

SAMMLUNG: EINFÜHRUNG IN DIE KLEINLEBEWELT

Dr. THEODOR GROSPIETSCH

WECHSELTIERCHEN

E.N.

(Rhizopoden)

mit 73 Zeichnungen im Text
und 51 Abbildungen auf 4 Kunstdrucktafeln



KOSMOS . GESELLSCHAFT DER NATURFREUNDE
FRANCKH'SCHE VERLAGSHANDLUNG STUTTGART

Adelbert Reiter

Vorwort	5
Übersicht über die Rhizopoden	7
Morphologie	8
Zellkörper	8
Pseudopodien	8
Cytoplasmatische Einschlüsse	10
Kern	11
Schalen- und Skelettbildung	12
Physiologie	14
Fortbewegung	14
Ernährung	16
Fortpflanzung	18
Ungeschlechtliche Fortpflanzung	18
Geschlechtliche Fortpflanzung	19
Encystierung	20
Symbiose	21
Parasitismus	21
Technik	23
Entnahme der Proben	23
Aufbereitung des Materials	25
Mikroskopische Untersuchung und Anfertigung von Dauerpräparaten	26
Messung, Photographie und Zeichnung	27
Systematik	29
AMOEBINA	29
TESTACEA	34
HELIOZOA	57
Geographische Verbreitung	67
Ökologie	68
Rhizopodenanalyse	74
Literatur	77
Erklärung der Fachaussdrücke	79
Erklärung der Tafeln	80
Sachregister	85
Register der behandelten Familien und Gattungen	87

Als Rhizopoden, Wurzelfüßer oder Wechseltierchen bezeichnen wir eine Klasse der Protozoen (Einzeller). Das Körperplasma der Wurzelfüßer ist nackt und wird nicht von einer festen Membran zusammengehalten. Deswegen können die zu dieser Klasse gehörenden Tiere plasmatische Fortsätze ausbilden, die wir Scheinfüßchen oder Pseudopodien nennen. Sie dienen nicht allein zur Fortbewegung, sondern gleichzeitig auch zur Aufnahme der Nahrung: das zähflüssige Plasma umfließt dabei die Nahrungspartikelchen und befördert sie dadurch in das Innere. Besondere Organellen für die Fortbewegung, wie wir sie von den Flagellaten kennen, fehlen also hier. Diese Tatsache und die außerordentlich einfache Organisation der nackten Amöben mögen dazu verleiten, die Rhizopoden an den Anfang des Systems zu stellen; doch haben stammesgeschichtliche Untersuchungen ergeben, daß man diese Auffassung nicht aufrecht erhalten kann. Man nimmt heute vielmehr an, daß sich die Rhizopoden, wie auch andere Protozoen, durch Verlust der Geißeln von verschiedenen Flagellaten-Gruppen ableiten lassen (Flagellaten = Geißeltierchen und Geißelalgen). Dafür spricht auch das Vorkommen begeißelter Stadien während der Entwicklung einzelner Arten.

Innerhalb der Klasse der Rhizopoden finden wir Arten mit den verschiedensten Schalen- und Skelettbildungen, die für die systematische Unterteilung von großer Bedeutung sind. So unterscheidet man folgende fünf Ordnungen der Rhizopoden:

1. Ordnung: Amoebina (Nacktamöben)
2. Ordnung: Testacea (beschalte oder Thekamöben)
3. Ordnung: Foraminifera (Foraminiferen oder Lochschalen-träger)
4. Ordnung: Heliozoa (Sonnentierchen)
5. Ordnung: Radiolaria (Radiolarien oder Strahlentierchen)

Die Vertreter der ersten beiden Ordnungen und die Heliozoen kommen vor allem im Süßwasser vor, und nur einige Arten leben im Brackwasser; die Foraminiferen und Radiolarien sind dagegen ganz auf marine Lebensräume beschränkt und kommen dort in großer Anzahl und in enormer Formenfülle vor.

Eine gemeinsame Behandlung der Süßwasser- und Meeresbewohner schien in diesem Büchlein nicht ratsam, da der Umfang des Stoffes zu groß wäre; außerdem sind sowohl die Technik des Sammelns und der Untersuchung als auch die ökologischen Faktoren so grundverschieden, daß Vergleiche nicht angestellt werden können. Es war daher notwendig, die im Meer lebenden Arten hier nicht zu behandeln, zumal die wenigsten Leser die Möglichkeit haben, an marines Material heranzukommen. Dagegen können die Süßwasserarten ohne Schwierigkeiten überall gesammelt und untersucht werden, vorausgesetzt, daß zumindest geringste Wassermengen vorhanden sind.

Die Nacktamöben (Amoebina) kann man eigentlich nur negativ charakterisieren. Es sind nackte „Protoplastmaklumpchen“ mit Scheinfüßchen, deren Gestalt von Art zu Art wechselt. Schalen oder Skelettbildungen kommen bei ihnen nicht vor.

Bei den beschalten Amöben (Testacea) ist der Plasmaleib von einer Schale umhüllt, in die Fremdkörper (z. B. Sandkörnchen) eingebaut sein können.

Die Sonnentierchen (Heliozoa) sind Wurzelfüßer mit kugeligem Körper, von dem strahlenartig ziemlich starre Scheinfüßchen abstehen.

Die unterschiedliche Art der Umhüllung bei den Nacktamöben, Thekamöben und Heliozoen bringt es mit sich, daß die Vertreter der einzelnen Ordnungen auch verschiedene Lebensräume haben, die vom freien Wasser bis zu den trockenen Moosen reichen; dabei weisen die beschalten Amöben die größte ökologische Valenz auf, wogegen die beiden anderen Ordnungen im wesentlichen an Gewässer gebunden sind.

Obwohl zahlreiche Forscher des vergangenen Jahrhunderts Rhizopoden beobachtet und beschrieben haben, verdanken wir die meisten Kenntnisse über diese Tiergruppe dem Schweizer Gelehrten Eugen Penard, der um die Jahrhundertwende mehrere Monographien und viele Arbeiten über seine Funde im Genfer See und dessen Umgebung publiziert hat. Sehr viele Arten tragen den Autorenerwerb dieses Altmeisters der Rhizopodenforschung, der erst 1954 im Alter von 99 Jahren verstorben ist. Seiner Meisterhand entstammen auch die ausgezeichneten Dauerpräparate, die an verschiedenen Stellen Europas deponiert sind.

Morphologie

Zellkörper

Der Zellkörper der Wurzelfüßer besteht aus einem Klümpchen Protoplasma, das ein Gemisch von Eiweißkörpern, Kohlenhydraten, Fetten, Salzen und Wasser darstellt. Seine Struktur ist durchaus nicht immer homogen: Eine äußere, meist dünnere Schicht, die eine zähere Konsistenz aufweist, sehr durchsichtig und arm an Einschlüssen ist, wird als Ektoplasma bezeichnet. Demgegenüber ist das Entoplasma, der innere Teil des Protoplasmas, dünnflüssiger, körnig und reicher an Einschlüssen. Es muß jedoch betont werden, daß es sich dabei nicht um zwei verschiedene Plasmaarten handelt. Vielmehr treten uns hier zwei unterschiedliche kolloidale Zustände des gleichen Plasmas entgegen; das festere Ektoplasma entspricht dem Gelzustand, das dünnflüssige Entoplasma dem Solzustand. Daraus ergibt sich auch, daß eine feste und dauerhafte Grenze zwischen den beiden Erscheinungsformen des Plasmas nicht besteht. Außerdem können die beiden Plasmaformen sich ineinander umwandeln: das Entoplasma erhärtet, wenn es in die äußeren Schichten eintritt und dadurch zum Ektoplasma wird, und umgekehrt.

Bei den Sontentierchen (Heliozoen) finden wir eine andere, mehr wabenartige, Struktur des Protoplasmas. Zudem weist bei ihnen die innere Schicht kleinere Vakuolen auf als die äußere. Deshalb spricht man auch von einer Rindenschicht und einer Markschicht.

Pseudopodien

Das charakteristische Merkmal aller Rhizopoden sind wurzelartige Fortsätze des Körperplasmas, auf die auch der Name „Rhizopoden“ oder „Wurzelfüßer“ hinweist.

Diese Scheinfüßchen oder Pseudopodien stellen meist keine Dauerorganellen dar, sondern werden nur vorübergehend gebildet, indem Teile von Ektoplasma oder aber Ektoplasma mit Entoplasma aus dem Körper herausfließen und die typische Gestalt annehmen. Bei einer Nacktamöbe z.B. läßt sich dieser Vorgang am besten beobachten, und man sieht deutlich, wie aus dem anfänglichen Klümpchen Plasma nach einiger Zeit Fortsätze entstehen, die dauernd ihre Form verändern und schließlich wieder ganz zurückgebildet werden können.

Form und Ausbildung der Pseudopodien sind nicht bei allen Arten gleichmäßig. Vielmehr kennen wir verschiedene Formen, die so charakteristisch sind, daß sie für die Klassifizierung eine bedeutende Rolle spielen (vgl. Abschnitt Systematik).

Man unterscheidet folgende Typen:

1. Als Lobopodien bezeichnet man solche Pseudopodien, die eine mehr oder weniger breite, lappen- oder fingerförmige Form haben, deren äußerstes Ende stets

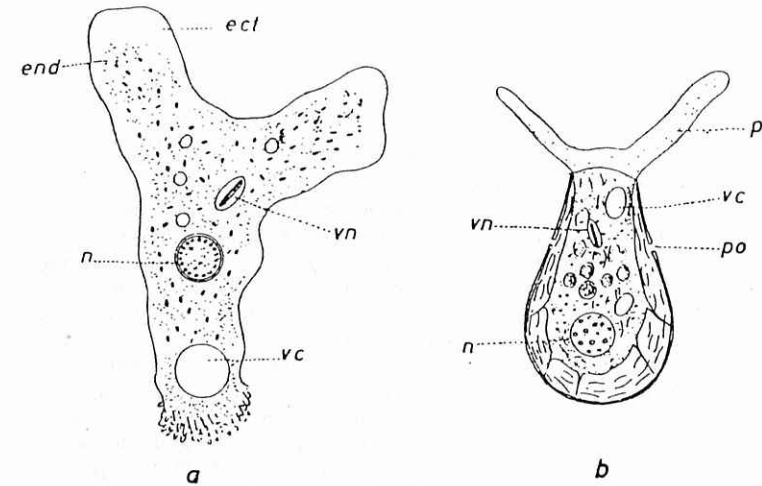
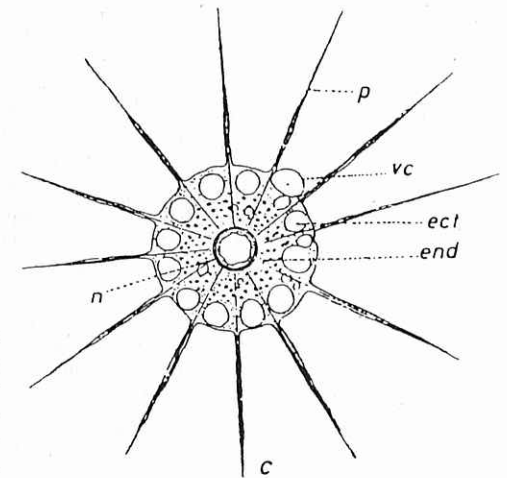


Abb. 1: Schematische Übersicht über die Organisation bei Nacktamöben (a), Thekamöben (b) und Heliozoen (c). Die Abkürzungen bedeuten: n = Kern, vn = Nahrungsvakuole, vc = kontraktile Vakuole, ect = Ektoplasma, end = Entoplasma, p = Pseudopodien, po = Poren (nach Penard)

abgerundet ist. Je nach ihrer Größe ändert sich der jeweilige Anteil an Ektoplasma und Entoplasma. Während kleine Lobopodien ausschließlich aus Ektoplasma bestehen, kann bei größeren Scheinfüßchen auch ein innerer Teil von Entoplasma an der Bildung beteiligt sein. Wegen ihrer Größe sind die Lobopodien sehr leicht zu beobachten. Ihr Vorkommen ist auf die Ordnungen Amöbina (Nacktamöben) und Testacea (beschaltete Amöben) beschränkt (Abb. 1 a, b).

2. Als zweiter Typus sind die Filopodien oder filösen Pseudopodien zu nennen. Im Gegensatz zu den vorigen sind sie sehr dünn, fadenförmig und zugespitzt. Da sie rein ektoplastischer Herkunft sind, sind sie sehr hyalin (= durchscheinend) und daher schwer zu erkennen. Bei Dunkelfeldbeleuchtung oder im Phasenkontrast lassen sie sich wesentlich leichter beobachten. Während an einer Zelle stets nur wenige Lobopodien vorkommen, entspringen die Filopodien zahlreich, oft in mehr oder weniger großen Büscheln. Außerdem neigen sie dazu, sich zu gabeln, wobei die Verästelungen sich sogar an den äußeren Partien wieder vereinigen können (Anastomosen). Die Bewegungen der Filopodien sind sehr viel schneller.



ler als die der anderen Pseudopodien. Sie kommen fast nur bei der Ordnung der Testaceen vor.

Ein Übergang zwischen Lobopodien und Filopodien kommt bei einer Unterordnung der lobosen Thekamöben vor, und zwar bei den Reticulobosa (Abb. 49 b), bei denen die Pseudopodien dünn fingerförmig sind, aber an den Enden deutliche Spitzen aufweisen. Auch sie sind ektoplasmatischer Herkunft und daher hyalin, aber dicker und besser sichtbar als die Filopodien. Wie diese können sie Anastomosen bilden.

3. Der dritte Haupttyp sind die reticulosen Pseudopodien, die auch als Rhizopodien (Abb. 60) bezeichnet werden. Sie sind linear, gabeln sich leicht und anastomosieren, Eigenschaften, die sie mit den Filopodien gemeinsam haben. Aber sie neigen dazu, wie schon ihr Name (reticulum = Netz) sagt, netzartige Geflechte auszubilden. Der wichtigste Unterschied von allen anderen Arten besteht in dem Vorhandensein einer, allerdings unsichtbaren, plasmatischen Achse. Um diese Achse herum befindet sich eine dünnflüssigere Rinde, in deren Plasma sehr viele stark lichtbrechende Körnchen vorkommen, die sich an der Oberfläche bewegen — eine Erscheinung, die als „Körnchenströmung“ bezeichnet wird und für die reticulosen Pseudopodien kennzeichnend ist. Dieser Typ kommt vor allem bei den Radiolarien und Foraminiferen vor, aber auch eine Gruppe von Süßwasserarten besitzt derartig geformte Pseudopodien.

4. Schließlich sind noch die Axopodien (Abb. 1c) zu erwähnen, die im wesentlichen bei den Heliozoen (Sonnentierchen) vorkommen. Sie zeichnen sich durch die Ausbildung einer stärkeren inneren Verfestigung in Form eines sog. Achsenstabes (dauernder Gelzustand des Plasmas) aus. Durch die stärkere Lichtbrechung ist der Achsenstab meist deutlich zu erkennen. Im Gegensatz zu den Rhizopodien sind die Axopodien nur selten verzweigt. Die Körnchenströmung ist meist weniger deutlich zu erkennen. Manche Heliozoen haben zusätzlich zu diesen Axopodien auch noch gewöhnliche filose Pseudopodien.

Die Pseudopodien dienen vor allem der Fortbewegung des Tieres und seiner Nahrungsaufnahme. Außerdem kommen mitunter ähnliche Bildungen des Plasmas vor, denen andere Aufgaben zufallen. Eine derartige Spezialisierung kommt bei den Thekamöben vor, bei denen plasmatische Bänder, die als Epipodien bezeichnet werden, von dem eigentlichen Plasmaleib ausgehen und ihn mit einer Art Haftscheibe an der inneren Schalenwand befestigen. Außerdem können sie das Tier schnell in die Schale zurückziehen.

Cytoplasmatische Einschlüsse

Im Innern des Protoplasmas findet man fast regelmäßig Einschlüsse verschiedener Art. Zunächst seien die kleinen bläschenförmigen Organellen erwähnt, die sich in regelmäßigem Rhythmus bewegen und daher als pulsierende oder kontraktile Vakuolen bezeichnet werden. Ihnen fällt die wichtige Aufgabe zu, den osmotischen Druck in der Zelle zu regeln. Da der Zellinhalt einen höheren Salzgehalt als das umgebende Wasser hat, dringt in die Zelle ständig Wasser ein, was schließlich zu einem Überdruck führen müßte, wenn nicht durch die Tätigkeit der pulsierenden Vakuolen dauernd eine Regulation stattfinden würde. Sie füllen sich bis zu einer bestimmten Größe mit Flüssigkeit und entleeren sie dann an der Körperoberfläche; dabei fallen sie wieder in sich zusammen. Dieser sich ständig wiederholende Vorgang ist bei unbeschalteten Formen leicht zu beobachten.

Die Zahl der pulsierenden Vakuolen ist bei den einzelnen Arten verschieden, ebenso wie auch die Frequenz wechselt. Bei *Actinophrys sol*, einem Sonnentierchen,

dauert die Entleerung 10–80 sec. und ist weitgehend von der Temperatur und vor allem von der Salzkonzentration des Wassers abhängig. Bei beginnender Encystierung ist, um eine schnelle Eindickung des Protoplasmas zu erreichen, eine verstärkte Tätigkeit oder Vervielfachung der pulsierenden Vakuolen erforderlich. Bei marinen Arten fehlen meistens derartige Organellen, da durch die höhere Salzkonzentration des Wassers eine solche osmotische Regelung nicht notwendig ist.

Bei den nackten Amöben, deren Körperform stark wechselt, kommen kontraktile Vakuolen an den verschiedensten Stellen des Körpers vor; dagegen liegen sie bei den Formen mit sehr zähem Plasma konstant an einer Stelle. In diesem Fall wird ein besonderer Exkretionsporus (Ausscheidungsöffnung) ausgebildet. Bei den Thekamöben liegen die kontraktilen Vakuolen vor allem an der Grenzzone zwischen Plasmaleib und Pseudopodien und in der näheren Umgebung des Kernes.

An weiteren Einschlüssen des Protoplasmas sind die Nahrungsvakuolen zu nennen, in denen die mit den Pseudopodien aufgenommenen Nahrungspartikel eingeschlossen und verdaut werden. Die unverdaulichen Reste werden an die Oberfläche der Zelle transportiert, wo die Hülle der Vakuole platzt und der Inhalt ausgeschieden wird. Da bei den Arten, die mit Rhizopodien ausgestattet sind, die Verdauung außerhalb des Zelleibes erfolgt, liegen bei ihnen die Nahrungsvakuolen auch in den äußeren Partien der netzartig ausgebildeten Pseudopodien.

Außer den in Vakuolen eingeschlossenen Nahrungsteilchen findet man im Innern des Protoplasmas die verschiedensten Umwandlungs- und Ausscheidungsprodukte, über deren Zusammensetzung nur wenig bekannt ist. Da die Tiere sich unterschiedlich ernähren, treten auch verschiedene Stoffwechselprodukte auf, die bisweilen in Form von Exkretionskristallen sichtbar sind und für manche Arten kennzeichnend sein können. Ob es sich dabei um Reservestoffe oder unverwertbares Material handelt, ist bisher ungeklärt. So glauben einige Autoren, die bei *Cyphoderia* und *Campascus* häufig zu beobachtenden gelben Körnchen seien Urate (Salze der Harnsäure), wogegen sie von anderen Beobachtern als Reservematerial betrachtet werden.

Über die in den Zellen mancher Arten symbiontisch lebenden Algen, die als Zoochlorellen bezeichnet werden, wird an späterer Stelle noch ausführlich berichtet werden.

Kern

Der Kern der Wurzelfüßer gleicht weitgehend den Kernen anderer Protozoen. Im Ruhezustand ist er bläschenförmig und von etwa kugliger, eiförmiger oder birnenförmiger Gestalt. Das Innere des von einer Membran umgebenen Kernes ist von einer Flüssigkeit, dem Kernsaft, erfüllt. Der Binnenkörper (Karyosom) liegt entweder zentral und stellt ein einheitliches Gebilde dar, oder aber er ist in mehrere Nukleolen aufgeteilt, die dann im Kerninnern in wechselnder Lage angeordnet sind oder ringartig an der Peripherie liegen. Der Chromatingehalt in der Außenzone kann sehr unterschiedlich sein. In einigen Fällen sind auch binnenkörperlose Kerne bekannt; so enthält z. B. *Pelomyxa binucleata* nur einige größere Chromatinklumpen, die regellos im Kerninnern verteilt sind.

Die Anzahl der Kerne ist sowohl bei den Amöben und Testaceen als auch bei Heliozoen sehr verschieden. Zahlreiche Arten sind einkernig, andere wiederum besitzen mehrere Kerne, deren Größe mit zunehmender Zahl abzunehmen pflegt. Bei dem Sonnentierchen *Actinosphaerium* wurden bis zu 500 kleine Kerne beobachtet.

Die Lage des Kernes ist nicht immer einheitlich, jedoch ist eine mehr oder weniger zentrale Anordnung häufig. Bei den Sonnentierchen kommt eine exzentrische Lage

innerhalb der Marksicht relativ oft vor. Die Zahl der Chromosomen ist auch bei den Protozoen konstant, jedoch liegen bisher nur sehr wenige Angaben über ihre Zahl vor. Die parasitische *Entamoeba histolytica* hat eine Haploidzahl von 6, das zu den Heliozoen gehörende *Actinophrys sol* besitzt 22 Chromosomen.

Welch wichtige Rolle der Kern spielt, zeigt sich in Versuchen, bei denen der Kern einer Amöbe zerstört wurde. Eine solche kernlose Amöbe kann zwar bis zu einer Woche weiterleben, jedoch werden sowohl ihre geordnete Bewegung als auch die Verdauung behindert. Anscheinend ist die Bildung von Fermenten von der Anwesenheit des Kernes abhängig. Wird ein neuer Kern eingepflanzt, so erlangt das Tier diese Fähigkeiten wieder.

Die Verschiedenheiten in der Ausbildung des Ruhekerns bedingen Verschiedenheiten beim Ablauf der Kernteilung. Es würde hier zu weit führen, auf Einzelheiten einzugehen, zumal in vielen Fällen die Verhältnisse durchaus noch nicht vollständig geklärt sind. Der verschiedenartige Ablauf der Mitose (Kernteilung) veranlaßte manche Autoren, eine Promitose, Mesomitose und Metamitose zu unterscheiden. Für das Studium dieser Fragen muß ich auf die entsprechende Fachliteratur verweisen.

Schalen- und Skelettbildung

Bei allen Arten der Rhizopoden ist die Oberfläche des Körpers nackt. Im einfachsten Falle, also bei den Amöbinen, besteht das Tier aus einem Plasmatrophen, der von einer plasmatischen Hülle, der Pellicula, umgeben ist. Dieser Plasmaleib ist natürlich außerordentlich empfindlich gegenüber äußeren Einflüssen und Schädigungen. Bei den höher entwickelten Ordnungen finden wir deshalb Einrichtungen, die gleichzeitig den Plasmaleib stützen und ihm Schutz verleihen: Hüllen und Schalen. Sie werden durch Abscheidung gewisser plasmatischer Substanzen erzeugt und sind, im Gegensatz zu der Pellicula der nackten Amöben, nicht reversibel, d. h.: eine spätere Wiederauflösung einer solchen Hülle ist nicht möglich. Während bei den Foraminiferen mehrkammerige Schalen vorherrschen, sind bei den Thekamöben und Heliozoen nur Arten mit einer Kammer bekannt.

Die Testaceen (beschaltete Amöben) zeichnen sich durch eine besondere Formenfülle bei der Ausbildung der Schalen aus. Im einfachsten Falle ist die Schale ein etwa halbkugeliges, napfförmiges Gebilde, das aus sog. Pseudochitin besteht und durchsichtig ist. In der Aushöhlung befindet sich der Protoplasmaleib, der an der Innenseite der Hülle durch plasmatische Bänder angeheftet ist. Die höher entwickelten Schalen umhüllen den Plasmakörper fast vollständig und lassen nur eine oder zwei Öffnungen frei, durch die das Tier mit der Außenwelt in Verbindung steht. An diesen, als Mundöffnung oder Pseudostom bezeichneten Stellen, können die Pseudopodien heraustreten. Zwischen den beiden Extremen finden sich alle Übergänge von weichen membranartigen Hüllen bis zu starren Gehäusen. Eine noch größere Variationsmöglichkeit finden wir in der Struktur und der Zusammensetzung der Schale. Zwar ist die Grundsubstanz immer die gleiche, aber durch Ein- und Auflagerung verschiedenster Substanzen entstehen sehr unterschiedliche Strukturen. Da sich die Systematik der Thekamöben weitgehend auf den Bau und die Struktur der Schalen aufbaut, ist es notwendig, näher darauf einzugehen. Nur bei wenigen Arten (z. B. *Hyalosphenia*, *Chlamydothryx*) ist die Schale rein organischer Herkunft und daher hyalin (durchscheinend). Viel verbreiteter sind Schalen, bei denen in diese organische Hülle von der Zelle abgeschiedene Plättchen eingelagert sind. Man bezeichnet solche „endogene“ Elemente, die vom Cytoplasma abgeschieden werden und meist aus Kieselsäure, selten aus Kalk (*Paraquadrula*) bestehen, als *Idiosomen*. Sie können sehr unter-

schiedlich geformt sein: kreisrund oder elliptisch (bei *Nebela*), viereckig (*Quadrullella*), stäbchenförmig (*Lesquereusia*), hexagonal oder unregelmäßig. Auch Stacheln oder gezähnelte Plättchen sind häufig anzutreffen (*Euglypha*). Die zum Aufbau dieser Idiosomen benötigte Kieselsäure dürfte z. T. aus erbeuteten Diatomeen (Kieselalgen) stammen, z. T. von den im Wasser befindlichen Silikaten herrühren.

Am bekanntesten und auch am verbreitetsten sind die Arten, die auf ihre Schale Fremdmaterial verschiedenster Herkunft auflagern. Diese körperfremden Elemente, die sog. *Xenosomen*, können sehr verschiedener Herkunft sein. Als Baustoffe kommen u. a. Diatomeenschalen, mineralische Bestandteile der Umgebung (Sandkörnchen, Quarz) und in manchen Fällen auch Schalen oder Schalenteile von anderen Thekamöben in Frage. Die Auswahl und die Verteilung der Fremdkörper ist artspezifisch und spielt bei der Bestimmung eine Rolle. Als Beispiel dafür mag erwähnt werden, daß eine *Diffugia*-Art (*D. cyclotellina*) fast ausschließlich die Schalen der Kieselalge *Cyclotella* für den Bau der Schale benutzt. Bei *Centropyxis* bevorzugen manche Arten feine Sandkörner, andere aber verwenden ausschließlich grobe Quarze.

Die Xenosomen sind auf der organischen Hülle aufgelagert und bilden eine mehr oder weniger filzige Oberfläche; bei größeren Fremdkörpern wird mehr Kittsubstanz eingelagert.

Die Schale kann mitunter sowohl Xenosomen als auch Idiosomen enthalten. So findet man z. B. bei *Heleopera* regelmäßig beide Bauelemente nebeneinander, wobei die Quarzkörner meist am Schalenende eingebaut sind. Weitverbreitet sind rötliche bis violette Schalen. Diese Verfärbung beruht meist auf der Anwesenheit von Eisenverbindungen oder Mangan (*Heleopera*).

Die Beständigkeit der Schale ist sehr unterschiedlich und hängt weitgehend von ihrem Bau und von der Kittsubstanz ab. Während die Diffugienschalen meist nur eine geringe Stabilität haben, gibt es zahlreiche Arten, deren Schalen sich über Tausende von Jahren erhalten (in Torfablagerungen finden sich z. B. die Schalen von *Amphitrema*, *Hyalosphenia* u. a. in sehr großer Zahl). Deshalb können die subfossilen Schalen quantitativ erfaßt und ihre Verteilung in den einzelnen Schichten ausgewertet werden. Über diese Untersuchungen wird in dem Kapitel „Rhizopodenanalyse“ berichtet.

Schließlich sei noch die Frage des Wachstums der Schalen gestreift. Bisher ist eine wachsende Schale niemals beobachtet worden. Die Schalen sind so starr, daß weder eine Vergrößerung noch Umbauten wahrscheinlich sind. In gewissen Fällen kann aber das Tier eine neue Schale bauen, wobei die alte Schale verlassen wird. Diese sog. Exuvation ist z. B. von einigen Arcellen bekannt.

Große systematische Bedeutung hat die Ausbildung des Pseudostoms. Je nachdem, ob die Schale im Querschnitt rund oder abgeplattet ist, kann auch die Form der Mundöffnung wechseln, ohne daß damit eine zwangsläufige Anpassung erforderlich wäre. Die häufigste Mundform ist kreisrund oder oval. Bei manchen Diffugien (*D. corona*) ist der Mundsäum gezähnt, bei anderen wiederum gelappt. Bei den Hyalosphenien ist das Pseudostom elliptisch oder schlitzartig. Manche Nebelinen zeichnen sich durch die Ausbildung lippenartiger Verdickungen aus.

Bei den Heliozoen treten an die Stelle der Schalen verschiedene Hüll- und Skelettbildungen. Im einfachsten Falle besteht das Skelett aus einer gallertigen Hülle von körniger oder unregelmäßiger fädiger Struktur, die mit Stacheln oder unregelmäßigen zackigen Lappen versehen sein kann. In anderen Fällen kann das Skelett aus einer Kieselschale bestehen, die zahlreiche Öffnungen zum Austritt der Pseudopodien freiläßt.

Einige Arten lagern, ähnlich wie die Testaceen, Fremdkörper ein. Nach der Zusammensetzung unterscheidet man deshalb autogene Skelette und heterogene Skelette.

Die autogenen Skelette werden von den Heliozoen selbst ausgeschieden und bestehen aus kugeligen, plättchenförmigen oder stachelförmigen Kieselementen. Bei den heterogenen Skeletten werden körperfremde Bauelemente verwendet. Vor allem Sandkörner oder Diatomeenschalen werden auf der Oberfläche der gallertigen Haut eingelagert.

Die verschiedenen Baustoffe bedingen bei den Heliozoen eine ähnliche Formenfülle wie bei den Thekamöben. Wir finden alle Übergänge von nackten Plasmaleibern über einfache Hüllen bis zu komplizierten Skelettbildungen; im extremen Fall (bei *Clathrulina*) kommen sogar kieselige Gitterschalen vor, wie sie von den Radiolarien (Strahlentierchen) allgemein bekannt sind.

Typisch für manche Heliozoen sind die kieseligen, in ihrer Form und Ausbildung variierenden Stacheln oder Nadeln, die radial zwischen den Pseudopodien stehen und das charakteristische Aussehen noch verstärken.

Die meisten zu den Heliozoen gehörenden Gattungen sind frei bewegliche Formen, die z. T. im Wasser schweben; aber es gibt auch einige gestielte Arten, die sich auf dem Substrat festsetzen. Diese stielartigen Bildungen scheinen umgewandelte Axopodien zu sein.

Physiologie

Fortbewegung

Die Wurzelfüßer bewegen sich vor allem mit Hilfe der Pseudopodien (Scheinfüßen). Je nach deren Ausbildung und der Art der Umhüllung des Plasmas kommen gewisse Abweichungen von der typisch fließenden „amöboiden“ Bewegung vor, die am besten an nackten Amöben studiert werden. Dabei kann entweder der ganze Körper in einer Richtung vorwärts fließen, wobei die eine Körperseite in ihrer ganzen Ausdehnung als Pseudopodium aufzufassen ist, oder aber es wird ein Hauptpseudopodium gebildet, das sich immer mehr verlängert, bis die ganze Körpermasse darin aufgenommen ist. In anderen Fällen wiederum sind mehrere fingerförmige Pseudopodien an der Fortbewegung beteiligt (Abb. 2). Bei Nacktamöben mit stärker entwickelter Haut (Pellicula) tritt an die Stelle der fließenden Bewegung eine mehr

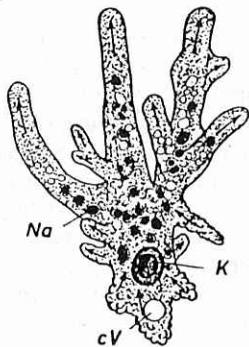


Abb. 2: Fortbewegung einer Amöbe mit fingerförmigen Pseudopodien (aus Kühn)

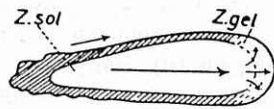


Abb. 3: Kriechende Bewegung einer Limax-Amöbe



Abb. 4: Schreitende Fortbewegung (aus Grell)

rollende Fortbewegungsart, die um so häufiger auftritt, je zäher das Ektoplasma ist (Abb. 3). Um ein Haften am Substrat zu ermöglichen, wird von den Pseudopodien ein klebriger Stoff ausgeschieden.

Wenn auch in vielen Fällen der ganze Plasmaleib der Unterlage aufliegt, kennen wir Arten, bei denen nur die Pseudopodien eine feste Berührung haben, während der eigentliche Körper emporgewölbt ist. Dadurch entsteht eine schreitende Bewegung, wobei die Pseudopodien abwechselnd festgeheftet sind und verkürzt oder verlängert werden (Abb. 4).

Bei manchen Thekamöben dienen zwei Gruppen von Pseudopodien dieser schreitenden Bewegung. Bei *Lesquereusia* sind es nur zwei einzelne Pseudopodien, die abwechselnd verlängert und verkürzt werden, so daß eine spannerartige Fortbewegung stattfindet (Abb. 5). Alle diese Bewegungsarten gelten aber nur für die Gruppen, die Lobopodien besitzen.

Die mit Filopodien ausgestatteten Thekamöben müssen sich zwangsläufig auf andere Weise bewegen; sie heften die Enden der ausgebreiteten Pseudopodien am Substrat an und verkürzen anschließend ihre Filopodien; so werden der übrige Körper und die umhüllende Schale nachgezogen. Manche Arten dieser Gruppe können auch schwimmen, ähnlich wie es viele Flagellaten tun, nur mit dem Unterschied, daß hier an die Stelle der Geißel ein filoses Pseudopodium tritt, das in ähnlicher Art für die Fortbewegung sorgt.

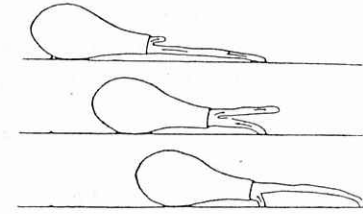


Abb. 5: Spannerartige Bewegung einer Diffflugie

Die ungestielten Heliozoen sind ebenfalls freibeweglich und können mit Hilfe der flexiblen Axopodien kriechen oder auch schwimmen. Eine typische Fortbewegungsart ist bei ihnen eine drehende oder rollende Bewegung, wobei die nur auf einigen Axopodien ruhenden Tiere sich in der Art eines Balles auf dem Untergrund rollen.

Über die Bewegungsgeschwindigkeit der einzelnen Arten liegen nur wenige Untersuchungen vor, die aber eine Übersicht über die Größenordnung zulassen. So wurde bei *Amoeba verrucosa* eine Wanderungsgeschwindigkeit von $0,5 \mu/sec.$, bei *Amoeba striata* von $1 \mu/sec.$ und bei *Amoeba geminata* $1,5 - 3 \mu/sec.$ festgestellt. Auch bei den Thekamöben halten sich die Werte in ähnlichen Grenzen und liegen bei etwa $1 - 1,5 \mu/sec.$ Selbstverständlich handelt es sich hierbei um Durchschnittswerte, die von einzelnen Tieren weit überschritten werden können. Außerdem ist zu berücksichtigen, daß die Geschwindigkeit weitgehend von der Temperatur abhängt. Entsprechende Versuche haben gezeigt, daß die Geschwindigkeit bei niedrigen Temperaturen sehr gering ist, bei etwa $15 - 25$ Grad ein Optimum erreicht und bei höheren Temperaturen wieder absinkt; bei 33 Grad hört die Fortbewegung auf. Eine Ausnahme machen aber einige parasitische Formen, die an die Körpertemperatur der warmblütigen Wirte angepaßt sind und dementsprechend erst bei etwa 37 Grad ihr Optimum erreichen.

Bei den Heliozoen dürften die oben angegebenen Werte etwas höher liegen. So hat Penard bei seinen Untersuchungen eine Wanderungsgeschwindigkeit von etwa $4 - 5 \mu/sec.$ ermittelt.

Wie schon einleitend erwähnt wurde, kommen bei einzelnen Arten Stadien vor, die – ähnlich wie Flagellaten – mit Geißeln versehen sind. Als Beispiel dafür sei die Gattung *Naegleria* genannt, die normalerweise eine typisch amöboide Gestalt aufweist, aber, durch äußere Einflüsse bedingt, eine begeißelte Schwimmform entwickeln kann. Dabei werden die Pseudopodien der Kriechform rückgebildet, und an

dem an das vordere ruckenden Kern entstehen Basalkörper. Aus ihnen entwickeln sich dann eine oder mehrere Geißeln, die zum Schwimmen dienen. Diese nicht teilungsfähige Schwimmform kann durch Verlust der Geißeln jederzeit wieder in die Kriechform umgewandelt werden.

Ernährung

Die Ernährungsweise der freilebenden Rhizopoden ist holozoisch, d. h. es werden ganze Organismen oder Teile von ihnen in das Innere des Körpers aufgenommen und dort verdaut; die unverdaulichen Nahrungsreste werden wieder ausgeschieden.

Nach R h u m b l e r unterscheiden wir vier verschiedene Arten der Nahrungsaufnahme:

1. U m f l i e ß e n. Das Plasma umfließt den Nahrungskörper allseitig mit seinen Pseudopodien, wobei schließlich das Nahrungsteilchen in das Innere der Amöbe gelangt. Diese Art ist am häufigsten anzutreffen.

2. Die Aufnahme durch I m p o r t: Nach der Berührung mit der Oberfläche der Amöbe wird der Nahrungsteil (z. B. ein Algenfaden) in die Zelle hineingezogen, ohne daß das Plasma selbst größere Bewegungen auszuführen braucht (Abb. 6). Im Innern kann der Algenfaden zu einem dichten Knäuel aufgerollt werden. Diese Erscheinung kommt nach H a r t m a n n dann zustande, wenn die berührte Oberflächenstelle eine größere Adhäsion zu den Fremdkörpern besitzt als das sie umgebende Wasser.

3. Die Nahrungsaufnahme durch Z i r k u m v a l l a t i o n, die besonders bei Erdamöben mit fester, gelartiger Pellicula vorkommt, ist besonders interessant. Hierbei werden an beiden Seiten der Beute Pseudopodien ausgestreckt, die sich jenseits der Beute vereinigen, so daß eine ringförmige Umwallung stattfindet, ohne daß eine vorherige Berührung stattgefunden hat. Dieser Einkerkering folgt dann die völlige Umschließung und Einverleibung.

4. Die Nahrungsaufnahme durch I n v a g i n a t i o n (Einstülpung) ist auch auf die Erdamöben mit fester Pellicula beschränkt. Der an der klebrigen Oberfläche festgehaltene Nahrungsbrocken löst hier nicht eine Verflüssigung der Oberflächenschicht aus, sondern es tritt nur eine Herabsetzung der elastischen Widerstandskraft ein, die zu einer Einstülpung führt, wobei die sackartig umschlossene Nahrung langsam in das Innere gelangt und nach Auflösung des schlauchartigen Teils der Pellicula im Entoplasma verdaut werden kann.

Als Ursache für diese z. T. recht komplizierten Methoden der Nahrungsaufnahme werden sowohl Oberflächenspannungen als auch lokale Quellungserscheinungen verantwortlich gemacht. R h u m b l e r gelang es auch, diese Vorgänge, ebenso wie die Schalenbildung und Bewegungen, in Modellversuchen mit Tropfen verschiedener Lösungen nachzuahmen.

Von den oben erwähnten Haupttypen der Nahrungsaufnahme gibt es mancherlei Abweichungen. So können die

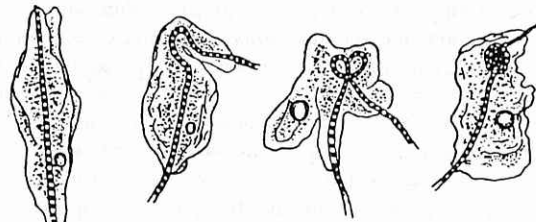


Abb. 6: Verschiedene Phasen der Aufnahme eines *Oscillatoria*-Fadens durch *Amoeba verrucosa* (nach R h u m b l e r aus H e s s e - D o f l e i n)

mit Rhizopodien ausgestatteten Arten ihre Nahrung außerhalb der Schale verdauen, wobei nach entsprechender Reizwirkung die stark anastomosierenden Pseudopodien die Beute weitgehend umfließen und mit einer plasmatischen Hülle umgeben. Dieser Plasmaklumpen wird, mit Nährstoffen beladen, allmählich in das Innere des Körpers befördert. Auf die gleiche Weise werden auch unverdauliche Reste entfernt.

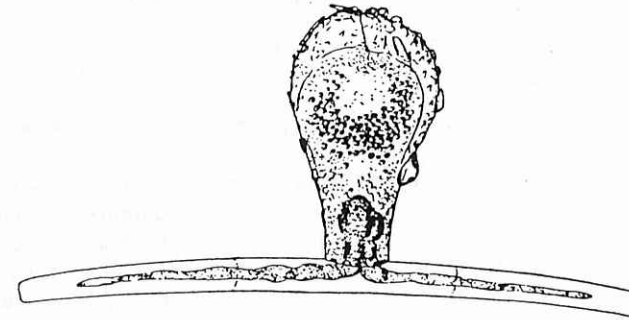


Abb. 7: *Diffugia rubescens* beim Aussaugen eines *Closterium* (nach H o o g e n r a a d und d e G r o o t)

Die Heliozoen nehmen kleine Nahrungspartikel ähnlich wie die Amöben auf. Größere Objekte werden zunächst an den Axopodien festgeklebt. Um die vollständige Einhüllung mit Plasma zu sichern, werden weitere benachbarte Axopodien zu Hilfe genommen, die sich verflüssigen und mithelfen, die Beute in das Ektoplasma zu überführen. Dort wird sofort eine Nahrungsvakuole ausgebildet. Nach der Verdauung werden die benutzten Axopodien erneut gebildet. Bewegliche Beute, vor allem Wimperinfusorien, kann von manchen Arten durch Gift betäubt werden; bekannt ist dies z. B. von dem Sonnentierchen *Actinophrys sol*.

Über die Nahrungswahl liegen nur wenige Beobachtungen vor. Bei der Mehrzahl der Rhizopoden dürfte eine solche kaum in Frage kommen, wenn auch nur diejenigen Teilchen organischen Ursprungs, die für das Tier verwertbar sind, in den Nahrungsvakuolen eingeschlossen werden. Das unbrauchbare Material und die unverdaulichen Hüllen der Beute (Diatomeenschalen usw.) werden ausgeschieden und z. T. beim Schalenbau benutzt.

Bei beschalteten Arten ist schon durch die Schalengröße und vor allem durch die Größe des Pseudostoms eine Nahrungsauswahl bedingt. So ernähren sich wasserlebende Arcellen vor allem von Flagellaten und Grünalgen, während Diatomeen durch die relativ kleine Mundöffnung nicht eingeführt werden können. Kleine Arten anderer Gattungen ernähren sich von Bakterien und Blaualgen. Eine besondere Vorliebe für den Zellinhalt der Alge *Closterium* hat die beschaltete Amöbe *Diffugia rubescens* (Abb. 7). Sie kann – wahrscheinlich durch den Druck ihrer Pseudopodien – Löcher in die Zellwand bohren, wodurch die Pseudopodien in das Zellinnere eindringen und den Zellinhalt aufnehmen können. Unter den Nebelinen, speziell der Gattung *Nebela*, kann man häufig beobachten, daß kleinere Artgenossen angegriffen werden.

Die halbparasitischen Darmprotozoen scheinen sich vor allem von Bakterien zu ernähren, wogegen rein parasitische Arten, wie *Entamoeba histolytica*, auch gelöste Nahrungsstoffe aufnehmen können.

Fortpflanzung

Ungeschlechtliche Fortpflanzung

Die weitaus häufigste Art der ungeschlechtlichen Fortpflanzung ist bei den Rhizopoden die Zweiteilung, bei der zwei gleich große Tochterindividuen entstehen. Nach vorheriger Kernteilung wird der Plasmaleib durchgeschnürt. Bei den unbeschalteten Amöben, die ja keine Symmetrieachse aufweisen, richtet sich die Teilungslinie im wesentlichen nach der Kernteilungsachse, zu der sie in der Regel senkrecht angeordnet ist. Genaue Angaben darüber liegen von Liesche vor (Abb. 8), nach dessen Beobachtungen zunächst die Pseudopodien weitgehend verschwinden und ein kurzer Ruhezustand eintritt, in dem die Kernteilung stattfindet. In der letzten Phase der Kernteilung streckt sich dann der Plasmaleib, worauf schließlich die Durchschnürung folgt. Mit Hilfe von zwei an den entgegengesetzten Enden sich bildenden Pseudopodien werden die beiden Tochterzellen auseinandergezogen. Je nach der Festigkeit des Plasmas können mancherlei Abweichungen vorkommen, doch bleibt die Grundform die gleiche.

Viel komplizierter ist die Zellteilung der Thekamöben, bei denen mit der Bildung der Tochterzelle auch die Neubildung der Schale gekoppelt ist (Abb. 9).

Um die erforderlichen Baustoffe für die neue Schale rechtzeitig bereit zu haben, werden schon vor der Teilung die Materialien gesammelt – sowohl im Innern des Protoplasmas als auch am Pseudostomrand. Ob diese Reservebaustoffe bereits vor dem Ausstoßen der Protoplasma-masse oder im Anschluß daran aus dem Innern der alten Schale austreten, ist von Art zu Art verschieden. In allen Fällen nimmt die Tochterzelle zunächst die für die jeweilige Art typische Form an, worauf die Baustoffe auf die Tochterzelle verteilt werden. Durch mehrfache Umlagerung des – noch nicht durchgeschnürten – Protoplasmas gelangen schließlich die einzelnen Bauteile der Schale an die für sie bestimmte Stelle und ergeben die spezifische Schalenstruktur.

Bei der Vielfalt der Thekamöbenschalen kann es nicht überraschen, daß die neue Schale je nach der Art sehr verschieden gebaut wird. Den außerordentlich großen Plättchen von *Paulinella chromatophora*, die im Plasma des Muttertieres gebildet werden, ist der Austritt aus dem sehr engen Pseudostom sehr erschwert, weshalb jeweils nur 1 Plättchen gleichzeitig ausgestoßen werden kann. Der Schalenbau findet hier in einzelnen Phasen statt, wogegen in anderen Fällen die Schale allmählich bis zur vollen Größe ausgebaut wird.

Erst wenn der Schalenbau beendet ist, erfolgt die Kernteilung, und nach der Verteilung des Protoplasmas und seiner Einschlüsse endet der Teilungsvorgang durch die Abtrennung der beiden Tiere. Dabei müssen wir betonen, daß nur das eine der Tochterindividuen eine neue Schale erhalten hat; das andere verbleibt in der Schale des Muttertieres. Die Teilungsrichtung liegt meist so, daß sich die beiden Schalen gegenüberstehen, d. h. also, daß sich an die Mundöffnung des alten

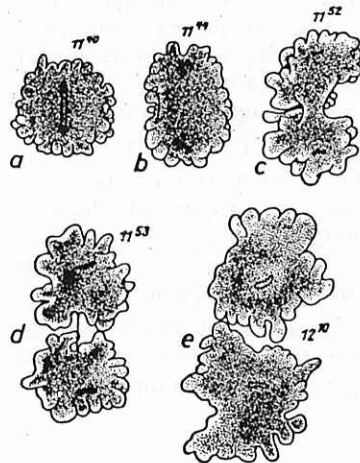


Abb. 8: Zellteilung von *Amoeba proteus* mit Angabe der Uhrzeit (nach Liesche aus Grell)

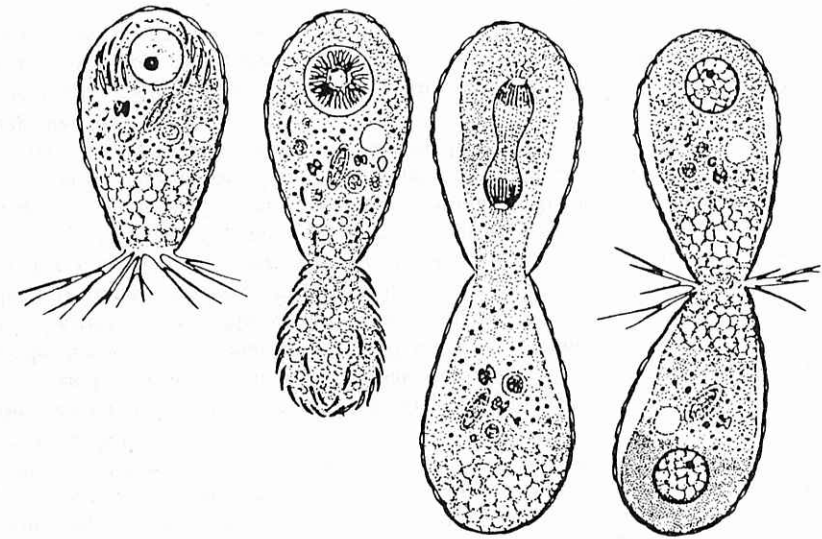


Abb. 9: Teilung von *Euglypha alveolata* in verschiedenen Phasen (nach Schiewiakoff aus Grell)

Tieres die Mundöffnung des Tochtertieres anschließt. Bei einigen wenigen Arten mit sehr dünner Schale ist auch eine Längsteilung beobachtet worden.

Die komplizierten Vorgänge beim Bau der neuen Schalen bei den Thekamöben haben die Beobachter immer wieder von neuem begeistert, und es ist für jeden Liebhaber ein besonderes Erlebnis, diese Vorgänge unter dem Mikroskop beobachten zu können.

Auch die Heliozoen pflanzen sich vorwiegend durch Zweiteilung fort. Soweit ein Zentralkorn vorhanden ist, wird es bei der Zellteilung ebenfalls geteilt.

Besondere Abweichungen von der einfachen Zweiteilung kommen bei allen Ordnungen der Rhizopoden vor. Einerseits ist hier die multiple Teilung zu nennen, bei der die Tiere in mehrere Tochterzellen zerfallen, je nachdem, wie viele Kerne durch schnell aufeinander folgende Kernteilungen entstanden sind. Andererseits gehört dazu die Plasmotomie, eine Teilungsform, die bei vielkernigen Individuen zu beobachten ist; sämtliche vorhandenen Kerne können sich hier gleichzeitig teilen. Die dabei entstandenen Tochterkerne rücken dann auseinander und werden auf die beiden Tochterindividuen verteilt. Bei einigen Heliozoen können sich die einzelnen Kerne unabhängig voneinander teilen. Dementsprechend ist auch die Teilung des Zellkörpers nicht an die Kernteilung gebunden.

Geschlechtliche Fortpflanzung

In zahlreichen Arbeiten verschiedenster Autoren sind immer wieder geschlechtliche Fortpflanzungsvorgänge der Rhizopoden erwähnt worden. In neueren Untersuchungen ließen sie sich aber nur in den allerwenigsten Fällen bestätigen. Durch die Weiterentwicklung der Untersuchungsmethoden – neben dem Phasenkontrastverfahren vor allem die Elektronenmikroskopie – konnte nachgewiesen werden, daß die früher als Gameten (Keimzellen) angesehenen Bildungen in Wirklichkeit auf dem Vorhandensein von Parasiten beruhen.

Mit Rücksicht auf die ziemlich verwickelten und z. T. unklaren Verhältnisse soll in diesem Rahmen auf Einzelheiten verzichtet werden. Erwähnt sei, daß nur bei einer Amöbenart (*Sappinia diploidea*) mit Sicherheit eine geschlechtliche Fortpflanzung besteht. Bei den meisten Thekamöben sind solche Vorgänge unbekannt.

Sowohl die als Plasmogamie bezeichnete Verschmelzung zweier Individuen als auch die an eine Conjugation erinnernden Vorgänge, wobei sich zwei Schalen mit den Mundöffnungen gegenüberstehen und eine Vereinigung der Plasmamasse stattfindet, können nicht als geschlechtliche Vorgänge angesehen werden.

Lediglich bei den zu den Heliozoen gehörenden Arten *Actinophrys sol* und *Actinosphaerium eichhorni* ist eine geschlechtliche Fortpflanzung genauer bekannt, die als Pädogamie bezeichnet wird. Bei der einkernigen *Actinophrys sol* teilt sich der Zellkörper in zwei Tochtertiere, in denen anschließend zwei Reifeteilungen stattfinden, die zu einer Reduzierung des Umfangs führen. Darauf verschmelzen die beiden Schwesterzellen und ihre Kerne. Bei *Actinosphaerium eichhorni* ist die geschlechtliche Fortpflanzung komplizierter, weil diese Art vielkernig ist. Ein großer Teil der Kerne wird aufgelöst; dann zerfällt das Plasma in einkernige Stücke, die mit einer Hülle umgeben werden (Primärcysten). Nach der Kernteilung entstehen aus jeder solchen Primärcyste zwei Sekundärcysten, die durch Reifeteilungen zu zwei Gameten (Keimzellen) werden. Nach deren Verschmelzung entsteht durch mehrfache Kernteilungen wieder ein mehrkerniges junges Individuum.

Encystierung

Sehr viele Protozoenarten bilden Cysten aus. Der Organismus scheidet Hüllsubstanzen ab, die das Körperplasma weitgehend von der Umwelt isolieren können. Vorher wird das Plasma durch verstärkte Tätigkeit der pulsierenden Vakuolen wasserärmer und zähflüssiger, das Volumen geringer. Die Ausscheidung einer oder mehrerer Hüllen führt zur Ausbildung der Cyste, die verschieden gebaut sein kann. *Euglypha* z. B. lagert der Außenseite ihrer Cyste auch die zur Schalenbildung benutzten Kieselplättchen auf. Viele beschaltete Amöben bilden gleichzeitig einen Pfropfen zum Abschluß des Pseudostoms (Abb. 10 a). Ausnahmsweise kann bei den Thekamöben auch eine Cystenbildung außerhalb der Schale stattfinden, z. B. bei *Sphenoderia* (Abb. 10 b).

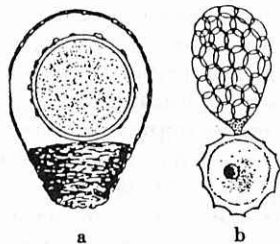


Abb. 10: Beispiele von Cystenbildung: Links normale Cyste bei *Nebela dentistoma*, rechts Cystenbildung außerhalb der Schale (*Sphenoderia lenta*) (aus Defflandre)

Die Entstehung von Cysten kann unterschiedliche Gründe haben. Weit verbreitet sind solche Encystierungen als Ruhestadium, um ungünstige Perioden zu überstehen. Nach Eintreten günstigerer Bedingungen kann sich diese Schutzcyste wieder auflösen. Dafür spricht auch die Tatsache, daß bei Rhizopoden aus trockeneren Lebensräumen Encystierung häufiger zu finden als bei den rein aquatischen Arten, die einer Austrocknung nicht zu widerstehen brauchen. Andererseits findet eine Cystenbildung sehr oft im Anschluß an eine Plasmogamie statt, wobei sich nach der Verschmelzung der Plasmakörper abkapselt. Auch nach der Aufnahme von sehr viel Nahrung kann vor allem bei den Heliozoen für kurze Zeit eine Cyste ausgebildet werden.

Das Zusammenleben von zwei verschiedenen, besonders aneinander angepaßten Lebewesen nennen wir Symbiose; sie ist im Tier- und Pflanzenreich weit verbreitet. Auch bei den Rhizopoden kommen Symbiosen vor, wenn auch nur bei wenigen Arten. Als Symbionten der Wurzelfüßer kommen vor allem chlorophyllführende Algen in Frage, die zu den Protococcaceen gehören und als Zoochlorellen bezeichnet werden. Sehr selten findet auch eine Symbiose mit Blaualgen (Cyanophyceen) statt, so bei der Thekamöbe *Paulinella chromatophora*, deren blaugrüne Farbe von den Algen der Gattung *Synechococcus* stammt. Die Symbiose mit den Zoochlorellen scheint bei den Rhizopoden nicht immer lebensnotwendig zu sein, denn bei den gleichen Arten können die Algen vorhanden sein oder fehlen. Solch eine unregelmäßige Symbiose kommt bei *Amoeba proteus*, Diffflugien und Arcellen, *Actinosphaerium* u. a. vor.

Enger an die Zoochlorellen sind manche Thekamöbenarten gebunden. Sie beherbergen regelmäßig in ihrem Innern eine größere Menge Symbionten, verdauen auch einen Teil davon und leben vielleicht sogar ganz von ihnen. So sind die Zellen von *Hyalosphenia papilio*, *Heleopera sphagni* und *Cucurbitella mespiliformis* immer mit einer Anzahl von Zoochlorellen angefüllt. Jedoch nehmen diese Arten auch selbständig geformte Nahrung auf und verdauen die symbiontischen Algen nur bei Nahrungsmangel.

Ob bei anderen Arten, wie z. B. *Amphitrema flavum*, deren Zellen regelmäßig dicht mit Zoochlorellen vollgepfropft sind, nur diese verdaut werden und keine anderweitige Nahrungsaufnahme in Frage kommt, ist bisher noch ungeklärt. Nach früheren Beobachtungen nahm man an, es seien diese Arten ohne Symbionten nicht lebensfähig.

Parasitismus

„Parasiten“ nennen wir Pflanzen oder Tiere, die sich auf oder in anderen Lebewesen auf deren Kosten ernähren. Dementsprechend müssen wir unterscheiden zwischen Parasiten, welche Wurzelfüßer befallen, und parasitischen Arten der Wurzelfüßer, die in anderen Tieren schmarotzen.

Über die Parasiten der Rhizopoden ist nur wenig zu sagen. Wie schon im Kapitel „Fortpflanzung“ erwähnt wurde, sind früher verschiedene Erscheinungen als Gametenbildungen aufgefaßt worden, die in Wirklichkeit auf dem Vorhandensein von Parasiten beruhen dürften. Als Parasiten der Wurzelfüßer kommen vor allem Pilze in Frage, die zu der Gruppe der Chytridineen gehören. Fast alle zu dieser Familie gehörenden Arten leben parasitisch auf Algen und Wassertieren. Sie kommen vor allem bei Thekamöben vor, jedoch liegen so wenig Beobachtungen vor, daß auf Einzelheiten verzichtet werden muß. Wichtig ist nur die Tatsache, daß es solche Parasiten gibt; denn bei der Untersuchung von Rhizopoden können wir immer wieder auf Tiere mit solchen Pilzen stoßen.

In weit größerem Maße leben Rhizopoden parasitisch in anderen Tieren; unter den Thekamöben und den Heliozoen gibt es allerdings keine parasitischen Formen. Dagegen kennen wir von den Nacktamöben sehr viele schmarotzende Arten. Die Schädigung des Wirtes, die ein Parasit verursacht, ist naturgemäß sehr verschieden. Weit aus in der Mehrzahl der Fälle ist die Einbuße, die der Wirt durch schmarotzende Amöben erleidet, so gering, daß von ernsthaften Schädigungen keine Rede sein kann. Nur

einzelne Arten verursachen so starke Schäden, daß sie als pathogen (krankheits-erregend) zu bezeichnen sind.

Das parasitische Leben bedingt mancherlei morphologische und physiologische Abwandlungen. So besitzt keine parasitische Amöbe eine pulsierende Vakuole, im Gegensatz zu allen freilebenden Süßwasserarten. Auch in der Ernährung und Fortpflanzung weichen die Parasiten von freilebenden Formen ab.

Die Untersuchung parasitischer Amöben dürfte dem Liebhaber nur in den seltensten Fällen möglich sein, da die Beschaffung des Materials schwierig ist. Wir können deshalb hier auf die Beschreibung der besonderen Untersuchungsmethoden verzichten und auf die Spezialliteratur verweisen. Erwähnt sei aber, daß ein wichtiges Unterscheidungsmerkmal die Zahl der Kerne in den Cysten ist (vierkernige und acht-kernige). Wir wollen hier nur eine kurze Übersicht über die parasitischen Formen geben, die natürlich keinen Anspruch auf Vollständigkeit erheben kann.

Die parasitischen Amöben bevorzugen als Lebensraum den Darmkanal der verschiedensten Organismen, von den Wirbellosen bis zu den Wirbeltieren einschließlich des Menschen. Jedoch ist ihre Verbreitung nicht auf den Darm beschränkt. Als Beispiel mag die *Entamoeba gingivalis* genannt werden, die in der Mundhöhle des Menschen auch dann außerordentlich weit verbreitet ist, wenn eine normale Mundpflege vorliegt. Nach Angaben von Westphal wurde sie bei 73% der untersuchten Personen festgestellt.

Die häufigsten parasitischen Amöben bei Tieren:

Entamoeba ranarum ist weit verbreitet bei Fröschen und Kröten sowie deren Kaulquappen.

Entamoeba testudinis: Große Art (50–70 μ); kommt in verschiedenen Landschildkröten vor.

Entamoeba invadens ist eine pathogene Art, die bei Schlangen und Eidechsen in Darm, Magen und Leber vorkommt und auch Gewebe befällt.

Entamoeba gallinarum parasitiert im Haushuhn und Truthahn.

Entamoeba muris wird im Blinddarm von Mäusen und Ratten angetroffen.

Entamoeba cobayae ist vom Meerschweinchen beschrieben.

Entamoeba equi kommt im Pferdekot vor.

Entamoeba suis tritt beim Schwein auf.

Malpighiella in den Malpighischen Gefäßen zahlreicher Insekten.

Pygolimax gregariniformis im Blinddarm von Haushühnern.

Entamoeba blattae, große Form bis 120 μ , im Enddarm von *Blatta orientalis* (Küchenschabe).

Andere Endamöben kommen in Termiten vor.

Jodamoeba bütschlii, ein häufiger Dickdarmbewohner von Affen und vom Schwein.

Auch den Darmkanal des Menschen bewohnt eine Anzahl Amöbenarten, die alle bis auf eine Ausnahme (*Entamoeba histolytica*) ganz harmlose Parasiten sind und vor allem den Dickdarm bevölkern. Die weitaus am häufigsten anzutreffende Art ist *Entamoeba coli*, die eine durchschnittliche Größe von 20–30 μ aufweist und leicht im Stuhl nachzuweisen ist. Sie ernährt sich im wesentlichen von Bakterien. Neben der schon oben erwähnten *Jodamoeba bütschlii*, die auch im Menschen parasitiert, kommen noch zwei andere Entamöben, *E. hartmanni* und *E. nana* im menschlichen Darm vor.

Die einzige dem Menschen gefährliche pathogene Art ist der Erreger der Amöbenruhr, *Entamoeba histolytica* in der großen, sog. Magna-Form (20–30 μ). Diese Amöbenform kann – im Gegensatz zu der apathogenen Minuta-Form (10 μ), die nur im Hohlraum des Darmes vorkommt – gewebslösende Fermente ausscheiden und

darum in die Gewebe der Darmwand eindringen. Sie ist daher sehr schädlich und gefährlich. Die meisten anderen darmbewohnenden Amöben sind Bakterienfresser; dieser Parasit aber ernährt sich durch Aufnahme gelöster Stoffe. Er kann deshalb in bakterienfreie Räume vordringen, die Epithelschicht des Darmes durchbrechen und sich zwischen den Gewebszellen ausbreiten. Dabei wird das Gewebe allmählich aufgelöst und es entsteht das typische Bild von Darmgeschwüren, die sich durch das Vordringen der Amöben am äußeren Rand immer mehr vergrößern. Dringt die Amöbe in Blutkapillaren ein, dann kann sie auch in mehrere Organe verschleppt werden und dort Abszeßbildungen hervorrufen (vor allem in der Leber, aber auch in der Lunge, selten in der Milz und sogar im Gehirn).

Nicht immer muß eine Infektion mit *E. histolytica* zwangsläufig zu einer Erkrankung an der Amöbenruhr führen. Nur bei einem kleinen Teil der Befallenen bricht die Krankheit in ihrer typischen Form aus. Erst wenn die Widerstandsfähigkeit des Darmes vor allem durch klimatische Einflüsse stark reduziert wird, kann der Krankheitserreger eindringen. Daraus erklärt sich auch die Tatsache, daß die Amöbenruhr fast ausschließlich in den warmen Klimaten, also den tropischen und subtropischen Zonen vorkommt. Die Inkubationszeit beträgt etwa 21–24 Tage.

Technik

Entnahme der Proben

„Das Sammeln der Rhizopoden bietet im allgemeinen keine Schwierigkeiten, und die einfachsten Methoden sind noch die besten.“ Mit diesen Worten beginnt der Altmeister E. Penard das Kapitel über die Untersuchungsmethoden in seinem Buche über die Rhizopoden des Genfer Sees. Obwohl inzwischen über ein halbes Jahrhundert vergangen und das Zeitalter der Technik angebrochen ist, hat sich daran wenig geändert.

Die sehr verschiedenen Lebensräume der Rhizopoden verlangen selbstverständlich auch unterschiedliche Sammelmethoden. Aber immer können wir unsere Ausrüstung mit sehr geringen Mitteln beschaffen und leicht in einer Tasche oder im Rucksack auf Wanderungen mitführen. Die wichtigsten Utensilien: Probengläser mit Korkstopfen (Länge 10–12 cm, Dicke 2–3 cm), Weithalsflaschen oder Einmachgläser, $\frac{3}{4}$ bis 1 Liter Inhalt, Stocknetz, Wurfhaken, Schilfmesser, evtl. Planktonnetz, wasserdichtes Verpackungsmaterial, Thermometer, pH-Indikator-Papier, Formol.

Bei der Beschaffung der Probengläser sei besonders auf die seit einiger Zeit im Handel befindlichen Röhrchen aus Kunststoff hingewiesen, die sich durch sehr geringes Gewicht und große Widerstandsfähigkeit auszeichnen. Als Ersatz für Weithalsflaschen eignen sich vor allem die überall und in allen Größen erhältlichen Vorratsdosen aus Polystrol, die nicht nur leicht und durchsichtig sind, sondern noch den Vorteil haben, daß man sie später für Zuchten und dgl. verwenden kann. Und schließlich sei noch erwähnt, daß man als wasserdichtes Verpackungsmaterial mit Vorteil Kunststoff-Folien (Guttasyn oder dgl.) verwenden kann, die in den Stärken 0,08, 0,10 und 0,12 mm hergestellt werden. Sie eignen sich, ebenso wie die bekannten Frischhaltebeutel, für die Aufbewahrung aller feuchten und nassen Substrate und sind nach gründlicher Reinigung immer wieder verwendungsfähig.

Von allen in Frage kommenden Biotopen sind die Moose und Sphagnum (Torfmoose) am leichtesten zu sammeln, vor allem, wenn es sich um trockenere Standorte handelt. In diesem Falle ist es vorteilhaft, den ganzen oberen Teil der Polster

Wasser ausgeschwemmt und weiterbehandelt. Dagegen werden nasse Sphagnen am besten schon an Ort und Stelle ausgequetscht, wobei man das heraustropfende Wasser in einer untergehaltenen Schale auffängt und dann in ein Probenglas umgießt. Zweckmäßig fügt man einige Stengel des Torfmooses zur evtl. Bestimmung bei. Kann die mikroskopische Untersuchung erst nach längerer Zeit stattfinden, setzt man etwas Formol zur Konservierung zu.

Da viele Rhizopoden-Arten im Schlamm von Kleingewässern (Tümpel und Weiher) leben, gilt diesen unser besonderes Interesse. Auch hier ist die Entnahme der Proben sehr einfach, wenn auch, wie Penard beschreibt, manchmal seine Stiefel, ja sogar seine Knie an diesem Abenteuer teilhatten. Doch kann man diesem Übel meist durch vorheriges Ausbreiten einer Kunststoff-Folie abhelfen. Ein mit dem Daumen verschlossenes Probenglas wird langsam bis kurz über die Schlammschicht gebracht, so daß beim Wegnehmen des Daumens das Wasser mit dem oberflächlichen Schlamm in das Glas einströmen kann. Nach Entleerung in ein größeres, möglichst hohes Glas wird dieser Vorgang 4–5mal wiederholt. Das gesammelte Material läßt man nun einige Minuten absetzen, um eine weitgehende Anreicherung zu bekommen. In der Zwischenzeit können wir nun die Messungen (pH-Wert, Temperatur) anstellen und das Protokoll führen. Danach dekantieren wir das überschüssige Wasser vorsichtig und füllen den Bodensatz in ein kleineres Probenglas um.

In größeren Gewässern mit breiter Uferzone wird man sich meist auf das Erbeuten von Wasserpflanzen beschränken. Dabei muß sich die Methodik weitgehend nach den jeweiligen Beständen richten. Steht ein Boot zur Verfügung, können wir mit großem Erfolg ein an einem Stock befestigtes Schilfmesser benutzen. Die abgeschnittenen Stengel werden am besten mit der Schere in Stücke zerschnitten und in größeren, mit Wasser gefüllten Gläsern transportiert. Auch ein sog. Pfahlkratzer kann gute Dienste leisten. Muß man vom Ufer aus arbeiten, ist die Verwendung eines Wurfhakens zu empfehlen, mit dem man bei etwas Übung sonst nicht erreichbare Pflanzenteile erreichen kann. Mit einer Ausnahme sind alle Wasserpflanzen als Substrat für die Rhizopoden sehr geeignet, gleichgültig, ob es sich um Blätter der Laichkräuter, die Stengel des Schilfes oder die Blattunterseiten der Seerosen handelt. Fast immer wird man hier eine größere Anzahl von Thekamöben erbeuten können. Die Ausnahme bilden lediglich die schachtelhalmartigen Stengel der Armleuchteralgen (*Chara*), die mit einer dicken Kalkschicht überzogen sind und deshalb als Lebensraum für Wurzelfüßer ungeeignet sind.

Das freie Wasser eines Sees bietet für die Untersuchung wenig Möglichkeiten, da nur einige wenige Arten planktisch leben (z. B. *Diffugia hydrostatica*). Dagegen kann der Tiefenschlamm der Seen eine größere Anzahl von Thekamöben beherbergen, wie dies der Altmeister Penard mit seinen umfangreichen Untersuchungen im Genfer See gezeigt hat. Auch in den Tiefen aller anderen Gebirgsseen ist eine ähnliche Zusammensetzung zu erwarten. In den nährstoffreichen Seen der norddeutschen Tiefebene fehlt eine solche Besiedlung oder ist zumindest weniger stark ausgebildet, da sich hier die starke Fäulnis des Schlammes hemmend auswirkt.

Zur Untersuchung der Oberfläche des Tiefenschlammes benötigt man schon etwas umfangreichere Arbeitsgeräte. Auch wenn z. B. Bodengreifer oder Schlammlothe nicht zur Verfügung stehen, kann man sich Hilfsgeräte selbst herstellen oder anfertigen lassen, die eine Entnahme der obersten Schlammschichten ermöglichen und z. T. bessere Ergebnisse liefern als komplizierte und daher teure Geräte. So beschreibt Penard sehr eingehend, wie er solches Material aus der Tiefe holte. Er bediente sich dabei eines 14 cm langen und 6 cm breiten Metallbehälters, der, an

die richtige Tiefenlage zu sichern, befestigte er etwa 1 Meter oberhalb des Behälters ein Gewicht von etwa 500 Gramm. Mit dieser einfachen Apparatur erhielt er durchaus gute Ergebnisse. Ob und wie weit Veränderungen anzubringen sind, wird sich bei der praktischen Arbeit bald zeigen. Genauere Hinweise können hier nicht gegeben werden, da die Zusammensetzung und Struktur des jeweiligen Sedimentes zu unterschiedlich sind.

Zum Schluß möchte ich noch auf einige Kleinstgewässer hinweisen, deren Untersuchung sehr einfach und interessant ist. Ich denke dabei an wassererfüllte Baumhöhlen, wie sie überall zu finden sind, aber auch an die mit Wasser angefüllten Rosetten der Bromeliaceen, jener tropischen Pflanzenfamilie, die häufig in unseren Gewächshäusern gezogen wird. In diesen Pflanzengewässern (Phytotelmen) findet man meist neben zahlreichen Krebschen und anderen Mikroorganismen eine Anzahl von Rhizopoden. Auch die Wasserbecken der Warmhäuser sind lohnende Objekte für derartige Untersuchungen.

Abschließend soll nochmals betont werden, daß bei jeder Probenentnahme ein möglichst genaues Protokoll geführt werden soll, aus dem alle Einzelheiten vom Substrat bis zum pH-Wert entnommen werden können. Je ausführlicher das Protokoll, desto leichter ist später die Auswertung!

Aufbereitung des Materials

Die auf den Exkursionen gesammelten Proben werden nun im Hause weiter bearbeitet. Dabei müssen wir auch hier wieder unterschiedlich vorgehen, je nachdem, aus welchen Biotopen (Lebensräumen) die Proben stammen. Prinzipiell empfiehlt es sich aber, die eine Hälfte des Materials für spätere Untersuchungen mit Formol zu konservieren, während der andere Teil für die Lebendbeobachtung erhalten bleibt. Aus der Art der Bestimmungsmerkmale ergibt sich schon von selbst, daß der Lebenduntersuchung der Vorrang zukommt, auch wenn dies manchmal mühevoll sein mag.

Bei den ausgequetschten Sphagnum- und Moosproben wie auch den Schlammproben von Kleingewässern bereitet die Aufbereitung keine Schwierigkeit. Bei der Kleinheit der Rhizopoden kommt es vor allem darauf an, das Material anzureichern. Dazu bedienen wir uns eines engmaschigen Drahtgewebes mit einer Maschenweite von etwa 0,5–0,6 mm. Beim Durchgießen werden die groben Bestandteile zurückgehalten, während die aufgefangene Flüssigkeit neben anderen Partikelchen auch die Rhizopoden enthält. Diese Flüssigkeit wird nun in kleine Glasschälchen gegossen, die mit einer Glasscheibe zum Schutze gegen Verdunstung und Verschmutzung abgedeckt werden. Bei längerer Aufbewahrung empfiehlt es sich, die Glasschälchen in mit Wasser gefüllte Schalen einzustellen. Mitgebrachte Torfmoospolster werden in großen Glasschalen oder Gläsern vor Sonne geschützt aufbewahrt und gelegentlich mit Regenwasser befeuchtet. Wenn man sie mit Glasscheiben abdeckt, kann man sie monatelang aufbewahren und daraus jederzeit neues Tiermaterial entnehmen. Bei trockeneren Moosen, die sich nicht ausquetschen ließen, muß man vor der Weiterverarbeitung die Polster einige Zeit in Wasser vollsaugen lassen und kann erst dann ausquetschen. Eine längere Aufbewahrung des geschlammten Materials ist nicht ratsam, da es sich hier meist um trockenheitsliebende Arten handelt, die im Wasser nur kurze Zeit lebensfähig sind. Bei längerer Aufbewahrung dürfen die Polster natürlich auch nur mäßig feucht gehalten werden. Etwas schwieriger ist schon die Anreicherung der Schlammproben. Hier hilft man sich mit einem etwa 20 cm hohen Standzylinder, in den man das Material

innengibt, wobei sich ein Sieden erübrigt. Nach längerem Stehen — etwa 1 bis 2 Tage — hat sich das ganze Material schichtweise sedimentiert und nach vorsichtigem Dekantieren des freien Wassers kann die Oberfläche des Schlammes mit einer Pipette abgesaugt und untersucht werden.

Die gesammelten Teile der Wasserpflanzen werden entweder unmittelbar vor der mikroskopischen Untersuchung mit einer Nadel oder einem Spatel abgekratzt und dieser Aufwuchs auf den Objektträger gebracht, oder aber man schneidet kleine Teile heraus und untersucht sie in einem Glasschälchen mit Wasser bei schwacher Vergrößerung unter dem Mikroskop.

Mikroskopische Untersuchung und Anfertigung von Dauerpräparaten

Nach der Aufbereitung des Materials kann die eigentliche Untersuchung unter dem Mikroskop beginnen. Es erübrigt sich, hier auf die Einzelheiten der mikroskopischen Technik einzugehen. Bemerkt sei nur, daß im allgemeinen mittelstarke Objektive (25- und 40-fache Eigenvergrößerung) ausreichen. Bei stärkeren Objektiven ergibt sich immer wieder die Schwierigkeit, daß der geringe freie Arbeitsabstand nicht mehr ausreicht, um die z. T. sehr dicken Objekte unter dem Deckglas bewegen zu können. Deshalb ist es ratsam, stets sehr dünne Deckgläser zu verwenden und solche beim Einkauf besonders zu verlangen. Die durchschnittliche Stärke soll auf keinen Fall 0,15 mm überschreiten. Dieser kleine Mehraufwand erleichtert später die Arbeit erheblich.

Da unsere Objekte sehr klein sind, brauchen wir besonders gute Präpariernadeln. Nach meinen Erfahrungen sind keine Nadeln im Handel, die unseren Ansprüchen genügen. Ich bin daher dazu übergegangen, die sog. Nadelhalter nach Kollé zu verkürzen, so daß sie gut in der Hand liegen. Bei diesen Haltern kann man in der Klemmvorrichtung feine Insektennadeln (Größe 00) befestigen, nachdem man den Nadelkopf abgekniffen hat. Die sehr feinen Spitzen dieser Nadeln gestatten ein sicheres Arbeiten, ohne daß man Gefahr läuft, die Tiere zu beschädigen. Bei besonders empfindlichen Arten kann man auch die feinen Borsten der Augenwimpern des Schweines einsetzen. In jedem Falle ist bei der Art der Halterung ein Auswechseln schnell und ohne Kosten möglich.

Zur Lebendbeobachtung wird fast immer ein Deckglas aufgelegt. Wenn wir gelegentlich einen Tropfen Wasser zusetzen und die Präparate in einer feuchten Kammer aufbewahren (einer mit nassem Fließpapier ausgelegten Glasschale mit Deckel), können wir die einzelnen Individuen tage- und wochenlang beobachten. Dabei sollten die Tiere weitgehend von dem sie umgebenden Detritus isoliert und in reines Wasser übergeführt werden. Das Deckglas muß dazu wieder vorsichtig entfernt werden. Nach vorsichtigem Zusetzen je eines Tropfens reinen Wassers auf jeder Seite des Deckglases kann man, ohne dabei das Objekt aus dem Blickfeld im Mikroskop zu verlieren, mit einer feinen Nadel das Deckglas vorsichtig beiseite schieben und schließlich ganz entfernen. Selbstverständlich nehmen wir diese wie auch die folgenden Arbeiten bei schwächster Vergrößerung vor. Ist das Deckglas entfernt, wird die weitere Umgebung des Objektes mit einem Lappchen vom Schmutz befreit. Nun kommt auf die gereinigte Fläche ein Tropfen sauberes Wasser, in den das Tier übergeführt werden soll. Mit Hilfe der Nadel wird zunächst eine kanalartige Verbindung der Flüssigkeiten hergestellt, durch die nachher das Objekt mit der Nadel in den Wassertropfen transportiert wird, ohne daß es dabei austrocknen könnte. So kann man sehr schnell und sicher sauberes Beobachtungsmaterial erhalten.

So wichtig und interessant es auch ist, die Bewegungen der Pseudopodien und anderer Organellen am lebenden Tier zu beobachten, so wird es doch oft notwendig sein, auch Dauerpräparate anzufertigen, um einzelne Teile (z. B. die Mundpartie) näher zu studieren. Man kann durch den höheren Brechungsindex des Harzes besser die feinen Strukturen erkennen und vor der endgültigen Erhärtung des Einbettungsmittels die Schale leicht nach allen Seiten drehen — was in Wasser nicht immer gelingt.

Anfangs mag man befürchten, es sei zu mühselig, das Objekt in der aus der allgemeinen mikroskopischen Technik her bekannten Weise zu entwässern und einzubetten. Zum Trost sei gesagt, daß bei der Kleinheit der Tiere die Entwässerung sehr schnell geht, vor allem, wenn man von der üblichen Methode abweicht. Sehr bewährt hat sich die Verwendung von Euparal als Einschlußmittel, das im Gegensatz zum Kanadabalsam nicht in dem äußerst wasserempfindlichen Xylol gelöst ist, sondern in Eucalyptol. Dadurch ist ohne weiteres eine Überführung aus 96% Alkohol unter Vermeidung des absoluten Alkohols und der Xylolstufe möglich. An Stelle von Äthylalkohol kann man auch den preiswerten Isopropylalkohol verwenden.

Nun zur Präparation selbst: Alle Arbeitsgänge spielen sich wieder auf dem Objektträger ab, nachdem vorher die Tiere nach der oben beschriebenen Methode isoliert wurden. Das im Wassertropfen liegende Tier wird — möglichst dann, wenn die Pseudopodien weit ausgebreitet sind — aus einer Pipette mit Alkohol oder Isopropylalkohol vorsichtig überspült. Auch diese Fixierung geschieht unter der Lupe oder dem Mikroskop, um Verluste zu vermeiden. Nach nochmaligem Zugeben von Alkohol kann man entweder mit Boraxkarmin leicht anfärben oder aber direkt in einen Tropfen Euparal übertragen. Will man besonders sauber arbeiten, kann man — wie schon bei der Isolierung — Verbindungskanäle von einem Medium zum anderen ziehen und darin die Objekte vorsichtig transportieren.

Während all dieser Arbeitsgänge muß man sehr darauf achten, daß die Objekte auf keinen Fall auch nur für kurze Zeit austrocknen. Als letzte Arbeit bleibt das vorsichtige Auflegen des Deckglases (mit Hilfe einer Pinzette). Wir bevorzugen dabei besonders dünne runde Deckgläser mit einem Durchmesser von 15 mm. Da das Euparal wesentlich schneller erhärtet als Kanadabalsam, ist es zweckmäßig, nach einer Trockenzeit von einigen Tagen die inzwischen etikettierten Präparate noch einmal durchzusehen und evtl. durch Schieben des Deckglases die Lage der Tiere so zu verändern, daß die wichtigsten Teile gut zu erkennen sind. Dann kann man auch die Lage der Tiere durch zwei mit einem feinen Pinsel aufgetragene Tuschefunkte kennzeichnen, um ein späteres Wiederfinden zu erleichtern. Ein Lackring soll nicht vor Ablauf eines Monats angelegt werden.

Messung, Photographie und Zeichnung

Ein sehr wichtiges Kriterium bei der Bestimmung sind immer die Größen. Gleichgültig, ob es sich dabei um die Länge oder Breite einer Schale handelt oder um die Größe des Pseudostoms, immer wird man gezwungen sein, diese Maße festzustellen. Deshalb spielt die Meßtechnik eine besondere Rolle; sie muß dem Praktiker vollkommen geläufig sein. Wir messen mit einem zu jedem Mikroskop passenden Meßokular, in das ein Mikrometer eingebaut ist. Die Skala ist normalerweise in 100 Teile geteilt, die 10 mm entsprechen. Außerdem benötigt man ein Objektmikrometer, bei dem eine ähnliche, aber viel kleinere Einteilung vorhanden ist. Hier ist ein Millimeter in 100 Teile geteilt, so daß jeder Teilstrich 10 μ entspricht. Dieses Objektmikrometer

dient vor allem zum Eichen des Meßokulars, darüber hinaus aber auch als Maßstab beim Zeichnen und Photographieren (s. u.). Die Eichung des Okulars braucht bei dem gleichen Mikroskop für jedes Objektiv nur einmal zu erfolgen. Dazu wird das Objektmikrometer auf den Objektisch gelegt und die Skala scharf abgebildet. Man sieht nun beide Skalen gleichzeitig scharf. Durch Drehen kann man die Skalen so verändern, daß sie dicht nebeneinander liegen. Nun braucht man nur noch abzulesen, wie viele Teilstriche des Objektmikrometers einem Teilstrich des Okulars entsprechen. Mit Hilfe dieses Wertes, der bei dem Objektiv 40 etwa 4μ beträgt, legt man sich am besten eine Tabelle für das am meisten benutzte Objektiv (zu empfehlen ist das Objektiv 40) an, in der die durch Multiplikation des Mikrometerwertes erhaltenen Zahlen eingetragen sind. Hat man nun die Schale einer Thekamöbe mit dem entsprechenden Objektiv eingestellt, kann man mit dem Meßokular die Zahl der Teilstriche feststellen, die mit der Länge der Schale übereinstimmen, und anschließend in der Tabelle ersehen, daß diesem Mikrometerwert eine wirkliche Größe von soundsoviel μ entspricht.

In vielen früheren Arbeiten wurden zwar die extremen Größen angegeben, doch muß man heute danach trachten, möglichst viele Exemplare zu messen, um die Variationsbreite einer Art besser zu erfassen. Solche biometrischen Untersuchungen sind manchmal die einzige Möglichkeit zur Trennung zweier Arten. Deshalb wurde hier etwas ausführlicher auf die Technik eingegangen.

Die bildliche Darstellung der beobachteten Tiere ist unbedingt nötig, zumal wenn es sich um unklare oder abweichende Formen handelt. Die Frage, ob die Photographie oder die Zeichnung vorzuziehen sei, ist immer wieder diskutiert worden. Mancher will alles auf den Film bannen, der andere ist wiederum Gegner jeder photographischen Abbildung. Nun, auch hier dürfte der goldene Mittelweg die besten Ergebnisse bringen. Die jeweilige Entscheidung hängt vom Objekt selbst ab. Eine relativ dicke und undurchsichtige Diffflugien-Schale läßt sich photographisch nur schlecht wiedergeben. Da die Tiefenschärfe nur sehr gering ist, müßte man schon zwei Ebenen im Bild festhalten, und zwar einmal den Umriß, das andere Mal die Oberflächenstruktur. In diesem Falle wird eine Zeichnung ein viel besseres Bild ergeben. Umgekehrt hat man mit Hilfe der Mikrophotographie die Möglichkeit, eine große Zahl von Individuen in relativ kurzer Zeit im Umriß zu fixieren. Eventuell können Detailzeichnungen typische Einzelheiten zusätzlich festhalten.

Auf die technischen Besonderheiten der Zeichentechnik kann hier nicht eingegangen werden. Es sei deshalb auf die beiden Aufsätze von H u s t e d t verwiesen (Mikrokosmos Jg. 40 und 42).

Auch die Technik der Mikrophotographie kann nur gestreift werden. Am einfachsten und billigsten arbeitet man mit einer Kleinbildkamera, vor allem, weil die Belichtungszeiten durch den geringen Auszug viel kürzer sind, als wenn man eine 9×12 Kamera benutzt. Besonders gute Erfahrungen habe ich mit der Exakta-Varex gemacht, die als einäugige Spiegelreflexkamera mit ihren vielen Auswechsellmöglichkeiten (Speziallupen usw.) geradezu ideal ist. Hinzu kommt, daß man die Anschaffung eines besonderen optischen Mikroaufsatzes spart, da hier die Beobachtung über den Spiegel der Kamera erfolgt.

Als Aufnahmematerial werden gering empfindliche Filme (13–14/10 DIN) benutzt, in manchen Fällen können auch die Dokumentenfilme vorteilhaft sein. Die größte Schwierigkeit ist, die richtige Belichtungszeit zu finden, die je nach Vergrößerung, Beleuchtung und Veränderung der Abblendung sehr variabel ist. Nach anfänglichen Versuchsreihen wird man bald den richtigen Weg finden, vorausgesetzt, daß

man ein gutes Protokoll geführt hat und unter den gleichen Voraussetzungen arbeiten kann.

Da die Kleinbildfilme mindestens 20, meist aber 36 Aufnahmen zulassen, muß man besondere Sorgfalt auf ein vollständiges Protokoll legen und in bestimmten Abständen Leeraufnahmen einschalten, die die einwandfreie Zuordnung ermöglichen, falls einmal ein Fehler unterlaufen sein sollte. Die m. E. beste Lösung sind Karteikarten (DIN A 7), in die bei der Aufnahme sämtliche Daten eingetragen werden. Durch auf der Rückseite angeklebte kleine Pergamintaschen ist die Möglichkeit gegeben, nach dem Kopieren den Film zu zerschneiden und die Einzelnegative darin aufzubewahren. Sie stehen dann ohne langes Suchen für spätere Arbeiten zur Verfügung.

Systematik

In den Bestimmungstabellen wurden folgende Abkürzungen benutzt: L = Länge; B = Breite; H = Höhe; D = Durchmesser; H/D = Verhältnis Höhe zum Durchmesser; UG = Untergattung; M = Mundöffnung (Pseudostom). Alle Größenangaben in μ (tausendstel Millimeter). ME = Mitteleuropa; UO = Unterordnung.

Die bei den Artnamen stehenden eingeklammerten Zahlen und Buchstaben weisen auf die entsprechenden Abbildungen hin, wobei sich die normal gesetzten Ziffern auf die Textabbildungen, die kursiv gesetzten auf die Tafeln beziehen.

System der AMOEBINA

Die systematische Aufteilung der Amoebina ist durch den Mangel an Bestimmungsmerkmalen außerordentlich schwierig. Wegen der sehr einfachen Organisation des Plasmaleibes und des Fehlens von Hüllen oder Schalen bestimmter Struktur sind die Artmerkmale nur sehr schwer auszumachen. Diese Tatsache ist auch der Grund, weshalb in der Fachliteratur keine systematische Bearbeitung besteht, die für alle Fälle brauchbar ist. Hinzu kommt noch, daß viele Arten sehr wenig bekannt und die bei der Beschreibung gegebenen Diagnosen unvollständig sind.

Auch heute noch stellen manche Autoren die meisten freilebenden Arten zu den Gattungen *Amoeba* und *Pelomyxa*; von verschiedenen Seiten wurde aber versucht, neue Einteilungen aufzustellen. Eine wirklich brauchbare Lösung ist m. E. bisher nicht gefunden worden.

Es ist deshalb auch nicht möglich, eine vollständige Bestimmungstabelle wie bei den folgenden Ordnungen aufzustellen. In der nachfolgenden systematischen Übersicht soll aber versucht werden, dem Anfänger wenigstens die Bestimmung von einigen häufigen Arten zu ermöglichen. Dabei wurde das von Sch ä f f e r (1926) aufgestellte System zugrunde gelegt. Diese relativ übersichtliche Aufteilung mag anfangs durch die ungewohnten Gattungsnamen verwirren, doch kann beim Nachschlagen in älteren Arbeiten die entsprechende Art fast immer unter dem gleichen Artnamen in der Sammelgattung *Amoeba* aufgefunden werden. So läßt sich z. B. *Mayorella spumosa* in der Monographie von P e n a r d unter dem Namen *Amoeba spumosa* wiederfinden.

1. Bei der Bewegung nur 1 keilförmiges Pseudopodium bildend, das die ganze Vorderfront einnimmt, oder wenige breite Pseudopodien *Vahlkampfiidae*
 - Fortbewegung durch gleichförmiges Fließen oder durch Ausbildung von deutlichen Pseudopodien 2
2. Körper scheibenförmig. Pseudopodien durch schwimmbhautähnliche Membranen verbunden *Hyalodiscidae*
 - Pseudopodien nicht durch solche Membranen verbunden 3
3. Ektoplasma sehr zäh, mit Pellicula *Thecamoebidae*
 - Ektoplasma ohne Pellicula, daher lebhaftere Formveränderungen möglich 4
4. Pseudopodien an der Fortbewegung beteiligt und dabei die Richtung bestimmend *Chaidae*
 - Pseudopodien nicht die Fortbewegungsrichtung bestimmend, sondern vor allem der Nahrungsaufnahme dienend *Mayorellidae*

Bemerkungen zu den einzelnen Familien

I. Vahlkampfiidae

In der Familie der Vahlkampfiidae werden 4 Gattungen zusammengefaßt, die sich durch das Fehlen oder die Anwesenheit von begeißelten Schwimmformen unterscheiden lassen. Im letzteren Falle ist die Anzahl der vorhandenen Geißeln von Bedeutung. So ergibt sich folgende Übersicht über die Gattungen:

- | | |
|---------------------------------------|------------------------|
| Schwimmform mit 1 Geißel | <i>Hyperamoeba</i> |
| Schwimmform mit 2 Geißeln | <i>Naegleria</i> |
| Schwimmform mit 3 Geißeln | <i>Trimastigamoeba</i> |
| Schwimmform nicht vorhanden | <i>Vahlkampfia</i> |

Während zu den 3 ersten Gattungen nur wenige und relativ unbedeutende Arten gehören, weist die Gattung *Vahlkampfia* eine Vielzahl von Arten auf, die zu folgenden Gruppen zusammengefaßt worden sind:

1. *Limax*-Gruppe (Arten mit meist lebhafter Bewegung durch bandartiges Fließen. Nur 1 ungeteiltes Pseudopodium)
 - V. limax*: Form elliptisch, am Vorderende breiter als hinten, deutliche Schichtung von Ektoplasma und Entoplasma. Größe $\pm 100 \mu$; zwischen Wasserpflanzen, im Schlamm, aber auch in Sphagnen (11 b)
 - V. lucens*: Körper länglich oval, meist gelblich gefärbt. Größe $\pm 100 \mu$; im Plasma große Kristalle (bis 15μ). (11 a)

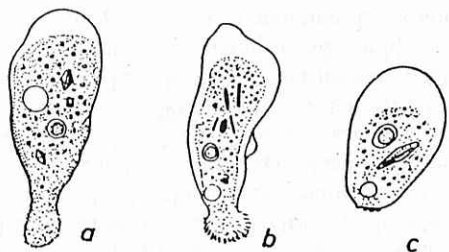


Abb. 11: a. *Vahlkampfia lucens*, b. *Vahlkampfia limax*, c. *Vahlkampfia guttula*

- V. froschi*: sehr kleine Art von $8-12 \mu$; körniges Plasma mit vielen Vakuolen. Kernmembran fehlend
 - V. debilis*: lebhafte kleine Art ($15-20 \mu$). Plasma sehr durchsichtig ohne Einschlüsse. Fließwasser
2. *Guttula*-Gruppe (mit mehreren lappenförmigen Pseudopodien in der Bewegungsrichtung)
 - V. guttula*: Plasmakörper breit-oval mit ektoplasmatischem Saum an der Vorderseite; meist nur 1 puls. Vakuole. $30-35 \mu$, Wasserpflanzen, Schlamm (11 c)
 - V. lacustris*: Gedrungene, knollige Form, überall mit kurzen, buckligen Pseudopodien. Größe $8-15 \mu$;
 - V. magna*: Plasma mit bräunlichen Körnchen angefüllt. Größe $20-40 \mu$
 3. *Spinifera*-Gruppe (am Plasmaleib einige ektoplasmatische Spitzen)
 - V. spinifera*: Limax-ähnliche Form, aber Vorderende mit Plasmaspitzen. Größe $10-15 \mu$; aus Spinnengewebe gezüchtet
 4. *Mira*-Gruppe (im Gegensatz zu den vorigen findet hier bei der Kernteilung eine Auflösung des Binnenkörpers statt)
 - V. mira*: breitlappiges Pseudopodium. Im Entoplasma zahlreiche lichtbrechende Kügelchen. Größe 20μ ; Schlamm

II. Chaidae

Zu den Chaiden zählt man die folgenden 5 Gattungen, wobei vor allem die Ausbildung der Pseudopodien für die Klassifizierung von Bedeutung ist.

1. Pseudopodien lang und der Bewegung dienend 2
 - Pseudopodien nicht typisch entwickelt, sondern kurze Plasmaausbrüche 4
2. Bei der Bewegung am Vorderende lange Pseudopodien, nach hinten quastenartige Pseudopodien bildend *Polychaos*
 - P. fasciculata*: Quastenfäden schmal und lang, L 140μ ; Sümpfe (12 a)
 - P. clavarioides*: Quastenfäden kürzer und weniger zahlreich, L $60-130 \mu$; Schlamm (12 b)
 - P. dubia*: Plasmafortsätze sehr kurz, lappig, L $400-1000 \mu$
 - hintere quastenartige Pseudopodien fehlen 3
3. Pseudopodien nach allen Richtungen ausstrahlend *Chaos*
 - Chaos diffluens* (= *Amoeba proteus*) mit wenigen Kernen, L $300-600 \mu$; zwischen Wasserpflanzen und im Schlamm (13 a)

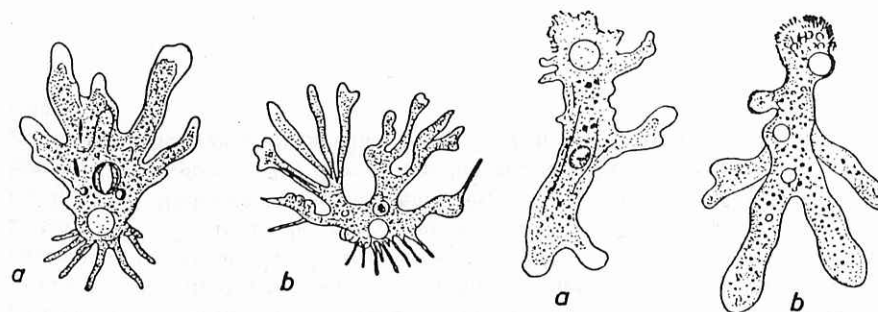


Abb. 12: a. *Polychaos fasciculata*, b. *Polychaos clavarioides*

Abb. 13: a. *Chaos diffluens*, b. *Metachaos laureata*

- Deutliche Führung eines Pseudopodiums *Metachaos*
- M. laureata* mit zahlreichen Kernen, L 500–800 μ ; Seen, Sumpf (13 b)
- M. gratum*: Farbe graubraun, nur 1 Kern, L 200 μ ; Teich, Sumpf

4. Plasmakörper oval. Bisweilen quastenförmige Pseudopodien am Hinterende

Pelomyxa

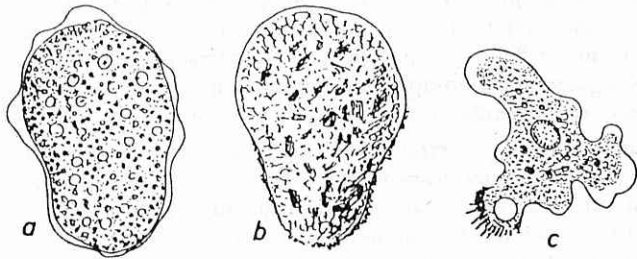


Abb. 14: a. *Pelomyxa palustris*, b. *Pelomyxa belewskii*, c. *Trichamoeba villosa*

- P. palustris*: sehr große Form, bis 2 mm, Sümpfe, Sphagnen (14 a)
- P. belewskii*: gelblich, L 400–500 μ ; Teiche (14 b)
- P. muralis*: terrestrische Form in Moosen, L 50–80 μ
- Gestalt länglich bis keulenförmig *Trichamoeba*
- T. villosa*: mit vakuolisierter äußerer Schicht. L 200 μ ; Sümpfe (14 c)
- T. pilosa*: Oberfläche mit feinen Plasmadornen. L 180 μ ; Sümpfe

III. Mayorellidae

Die Pseudopodien der zu dieser Familie gehörenden Arten sind konisch oder zugespitzt und nur in beschränktem Maße verlängerungsfähig. Sie werden zwar bei der Bewegung mitgeführt, bestimmen aber nicht die Richtung.

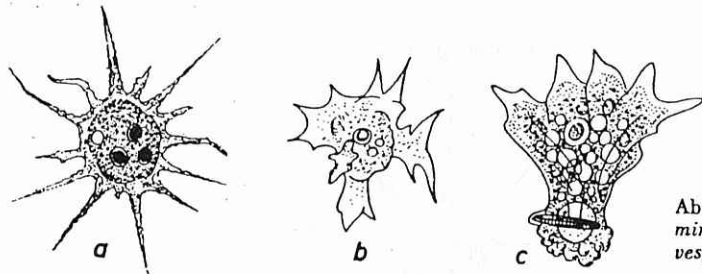


Abb. 15: a. *Dinamoeba mirabilis*, b. *Mayorella vespertilio*, c. *Mayorella spumosa*

- Körper mit schleimiger Hülle umgeben. Oberfläche mit stachelartigen Vorsprüngen *Dinamoeba*
- D. mirabilis*: Pseudopodien sternförmig angeordnet. D 200 μ ; Teiche, Sümpfe (15 a)
- Körper ohne Schleimschicht 2
- Pseudopodien relativ kurz und gedrunge 3
- Pseudopodien dünn und lang, bisweilen spiralig gedreht 4
- Umriß \pm eiförmig. Pseudopodien unregelmäßig verteilt *Mayorella*
- M. vespertilio*: sehr wechselnde Gestalt, unregelmäßig vieleckig. Größe \pm 70 μ ; Wasserpflanzen, Schlamm (15 b)

- M. spumosa*: Pseudopodien nur am verbreiterten Vorderende. Größe 50–120 μ ; Sümpfe (15 c)
- M. viridis*: mit zahlreichen Zoochloellen. L 130–160 μ ; Schlamm, Sphagnum Umriß kreisförmig. Pseudopodien sternförmig angeordnet . . . *Dactylosphaerium*
- D. vitraeum*: Größe 60–80 μ ; Sümpfe und Teiche, Wasserpflanzen (16 a)

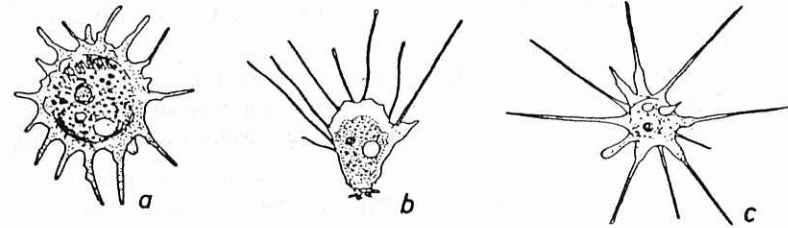


Abb. 16: a. *Dactylosphaerium vitraeum*, b. *Vexillifera ambulacralis*, c. *Astramoeba radiosa*

- Pseudopodien nur am Vorderende *Vexillifera*
- V. ambulacralis*: Pseudopodien tentakelförmig, Größe des Hauptkörpers 20 bis 30 μ ; Kleingewässer, selten (16 b)
- Pseudopodien sternförmig angeordnet *Astramoeba*
- A. radiosa*: Plasmamasse gering. Pseudopodien starr, nadelförmig. Größe 130 μ ; Teiche, Moore (16 c)

IV. Thecamoebidae

Durch die unglückliche Namengebung könnte der Eindruck entstehen, daß diese Familie zu den beschalteten Amöben gehört. Das ist durchaus nicht der Fall. Auch in dieser Familie sind Arten zusammengefaßt, die früher in die Sammelgattung *Amoeba* eingereiht worden sind. Der Name soll nur andeuten, daß das Ektoplasma eine sehr zähe Konsistenz besitzt und eine starke Pellicula ausgebildet ist.

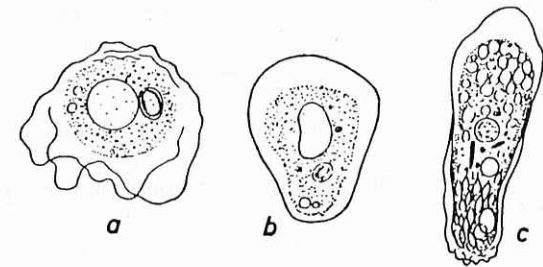


Abb. 17: a. *Thecamoeba verrucosa*, b. *Thecamoeba striata*, c. *Thecamoeba vesiculata*

- Art mit 2 Kernen, die paarweise angeordnet sind *Sappinia*
- S. diploidea*: Größe 15–30 μ ; in Kot vorkommend
- Kerne nicht paarweise angeordnet. Körperform scheibenartig. Wegen der dicken Pellicula keine typischen Pseudopodien, sondern unregelmäßige Ausstülpungen des Plasmas *Thecamoeba*
- Th. verrucosa* (= *Amoeba terricola*) Größe bis 300 μ ; feuchte Erde, Moose, Tümpel, auch im Sphagnum (17 a)
- Th. striata*: Kleine Form von 30–60 μ ; Moose, Schlamm (17 b)
- Th. vesiculata*: Plasma mit zahlreichen Vakuolen. Größe 200 μ ; aquatische Moose, aber auch in tiefen Seen (Genfer See bis 35 m). (17 c)

Zu dieser Familie gehört nur eine Gattung mit einer Art, die wegen ihres rötlich gefärbten Entoplasmas und des farblosen Ektoplasmas besonders auffällt und zu dem Namen *Hyalodiscus rubicundus* Anlaß gegeben hat. Plasmakörper scheibenförmig, im Umriß breit-elliptisch. Keine typischen Pseudopodien, sondern schwimnhautähnliche Bildungen. Größe 20 – 70 μ ; zwischen Wasserpflanzen und Algen. (18)

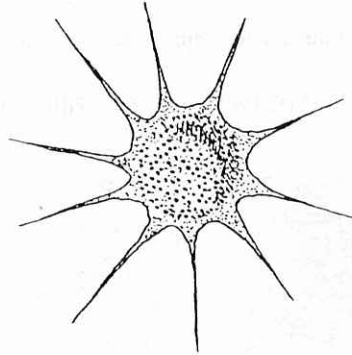


Abb. 18. *Hyalodiscus rubicundus*

System der TESTACEA

Das im folgenden wiedergegebene System der Thekamöben stützt sich im wesentlichen auf die Klassifikation von De Saedeleer, die später von Deflandre in vielen Punkten ergänzt worden ist und dem heutigen Stande der Forschung entspricht.

Im Gegensatz zu den Amöbina besitzt die Ordnung der Testacea durch die Ausbildung von Schalen Artmerkmale, die in den meisten Fällen bei mikroskopischer Untersuchung unschwer festzustellen sind. Zwar ist ihre Zahl im Verhältnis zu anderen Tiergruppen sehr gering, doch gelingt es bei einiger Übung, eine Bestimmung durchzuführen. Anfängliche Schwierigkeiten bei der Beurteilung der Pseudopodien lassen sich nicht vermeiden. Bei einiger Erfahrung wird man bald auch ohne die Merkmale der Pseudopodien auskommen können und die Zugehörigkeit zu den Familien schon auf Grund der Schalenform und -struktur ermitteln können.

In der Annahme, daß gerade diese Tiergruppe ein besonders großes Interesse finden wird, wurde bei der folgenden Bestimmungstabelle auf möglichst große Vollständigkeit Wert gelegt, so daß über die Gattung hinaus auch die häufigsten Arten bestimmt werden können. Lediglich bei den umfangreichen Gattungen *Arcella*, *Centropyxis*, *Diffugia* und *Nebela* mit z. T. über 60 Arten mußte auf eingehende Behandlung verzichtet werden. In diesen Fällen möge man u. U. auf die monographischen Bearbeitungen zurückgreifen.

Schlüssel der Familien

1. Pseudopodien breit oder fingerförmig, rund (loboform) 2
 - Pseudopodien fingerförmig, zugespitzt (reticuloloboform) VII. Unterordnung Reticulolobosa
- Pseudopodien stets fadenförmig (filiform), bisweilen anastomosierend. Im Innern ohne Körnchenströmung 7
 - Pseudopodien fadenförmig und Anastomosen bildend. Im Innern mit Körnchenströmung 11
2. Schale deutlich chitinoïd, oft mit Einschluß oder Bedeckung mit Fremdkörpern (Kieseln, Diatomeen) 4
 - Schale nur als biegsame oder halbstarre Membran ausgebildet 3
3. Membran biegsam und zu Deformationen befähigt. Deutliches Pseudostom fehlt
 - Membran meist starr. Pseudostom vorhanden, aber unterschiedlich gestaltet
 - I. Cochliopodiidae
 - II. Microcoryciidae
4. Schale chitinoïd und stets ohne Xenosomen oder Idiosomen. Areolen mehr oder weniger deutlich sichtbar. Axialwärts umgeklappter Rand. Pseudostom in der Mitte der ventralen Seite in einer Mundhöhle III. Arcellidae
 - Schale stets mit mehr oder weniger starker Bedeckung oder Einschluß von Xenosomen oder Idiosomen. Schalenform anders 5
5. Schale mit dorsoventraler Symmetrie und ventralem, exzentrischem Pseudostom, oder aber halbkugelig bis kugelig, dann aber mit dreieckigem oder spaltenförmigem Pseudostom. Schalenbedeckung unterschiedlich, doch chitinoïder Grund oder solcher mit Körnchenstruktur vorherrschend IV. Centropyxidae
 - Schale kugelförmig oder mit axialer Symmetrie und Pseudostom an einem der Pole 6
6. Schalenbedeckung ausschließlich exogen. (Quarz, Diatomeen.) Pseudostom rund, drei- oder vierlappig V. Diffugiidae
 - Schalenbedeckung fehlend oder nur endogen oder endogen mit Fremdkörpern untermischt. Pseudostom meist spaltenförmig, selten breitelliptisch bis kreisrund. Schale seitlich mehr oder weniger zusammengedrückt VI. Nebelidae
7. Schale aus abgerundeten kieseligen endogenen Plättchen zusammengesetzt 8
 - Schalenstruktur anders oder fehlend 9
8. Schalenform hornartig IX. Cyphoderiidae
 - Schalenform anders VIII. Euglyphidae
9. Schale mit 2 gegenüberstehenden Pseudostomen XI. Amphitremidae
 - Schale mit 1 Pseudostom 10
10. Schale aus rechteckigen, an den Ecken abgerundeten Platten zusammengesetzt, die hexagonales Aussehen haben X. Paulinellidae
 - Schale chitinoïd, nicht aus runden oder rechteckigen Platten zusammengesetzt XII. Gromiidae
11. Schale stets frei. Tiere niemals an einer Seite festgewachsen. Keine Kolonien bildend XIII. Allogromiidae
 - Schale membranartig. Kann auf einer Seite an der Unterlage festsitzen 12
12. 1 Öffnung vorhanden XIV. Microgromiidae
 - 2 Öffnungen vorhanden XV. Microcometesidae

I. Cochliopodiidae

1. Schale ohne Bedeckung mit Fremdkörpern; sehr plastisch, farblos *Cochliopodium*
 - C. echinatum* mit wenigen langen stachelartigen Spitzen L 27–35 μ (19 d)
 - C. vestitum* mit zahlreichen kurzen Spitzen L 35–63 μ (19 c)
 - C. digitatum* ohne Anhänge, Hülle glatt L 50–100 μ (19 b)
 - C. minutum* ohne Anhänge, sehr klein L 17–20 μ
 - C. bilimbosum* Schale kuppelförmig gewölbt L 44–61 (–100) μ (19 a)
- Alle Arten zwischen Wasserpflanzen und im Sapropel.
- Schale mit dichtem Besatz von Fremdkörpern, weniger plastisch *Gocevia*
 - G. binucleata* mit 2 Kernen L 29–39 μ
 - G. obscura* mit 1 Kern, rauhe Oberfläche L 50–100 μ (20 d)
 - G. pontica* mit 1 Kern. Hülle deutlich vom Plasmaleib abgehoben L 25–30 μ
- Alle Arten in kleinen Gewässern und im Sapropel.

II. Microcoryciidae

1. Hülle 2-teilig, bestehend aus dorsaler (rückenseitiger) Kuppel und ventralem (bauchseitigem) Häutchen. *Microchlamys*
 - nur 1 Art: *M. patella* L 32–42 μ ; Teiche, Gräben, Wasserpflanzen (20 c, 48)
 - Hülle nur 1-teilig 2
 2. Membran oder Cytoplasma violett gefärbt 3
 - Membran oder Cytoplasma ungefärbt 4
 3. Cytoplasma violett. Schale mit Schleimschicht *Amphizonella*
 - nur 1 Art: *A. violacea* D 150 μ ; Schlamm
 - Membran violett. Schale ohne Schleimschicht *Zonomyxa*
 - nur 1 Art: *Z. violacea* (20 a)
 4. Schalenhülle homogen, ohne Struktur 6
 - Schalenhülle mit filzartiger Bekleidung 5
 5. Schale aus 1 inneren hyalinen Hülle und 1 äußeren Bekleidungsschicht aus mineralischem Material bestehend *Diplochlamys*
 - D. timida* L 50–100 μ ; Moose (20 b)
 - Schale nur aus 1 einfachen dicken chitinoïden Hülle mit oberflächlicher Auflagerung von feinem Material bestehend *Parmulina*
 - nur 1 Art: *P. cyathus* L 45–55 μ ; trockene Moose (21 a)
 6. Schale uhrglasförmig gewölbt, gelblich, mit feinen Punkten. Pseudostom deutlich ausgeprägt *Penardochlamys*
 - nur 1 Art: *P. arcelloides* L 60 μ ; Sümpfe (21 b)
 - Schale halbkugelig oder kuppelförmig, ohne Struktur. Pseudostom keine feste Öffnung. Schale sehr biegsam, kann um Mundöffnung geschlossen werden
- Microcorycia*
- M. flava* L 40–100 μ ; Moose (21 c)

Abb. 19: a. *Cochliopodium bilimbosum*, b. *Cochliopodium digitatum*, c. *Cochliopodium vestitum*, d. *Cochliopodium echinatum*. Abb. 20: a. *Zonomyxa violacea*, b. *Diplochlamys timida*, c. *Microchlamys patella*, d. *Gocevia obscura*. Abb. 21: a. *Parmulina cyathus*, b. *Penardochlamys arcelloides*, c. *Microcorycia flava*

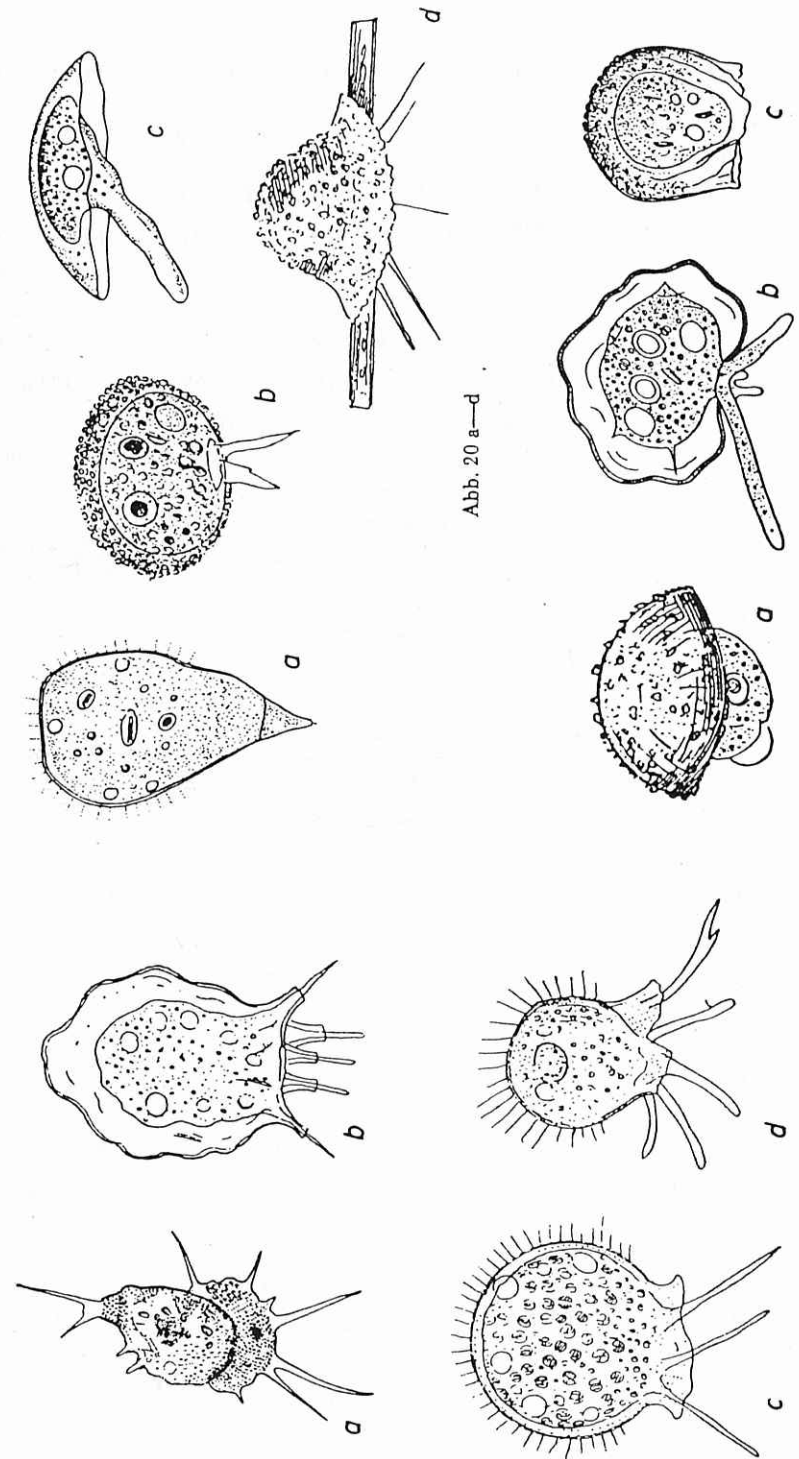


Abb. 21 a—c

Abb. 19 a—d

III. Arcellidae

1. Schale auf Ventralseite offen oder höchstens als schmaler Rand umgeschlagen. Pseudostom über $\frac{1}{4}$ des Schalendurchmessers. Schale meist mit wabenartiger Felerung oder feiner Punktierung *Pyxidicula*
P. operculata D 17–22 μ ; Wasserpflanzen und Sapropel (22 a, 42)
P. patens D 35–50 μ (22 b)
P. cymbalum D 85–90 μ (22 c, 9)

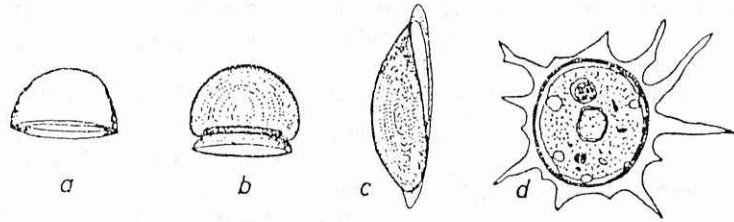


Abb. 22: a. *Pyxidicula operculata*, b. *Pyxidicula patens*, c. *Pyxidicula cymbalum*, d. *Antarcella pseudarcella*

- Schale auf Ventralseite sehr stark umgeschlagen, so daß Pseudostom höchstens $\frac{1}{3}$ des Schalendurchmessers erreicht 2
2. Nur 1 Kern *Antarcella*
 Schale halbkugelig oder kuppelförmig
 im Süßwasser nur 1 Art: *A. pseudarcella* D 40–47 μ ; H/D: 0,7 aerophil, Moose an Mauern (22 d)
- 2 Kerne oder mehr (bis zu 200) *Arcella*
 Umfangreiche Gattung mit über 30 Arten. Nach De fl a n d r e folgende 4 Sektionen:
- a. Sehr hoch gebaute Formen H/D 0,9–2,0 *Altae*
 b. Halbkugelige Formen H/D 0,33–0,8 ohne Kiel *Vulgares*
 c. Halbkugelige Formen H/D 0,33–0,8 mit Kiel oder Dornenkranz . . . *Carinatae*
 d. Flachere Formen H/D 0,19–0,33 *Aplanatae*

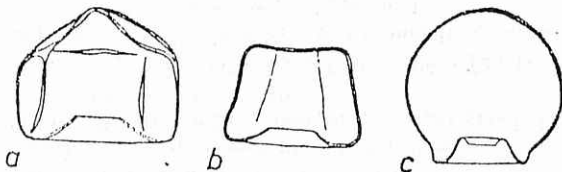


Abb. 23: a. *Arcella conica*, b. *Arcella costata*, c. *Arcella mitrata*

Sektion Altae:

	D	H	H/D	
<i>A. mitrata</i> (23 c)	100–150	95–152	0,90–1,06	aquatisch, untergetauchte Sphagnen

1958

Sektion Vulgares:

Umriß abgerundet:

	D	H	H/D	
<i>A. hemisphaerica</i> (24 a)	45–56	36–42	0,48–0,75	aquatisch, sehr nasse Moose
<i>A. vulgaris</i> (25 b)	100–145	52–73	0,37–0,51	Wasserpflanzen
<i>A. gibbosa</i> (24 c)	70–125	49–74	0,53–0,69	aquatisch (saure Gewässer)
<i>A. rotundata v. aplanata</i> (25 a)	64–86	24–33	0,35–0,40	aquatisch, untergetauchte Moose
– <i>v. stenostoma</i> (25 c)	39–53	18–28	0,47–0,54	sehr nasse Moose
<i>A. bathystoma</i> (24 h)	55–62	20–25	0,39–0,41	untergetauchte Moose

Abb. 24: a. *Arcella hemisphaerica*, b. *Arcella bathystoma*, c. *Arcella gibbosa*

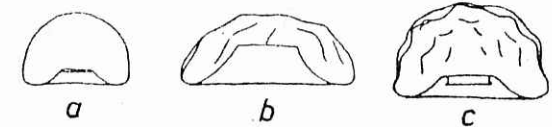


Abb. 25: a. *Arcella rotundata var. aplanata*, b. *Arcella vulgaris*, c. *Arcella rotundata var. stenostoma*

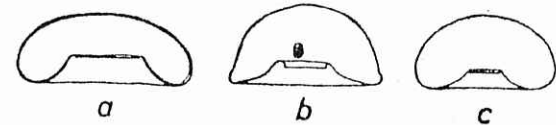
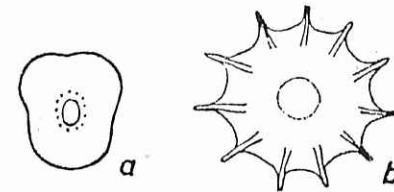


Abb. 26: a. *Arcella catinus*, b. *Arcella dentata*



Umriß kantig:

	D	H	H/D	
<i>A. conica</i> (23 a)	69–80	31–48	0,45–0,60	aquatisch
<i>A. costata</i> (23 b)	60–70	42–48	0,63–0,70	aquatisch

Sektion Carinatae:

<i>A. catinus</i> (26 a, 41)	77–116	32–46	0,35–0,46	feuchte Moose
<i>A. arenaria</i> (27 b)	70–91	25–38	0,33–0,41	aerophile Moose und Flechten
<i>A. artocrea</i> (27 a)	180–200	46–64	0,25–0,29	aquatisch, nasse Sphagnen
<i>A. dentata</i> (26 b, 35)	123–168	38–40	0,31–0,39	aquatisch (Moorgewässer)

<i>A. discoides</i> ¹⁾ (28 c, 37, 38)	—	—	0,23—0,34	aquatich und sehr nasse Moose
<i>A. polypora</i> (28 b, 29 b)	120—125	25—36	0,20—0,39	Wasserpflanzen
<i>A. megastoma</i> (28 a, 29 a)	180—268	36—55	0,22	Wasserpflanzen

IV. Centropyxidae

- Mundöffnung dreieckig mit abgerundeten Ecken. Schale mehr oder weniger halbkugelig
ME nur 1 Art: *T. arcula* D 100—150 μ ; H. 45—70 μ ; trockene Sphagnen, Moose (30 a, 10)
- Mundöffnung anders 2
- Mundöffnung als Spalte ausgebildet 3
- Mundöffnung rund, halbkreisförmig oder gelappt 4
- Mundöffnung gleichmäßig sichelförmig, parallel der Schalenwand verlaufend. Innere Lippe weit nach innen verlängert *Plagiopyxis*
P. labiata D 66—88 μ ; Sphagnen und Moose
P. callida D 90—110 μ ; trockene Moose (30 c)
P. declivis D 67—79 μ ; trockene Moose
P. penardi D 73—84 μ ; Wasserpflanzen
- Mundöffnung spaltenförmig von der Form einer verlängerten 8. Deutliche Lippenbildung mit zahlreichen Poren *Bullinularia*
nur 1 Art: *B. indica* L 120—180 μ ; B 150—220 μ ; Sphagnen und Moose (30 b, 12)
- Mundöffnung exzentrisch gelegen. Ventralseite der Schale zum Pseudostom hin eingebuchtet. Schale mehr oder weniger unregelmäßig zusammengedrückt
Centropyxis UG. *Centropyxis* s. s.
- Mundöffnung zentral gelegen. Schale gleichmäßig gewölbt
Centropyxis UG. *Cyclopyxis*

UG. Centropyxis

Mund weit nach vorn verschoben. Ohne Stacheln

	L	B	aqua- tisch	aero- phil	Sphag- nen	nasse Moose
<i>aerophila</i> (31 a)	53—85	42—66		×		
<i>v. sylvatica</i> (31 b)	68—102	63—85		×		
<i>v. sphagnicola</i> (31 c)	49—66	25—37			×	
<i>orbicularis</i> (31 d)	100—140			×	×	
<i>cassis</i> (32 c)	60—86	50—73				×
<i>constricta</i> (32 a)	70—120	75—95	×		×	×
<i>platystoma</i> (32 b)	63—95	36—64			×	×

¹⁾ Art mit vielen Varietäten, die in Form und Größe sehr voneinander abweichen (u. Defflandre 1928).

artocrea, b. *Arcella*
arenaria



Abb. 28: a. *Arcella megastoma*, b. *Arcella polypora*, c. *Arcella discoides*

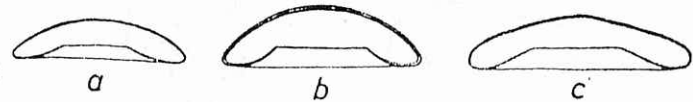


Abb. 29: a. *Arcella megastoma*, b. *Arcella polypora*

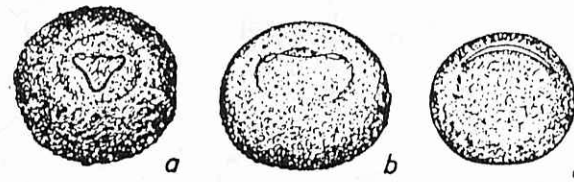
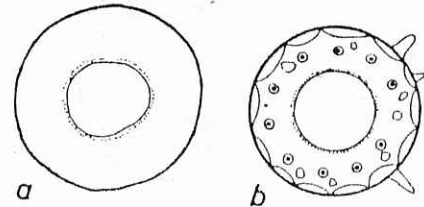


Abb. 30: a. *Trigonopyxis arcula*, b. *Bullinularia indica*, c. *Plagiopyxis callida*

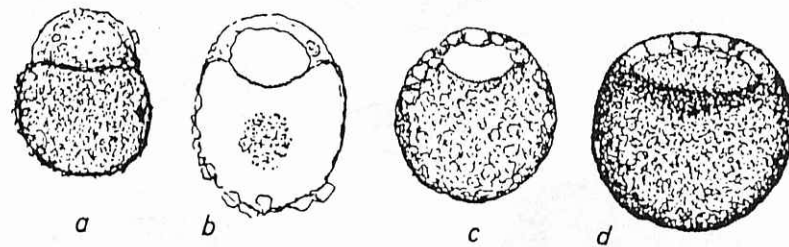


Abb. 31: a. *Centropyxis aerophila*, b. *Centropyxis aerophila* var. *sylvatica*, c. *Centropyxis aerophila* var. *sphagnicola*, d. *Centropyxis orbicularis*

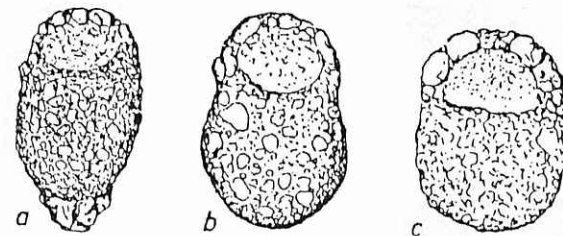


Abb. 32: a. *Centropyxis constricta*, b. *Centropyxis platystoma*, c. *Centropyxis cassis*

	L	B	aqua- tisch	aero- phil	Sphag- nen	nasse Moose
<i>aculeata</i> (33 c)	120–150	48–60	×		×	×
<i>v. oblonga</i> (33 d)	106–140	95–110	×		×	×
<i>discoides</i> (34 d)	150–320		×			
<i>spinosa</i>	120–140				×	
<i>hirsuta</i> (33 b)	72–88	42–54	×			
<i>ecornis</i> (33 a) (ohne Spackeln)	190–240	185–230	×			×
<i>gibba</i> (33 e)	90–114	85–95				×
- <i>Loe origo</i> = 0–130 μ					×	×
- <i>minuta</i> = 35–60 μ					×	×
UC. <i>Cyclopyxis</i>						
	D	H				
<i>arcelloides</i> (34 c)	80–110				×	×
<i>kahlü</i> (34 b)	80–85	55–60		×		
<i>eurystoma</i> (34 a)	60–66	49–52		×		

V. Diffugiidae

1. Schale chitinoide, selten mit wenigen Steinchen besetzt. Querschnitt polygonal

Sexangularia

S. parvula mit Fremdkörpern (35 b)

S. minutissima mit Fremdkörpern L 13 μ (35 c)

S. polyedra ohne Fremdkörper L 60–70 μ ; B 30–38 μ (35 a)

- Schale mit Quarzkörnern, Diatomeen oder Detritusteilchen besetzt. Querschnitt nicht polygonal 2

2. Schale durch eine innere Scheidewand in 2 Kammern geteilt. Trennung oft durch äußere Furche erkennbar *Pontigulasia*

P. bigibbosa L 170–225 μ ; Sphagnum (36 a)

P. spectabilis L 150 μ ; Sphagnum (36 b, 11)

P. compressa L 110–140 μ ; Sümpfe

P. bryophila L 100–125 μ ; nasse Moose

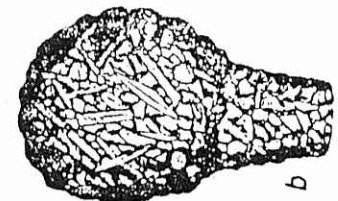
- Schale ohne Trennwand 3

3. Schale an der Mündung mit deutlichem, nach innen umgeschlagenem Kragen. An der Ansatzstelle durch Ringfurche abgesetzt *Cucurbitella*

C. mespiliiformis L 125–140 μ ; aquatisch (35 d, 13)

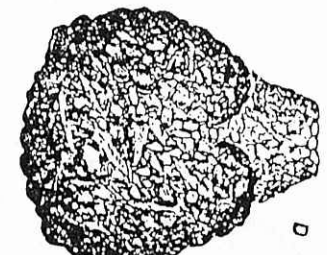
- Schale ohne Kragenbildung *Diffugia*

umfangreiche Gattung mit über 60 Arten.

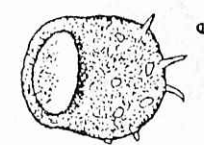


b

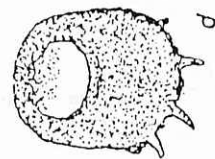
Abb. 36 a–b



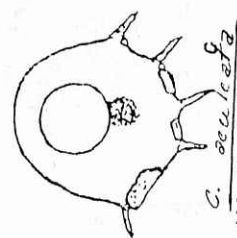
a



e



d



c

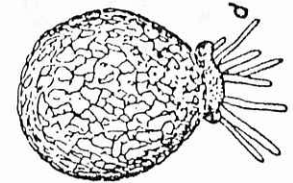
Abb. 33 a–e



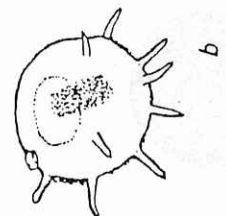
d



c



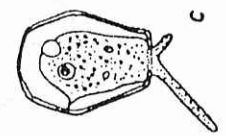
d



b

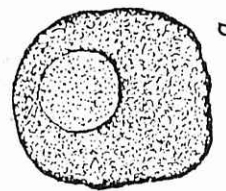


c



c

Abb. 34 a–d



a



b

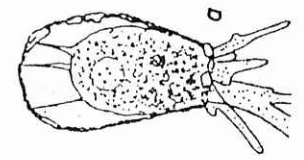


b

Abb. 35 a–d



a



a

Abb. 33: a. *Centropyxis ecornis*, b. *Centropyxis hirsuta*, c. *Centropyxis aculeata*, d. *Centropyxis aculeata* var. *oblonga*, e. *Centropyxis gibba*. Abb. 34: a. *Centropyxis eurystoma*, b. *Centropyxis kahlü*, c. *Centropyxis arcelloides*, d. *Centropyxis discoides*. Abb. 35: a. *Sexangularia polyedra*, b. *Sexangularia parvula*, c. *Sexangularia minutissima*, d. *Cucurbitella mespiliiformis*. Abb. 36: a. *Pontigulasia bigibbosa*, b. *Pontigulasia spectabilis*

	Mund		Schalenbelag		Verbreitung		Größe	
	Schale mit Anhängen oder Fortsätzen	glatt rund	mit Kragen	gelappt/gezähnt	Quarz	Diatomeen		aquatische Biotope
Schale kugelig								
<i>Diffugia corona</i> (37 c)	×	×			×		×	150–200
<i>D. globulosa</i>		×			×	×	×	120–150
<i>D. leidy</i> (37 d)	×				×	×	×	90–110
<i>D. lobostoma</i>				×	×		×	100–125
<i>D. tuberculata</i> (37 b)			×		×		×	140
<i>D. urceolata</i> (37 a)			×		×		×	150–220
Schale birnen- oder flaschenförmig								
<i>D. bacilliarum</i>		×				×	×	90–130
<i>D. bacillifera</i> (38 c)		×				×	×	120–180
<i>D. elegans</i> (38 a)	×	×			×		×	85–120
<i>D. oblonga</i> (38 b)					×		×	100–400
<i>D. rubescens</i>		×			×		×	65–100
Schale eiförmig								
<i>D. amphora</i> (39 b)			×			×	×	85–270
<i>D. gramen</i>				×		×		60–80
<i>D. lucida</i> (39 d)				×			×	65–85
<i>D. oviiformis</i> (39 c)				×			×	85–100
Schale zugespitzt								
<i>D. acuminata</i> (39 a)		×			×	×	×	150–400

VI. Nebelidae

- Schale aus quadratischen Kalkplättchen bestehend *Paraquadrula*
P. irregularis mit quadratischen Kalkplättchen. L 35–45 μ ; kalkhaltige Gewässer (40 c)
P. penardi mit rechteckigen Kalkplättchen. L 46–53 μ ; (40 b)
 - Schale nicht aus Kalkplättchen aufgebaut 2
- Schale hyalin ohne Struktur oder nur fein gepunktet 3
 - Schalen mit deutlicher Struktur. (Idiosomen oder Belag mit Xenosomen) 4
- Schale eiförmig, nicht zusammengedrückt *Leptochlamys*
 nur 1 Art: *L. ampullacea* L 48–55 μ ; zwischen Algen
 - Schale stark \pm komprimiert. Mund endständig, schmal elliptisch . *Hyalosphenia*
H. elegans mit Hals. Oberfläche buckelig, L 90–110 μ ; nasse Sphaggen (41 a, 17)

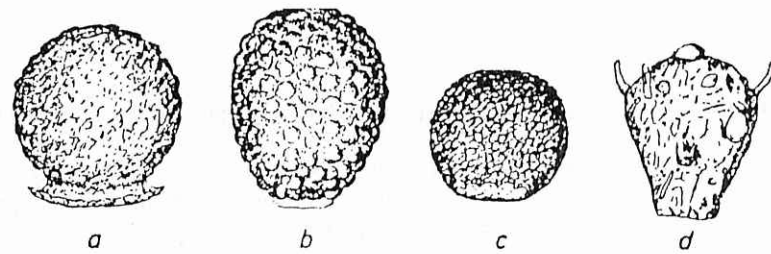


Abb. 37: a. *Diffugia urceolata*, b. *Diffugia tuberculata*, c. *Diffugia corona*, d. *Diffugia leidy*

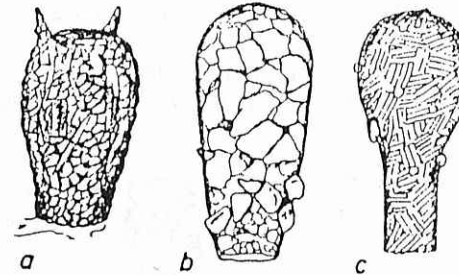


Abb. 38: a. *Diffugia elegans*, b. *Diffugia oblonga* var. *lacustris*, c. *Diffugia bacillifera*

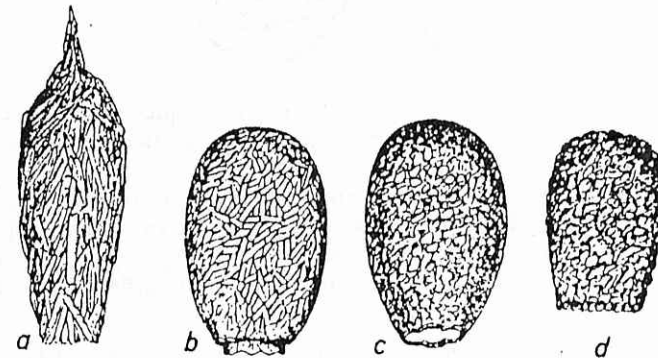


Abb. 39: a. *Diffugia acuminata*, b. *Diffugia amphora*, c. *Diffugia oviiformis*, d. *Diffugia lucida*

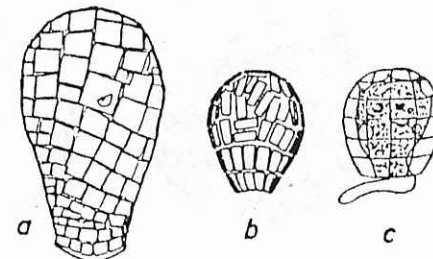


Abb. 40: a. *Quadrullella symmetrica*, b. *Paraquadrula penardi*, c. *Paraquadrula irregularis*

16, 45, 51)

H. subflava eiförmig, verdickter Mundrand, L 57–70 μ ; trockene Sphagnen, Moose (41 d, 20)

H. cuneata keilförmig, ohne Poren, L 70–75 μ ; Seentiefe, Sphagnum (41 c)

4. Schale breit sackförmig, farblos oder braun bis violett. Bedeckung endogen + Fremdkörper 5
 - Schale \pm flaschenförmig, farblos oder gelblich. Bedeckung aus endogenen Plättchen oder Schuppen 6

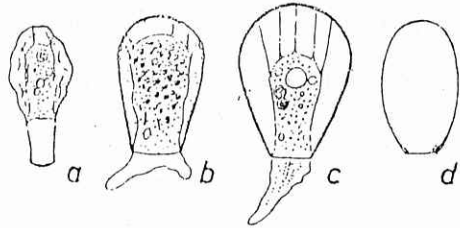


Abb. 41: a. *Hyalosphenia elegans*, b. *Hyalosphenia papilio*, c. *Hyalosphenia cuneata*, d. *Hyalosphenia subflava*

5. Mundöffnung gerade Spalte bildend. Bedeckung mit Quarz besonders an der Spitze der Schale *Heleopera*
H. petricola L 70–135 μ ; farblos, viel Fremdmaterial, Moose, Sphagnum (42 a)
H. petricola var. *amethystea* L 110 μ ; violett, Seentiefe
H. rosea L 95–130 μ ; weinrot mit gelber Lippe, Sphagnum (42 c, 14)
H. sphagni L 80–130 μ ; gelblich, wenig Fremdmaterial, Sphagnum (42 b, 15)
H. sylvatica L 50–75 μ ; durchsichtig = *transparent*
 - Mundöffnung elliptisch. Schale am Pseudostom verdickt, violett . . . *Äwerinzewia*
 nur 1 Art: *A. cyclostoma* L 135–175 μ ; Sphagnum, Moose

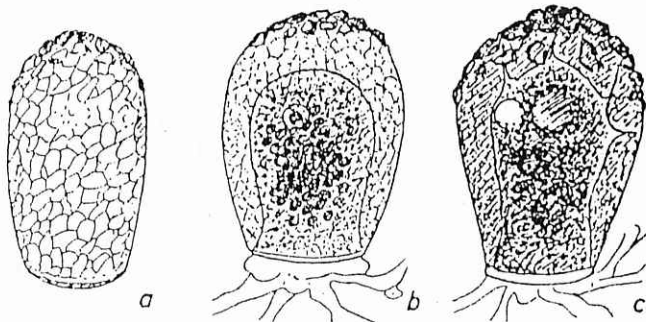


Abb. 42: a. *Heleopera petricola*, b. *Heleopera sphagni*, c. *Heleopera rosea*

6. Schale spiralig eingerollt mit tubusartigem Ansatzstück für das Pseudostom *Lesquereusia*
L. spiralis mit wurmförmigen Plättchen L 100–150 μ ; Schlamm, Sphagnum (43 a, 19)
L. modesta mit Quarzbelag L 95–150 μ ; Schlamm, Sphagnum (43 b)
L. epistomium Hals flaschenförmig L 90–125 μ ; Sphagnum (43 c, 18)
 - Schale nicht spiralig gedreht, sondern flaschen- oder birnenförmig, sehr oft seitlich komprimiert 7

7. Schale mit quadratischen Plättchen *Quadrullella*
Q. symmetrica L 68–120 μ ; sehr nasse Moose und Sphagnum (40 a, 22)
 - Schale mit anderer Struktur *Nebela*

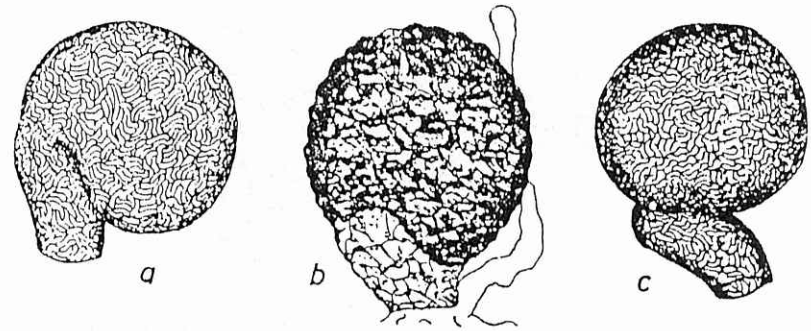


Abb. 43: a. *Lesquereusia spiralis*, b. *Lesquereusia modesta*, c. *Lesquereusia epistomium*

- I. Pseudostom kragenförmig gewulstet. Schale grau, undurchsichtig:
N. griseola L 67–97 μ ; B 45–65 μ ; nasse Sphagnen (47 e)
 II. Pseudostomrand aus dicken Kieselschuppen. Schale grau, undurchsichtig:
N. vitraea Plättchen mit Eckenverstärkung, L 155–258 μ ; B 120–140 μ ; Gebirgsseen
N. dentistoma Plättchen ohne Eckenverstärkung, L 66–115 μ ; B 60–90 μ ; nasse Moose, Sphagnen (44 c)

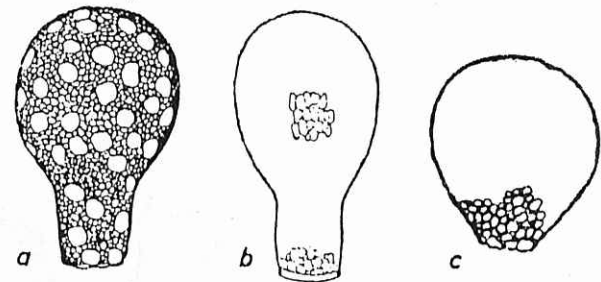


Abb. 44: a. *Nebela lageniformis*, b. *Nebela wailesi*, c. *Nebela dentistoma*

- III. Schale mit flaschenförmigem deutlich abgesetztem Hals:
N. lageniformis Mundlippe fehlt, L 119–131 μ ; nasse Moose und Sphagnen (44 a, 29)
N. wailesi Mundlippe kräftig entwickelt, L 75–100 μ ; trockenere Moose und Sphagnum (44 b)
 IV. Schale mit dickem Wulst am Seitenrand:
N. galeata längliche Schalenform, L 180–200 μ ; B 98–114 μ ; nasse und untergetauchte Moose und Sphagnen (45 c, 21)
 V. Schale mit lamellenartig dünnem Seitenkiel:
N. carinata mit breitem Seitenkiel, L 167–230 μ ; sehr nasse Sphagnen (45 b, 28)
N. marginata mit schmalen Seitenkiel, L 140–170 μ ; sehr nasse Sphagnen (45 a, 26)

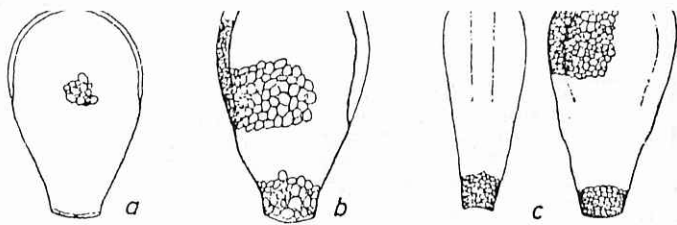


Abb. 45: a. *Nebela marginata*, b. *Nebela carinata*, c. *Nebela galeata*

VI. Schale ohne deutlichen Hals, ohne Kiel oder Wulst:

1. mit Poren:

N. tincta breitrund, wenig Struktur, L 76–92 μ ; feuchte Moose und Sphag-
nen (47 a, 23)

N. militaris Mund tief eingebuchtet, L 50–72 μ ; feuchte Moose und Sphag-
nen (47 b, c, 27)

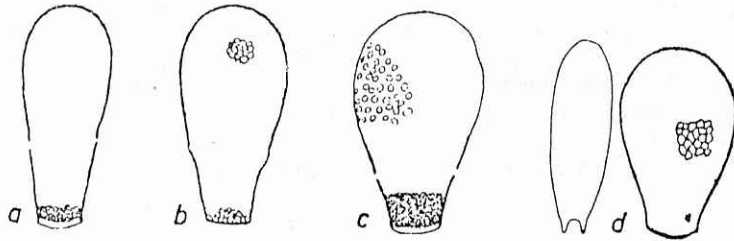


Abb. 46: a. *Nebela penardiana*, b. *Nebela speciosa*, c. *Nebela tubulosa*,
d. *Nebela collaris*

N. tubulosa Schale bauchig, L 190–215 μ ; submerse Moose und Sphag-
nen (46 c, 24)

N. speciosa Schale schlank, Mundlippe undeutlich, L 236–272 μ ; sehr nasse
Moose auf Mooren (46 b)

N. penardiana Mundlippe deutlich, L 140–175 μ ; sehr nasse Sphag-
nen (46 a)

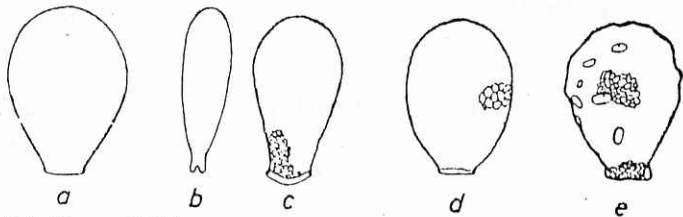


Abb. 47: a. *Nebela tincta*, b. *Nebela militaris* (Seitenansicht), c. *Nebela*
militaris, d. *Nebela parvula*, e. *Nebela griseola*

2. ohne Poren:

N. collaris Pseudostom vorgebogen, L 94–184 μ ; in Moosen und Sphag-
nen häufig (46 d)

N. parvula Pseudostom gerade, L 78–90 μ ; Sphag-
nen und Waldmoose
(47 d, 25)

1. Schale mit Xenosomen besetzt, halbkugelig oder eiförmig *Phryganella*
Ph. nidulus fast kugelig D 160–220 μ ; Sümpfe (48 a)
Ph. hemisphaerica halbkugelig D 35–67 μ ; Sphag-
nen, Moose (48 b)
Ph. paradoxa eiförmig L 20–42 μ ; Wasserpflanzen, nasse Moose (48 c)
- Schale chitinoide, ohne stärkeren Xenosomenbesatz 2

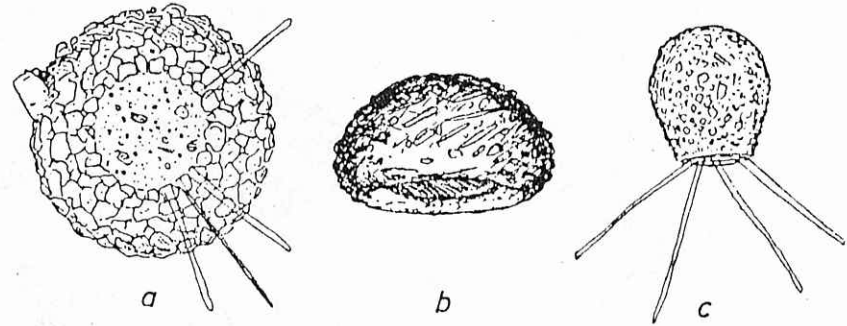


Abb. 48: a. *Phryganella nidulus*, b. *Phryganella hemisphaerica*, c. *Phryganella paradoxa*

2. Schale eiförmig oder kugelig, nicht zusammengedrückt, nur ausnahmsweise mit
kleinen Xenosomen besetzt *Diffugiella*
nur 1 Art: *D. apiculata* L 40 μ ; B 30 μ ; zwischen Algen

- Schale im Querschnitt nicht kreisrund, glatt chitinoide 3

3. Mundöffnung endständig *Cryptodiffugia*

C. sacculus birnenförmig L 20–30 μ ; untergetauchte Sphag-
nen (49 a)

C. compressa Schale zusammengedrückt, farblos, L 12–18 μ ; Wasserpflanzen

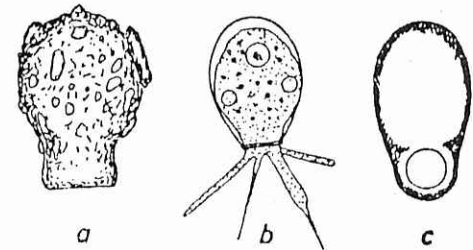


Abb. 49: a. *Cryptodiffugia sacculus*,
b. *Cryptodiffugia oviformis*, c. *Wailesella*
eboracensis

C. oviformis Schale eiförmig, gelb-braun, L 15–26 μ ; Wasserpflanzen, Sphag-
nen (49 b)

- Mundöffnung auf Ventralseite verlagert *Wailesella*
nur 1 Art: *W. eboracensis* L 24–28 μ ; nasse Moose und Sphag-
nen (49 c)

VIII. Euglyphidae

1. Mundöffnung nicht genau endständig, sondern unter- oder seitwärts verschoben 2
- Mundöffnung genau endständig 3

- 4 Grospletsch, Wechselstierchen

sich gegenseitig nicht bedeckend *Corythion*
C. dubium zusammengedrückt, Mund seitenständig. Moose, Sphagnen (50 a)
C. pulchellum wenig zusammengedrückt, Mund endständig. Moose, Sphagnen (50 b)
 - Mundöffnung weit ventralwärts verlagert. Schalenplättchen rund, sich gegenseitig bedeckend *Trinema*
T. lineare schmal-elliptisch L 21–45 μ ; B 10–21 μ ; Moose, Sphagnen
T. enchelys breit-elliptisch L 45–125 μ ; B 23–29 μ ; Moose, Sphagnen (50 c, 39, 49)
T. complanatum Breite mehr als $\frac{1}{2}$ Länge, L 43–60 μ ; B 21–36 μ ; Moose, Sphagnen

3. Hinterende der Schale mit weit ausgezogener Spitze *Pareuglypha*
 nur 1 Art: *P. reticulata* L 60–80 μ ; Wasserpflanzen (51 d)
 - Schale ohne solche Spitze 4
 4. Mundöffnung mit kragenförmigem, schuppenfreiem Rand 5
 - Mundöffnung ohne Kragen 6
 5. Mundsaum glatt, ohne Zähnelung *Sphenoderia*
S. lenta Schale rund, kleine Plättchen, L 30–70 μ ; Moose, Sphagnen (51 c)
S. fissirostris Schale eiförmig, große Plättchen, L 28–34 μ ; nasse Sphagnen und Moose (51 b)
 - Mundsaum gezähnt *Tracheleuglypha*
 nur 1 Art: *T. dentata* L 44–66 μ ; Wasserpflanzen, nasse Moose und Sphagnen (51 a)

6. Mundsaum mit spitzen Schuppen besetzt oder selbst gezähnt 7
 - Mundrand mit ganzrandigen Mundplättchen. Schale komprimiert *Placocista*
P. spinosa Schale mit paarweisen Dornen, L 100–155 μ ; nasses Sphagnum (52 c, 46)
P. lens Schale ohne Dornen, L 65–75 μ ; Seen (52 d)

7. Mundsaum gezähnt. Schale stark komprimiert, meist bräunlich gefärbt. Keine Stacheln vorhanden *Assulina*
A. muscorum Schale meist braun, L 35–60 μ ; Moose und Sphagnen häufig (52 a)
A. seminulum Schale farblos bis braun, L 65–105 μ ; Moose und Sphagnen häufig (52 b, 32)

- Mundöffnung mit gezähnelten Schuppen besetzt. Schale rund oder mäßig komprimiert, häufig mit Stacheln besetzt *Euglypha*
 a) Schale im Querschnitt rund, Mund rund
E. acanthophora breit-elliptisch, meist ohne Stacheln, L 60–100 μ ; nasse Moose, Wasserpflanzen (53 e)
E. filifera einige lange Stacheln am Schalenrand, L 55–70 μ ; Sphagnen, Moose, Wasserpflanzen (53 d)
E. cristata Schalenspitze mit 3–8 Stacheln, L 33–80 μ ; Sphagnen (53 f)

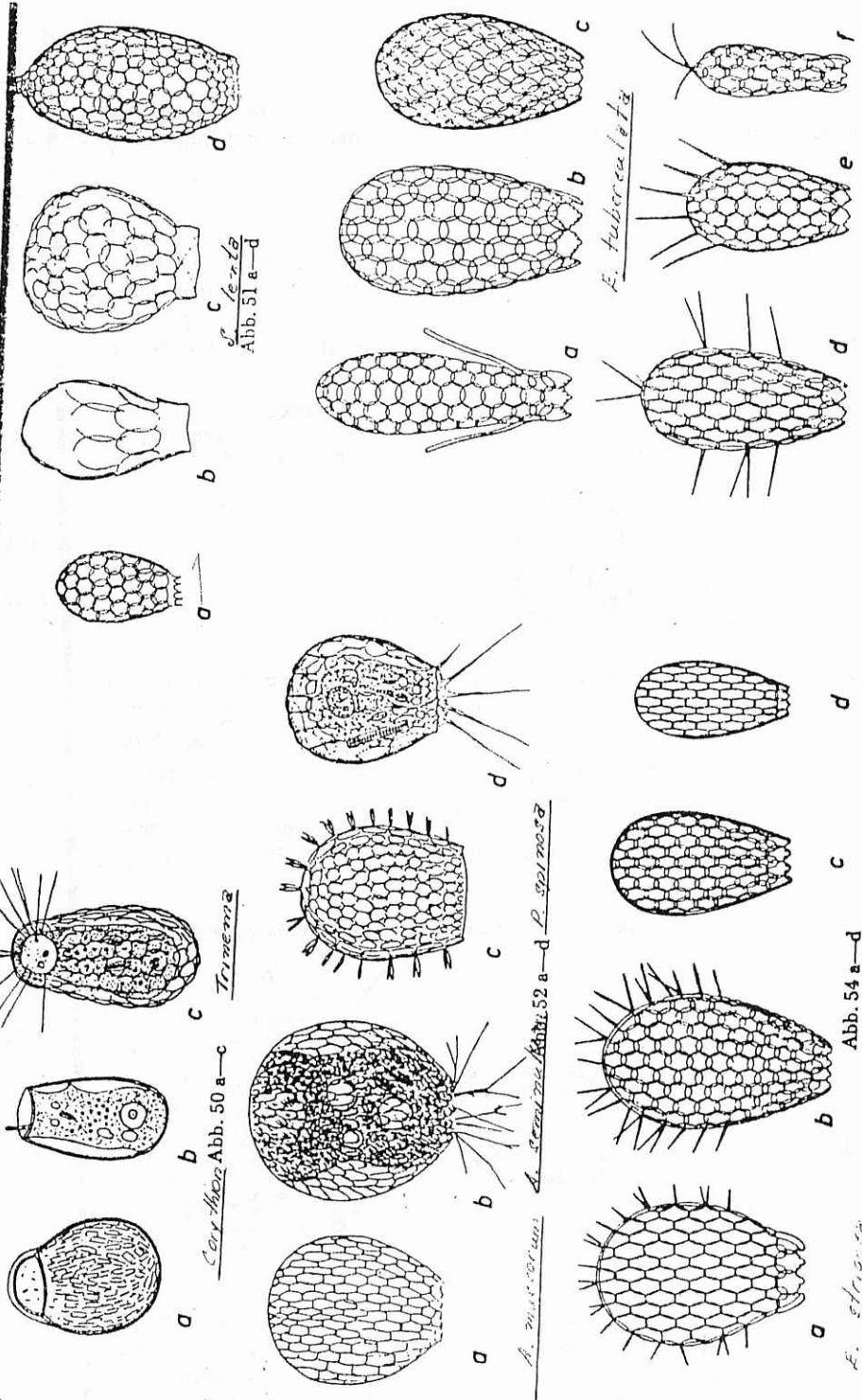


Abb. 50: a. *Corythion dubium*, b. *Corythion pulchellum*, c. *Trinema enchelys*. Abb. 51: a. *Tracheleuglypha dentata*, b. *Sphenoderia fissirostris*, c. *Sphenoderia lenta*, d. *Pareuglypha reticulata*. Abb. 52: a. *Assulina muscorum*, b. *Assulina seminulum*, c. *Placocista spinosa*, d. *Placocista lens*. Abb. 53: a. *Euglypha brachiata*, b. *Euglypha tuberculata*, c. *Euglypha strigosa*, d. *Euglypha filifera*, e. *Euglypha acanthophora*, f. *Euglypha cristata*. Abb. 54: a. *Euglypha strigosa*, b. *Euglypha compressa*, c. *Euglypha laevis*, d. *Euglypha rotunda*

Abb. 53 a–f

E. schmidtii

Abb. 54 a–d

E. strigosa

50 *Planorbulina alveolata*

- E. brachiata* mehrere lange Stacheln am Hals, schildförmige Schuppen, L 105 bis 120 μ ; sehr nasses Sphagnum (53 a)
E. aspera rauhe Schale, schildförmige Schuppen, L 135–170 μ ; Seen
E. scutigera glatte Schale, 2 Reihen Mundplättchen ohne Stacheln, L 77 bis 88 μ ; Wasserpflanzen (53 c)
E. tuberculata ohne Stacheln, L 45–100 μ ; verbreitet (53 b)
 b) Schale zusammengedrückt, Mund rund
E. strigosa verdickte Mundplättchen, L 50–85 μ ; Moose (54 a)
E. rotunda dünne Mundplättchen, klein, L 22–52 μ ; nasse Moose (54 d)
 c) Schale zusammengedrückt, breit elliptisch, Mund oval
E. laevis ohne Stacheln, L 30–60 μ ; Sphagnen, Moose (54 c)
E. ciliata mit zahlreichen kurzen Stacheln, L 60–100 μ ; nasses Sphagnum, Moose, Wasserpflanzen (50)
E. compressa seitlich stark zusammengedrückt, L 70–130 μ ; Sphagnen, Wasserpflanzen (54 b)

IX. Cyphoderiidae

1. Pseudostom bei Lebendbeobachtung mit tellerartigem Kragen. Schalenquerschnitt dreieckig oder abgerundet. Oberfläche mit unregelmäßigen, bisweilen runden Plättchen besetzt *Campascus*
C. triqueter L 90–120 μ ; Seen (55 d)
C. minutus L 50–60 μ ; Seen (55 e)
 - Pseudostom ohne Kragen. Schale im Querschnitt rund. Oberfläche mit kleinen runden oder elliptischen Plättchen besetzt *Cyphoderia*
C. ampulla abgerundetes Schalenende, L 100–180 μ ; Seen (55 a, 30, 31)
C. laevis abgerundetes Schalenende, L 30–50 μ ; Seen (55 b)
C. trochus Schalenende zugespitzt, L 110 μ ; Seen (55 c, 47)

X. Paulinellidae

- nur 1 Gattung mit 1 Art *Paulinella chromatophora*, L 20–30 μ ; Wasserpflanzen (57 a)

XI. Amphitremidae

- nur 1 Gattung *Amphitrema*
 (Manche Autoren haben *A. flavum* als selbständige Gattung *Ditrema* abgetrennt.)
A. flavum Schale zylindrisch ohne Xenosomen. Hals fehlt. L 50–75 μ ; sehr nasse Sphagnen (56 a, 43, 45)
A. wrightianum Schale mit Xenosomen. Mund mit Hals. L 60–70 μ ; sehr nasse Sphagnen (56 c, 44)
A. stenostoma Schale mit Xenosomen. Mund ohne Hals. L 45–65 μ ; sehr nasse Sphagnen (56 b)

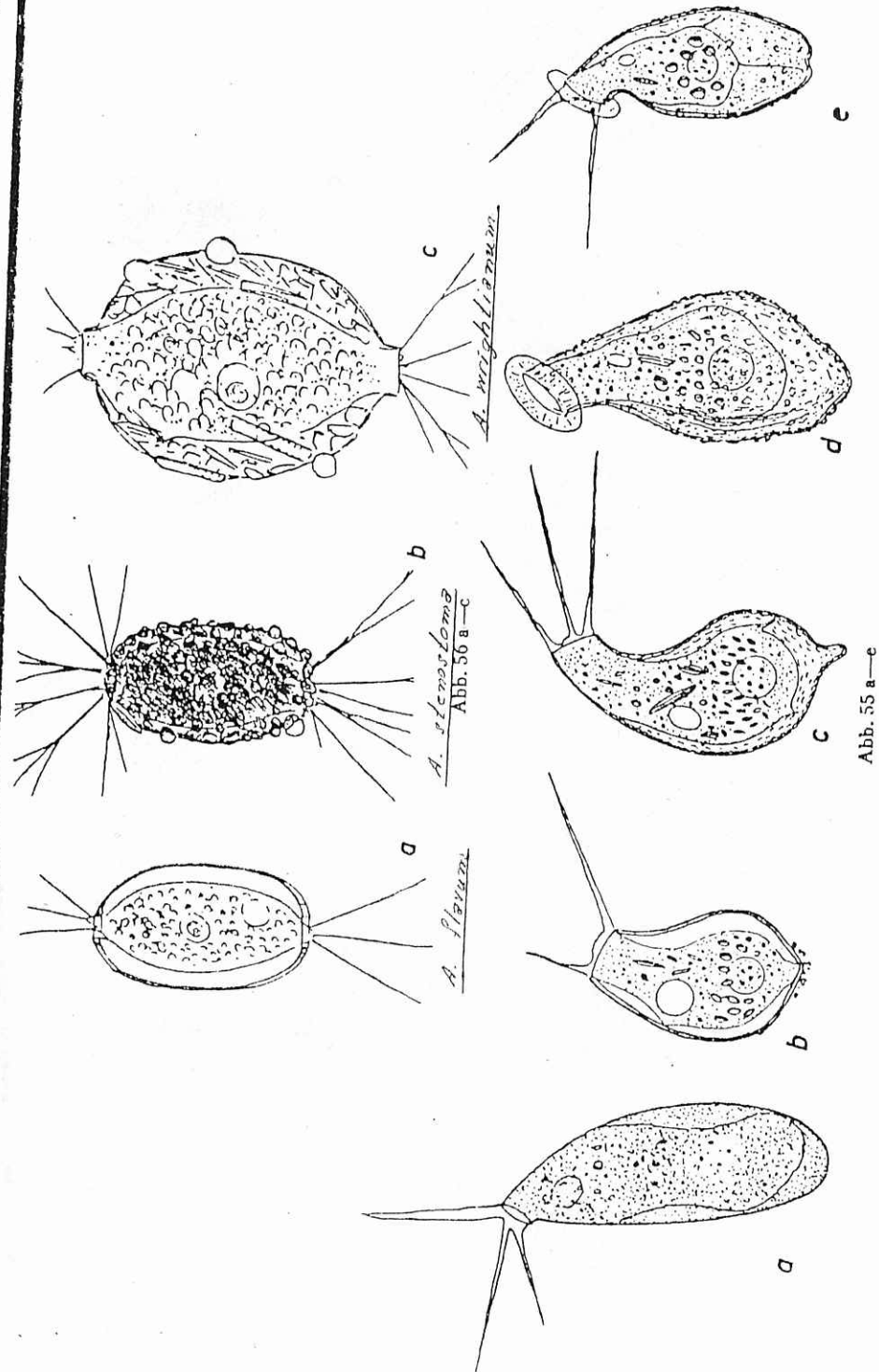


Abb. 55 a–e

Abb. 55: a. *Cyphoderia ampulla*, b. *Cyphoderia laevis*, c. *Cyphoderia trochus*, d. *Campascus triqueter*, e. *Campascus minutus*. Abb. 56: a. *Amphitrema flavum*, b. *Amphitrema stenostoma*, c. *Amphitrema wrightianum*

XII. Gromiidae

1. Schale aus 2 Schichten bestehend, deren äußere von stäbchenartiger radialer Struktur ist *Gromia*
G. fluvialis breit oval, L 100 μ ; Seen
 - Schalenstruktur anders 2
2. Schale fest, homogen mit Fremdkörpern oder dreieckigen Plättchen besetzt 3
 - Schale fest oder biegsam, glatt, mit Stäbchen oder gepunktet 8
3. Schale halbkugelig, hyalin, mit offener Unterseite *Frenzelina*
F. reniformis L 26–30 μ ; Seen (57 b)
 - Schale kugelig oder ei- bis birnenförmig 4
4. Mundöffnung elliptisch mit hyalinem Kragen *Nadinella*
 nur 1 Art: *N. tenella* Seen (57 c)
 - Mundöffnung ohne Kragen 5
5. Mundöffnung spaltenförmig 6
 - Mundöffnung rund oder elliptisch 7
6. Pseudostom gerade Spalte bildend, nicht eingesenkt.
 Schale seitlich zusammengedrückt *Clypeolina*
 nur 1 Art: *C. marginata* mit breitem Kiel, L 80–140 μ ; Seen (57 d)
 - Pseudostom spaltenförmig, aber eingesenkt. Schale eiförmig, hyalin *Capsellina*
C. bryorum L 35–40 μ ; Moose
7. Schalenform an *Diffugia* erinnernd *Pseudodiffugia*
P. archeri Schale dicht mit Xenosomen, L 80–100 μ ; Wasserpflanzen. Seen
P. fascicularis. An Mundöffnung Bündel von Xenosomen, L 30–40 μ ; Schlamm,
 Wasserpflanzen (58 b)
P. gracilis wenig Xenosomen, L 35–50 μ ; Schlamm (58 a)
 - Schale kugelig, mit dreieckigen Plättchen bedeckt.
 Mund rund, klein *Eugenia*
8. Plasma ohne Phaeosomen 9
 - Plasma mit Phaeosomen 10
9. Schale mit kleinen Xenosomen oder Härchen bedeckt *Diaphoropodon*
 - Schale seitlich komprimiert, fein gepunktet, nur selten Xenosomen *Plagiophrys*
 nur 1 Art: *P. parvipunctata* L 50 μ
10. Phaeosomen im ganzen Plasma verteilt *Lecythium*
 - Phaeosomen aequatorial stark angereichert *Chlamydohrys*
 Kleine Formen L 15–40 μ

XIII. Allogromiidae

1. Pseudostomstiel in der Längsachse der Zelle oder fehlend 2
 - Pseudostomstiel asymmetrisch 4
2. Pseudostomstiel vorhanden, evtl. von einer hyalinen Einsenkung umgeben 3
 - Pseudostom fehlend. Pseudopodien an Schalenmündung entspringend *Pleurophrys*
P. sphaerica L 30–50 μ (59 d).

Abb. 57: a. *Paulinella chromatophora*, b. *Frenzelina reniformis*, c. *Nadinella tenella*, d. *Clypeolina marginata*. Abb. 58: a. *Pseudodiffugia gracilis*, b. *Pseudodiffugia fascicularis*. Abb. 59: a. *Diplogromia gemma*, b. *Lieberkühnia paludosa*, c. *Allogromia fluviatilis*, d. *Pleurophrys sphaerica*

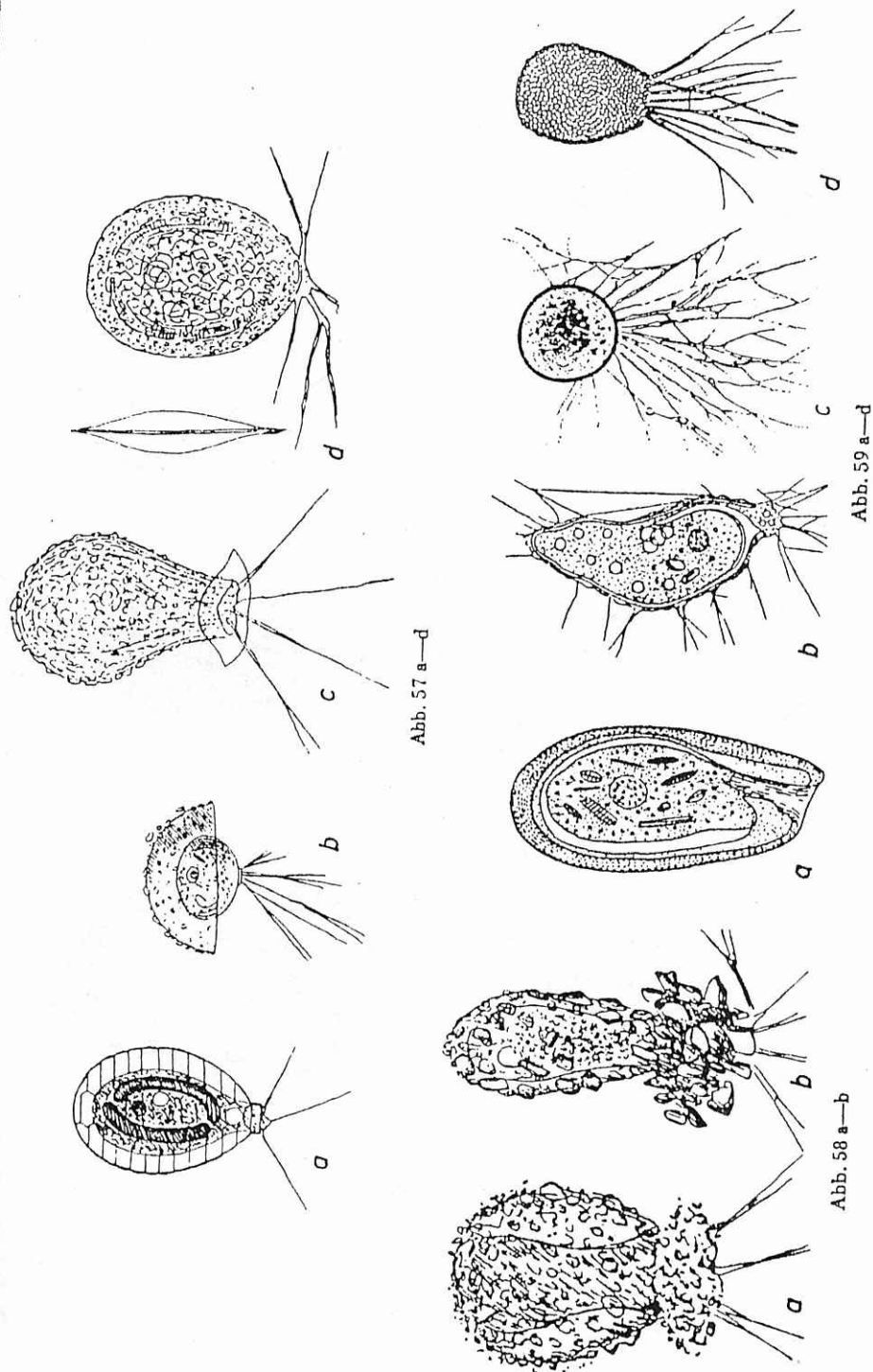


Abb. 57 a—d

Abb. 59 a—d

Abb. 58 a—b

- P. elegantula* L 30–100 μ ; humoser Schlamm, Teiche
 - Pseudostom nur aus einfachem Loch bestehend *Allogromia*
A. fluviatilis L 50–250 μ (59 c)
 4. Schale chitinoïd, biegsam. Pseudostom mit seitlichem Septum *Lieberkühnia*
L. paludosa L 150–400 μ (59 b)
 - Schale starr 5

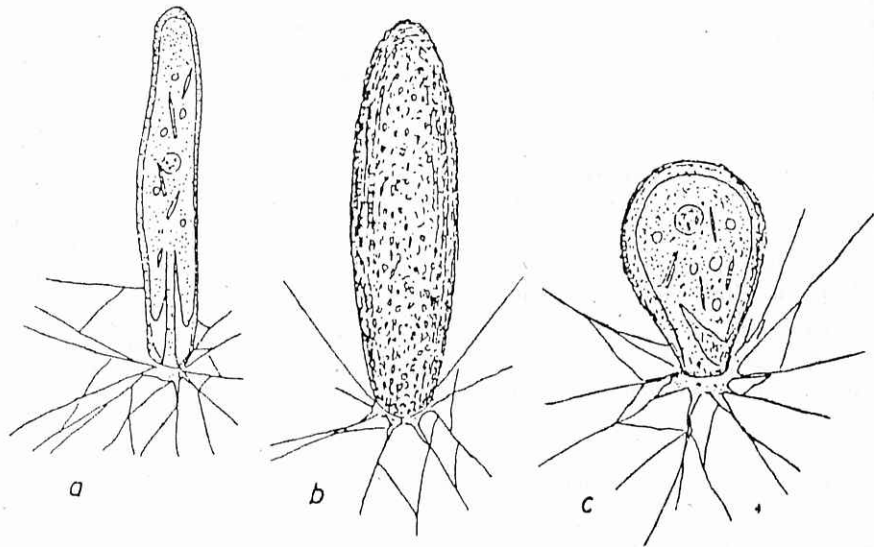


Abb. 60: a. *Allelogromia linearis*, b. *Allelogromia squamosa*, c. *Allelogromia brunneri*

5. Schale eiförmig, asymmetrisch, sehr dick, aus 2 Schichten bestehend *Diplogromia*
 nur 1 Art: *D. gemma* L 200–600 μ ; Seen (59 a)
 - Schalenform wechselnd, stets symmetrisch. Schale meist dünn *Allelogromia*
A. brunneri L 60–250 μ ; Seetiefe (60 c, 40)
A. squamosa L 100–800 μ ; Seetiefe (60 b, 33)
A. nigricans L 220–260 μ ; Schlamm, Wasserpflanzen
A. linearis L 220–330 μ ; Seeufer (60 a)

XIV. Microgromiidae

1. Schale mit Septum 2
 - Schale ohne Septum 3
 2. Septum asymmetrisch *Microgromia*
 - Septum symmetrisch *Belaria*
 nur 1 Art: *B. bicorpor* L 11–16 μ ;
 3. Nur 1 kontraktile Vakuole *Apogromia*
 - Mehrere periphere kontraktile Vakuolen *Heterogromia*
 nur 1 Art: *H. intermedia* L 10–11 μ .

XV. Microcometesidae

1. Schale abgerundet oder vieleckig mit 3–5 Öffnungen *Microcometes*
M. paludosa D 7–22 μ ;
 - Schale nur mit 2 Öffnungen 2
 2. Schale unregelmäßig kugelförmig oder eckig *Pseudoditrema*
P. microus L 10–14 μ ; Teiche
 - Schale gleichmäßig kugelig, hyalin, ohne Fremdkörper *Diplophrys*
D. archeri L 12–20 μ ; Schlamm, Wasserpflanzen.

System der HELIOZOA

Die Ordnung der Heliozoen stellt durchaus keine einheitliche Gruppe dar, deren systematische Zusammenhänge vollkommen geklärt sind. Ihre Klassifikation entbehrt weitgehend der natürlichen Grundlage, eine Tatsache, die schon verschiedentlich zur Neubearbeitung der Systematik Anlaß gegeben hat. Die übliche Aufteilung in vier Unterordnungen (Aphrothoraka, Chlamydophora, Chalarothoraka und Desmothoraka), die sich auf die Hüll- und Skelettbildung stützt, wurde mehrfach umgeändert. Nach der Auffassung von Valkanow (1940) ist eine Unterteilung der eigentlichen Heliozoen in zwei Unterordnungen (Actinophrydia und Centroheliidia) angebracht, wobei das Vorhandensein eines Zentralkorns eine Rolle spielt, während andere, bisher zu den Heliozoen gestellte, Gruppen ausgeschieden werden. Bei der folgenden Bestimmungstabelle wurde aus Gründen der Übersichtlichkeit von einer Aufgliederung in Unterordnungen abgesehen. Jedoch erscheint es angebracht, hier kurz eine Übersicht über die zu den eigentlichen Heliozoen gehörenden Gattungen zu geben, die im Süßwasser vorkommen:

- I. *Actinophrydia* (Axialfäden inserieren am Kern oder endigen frei an der Grenze zwischen Ekto- und Entoplasma).
 1. Gattung *Actinophrys*
 2. Gattung *Actinosphaerium*.
- II. *Centroheliidia* (Die Axialfäden inserieren an dem Zentralkorn).
 1. Gattung *Astrodisculus*
 2. Gattung *Heterophrys*
 3. Gattung *Lithocolla*
 4. Gattung *Acanthocystis*
 5. Gattung *Pinaciophora*
 6. Gattung *Pinaciocystis*
 7. Gattung *Pompholyxophrys*
 8. Gattung *Raphidiophrys*
 9. Gattung *Raphidocystis*.

Weiterhin sind in der Bestimmungstabelle einige Gattungen enthalten, die zu den Desmothoraka gehören, einer Gruppe, die von zahlreichen Autoren zu den eigentlichen Heliozoen gerechnet wird, während Valkanow sie zu den Granoreticulosa gestellt sehen möchte.

1. Körper nackt oder mit Schleimhülle versehen 4
 - Körper mit chitinoide, durchlöcherter Kapsel umgeben, die oft deutlich gestielt ist 2
2. Schale ungestielt, mit kleinen Löchern versehen. Exzentrische Lage des Kernes *Choanocystis* 3
 - Schale deutlich gestielt 3
3. Schale farblos, von polygonaler Form, mit vielen kleinen Öffnungen zum Durchtritt der Pseudopodien. Stiel massiv und kurz *Hedriocystis*
 - Schale gelb oder bräunlich, ± kugelig, mit großen Öffnungen. Stiel hohl und ziemlich lang *Clathrulina*
4. Plasma nackt. Achsenfäden der Axopodien nicht an einem Zentralkorn endigend 5
 - Plasma mit Schleimhülle und evtl. Skelettbildungen. Achsenfäden der Axopodien an einem Zentralkorn endigend 6
5. Nur 1 zentraler Kern vorhanden *Actinophrys*
 - Zahlreiche, im Plasma verteilte Kerne vorhanden *Actinosphaerium*
6. Körper mit dicker Schleimhülle, ohne Skelettelemente; Scheidung von Mark- und Rindenschicht undeutlich *Astrodisculus*
 - Körperhülle mit Skelettelementen 7
7. Plasmatische Hülle ± schleimig, in die die Skelettelemente lose eingebettet sind 8
 - Körperhülle mit tangentialen, dicht gelagerten Skelettelementen, die miteinander verkittet sind 10
8. Skelettelemente chitinartig, tangential angeordnet und sich gegenseitig fast berührend *Heterophrys*
 - Skelettelemente kieselig 9
9. Skelettelemente meist spindelförmig und an der Basis der Axopodien heraufsteigend *Raphidiophrys*
 - Skelettelemente von sehr verschiedener Form *Raphidocystis*
10. Hülle mit zwei verschiedenen kieseligen Skelettelementen: tangentialen Schuppen und radiären Stacheln *Acanthocystis*
 - Nur eine Art von Skelettelementen vorhanden 11
11. Kiesel-elemente endogener Herkunft, mit regelmäßiger Form 12
 - Kiesel-elemente fremder Herkunft, von unregelmäßiger Gestalt 13
12. Hülle aus runden oder ovalen Schuppen bestehend *Pinaciophora*
 - Hülle aus hohlen, kugeligen Perlen gebildet *Pompholyxophrys*
13. Plasma mit großer gelber Ölkugel *Elaeorhanis*
 - Plasma ohne solche Ölkugel *Lithocolla*

Acanthocystis

1. Radiäre Nadeln am lebenden Tier nicht sichtbar 2
 - Radiäre Nadeln sichtbar 3
2. Durch Zoochlorellen grün gefärbt, Axopodien sehr fein. D: 12–20 µ; Kleingewässer *A. mimetica*

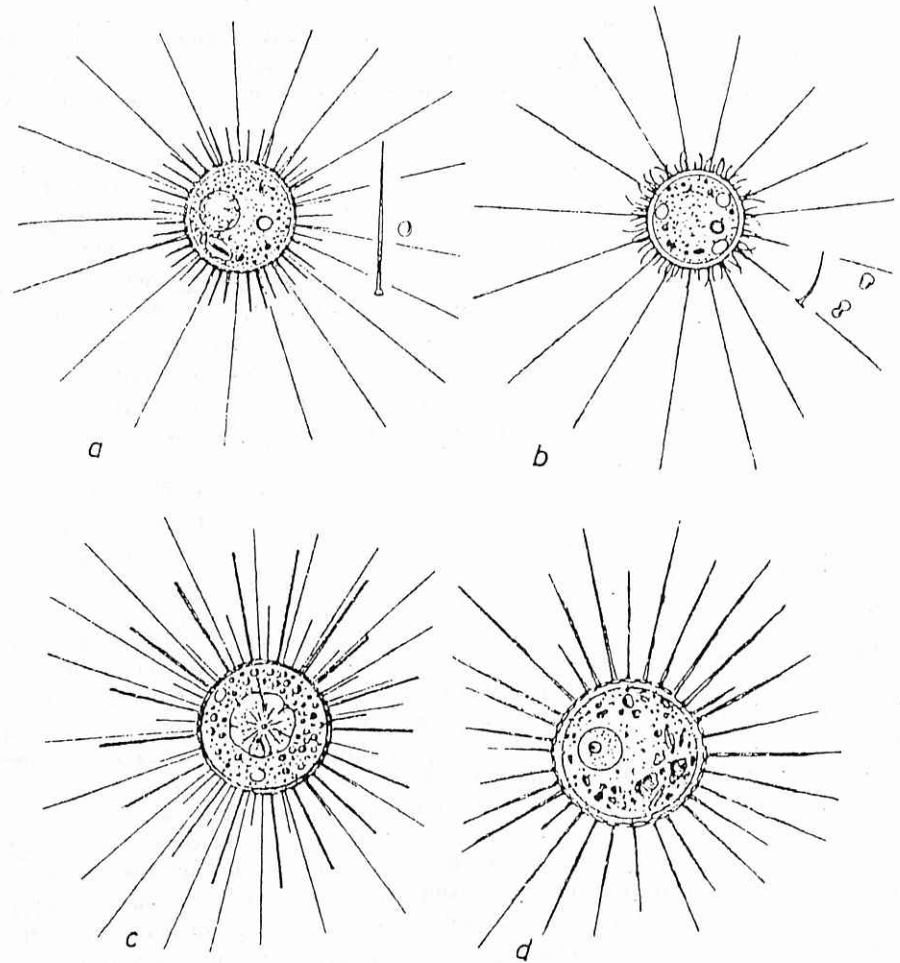


Abb. 61: a. *Acanthocystis lubibunda*, b. *Acanthocystis erinaceus*
c. *Acanthocystis spinifera*, d. *Acanthocystis rubella*

- Plasma rötlich gefärbt, Axopodien kurz und breit. D: 23–27 µ; Seeufer *A. rubella* (61 d)
- 3. Zwei verschiedene Arten radiärer Nadeln (lange und kurze) 4
 - Alle Nadeln gleich lang 5
- 4. Nadeln deutlich gegabelt; meist mit Zoochlorellen. D: 50–70 µ; Wasserpflanzen, Sphagnum *A. turfacea*
 - Nadeln ohne gabelförmige Spitze; ohne Zoochlorellen. D: 40–60 µ; Wasserpflanzen, Sümpfe *A. spinifera* (61 c)
- 5. Nadeln gebogen. D: 18–23 µ *A. erinaceus* (61 b)
 - Nadeln gerade 6
- 6. Nadeln zylindrisch, am Ende nicht zugespitzt 7
 - Nadeln zugespitzt 8

- Nadeln viel länger. Plasma bläulich. D: 40 μ *A. longiseta* (62 a)
- Nadeln viel länger. Plasma bläulich. D: 13 - 16 μ *A. pantipoda* (62 b)
- 8. Nadeln unten mit rundem Kopf. D: 28 - 35 μ *A. lubibunda* (61 a)
- Nadeln unten zu flachem Kopf erweitert 9
- 9. Nadeln fein, Plasma bläulich. D: 15 - 20 μ *A. myriospina* (62 c)
- Nadeln dornenförmig, kräftig. D: 35 - 45 μ ; Wasserpflanzen *A. aculeata*

Actinophrys

Kugelige Gestalt. Pseudopodien nach allen Seiten ausstrahlend. 1 zentraler Kern, bis zu dessen Rand die Achsenfäden reichen.

- 1. Vakuolen der Rindenschicht entlang der Pseudopodien über die Oberfläche herausragend. D: 25 - 30 μ ; Sümpfe *A. vesiculata* (63 a)
- Vakuolen nicht vorstehend. Lediglich pulsierende Vakuole stark ausbuchtend. Axopodien dünn und sehr lang. D: 30 - 50 (120) μ ; zwischen Wasserpflanzen, in Sphagnum und Kleingewässern häufig *A. sol* (63 b)

Actinosphaerium

Kugelige Form, Rindenschicht mit \pm regelmäßig angeordneten Vakuolen. Achsenfäden der Pseudopodien wenig über Ektoplasma herausragend. Zahlreiche Kerne.

- 1. Große Form D: 200 - 300 μ ; sehr zahlreiche Kerne (bis 300) und große Axopodien, ziemlich kurz. Wasserpflanzen, Schlamm, Plankton *A. eichhorni* (64 a)
- Kleine Form 70 - 80 μ ; Kerne weniger zahlreich. Axopodien sehr lang (bis 4-facher D) *A. arachnoideum* (64 b)

Astrodisculus

- 1. Schleimhülle am Rand mit zahlreichen Zacken versehen. D: 42 μ ; See *A. laciniatus* (65 b)
- Schleimhülle glatt, ohne Zacken. 1 exzentrischer Kern. D: 25 - 30 μ *A. radians* (65 a)

Choanocystis

nur 1 Art: *Ch. lepidula*; mit trichterförmigen Fortsätzen. D: 13 μ (66 d).

Clathrulina

- 1. Hüllkugel mit sehr großen Löchern versehen. Umriß rund oder polygonal. D: 60 - 90 μ ; kleine Gewässer, Sümpfe *C. elegans* (66 c)
- Hüllkugel mit kleinen Löchern, so daß breite chitinige Streifen erkennbar sind. D: 26 - 33 μ ; Kleingewässer *C. cienkowskii*

Abb. 62: a. *Acanthocystis longiseta*, b. *Acanthocystis pantipoda*, c. *Acanthocystis myriospina*.
Abb. 63: a. *Actinophrys vesiculata*, b. *Actinophrys sol*

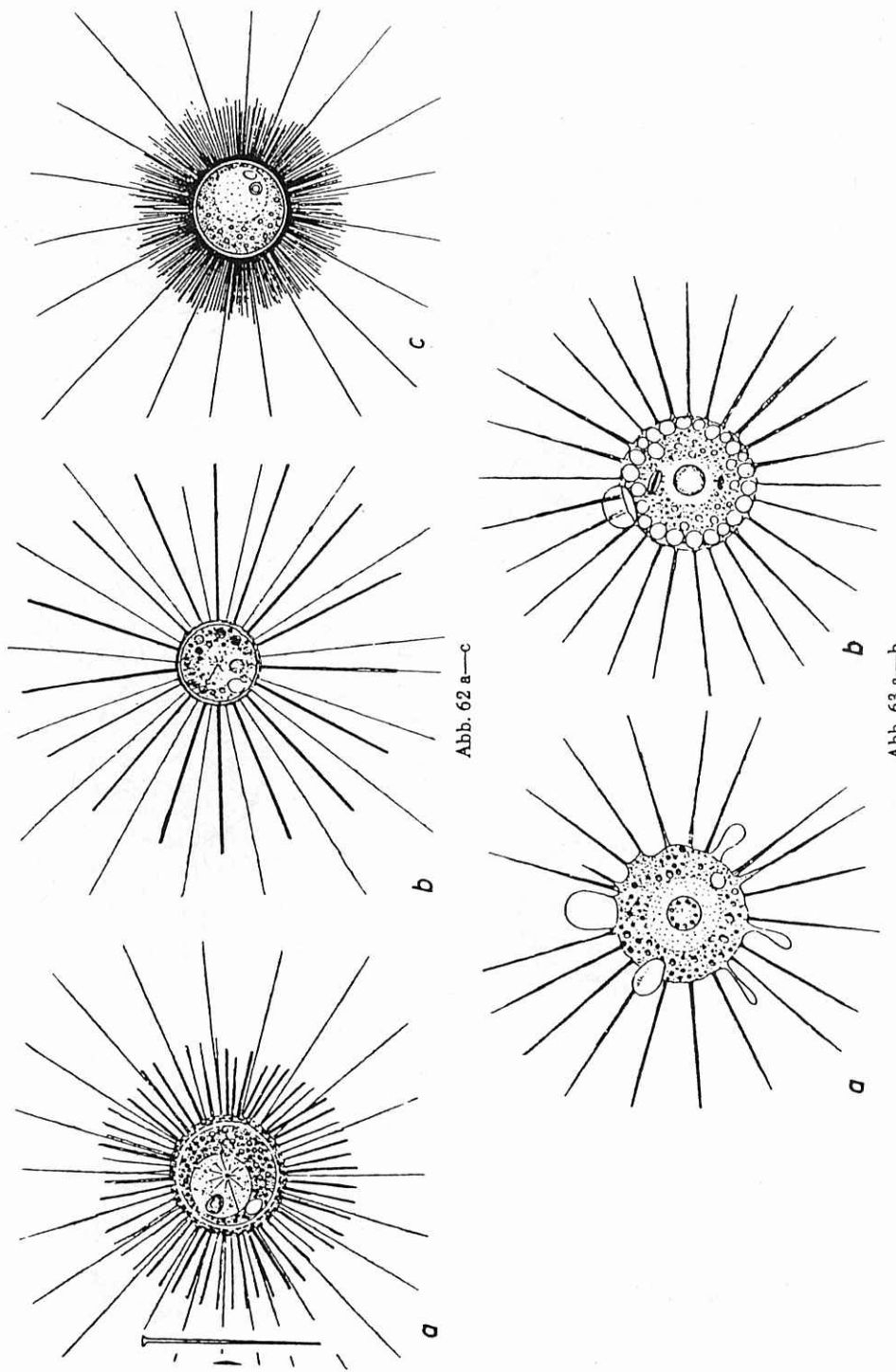


Abb. 62 a-c

Abb. 63 a-b

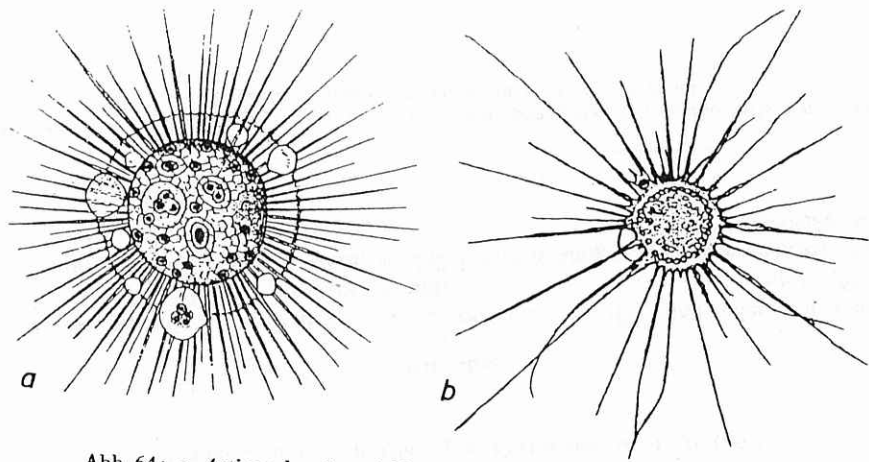


Abb. 64: a. *Actinosphaerium eichhorni*, b. *Actinosphaerium arachnoideum*

Elaeorhanis

nur 1 Art: *E. cincta*. Hülle aus Diatomeen und Kieseln aufgebaut. D: 50–60 μ ; zwischen Wasserpflanzen (65 c).

Hedriocystis

- 1. Kapsel deutlich polygonal mit abgerundeten Ecken. D: 20–25 μ ; Sumpf
H. pellucida (66 a)
- Kapsel sehr zart mit polygonalem Rippenwerk. D: 25 μ ; Sumpf
H. reticulata (66 b)

Heterophrys

- 1. Schleimhülle nur gering entwickelt oder nicht wahrnehmbar; sehr lange Axopodien. D: 11–15 μ *H. glabrescens* (67 a)
- Schleimhülle dicker 2
- 2. Außenrand der Schleimhülle fein gefranst 3
- Außenrand der Schleimhülle nicht gefranst 4
- 3. Plasma ohne Zoochlorellen, Axopodien zahlreich. D: 53 μ *H. radiata*
- Plasma mit Zoochlorellen. Axopodien in geringer Zahl. D: 60 μ *H. viridis*
- 4. Kontraktile Vakuolen fehlen; stets zahlreiche Zoochlorellen. D: 65–80 μ ; Seeufer, Wasserpflanzen *H. myriopoda* (67 b)
- Kontraktile Vakuolen vorhanden. Kleine Form. D: 35 μ *H. fockei* (67 c)

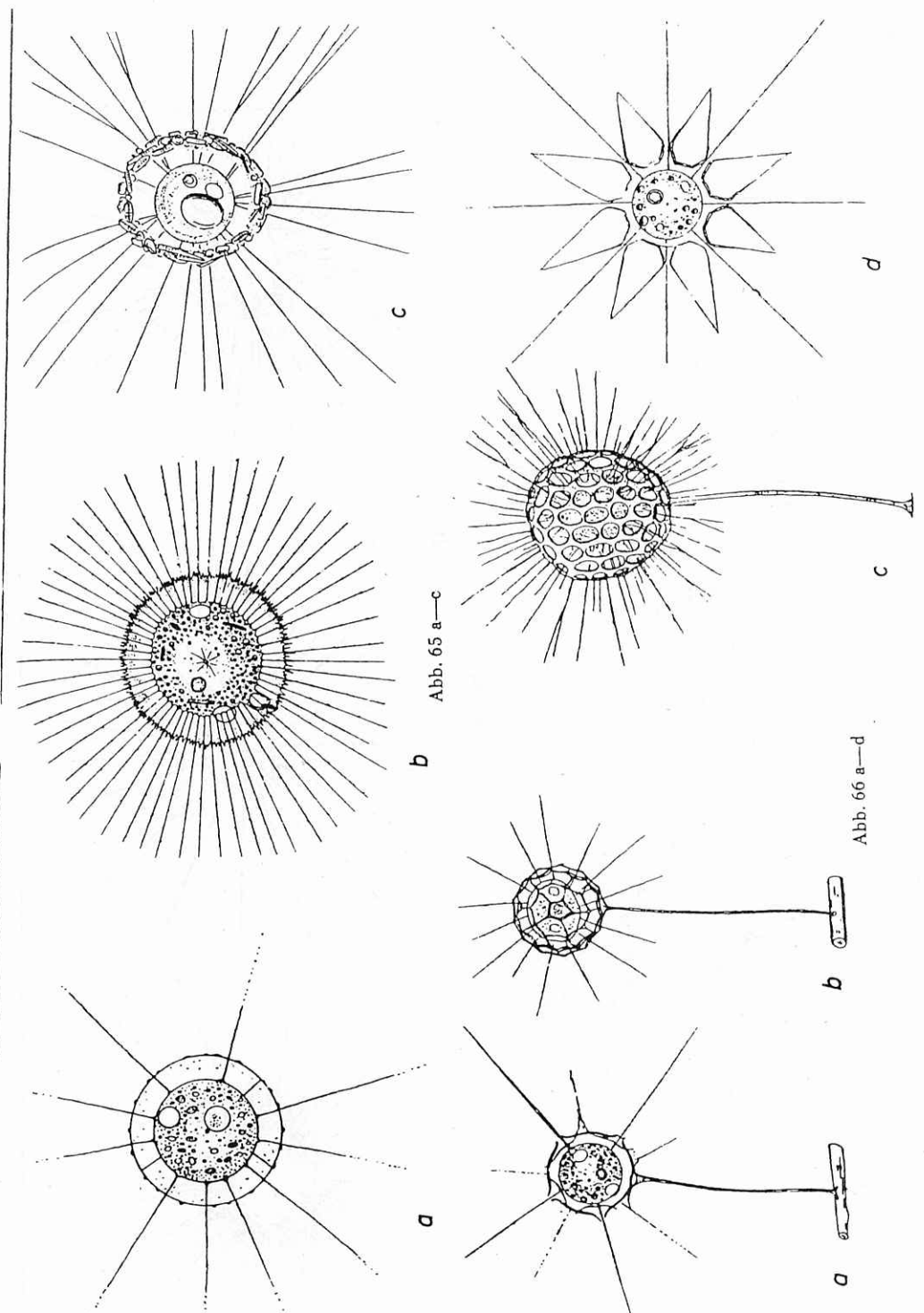
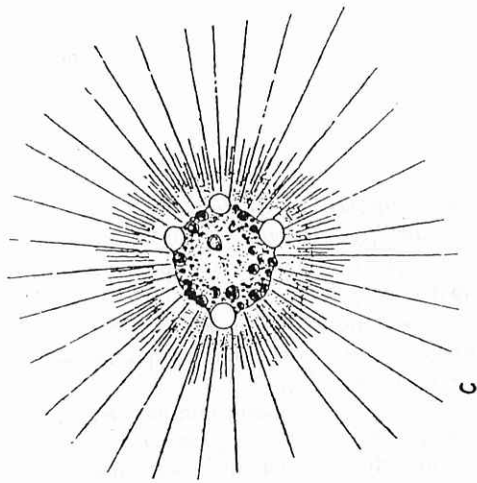
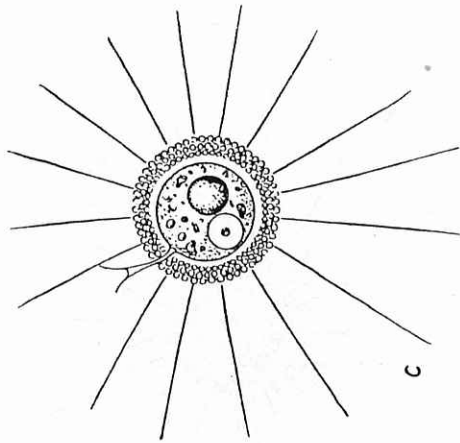


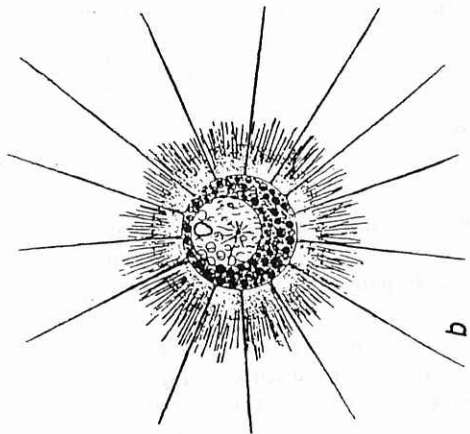
Abb. 65: a. *Astrodisculus radians*, b. *Astrodisculus laciniatus*, c. *Elaeorhanis cincta*. Abb. 66: a. *Hedriocystis pellucida*, b. *Hedriocystis reticulata*, c. *Clathrulina elegans*, d. *Choanocystis lepidula*



c

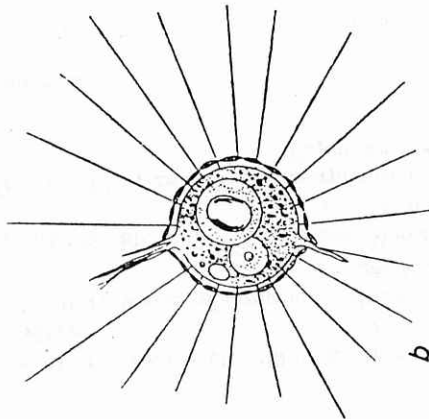


c



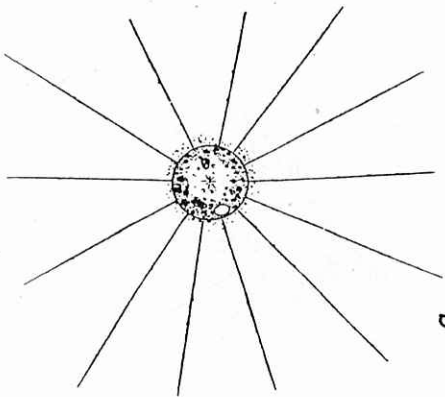
b

Abb. 67 a—c

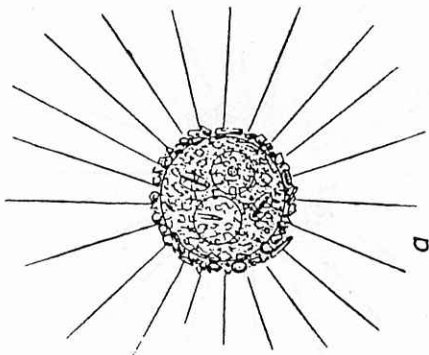


b

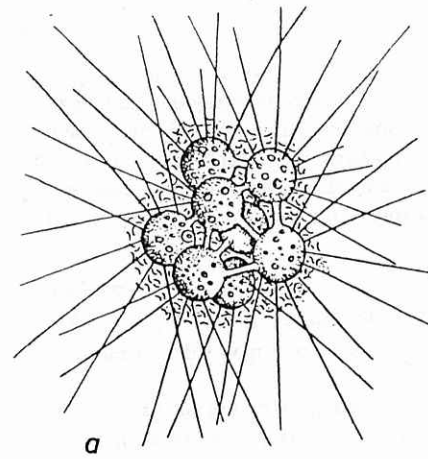
Abb. 68 a—c



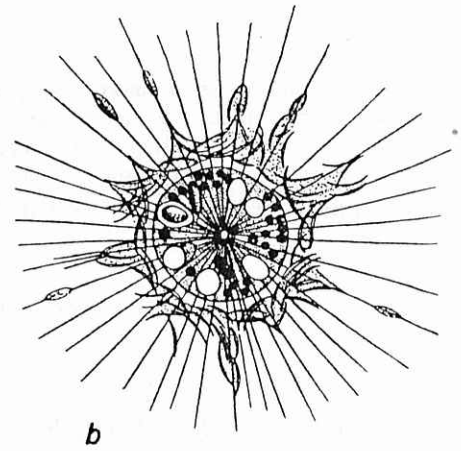
a



a



a



b

Abb. 69: a. *Raphidiophrys elegans*, b. *Raphidiophrys pallida*

Lithocolla

1. Hülle sehr dünn, membranartig; Plasma gelblich. D: 18 μ ; Seeufer *L. flavescens*
 - Hülle dick, mit größeren Fremdkörpern 2
2. Große Form mit rötlich gefärbtem Plasma. D: 35–45 μ ; Seen *L. globosa* (68 a)
 - Kleine Form mit größeren Fremdkörpern. D: 15–30 μ ; Seen . . . *L. apsteini*

Pinaciophora

nur 1 Art: *P. fluviatilis*. Entoplasma rotbraun. D: 45–50 μ (68 b).

Pompholyxophrys

1. Kieselperlen der Hüllschicht rund 2
 - Kieselperlen eiförmig. D: 26 μ ; Sümpfe *P. ovuligera*
2. Kieselkugeln äußerst klein und in mehreren Lagen. D: 30–40 μ ; Sümpfe
P. exigua
 - Kieselkugeln größer (2–4 μ), in 3 Lagen angeordnet. D: 25–30 μ ; Teiche und
 Sümpfe *P. punicea* (68 c)

Raphidiophrys

1. Koloniebildende Formen 2
 - Nicht koloniebildende Formen 3

Abb. 67: a. *Heterophrys glabrescens*, b. *Heterophrys myriopoda*, c. *Heterophrys fockei* Abb. 68:
 a. *Lithocolla globosa*, b. *Pinaciophora fluviatilis*, c. *Pompholyxophrys punicea*

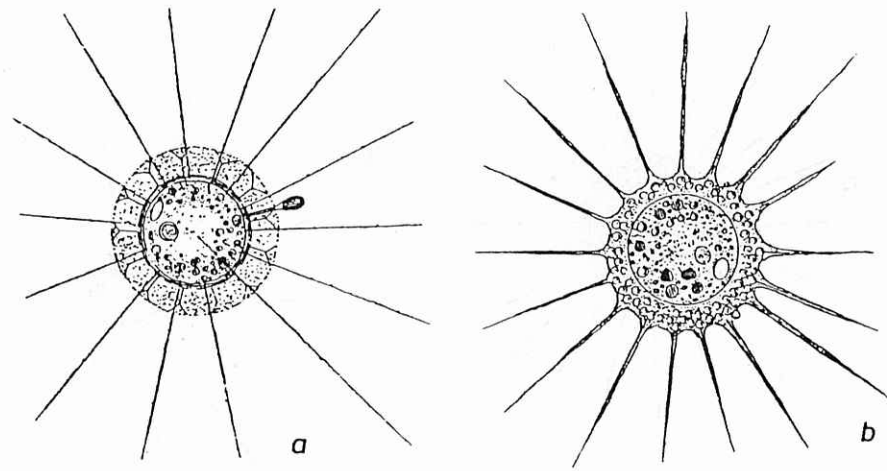
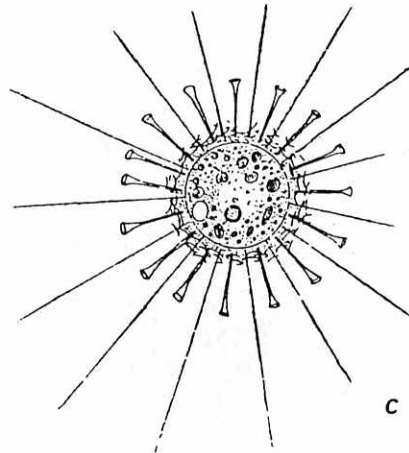


Abb. 70: a. *Raphidocystis glutinosa*, b. *Raphidocystis stellata*, c. *Raphidocystis tubifera*

2. Kolonien dicht. Zoochlorellen vorhanden. D: Individuen 60–90 μ , Kolonien 150 bis 190 μ ; Schlamm in Sümpfen und Gräben *R. viridis*
– Kolonien locker. Zoochlorellen fehlen. D: 30 μ ; Wasserpflanzen und Schlamm *R. elegans* (69 a)
3. Kieselemente gerade und sehr klein, fast unsichtbar. D: 13 μ ; nasse Moose in der Spritzzone *R. bruni*
– Kieselemente gekrümmt und lang. D: 56–70 μ ; zwischen Wasserpflanzen *R. pallida* (69 b)

Raphidocystis

1. Kieselemente gleichartig nadelförmig. D: 15–22 μ *R. simplex*
– Kieselemente aus 2 verschiedenen Sorten 2
2. Kieselemente klein und trichterförmig, andere lange Röhren. D: 18 bis 25 μ ; Seen *L. lemani*
– Kieselemente gabelförmig, andere von wechselnder Form. D: 12 μ ; Gräben und Sümpfe *R. glutinosa* (70 a)
– Kieselemente röhrenförmig, andere sichelförmig. D: 18 μ ; Sümpfe *R. tubifera* (70 c)
– Kieselemente dünne Nadeln, andere perlenförmig, in Schleimhülle. D: 12 μ ; Seeufer *R. stellata* (70 b)



Die frühere Anschauung, alle Süßwasserrhizopoden hätten ohne Ausnahme eine weltweite Verbreitung, seien also Kosmopoliten, gilt heute nicht mehr. Ob die nackten Amöben und die Heliozoen tatsächlich Kosmopoliten sind, läßt sich bei der geringen Zahl der vorliegenden Beobachtungen allerdings nicht sicher sagen. Für die Thekamöben jedoch haben die umfangreichen Untersuchungen der letzten Jahrzehnte gezeigt, daß es neben einer im Vergleich zu anderen Tiergruppen relativ großen Zahl von Kosmopoliten auch Arten gibt, die an bestimmte Verbreitzonen gebunden sind. Auf Grund seiner eigenen Untersuchungen und der Auswertung der vorliegenden Literatur hat sich Decloitre (1953) mit diesen Fragen eingehend auseinandergesetzt. Er unterscheidet verschiedene Verbreitzgebiete, für die er die charakteristischen Arten angibt, und die er wie folgt aufteilt:

1. **Temperierte Zone der Nord- und Südhemisphäre**
(*Arcella costata*, *Cryptodiffugia sacculus*, *Diffugia bacilliarum*, *D. elegans*, *Euglypha armata*, *Heleopera petricola major*, *H. sphagni*, *Pareuglypha reticulata*, *Phryganella nidulus*, *Pseudodiffugia fascicularis*, *Wailesella eboracensis* u. a.)
2. **Temperierte Zone der nördlichen Halbkugel**
(*Diffugia bicornis*, *D. curvicaulis*, *Nebela carinata*, *Pontigulasia bryophila* u. a.)
3. **Temperierte Zone der südlichen Halbkugel**
(*Cryptodiffugia valida*, *Nebela cockayni*)
4. **Temperierte Zone der Nordhalbkugel und intertropische Zone**
(*Arcella artocrea*, *A. gibbosa*, *A. mitrata*, *Campascus minutus*, *Centropyxis cassis*, *C. gibba*, *Corythion dubium*, *C. pulchellum*, *Cucurbitella mespiliformis*, *Diffugia bacillifera*, *D. crassa*, *Heleopera petricola amethystea*, *H. rosea*, *Lesquereusia epistomium*, *Nebela barbata*, *N. flabellulum*, *Paulinella chromatophora*, *Placocista spinosa* u. a.)
5. **Temperierte Zone der Südhalbkugel und intertropische Zone**
(*Arcella angulata*, *A. crenata*, *A. papyracea*, *Centropyxis impressa*, *Nebela certesi*, *N. martiali*, *N. murrayi*, *N. vas*)
6. **Intertropische Zone**
(*Arcella lobostoma*, *A. triangularis*, *Centropyxis aculeata tropica*, *Quadrullella tropica*).

Diese Übersicht zeigt deutlich, daß eine Reihe von Thekamöben lediglich auf der Nord- oder Südhemisphäre vorkommt, wogegen andere nur in den gemäßigten Zonen der einen oder anderen Halbkugel verbreitet sind oder nur in den tropischen Gebieten leben. Decloitre hat auch versucht, einzelne Provinzen nach ihrem Anteil an Thekamöben-Arten zu charakterisieren. Seine Erkenntnisse sind in der folgenden Tabelle zusammengefaßt:

	% aller Arte	Mitteleuropa	Nordamerika (gem. Zone)	Nordamerika (trop. Zone)	Südamerika (gem. Zone)	Australien	Java/Sumatra
	%	%	%	%	%	%	%
<i>Arcella</i>	18	10	5	3	1	4	1
<i>Centropyxis</i>	12	5	3	2	3	1	3
<i>Diffugia</i>	28	25	8	2,5	5	6,5	3
<i>Euglypha</i>	12	6	6	3	3	4	2
<i>Heleopera</i>	3	2	2	1	1,5	0	1
<i>Hyalosphenia</i>	3	2	1	0,5	0,5	0	0,5
<i>Lesquereusia</i>	3	2	0,5	0,5	0,5	1	0
<i>Nebela</i>	20	12	10	5	6	2,5	6
<i>Sphenoderia</i>	2	1	0,5	0	0,5	2	1
<i>Trinema</i>	2	1	0,5	1	0,5	0,5	0,5

Alle diese Angaben sind nur als erste Versuche aufzufassen, und erst zukünftige Untersuchungen werden zeigen, ob diese Werte überall den Tatsachen entsprechen, wie überhaupt betont werden muß, daß alle biogeographischen Diskussionen über die Rhizopoden noch in vollem Flusse sind (vgl. auch van Oye 1944 und 1956).

Ökologie

Alle Rhizopoden und Heliozoen bewohnen feuchte Lebensräume. Überall, wo ausreichend Wasser zur Verfügung steht, können sie sich entwickeln, wobei allerdings die Menge des benötigten Wassers außerordentlich verschieden ist. Viele Arten sind schon mit sehr geringen Feuchtigkeitsmengen zufrieden und überstehen auch kurzfristige Austrocknungen; die meisten aber benötigen dauernd feuchte bis nasse Substrate, und manche Arten kommen ausschließlich in größeren Gewässern vor.

Entgegen der früher weit verbreiteten Anschauung, alle Rhizopodenarten kämen an den verschiedensten Standorten vor und seien daher als Ubiquisten aufzufassen, weiß man heute durch zahlreiche Untersuchungen, daß auch die Angehörigen dieser Tiergruppe sehr unterschiedliche ökologische Ansprüche haben. Vor allem gilt das für die Gruppe der Thekamöben, wogegen über die nackten Amöben bisher nur spärliche Angaben vorliegen. Auch über die Ökologie der Heliozoen kann man nur sehr wenig aussagen. Es scheint daher vorteilhaft zu sein, zunächst diese beiden letzteren Tiergruppen kurz zu streifen und erst im Anschluß daran über die sehr fein differenzierten ökologischen Ansprüche der Thekamöben zu berichten.

Die freilebenden *Amoebinae* sind im allgemeinen sehr anpassungsfähig und kommen daher an den verschiedensten Standorten vor. Ein bevorzugter Lebensraum ist der Schlamm verschiedener Gewässer, in dessen oberen Schichten oder an dessen Oberfläche Amöben sehr häufig anzutreffen sind. Während *Amoeba vespertilio* diatomeen- und algenreiche Gewässer bewohnt, ist *A. proteus* in bakterienreichem, etwas fauligem Wasser in großer Zahl anzutreffen. An sehr stark faulenden Standorten ist neben anderen Arten der gleichen Gattung *Pelomyxa palustris* die vorherrschende Art. Manche Formen entwickeln sich reichlich zwischen den verschie-

denen Wasserpflanzen. Nicht alle Amöben bewohnen jedoch aquatische Lebensräume. Auch in terrestrischen Biotopen sind sie zu finden und besiedeln dort vor allem die obersten feuchten Bodenschichten und Moose. Den besonderen Anforderungen dieser relativ trockenen Umgebung entsprechen nur solche Arten, die entweder klein sind oder aber eine starke Pellicula ausbilden können. Dazu gehört neben den kleinen Formen der Limax-Gruppe und *Naegleria grubei* die räuberisch von anderen Rhizopoden und Rotatorien lebende *Amoeba terricola*. Während sich die meisten Arten bei Austrocknung der Bodenkapillaren encystieren, kann *Amoeba terricola* auch längere Zeiträume ohne ein solches Ruhestadium überdauern. In den Sphagnen (Torfmoosen) der Moore spielen die unbeschalten Amöben nur eine sehr untergeordnete Rolle.

Die Heliozoen bewohnen ausschließlich Gewässer. Die Mehrzahl von ihnen kommt in kleineren Gewässern vor, aber auch in der Uferregion größerer Seen sind sie regelmäßig anzutreffen. Mitunter sind sie zeitweilig an Wasserpflanzen oder Steinen angeheftet. Einige wenige Arten leben planktisch. Fast alle Vertreter bevorzugen klares, sauerstoffreiches Wasser, nur einige wenige sind auch in etwas fauligem Wasser kleiner Tümpel verbreitet. Über die spezifischen ökologischen Ansprüche der einzelnen Arten ist praktisch nichts bekannt.

Eine nicht geringe Anzahl von Heliozoen kommt nur in dystrophen, moorigen Gewässern vor, dort aber in großer Zahl. Dazu gehören vor allem folgende Arten:

Actinophrys vesiculata, *Raphidophrys viridis*, *Raphidiocystis tubifera*, *Acanthocystis turfacea*, *A. spinifera*, *Myriophrys paradoxa*, *Clathrulina elegans*, *Hedriocystis pellucida*, *H. reticulata* und fast alle Arten der Gattung *Pompholyxophrys*.

Die einzige aus Fließgewässern bekannte Heliozoen-Art ist *Pinaciophora fluvialis*, die, wie schon ihr Name sagt, in Flüssen vorkommt. Sie war anfangs nur aus dem Rhein und der Wolga bekannt, wurde aber später auch im Genfer See festgestellt.

Wie bereits angedeutet wurde, zeichnen sich die *Testaceen* durch sehr unterschiedliche ökologische Ansprüche aus; deshalb wollen wir ihnen unsere besondere Aufmerksamkeit widmen. Schon aus den in der vorstehenden Bestimmungstabelle vermerkten Milieuangaben geht hervor, daß die einzelnen Thekamöbenarten in sehr verschiedenen Biotopen, von den Seen über Kleingewässer und Sphagnen der Moore bis zu den trockenen Moosen an Bäumen und Steinen vorkommen. Jedoch ist die „ökologische Valenz“ der einzelnen Arten, also die Amplitude, innerhalb derer sie lebensfähig sind, außerordentlich verschieden. Da sind zunächst die vielen euryöken Arten zu nennen, die eine große Anpassungsbreite an mehrere Umweltfaktoren aufweisen und auch als Ubiquisten bezeichnet werden. Dazu sind z. B. *Trinema lineare*, *Euglypha laevis* zu rechnen, die auch als Erstbesiedler von zeitweilig austrocknenden Kleingewässern eine große Rolle spielen.

Diesen weit verbreiteten Arten stehen jene gegenüber, die über eine mehr oder weniger geringe ökologische Valenz verfügen und als stenök bezeichnet werden. Welche Umweltfaktoren im einzelnen für die strenge Biotopgebundenheit mancher Arten verantwortlich sind, läßt sich nach den heutigen Kenntnissen nicht ohne weiteres sagen. Bei den Moorformen spielt mit großer Wahrscheinlichkeit die Wasserstoffionen-Konzentration, also der Säuregrad, eine besondere Rolle, doch erklärt diese Erkenntnis noch nicht alle Fragen. So enthalten z. B. extrem saure Gewässer, selbst wenn ein erheblicher Humusgehalt vorhanden ist, nicht die für die Hochmoore typischen Vertreter.

Les cas acides d'élite connus en humains ne possèdent pas les espèces représentatives du haut-moors

Die beiden wir aber zunächst bei den wasserlebenden (aquatischen) Formen, die in den Seen und Teichen vorkommen. Abgesehen von der einen bisher bekannten planktischen Difflogie (*Difflogia hydrostatica*) sind die dort lebenden Thekamöben auf Substrate angewiesen, die ihnen die Bewegung und Ernährung gestatten. Als solche kommen nur die obersten Schichten des Bodenschlammes und die in den Seen vorkommenden Wasserpflanzen in Frage.

Die Schlammfauna der Litoralzone ist uns von vielen Seen, vor allem aber den schweizerischen, recht gut bekannt. Allein Penard gibt fast 50 Arten an, die er bei seinen Untersuchungen gefunden hat. Vor allem sind es die Difflogien, die in großer Artenfülle diesen Lebensraum besiedeln. Als häufige Vertreter seien nur folgende Arten genannt:

Difflogia scalpellum, *D. lebes*, *D. oblonga* mit mehreren Varietäten, *D. elegans*, *D. urceolata*, *Lesquereusia modesta*, *L. spiralis*, *Cyphoderia ampulla*, *C. laevis*, *C. trochus*, *Campascus triqueter*, *C. minutus*, *Nadinella tenella*, *Lecythium hyalinum*, *Centropyxis aculeata*, *Hyalosphenia cuneata* u. a.

Daß auch der Tiefschlamm der Seen an seiner Oberfläche von Rhizopoden bewohnt sein kann, muß sehr überraschen. Im Genfer See gelang es Penard, in Tiefen von 20 bis 50 Metern, ja sogar vereinzelt bis 100 Meter dort lebende Rhizopoden festzustellen. Es sind im wesentlichen die gleichen Arten, die auch in den Uferzonen vorkommen:

Difflogia lemani, *D. curvicaulis*, *D. praestans*, *D. lebes*, *D. scalpellum*, *Hyalosphenia punctata*, *Euglypha aspera*, *Pontigulasia bigibbosa*, *Nebela vitraea*, *Allelogromia brunneri*, *A. linearis*, *A. squamosa*, *Hyalosphenia cuneata*, *Nadinella tenella* und die Gattung *Cyphoderia*

seien von den insgesamt 23 Arten erwähnt. Allerdings muß betont werden, daß solche Funde nur in klaren, oligotrophen (nährstoffarmen) Seen der Alpen und des Alpenvorlandes zu erwarten sind. In stark eutrophen Seen dürfte die Fäulnis zu stark sein, um einer derartigen Fauna Lebensmöglichkeiten zu bieten. Aus dem norddeutschen Raum sind jedenfalls bisher keine derartigen Beobachtungen bekannt.

Außerordentlich günstige Bedingungen für die Rhizopoden bieten die Wasserpflanzen-Bestände unserer Gewässer, gleichgültig ob es sich um die Seerosengürtel oder um verkrautete Teiche handelt. Nur die unterseeischen Wiesen von *Chara* bilden, wie schon an anderer Stelle betont wurde, eine Ausnahme.

In der Potamogeton-Zone ostholsteinischer Seen hat Müller-Liebenau (1956) folgende Thekamöben-Arten festgestellt:

Arcella discoides var. *difficilis* und var. *pseudovulgaris*, *Centropyxis aculeata* und var. *oblonga*, *C. discoides*, *Difflogia lobostoma*, *D. tuberculata*, *Lesquereusia modesta*.

Als weitere Bewohner von Wasserpflanzen sind u. a. folgende Testaceen zu erwähnen:

alle *Cochliopodium*-Arten, *Phryganella paradoxa*, *Cryptodifflogia compressa*, *C. oviformis*, *Euglypha acanthophora*, *E. filifera*, *E. scutigera*, *E. compressa*, *Paulinella chromatophora*, *Pseudodifflogia archeri*, *P. fascicularis*, *Allelogromia nigricans*, *Diplophrys archeri*, *Centropyxis aculeata* var. *grandis*, *C. discoides*, *Arcella vulgaris*, *A. discoides*, *A. polypora*, *A. dentata*, *A. costata*, *A. conica*, *A. gibbosa* var. *mitriiformis*.

In der Regel sind die aquatisch lebenden Rhizopoden größer als die moosbewohnenden Arten.

Wir wenden uns nunmehr den in terrestrischen Biotopen vorkommenden Assoziationen zu und beginnen mit den bodenbewohnenden Arten, um deren Kenntnis sich besonders Volz (1929) bemüht hat. Nach seinen Untersuchungen ist das Vorhandensein und die Zusammensetzung einer Rhizopodenfauna bei verschiedenen Bodenbildungen weitgehend abhängig von der Feuchtigkeit des Substrates und von der zur Verfügung stehenden organischen Nahrung. Während Ackerboden wegen seines geringen Gehaltes an Humussubstanz und zeitweilig starker Austrocknung fast keine Rhizopoden enthält, finden sich schon in normalem Gartenboden eine Anzahl Thekamöben (z. B. *Euglypha laevis*, *Trinema enchelys*). Ihre Zahl steigt proportional mit dem Humusgehalt, vorausgesetzt, daß das Material durch Zersetzung soweit aufgeschlossen ist, daß es zur Nahrung dienen kann. Im Rohhumus des Kiefernwaldes finden sich u. a. *Phryganella hemisphaerica*, *Trinema complanatum* und *T. enchelys*, *Trigonopyxis arcua*, letztere auch sehr häufig in modernem Holz von Erlen. Nach Volz weist die oberste Schicht von 0–1 cm die dichteste Besiedlung auf, die je nach Struktur des Bodens z. T. bis 8 cm Tiefe gleichbleiben kann, dann aber sehr schnell abzunehmen pflegt. Die bodenbewohnenden Rhizopodenarten zeichnen sich durch Anpassungen an die besonderen Lebensbedingungen dieses Biotops aus. Durch die auffallende Kleinheit der Schalen und die Abplattung ist es ihnen möglich, in Kapillaren und dünnen Wasserhäutchen zu leben. Neben der Fähigkeit, sich leicht zu encystieren und dadurch Trockenzeiten zu überstehen, ist die Ausbildung der Mundöffnung charakteristisch. Ebenso wie die in sehr trockenen Moosen an Bäumen und Felsen lebenden Arten, zu denen z. B. *Arcella arenaria*, *Corythion*, *Trinema lineare*, *Difflogia lucida*, *Diplochlamys*, *Plagiopyxis callida* und *P. declivis* zu rechnen sind, haben die meisten von ihnen sehr kleine Mundöffnungen oder spaltartige Pseudostombildungen, eine Tendenz, die als Plagiostomie bezeichnet wird.

Die Zusammensetzung der in Moosen vorkommenden Assoziationen ändert sich mit dem jeweiligen Feuchtigkeitsgehalt. Für die trockenen Moose sind folgende xerophile (trockenheitsliebende) Thekamöben-Arten typisch: *Centropyxis aerophila* und var. *sylvatica*, *C. constricta*, *C. orbicularis*, *C. kahlüi*, *Heleopera petricola*, *Assulina muscorum*, *Corythium dubium*, *Sphenoderia dentata*, *Corycia flava*, *Trigonopyxis arcua*, *Bullinularia indica* usw. Mit zunehmender Feuchtigkeit des Substrates (Waldmoose) treten dann zu diesen auch hygrophile (feuchtigkeitsliebende) Arten in den Vordergrund, von denen als Beispiele nur folgende erwähnt seien: *Nebela minor*, *N. lageniformis*, *N. tinctoria*, weiterhin auch *Nebela militaris* und *Arcella catinus* u. a. Auf Grund seiner Untersuchungen der moosbewohnenden Rhizopoden der Karpaten hat Bartos (1940) drei Assoziationstypen ermittelt, die er als Trockenmoos-Typ, Feuchtmoo-Typ und Naßmoos-Typ bezeichnet. In seinen nach diesen Typen untergliederten Faunenlisten werden jeweils die typischen, gelegentlich und ausnahmsweise vorkommenden Arten nach ihren ökologischen Ansprüchen (eurytop, hygrophil und hydrophil) unterschieden. Es würde zu weit führen, diese umfangreichen Listen vollständig wiederzugeben. Lediglich einige Charakterformen des Naßmoostyps sollen angeführt werden:

Untergetaucht wachsende (hydrophytische) Moose:
Arcella arenaria var. *sphagnicola*, *Assulina seminulum*, *Centropyxis aerophila* var. *sphagnicola*, *Cyphoderia ampulla*, *Nebela lageniformis*.

Hinzu kommen nach Deflandre noch verschiedene andere Nebelinen, wie *Nebela galeata*, *N. tubulosa*, *N. penardiana*, *N. carinata* und *N. marginata*.

Einen sehr anschaulichen Überblick über die lokale Verteilung der Arcellen gibt Deflandre (1928) in einer schematisierten Darstellung, die die typischen Ar-

... an vier Stellen mit verschiedener Feuchtigkeit zeigt (Abb. 71). An den mit Ziffern versehenen Lokalitäten kommen vor:

- (1) Baummoose an einer Fichte (*Arcella arenaria*)
- (2) Einige Schritte davon entfernt Polster von *Aulacomnium palustre* mit *Arcella catinus*,
- (3) halbuntergetauchte oder sehr feuchte Moose (*Acrocladium cuspidatum*): *Arcella catinus*, *A. discoides* var. *scutelliformis*, *A. rotundata* var. *stenostoma* und var. *alta*, *A. gibbosa*,
- (4) untergetauchte Moose (mit *Utricularia minor* und *Menyanthes trifoliata*): *Arcella discoides* var. *pseudovulgaris*, *A. dentata*, *A. bathystoma*, *A. vulgaris*, *A. rotundata* var. *aplanata*.

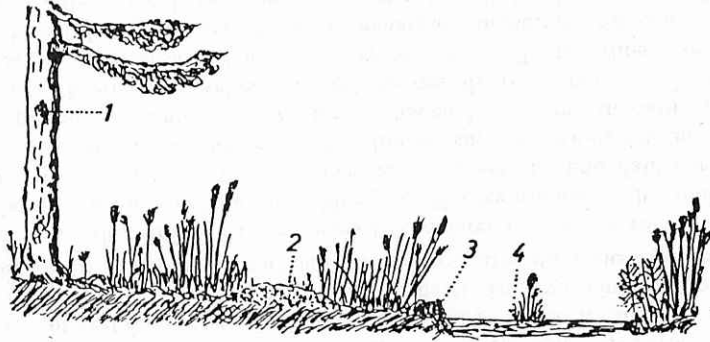


Abb. 71: Lokale Verbreitung der Arcellen in einem kleinen alpinen Moor. Die einzelnen Assoziationen sind im Text beschrieben. (nach Deflandre)

Bei der Betrachtung der Assoziationen der Moose hat sich gezeigt, daß der Feuchtigkeitsgrad des Substrates ein sehr wichtiger, wenn nicht gar der wichtigste ökologische Faktor für das Vorkommen der einzelnen Arten ist. Wahrscheinlich spielt auch die Wasserstoffionen-Konzentration (pH-Wert), d. h. der Säuregrad, eine gewisse Rolle, doch lassen sich darüber nur für einige genauer untersuchte Gattungen (*Arcella*, *Nebela*) gewisse Angaben machen; für die Mehrzahl liegen keine derartigen Beobachtungen vor. Es ist daher auch nicht möglich, eine Unterteilung nach acidophilen oder acidobionten Arten vorzunehmen.

Dagegen ist bei manchen Thekamöben eine sehr strenge Bindung an die Sphagnen (Torfmoose) der Hochmoore festzustellen.

Durch den hohen Gehalt an Humusstoffen, die Sauerstoffarmut, die Nährstoffarmut, den Kalkmangel und die Temperaturverhältnisse stellen die Hochmoore einen sehr extremen Lebensraum dar, der von vielen Tiergruppen gemieden wird. Ganz anders aber bei den Thekamöben: Sie bevorzugen die Sphagnumpolster der Hochmoore und sind hier qualitativ wie quantitativ weit verbreitet, ja, sie bilden sogar den wichtigsten Bestandteil dieser Lebensgemeinschaft. Neben einer großen Zahl von Arten, die auch in Sphagnen außerhalb von eigentlichen Mooren vorkommen, leben in den Torfmoosen der Hochmoore eine Anzahl von streng an diesen Lebensraum gebundenen Rhizopoden: *Amphitrema flavum*, *A. wrightianum*, *A. stenostoma*, *Arcella artocrea*, *Hyalosphenia elegans*, *Diffugia bacillifera*, *Heleopera sphagni*, *Nebela tenella*, *Euglypha cristata*, *E. compressa*. Wie reich die Rhizopodenfauna der Moore ist, kann man schon daraus ersehen, daß zu den oben genannten sphagnobionten (nur in Torf-

moosen lebenden) Arten noch die sphagnophilen („Torfmoos-freundlichen“) Arten hinzukommen, sowie jene, die in feuchten Moosen auftreten. Auch ein Teil der Ubiquisten fehlt hier nicht.

Allerdings ist die Rhizopodenfauna nicht in allen Teilen eines Mooregebietes gleichartig zusammengesetzt. Durch die verschiedenartigen ökologischen Ansprüche — nicht nur in bezug auf die Feuchtigkeit — weisen die Randgebiete eine andere Zusammensetzung der Biocoenose (Lebensgemeinschaft) auf als die zentralen Teile, die sich ihrerseits wiederum durch die bei der Regeneration (Wachstum) des Moores entstehenden Bulten und Schlenken unterscheiden.

Ausgehend von der verschiedenartigen Zusammensetzung der Rhizopodenassoziationen in den Torfmoosen hat Harnisch (1927) versucht, eine Einteilung nach verschiedenen Typen vorzunehmen, die er wie folgt unterschied:

I. Der „Waldmoos-Typ“ zeigt eine Fauna von sehr verschiedener Zusammensetzung, wobei neben einigen weit verbreiteten sphagnophilen Arten auch solche Formen vorherrschen, die durchaus nicht an Sphagnen gebunden sind. Es handelt sich also um eine Mischfauna, in der die verschiedensten Elemente in unterschiedlicher Zusammensetzung und Quantität anzutreffen sind. Hierzu sind verschiedene Euglyphen, Difflugien, Arcellen und Nebelinen (*Nebela collaris*, *N. militaris*), *Corythion*- und *Trinema*-Arten, *Assulina muscorum* und *A. seminulum* zu rechnen. Dieser Waldmoos-Typ ist nach seinen Befunden vor allem in nichtmoorbildenden Sphagneten und kleineren Mooren verbreitet.

Als II. Typ nennt Harnisch den „Hyalosphenien-Typ“, der sich von dem vorigen vor allem durch die regelmäßige Anwesenheit von *Hyalosphenia elegans* und *H. papilio* zusätzlich zu den dort genannten Vertretern unterscheidet. Diese Rhizopodengemeinschaft kommt vor allem in geschlossenen Mooren mit Zwischenmoorcharakter vor und ist weit verbreitet. Wenn zu der Hyalosphenien-Gemeinschaft nun noch zusätzlich die sphagnobionte *Amphitrema flavum* hinzukommt und quantitativ in den Vordergrund tritt, dann spricht man nach der charakteristischen Leitform von einem „Flavum-Typ“. Die von manchen Moorforschern oft als „Hochmoortönchen“ bezeichneten Schalen dieser Art treten um so reichlicher auf, je mehr die Feuchtigkeit des Sphagnetums zunimmt. Der „Flavum-Typ“ ist in den meisten lebenden Hochmooren unserer Heimat weit verbreitet. Er leitet gleichzeitig zu dem nach der Charakterart *Amphitrema wrightianum* benannten

IV. „Wrightianum-Typ“ über, der in seinem Vorkommen nur auf die Sphagnen alter, gut entwickelter Hochmoore beschränkt ist.

Später wurde noch der „Tyrophonen-Typ“ aufgestellt, der moorfremde Arten wie *Trigonopyxis arcuata*, *Hyalosphenia subflava*, *Bullinularia indica* umfaßt und nur in den Randgebieten und Störungszentren innerhalb der Moore anzutreffen ist, wo durch Verheidung oder Entwässerung die normale Regeneration unterbunden ist.

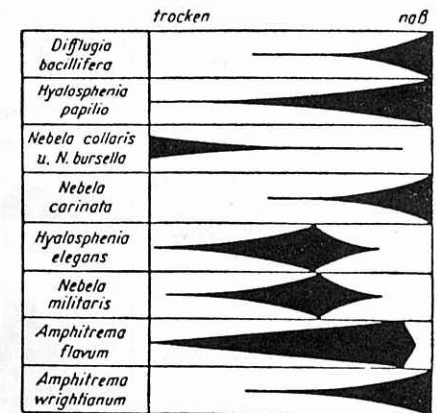


Abb. 72: Häufigkeit einiger Thekamöben im Sphagnum-(Torfmoos-)Rasen (nach Harnisch)

gleichen Moores, nicht aber überhaupt von wesentlichem Einfluß auf die Zusammensetzung der Rhizopodenfauna ist. Die Ursache des Bestehens obiger Typen ist er nicht. Hingegen ändert sich die Häufigkeit der einzelnen Arten mit wechselndem Feuchtigkeitsgrade. So hat *Amphitrema flavum* das Optimum in sehr nassem Sphagnum, während sie im freien Wasser zurücktritt; *Amphitrema wrightianum* und *Hyalosphenia papilio* erreichen dagegen gerade in untergetauchten Sphagnen maximale Werte. Diese unterschiedlichen Ansprüche, die in einer schematischen Darstellung angedeutet sind (Abb. 72), bilden die Grundlage für die im folgenden Kapitel zu besprechende Rhizopodenanalyse.

Rhizopodenanalyse

Wie schon anfangs erwähnt wurde, zeichnen sich die Thekamöben durch die Ausbildung von Schalen verschiedenster Art aus. Daß diese Schalen so stabil sind, um Jahrhunderte, ja sogar Jahrtausende überstehen zu können, mag überraschen. Durch die mikroskopische Untersuchung eines Stückes Hochmoortorf kann man sich aber leicht davon überzeugen.

Die Bildung von Hochmoortorfen beruht bekanntlich auf der Fähigkeit der Torfmoose (Sphagnen), an den Spitzen ihrer Stämmchen immer weiter zu wachsen, während der untere Teil allmählich abstirbt und im Laufe der Zeit durch Zersetzungs Vorgänge verrotft. Dadurch entstehen die z. T. mehrere Meter mächtigen Torfschichten unserer Hochmoore. Wie gezeigt wurde, leben in den Torfmoosen der Oberflächenschicht die Thekamöben in sehr großer Anzahl, wobei allerdings die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Lebensgemeinschaft je nach dem Feuchtigkeitsgrade der Sphagnumpolster sehr stark wechselt. Beim Absterben der Tiere verbleiben die leeren Schalen an der gleichen Stelle und werden durch das fortschreitende Wachstum der Torfmoose allmählich fossilisiert. So entsteht eine Torfschicht, die zwischen den pflanzlichen Bestandteilen auch die Schalen der Rhizopoden enthält. Aus der früheren Biocoenose (Lebensgemeinschaft) ist nun eine Nekrocoenose (Totengesellschaft) geworden, deren Zusammensetzung aber die gleiche geblieben ist.

Entnimmt man also einer Torfwand eines Hochmoores eine Reihe von Proben, so muß sich darin auch die jeweilige Entwicklung des Moores widerspiegeln, ähnlich wie man bei der Pollenanalyse aus der Zusammensetzung und Zahl der in den Torfschichten konservierten Pollenkörner Schlüsse auf die Waldgeschichte ziehen kann. Der prinzipielle Unterschied beider Methoden besteht jedoch darin, daß die Pollen aus der näheren oder weiteren Umgebung des Moores stammen, z. T. mit dem Wind an dessen Oberfläche gelangen und später in den Torfschichten konserviert werden, während die bei der sog. Rhizopodenanalyse untersuchten Schalen früher an der gleichen Stelle gelebt haben. Daraus ergibt sich, daß die Rhizopodenanalyse geeignet ist, ein Bild von den jeweiligen Lebensgemeinschaften und damit auch vom Zustand des Moores zur Zeit der Bildung der jeweiligen Torfschichten zu entwerfen.

Ein reichliches Vorkommen von feuchtigkeitsliebenden Arten, wie *Amphitrema flavum*, läßt darauf schließen, daß der betreffende Horizont in einer durch reichliche Niederschläge ausgezeichneten Periode entstanden sein muß. Andererseits deutet das Fehlen dieser Art bei gleichzeitigem Auftreten von trockenheitsliebenden oder moorfremden Arten, wie z. B. *Trigonopyxis arcuata*, auf relativ trockene Bedingungen bei der Bildung hin. Bei der Untersuchung ganzer Moorprofile treten, entsprechend den Feuchtigkeitsverhältnissen zur Zeit der Bildung, Maxima und Minima

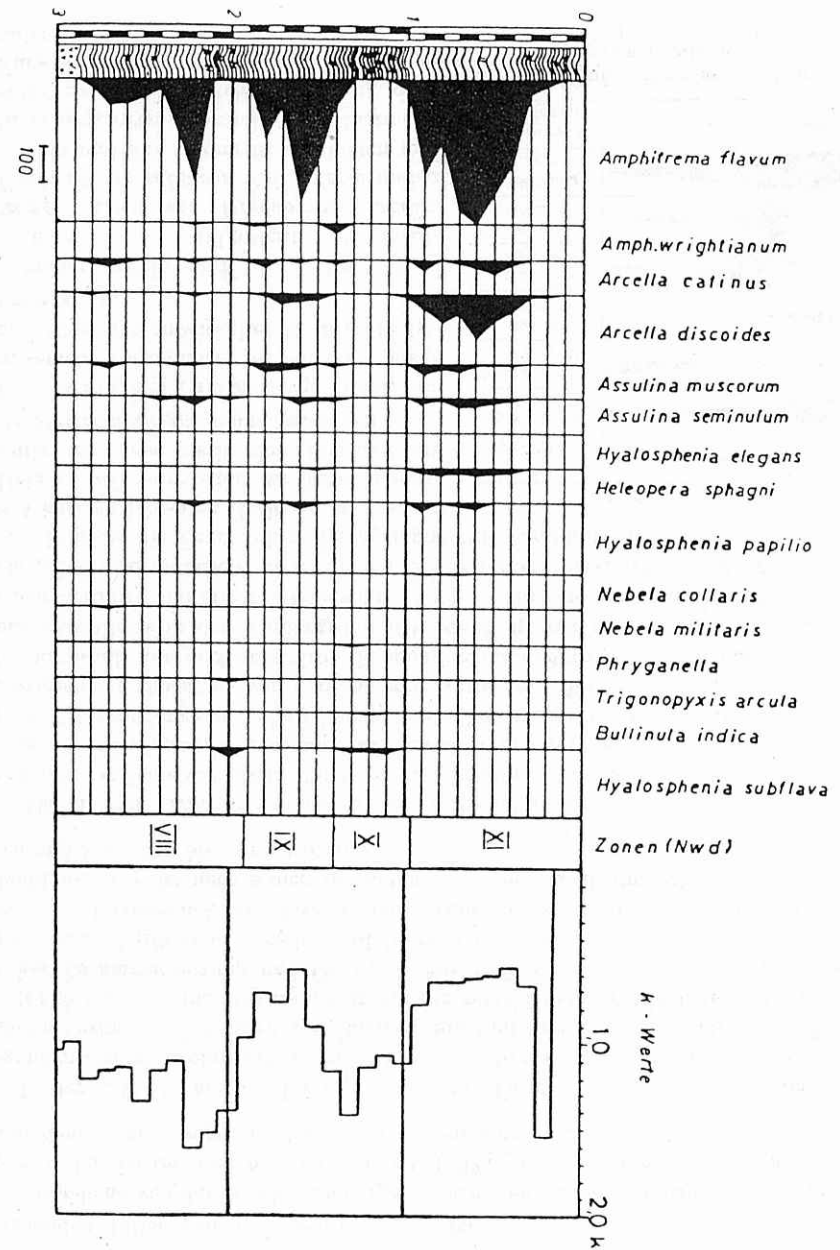


Abb. 73: Rhizopodendiagramm aus dem Gifhorner Moor, in das bei der jeweiligen Tiefe (links in Metern angegeben) die gefundenen Schalenfrequenzen der einzelnen Arten eingetragen sind. Die Zonen entsprechen den Perioden der Waldentwicklung in Nordwestdeutschland nach Overbeck. (Zone VIII und IX = mittlere Wärmezeit, Zone X = späte Wärmezeit und XI = Nachwärmezeit.) Rechts der kolorimetrisch ermittelte Zersetzungsgrad der Torfschichten

der Rhizopodenfrequenzen auf, die in engem Zusammenhang mit den verschiedenen Phasen der Klimaentwicklung in der Nacheiszeit stehen.

Beide Untersuchungsmethoden — Pollenanalyse und Rhizopodenanalyse — ergänzen sich in ausgezeichneter Weise. Während letztere wichtige Angaben über den Feuchtigkeitsgrad der Torfschichten liefern kann, ist die Pollenanalyse für die Datierung und Synchronisierung der einzelnen Horizonte meist unentbehrlich. Aus diesem Grunde wird auch eine enge Zusammenarbeit beider Fachrichtungen angestrebt.

Wie eine solche rhizopodenanalytische Untersuchung im einzelnen vorgenommen wird, ist bereits an anderer Stelle eingehend beschrieben worden (u. a. Mikrokosmos 42: 101—106). Wiederholt sei hier nur, daß der grubenfrische Torf (etwa 3 cm³) in ca. 50 cm³ Wasser aufgekocht wird, wobei die Torfmasse zerfällt. Dieser Brei wird dann durch eine Seidengaze gedrückt, wobei neben kleinen Partikeln auch die Rhizopoden ausgeschwemmt werden. Das Filtrat wird dann durch Zentrifugieren angereichert; jeweils 5 Deckgläser 18 × 18 mm werden bei 150—200-facher Vergrößerung gezählt. Die Ergebnisse werden in Diagrammen zusammengefaßt, wobei bei jeder Art in der entsprechenden Tiefe (Probenabstand 5—10 cm) die gefundene Schalenzahl eingetragen wird.

Wie ein solches Diagramm aussieht, veranschaulicht das auf S. 75 abgebildete Profil (Abb. 73) aus dem Großen Moor von Gifhorn. Ganz links sind die Tiefen verzeichnet. In den einzelnen Spalten sind die in den jeweiligen Schichten beobachteten Frequenzen der einzelnen Rhizopodenarten eingetragen. In der vorletzten Spalte befindet sich die pollenanalytische Zoneneinteilung, wobei die Zone VIII und ein Teil der Zone IX der mittleren Wärmezeit entspricht, während die zweite Hälfte der Zone IX und die Zone X die späte Wärmezeit umfassen. Die nachwärmezeitlichen Schichten gehören in die Zone XI. Schon bei oberflächlicher Betrachtung fällt auf, daß der Kurvenverlauf der hygrosphagnobionten Arten, vor allem *Amphitrema flavum*, durch drei extreme Maxima gekennzeichnet ist, zwischen denen sich deutliche Minima erkennen lassen. Der erste Gipfelwert liegt etwa am Ende der Zone VIII, der folgende in der Mitte der Zone IX, während der letzte schon am Beginn der Nachwärmezeit liegt. In allen diesen Horizonten muß eine weitgehende Vernässung stattgefunden haben, denn auch die begleitenden Arten kommen hier häufiger vor.

Die moorfremden Arten treten nur an zwei Stellen auf und lassen auf eine trockenere Phase der Moorentwicklung schließen. Aus dem Verlauf der Kurven, vor allem in der späten Wärmezeit, läßt sich erkennen, daß von einer längeren Trockenzeit und dadurch bedingten Zersetzung von oben her, wie sie Weber annahm, keine Rede sein kann. Vielmehr war ein stetiger Wechsel der klimatischen Einflüsse der Grund für das unterschiedliche Wachstum des Moores.

Es würde in diesem Rahmen zu weit führen, auf Einzelheiten der Auswertung einzugehen. Es soll nur erwähnt werden, daß gerade bei den z. Z. aktuellen Fragen der verschiedenen Zersetzungskontakte und des Grenzhorizontproblems die Rhizopodenanalyse wertvolle Beiträge liefern kann.

Literatur

I. Gesamtdarstellungen und Bestimmungsbücher

- Cash, Wailes und Hopkinson: The British Freshwater Rhizopoda and Heliozoa. — Band 1—5. Ray Society London 1905—1921.
- Chatton, E.: Ordre des Amœbiens nus ou Amœbaea, in: Traité de Zoologie, Band I, Teil 2, p. 5—91. Paris 1953.
- Deflandre G.: Le genre Arcella. — Arch. Protistenkd. 64: 152—287. 1928.
- Deflandre, G.: Le genre Centropyxis. — Arch. Protistenkd. 67: 322—375. 1929.
- Deflandre, G.: Etude monographique du genre Nebela. — Ann. Protistol. 5: 201—286. 1936.
- Deflandre, G.: Thécamoebiens in: Traité de Zoologie, Band I, Teil 2, p. 97—148. 1953.
- Doflein-Reichenow: Lehrbuch der Protozoenkunde. Jena 1956.
- Eyferth-Schoenichen: Einfachste Lebensformen des Tier- und Pflanzenreiches. Bd. II. 1927.
- Grell, K. G.: Protozoologie. Berlin 1956.
- Harnisch, O.: Rhizopoda in: Tierwelt Mitteleuropas (im Druck).
- Hartmann, M.: Rhizopoda. In: Handwörterbuch d. Naturwissenschaften. 2. Aufl. Band 8. 1933.
- Hoogenraad, H. R. und A. A. De Groot: Zoetwaterrhizopoden en heliozoen, in: Fauna van Nederland. Leiden 1940.
- Hoogenraad, H. R. und A. A. De Groot: Biometrische Untersuchungen an Süßwasserrhizopoden. — Arch. Hydrob. 31: 101—132. 1937.
- Husnot, P.: Les Cyphoderia de la vallée du Gouëdic, en St. Brieuc. Paris 1943.
- Jung, W.: Illustrierte Thekamöben-Bestimmungstabellen: I. Die Systematik der Nebelinen. — Arch. Protistenkd. 95: 357—390. 1942.
- Leidy, J.: Freshwater Rhizopods of North America. — United States Geol. Survey XII. 1879.
- Penard, E.: Faune rhizopodique du bassin du Léman. Genf 1902.
- Penard, E.: Les Héliozoaires d'eau douce. Genf 1904.
- Saedeleer, de H.: Beitrag zur Kenntnis der Rhizopoden. Mém. Mus. Hist. nat. Belg. 60: 1—112. 1934.
- Schaeffer, A. A.: Taxonomy of the Amebas. — Carnegie Institution Publication Nr. 345. Washington 1926.
- Schouteden, H.: Les Rhizopodes testacés d'eau douce. — Ann. Biol. Lac. 1: 327—382. 1906.
- Thomas, R.: Le genre Plagiopyxis. Selbstdruck 1956.
- Valkanow, A.: Die Heliozoen und Protomyxien. — Arch. Protistenkd. 93: 225—254. 1940.

2. Spezielle Literatur

- Averinzew, S.: Die Struktur und die chemische Zusammensetzung der Gehäuse bei den Süßwasserrhizopoden. — Arch. Protistenkd. 8: 91—111. 1906.
- Bartos, E.: Studien über die moosbewohnenden Rhizopoden der Karpaten. — Arch. Protistenkd. 94: 93—160. 1940.
- Bartos, E.: Über den Bau der Schalen einiger moosbewohnender Rhizopoden. — Arch. Protistenkd. 92: 149—151. 1939.
- Bonnet, L. und R. Thomas: Etude sur les Thécamoebiens du sol. — Bull. Soc. d'histoire nat. Toulouse 90: 411—428. 1955.
- Chardrez, D.: Variations morphologiques et teratologie chez quelques rhizopodes testacés. Dodonaea 23: 265—276. 1956.
- Decloitre, L.: Recherches sur les Rhizopodes Thécamoebiens de l'A.O.F. Cahors, 1953, 248 S.
- Decloitre, L.: Les Thécamoebiens de l'Equ. (Groenland). Exp. polaires franc. Mission VICTOR. Nr. 1242. Paris 1956.
- Deflandre, G.: Matériaux pour la faune rhizopodique de France. — Bull. Soc. Zool. France 52: 496—519. 1927.
- Deflandre, G.: Thécamoebiens nouveaux ou peu connus. — Ann. Protistol. 3: 81—95. 1931.
- Deflandre, G.: *Paraquadrula irregularis*. Compt. vend. Soc. Biol. 109: 1346—1347. 1932.

- Du Bois, G. und C.*: Notes paléontologiques sur le tonnelet des tourbières. — Bull. Soc. Géol. France 13: 21—36. 1943.
- Graaf, de Fr.*: Rotatoria and rhizopoda from the "grote Huisveen". — *Dodonaea* 23: 145 bis 216. 1956.
- Grospietsch, Th.*: Rhizopodenanalytische Untersuchungen an Mooren Ostholsteins. — Arch. Hydrobiol. 47: 321—452. 1953.
- Grospietsch, Th.*: Die Rhizopodenanalyse als Hilfsmittel der Moorforschung. — Naturwissenschaften 39: 318—323. 1952.
- Grospietsch, Th.*: Die beschalten Amöben unserer Hochmoore. — Mikrokosmos 1952, 219 bis 224.
- Grospietsch, Th.*: Die Untersuchung von Mooren mit Hilfe der Rhizopodenanalyse. — Mikrokosmos 42: 101—106. 1953.
- Grospietsch, Th.*: Die testaceen Rhizopoden der Hochmoore und ihre Bedeutung für die Moorforschung. — Gewässer und Abwässer H. 6. 1955.
- Grospietsch, Th.*: Beitrag zur Rhizopodenfauna des Lago maggiore. — Arch. Hydrobiol. 53: 323—331. 1957.
- Harders-Steinhäuser*: Über Ansammlungen und Freßspuren von *Arcella vulgaris*. — Zool. Anz. 125: 97—102. 1939.
- Harnisch, O.*: Studien zur Ökologie und Tiergeographie der Moore. — Zool. Jahrb. Syst. 51: 1—166. 1925.
- Harnisch, O.*: Die Biologie der Moore. — Stuttgart 1926.
- Harnisch, O.*: Rhizopodenanalyse der Moore. — Biol. Zentralbl. 67: 551—562. 1948.
- Harnisch, O.*: Rhizopodenanalytische Studien an einigen Vogesenmooren. — Arch. Hydrobiol. 45: 332—345. 1951.
- Heinis, F.*: Systematik und Biologie der moosbewohnenden Rhizopoden, Tardigraden und Rotatorien in der Umgebung von Basel. — Arch. Hydrobiol. 5: 89—166 u. 217—256. 1910.
- Hesmer, H.*: Mikrofossilien in Torfen. — Paläontolog. Z. 11: 245—257. 1929.
- Hoogenraad, H. R.*: Studien über die sphagnicolen Rhizopoden der niederländischen Fauna. — Arch. Protistenkd. 84: 1—100. 1934.
- Hoogenraad, H. R.*: Zusammenstellung der fossilen Süßwasserrhizopoden. — Arch. Protistenkd. 87: 402—416. 1936.
- Hoogenraad und De Groot*: Observations on a special manner of feeding of a species of *Difflugia (D. rubescens)*. — Proc. Ned. Acad. Wetensch. 44: 217—228. 1941.
- Jung, W.*: Thekamöben ursprünglicher lebender deutscher Hochmoore. — Abh. Landesmuseum Westfalen 7: 1—87. 1936.
- Jung, W.*: Thekamöben eines Eggegebirgsmoores und zweier Moore im Hohen Venn. — Ann. Protistol. 5: 83—123. 1936.
- Mayer, M.*: Kultur und Präparation der Protozoen. — Franckh-Verlag Stuttgart 1956.
- Oye, van P.*: Au sujet de la distribution géographique des rhizopodes. — Biol. Jaarb. Dodonaea 11: 83—91. 1944.
- Oye, van P.*: La distribution géographique des Rhizopodes: Nouvelles conceptions de la Biogéographie. Bull. Soc. Bot. du Nord de la France 9: 53—62. 1956.
- Penard, E.*: Les rhizopodes de la faune profonde dans le lac Léman. — Rev. suisse Zool. 7: 1—142. 1899.
- Penard, E.*: Les Sacrodinés des grands lacs. Genf 1905.
- Penard, E.*: Rhizopodes d'eau douce. Récoltes, préparations et souvenirs. — Bull. Soc. franc. Microscop. 4: 57—73. 1935.
- Peus, F.*: Die Tierwelt der Moore. — Berlin 1932.
- Steinecke, F.*: Die beschalten Wurzelfüßler des Zehlaubruches. — Schr. Phys. ökon. Ges. Königsberg 54: 299—328. 1913.
- Steinecke, F.*: Leitformen und Leitfossilien des Zehlaubruches. — Bot. Archiv. 19: 328—343. 1927.
- Stump, A. B.*: Observations on the feeding of *Difflugia, Pontigulasia* and *Lesquereusia*. — Biol. Bull. 69: 136—142. 1935.
- Volz, P.*: Studien zur Biologie der bodenbewohnenden Thekamöben. — Arch. Protistenkd. 68: 349—408. 1929.

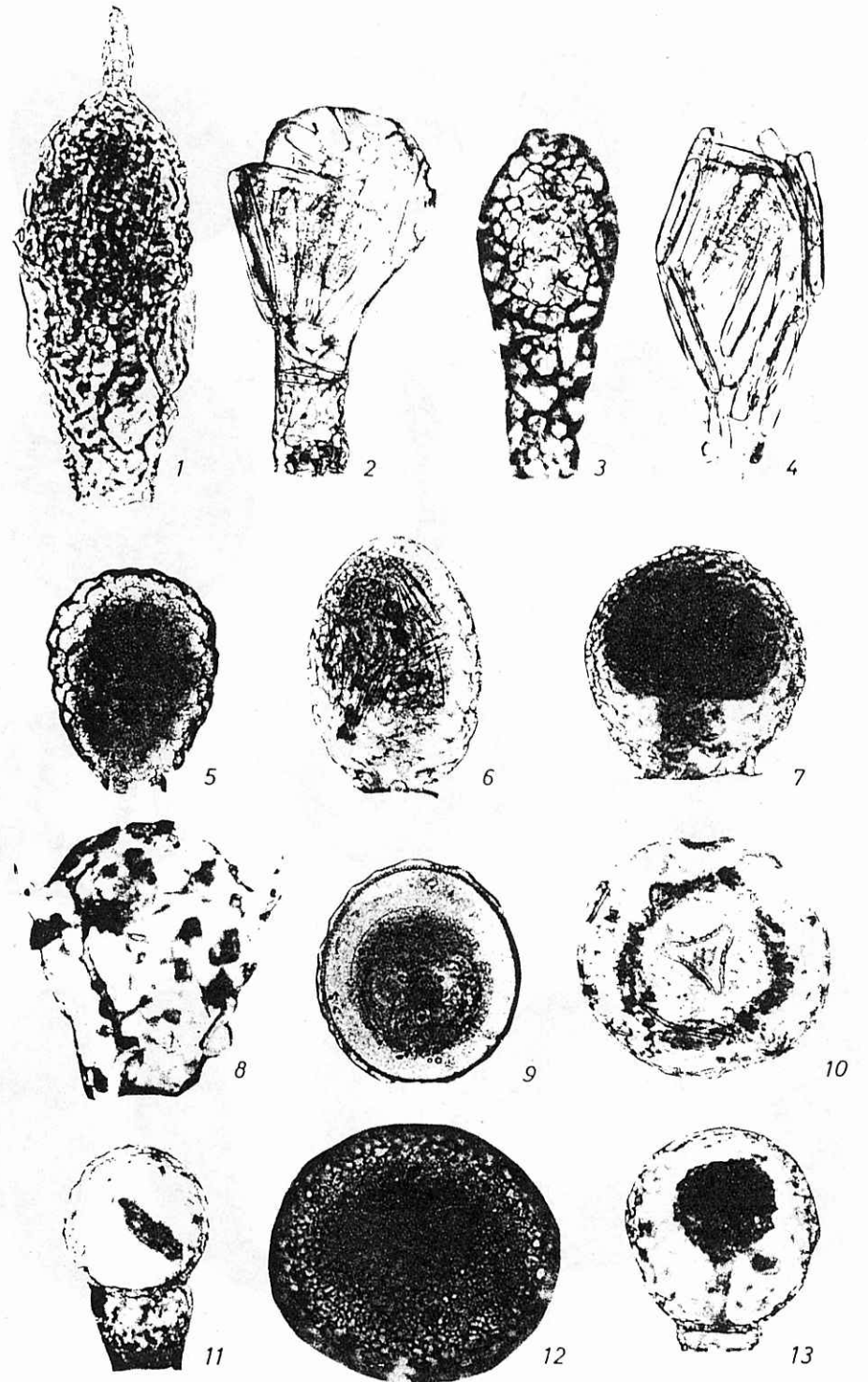
Erklärung der Fachausdrücke*

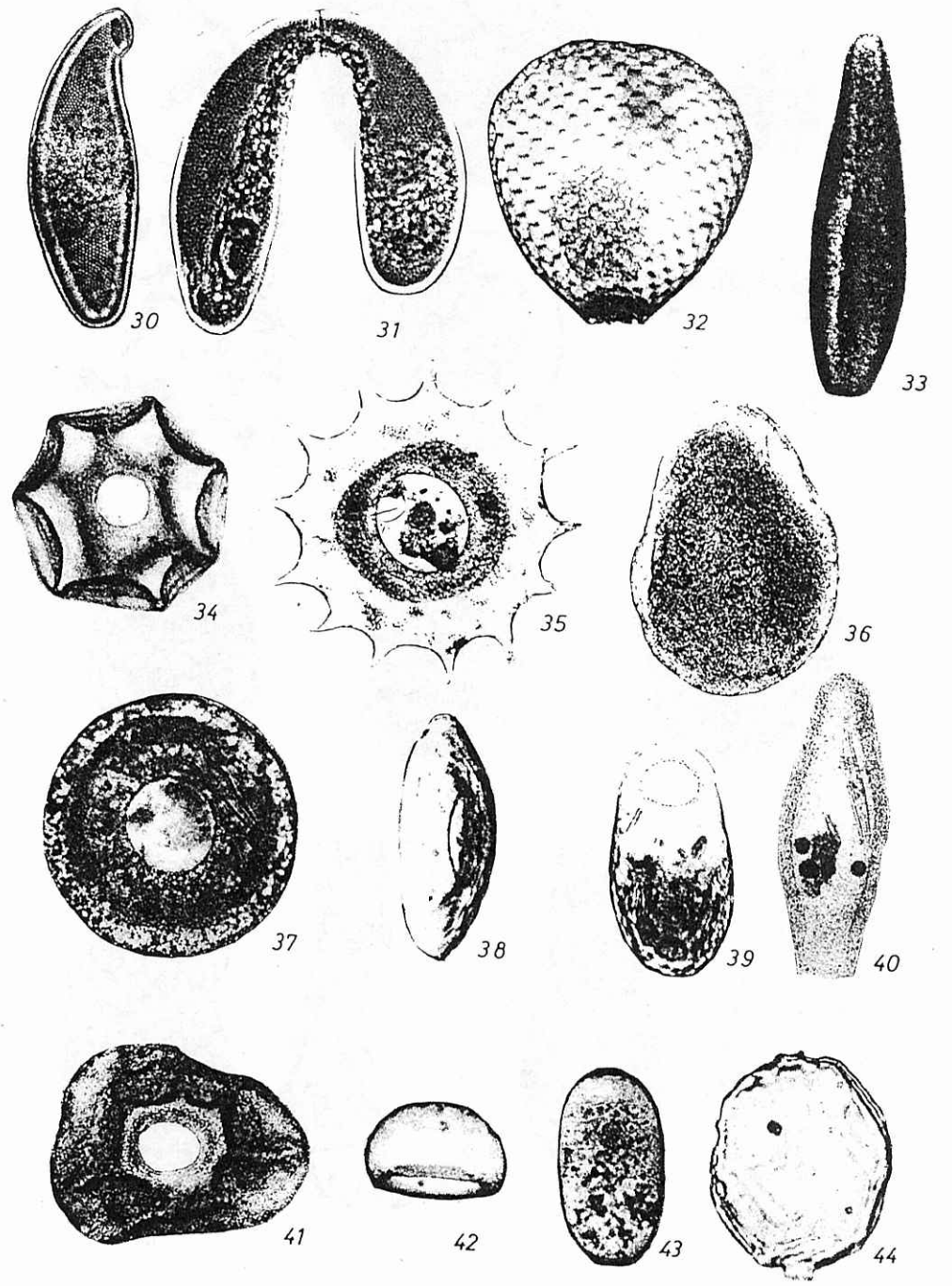
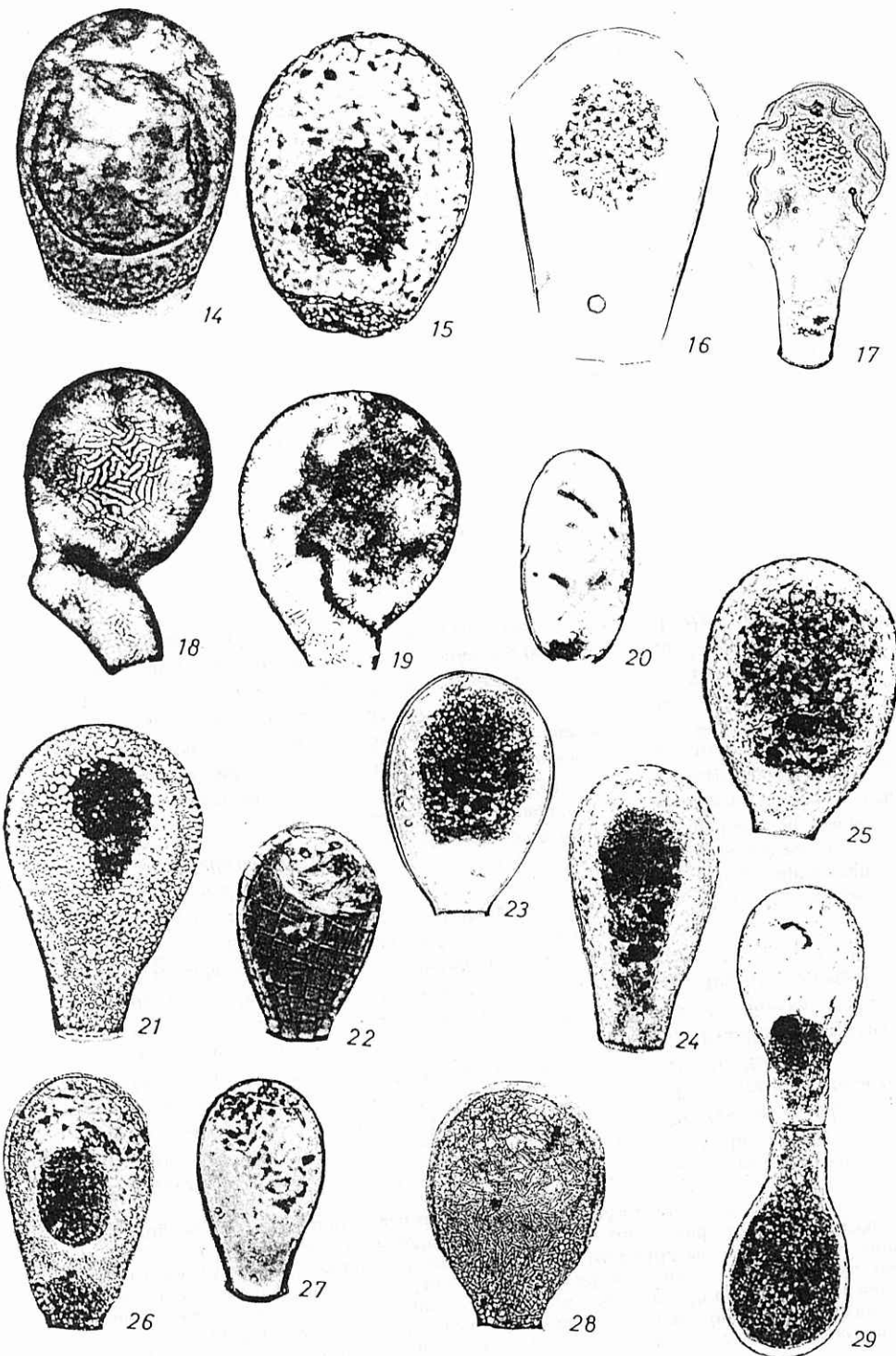
- acidophil*, säureliebend
- Anastomosen*. Verbindungen und Verästelungen von Scheinfüßchen mancher Rhizopoden-Arten.
- Axopodien*. Scheinfüßchen mit innerem Achsenstab, die bei Sonnentierchen vorkommen.
- Biocoenose*. Lebensgemeinschaft (griechisch: bios = Leben, koinoein = etwas gemeinsam haben)
- Biotop*, Lebensstätte
- Ektoplasma*. Oberflächenschicht des Protoplasmas mit zäherer Konsistenz
- Entoplasma*. Innerer Teil des Protoplasmas, der meist dünnflüssiger als das außen umgebende Ektoplasma ist.
- Enzystierung*, Einkapselung
- Epipodien*. Bei beschalten Rhizopoden dienen diese plasmatischen Bänder der Befestigung des Körpers an der Schale.
- eurýök*, ist ein Organismus, für den der Spielraum vieler Einzelbedingungen der Umwelt groß ist. Gegensatz stenök.
- eutroph*, nährstoffreich
- Gelzustand*. Halbfester Zustand der Kolloide.
- Grenzhorizont*. Der G. spielt in der Moorkunde eine wichtige Rolle. Als solcher wird der Kontakt zwischen starkersetzten und schwachersetzten Torfen am Übergang von der späten Wärmezeit zur Nachwärmezeit bezeichnet, wobei die zeitliche Einordnung noch umstritten ist.
- Idiosomen*. Vom Organismus selbst abgeschiedene Elemente, die dem Schalenaufbau dienen.
- Kontraktile Vakuole*. Vakuolen, die der Ausscheidung von Wasser und Stoffwechselendprodukten dienen.
- Kosmopoliten*. Organismen, die eine weltweite Verbreitung haben.
- Lobopodien*. Scheinfüßchen von lappenartiger Form.
- Nekrocoenose*. Totengesellschaft. (Gegensatz: Biocoenose = Lebensgemeinschaft)
- Ökologie*. Wissenschaft von den Beziehungen zwischen den Lebewesen und der Umwelt.
- oligotroph*, nährstoffarm
- Phytotelmen*, Pflanzengewässer
- Plankton*. Schwebewelt des freien Wassers
- Plasmogamie*. Form der geschlechtlichen Fortpflanzung durch Verschmelzung zweier Individuen.
- Plasmotomie*. Besondere Teilungsform bei vielkernigen Arten in zahlreiche Tochterzellen.
- Pollenanalyse*. Untersuchung der fossilen Arten des Blütenstaubes mit qualitativer und quantitativer Auswertung, zur Erforschung der Waldgeschichte.
- Solzustand*. Kolloide in gelöstem Zustand
- Sphagnetum*. Mit Torfmoosen (Sphagnen) bewachsene Flächen.
- sphagnobionte Arten*. An Torfmoose gebundene Arten
- sphagnophile Arten*. Torfmoose liebende Arten
- Symbiose*. Zusammenleben von Organismen mit wechselseitigem Vorteil.
- terrestrische Biotope*. Lebensräume des Festlandes. (Gegensatz: aquatische Biotope)
- tyrphoxen*, moorfremd
- Ubiquisten*. Organismen, die an verschiedensten Standorten vorkommen.
- Xenosomen*. Fremdkörper, die zum Schalenbau dienen.
- Zoochlorellen*. Einzellige grüne Algen, die in Symbiose mit Tieren leben.

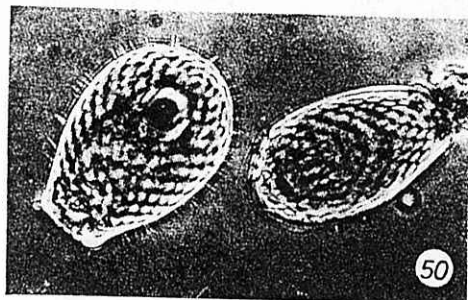
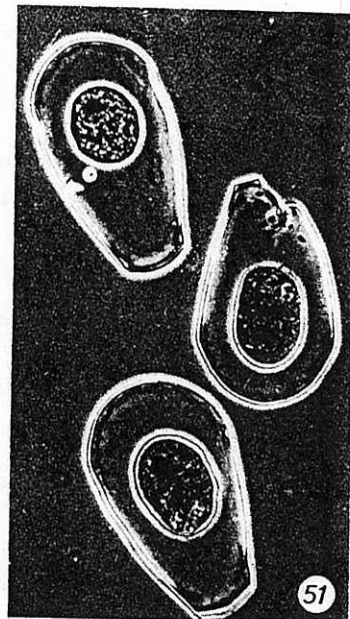
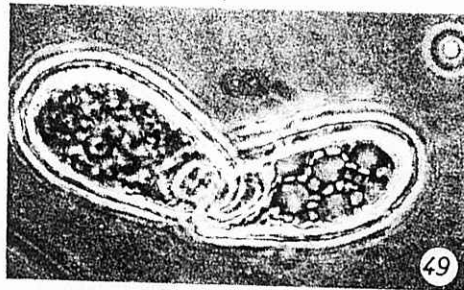
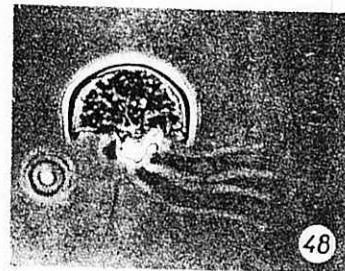
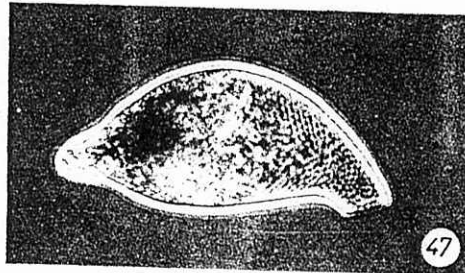
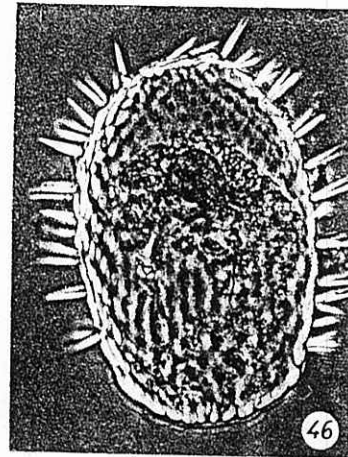
* Hier können nur die allerwichtigsten Fachausdrücke kurz erklärt werden. Der Leser sei auf die viel ausführlicheren Erläuterungen im Kosmos-Lexikon der Naturwissenschaften (Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart) hingewiesen.

Die Tafelabbildungen sollen die mehr oder weniger schematisierten Textabbildungen ergänzen, wobei allerdings zu berücksichtigen ist, daß bei der photographischen Wiedergabe nur eine Ebene scharf abgebildet werden kann. In vielen Fällen liegt deshalb die Schärfebene auf den Strukturelementen, während die Randpartien unscharf erscheinen. Wegen der sehr unterschiedlichen Größen der Schalen ist der Abbildungsmaßstab nicht einheitlich gewählt worden. Die mit der eingeklammerten Angabe (Ph) versehenen Bilder sind mit Phasenkontrast angefertigt worden. Alle Abbildungen sind Original-Exakta-Aufnahmen des Verfassers.

- | | | |
|---------------------------------------|--|--|
| 1. <i>Diffugia acuminata</i> | 21. <i>Nebela galeata</i> | 38. <i>Arcella discoides</i>
(Seitenansicht) |
| 2. <i>Diffugia bacillifera</i> | 22. <i>Quadrullella symmetrica</i>
(Ph) | 39. <i>Trinema enchelys</i> |
| 3. <i>Diffugia oblonga</i> | 23. <i>Nebela tincta</i> | 40. <i>Allelogromia brunneri</i> |
| 4. <i>Diffugia bacilliarum</i> | 24. <i>Nebela tubulosa</i> | 41. <i>Arcella catinus</i> |
| 5. <i>Diffugia tuberculata</i> | 25. <i>Nebela parvula</i> | 42. <i>Pyxidicula operculata</i> |
| 6. <i>Diffugia amphora</i> | 26. <i>Nebela marginata</i> | 43. <i>Amphitrema flavum</i> |
| 7. <i>Diffugia urceolata</i> | 27. <i>Nebela militaris</i> | 44. <i>Amphitrema wrightianum</i> |
| 8. <i>Diffugia leidyi</i> | 28. <i>Nebela carinata</i> | |
| 9. <i>Pyxidicula cymbalum</i> | 29. <i>Nebela lageniformis</i>
(in Teilung) | 45. Übersichtsbild einer
Sphagnumprobe mit
<i>Hyalosphenia papilio</i>
und <i>Amphitrema flavum</i> |
| 10. <i>Trigonopyxis arcula</i> | 30. <i>Cyphoderia ampulla</i> (Ph) | 46. <i>Placocista spinosa</i> (Ph) |
| 11. <i>Pontigulasia spectabilis</i> | 31. <i>Cyphoderia ampulla</i>
(in Teilung) (Ph) | 47. <i>Cyphoderia trochus</i> (Ph) |
| 12. <i>Bullinularia indica</i> | 32. <i>Assulina seminulum</i> | 48. <i>Microchlamys patella</i>
(Ph) |
| 13. <i>Cucurbitella mespiliformis</i> | 33. <i>Allelogromia squamosa</i> | 49. <i>Trinema enchelys</i> (in
Teilung) (Ph) |
| 14. <i>Heleopera rosea</i> | 34. <i>Arcella costata</i> | 50. <i>Euglypha ciliata</i> (Ph) |
| 15. <i>Heleopera sphagni</i> | 35. <i>Arcella dentata</i> | 51. <i>Hyalosphenia papilio</i> (Ph) |
| 16. <i>Hyalosphenia papilio</i> | 36. <i>Lieberkühnia paludosa</i> | |
| 17. <i>Hyalosphenia elegans</i> | 37. <i>Arcella discoides</i> | |
| 18. <i>Lesquereusia epistomium</i> | | |
| 19. <i>Lesquereusia spiralis</i> | | |
| 20. <i>Hyalosphenia subflava</i> | | |







Adhäsion 16
Amöbenruhr 22
amöboide Bewegung 14
Anastomososen 9, 10
Anfärben 27
Ansammlung von Baustoffen 18
Anzahl der Kerne 11
aquatische Formen 70
Armluchtergewächse 24
Aufbewahrung 25
Aufnahme der Nahrung 7, 16
Ausquetschen 24
Ausrüstung 23
Ausschwemmen 24
Austrocknung 20
autogene Skelette 13
Axopodien 10, 14, 17

Bakterien 17
Baumhöhlen 25
Baummoose 72
Baustoffe 13, 18
begeißelte Stadien 7
Belichtungszeit 28
Betäubung 17
Bewegungsgeschwindigkeit 15
Bindung an Sphagnen 72
Binnenkörper 11
binnenkörperlose Kerne 11
Biocoenose 74
Biometrische Untersuchungen 28
Biotopgebundenheit 69
Blualgen 17, 21
bodenbewohnende Arten 71
Bodengreifer 24
Bodenschlamm 70
Boraxkarmin 27
Brechungsindex 27
Bromeliaceen 25

Caryosom 11
Chara 24, 70
Chromatingehalt 11
Chromosomenzahl 12
Chytridineen 21
Closterium 17
Conjugation 20
Cyanophyceen 16, 21
Cystenbildung 20

Darmparasiten 22
Dauernpräparate 27
Deckgläser 26
Dekantieren 26
Diagramm 76
Diatomeen 13, 17
Dokumentenförmige 28
Drahtgewebe 25
Dunkelfeldbeleuchtung 9
Durchschnürung 18

Eichung des Meßokular 28
Einbetten 27
Einschlußmittel 27
Einzelnegative 29
Eisenverbindungen 13
Eiweißkörper 8
Ektoplasma 8, 15, 17
Elektronenmikroskopie 19
Encystierung 20
endogene Schalelemente 12
Entnahme der Proben 23
Entoplasma 8
Entwässern 27
Epipodien 10
Erhaltungsfähigkeit der Schalen 13
Ernährung 16
Eucalyptol 27
Euparal 27
euryöke Arten 69

eutrophe Seen 70
Exakta-Varex 28
Exuvation 13

Feuchte Kammer 26
Feuchtigkeitsgrad 74
Filme 28
Filopodien 9, 15
Flagellaten 17
Flavum-Typ 73
fließende Bewegung 14
Fließgewässer 69
Formalin 23
Fortbewegung 7, 10, 14
Fossilierung 74
Fremdmateriale 13
Frischhaltebeutel 23

Gallertartige Hülle 13
Gameten 19
Gametenbildungen 21
Gartenboden 71
gelöste Nahrungsstoffe 17
Gelzustand 8
Geographische Verbreitung 67
Geschlechtliche Fortpflanzung 19
Gitterschalen 14
Glasschälchen 25
Grenzhorizontproblem 76
Grünalgen 17

Haftscheibe 10
heterogene Skelette 13
Hochmoore 72
holozoische Ernährung 16
Humusgehalt 69
Hyalosphenien-Typ 73
hygrophile Arten 71

Idiosomen 12
Implantation des Kernes 12
Import 16
Indikatorpapier 23
Invagination 16
Isolieren 26
Isopropylalkohol 27

Kanadabalsam 27
Karteikarten 29
Karyosom 11
Kernlose Amöbe 12
Kernteilung 18, 19
Kernteilungsachse 18
Kieselsäure 12
Kittsubstanz 13
Kleinbildkamera 28
Kleinstgewässer 25
Klimaentwicklung 76
Körnchenströmung 10
Kohlehydrate 8
Konsistenz des Zellkörpers 8
Kontraktile Vacuole 10
Kosmopoliten 67
Kunststoffolien 23

Lackringe 27
Lage des Kerns 11
Laichkräuter 24
Lebendbeobachtung 25, 26
Lebensgemeinschaft 74
Leeraufnahmen 29
Lippenbildung 13
Lobopodien 8, 15

Mangan 13
marine Arten 7
Markschicht 8
Mesomitose 12
Meßokular 27
Messung 27

Metamitose 12
Mikrometer 27
Mikrometerwert 28
Mikrophotographie 28
Mitose 12
Modellversuche 16
modernes Holz 71
Moose 23
—, halbuntergetauchte 72
—, trockene 71
—, untergetauchte 72
Moosproben 23, 25
Mundhöhle des Menschen 22
Mundöffnung 12, 13

Nadelhalter 26
Nadeln 14
Nahrungsaufnahme 10
Nahrungsmangel 21
Nahrungspartikel 16
Nahrungsvakuolen 11
Nahrungswahl 17
Nekrocoenose 74
Nukleolus 11

Oberflächenspannungen 16
Objektmikrometer 27
Ökologie 68
ökologische Valenz 69
oligotrophe Seen 70

Pädogamie 20
Parasiten 19
parasitische Arten 17
Parasitismus 21
pathogene Arten 22
Pellicula 12, 14, 16, 69
Pergamintaschen 29
Pfahlkratzer 24
Pflanzengewässer 25
Phasenkontrast 9, 19
pH-Indikator-Papier 23
Photographie 27
pH-Wert 24
Phytothelmen 25
Plagiostomie 71
Planktische Formen 24, 69, 70
Planktonnetz 23
plasmatische Bänder 10, 12
plasmatische Hülle 12
Plasmogamie 20
Plasmotomie 19
Pollenanalyse 74
pollenanalytische Zoneneinteilung 76
Potamogeton-Zone 70
Präpariernadeln 26
Primärcysten 20
Probenentnahme 23
Probengläser 23
Promitose 12
Protococcaceen 21
Protokoll 24, 25
Pseudopodien 7, 8, 12
Pseudostom 12, 14, 18
pulsierende Vakuolen 10, 20, 22

Quellungserscheinungen 16

Reifeteilungen 20
reticulose Pseudopodien 10
Rhizopodenanalyse 13, 74
Rhizopoden-Assoziationen 73
Rhizopodendiagramm 76
Rhizopodien 10
Rindenschicht 8
Rohhumus 71
rollende Bewegung 15
Ruhestadium 20
Ruhezustand 18
Ruhr 22

Schalen- und Skelettbildungen 7
 Scheinfüßchen 8, 14
 Schilfmesser 23, 24
 Schlamm 24, 68
 Schlammfauna der Litoralzone 70
 Schlammnot 24
 Schlammproben 25
 schreitende Bewegung 15
 Schutzzyste 20
 Schwimmen 15
 Sedimentieren 25
 Seerosen 24
 Seerosengürtel 70
 Sekundärzysten 20
 Silikate 13
 Skelett 13
 Skelettbildung 12, 13
 Solzustand 8
 spannerartige Bewegung 15
 Sphagnen 23
 sphagnobionte Arten 72
 sphagnophile Arten 73
 Sphagnumproben 25
 Spiegelreflexkamera 28
 Stadieln 14
 Standzylinder 25
 stielartige Bindungen 14
 Stocknetz 23
 subfossile Schalen 13
 Symbiose 21

Technik der Untersuchung 7
 Teilungsrichtung 18
 Temperatur 24
 Temperaturabhängigkeit 15
 terrestrische Biotope 69
 Thermometer 23
 Tiefenschlamm 24, 70
 Torfablagerungen 13
 Torfmoose 74
 Totengesellschaft 74
 trockene Moose 25, 71
 Tuschepunkte 27
 Typeneinteilung der Moorrhizo-
 poden 73
 Tyrphoxenen-Typ 73

Ubiquisten 68, 69
 Umließen der Nahrung 16
 Umlagerung des Protoplasmas 18
 Ungeschlechtliche Fortpflanzung
 18
 unterseeische Wiesen 70

Vakuolen 8
 —, Nahrungs- 11
 —, pulsierende 10, 20, 22
 Variationsbreite 28
 Verästelungen der Pseudopodien
 9

Verarbeitung der Schalen 13
 Vernässung 76
 Verpackungsmaterial, wasser-
 dichtes 23
 Verteilung der Arcellen 71
 Verteilung innerhalb der Boden-
 schichten 71
 Vorratsdosen 23

Wabenartige Struktur 8
 Wachstum der Schalen 13
 Waldgeschicht 74
 Waldmoostyp 73
 Wasserpflanzen 24, 26, 69, 70
 Wasserstoffionen-Konzentration
 69

Weithalsflaschen 23
 Wrightianum-Typ 73
 Wurfhaken 23, 24

Xenosomen 13
 xerophile Arten 71

Zeichnen 27, 28
 Zellkörper 8
 Zentralkorn 19
 Zersetzungskontakte 76
 Zirkumvallation 16
 Zoochlorellen 21
 Zweiteilung 18

Register der behandelten Familien und Gattungen

Acanthocystis 58, 69
 Actinophrys 10, 12, 17, 20, 60,
 69
 Actinosphaerium 11, 20, 60
 Allelogromia 56, 70
 Allogromia 56
 Allogromiidae 54
 Amphitrema 13, 21, 52, 72, 73,
 74
 Amphitremidae 52
 Amphizonella 36
 Antarcella 38
 Apogromia 56
 Arcella 21, 38, 67, 68, 70, 71,
 72, 73
 Arcellidae 38
 Assulina 50, 71, 73
 Astramoeba 33
 Astrodisculus 60
 Awerinzewia 46
 Belaria 56
 Bullinularia 40, 71, 73
 Campascus 52, 67, 70
 Capsellina 54
 Centropyxidae 40
 Centropyxis 13, 40, 67, 68, 70,
 71
 Chaidae 31
 Chaos 31
 Chlamydoxys 12, 54
 Choanocystis 60
 Clathrulina 14, 60, 69
 Clypeolina 54
 Cochliopodiidae 36
 Cochliopodium 36, 70
 Corythion 50, 67, 71, 73
 Cryptodiffugia 49, 67, 70
 Cucurbitella 21, 42
 Cyclopyxis 42
 Cyphoderia 11, 52, 70, 71
 Cyphoderiidae 52
 Dactylosphaerium 33
 Diaphoropodon 54
 Diffugia 13, 17, 21, 24, 42, 67,
 68, 70, 71, 72, 73
 Diffugiella 49
 Diffugiidae 42
 Dinamoeba 32
 Diplochlams 36, 71
 Diplogromia 56
 Diplophrys 57, 70
 Elaeorhanis 62
 Endamoeba 22
 Entamoeba 17, 22
 Eugenia 54
 Euglypha 13, 20, 50, 67, 68, 69,
 70, 71, 72, 73
 Euglyphidae 49
 Frenzelina 54
 Gocevia 36
 Gromia 54
 Gromiidae 54
 Hedriocystis 62, 69
 Heleopera 13, 21, 46, 67, 68, 71,
 72
 Heterogromia 56
 Heterophrys 62
 Hyalodiscidae 34
 Hyalodiscus 34
 Hyalosphenia 12, 13, 21, 44, 68,
 70, 72, 73, 74
 Hyperamoeba 30
 Lecythium 54, 70
 Leptochlamys 44
 Lesquereusia 13, 15, 46, 67, 68,
 70
 Lieberkühnia 56
 Lithocolla 65
 Malpighiella 22
 Mayorella 32
 Mayorellidae 32
 Metachaos 32
 Microchlamys 36
 Microcometes 57
 Microcometesidae 57
 Microcorycia 36
 Microcorycidae 36
 Mikrostromia 56
 Microstromiidae 56
 Nadinella 54, 70
 Naegleria 15, 30, 69
 Nebela 17, 47, 67, 68, 70, 71,
 72, 73
 Nebelidae 44
 Paralieberkühnia 56
 Paraquadrula 12, 44
 Pareuglypha 50, 67
 Parmulina 36
 Paulinella 21, 52, 67, 70
 Paulinellidae 52
 Pelomyxa 11, 32, 68
 Penardochlamys 36
 Phryganella 49, 67, 70, 71
 Pinaciophora 65, 69
 Placocista 50, 67
 Plagiophrys 54
 Plagiopyxis 40, 71
 Pleurophrys 54
 Polychaos 31
 Pompholyphrys 65, 69
 Pontigulasia 42, 67, 70
 Pseudodiffugia 54, 67, 70
 Pseudoditrema 57
 Pygolimax 22
 Pyxidicula 38
 Quadrullella 13, 47, 67
 Raphidiophrys 65
 Raphidiocystis 66, 69
 Reticulobolosa 49
 Sappinia 20, 33
 Sexangularia 42
 Sphenoderia 20, 50, 68, 71
 Thecamoeba 33
 Thecamoebidae 33
 Tracheleuglypha 50
 Trichamoeba 32
 Trigonopyxis 40, 71, 73, 74
 Trimastigamoeba 30
 Trinema 50, 68, 69, 71, 73
 Vahlkampfia 30
 Vahlkampfiidae 30
 Vexillifera 33
 Wailesella 49, 67
 Zonomyxa 36

Anmerkung: Die kursiv gedruckten Zahlen weisen auf den systematischen Teil hin.