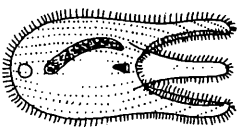
Ordnung **Spathidiida** (Tafel 15)

Tafel 10

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland. Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 10: Ciliophora 4

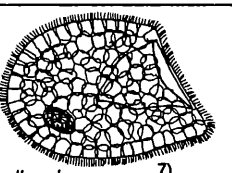
Vorderende dreilappig, Mundtrichter mit kleiner Reuse



Teutophrys trisulcata[6)]
(Ord. Cyrtophorida; 170-300 µm)

Vorderende nicht dreilappig

Körper vorne schräg abgestutzt, Cytoplasma mit wabigen Strukturen, Zoochlorellen, sehr groß



Bursellopsis spumosa[7)]
(Ord. Prostomatida; 200-800 µm)

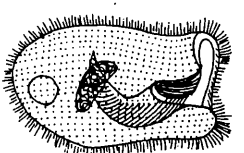
Keine wabigen Strukturen

Großes Mundfeld und/oder tief eingebuchtete Mundgrube

auf der Ventralseite

am Vorderende

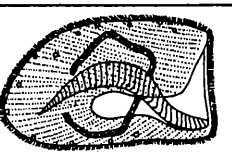
Makronukleus bohnenförmig, Gesamtgröße bis 0,2 mm



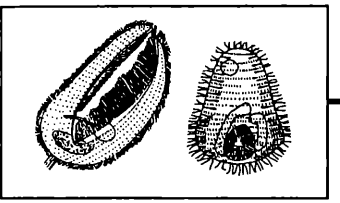
Bursaridium pseudobursaria[7)]
(Ukl. Hypotrichida; 80-200 µm)

Kein großes Mundfeld und/oder tief eingebuchtete Mundgrube

Makronukleus bandförmig, Gesamtgröße bis über 1 mm, meist 300-500 µm



Bursaria truncatella[7)]
(Kl. Colpodea; 200 bis ca. 1700 µm)



Tafel 11

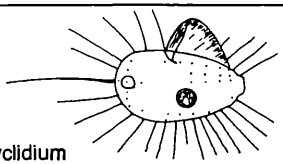
Unterklasse Hymenostomata (Tafel 16)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 11: Ciliophora 5

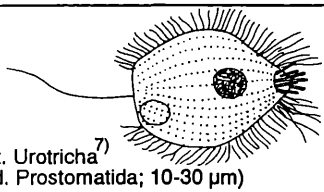
Ciliatur zumindest auf einer Körperseite voll entwickelt, keine lange Endborste

- Cilien auf wenige Reihen reduziert, mit langer Endborste
  - ganzer Körper mit Ciliatur, auf der Ventralseite ein Mundsegel (Pfeil) **Irrgast im Plankton**



Gatt. Cyclidium (UKl Hymenostomatida;15-40 µm)

  - letztes Körperfünftel ohne Ciliatur, kein Mundsegel

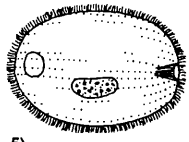


Gatt. Urotricha[7] (Ord. Prostomatida; 10-30 µm)

anders

Vorderende seitlich schnabelartig vorspringend

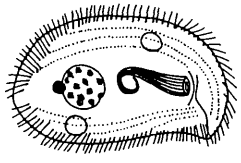
- Körper ellipsoid, Bewimperung einheitlich, Reuse am vorderen Pol



Gatt. Holophrya[5] (Ord. Prostomatida; 100-200 µm)

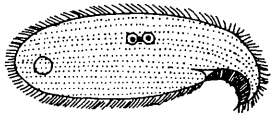
keine Reuse vorhanden

- Schnabel undeutlich, Reusenapparat vorhanden, Dorsalseite ohne Wimpern



Gatt. Chilodonella (neu: Gatt. Trithigmostoma; UKl Cryptophorida; 50-230 µm)

- Schnabel deutlich, kein Reusenapparat, 2-32 Macro- und Micronuclei



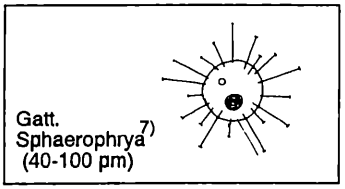
Gatt. Loxodes (Ord. Karyorelictida, 150-600 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

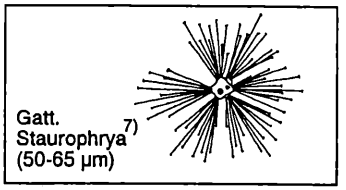
Tafel 12: Ciliophora 6

UKl Suctoria

Körper kugelig, Tentakel gleichmäßig verteilt



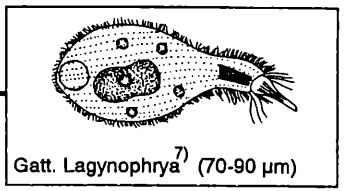
Körper nicht kugelig, Tentakel in Büscheln



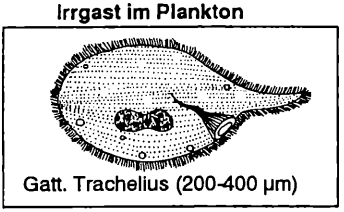
Ord Gymnostomatida

vom Körper abgesetzter Rüssel

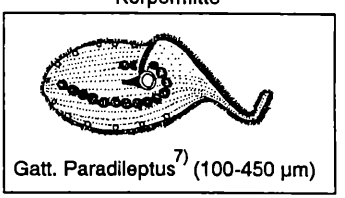
Körper vorne verjüngt ausgezogen, aber nicht rüsselartig abgesetzt



Mundfeld am Ventralrand
Irrgast im Plankton

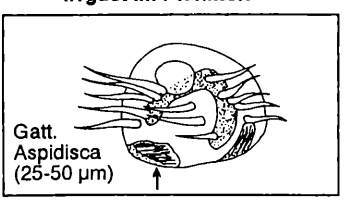


Mundfeld in Körpermitte

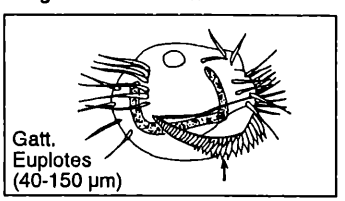


UKl Hypotrichida

Körperumriß dreieckig, Mundfeld sehr klein (Pfeil), **Irrgast im Plankton**



Körperumriß länglich oval, Mundfeld reicht bis Körpermitte (Pfeil), **Irrgast im Plankton**



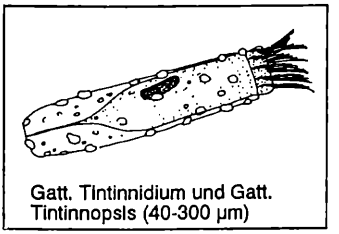
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 13: Ciliophora 7

UKl Oligotrichida

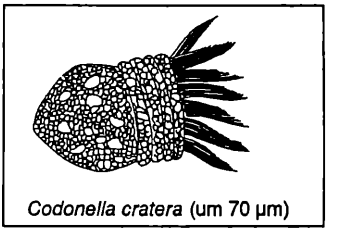
Formen mit Gehäuse

Gehäuse meist langestreckt zylindrisch, ohne Verengung



Gatt. Tintinnidium und Gatt. Tintinnopsis (40-300 µm)

Gehäuse kurz, vasenartig, der vordere Teil eingeschnürt mit mehreren Ringen, die bei jungen Exemplaren fehlen können

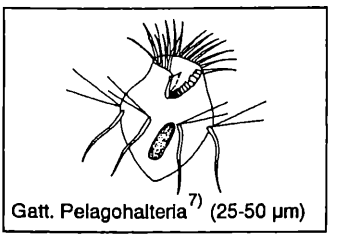


Codonella cratera (um 70 µm)

Formen ohne Gehäuse

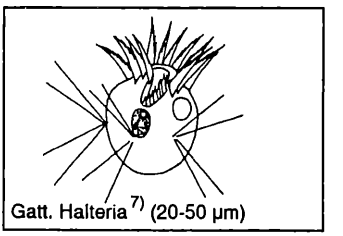
Springborsten vorhanden

Springborsten kräftig



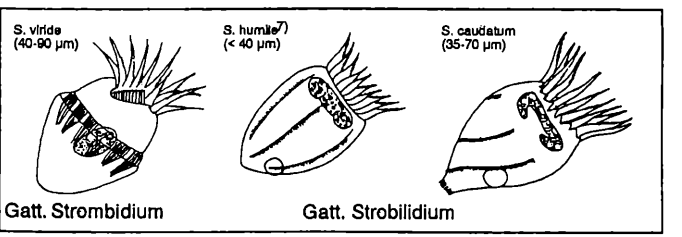
Gatt. Pelagohalteria[7] (25-50 µm)

Springborsten fein



Gatt. Halteria[7] (20-50 µm)

keine Springborsten vorhanden



Gatt. Strombidium

Gatt. Strobilidium

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 14: Ciliophora 8

UKl Peritrichida

Formen mit Stiel

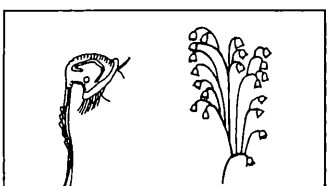
Formen ohne Stiel

Stiel verzweigt

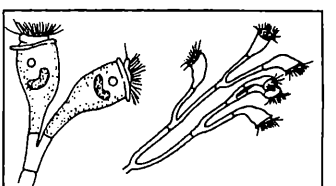
Stiel unverzweigt

schmaler Stiel mit Stielmuskel

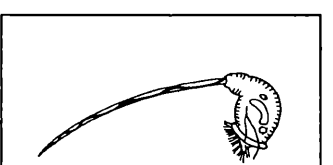
breiter Stiel ohne Stielmuskel



Gatt. Carchesium[7] (Kopf 40-70 µm)



Gatt. Epistylis[7] (Kopf 100-300 µm)

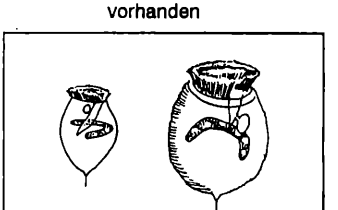


Gatt. Vorticella[7] (Kopf 30-100 µm)

Am Mundfeld und in Köpermitte je ein Dornenkranz

kein Dornenkranz vorhanden

Hastatella radians[7] (30-75 µm)



Gatt. Astylozoon[6] (40-100 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

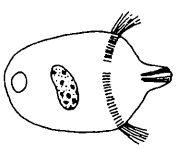
Tafel 15: Ciliophora 9

Ord Spathidiida

Gestalt birnenförmig, kein Mundkegel

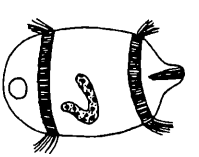
Gestalt becherförmig, deutl. abgesetzter Mundkegel

1 Wimpernkranz



Gatt. Monodinium[7] (50-120 µm)

2 Wimpernkränze

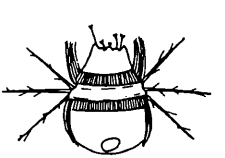


Gatt. Didinium[7] (80-200 µm)

3 Wimpernkränze: der praeäquatoriale kurz nach vorne gerichtet, der äquatoriale als dichter Saum nach hinten gebogen, nicht am Körper anliegend, der subäquatoriale mit starren Borsten

Gatt. Askenasia[7] (30-50 µm)

mehrere Wimpernkränze: der äquatoriale nach hinten gerichtet und sehr eng an Körper anliegend (leicht zu übersehen!), Mund mit tentakelartigen Fortsätzen



Gatt. Mesodinium[7] (12-35 µm)

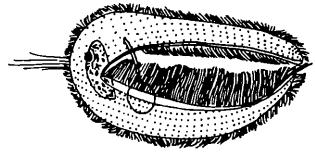
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 16: Ciliophora 10

UKl Hymenostomatida

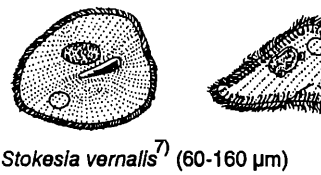
Mundfeld kleiner

Mundfeld seitlich, fast körperlang, Gestalt länglich oval (Ma nierenförmig am Körperende, cV subterminal), **Irrgast im Plankton**



Gatt. Lembadion[7] (50-200 µm)

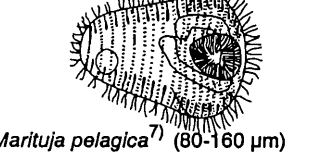
Mundfeld seitlich, 1/2-1/3 körperlang, dreieckig, Gestalt haubenförmig, Trichocystensaum, mit Zoochlorellen (Ma nierenförmig in Körpermitte, cV an der Haubenspitze)



Stokesia vernalis[7] (60-160 µm)

Mundfeld am vorderen Pol gelegen

Mundfeld groß, eingesenkt, Gestalt kegelstumpfartig, sehr variabel, Trichocystensaum (Ma bandförmig, cV am Hinterende)



Marituja pelagica[7] (80-160 µm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 17: Rotatoria 1

Arten mit Fuß → **Tafel 20**

Arten ohne Fuß

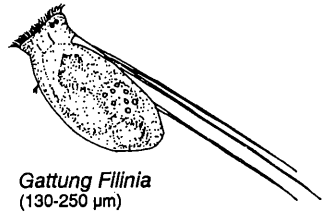
Arten ohne bewegliche Kutikularfortsätze → **Tafel 18**

Arten mit beweglichen Kutikularfortsätzen

12 blattartige Fortsätze

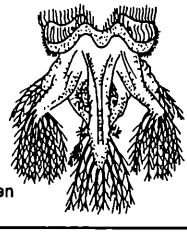
Gattung Polyarthra
(80-180 µm)

3 bis 4 borstenförmige Anhänge



Gattung Filinia
(130-250 µm)

6 armförmige, Anhänge mit Borsten



Gattung Hexarthra[5)]
(160-210, selten bis 400 µm)

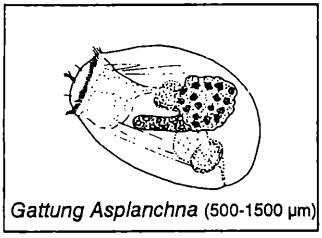
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 18: Rotatoria 2

Körper weichhäutig, ohne Panzer

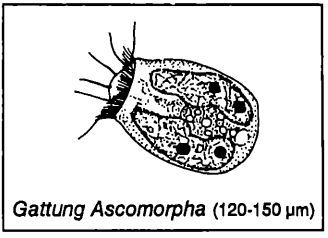
mehr oder minder kräftiger Panzer

Körper blasig aufgetrieben, einfacher Wimpernkranz, glasartig durchsichtig



Gattung Asplanchna (500-1500 µm)

Körper nicht blasig, Magen mit ein oder vier dunklen Punkten

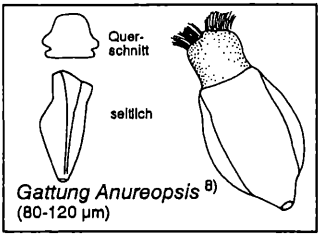


Gattung Ascomorpha (120-150 µm)

Panzerung schwach, keine Bedornung, ei- bis schiffchenförmig, terminale Analöffnung (keine Fußöffnung!), häufig mit hier angehefteten Eiern

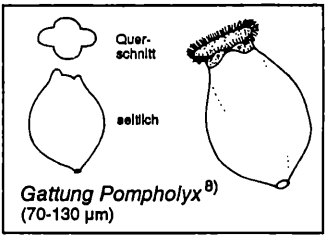
Panzerung kräftig, mit Dornen

Panzer gestreckt, Apikalfeld schmaler als Panzeröffnung, Seitenfurche, Ei an breitem Stiel



Gattung Anureopsis [8] (80-120 µm)

Panzer eiförmig, Apikalfeld breiter als Panzeröffnung, keine Seitenfurche, Ei an feinen Fäden



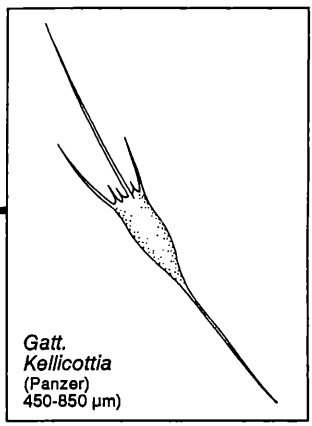
Gattung Pompholyx [8] (70-130 µm)

Tafel 19

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

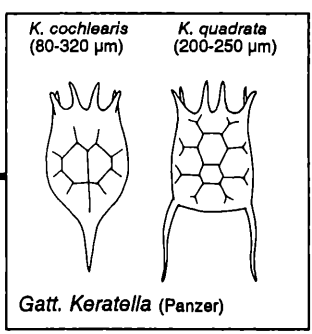
Tafel 19: Rotatoria 3

Dornen vorne und hinten sehr stark ausgezogen



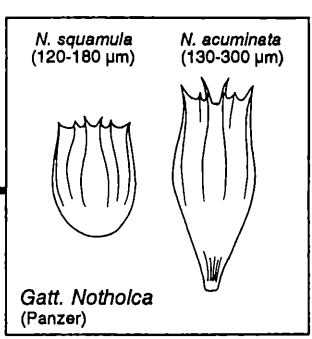
Gatt. Kellicottia (Panzer) 450-850 µm)

Panzer kräftig gefeldert, 6 Dornen am Vorderrand



Gatt. Keratella (Panzer)

Panzer nicht gefeldert, sondern zart längsgestreift, 6 Dornen am Vorderrand



Gatt. Notholca (Panzer)

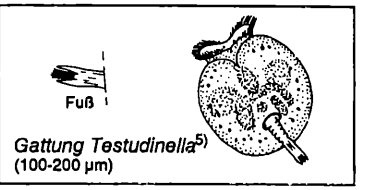
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 20: Rotatoria 4

Fuß endet in Zehen

Fuß endet nicht in Zehen

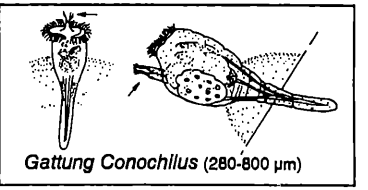
Fuß endet in Wimpernscheibe, Körper scheibenförmig



Gattung Testudinella[5] (100-200 µm)

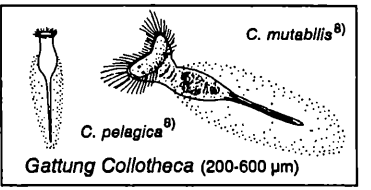
Fuß endet ohne besondere Struktur, steckt in Gallerthülle

Lateraltaster auf oder unter dem Apikalfeld, einzeln oder in kugeligen Kolonien



Gattung Conochilus (280-800 µm)

keine Lateraltaster, keine Koloniebildung

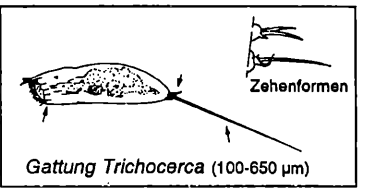


Gattung Collotheca (200-600 µm)

stets 2 gleichlange Zehen

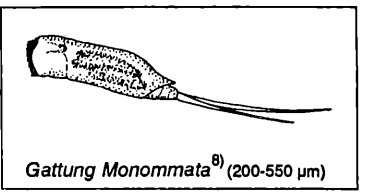
1 oder 2, dann ungleich lange Zehen (wenn nahezu gleichlang, dann nur 1 Fußglied frei)

Zehen ungleich lang, eine ganz oder teilweise reduziert, Panzervorderrand mit Falten und Dornen



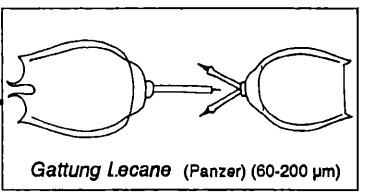
Gattung Trichocerca (100-650 µm)

Zehen ungleich lang, die längere mindestens körperlang, Panzervorderrand glatt



Gattung Monommata[8] (200-550 µm)

nur 1 Fußglied frei, dieses in typischer, gerader Form mit kleiner Zehe, meist nur 1 Zehe



Gattung Lecane (Panzer) (60-200 µm)

Tafel 21

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutsch Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 21: Rotatoria 5

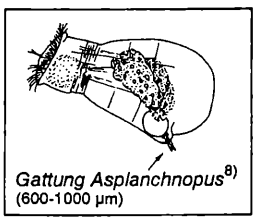
Körper kräftig gepanzert

Körper ungepanzert bzw. wenig versteift

Fuß tritt auf der Ventralseite aus

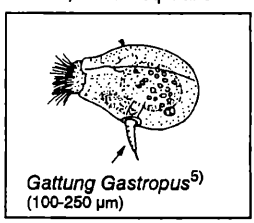
Fuß tritt terminal aus

Fuß sehr klein, Körper sackartig, großes Apikalfeld



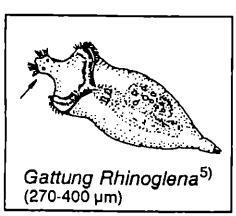
Gattung Asplanchnopus[8] (600-1000 µm)

Fuß groß, Fußöffnung zentral, kleines Apikalfeld



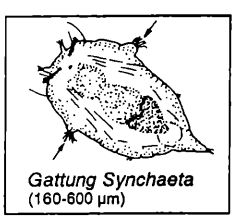
Gattung Gastropus[5] (100-250 µm)

Fuß mit winzigen Zehen, Apikalfeld mit rüsselartiger Vorstülpung



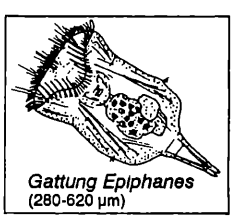
Gattung Rhinoglena[5] (270-400 µm)

Apikalfeld schmal, seitliche "Wimpernohren"



Gattung Synchaeta (160-600 µm)

Apikalfeld weit, keine "Wimpernohren"



Gattung Epiphanes (280-620 µm)

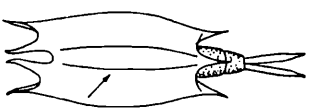
Tafel 22

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 22: Rotatoria 6

Vorderrand des Panzers mit Dornen

Fuß sehr kurz, Zehen lang, Dorsalpanzer in der Mitte tief gefurcht.

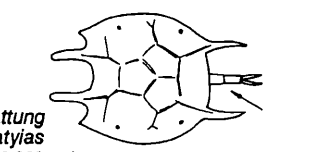


Gattung Mytilina (siehe auch Tafel 24)
(125-250 µm)

Fuß wesentlich länger als Zehen

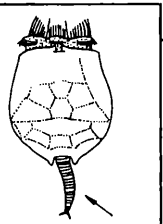
Vorderrand des Panzers ohne Dornen

Fuß lang, gegliedert, aber nicht geringelt, nicht ganz retraktil

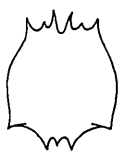


Gattung Platyias
(160-300 µm)

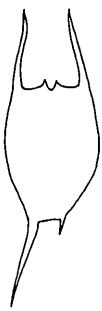
Fuß lang, geringelt, ganz retraktil



B. angularis
(90-200µm)



B.leydigii (Panzer)
(200-300 µm)



B. diversicornis
(Panzer: 200-800µm)

B. calyciflorus
(Panzer: 250-400µm)

B. urceolaris
(Panzer: 200-300 µm)

Gattung Brachionus

Tafel 23

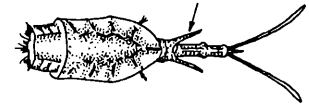
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 23: Rotatoria 7

Fuß nicht gepanzert

Fuß lang, gestreckt und gepanzert oder panzerartig

Fuß gepanzert und mit Dornen bewehrt, Kopf mit Platten bewehrt



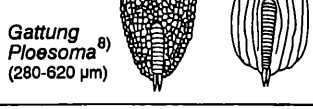
Gattung Trichotria[8] (100-300 µm)

Fuß panzerartig, ohne Dornen, Kopf ohne Platten

Gattung Scaridium[8] (360-430 µm)

anders

Panzer kräftig skulpturiert, mit Leisten oder blasigen Strukturen

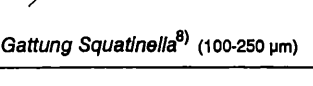


Gattung Ploesoma[8] (280-620 µm)

Kopf ohne Kopfschild

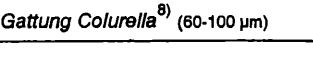
Kopf mit Kopfschild

Kopf mit nicht retraktilem, haubenartigen Kopfschild



Gattung Squatinella[8] (100-250 µm)

Kopf mit kleinem, halbmond-förmigen Kutikularschild, kleinere Formen



Gattung Colurella[8] (60-100 µm)

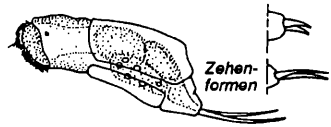
Tafel 24

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 24: Rotatoria 8

Vorderkörper innerhalb des Panzers

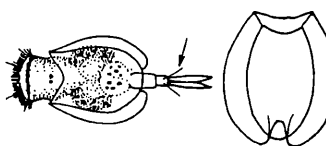
Vorderkörper außerhalb des Panzers, Panzerplatten durch Längsspalte getrennt, Zehen zangenartig, größere Formen



Gattung Cephalodella[8] (90-600 µm)

Fuß ohne Tastborsten

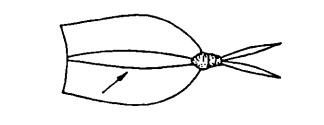
Fuß mit langen Tastborsten, Zehen schwertförmig, Rückenschild deutlich breiter als Bauchplatte



Gattung Euchlanis (250-800 µm)

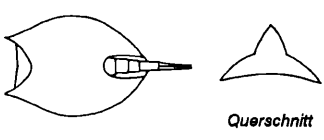
Dorsalpanzer ohne mediane Furche

Fuß ungegliedert, meist kurz, Zehen lang. Dorsalpanzer in der Mitte tief gefurcht.



Gattung Mytilina (siehe auch Tafel 22) (125-250 µm)

Panzer eiförmig, Querschnitt dreikantig, Fußöffnung groß, Zehen schlank und spitz



Gattung Lepadella (80-150 µm)

OÖ. LANDESMUSEUM
BIBLIOTHEK

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

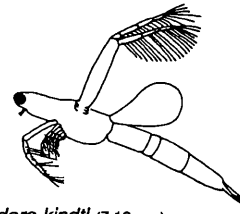
Tafel 25: Cladocera

Carapax chitinisiert und fest

Carapax fehlt oder ist gelatinös umhüllt

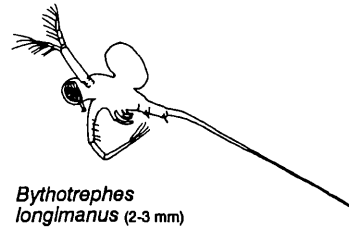
Carapax fehlt

langes Abdomen, kurzer Schwanzstachel



Leptodora kindti (7-13 mm)

kurzes Abdomen, langer Schwanzstachel

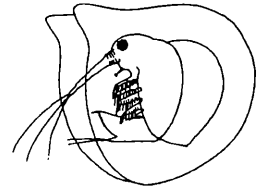


Bythotrephes longimanus (2-3 mm)

kurzes Abdomen, kurzer Schwanzstachel

Polyphemus pediculus (0,8-1,8 mm)

Carapax gelatinös umhüllt



Holopedium gibberum (1,5-2,5 mm)

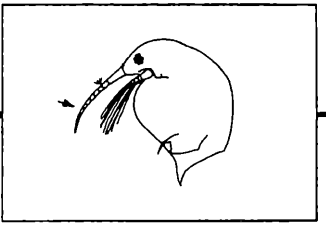
Tafel 26

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 26: Cladocera

1. Antennen nicht rüsselartig verlängert

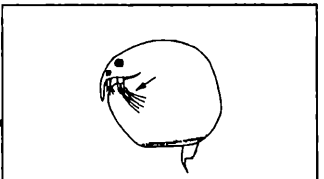
1. Antennen rüsselartig verlängert



Familie **Bosminidae** (Tafel 27)

2. Antennen fast oder über körperlang, kräftige Basis

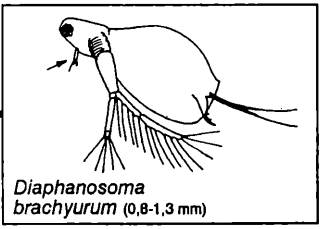
2. Antennen kurz, höchstens 1/2 körperlang, Basis kurz und schlank



Chydorus sphaericus (0,3-0,5 mm)

1. Antennen kurz, wenig oder nicht über das Rostrum hinausragend

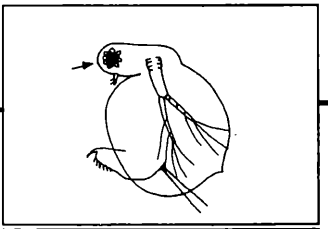
1. Antennen lang, über das Rostrum weit hinausragend



Diaphanosoma brachyurum (0,8-1,3 mm)

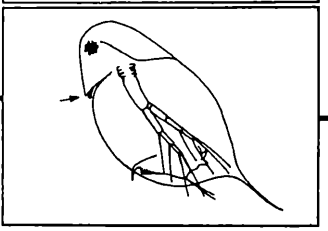
Familie **Daphniidae**

kein deutlich ausgeprägtes Rostrum



Gattung **Ceriodaphnia** (Tafel 31)

Rostrum deutlich ausgebildet



Gattung **Daphnia** (Tafel 29)

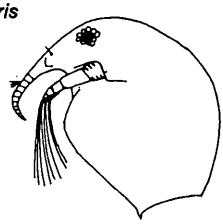
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland. Download unter www.biologiezentrum.at

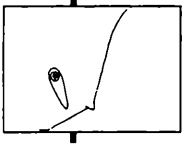
Tafel 27: Cladocera 3

Postabdomen

Kopfporen

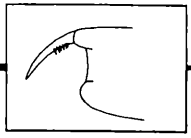
Bosmina longirostris
(Größe: 0,25-0,7 mm)



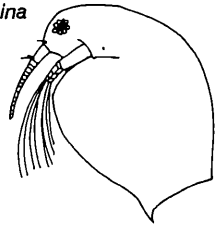


Kopfporen

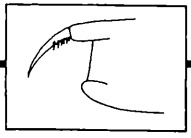
Postabdomen



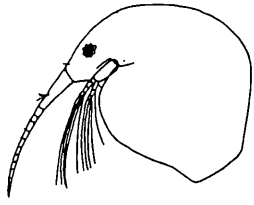
Eubosmina longispina
(Größe: 0,5-1,2 mm)



Postabdomen



Eubosmina coregoni ssp.



Tafel 28

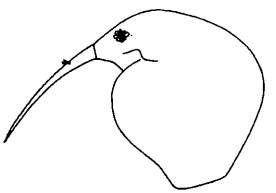
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 28: Cladocera 4

Ventro-kaudale Ecke des Carapax ohne Fortsatz (Mukro)

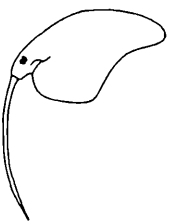
Dorsalrand gleichmäßig gerundet (auch Sommertiere)

Eubosmina coregoni coregoni (typica)
(Größe: 0,5-1,0 mm)



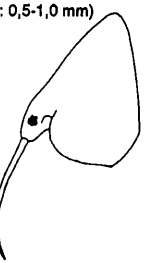
Buckelbildung nach hinten (Sommertiere)

Eubosmina coregoni thersites
(Größe: 0,4-0,8 mm)



Buckelbildung nach oben (Sommertiere)

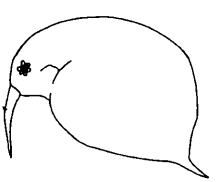
Eubosmina coregoni gibbera
(Größe: 0,5-1,0 mm)



Ventro-kaudale Ecke des Carapax mit Fortsatz (Mukro)

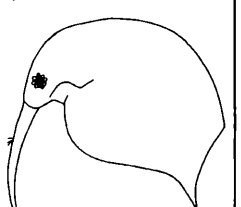
Mukro deutl. nach hinten gerichtet, 1. Antennen kurz (Länge mit Mukro korrel.)

Eubosmina coregoni berolinensis [9]
(Größe: 0,5-1,0 mm)



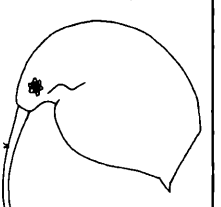
Mukro nach schräg-unten gerichtet, Übergang Carapax/Mukro fließend

Eubosmina coregoni longicornis
(Größe: 0,5-1,0 mm)



Mukro nach schräg-unten gerichtet, Mukro von Carapax deutlich abgesetzt

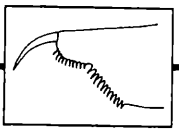
Eubosmina coregoni kessleri
(Größe: 0,5-1,0 mm)



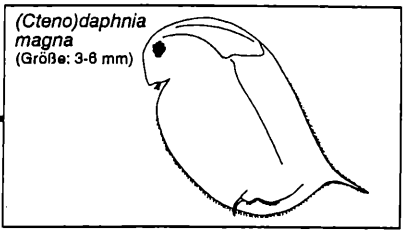
©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 29: Cladocera 5

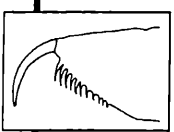
Unterrand des Postabdomens tief eingekerbt



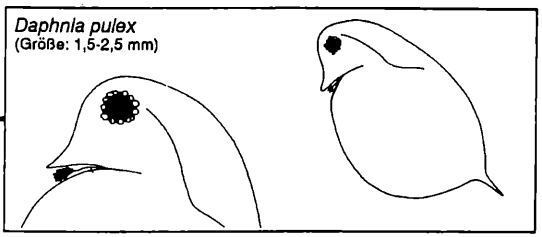
(Cteno)daphnia magna
(Größe: 3-6 mm)



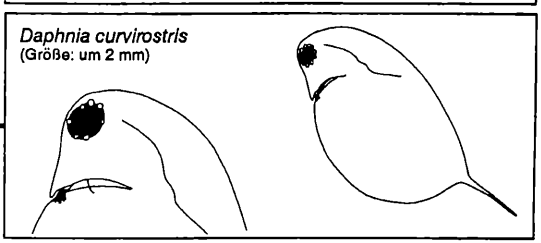
Unterrand des Postabdomens gleichmäßig gerundet



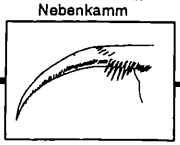
Daphnia pulex
(Größe: 1,5-2,5 mm)



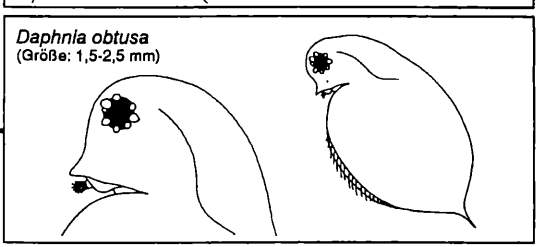
Daphnia curvirostris
(Größe: um 2 mm)



Furcakralle mit Nebenkamm

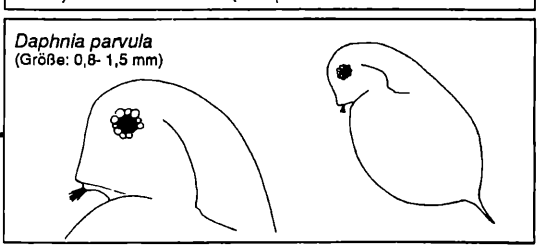


Daphnia obtusa
(Größe: 1,5-2,5 mm)



Furcakralle ohne Nebenkamm

Daphnia parvula
(Größe: 0,8- 1,5 mm)



©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland. Download unter www.biologiezentrum.at

Tafel 30: Cladocera 6

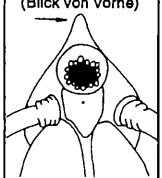
Rostrum kurz, spitz nach oben gerichtet, Individuen klein

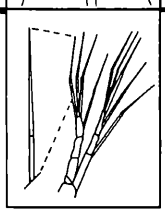
Daphnia ambigua
(gelegentlich Helmbildung)
(Größe: 0,6-1,3)

Rostrum lang, stets nach unten gerichtet

Mittelkamm vorhanden

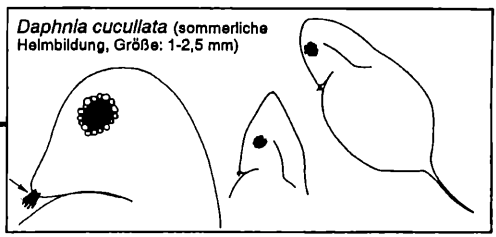
(Blick von vorne)



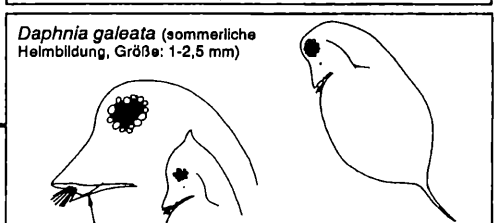


Endglieder der 2. Antennen lang

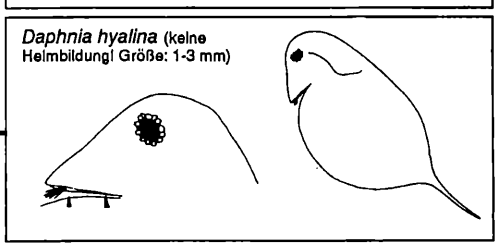
Daphnia cucullata (sommerliche Helmbildung, Größe: 1-2,5 mm)



Daphnia galeata (sommerliche Helmbildung, Größe: 1-2,5 mm)



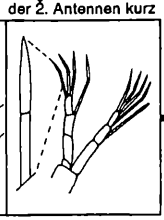
Daphnia hyalina (keine Helmbildung! Größe: 1-3 mm)



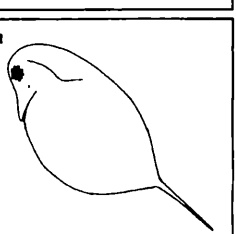
kein Mittelkamm

(Blick von vorne)

Endglieder der 2. Antennen kurz



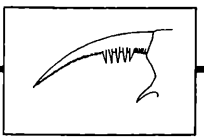
Daphnia longispina
(keine Helmbildung)
(Größe: 1-3 mm)



©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

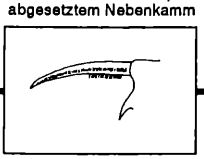
Tafel 31: Cladocera 7

Furcakralle mit kräftigem Nebenkamm



Ceriodaphnia reticulata
(Größe: 0,5-1,5 mm)

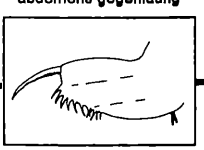
Furcakralle mit feinem, abgesetztem Nebenkamm



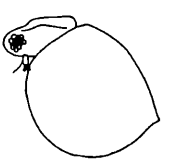
Ceriodaphnia dubia
(Größe: 0,7-1,4 mm)

Furcakralle mit feinem oder ohne Nebenkamm

Bedornung des Postabdomens gegenläufig



Ceriodaphnia pulchella
(Größe: 0,4-0,9 mm)

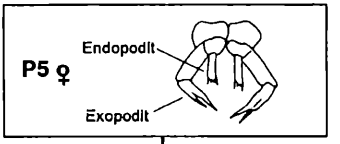


Bedornung des Postabdomens einheitlich

Ceriodaphnia quadrangula
(Größe: 0,6-0,9mm)

©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland, Download unter www.biologiezentrum.at

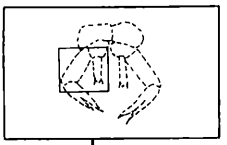
Tafel 32: Copepoda 1, Calanoida



P5 mit Endopodit

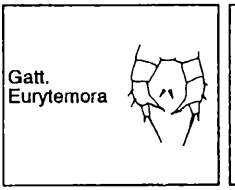
P5 ohne Endopodit

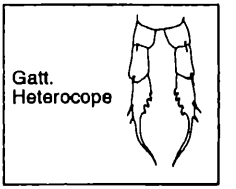
Fam. Diaptomidae



Exopodit mit zapfenartigem Fortsatz nach innen

Exopodit ohne zapfenartigen Fortsatz

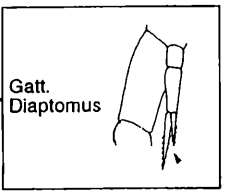


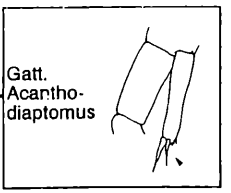


Enddornen des Endopoditen zart und kurz

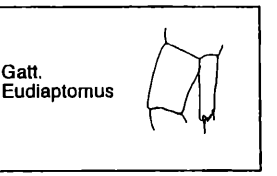
Enddornen des Endopoditen kräftig und lang

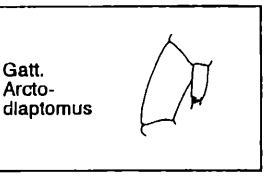
Endopoditen wie in Abbildungen

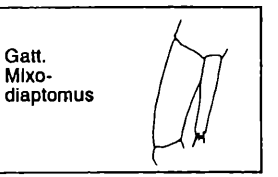




Endopoditen wie in Abbildungen





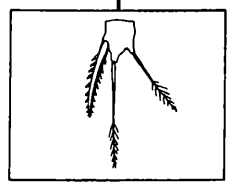


©Erik Mauch Verlag, Dinkelscherben, Deutschland Download unter www.biologiezentrum.at

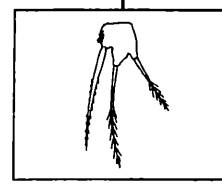
Tafel 33: Copepoda 2, Cyclopoida

P5 zweigliedrig

P5 eingliedrig



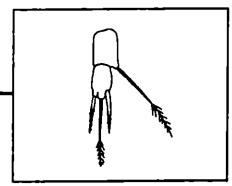
Gatt. Eucyclops
(Länge: 0,8-1,4 mm)



Gatt. Tropocyclops
(Länge: 0,7-0,9 mm)

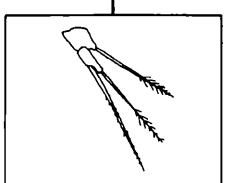
Endglied des P5 mit 2 Fortsätzen

Endglied des P5 mit 3 Fortsätzen

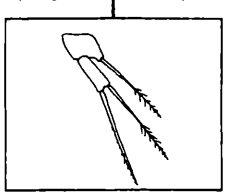


Gatt. Macrocyclops
(Länge: 1,7-2,5 mm)

Endglied des P5 mit zwei Borsten
(P5 wie Abbildungen)

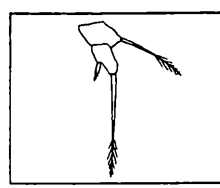


Gatt. Meso- cyclops
(Länge: 0,9- 1,3 mm)

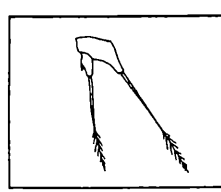


Gatt. Thermocyclops
(Länge: 0,7-1,1 mm)

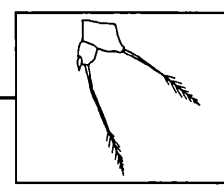
Endglied des P5 mit einer Borste und einem Dorn
(P5 wie Abbildungen)



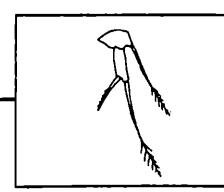
Gatt. Cyclops
(Länge: 1,2-2,8 mm)



Gatt. Megacyclops
(Länge: 1,2-2,6 mm)



Gatt. Acanthocyclops
(Länge: 0,8-2 mm)



Gatt. Diacyclops
(Länge: 0,8-1,6 mm)

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Lauterbornia

Jahr/Year: 1997

Band/Volume: 1997_30

Autor(en)/Author(s): Krause-Dellin Dieter

Artikel/Article: Die Bestimmung des Zooplanktons in Flüssen und Seen. 1-60