II 90372/88,2

F 20582

MIKROKOSMOS

URBAN & FISCHER

März 1999
88. Jahrgang
Heft 2
ISSN 0026-3680

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Gundula Walz (Potsdam)

©Ecomed Verlagsgruppe, Landsberg/Lech – Nachdruck nur mit Genehmigung des Verlages

Mitteilungsorgan für Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikroskopische Vereinigung Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikrographische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich.

Inhalt

Artikel

65 Kleine Welt hinter Glas – Methoden der Aquarien-Mikroskopie
Norbert Gregor Günkel

73 Biologische Taxonomie, Klassifikation, Systematik und Phylogenese im Widerstreit? Was ist los in der Szene?
Klaus Hausmann und Matthias Wolf

85 *Vorticella chlorostigma* und *Pseudovorticella fasciculata* – zwei Glockentierchen mit Zoochlorellen
Martin Kreutz

91 Wieviele Ciliatengattungen leben in einem Bach?
Michele Vescia

103 4. Sommerworkshop (1998) zur Umweltanalytik und Umweltchemie der Feldberger Seenlandschaft
Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch

109 Befall einer *Thekamoeba quadrilineata*-Population mit einem pilzartigen Endocytobionten
Rolf Michel

117 Mikro-Einsteiger: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren
II. Teil: Euglenozoa und phagotrophe Nanoflagellaten der Nordsee
Eberhard Schnepf

Rubriken

71, 97, 98, 112, 116
Kurze Mitteilungen

72
Neue Medien

72, 84, 90, 100, 107, 108, 113
Nachrichten

98
Mikro-Galerie

124
Buchbesprechungen

125
Aus den Arbeitsgemeinschaften

127
Mikro-Markt

128
Impressum

Indexed in: Bibliography and Index of Geology (also known as GeoRef)/Biological Abstracts/Chemical Abstracts/Excerpta Medica

Mehr Informationen zum „MIKROKOSMOS" und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet: http://www.urbanfischer.de

---

Umschlagabbildung: Glockentierchen mit Zoochlorellen im differentiellen Interferenzkontrast. Siehe Artikel M. Kreutz, S. 85–90.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Kleine Welt hinter Glas – Methoden der Aquarien-Mikroskopie

Norbert Gregor Günkel

Die Aquaristik ist dabei, die kleine Welt hinter Glas wieder neu zu entdecken – ein Vorhaben, an dem Mikroskopiker kräftig mithelfen können. Wie vor einiger Zeit im MIKROKOSMOS (*86*, 217–224, 1997) geschildert, ist die Mikrowelt der Aquarien noch wenig erforscht. Deshalb soll hier erläutert werden, wie man diese Aufgabe angehen kann.

Der Aufwand an Ausrüstung hält sich in Grenzen. Gebraucht werden: Mikroskop, Objektträger, Deckgläschen, Pinzetten, Präpariernadeln, mehrere Pipetten, Petrischalen mit 7 und 10 Zentimetern Durchmesser, Büroklammern mit Kunststoffbeschichtung, größere Glasgefäße, kleine Kunststoff-Aquarien, Pflanzenzange, Scheibenreiniger, Analyseset für Aquarienwasser, Fischfutter, Volvic-Mineralwasser, evtl. Neutralrot, Opalblauphloxinrhodamin-Lösung, Methylgrün-Pyronin. Auf ein Planktonnetz, zu dem Klemm (1927/28) noch rät, können wir verzichten, denn im freien Wasser eines Aquariums befinden sich, wenn alles richtig funktioniert, nur die Fische.

Wie generell bei hydrobiologischen Untersuchungen, ist es auch beim Aquarium als einem künstlichen Lebensraum notwendig, die Umweltbedingungen der Mikroorganismen zu bestimmen. Notwendig, aber für unsere Zwecke auch ausreichend, sind folgende Parameter: pH, Wasserhärte, CO_2, Sauerstoff. Man kann sie mit gängigen Analyse-Sets (z. B. von Tetra) leicht ermitteln.

Rein in das Becken – raus aus dem Becken

Untersuchungsmaterial aus einem Aquarium kann man auf zweierlei Weise gewinnen. Einmal können von außen Substrate in das Becken gebracht werden, auf denen sich Organismen ansiedeln. Zum anderen kann man vorhandenes Material aus dem Becken herausnehmen. Da sich letzteres gut mit den üblichen Wartungsarbeiten am und im Aquarium verbinden läßt, wollen wir dabei mit der Probenentnahme beginnen. Die sollte nicht nur einmal, sondern in mehr oder weniger regelmäßigen Abständen erfolgen – am besten, wenn sowieso ein Wasserwechsel ansteht.

Die Kahmhaut bildet sich zumeist bei neu eingerichteten Aquarien, in dem sich die normalen Abläufe erst einspielen müssen. Sie stellt gleichsam das erste Habitat für Mikroorganismen dar. Wenn das Becken einigermaßen eingefahren ist, sollte die Kahmhaut verschwinden. Die Entnahme zwecks Untersuchung ist denkbar einfach: Mit einem Objektträger sticht man senkrecht in die Kahmhaut hinein, dreht ihn dann waagerecht und hebt ihn aus dem Wasser. Bevor man ihn auf den Objekttisch bringt, empfiehlt es sich, die Unterseite abzutrocknen. Man kann den Objektträger zunächst ohne Deckgläschen bei schwacher Vergrößerung durchmustern. Erst wenn man eine vielversprechende Stelle gefunden hat, wird das Deckglas aufgelegt. Mit oder ohne Deckglas kann man solche Objektträger in einer feuchten Kammer tagelang aufbewahren. Vor einer neuerlichen Untersuchung sollte man dann aber stets einen oder zwei Tropfen destilliertes Wasser zugeben, damit die Probe nicht austrocknet. Ich habe mit der abwechselnden Gabe von dest. Wasser und Volvic gute Erfahrungen gemacht.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Aquarien-Herzstück: Filter

Der Filter ist das Herzstück des Aquariums. Denn hier laufen jene Prozesse ab, die dem Aquarianer das saubere Wasser bescheren, auf das er im Interesse seiner Fische angewiesen ist. Und der Mikroskopiker findet genau aus diesem Grund hier reiche Beute. Von den Bakterien im Filter ernährt sich nämlich eine reiche Mikrofauna aus mikroskopisch kleinen Ein- und Vielzellern, deren Zusammenspiel bei weitem noch nicht verstanden ist. Neue Filtermedien machen neue Techniken der Probengewinnung notwendig.
Es gibt ja noch den traditionellen Filter mit Schaumstoffpatronen. Die muß man beim Wasserwechsel sowieso teilweise säubern. Dabei kann man ein größeres Gefäß mit Aquarienwasser bereitstellen, in dem man die Patrone auswäscht.
Immer populärer werden jedoch andere Filtermedien, etwa Biobälle aus Kunststoff (von Dupla eingeführt) und Ringe aus gesintertem Glas (Siporax, von Schott entwickelt). Beide sollen den Mikroorganismen möglichst viel Siedlungsfläche bieten. Vor allem die Glasringe bestechen durch eine immense Oberfläche von 270 Quadratmetern pro Liter (Herstellerangabe). Ein Schaumstoff-Einsatz kommt für einen Liter Volumen dagegen nur auf drei bis fünf Quadratmeter Siedlungsfläche. Leider wird die Probenentnahme durch die neuen Substrate nicht einfacher. Denn man muß einen Teil der Ringe oder der Biobälle aus dem Filter herausnehmen, in ein ausreichend großes Gefäß mit Aquarienwasser bringen, dort kräftig umrühren, damit der Mulm mit den Organismen herausgeschwemmt wird, und dann die Ringe wieder zurück in den Filter geben. Hat man einen Innenfilter, muß man ihn aus dem Becken herausnehmen, was bei modernen Geräten mit Schaumstoff-Einsätzen heute nicht mehr notwendig ist. Den gesamten Filterinhalt auszuwaschen, empfiehlt sich nicht, weil der Filter sonst seine Funktionsfähigkeit vorübergehend einbüßen könnte. Oder man darf das Auswaschen eben nicht übertreiben, hat dann aber möglicherweise keinen Gesamtüberblick über die Population.
Benutzt man einen herkömmlichen Filter, bieten sich weitere Möglichkeiten. Ist der Filter aus zwei Kammern aufgebaut, entnimmt man Proben nur aus einer Kammer. Kann man bei Systemen mit einer Kammer zum Beispiel zwei Schaumstoffpatronen einsetzen, wäscht man nur eine Patrone aus oder ersetzt sie durch Filterwatte, die man bei der nächsten Filterreinigung gegen neue Watte austauscht. Die Filterwatte wird in einem Gefäß mit Aquarienwasser ausgewaschen, man kann sie darin aber auch für einige Tage aufheben.

Staubsaugen im Aquarium

In der Bodenschicht eines Aquariums sammelt sich im Lauf der Monate eine Detritusschicht, die mikroskopisch zu untersuchen sich lohnt. Man nimmt ein längeres Kunststoffrohr, dessen oberes Ende mit dem Daumen verschlossen wird. So führt man es an die richtige Stelle, wo es vorsichtig in den Boden gestochen wird. Nimmt man den Daumen weg, strömt langsam Wasser in das Rohr und schwemmt Detritus mit hinein. Mit erneutem Daumendruck wird beim Herausnehmen des Rohrs verhindert, daß der Mulm ins Becken zurückströmt. Das weitere Verfahren kennen wir schon: Die Probe wird in eine oder zwei Petrischalen gegeben, Aquarienwasser haben wir ja automatisch dabei.
Aber nicht nur die Detritusschicht im Boden bietet den Mikroorganismen einen Lebensraum, sondern auch der Mulm auf der Kieselstein-Schicht. Denn hier sammelt sich, wie jeder Aquarianer weiß, im Lauf der Zeit eine Menge von Futterrückständen, Fischkot und zerfallenden Pflanzen an. Um diesen Mulm als Untersuchungsmaterial zu gewinnen, wird am besten ein langes Glasrohr verwendet, es geht aber auch mit den Plastikrohren, die man in den Aquaristikgeschäften als Teile von Leitungssystemen für Aquarien erhält. Auch dünne Kunststoffschläuche sind sehr gut dafür zu verwenden. Die Vorgehensweise ist die gleiche wie in der Bodenschicht. Wenn man beim Routinewasserwechsel den Schlauch mit einem 50 Zentimeter langen Rohrstück versieht, kann man beim Absaugen des Wassers sehr gezielt Stellen mit größeren Mulm-Ansammlungen „ansteuern". Den Eimer mit dem abgesaugten Wasser leert man vorsichtig, bis nur noch die Reste mit etwas Wasser übrig bleiben, die dann in ein kleineres Gefäß umgefüllt werden.
Elegant und außerdem präziser ist die Methode, einen dünnen Schlauch an eine größere Einwegspritze mit einem Volumen von etwa

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

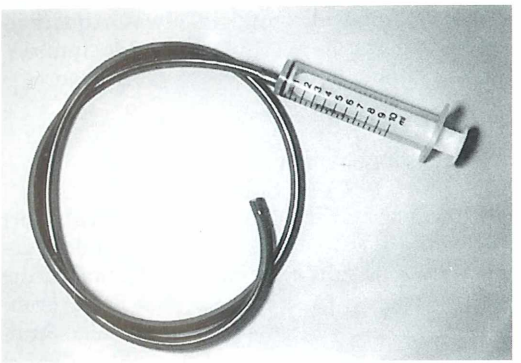


Abb. 1: Mit einem dünnen Schlauch und einer Einwegspritze kann man genau definierte Mengen von Detritus aus dem Aquarium entnehmen.

10 Milliliter zu stecken; denn so kann man beim Aufsaugen gleich ermitteln, welches Volumen die Probe hat (Abb. 1). Um das zu perfektionieren und eine sehr genaue Ansteuerung der Fundorte möglich zu machen, bindet man den Schlauch an einen hinreichend langen, dünnen Holzstab, der als Führhilfe dient.

Verrottende Pflanzen – üppiges Leben

Blätter und andere Pflanzenteile in unterschiedlichen Graden der Zersetzung sind eine Fundgrube für den Mikroskopiker. Am Zerfall der Pflanzen sind Wimpertiere maßgeblich beteiligt. Manche Arten haben hier sogar ihren speziellen Lebensraum. Um Pflanzenreste herauszuholen, kann man ein eckiges Fischfang-Netz verwenden, das vorsichtig über den Boden geführt und langsam in ein Gefäß mit Aquariumwasser entleert wird. Weniger bewährt hat sich der naheliegende Gedanke, die Blätter beim Absaugen des Wassers mit herauszusaugen und das Wasser durch ein Sieb in einen Eimer laufen zu lassen. Der Vergleich mit anders gewonnenem Material zeigt, daß der Wasserdruck offensichtlich viele Organismen durch das Sieb schwemmt. Ein feineres Sieb ist da kein Ausweg, weil das Wasser mit einer gewissen Geschwindigkeit aus dem Becken kommt und das Sieb einfach zum Überlaufen bringen kann.
Die bisherigen Untersuchungen haben gezeigt, daß in feinfiedrigen Pflanzen des Aquariums eine eigene Mikrowelt lebt. Will man sie untersuchen, muß man diese Pflanzen büschelweise aus dem Becken holen. Dafür eignet sich Javamoos ganz besonders gut, aber auch die Polster von Grünalgen lohnen den Blick. Um Proben zu erhalten, faßt man am besten eine etwa daumengroße Menge mit einer Pinzette und schneidet sie mit der Schere heraus. Danach die Probe sofort in ein Gefäß mit Aquarienwasser bringen. Besonders vielversprechend sind Pflanzenteile, in denen sich Mulm angesammelt hat. Zur Untersuchung werden dann einige Fäden auf einen Objektträger gebracht. Man kann das herausgeschnittene Polster auch in einer Petrischale zerzupfen und dann mikroskopieren.
Ein weiterer Lebensraum im Aquarium sind die Scheiben, auf denen sich Aufwuchs bildet (was kaum der Fall ist, wenn man Ancistrus-Welse im Becken hat, die die Algen abweiden). Sieht man aber einen grünen Algenteppich, sollte man ihn auch untersuchen. Um diesen Aufwuchs von der Scheibe abzukratzen, nimmt man am besten ein Spezialgerät, das der Fachhandel für diesen Zweck anbietet. Es handelt sich im Prinzip um einen längeren Stab mit einer quergestellten Rasierklinge an der Spitze, die man über die Scheiben zieht. Die Klinge reinigt man in einem Gefäß mit Aquarienwasser. Ein kleiner Pinsel kann dabei wertvolle Hilfe leisten und die Finger schonen.

Objektträger – künstliches Substrat

Für manche Fragestellungen reicht es nicht aus, Material einfach nur aus dem Becken zu nehmen. Denn es kann wichtig sein, die zeitliche Abfolge in einer Lebensgemeinschaft zu ermitteln. Dazu ist es möglich, künstliche Substrate in das Becken zu bringen. Dafür eignen sich zum Beispiel Objektträger, die auch in der Hydrobiologie für diesen Zweck genutzt werden (Näheres bei Schwoerbel, 1986). Wer Ancistrus im Becken hat, kann die Objektträger jedoch nicht ohne Schutz ins Aquarium bringen, weil die Antennenwelse auch diese Glasflächen säubern. Abdecken kann man sie zum Beispiel mit einem Sieb. Fehlen diese Welse, kann man die Objektträger einfach in den Boden stecken. Zwei Strategien sind denkbar. Entweder geht es darum, Unterschiede in der Besiedlung an verschiedenen Stellen des Beckens festzustellen, dann muß man die Ob-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

jektträger entsprechend auf dem Boden verteilen. Oder man will herausfinden, in welcher Reihenfolge die Arten ein solches Substrat besiedeln, dann muß man die Objektträger numerieren und nebeneinander in den Boden stecken. Dann kann man jeden oder jeden zweiten Tag einen herausnehmen, auf einer Seite abwischen und dann unter dem Mikroskop inspizieren. Das kann für eine Übersicht ohne Deckglas geschehen.

Besiedlungstest

Die zeitliche Reihenfolge der Arten bei der Besiedelung von Substraten kann man aber auch noch auf eine andere Art feststellen. Dazu schneidet man sich kleine Würfel aus feinporigem Schaumstoff zurecht (vielleicht mit einer Kantenlänge von zwei Zentimetern), die man mit Hilfe von Nylonschnüren an einem längeren Nylonfaden befestigt. Diese Schnur wird unter der Abdeckung quer über das Becken gespannt und mit Tesafilm befestigt, so daß die Schaumstoff-Würfel einige Zentimeter tief im Wasser schweben, am besten über einem Pflanzenpolster (Abb. 2). Vielleicht muß man dazu die Nylonschnur links und rechts mit einem kleinen Gewicht versehen. Nun kann man in regelmäßigen Abständen einen Würfel von der Schnur abschneiden und in etwas Aquarienwasser auswaschen. Diese Methode funktioniert auch mit Antennenwelsen im Becken.

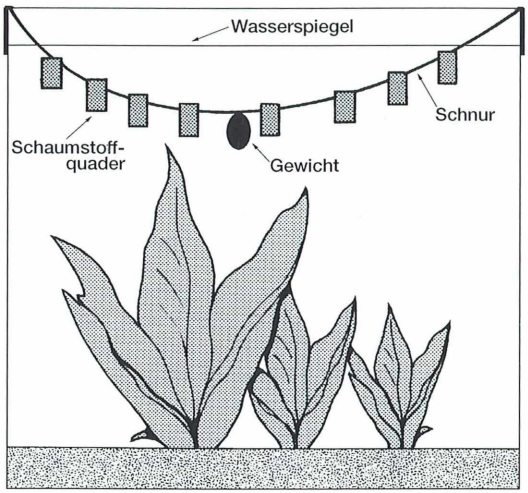


Abb. 2: Ein Projekt für einen längeren Zeitraum ist ein Besiedlungstest mit kleinen Schaumstoffquadern.

Zwischenlagerung

Nicht immer wird Zeit sein, die Proben sofort zu untersuchen. Die Erfahrung hat zudem gezeigt, daß es durchaus ratsam sein kann, die Mikroorganismen erst etwas zur Ruhe kommen zu lassen; wir müssen sie also einige Stunden bis Tage aufbewahren. Das heißt in diesem Fall, daß wir die Proben aus dem Becken in Gefäßen aufheben, ohne zunächst weitere Stoffe hinzuzugeben (wie etwa Futterflocken oder Volvic-Wasser).
Vorteilhaft sind kleine Kunststoff-Aquarien von einem oder zwei Litern Inhalt. Sie sind recht stabil, und wenn doch mal ein Unfall passiert, gibt es nicht gleich Scherben. Mit zwei oder drei Stück wird man im allgemeinen hinkommen, sofern man nur ein Becken zu untersuchen hat. Außerdem kann man sie über Kreuz aufeinander stapeln, was viel Platz spart; denn erfahrungsgemäß kann das Aufstellen der Probengefäße schnell zum Problem werden.
Große Gläser sind eine Alternative zu Kunststoff-Aquarien und in den meisten Haushalten zu finden. Zum Aufbewahren von Pflanzenteilen und Mulm sollten sie weite Öffnungen haben, um die Entnahme von Material zu erleichtern.

Kultivieren ist wichtig

Kulturen mit dem Material aus dem Aquarium anzulegen, ist aus mehreren Gründen wichtig:

- Es hat sich gezeigt, daß manche Organismen doch einige Zeit brauchen, um nach der Umsiedlung wieder das übliche Verhalten zu zeigen.
- Manche Organismen wird man auf Anhieb gar nicht bestimmen können, sondern erst näher untersuchen müssen.
- Fixierung und Färbung lohnen eigentlich erst, wenn ein Tropfen Wasser möglichst viele Organismen enthält.
- Schließlich hat sich gezeigt, daß manche Arten zu einem bestimmten Zeitpunkt nur als Cysten vorhanden sind, aus denen sie bei Verbesserung des Nährstoffangebots ausschlüpfen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

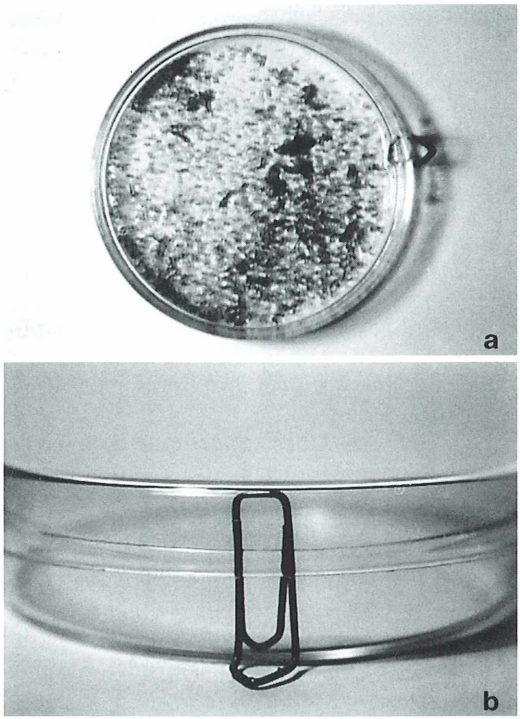


Abb. 3: Proben aus dem Aquarium werden am besten in Petrischalen aufgehoben, die bei kleinen Vergrößerungen durchgemustert werden können (a). Eine Büroklammer zwischen Schale und Deckel ermöglicht den Gasaustausch in der Petrischale (b).

Freilich muß man einkalkulieren, daß die Artengemeinschaft sich in einer Kultur schnell verändert. Sonnentiere etwa halten sich in solchen Rohkulturen nur recht selten, während *Urostyla grandis* oder *Euplotes* spec. sich gut entwickeln. Solche Kulturen hält man am besten in Petrischalen (Abb. 3a). Die Kulturen halten sich besonders gut, wenn man einige Algenfäden oder etwas Javamoos einbringt. Mit Präparategläsern oder Reagenzgläsern habe ich schlechte Erfahrungen gemacht. Damit sich möglichst wenig Staub an der Wasseroberfläche sammelt, klemmt man zwischen die beiden Petrischalenhälften eine kunststoffummantelte Büroklammer. So ist die Schale abgedeckt und der Luftaustausch wird nicht behindert. Mit unterschiedlich gefärbten Klammern kann man die Proben nach Entnahmestellen oder Becken kennzeichnen. Sind die Klammern zu lang, biegt man das spitze Ende im rechten Winkel nach außen (Abb. 3b).
Außerdem kann man die Schalen in einem kleinen Schrank mit Glastüren aufbewahren, also auf den Deckel zu verzichten, was sich für manche Arten als förderlich erweist.

Fischfutter und Volvic-Wasser

Damit die erwünschte Vermehrung der Organismen eintritt, ist es notwendig, Nahrung in die Petrischalen einzubringen. Denn das im Becken durch den Filter umgewälzte, nährstoffreiche Wasser fehlt jetzt. Dazu müssen wir keine Speziallösungen ansetzen, sondern wir können auf Fischfutter zurückgreifen, das Aquarianer ja sowieso zur Verfügung haben. Dieses Futter ist sehr nährstoffhaltig und erfüllt damit eine wichtige Voraussetzung, um Mikroorganismen am Leben zu erhalten (Günkel, 1989). Die tropfenweise Zugabe von Volvic-Mineralwasser rundet das Angebot ab. Auch Wissenschaftler haben schon mit Fischtrockenfutter experimentiert, zum Beispiel zur Kultur der Amöbe *Reticulomyxa filosa*. Es genügt die Gabe von einer oder zwei Flocken pro Petrischale. Etwa nach einer Woche sollte nachgefüttert werden. Die Flocken werden von Pilzen und Bakterien zersetzt, die einerseits selbst Nahrung für die Protisten sind, andererseits das Fischfutter aber auch für die Verwertung durch die Protozoen erschließen. Entwickeln sich in einer Kultur sehr viele Organismen, muß man einige in eine andere Petrischale bringen, in der sich Fischfutter und Volvic befinden. Dabei unbedingt etwas Wasser aus der alten Schale zugeben, damit der Abbau des Futters beginnen kann. Mit Geduld und Geschick kann man auf diese Weise Reinkulturen bestimmter Arten erzielen, die indessen für unsere Fragestellungen selten gebraucht werden.

Beobachten ist alles

Generell gilt, daß man aus einem Aufbewahrungsgefäß stets mehrmals Proben entnehmen und untersuchen sollte. Fast immer wird man in den ersten Tagen Neues entdecken, weil die Mikrofauna in Bewegung ist und der unvermeidliche Mulm viele Versteckmöglichkeiten bietet. Stört dieser Detritus zu sehr im Blick-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

feld, kann man ihn von der Seite mit einem dünnen Glasrohr vorsichtig vom Platz unter dem Objektiv wegpusten. Trotz aller Möglichkeiten der Präparation ist die Lebend-Beobachtung unersetzbar. Viele Organismen sind nur durch ihre charakteristischen Bewegungs- und Verhaltensweisen zu bestimmen. Um einen Überblick über die Artenfülle zu gewinnen oder Zählungen vorzunehmen, ist es günstig, das gesammelte Material in Petrischalen mit einem „Wasserstand" von weniger als zwei Millimetern durchzumustern. Mit einem Objektiv 10× und einem Okular 16× hat man immerhin eine 160fache Vergrößerung zur Verfügung, was zur Artenbestimmung oft nicht genug sein wird, für eine Übersicht aber ausreicht. Für detaillierte Untersuchungen muß man versuchen, einzelne Individuen mit einer ganz feinen Pipette auf einen Objektträger zu bringen und sie dann im Dunkelfeld, mittels schiefer Beleuchtung oder aber, sofern vorhanden, im Phasenkontrast zu bestimmen. Solche Objektträger, deren Deckgläschen man zweckmäßigerweise mit kleinen Plastilinfüßchen versieht, um die Organismen nicht einzuquetschen, kann man in feuchten Kammern einige Tage aufheben. Wenn während der Untersuchung Wasser verdunstet, kann man mit einem Tropfen Volvic helfen, der an den Rand des Deckgläschens gesetzt und durch Kapillarkräfte angesaugt wird. Damit bringt man gleichzeitig wichtige Nährstoffe ein. Einen Einstieg in die Taxonomie bietet das Standardwerk von Streble und Krauter (1988). Allerdings finden sich zuweilen Exoten in den Aquarien; dann muß man zu anderen Werken greifen.

Färbungen

Um Organismen genauer bestimmen zu können, muß man zu Färbetechniken greifen - vor allem dann, wenn Phasenkontrast nicht zur Verfügung steht. Eine Dunkelfeldbeleuchtung ist nicht immer ausreichend. Allerdings sollen hier nur eher unkomplizierte Methoden besprochen werden, für Silberlinien- oder Protargolverfahren ziehe man die Fachliteratur zu Rate (Berger *et al.*, 1997; Foissner, 1967; Mayer, 1966; Röttger, 1995).
Eine ganz einfache Möglichkeit, das Innere vor allem von Ciliaten sichtbar zu machen, ist die Lebendfärbung mit Neutralrot. Dazu setzt man eine Stammlösung an: 0,1 g Neutralrot (das entspricht etwa dreimal der Spitze einer Präpariernadel) in 100 ml destilliertem Wasser lösen. Zur Verwendung wird diese Lösung im Verhältnis 1+10 mit alkalischem Leitungswasser verdünnt. Befinden sich die Organismen in einer Petrischale, kann man zwei Tropfen der Stammlösung zur Kulturflüssigkeit geben – aber keinesfalls mehr, weil die Ciliaten sonst absterben. Das Neutralrot färbt die Nahrungsvakuolen, so daß man sie unter dem Mikroskop gut studieren kann.
Einen Einblick in die äußere Struktur der Mikroorganismen bringt die Verwendung der Opalblauphloxinrhodamin-Lösung nach Bresslau. Dazu setzt man einen Tropfen Kulturflüssigkeit auf den Objektträger und gibt einen ebenso großen Tropfen Farbstofflösung daneben. Mit einem Glasstab werden beide Flüssigkeiten schnell vermischt, mit einem Deckglas ausgestrichen und dann im kalten Luftstrom eines Föns getrocknet. Glückt das Präparat, was einige Übung erfordert, heben sich die Wimpertiere gegen das Rot-Violett des Farbstoffes ab. Bringt man Caedax oder Malinol auf, ist das Dauerpräparat fertig.
Eine dritte Methode, die ebenfalls ohne gesonderte Fixierung der Organismen auskommt, haben Berger, Foissner und Kohmann (1997) vorgeschlagen: Die Verwendung von Methylgrün-Pyronin. Die Ciliaten werden mit wenig Wasser (0,02 ml) auf einen Objektträger gebracht. Einprozentiges Methylgrün-Pyronin mit der Pipette zugeben, bis der Wassertropfen hellblau erscheint. Durch Schwenken des Objektträgers wird der Farbstoff mit Wasser vermischt. Die Untersuchung muß sofort erfolgen, denn die Färbung ist nur etwa fünf Minuten beständig. Erst wenn die Tiere nach etwa zwei Minuten abgestorben sind, wird das Präparat mit einem Deckglas versehen.

Dank

Mein Dank gilt Prof. Dr. Peter Zwick, der es mir ermöglichte, die Bibliothek der Limnologischen Flußstation Schlitz des Max-Planck-Instituts für Limnologie zu benutzen.

Literaturhinweise

Baumeister, W.: Planktonkunde für Jedermann. Eine methodische Einführung. 6. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1972.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
Beyer W.: Modifizierte vereinfachte Heidenhain-Färbung für Protozoen. Mikroskosmos *73*, 351–352 (1984).
Foissner, W.: Wimpertiere im Silberpräparat. Ein „trockenes" Verfahren zur Darstellung des Silberliniensystems. Mikrokosmos *56*, 122–126 (1967).
Günkel, N. G.: Fischfutter für Einzeller. Eine Kulturmethode für die Aquarienmikroskopie. Mikrokosmos *78*, 348–350 (1989).
Günkel, N. G.: Aquarien: Ein wenig erforschter Lebensraum für Mikroorganismen. Mikrokosmos *86*, 217–224 (1997).
Klemm, E.: Die sogenannte Fettschicht der Aquarien. Ein lohnendes Studienobjekt für Naturfreunde. Mikrokosmos *21*, S. 32–34 (1927/28).
Mayer, M.: Kultur und Präparation der Protozoen. 3. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1966.
Röttger, R. (Hrsg): Praktikum der Protozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
Schumm F.: Schnellpräparation von Einzellern. Mikrokosmos *53*, 253–254 (1964).
Schwoerbel, J.: Methoden der Hydrobiologie. Süßwasserbiologie. 3. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1986.
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. 8. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

Verfasser: Norbert Gregor Günkel,
Rudloser Straße 59, 36367 Wartenberg;
e-mail: 104125.251@compuserve.com

Kurze Mitteilung

Protozoenfangende Pflanzen

Charles Darwin war der erste Naturforscher, der sich eingehender mit tierfangenden Blütenpflanzen befaßte. Im Jahre 1875 veröffentlichte er darüber eine Monographie und legte darin bereits die ökologischen Grundzüge fest, die Pflanzen dieser eigenartigen Ernährungsgewohnheiten auszeichnen: Fast alle bewohnen von Natur aus mineral- bzw. nährstoffarme Böden und gewinnen aus der Verdauung ihrer tierischen Beute wertvolle Stickstoff-, Phosphor- und auch Schwefelverbindungen. Seit 1875 wurden annähernd 450 weitere Arten höherer Pflanzen entdeckt, die besonders umgestaltete Blätter besitzen, mit denen sie kleinere Arthropoden auf den Leim oder in die Falle locken und anschließend verdauen.

Genlisea-Arten sind im tropischen Afrika und in Südamerika verbreitete Vertreter der Wasserschlauchgewächse (Lentibulariaceae), die in der heimischen Flora mit den tierfangenden Gattungen Wasserschlauch (*Utricularia*) und Fettkraut (*Pinguicula*) vorkommen. *Genlisea* wächst auf moorigen Böden und bildet eine bodenanliegende Blattrosette aus. Die davon ausgehenden dichten Büschel sehen zwar aus wie Wurzeln, sind jedoch in Wirklichkeit unterirdisch wachsende, hochgradig umgestaltete Blätter. Diese bilden in den Endabschnitten schmale Röhren von durchschnittlich 0,2 mm lichter Weite. Enge, haarbesetzte, senkrecht gestellte Schlitze verbinden das Lumen mit der Außenwelt.

Diese besonderen Strukturen erkannte die Arbeitsgruppe des Bonner Botanikers Wilhelm Barthlott jetzt als speziell ausgebildete Fangeinrichtungen für bodenbewohnende Protozoen. Im Laborexperiment erwiesen sich die unterirdischen Fangschläuche von drei afrikanischen *Genlisea*-Arten speziell für bodenbewohnende Ciliaten – beispielsweise Blepharismen und Paramecien – als chemotaktisch hochgradig wirksam: Die Einzeller dringen durch die Schlitze in das Innere der Schlauchabschnitte ein, können wegen der nach innen gerichteten Reusenhaare nicht mehr entkommen und werden im Schlauchblatt verdaut. Nach gezielter Verfütterung radioaktiv markierter Ciliaten waren bereits nach zwei Tagen strahlende Schwefelverbindungen in der Blattrosette nachweisbar. In Feldkontrollen an *Genlisea stapfii* von der Elfenbeinküste fanden sich in den Fangschläuchen regelmäßig bis zu neun verschiedene Protozoen-Arten. *Genlisea* ist damit die erste Pflanzengattung, für die carnivore Ernährung auf der Basis bodenbewohnender Protozoen nachgewiesen ist.

Barthlott, W., Porembski, S., Fischer, E., Gemmel, B.: First protozoa-trapping plant-found. Nature *392*, 447 (1998).

Bruno P. Kremer, Köln

 ier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Neue Medien

Bresinsky, A., Kadereit, J. W.: Systematik-Poster: Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1998, 63×88 cm, gefaltet DM 29,80, ISBN 3-437-25676-9

„Das haben sich Studierende, Dozenten und Lehrer der Biologie und Pharmazie schon immer gewünscht." So wirbt der Gustav Fischer Verlag für ein Farbposter, das in Anlehnung an die neueste (34.) Auflage des Klassikers: Strasburger: Lehrbuch der Botanik, zusammengestellt wurde. Das Poster versucht laut Verlagsangaben die komplexen verwandtschaftlichen Zusammenhänge im Pflanzenreich und unter den Pilzen in einfacher und leicht nachvollziehbarer Form darzustellen. Daß dieser Versuch gründlich mißlungen ist, erschließt sich jedem Studenten, der schon einmal in der Situation war, sich anhand von Stammbäumen auf eine Prüfung in Morphologie und Systematik vorzubereiten, auf den ersten Blick. Die große Ansammlung para- und polyphyletischer Versammlungen, die oft aus polytomen Verzweigungen heraus in unterschiedlich langen und unterschiedlich dicken Linien dargestellt werden, sind zu allem Überfluß teilweise doppelt vertreten, so daß man gezwungen wird, zwei Stammbäume gedanklich übereinander zur Deckung zu bringen. So ist die Aufspaltung in autotrophe und heterotrophe Eucarya nicht nur irreführend, sondern genauso falsch wie die ehemalige, in die Paraphyla „Plantae" und „Animalia" Ohne Zeitskala und ohne Angabe der Komplexität verunsichern die unterschiedlich langen und dicken Linien und generieren Entwicklungszeiträume, die nicht begründet sind. Die Linienführung des Stammbaums ist nicht der Natur, sondern dem Umfang der Textpassagen des Posters angepaßt. Fettgedruckte Worte postulieren zusätzlich eine Wichtigkeit bestimmter Taxa, die einem Stufenleiterdenken Vorschub leisten, das die gesamte Darstellung durchzieht. Die – fast hat es den Anschein – aus vordarwinscher Zeit stammende Abbildung berücksichtigt nicht, daß rezente Organismen nebeneinander und nicht unter- oder übereinander auf dem Stammbaum des Lebens stehen. Vergessen wir nicht, daß Bilder – und somit auch dieses Poster – nicht nur schmückendes Beiwerk sind, sondern einen zentralen Bestandteil unseres Begreifens und Denkens darstellen. So bleibt zu hoffen, daß Studierende, Dozenten und Lehrer angesichts des Posters beginnen gründlich nachzudenken, was man mit 30 DM sonst alles machen könnte.

Matthias Wolf, Berlin

Diese kritische Rezension war der Anlaß dafür, daß in diesem Heft ausführlich auf die angesprochene Thematik eingegangen wird (siehe Artikel Hausmann und Wolf, S. 73–83).

Nachricht

Chroma übergibt die Geschäftsführung in jüngere Hände

Wohl jedem Mikroskopiker, der ein Interesse an Färbetechniken hat, ist die Firma Chroma ein Begriff. Der ehemalige Firmeninhaber Gerd Schmidt, der wohl in den verdienten Ruhestand getreten ist, teilt mit: Nach über 40 Jahren im Dienst der Kunden habe ich meine Unternehmertätigkeit zum Ende des Jahres 1998 eingestellt und den Betrieb in jüngere Hände übergeben. Seit 1999 hat eine neue Chroma-Gesellschaft unter der Leitung von Frank Stache in Münster-Roxel die Geschäfte übernommen: Chroma GmbH & Co. KG, Havixbecker Straße 62, 48161 Münster-Roxel; Telefon: 0180-2-247662 (weltweit, im Inland zu Ortstarif); Fax: 0180-1-247662 (weltweit, im Inland im 90 sec Takt); e-mail: info@chroma.de; Internet: www.chroma.de

Der ausgeschiedene Firmenchef betont: Für Sie, lieber Kunde, wird sich durch die Umstellung des Unternehmens auf die neue Firma nicht ändern. Sie werden alle Farbstoffe, Lösungen und Reagentien in der alten, gewohnten Qualität erhalten. Vorerst bleibe ich als Berater für das neue Unternehmen tätig, während die Herstellung und der Vertrieb der Artikel von Herrn Frank Stache übernommen ist, der bereits seit Anfang 1998 von mir eingearbeitet wurde.

Ein herzliches Dankeschön an Gerd Schmid für die vielen Jahre der Betreuung unserer Abonnenten und beste Wünsche für einen guten Start an Frank Stache von der Redaktion des MIKROKOSMOS!

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Biologische Taxonomie, Klassifikation, Systematik und Phylogenese im Widerstreit? Was ist los in der Szene?

Klaus Hausmann und Matthias Wolf

Ist jemand kein „studierter" Biologe, möchte sich aber gerne intensiver mit dieser naturwissenschaftlichen Disziplin, insbesondere mit der zoologischen und/oder botanischen Taxonomie/Systematik auseinandersetzen, wird er sich den entsprechenden Fachbüchern zuwenden. Mit einiger Sicherheit werden – nach anfänglicher Begeisterung – in ihm, wenn er mehr als ein Buch zu Rate zieht, Zweifel über den Aussagewert der, wie er hoffte, kompetenten Literatur aufkommen. Es kann nämlich sehr leicht passieren, daß er, wenn er beispielsweise in zwei Zoologiebüchern (Storch und Welsch, 1997; Westheide und Rieger, 1996) und einem Botaniklehrbuch (Sitte *et al.*, 1998) (oder einer anderen, beliebigen Buchkombination aus diesen beiden Fachdisziplinen) die Ausführungen zum System der Tiere/Pflanzen liest, drei (oder mehr) zunächst grundverschieden anmutende Variationen zu dieser Thematik vorfindet. Woran mag dies liegen? Sicherlich nicht am verschiedenen Alter der Bücher, denen möglicherweise ein jeweils anderer Wissensstand zugrunde liegen könnte. Nein, alle sind innerhalb der letzten drei Jahre ausgewiesenermaßen als aktuelle Auflagen erschienen. Im Folgenden soll versucht werden, das Problem zu entflechten und aufzuzeigen, wo die Schwierigkeiten, die letztendlich zu einer Art babylonischer Sprachverwirrung führen, ihre Wurzeln haben.

Ein Biologe arbeitet zunächst nicht mit Tieren oder Pflanzen, sondern mit Organismen. Diese werden beschrieben und benannt, wobei Beschreiben und Benennen gleichzeitig erste Schritte des Ordnens sind. Die Prinzipien des Benennens beruhen dabei auf der Logik einer Definition, nach der durch einen Verweis auf den nächsten Oberbegriff und die Angabe des spezifischen Unterschieds Ordnungseinheiten geschaffen werden. Diese Einheiten werden in der Biologie Taxa genannt; das heißt, Taxa sind nichts weiter als beschreibbare und voneinander unterscheidbare Einheiten einer definierten Ordnung. Man kann diese Einheiten gliedern, klassifizieren. Gliederungen sind subjektiv; sie beruhen in der Regel auf Konventionen.

Der Wunsch nach Ordnung

Die faszinierende Geschichte der Evolution oder die Frage, wie sich das Leben entwickelte, ließe sich ebenfalls mit einer Reihe von subjektiven Definitionen beschreiben und gliedern. Eine von diesen Definitionen abgeleitete Klassifikation könnte – und so ist es Jahrhunderte lang gewesen – z. B. auf der Konvention beruhen, die Welt ist statisch, ohne Veränderungen. Um der Vielfalt des Lebendigen gerecht zu werden, haben Menschen zu allen Zeiten geordnet und klassifiziert. Bis heute spielen Definitionen, Konventionen und Subjektivität dabei eine große Rolle, wenngleich sich die Vorstellungen von der Welt fortwährend ändern.

Mit dem Buch „Origin of species" von Charles Darwin (1859) hatte man seinerzeit entsprechend seiner „Abstammungshypothese" ein objektives Kriterium zur Hand, die Welt des Lebendigen systematisch zu ordnen. Demnach gibt es natürliche Gruppen, bestehend aus Organismen, deren Eigenschaften (Merkmale) sich auf eine gemeinsame Abstammung, eine gemeinsame Stammesgeschichte zurückführen lassen. Solche Merkmale werden als homolog bezeichnet, wenn sie – auch bei unterschiedlicher Funktion und anderem Aussehen – denselben stammesgeschichtlichen Ursprung haben (z. B. die unter der Membran liegenden Vesikel (Alveolen) bei so unterschiedlichen Einzellergruppen wie Ciliaten, Dinoflagellaten

 r GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

und Apicomplexen). Als analog werden sie hingegen bezeichnet, wenn sie ähnliche Funktionen ausüben und daher, trotz unterschiedlichen Ursprungs, äußerlich ähnlich sind (z. B. die Schalen von manchen amöboiden Organismen und die Schalen von Weichtieren). Ziehen wir alle homologen Merkmale in Betracht, so zeigt sich eine sogenannte enkaptische (ineinandergeschachtelte) Ordnung, in der Homologienkreise Gruppen von Organismen mit Merkmalen umfassen, die andere derartige Gruppen nicht besitzen.

Das Hennig'sche System

Seit 1950 gibt es eine Methode, entwickelt von Willi Hennig, mit deren Hilfe man versucht, die Stammesgeschichte der Organismen zu rekonstruieren (vgl. hierzu Sudhaus und Rehfeld, 1992). Man geht dabei davon aus, daß Organismen in Populationen leben, in denen sich ihre Merkmale aufaddieren. Kommt es zu einer Aufspaltung (Speziation) der Population und bleibt diese Aufspaltung bestehen, entwickeln die Organismen getrennt voneinander neue Eigenschaften, die sie von den Organismen der Ausgangspopulation unterscheiden. Solche Eigenschaften sind homolog und gleichzeitig apomorph (abgeleitet) gegenüber den plesiomorphen (urspünglichen) Merkmalen der Ausgangspopulation. Faßt man Ciliaten, Dinoflagellaten und Apicomplexen zusammen, so sind die Vesikel unterhalb ihrer Membranen, die Alveolen, ein solches Merkmal für die gesamte Gruppe, was neben anderen Kriterien letztendlich zur Errichtung des Monophylums Alveolata geführt hat. Apomorphien kennzeichnen also ein Taxon als monophyletisch. Das bedeutet, daß alle Organismen dieses Taxons Eigenschaften besitzen, die kein Organismus eines anderen Taxons besitzt. Als para- bzw. polyphyletisch bezeichnet man Gruppen, die nicht alle Organismen gleicher Abstammung bzw. Organismen unterschiedlicher Abstammung umfassen.
Eine monophyletische Gruppe von Organismen mit sich entsprechenden Eigenschaften kann nun als natürliche Klasse systematisiert werden. Ein Taxonom untersucht dabei die Logik des Klassifizierens und Systematisierens. Als natürliche Klassen gelten Arten und Abstammungsgemeinschaften. Oft werden Arten als reproduktiv gegeneinander isolierte Fortpflanzungsgemeinschaften definiert. Dies ist jedoch lediglich ein Artaspekt, denn Organismen gehören nicht deshalb zu einer Art, weil sie sich erfolgreich verpaaren, sondern sie verpaaren sich, weil sie zu einer Art gehören (Mahner und Bunge, 1997).
Das Prinzip der sparsamsten Erklärung führt jeweils zwei, vier, acht usw. Klassen auf eine Autapomorphie zurück (Abwärtsklassifikation); das bedeutet, daß aus der Sicht der Evolution sich Populationen nach und nach in jeweils zwei Teilpopulationen spalten (Kladogenese), während sich jede Teilpopulation getrennt entwickelt (Anagenese). Eine solche Zweiteilung (Dichotomie) läßt sich leicht in einem Kladogramm darstellen, das als Arbeitshypothese einem begründeten Stammbaum zugrunde liegt. Die von Willi Hennig entwickelte phylogenetische Methode rekonstruiert solche Stammbäume anhand von Eigenschaften, die synapomorph bei nächst verwandten Schwestertaxa vorhanden sind, um damit zu belegen, daß zwei oder mehr Taxa zu einem Monophylum gehören.

Pflanzen und Tiere – Pro- und Eukaryoten

Eine Einteilung in Pflanzen und Tiere ist historisch bedingt. Pflanzen bilden ein Poly-, Tiere ein Paraphylum. Das Taxon Pflanzen enthält nämlich Nachkommen verschiedener Abstammungsgemeinschaften, das Taxon Tiere nur Nachkommen einer Abstammungsgemeinschaft, aber eben nicht alle. Beide repräsentieren also unnatürliche Gruppen; eine derartige Zweiteilung läßt sich daher hinsichtlich der Stammesgeschichte nicht begründen.
Alle heute auf der Erde lebenden Organismen sind zellulär organisiert, sie sind gleicher Abstammung und teilen eine Reihe gemeinsamer Merkmale: Alle bestehen aus Nukleinsäuren, Proteinen, Kohlehydraten, Lipiden und Wasser, alle betreiben Stoffwechsel, alle sind in der Lage Bewegungen auszuführen und alle zeigen Reizantworten gegenüber ihrer Umwelt. Schließlich können sich alle fortpflanzen und dabei ihre Eigenschaften auf die Nachkommen vererben. In den meisten Lehrbüchern werden sie einer grundlegenden Zweiteilung in Pro- und Eukaryoten unterworfen. Prokaryoten bilden jedoch ebenso wie Pflanzen und Tiere keine monophyletische Gruppe, sondern eine aufgrund ursprünglicher Merkmale geschaf-

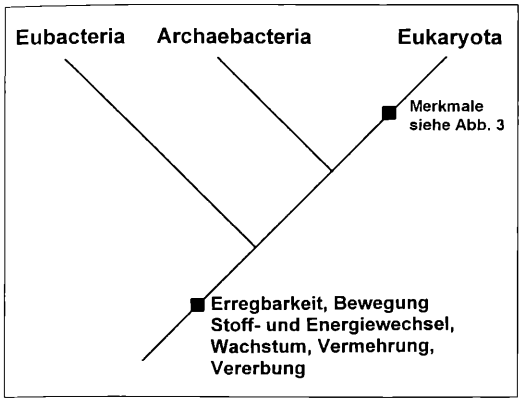


Abb. 1: Phylogenetische Beziehungen zwischen Eubacteria, Archaebacteria und Eukaryota.

fene paraphyletische Gruppe von Organismen. Es gibt kein abgeleitetes Merkmal, nach dem die Prokaryoten als Einheit interpretierbar wären. Heute werden meist die Archäbakterien als Schwestergruppe der Eukaryoten angesehen. Gemeinsam bilden diese beiden Gruppen dann die Schwestergruppe der Eubakterien (Abb. 1) (Sogin 1991).

Einige Bakterien traten gemäß der Endosymbiontenhypothese im Laufe der Evolution mit Eukaryoten in symbiontische Vergesellschaftung, wodurch sich anagenetisch spezifische Zellorganellen wie Chloroplasten oder Mitochondrien bildeten (Margulis und Schwartz, 1989). Eine Alternative, die sogenannte Hydrogen-Hypothese besagt, daß ein Eubakterium mit einem Archäbakterium eine solche Symbiose einging und somit der erste Eukaryot aus zwei Bakterien entstanden ist (Martin und Müller, 1998). Auch diese Hypothese kann das Auftreten von Mitochondrien und Chloroplasten problemlos erklären.

Ohne nun näher auf diese beiden Alternativen einzugehen, kann man postulieren, daß die Eukaryoten eine monophyletische Gruppe darstellen. Alle Organismen dieser Abstammungsgemeinschaft besitzen nämlich sich entsprechende Eigenschaften: Zellgröße im höheren Mikrometer- bis Millimeterbereich, Kompartimentierung (innere Gliederung des Protoplasten durch Membranen wie zum Beispiel endoplasmatisches Reticulum), Kern mit Kernhülle, Chromosomen (= lineare DNS-Moleküle mit Histonen) im Zellkern, die Fähigkeit zur Mitose, Actomyosine, Mikrotubuli, ein Cytoskelett aus Proteinfilamenten und die Fähigkeit sich amöboid fortzubewegen.

Neue Methoden vermitteln neue Einsichten

Wie aber stellen sich die systematischen (verwandschaftlichen) Beziehungen der Eukaryoten untereinander dar? Gibt es Merkmale, die weitere Zweiteilungen erkennen lassen? Die letzten 50 Jahre haben hier zu entscheidend neuen Erkenntnisen geführt: Neben dem konsequenten Einsatz der phylogenetischen Methode und unter Berücksichtigung der Postulate der Endosymbionten- sowie der Hydrogen-Hypothese sind es vor allem Erkenntnisse aus der Elektronenmikroskopie und der Molekularbiologie gewesen, die den Merkmalskatalog erweiterten.

Während man sich den durch den Einsatz der Elektronenmikroskopie erarbeiteten Wissenszuwachs auch als Außenstehender ohne große Probleme ausmalen kann – es werden grundsätzlich mehr und feinere Strukturen erkannt –, mag man sich unter dem molekularbiologischen Ansatz überhaupt nichts vorstellen können. Es würde den Rahmen dieses Artikels sprengen, im Detail zu erklären, wie diese Methodik „funktioniert“ Das ist im Grunde genommen auch nicht notwendig, sondern es reicht zu wissen, daß bei diesem Ansatz Sequenzen von Genen oder Proteinen verglichen werden. Hierbei müssen die betreffenden Moleküle homolog sein und sollten sich bei allen zu untersuchenden Organismen finden lassen. Die zu verwendenden Sequenzen dürfen sich im Laufe der Evolution nicht zu schnell ändern. Das verwendete Molekül soll nicht zu kurz sein, damit für den angestrebten Vergleich eine ausreichende Anzahl aussagekräftiger Positionen vorhanden ist. [Für denjenigen, der es genauer wissen möchte, sei gesagt, daß vorwiegend die kodierende Region der RNA der kleinen Ribosomenuntereinheit (small subunit rRNA, SSU-rRNA) als Referenzmolekül herangezogen wird.] Sind diese Voraussetzungen erfüllt, bietet ein solcher Molekülvergleich eine weitere und zugleich sehr zuverlässige Möglichkeit insbesondere zur zeitlichen Aufschlüsselung des Ablaufes der Stammesgeschichte der Organismen.

 r GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Ein Kladogramm der Eukaryoten

Ein gezeichnetes Kladogramm, das die jeweilige Zweiteilung verdeutlicht, und ein geschriebenes (eingerücktes) System sind prinzipiell ineinander überführbar; beide geben die verschachtelte Ordnung einer aufeinanderfolgenden Evolution der Organismen wieder. Ein geschriebenes System ist also problemlos in ein Kladogramm umzusetzen (vgl. Abb. 2 mit Abb. 3). Als Beispiel sind die verwandschaftlichen Beziehungen innerhalb der Eukaryota wiedergegeben (Leipe und Hausmann, 1993; Schlegel, 1994).

- Eukaryota
  - Microspora
  - Mastigota
    - Archamoeba
    - Dimastigota
      - Tetramastigota
        - Retortamonada
          - Retortamonadea
          - Diplomonadea
        - Axostylata
          - Oxymonadea
          - Parabasalea
      - Metakaryota

Abb. 2: System der Eukaryota.

So, wie jedes phylogenetische System kommt auch dieses System ohne die Vergabe kategorialer Ränge (z.B. Gattung, Ordnung, Familie, Stamm, Reich usw.) aus. Ein phylogenetisches System ist überhaupt nur ohne Vergabe kategorialer Ränge zu erstellen, denn Rangstufen sind ja lediglich willkürlich vergebene Etiketten und Ax hat ganz recht, wenn er 1995 schreibt: „Reiche existieren nur in den Köpfen von Menschen, nicht aber in der lebenden Natur." Anders ausgedrückt: Wenn beispielsweise die oft in den verschiedensten Lehrbüchern genannten fünf Reiche Bakterien, Protisten, Fungi, Animalia und Plantae tatsächlich alle den gleichen Rang hätten, dann könnte man das Prinzip der Zweiteilung nicht aufrechterhalten, ganz unabhängig davon, ob es sich bei den Reichen um Mono-, Para- oder Polyphyla handelt.

Neuer Ansatz – Fallbeispiel Protozoen

Welche Auswirkungen haben die bislang eher theoretisch anmutenden Ausführungen für die Praxis? Wir gehen einmal von dem althergebrachten System der Einzeller aus, das erstmals von Otto Bütschli zum Ausklang des vergangenen Jahrhunderts formuliert wurde (Abb. 4). Danach gibt es einen Stamm Protozoa, der in vier Klassen und acht Unterklassen aufgefächert wird. Man geht davon aus, daß diese Taxa in direkten Verwandschaftsverhältnissen zueinander stehen. Nach heutigem Verständnis und der damit verbundenen Terminologie müßte man somit die Protozoa als ein Monophylum auffassen.

Nachdem über mehr als ein halbes Jahrhundert weitere intensive Forschungen an den Einzellern betrieben worden waren, wurde in den 60er Jahren eine international zusammengesetzte, 11-köpfige Systematiker-Kommission beauftragt, Bestandsaufnahme zu machen und ein aktuelles System der Protozoen zu formulieren. Das Ergebnis dieser Kommission (Honigberg *et al.*, 1964) war eher enttäuschend (Abb. 5), da es kaum vom Bütschli-System abwich. Wieder wurde das Monophylum Protozoa in vier, allerdings etwas anders definierte Untertaxa (diesmal Unterstämme) mit acht, ebenfalls teilweise anders definierten Untergruppierungen (Klassen) aufgegliedert.

Es war zu Anfang der 80er Jahre, als ein wiederum international zusammengesetztes, diesmal sogar 16-köpfiges Expertenteam (Levine *et al.*, 1980) nach Sichtung insbesondere der aus der Elektronenmikroskopie stammenden Erkenntnisse der letzten zwei Dekaden ein neues System der Protozoen publizierte (Abb. 6). Die Fachwelt war zunächst wohl erst ungläubig, dann schließlich irritiert. Denn das unterdessen fast ein Jahrhundert lang akzeptierte Taxon Protozoa existierte nicht mehr. Stattdessen fanden sich sieben Stämme (Monophyla) einzelliger Lebewesen, die in keinerlei unmittelbar erkenntlichen Verwandschaftsbeziehungen zueinander standen.

Was war passiert? Die Elektronenmikroskopie hatte nicht die so inständig erhofften Ergebnisse gezeitigt. Es wurden keinerlei Strukturen (Apomorphien) gefunden, welche ein Monophylum Protozoa hätten begründen können. Im Gegenteil, die Ultrastrukturforschung hatte eine viel größere Diversität innerhalb der einzelligen Lebewesen an den Tag gebracht, als

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

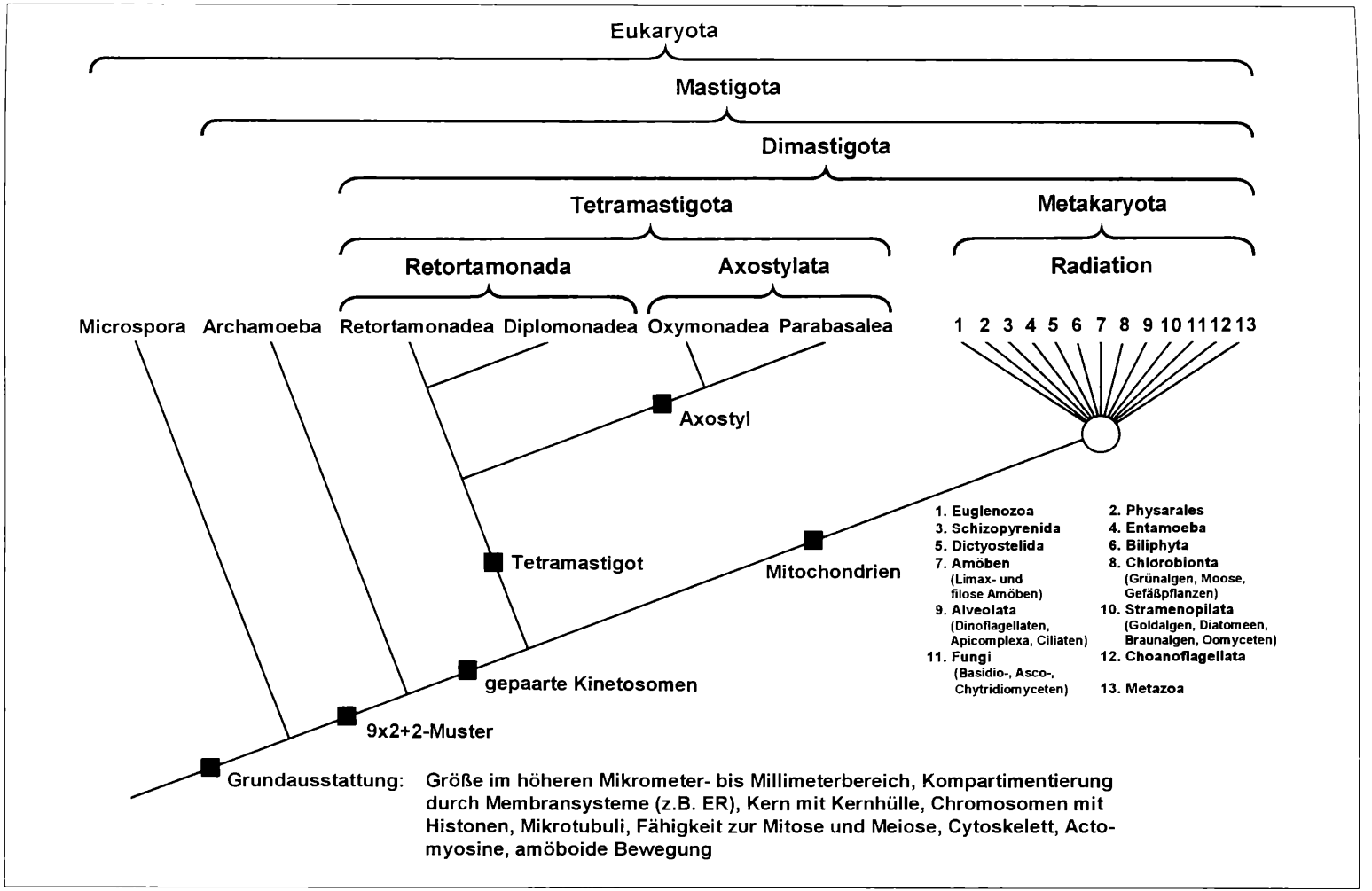


Abb. 3: Kladogramm der Eukaryota. Aus Platzgründen wurde die Radiation der Metakaryota nicht im Detail dargestellt. Weitere Erläuterung siehe Text.

er GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

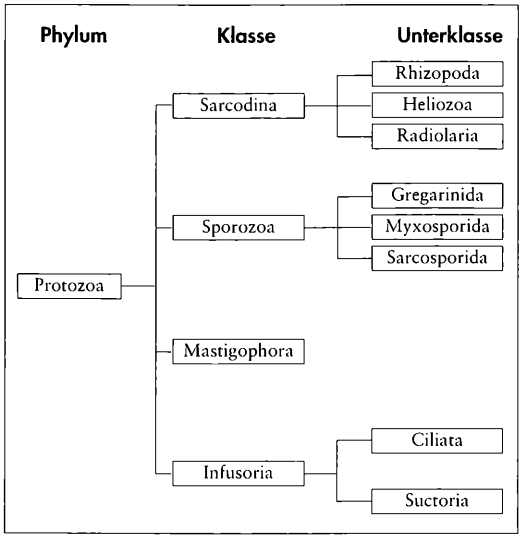


Abb. 4: Protozoen-System nach Bütschli, 1881.

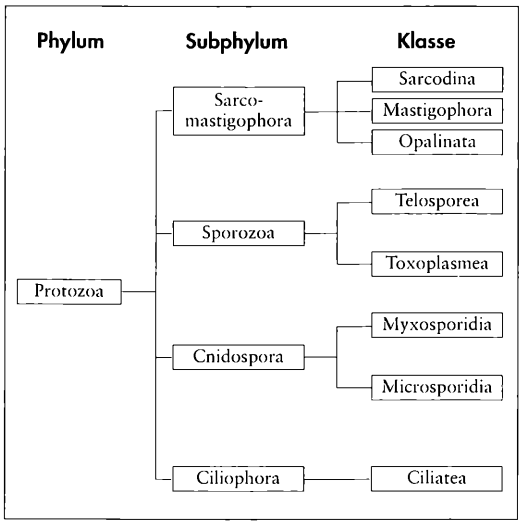


Abb. 5: Protozoen-System nach Honigberg *et al.*, 1964.

man sie jemals vermutet oder erahnt hatte. Es blieb also in der Tat nichts anderes übrig, als hinzunehmen, daß es in der Welt der Einzelligen kein einigendes Taxon Protozoa gibt, sondern, daß offenbar neben der Vielzelligkeit die Einzelligkeit eine Alternative darstellt, wie auch heute Organismen leben.

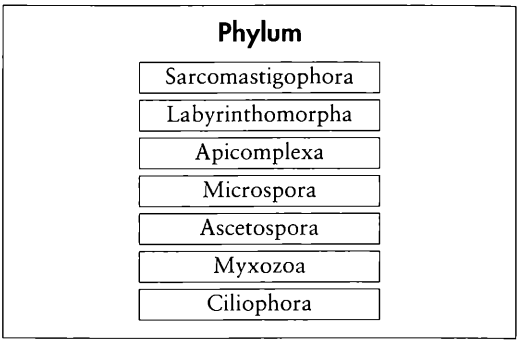


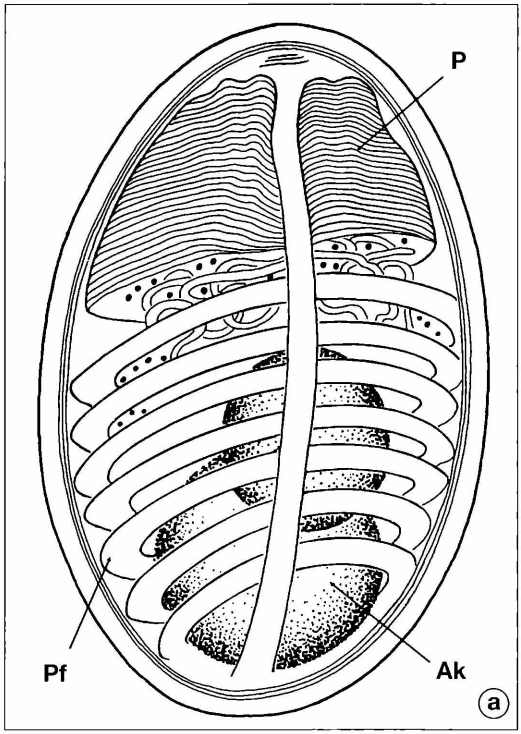
Abb. 6: Einzeller-System nach Levine *et al.*, 1980.

Daraufhin waren unerwarteten Wildwüchsen Tür und Tor geöffnet. Es erschienen in der Folgezeit Arbeiten in der Fachliteratur, die eine kontinuierlich anwachsende Anzahl von Einzeller-Stämmen vorschlugen, die in langen, alphabetisch geordneten Kolonnen mehr oder minder beziehungslos bzw. nach unnatürlich erscheinenden Kriterien hintereinander aufgelistet waren (Cavalier-Smith, 1993; Corliss, 1994; Margulis *et al.*, 1990).
Das konnte natürlich nicht der erwartete Fortschritt sein. Bewegung kam erst dann in die festgefahrene Situation, als man andere, nämlich die oben erwähnten und kurz erläuterten molekularen Methoden einbezog. Da lösten sich einige bislang als unlösbar geltende Knoten. Es mußte aber radikal umgedacht werden. Man mußte sich von alten Vorstellungen trennen und sich neuen Erkenntnissen aufschließen, mit allen Konsequenzen. Diese sollen nun im folgenden ausgeführt werden.

Das aktuelle System

Als Grundvoraussetzung für die folgenden Ausführungen müssen wir davon ausgehen, daß die bereits genannte serielle Endosymbiontenhypothese allgemein akzeptiert ist, und daß bei der Erstellung eines Systems alle verfügbaren und sinnvoll einsetzbaren Daten berücksichtigt werden sollten, morphologische, molekulare und allgemeinbiologische (z. B. Entwicklungskreisläufe, ökologische Zusammenhänge) (Hausmann und Hülsmann, 1996).

Schauen wir uns unter diesem Blickwinkel noch einmal die Abbildung 3 an. Wie ist das Gesamtsystem zu verstehen und welche Merkmale begründen die dargestellten Dichotomien innerhalb des vorgeschlagenen Systems?
Nach der zweiten Aufspaltung evolvierten archäbakterielle und eukaryotische Organismen getrennt voneinander. Wie vorne bereits erläutert, besitzen die eukaryotischen Organismen eine Reihe einigender Merkmale, die sie als monophyletisch ausweisen.
Die erste sich abzweigende Gruppe sind die Mikrosporidien, die sich durch den Besitz eines ausschleuderbaren Polfadens und durch gepaarte Zellkerne auszeichnen (Abb. 7). Heute sind diese ehemals freilebenden Einzeller Parasiten, zum Beispiel in Nutzinsekten (Bienen).
Die nächste Abzweigung ist durch die Entwicklung von einzeln stehenden Flagellen mit 9×2+2-Muster gekennzeichnet (Abb. 8): Mastigota. Dagegen setzen sich als nächstes die Dimastigota ab, welche an dem Auftreten von gepaarten Kinetosomen (Basalkörpern und späterhin Zentriolen) erkannt werden (Abb. 9). Die Tetramastigota schließlich weisen ursprünglich vier Flagellen (= zwei Paare) auf. Zu dieser Gruppe zählen die Retortamonaden und Axostylaten. Letztere sind insofern bemerkenswert, als sie durch ein flexibles Axostyl (Achsenstab) in der Längsrichtung ausgesteift sind. Das Axostyl besteht aus einer Vielzahl von Mikrotubulilamellen, die zu einem Stab angeordnet sind (Abb. 10a–c). Innerhalb der Axostylata sind die Parabasalier deswegen besonders interessant, weil sie über einen Parabasalapparat verfügen, der, wie erst elektronenmikroskopische Untersuchungen belegten, aus einer außergwöhnlich dichten Ansammlung von Dictyosomen besteht (Abb. 10d).
Es wird diskutiert, ob es sich bei den Parabasalier-Dictyosomen um Strukturelemente handelt, die mit den Metakaryota-Dictyosomen homolog sind oder ob es sich um eine konvergente Entwicklung handelt. Über die Dictyosomen hinaus werden die Metakaryota durch das Auftreten von Mitochondrien charakterisiert, also durch die Organellwerdung ehemaliger Organismen aus dem Paraphylum der Prokaryoten (Abb. 11). Mitochondrien sind typischerweise aufgrund ihrer Entstehungsgeschichte aus zwei Membranen aufgebaut, nämlich aus einer äußeren glatten und einer stark aufgefalteten inneren.



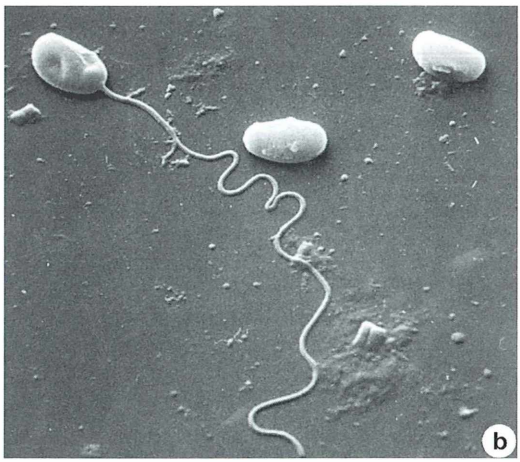


Abb. 7: Ruhende Mikrosporidien-Spore (a) mit Polaroplast (P) und Polfaden (Pf) sowie entladene Spore mit ausgestülptem Polfaden und freigesetztem Amöboidkeim (Ak) (b; Original von R. Larsson, Lund).

er GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

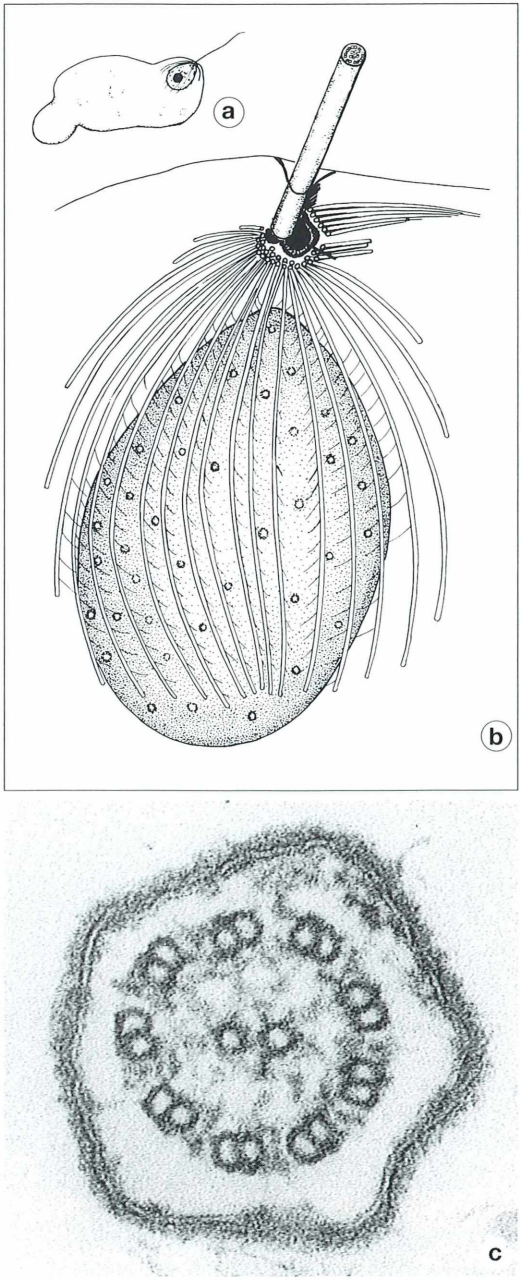


Abb. 8: Archamöbe mit einem Flagellum (a), von dessem Basalkörper ein Korb von Mikrotubuli ausgeht, in dem der Kern aufgehängt ist (b); c Flagellenquerschnitt mit typischem 9×2+2-Mikrotubuli-Muster.

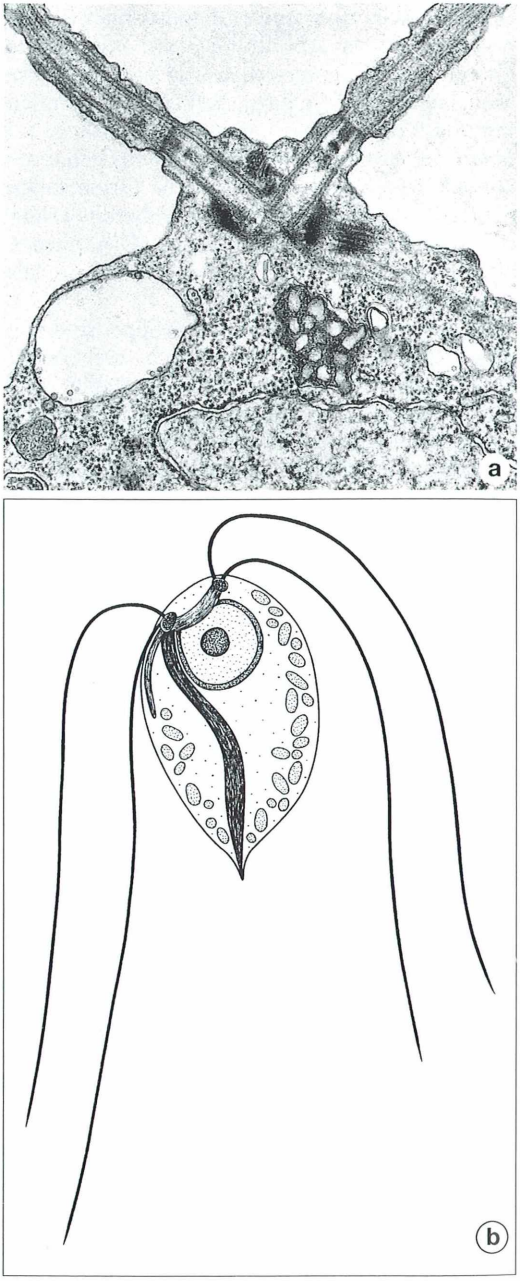
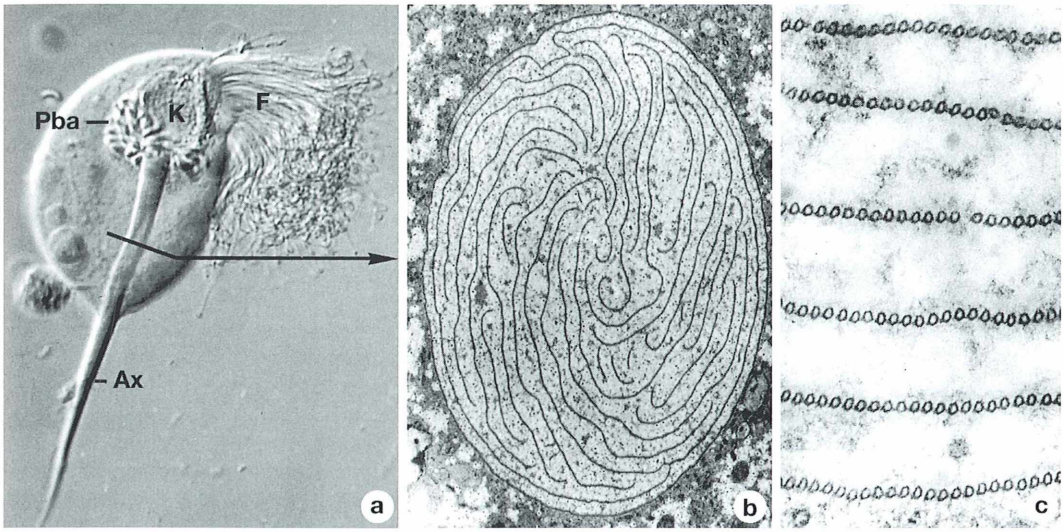


Abb. 9: Gepaarte Kinetosomen des Flagellaten *Aulacomonas submarina* im elektronenmikroskopischen Schnittpräparat (a; Original von G. Brugerolle, Clermont-Ferrand) und in tetramastigoter Anordnung bei der Oxymonade *Monocercomonoides hausmanni* (b; Original von R. Radek, Heidelberg).



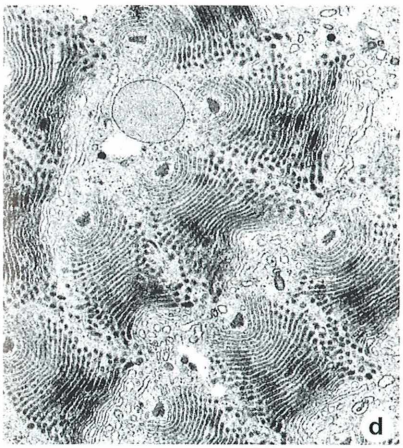


Abb. 10: Axostylata, Parabasalia: Axostyl (a, Ax) aus Mikrotubulilamellen (b, c) mit aufgesetztem Zellkern (a, K). Von den Basalkörpern der Flagellen (F) ziehen Verbindungselemente zum Parabasalapparat (a, Pba), der aus zahlreichen Dictyosomen besteht (d, Original von R. Radek, Heidelberg).

Bis zu den Metakaryoten finden sich die Organismen in nahezu sauerstofffreiem (anoxischem) Milieu und besitzen daher zur Energiegewinnung keine Mitochondrien, die nur in sauerstoffreicher (oxischer) Atmosphäre ihre Tätigkeit entfalten können. Stattdessen finden sich in einem Teil der Anoxier Hydrogenosomen, welche die Energiegewinnung betreiben, die allerdings nicht so effizient wie die der Mitochondrien ist (Müller, 1993). Hydrogensomen scheinen einfacher als Mitochondrien aufgebaut zu sein (Abb. 12). Über ihre Herkunft oder Entstehung wird immer noch spekuliert. Möglicherweise handelt es sich um ganz stark abgewandelte Bakterien.

Innerhalb der Metakaryota ist eine sehr intensive Radiation in eine Vielzahl von Monophyla zu beobachten, die in der Abbildung 3 der Übersichtlichkeit halber allerdings nicht mehr grafisch exakt nachvollzogen wird (Coombs *et al.*, 1998). Auf Metakaryoten-Niveau erfolgte

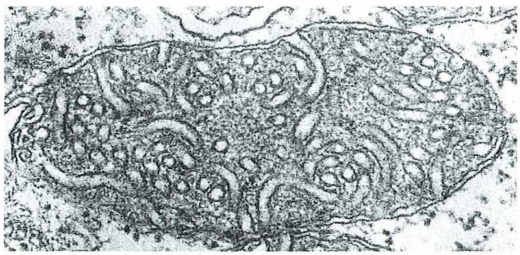


Abb. 11: Mitochondrium von *Paramecium* mit tubulären Einstülpungen der inneren Membran.

 er GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

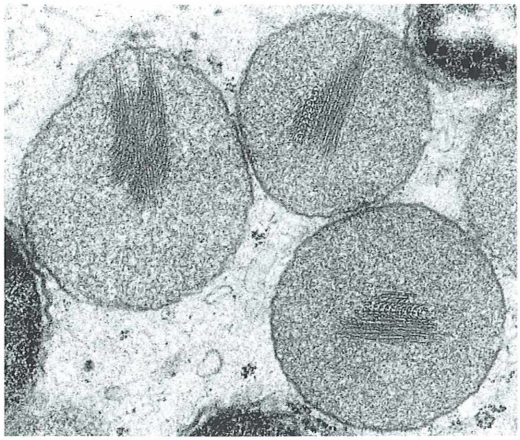


Abb. 12: Hydrogenosomen aus *Placojoenia* (Parabasalea) (Original von R. Radek, Heidelberg).

mehrfach die Entwicklung zu vielzelligen Organismen (Braun- und Rotalgen, Metazoen, Pilze, Chlorobionta).
Ebenso erfolgte erst hier die Entwicklung von Chloroplasten aus prokaryotischen Vorgängern, ein Ereignis, das nach heutigem Verständnis zumindest zweimal eintrat. Richtig kompliziert wird die Gesamtsituation dadurch, daß im weiteren Verlauf der Evolution auf metakaryotischem Level Austausche von Chloroplasten stattgefunden haben. Dieser kurze Hinweis mag erahnen lassen, daß eine einfache Untergliederung der Organismen in Pflanzen und Tiere, wie sie von Anbeginn der sortierenden Aktivitäten der Menschen vorgenommen wurde, keinesfalls die natürlichen Gegebenheiten widerspiegeln kann. In einer weiteren Arbeit wird dieser wichtige Aspekt im Detail erklärt und diskutiert werden.

Schlußfolgerungen

Kommen wir zurück zum Ausgangspunkt unserer Ausführungen, zum System der Einzeller. Es haben sich also die Evidenzen mehr und mehr erhärtet, daß es weder ein Monophylum Protozoa gibt und daß eine – zweifelsfreie Verwandschaftsverhältnisse vortäuschende – Untergliederung der Organismen in Einzeller und Vielzeller nicht realistisch ist. Es ist vielmehr so, daß die Organismen grundsätzlich ein- oder vielzellig organisiert sein können. Und so finden wir heute innerhalb der rezenten Arten gleichermaßen recht einfach wie höchst kompliziert aufgebaute Einzeller wie Vielzeller. Damit muß in der Tat das liebgewonnene Taxon Protozoa (oder Protista oder Protoctista) aufgegeben werden. Und damit wird auch klar, weshalb in der Vergangenheit die großen Taxa Sarcodina und Flagellata bei dem Versuch, Verwandschaftsverhältnisse aufzuspüren, stets unüberwindbare Probleme bereitet haben. Solche Monophyla, also in sich geschlossene Verwandschaftsgruppierungen, existieren einfach nicht. Es gehen nicht alle Amöben oder alle Flagellaten jeweils auf eine gemeinsame Ursprungsart zurück, sondern Amöbe oder Flagellat stellt jeweils eine von verschiedenen Bauplanalternativen innerhalb der einzelligen Organismen dar.
Angesichts dieser Tatsache kann man nach wir vor von Amöben, Flagellaten, Sporozoen und Ciliaten reden, muß sich dabei alllerdings stets bewußt sein, daß diese Bezeichnungen zunächst absolut informell sind, das heißt, keinerlei Aussagen über irgendwelche, wie auch immer geartete Verwandschaftsverhältnisse zwischen diesen Organismengruppen machen.

Glossar

Apomorphie

Gegenüber dem ursprünglichen Zustand verändertes Merkmal. Zwei Flagellen sind apomorph gegenüber der Plesiomorphie ein Flagellum. Zwei Flagellen begründen das Monophylum Dimastigota. Ein Flagellum begründet das Monophylum Mastigota. Aus einer Apomorphie wird also im Laufe der Geschichte eine Plesiomorphie.

Autapomorphie

Abgeleitetes Merkmal bzw. evolutive Neuheit als Beleg für ein Monophylum.

Monophylum

Durch eine Autapomorphie begründete Abstammungsgemeinschaft bzw. Taxon, das alle aus einer Ursprungsart entstandenen Arten zusammenfaßt.

Paraphylum

Taxon, das nur Nachkommen einer Abstammungsgemeinschaft enthält, aber nicht alle.

Plesiomorphie

Unverändertes Merkmal, das auch nach einer Speziation beibehalten wird.

Polyphylum

Taxon, das Nachkommen mehrerer Abstammungsgemeinschaften enthält.

Schwestertaxon

Schwesterarten wie Schwestertaxa haben jeweils eine nur ihnen gemeinsame Stammart.

Synapomorphie

Gemeinsamer Besitz eines abgeleiteten Merkmals bei Schwestertaxa.

Literaturhinweise

Ax, P.: Das System der Metazoa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.

Bütschli, O.: Protozoa. In: Bronn, H. G. (Hrsg.): Klassen und Ordnungen des Tierreichs. Winter, Heidelberg 1880–1889.

Cavalier-Smith, T.: Kingdom Protista and its 18 phyla. Microbiol. Rev. *57*, 953–994 (1993).

Coombs, G. H., Vickerman, K., Sleigh, M. A., Warren, A. (eds.): Evolutionary relationships among protozoa. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 1998.

Corliss, J. O.: The kingdom Protista and its 45 phyla. BioSystems *17*, 87–126 (1994).

Darwin, C.: On the origin of species by means of natural selection, or the preservation of favoured races in the struggle for life. John Murray, London 1859.

Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1996.

Hennig, W.: Grundzüge einer Theorie der Phylogenetischen Systematik. Deutscher Zentralverlag, Berlin 1950.

Honigberg, B., M., Balamuth, W., Bovee, E. C., Corliss, J. O., Gojdics, M., Hall, R. P., Kudo, R. R., Levine, N. D., Loeblich, A. R. jr., Weiser, J., Wenrich, D. H.: A revised classification of the phylum Protozoa. J. Protozool. *11*, 7–20 (1964).

Hülsmann, N., Hausmann, K.: Towards a new perspective in protozoan evolution. Europ. J. Protistol. *30*, 365–371 (1994).

Leipe, D., Hausmann, K.: Neue Erkenntnisse zur Stammesgeschichte der Eukaryoten. BiuZ *23*, 178–183 (1993).

Levine, N. D., Corliss, J. O., Cox, F. E. G., Deroux, G., Grain, J., Honigberg, B. M., Leedale, G. F., Loeblich III, A. R., Lom, J., Lynn, D., Merinfeld, E. G., Page, F. C., Poljansky, G., Sprague, V., Vavra, J., Wallace, F. G.: A newly revised classification of the protozoa. J. Protozool. *27*, 37–58 (1980).

Mahner, M., Bunge, M.: Foundations of biophilosophy. Springer Verlag, Berlin 1997.

Martin, M., Müller, M.: Schweißte Wasserstoff den ersten Eukaryoten zusammen? Spektrum der Wissenschaft *7*, 18–20 (1998).

Margulis, L., Schwartz, K. V.: Die fünf Reiche der Organismen. Spektrum der Wissenschaft-Verlagsgesellschaft, Heidelberg 1989.

Margulis, L., Corliss, J. O., Melkonian, M., Chapman, D. J. (eds): Handbook of Protoctista. Jones and Barlett, Boston 1990.

Müller, M.: The hydrogenosome. J. Gen. Microbiol. *139*, 2879–2889 (1993).

Schlegel, M.: Molecular phylogeny of eukaryotes. Trends Ecol. Evol. *9*, 330–335 (1994).

Schmitt, M.: Wie sich das Leben entwickelte. Mosaik Verlag, München 1994.

Sitte, P, Ziegler, H., Ehrendorfer, F., Beresinsky, A.: Strasburger. Lehrbuch der Botanik, 34. Auflg. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1998.

Sogin, M. L.: Early evolution and the origin of eukaryotes. Curr. Opin. Gen. Develop. *1*, 457–463 (1991).

Storch, V., Welsch, U.: Systematische Zoologie, 5. Auflg. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.

Sudhaus, W., Rehfeld, K.: Einführung in die Phylogenetik und Systematik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.

Westheide, W., Rieger, R.: Spezielle Zoologie, Einzeller und Wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann und
Cand. rer. nat. Matthias Wolf,
Freie Universität Berlin, Institut für Zoologie,
AG Protozoologie,
Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin

Immer mehr heimische Tiere und Pflanzen brauchen Schutz. Wir machen uns für den Erhalt ihrer Lebensräume stark. Helfen Sie mit!

Wie? Das erfahren Sie in der Broschüre zum Thema „Artenschutz". Gegen DM 6,– in Briefmarken (inkl. Porto) anfordern beim NABU, Postfach 30 10 54, 53190 Bonn.

NABU

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

Neues Programm der Olympus Akademie für die Jahre 1999/2000

Es liegt das aktuelle Porgramm der Olympus-Akademie vor. Diesmal reicht es bin ins Jahr 2000, um eine weitsichtige Zukunftsplanung zu ermöglichen. Im einzelnen sieht das Programm folgende Aktivitäten vor:

04./05. Mai 1999: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 2" (Grundkurs), Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–.

01./02. Juni 1999: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 1" (Grundkurs), Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–.

08. Juni 1999: Workshop: „Einführung in die digitale Mikrofotografie", Dauer: 1 Tag, Teilnahmegebühr: DM 130,–.

10./11. Juni 1999: Workshop: „Fluoreszenzmikroskopie", Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 650,–.

22./23. Juni 1999: Workshop: „Auflicht komplex", Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 650,–.

01./02. September 1999: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 2" (Aufbaukurs), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–.

14./15. September 1999: Workshop: „Angewandte Methoden der zellulären Fluoreszenzmikroskopie", Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 320,–.

21./22. September 1999: Workshop: „Moderne Invert-Mikroskopie", Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 650,–.

23. September 1999: Workshop: „Einführung in die digitale Mikrofotografie", Dauer: 1 Tag, Teilnahmegebühr: DM 130,–.

28./29. September 1999: Workshop: „Polarisationsmikroskopie", Schwerpunkt: Baustoffmineralogie, Referent: Prof. Helmut Schleicher, Universität Hamburg, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 650,–.

12. Oktober 1999: Workshop: „Einführung in die digitale Mikrofotografie", Dauer: 1 Tag, Teilnahmegebühr: DM 130,–.

13. Oktober 1999: Workshop: „Einführung in die digitale Mikrofotografie", Dauer: 1 Tag, Teilnahmegebühr: DM 130,–.

19./20. Oktober 1999: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 3" (Dokumentation), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–.

07./08. Dezember 1999: Workshop: „Grundlagen der Laserscan-Mikroskopie", Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 280,–.

18./19. Januar 2000: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 1" (Grundkurs), Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–

01./02. Februar 2000: Workshop: „Fluoreszenzmikroskopie", Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 650,–

08. Februar 2000: Workshop: „Einführung in die digitale Mikrofotographie", Dauer: 1 Tag, Teilnahmegebühr: DM 130,–

22./23. Februar 2000: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 2" (Aufbaukurs), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–

07./08. März 2000: Workshop: „Angewandte Methoden der zellulären Fluoreszenzmikroskopie", Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 320,–

28. /29. März 2000: Seminar: „Grundlagen der Lichtmikroskopie 3" (Dokumentation), Grundkenntnisse erforderlich, Dauer: 2 Tage, Teilnahmegebühr: DM 550,–

Die Preise verstehen sich zuzügl. gesetzl. MwSt.

Alle Akademie-Veranstaltungen dieses Programms finden in Hamburg statt. Gern ist die Fa. Olympus bei der Hotelreservierung behilflich.

Die Teilnehmerzahl ist begrenzt.

Fordern Sie detaillierte Informationen an bei:

Olympus Optical Co. (Europe) GmbH
Olympus Akademie
Postfach 10 49 08
20034 Hamburg

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Vorticella chlorostigma und Pseudovorticella fasciculata – zwei Glockentierchen mit Zoochlorellen

Martin Kreutz

Die Glockentierchen gehören zu den bekanntesten Vertretern peritricher Ciliaten. Der Name Glockentierchen leitet sich von der typischen Körperform dieser Ciliatengruppe ab, die sicher schon jeder Mikroskopiker beobachtet hat, da sie häufig auftreten und weit verbreitet sind. Die meisten Arten sind bis auf Nahrungseinschlüsse und Vorratskörper farblos. Wenige Arten beherbergen jedoch Zoochlorellen, mitunter in großer Anzahl.

Vielfach fällt dem Anfänger die genaue Zuordnung der Glockentiere recht schwer, insbesondere wenn sie durch Zoochlorellen zwar auffällig grün sind, diese aber die Beobachtung anderer wichtiger Merkmale erschweren. Im folgenden sollen zwei Arten dieser grünen Vertreter beschrieben und ihre Bestimmungsmerkmale dargestellt werden.

Historisches

Die Art *Pseudovorticella fasciculata* hat seit ihrer Entdeckung durch Müller im Jahre 1773 viele Namensänderungen und Synonyma erlebt. Der Entdecker selbst stellte die Art zur Gattung *Vorticella (V. fasciculata)*. Im Jahre 1935 änderte Kahl den Artnamen in *V. margaritata* var. *chlorelligera*. Erst 1975 haben Foissner und Schiffmann diese Art auf Grund des Silberliniensystems der Gattung *Pseudovorticella* zugeordnet. Die Gattung *Pseudovorticella* besitzt ein gitterförmiges Silberliniensystem, während Arten der Gattung *Vorticella* ein Querstreifenmuster besitzen. Schließlich wurde 1996 durch Foissner und Brozek der ursprüngliche Artname *fasciculata* wieder eingeführt. Bei *Vorticella chlorostigma* ist die Bezeichnung seit der Entdeckung und Namensgebung im Jahre 1831 durch Ehrenberg konstant geblieben. Allerdings ist diese Art auch nicht so häufig gefunden und beschrieben worden wie *P. fasciculata*.

Lebensraum und Kolonieformen

Beide hier beschriebenen Arten entstammen einem nordwestlich von Konstanz gelegenen Braunwassertümpel mit einem pH von 5.2–5.6 und wurden bisher ausschließlich in den Sommermonaten in aufschwimmenden Pflanzenmaterial gefunden. Beide Arten bilden Kolonien, die in zwei Formen auftreten können. Entweder als freischwimmende Kolonien, bei denen sich die Tiere kugelsymmetrisch an einem zentralen Fremdkörper geheftet haben (Abb. 1a–b, 9) oder als flächenhafter Aufwuchs an Holz, Blättern oder Pflanzenstengeln. In frisch gezogenen Proben hat man nur selten Glück, größere Kolonien direkt zu erkennen. Nach einigen Tagen Standzeit im diffusen Licht sammeln sich die Tiere jedoch durch ihre positiv phototaktische Reaktion an der dem Licht zugewandten Seite des Gefäßes und bilden dort leuchtend hellgrüne, samtartige Flächen, die bis zu 1 cm Durchmesser erreichen können. Dieses Verhalten zeigte besonders *V. chlorostigma*. Für die mikroskopische Beobachtung empfehlen sich jedoch kugelförmige Kolonien, da die Tiere nicht durch das Abkratzen von der Gefäßwand beschädigt werden.

Oberflächliche Betrachtungen

Wenn man *V. chlorostigma* und *P. fasciculata* zusammen in einem Präparat finden würde,

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

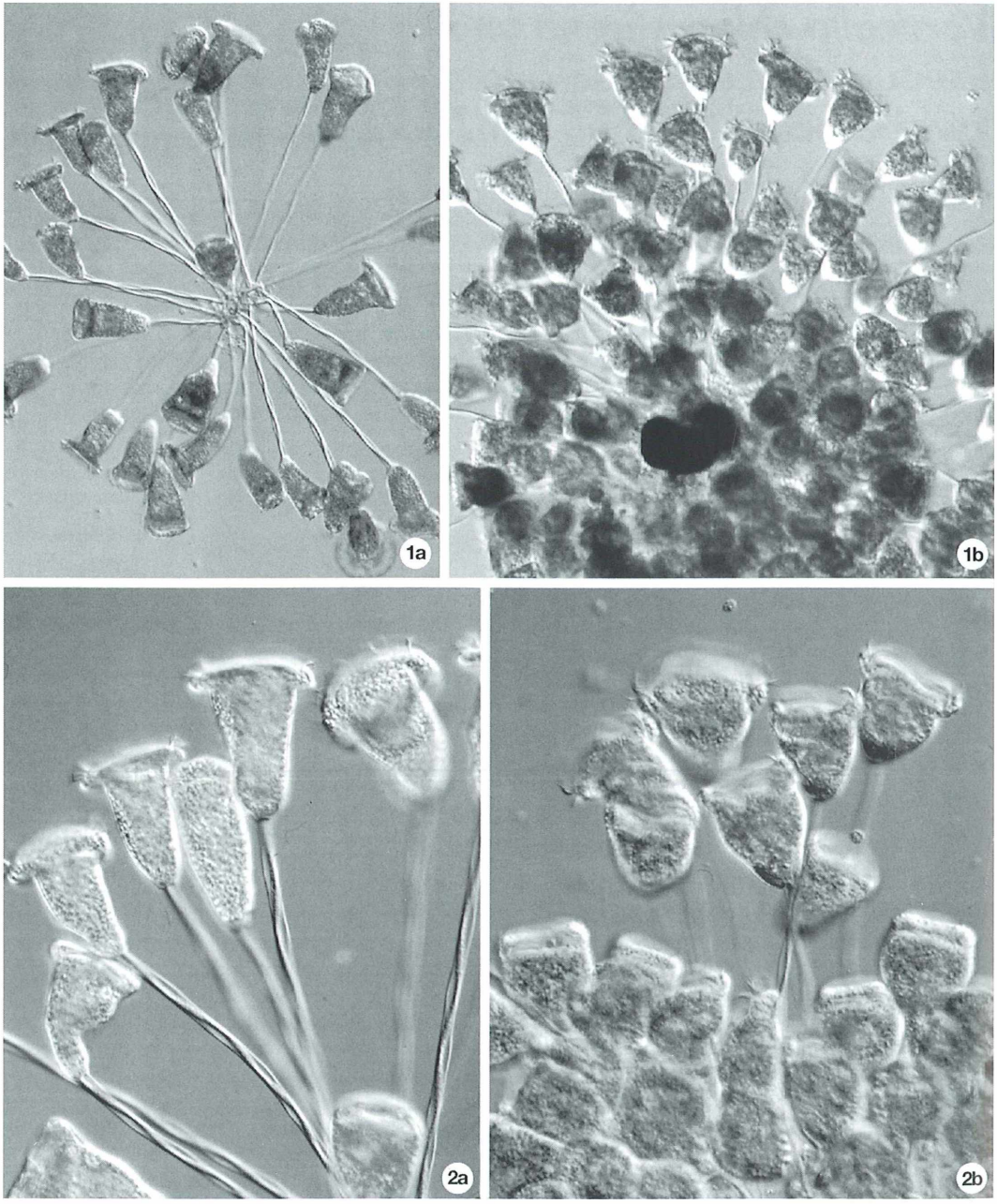


Abb. 1a–b: Freischwimmende Kolonien von *V. chlorostigma* mit einem Durchmesser von ca. 1000 µm (a) und von *P. fasciculata* mit einem Durchmesser von 1100 µm (b). 70×. – Abb. 2a–b: Ausgestreckte Individuen von *V. chlorostigma* (a) messen 90–115 µm und die von *P. fasciculata* (b) 65–70 µm (ohne Stiele). 240×.

wäre eine Unterscheidung ohne Probleme aufgrund ihrer typischen Körperformen schon möglich. *V. chlorostigma* besitzt einen schlanken, gestreckten Körper von 90–115 µm Länge. Auffallend ist der deutlich vorgewölbte Peristomsaum mit zwei Umläufen der Wimpernreihen (Abb. 2a). An dieser Stelle beträgt der Durchmesser ca. 90 µm. Dagegen besitzt *P. fasciculata* eine mehr gedrungene Glockenform (Abb. 2b). Die durchschnittliche Körperlänge von *P. fasciculata* beträgt 65–70 µm. Am Peristomsaum, der weniger weit hervortritt als bei *V. chlorostigma* aber auch zwei Umläufe von Wimpernreihen hat, beträgt der Durchmesser 60–70 µm. Daß beide Arten auf unverzweigten, spiralig kontrahierenden Stielen sitzen (Abb. 3), läßt bereits auf deren Zugehörigkeit zur Gattung *Vorticella* schließen. Die Unterscheidung zwischen *Vorticella* und *Pseudovorticella* ergibt sich, wie eingangs erwähnt,

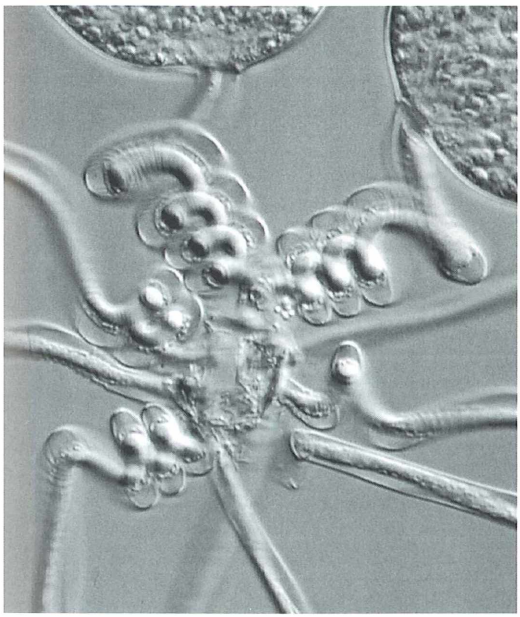
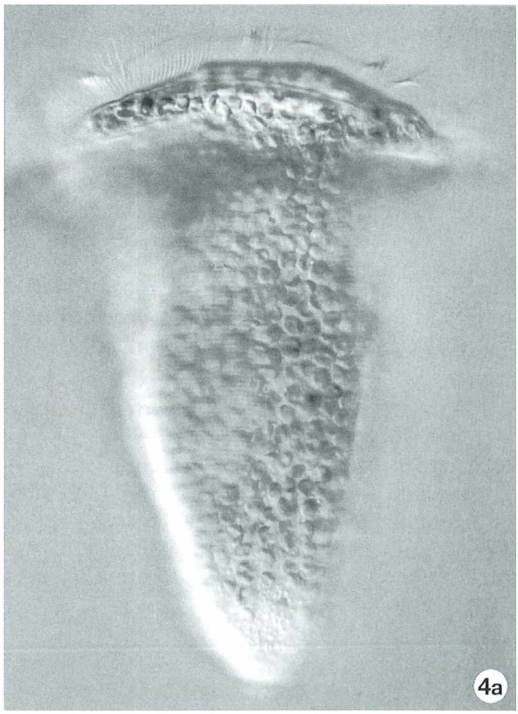


Abb. 3: Spiralig kontrahierte Stiele von *V. chlorostigma*. Die Stiele haben einen Durchmesser von 7,5 µm. 560×.



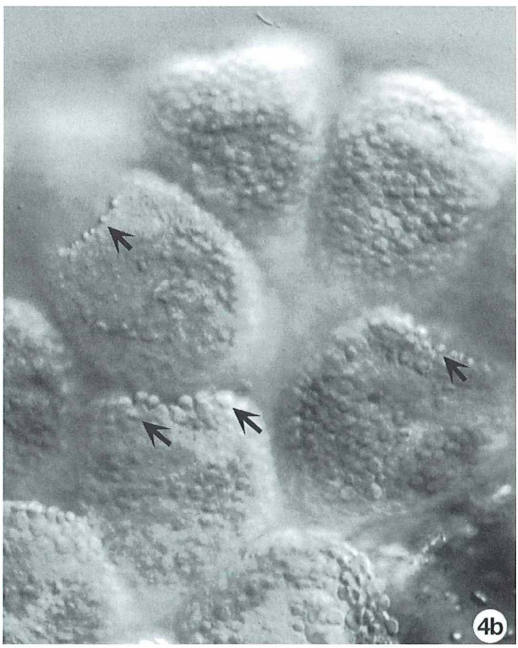


Abb. 4a–b: Oberflächenstrukturen der Pellikula beider Arten. *V. chlorostigma* besitzt eine Querstreifung von 110–130 Linien mit einem Abstand von 1 µm (a), wohingegen die Pellikula von *P. fasciculata* eine Struktur von Bläschen zeigt, die in Querreihen angeordnet sind (b, Pfeile). Diese Strukturen sind ein typisches Gattungsmerkmal. 780×.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

erst aus der Anfärbung der sogenannten argyrophilen Strukturen der Pellikula, des Silberliniensystems. Dabei zeigt *Vorticella* eine Querstreifung und *Pseudovorticella* eine netzartige Struktur. Bei höheren Vergrößerungen erkennt man aber schon ohne eine solche Anfärbung Details, die auf die unterschiedliche Silberliniensysteme schließen lassen. So ist der Zellkörper von *V. chlorostigma* durch eine feine Querstreifung von 110–130 Linien bedeckt, die einen Abstand von ziemlich genau 1 µm haben (Abb. 4a). Dagegen erkennt man auf der Zelloberfläche von *P. fasciculata* viele kleine Blasen, die in Querreihen angeordnet sind. Dabei handelt es sich um die Alveolen des Pellikulasystems (Abb. 4b).

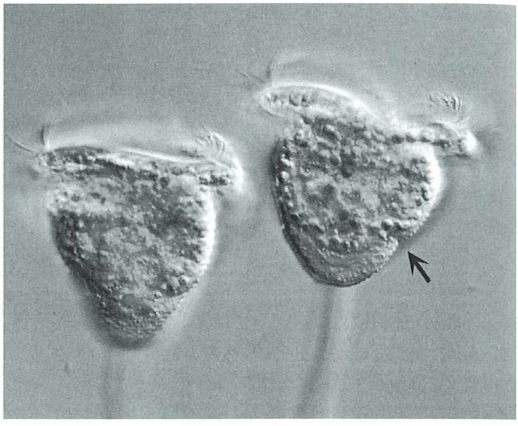


Abb. 5: Zwei Exemplare von *P. fasciculata* mit dem gut sichtbaren halbmondförmigen farblosen Plasmabereich über dem Stielansatz. Am Übergang zum Plasmabereich mit Zoochlorellen verläuft eine Furche um den Zellkörper (Pfeil). 390×.

Ein Blick ins Innenleben

Auffälligstes Merkmal beider Arten sind die vielen, dicht stehenden Zoochlorellen. Sie unterscheiden sich bei beiden Arten nur geringfügig. Sie sind etwa 4–5 µm groß, vom *Chlorella*-Typ und da jedes Tier einige 100 von ihnen enthält, erschweren sie eine Untersuchung des Zellinneren (Abb. 6a–b). Bei *P. fasciculata* erkennt man jedoch sofort ein Detail, welches für die Zuordnung sehr wichtig ist: Über dem Stielansatz befindet sich bei dieser Art ein halbmondförmiger, farbloser Plasmasaum, in dem sich keine Zoochlorellen befinden (Abb. 5). Auf der Grenze zwischen diesem hyalinen Bereich und dem von Zoochlorellen durchsetzten Zellteil verläuft eine leichte Furche um den Zellkörper (Abb. 5), wie sie auch schon von Kahl 1935 gezeichnet wurde. Um zu erkennen, wieviele kontraktile Vakuolen jede Art besitzt und welche Form die Makronuclei haben, muß man die Tiere unter langsam zunehmenden Deckglasdruck studieren, da bei zu starkem Druck die kontraktilen Vakuolen ihre Funktion einstellen und sie dann nur noch schwer

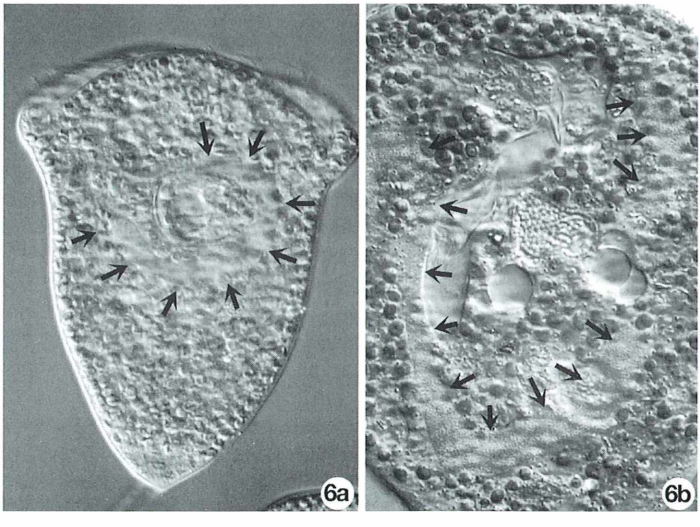


Abb. 6a–b: Die unterschiedlich geformten Makronuclei beider Arten. Der hufeisenförmige Makronucleus von *V. chlorostigma* liegt waagerecht etwa in der Zellmitte und umschließt den Mundtrichter (a, 450×). Seine Lage ist durch Pfeile gekennzeichnet. Der ebenfalls durch Pfeile gekennzeichnete J-förmige Makronucleus von *P. fasciculata* (b, 600×) durchzieht den ganzen Zellkörper.

© Elsevier, München – Nachdruck, Vervielfältigung, Verbreitung, Speicherung untersagt

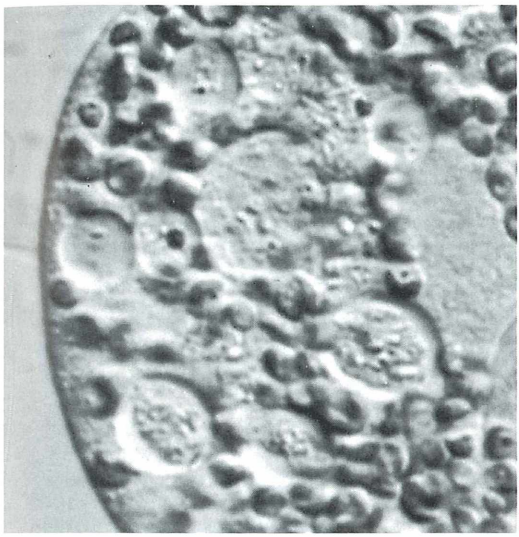


Abb. 7: Mit Bakterien gefüllten Nahrungsvakuolen von *V. chlorostigma*. 1750×.

zu erkennen sind. Außerdem kann sich die Form und Lage des Makronucleus verändern. Wenn man in dieser Weise vorgeht, erkennt man, daß *V. chlorostigma* nur eine kontraktile Vakuole enthält und *P. fasciculata* zwei davon besitzt, die sich jeweils in die Mundtrichter der Tiere entleeren. Etwas schwieriger zu erkennen sind die Makronuclei. Der vergleichsweise kleine Makronucleus von *V. chlorostigma* hat die Form eines Hufeisens und umschließt quer liegend den Mundtrichter (Abb. 6a). Bei *P. fasciculata* ist er J-förmig und durchzieht den ganzen Zellkörper (Abb. 6b). Trotz ihrer Symbiose mit den Zoochlorellen, bei der die Glockentiere ein Teil der photosynthetischen Produkte der Algen als Nahrung nutzen können, findet man in gequetschten Exemplaren Nahrungsvakuolen (Abb. 7), die mit Bakterien angefüllt sind, welche die Tiere noch zusätzlich als Nahrung aufnehmen.

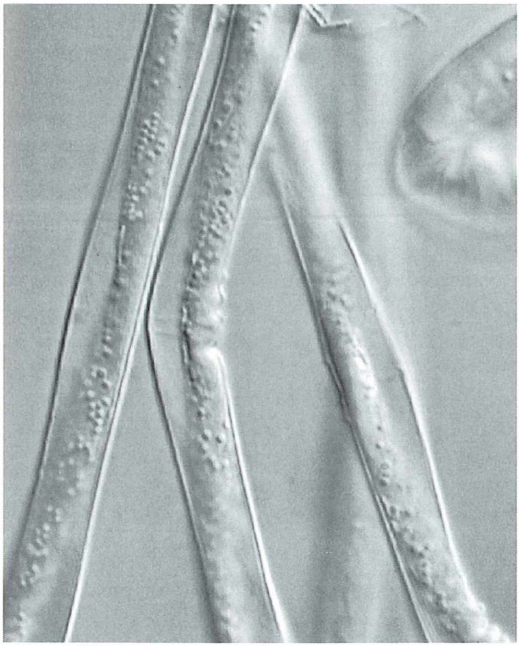


Abb. 8: Mit Granula (Mitochondrien) besetzte Spasmoneme von *V. chlorostigma*. Die Mitochondrien sind ca. 1 µm groß und der Stieldurchmesser beträgt 7,5 µm. 1300×.

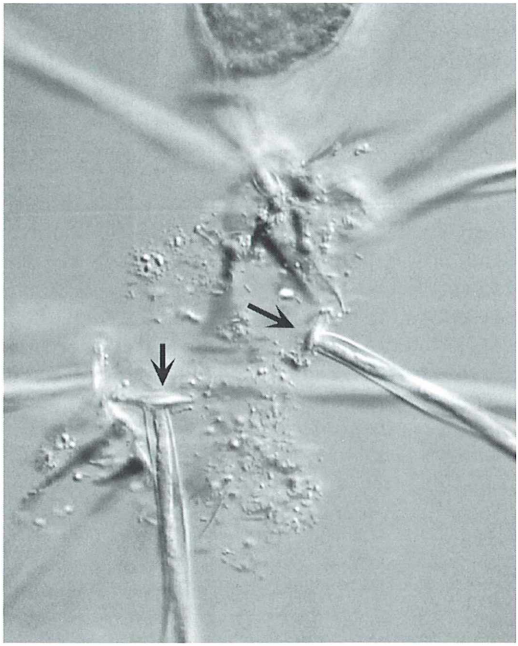


Abb. 9: Zentrum einer kugelförmigen Kolonie von *V. chlorostigma*. Die Stiele haben Haftscheiben (Pfeile) ausgebildet, die selbst auf der gelatinösen Zoogloeaflocke, auf der die Kolonie sich angesiedelt hat, ihren Halt finden. 500×.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Details des Stielorganells

Beim Auffinden von Kolonien dieser Tiere sollte man es nicht versäumen, den Mechanismus der Stielkontraktion zu betrachten. Der Stiel wird bei den peritrichen Ciliaten durch die sogenannte Scopula ausgebildet, ein kreisförmiges Organell am hinteren Körperpol, welches sich aus kurzen, unbeweglichen Cilien zusammensetzt. In der Stielmitte der 7–10 µm dicken Stiele ist das sogenannte Spasmosom zu erkennen, das die sehr schnelle spiralige Kontraktion ermöglicht. Auf ihm sitzen kleine Körner von ca. 1 µm Durchmesser, die oft als Granula bezeichnet werden (Abb. 8). Es handelt sich hierbei um Mitochondrien, die als Kraftwerke der Zellen das Spasmonem mit der chemischen Energie ATP (Adenosintriphophat) versorgen (Hausmann, 1985). Um die Transportwege für diese Substanz kurz zu halten und schnelle Reaktionen des Spasmosoms zu ermöglichen, bedecken die Mitochondrien in mehr oder weniger regelmäßigen Abständen das Spasmonem und sind so in ungewohnter Klarheit zu erkennen. Am unteren Ende bildet der Stiel eine Haftscheibe aus, die es den Tieren ermöglicht, selbst auf sehr weichem Untergrund einen sicheren Halt zu finden (Abb. 9).

Schlußbemerkung

Dieser Beitrag soll den Leser auch dahingehend sensibilisieren, daß man bei der Zuordnung von Ciliaten vorsichtig sein muß bei der Interpretation auffälliger Merkmale, wie bei einer Grünfärbung durch Zoochlorellen oder charakteristischen Körperumrissen. Vielmehr ist es wichtig, genau zu beobachten und auch weniger auffällige Merkmale für eine Differenzierung und Zuordnung zu nutzen. Oft fällt dann erst auf, daß man mitunter selten beschriebene Arten vor sich hat, wie hier *V. chlorostigma*. Dies sollte auch eine Anregung für andere Mikroskopiker sein, die vermeintlich sicheren Arten in Ihren Fundgebieten genauer zu untersuchen.

Dank

Ich danke Prof. Dr. W. Foissner, Institut für Zoologie, Universität Salzburg, für die freundliche Überlassung von Literatur.

Literaturhinweise

Ehrenberg, C. G.: Über die Entwicklung und Lebensdauer der Infusionsthiere, nebst ferneren Beiträgen zu einer Vergleichung ihrer organischen Systeme. Abh. Akad. Wiss. Berlin, 1–154, 1831.

Foissner, W., Brozek, S.: Taxonomic characterisation of *Pseudohaplocaulus infravacuolatus* nov. spec. and *Vorticella chlorellata* Stiller 1940, epiplanktic peritrichs (Ciliophora, Peritrichia) attached to coenobia of *Anabaena* (Cyanophyta), including a redescription of *V. chlorostigma* (Ehrenberg, 1831). Int. Rev. ges. Hydrobiol. *81*, 329–351 (1996).

Foissner, W., Schiffmann, H.: Biometrische und morphologische Untersuchungen über die Variabilität von argyrophilen Strukturen der peritrichen Ciliaten. Protistologica *11*, 415–428 (1975).

Hausmann, K.: Protozoologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1985.

Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.

Müller, O. F.: Vermium terrestrium et fluviatilium, seu animalium infusorium, helminthicorum et testaceorum, non marinorum, succincta historia. Heinebeck & Faber, Havniae & Lipsiae 1773.

Verfasser: Dr. Martin Kreutz,
Magdeburger Straße 2, D - 78467 Konstanz

Nachricht

Welcher Mikroskopiker kennt nicht bei der Lektüre mikrotechnisch orientierter Arbeiten im MIKROKOSMOS den schönen Hinweis auf den berühmten „befreundeten Mechaniker", der einem im Ernstfall schon einmal einen Tubusaustritt oder eine Fräsung anbringt. Bei der Mikroskopikertagung in Hagen habe ich neulich Herrn Hans Resemann (Fritz-Reuter-Str. 5, 31812 Bad Pyrmont, Tel. 052181/10235) kennengelernt. Geübt in den oben genannten Arbeiten und als Pensionist „Herr seiner Zeit" ist er gerne bereit, Liebhabermikroskopikern mit kleineren feinmechanischen Arbeiten auszuhelfen.

W. Nachtigall, Saarbrücken

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Wieviele Ciliatengattungen leben in einem Bach?

Michele Vescia

Für Planktonuntersucher ist es ein bekanntes Phänomen: Bei Probennahmen mit dem Planktonnetz weisen Züge aus stehenden Gewässern stets eine höhere Gattungs- und Artenzahl von Planktonorganismen auf als solche, die aus fließenden Gewässern stammen. Michele Vescia versucht, anhand von Anreicherungskulturen und Sukzessionsanalysen die Hintergründe dieser Erscheinung aufzudecken.

Unser Autor berichtet: Im Laufe meiner als Freizeitbeschäftigung betriebenen mikroskopischen Beobachtungen von Gewässerproben habe ich regelmäßig festgestellt, daß sich in Proben aus Tümpeln und Seen mehr Protozoengattungen befinden als in solchen aus schnell fließenden Gewässern. Um festzustellen, ob diese Diskrepanz der Fangmethode zuzuschreiben ist oder nicht, habe ich folgende Versuche durchgeführt: Sowohl in einem Bach als auch in einem 1-Liter-Einkochglas, welches Schlamm (2 cm dicke Schicht) und Wasser aus dem gleichen Bach enthielt, habe ich jeweils drei Objektträgerpaare nach der Methode von Schneider (1987) eingehängt. Die Kultur im Einkochglas sollte die Bedingungen eines Tümpels nachahmen.

Methodik

Innerhalb von drei Wochen habe ich dann in Abständen von sieben Tagen einen Objektträger aus dem Bach und einen aus dem Einkochglas sowie die entsprechenden Planktonproben mikroskopisch untersucht.
Zwischen April und Juni 1994 habe ich diesen Versuch dreimal wiederholt. Alle drei Mal habe ich auf dem Objektträger und im Wasser des Einkochglases mehr Einzellergattungen gefunden als in frischen Planktonproben aus dem Bach. So konnte ich zum Beispiel zwischen dem 8. und 29. Juni im Bach 14 und im Einkochglas 20 verschiedene Einzellergattungen beobachten. Im Juni betrug die Temperatur des Baches 14 °C, im Einkochglas schwankte sie zwischen 18 und 20 °C (Zimmertemperatur). Ich nehme nicht an, daß diese Temperaturdifferenz zwischen Bach und Kultur die Anzahl der gefundenen Gattungen wesentlich beeinflußt hat.
Diese Untersuchung habe ich mit Wasser und Schlamm aus dem „Rehbach" durchgeführt. Der Rehbach wurde im Spätmittelalter angelegt, um Hölzer aus dem Pfälzerwald zum Rhein zu transportieren. Sein Lauf ist auf weite Strecken geradlinig, das Wasser fließt schnell und mündet zwischen Speyer und Ludwigshafen in den Rhein. Ich habe das Wasser und den Schlamm an einem Ort entnommen, der rund 250 m unterhalb der Kläranlage Schifferstadt liegt. Die Kläranlage leitet die gereinigten kommunalen Abwässer in den Bach.
Die Ergebnisse meiner ersten Versuche zeigen, daß in fließenden Gewässern deutlich mehr Einzellergattungen leben, als die Planktonnetzfänge oder die Ansiedlung an den hängenden Objektträgern vermuten ließen. Bei diesen Versuchen habe ich außerdem festgestellt, daß nach kurzer Zeit in dem Einkochglas Grünalgen auftraten und der pH-Wert des Wassers alkalischer wurde. Diese Verschiebung des pH-Wertes hängt wohl mit der Photosynthese der Algen zusammen, die das im Wasser gelöste Kohlendioxid verbrauchen (Sommer, 1996). Die Sauerstoffkonzentration in dem Einkochglas ist aus diesem Grunde mit der Zeit höher geworden. Bei dem Juni-Versuch stieg binnen drei Wochen der pH-Wert von 6,9 auf 7,5 und die Sauerstoffkonzentration erhöhte sich von 7,7mg/l auf 10,0mg/l.

Erhöhung der Ausbeute an Einzellergattung

Das Ergebnis dieser ersten Untersuchung zeigte, daß im Rehbach Protozoengattungen mit wenigen Individuen enthalten sind, die mit

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

der angewandten Fangmethode (Planktonnetz) nicht zu erfassen waren. In der Schlamm-Wasserkultur erhöhte sich die Individuenzahl dieser Gattung derartig, daß ich diese finden konnte. Es stellte sich die Frage, ob in der Schlamm-Wasserkultur weitere individuenarme Gattungen vorhanden waren, deren Individuenzahl man durch Zugabe bestimmter Nährstoffe erhöhen könnte.

Einzeller fressen nicht nur Bakterien und Schwebstoffe, sondern sie nehmen auch Spurenelemente und andere im Wasser gelöste Verbindungen direkt über die Plasmamembran auf. Diese Verbindungen erhöhen gleichzeitig die Vermehrung von Bakterien. In der Literatur werden zahlreiche Nährlösungen beschrieben, die sich besonders für die Anreicherung bestimmter Protozoengattungen eignen (Vater-Dobberstein und Hilfrich, 1982). Folglich muß man, um die Vielfalt der Mikrofauna, die in einem Bach lebt, besser erfassen zu können, Nährlösungen einsetzen, welche die Entwicklung zahlreicher Individuen eines breiten Spektrums an Protozoengattungen möglich macht.

Ich entschied mich, Kulturen mit einem Zusatz von Naturprodukten anzulegen, die reich sind an Proteinen, Fetten, Kohlenhydraten, Natrium, Kalium, Magnesium, Phosphor, Calcium, Mangan, Eisen, Kupfer und Niacin [Niacin ist eine Mischung aus Nikotinsäure und Nikotinamid, die an vielen biologischen Redoxreaktionen beteiligt ist (Römpp, 1989–1992)].

Im April 1995 habe ich Kulturen aus Schlamm und Wasser des Rehbachs mit jeweils 0,5g/l folgender Produkte angesetzt: Walnuß, Mandel, Kohlrabi, Weizen, Reis, Rindfleisch (roh), Kabeljau (roh), Bäckerhefe. Als Referenz diente eine Kultur, die nur aus Wasser und Schlamm des Baches bestand. Tabelle 1 gibt für diese Produkte den Gehalt der oben erwähnten Verbindungen an.

In diese Kulturen habe ich Objektträgerpaare eingehängt. Um bei den später erfolgenden Untersuchungen dieser Objektträger die Individuenzahl der verschiedenen Einzellergattungen zu klassifizieren, habe ich in Anlehnung an Wiertz (1990) folgende Skala gewählt: 1 = einzeln, 2 = spärlich, 3 = mehrfach, 4 = zahlreich, 5 = sehr zahlreich, 6 = massenhaft.

Bei meiner Bewertung habe ich mich auf Ciliaten konzentriert. Ich habe die Kulturen zunächst acht Wochen lang beobachtet. Da nach der dritten Woche die Organismenzahl in den Kulturen rapide abnahm, habe ich die Untersuchungen dann nur noch in den ersten drei Wochen durchgeführt.

Die Kulturen

Nach fünf Tagen waren Walnuß, Mandel, Reis, Weizen und Fleischstücke mit einer weißen, pelzartigen Schicht überzogen. Kohlrabi und Fischstücke dagegen waren mit einer hellgrauen, gelatinösen Schicht bedeckt. Sowohl die pelzartigen als auch die gelatinösen

Tabelle 1: Gehalt von organischen Verbindungen und Spurenelementen in verschiedenen Naturprodukten (aus: Food composition and nutrition tables. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1989–1990).

Zusätze	Inhaltsstoffe											
	Proteine	Fett	Kohlenhydrate	Na	K	Mg	P	Ca	Mn	Fe	Cu	Niacin
Walnuß	14,40	62,5	12,14	2,4	544,0	129,0	409,0	87,0	1,97	2,50	0,88	1,0
Mandel	18,72	54,1	9,08	*	835,0	170,0	454,0	252,0	1,90	4,13	0,85	4,2
Kohlrabi	1,94	0,1	3,85	32,0	380,0	43,0	49,7	68,0	0,13	0,90	0,12	1,8
Weizen	11,7	2,0	61,00	7,8	502,0	147,0	344,4	43,7	3,40	3,00	0,63	5,1
Reis	6,8	0,6	77,73	6,0	103,0	64,0	120,0	6,0	2,00	0,60	0,13	1,3
Fleisch	22,0	1,9	1,05	57,0	370,0	21,0	194,0	3,5	22,00†	1,90	65,0†	7,5
Fisch	17,7	0,4	–	72,0	356,0	25,0	184,0	24,0	17,00†	0,44	0,23	2,3
Hefe	16,7	1,2	–	34,0	649,0	28,0	605,0	28,0	0,28	4,90	0,14	17,4
	g/100g			mg/100g								

* je nach Herkunft der Mandeln variiert der Gehalt zwischen 5,0 und 40,0 mg/100g.
† Mikrogramm/100g.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Schichten wurden nach zwei Wochen durch einen grünen Mantel ersetzt. Im gleichen Zeitraum hat eine schwarze Schicht die Fleisch- und Fischstücke umhüllt. Die Kultur mit Backhefe wurde zuerst schwach trüb, danach grünlich. Mit Ausnahme der Referenzkultur sind bei allen Kulturen nach kurzer Zeit Schlieren und Aggregate aus Grünalgen aufgetaucht.

Tabelle 2: Sauerstoffsättigung der Kulturmedien (in %).

Zusätze	Kulturalter in Tagen		
	5	12	24
Referenz (ohne Zusatz)	81,9	81,9	81,9
Fisch (Kabeljau)	21,5	15,3	61,5
Fleisch (Rind)	56,3	28,6	76,8
Hefe	54,4	61,5	90,1
Kohlrabi	71,7	92,0	102,0
Mandel	69,7	92,2	102,0
Reis	81,9	87,0	107,0
Walnuß	56,0	61,5	81,9
Weizen	81,9	92,0	102,0

Kritisch: Sauerstoffkonzentration

Bei allen Kulturen nahm die Sauerstoffkonzentration zunächst ab und stieg dann mit der Algenentwicklung wieder an. Bei dieser Vesuchsreihe haben sich in der Referenz-Kultur kaum Algen entwickelt. Tabelle 2 gibt die Ergebnisse der Sauerstoffbestimmung nach Schwoeberl (1994) während der ersten 24 Tage wieder. Die Sauerstofflöslichkeit in Wasser, das heißt, die Sättigung des Wassers mit Sauerstoff, hängt stark von der Tempertur ab. Da bei meiner Untersuchung die Temperatur der Kulturen schwankte, schien es mir angebracht, in Tabelle 2 nicht die gefundenen Mengen an Sauerstoff in mg/l, sondern den Prozentgehalt der erreichten Sättigung anzugeben.

Tabelle 3: Relative Anzahl* der Ciliatengattungen in Proben, die mit verschiedenen Zusätzen versehen wurden.

Ciliatengattungen	Zusätze								
	Fisch	Fleisch	Hefe	Kohlrabi	Mandel	Reis	Walnuß	Weizen	Referenz
Bursaria					3				
Chilodonella	5	5	4		6	4	3	4	
Colpidium	5	4	4	5	4	5	4	5	3
Dileptus					2		1		1
Euplotes		4	3	1	4	1	4	2	4
Glaucoma	2	5	4	3	2	3	4	3	3
Halteria		2							
Histriculus					3				
Homalozoon							2		
Litonotus	4	5	4	3	4	2	3	3	2
Loxodes									2
Nassula		3	2		3				
Paramecium	6	5	2		4	3	5	4	1
Prorodon			3		2				
Spirostomum	3					2	3	1	
Stentor						1	3		
Stylonychia		3	4	3		3	3	2	
Tetrahymena				3	3		3	2	2
Urostyla	5		3				4		
Vorticella	5	5	3	1	1	1	4	2	
GATTUNGEN (gesamt)	8	10	11	7	13	10	14	10	8

*1 = einzeln, 2 = spärlich, 3 = mehrfach, 4 = zahlreich, 5 = sehr zahlreich, 6 = massenhaft (Skalierung in Anlehnung an Wiertz, 1990)

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Die Zusätze der oben genannten Naturprodukte haben die Entwicklung der Algen begünstigt. Die Sauerstoffmenge, welche die Algen mit der Zeit in manchen Kulturen produzierte, war so groß, daß die Sättigung überschritten wurde. Überraschend war, daß die Sauerstoffkonzentration nicht durch den Zerfall der hohen Zusatzmengen (0,5g/l) auf noch wesentlich niedrigere Werte herunterging (Fleisch und Fisch machen eine Ausnahme).

Erfaßte Ciliatengattungen

In Tabelle 3 sind die Ciliatengattungen aufgelistet, die ich in den Proben während der Untersuchungsperiode gefunden habe. Die Bestimmung wurde anhand verschiedener Bestimmungsbücher vorgenommen (Steinbach, 1991; Sauer, 1995; Streble und Krauter, 1988). Die Zahlen in Tabelle 3 drücken bei jeder Gattung die höchste Individuenhäufigkeit aus, die während der gesamten Beobachtungszeit gefunden wurde. In der zweiten und dritten Woche habe ich die meisten Gattungen gefunden. Aufgrund des starken Verwesungsgeruchs der Kulturen mit Fleisch und Fisch habe ich diese Lebensmittel nicht weiter für Anreicherungskulturen verwendet.
Ich habe den Eindruck gewonnen, daß sowohl die Kalium- und Phosphorkonzentration in Walnuß und Mandel als auch ihr hoher Protein- und Fettgehalt ein Grund für das Populationswachstum der zahlreichen Ciliatengattungen sind, das in den entsprechenden Kulturen festzustellen war. Die Tatsache aber, daß ich in der Kultur mit Bäckerhefe, einem Produkt, das reich an Kalium, Phosphor und Eiweiß, aber arm an Fett ist, weniger Gattungen gefunden habe als in den Kulturen mit Walnuß und Mandel, ließ mich vermuten, daß der Fettgehalt in den Kulturen eine wichtige Rolle spielt. Um diese Vermutung zu erhärten, habe ich Kulturen mit Erdnuß und Haselnuß angesetzt (Tabelle 4) und mikroskopisch in ihrer Entwicklung verfolgt, da nämlich Erdnuß und Haselnuß sowie Walnuß und Mandel neben hohen Kalium- und Phosphormengen auch hohe Protein- und Fettanteile enthalten. Kulturen mit diesen Zusätzen habe ich angesetzt und zwischen August 1996 und Oktober 1997 neunmal wiederholt.

Versuche im Zeitraum 1995–1996

In den Jahren 1995 und 1996 habe ich zahlreiche weitere Kulturen angesetzt und untersucht, wobei ich viele Faktoren geändert habe. Ich konnte dabei feststellen, daß mit dem Fortschreiten der warmen Jahreszeit die Sauerstoffkonzentration in einer Woche alten Kulturen immer niedriger wurde und manchmal auf Null zurückging und, daß organische Reste, wie zum Beispiel im Schlamm verrottende Blätter, hohe Sauerstoffmengen verbrauchen. In sauerstoffarmen Kulturen bildete sich bei den verwendeten Lebensmitteln ein schwarzer Teppich, und das Wasser bekam einen grauen Ton. Ich vermute, daß die schwarzen Teppiche in den sauerstoffarmen Kulturen ein Phänomen ähnlich dem im Wattenmeer sein könnte. In den letzten Jahren hat man im Wattenmeer festgestellt, daß die Bildung von Eisensulfid zu ausgedehnten schwarzen Flecken führt (Höpner, 1996). Organische Verbindungen im Wattenmeer reduzieren nach dem Verbrauch des im Wasser gelösten Sauerstoffs die vorhandenen Sulfat- und Sulfidionen. Diese bilden mit Eisenionen das schwarze, wasserunlösliche Eisensulfid.
Mit einer Aquarienpumpe belüftete ich daher 48 Stunden eine grau gewordenen Kultur, die

Tabelle 4: Gehalt von organischen Verbindungen und Spurenelementen in Erd- und Haselnüssen (aus: Food composition and nutrition tables. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1989–1990).

Zusätze	Inhaltsstoffe											
	Proteine	Fett	Kohlenhydrate	Na	K	Mg	P	Ca	Mn	Fe	Cu	Niacin
Erdnuß	25,63	49,40	13,40	5,7	777,0	182,0	409,0	65,0	1,24	2,32	0,61	14,30
Haselnuß	11,96	61,60	11,36	2,0	636,0	156,0	333,0	226,0	5,70	3,80	1,28	1,35
		g/100g						mg/100g				

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

am Boden einen schwarzen Teppich aufwies. Durch die Belüftung ist sowohl die graue Farbe des Wassers als auch der schwarze Teppich verschwunden. Dies habe ich als eine Oxidation des Eisensulfids in das wasserlösliche Sulfat interpretiert.
Um in den Kulturen von Anfang an ein Absinken der Sauerstoffkonzentration zu verhindern, habe ich Kulturen mit und ohne Zusätze in einem Vier-Stunden-Takt viermal am Tag 15 min lang belüftet. In diesen Kulturen hat sich kein schwarzer Teppich gebildet, und das Wasser ist auch nicht grau geworden. Durch die Belüftung erreichte der Sauerstoffgehalt des Wassers nur 80% der Sättigung. In den belüfteten Kulturen, die durch das Abperlen der Luft stark bewegt wurden, habe ich erstaunlich wenig Einzellergattungen gefunden. Dies könnte erklären, warum man in schnell fließenden Gewässern, in denen starke Turbulenzen vorherrschen, nur wenige Einzellergattungen findet, die mit einer so hohen Individuendichte vertreten sind, daß man sie bei einer mikroskopischen Analyse leicht erfassen kann.

Wiederholung der Kulturen unter konstanten und definierten Bedingungen

Um zu erfahren, wie die chemische Zusammensetzung der verwendeten Lebensmittel insbesondere ihres Gehalts an Proteinen und Fett - die Anzahl der Ciliatengattungen in Kulturen beeinflußt, habe ich ab Ende August 1996 bis Oktober 1997 neunmal Kulturserien mit Schlamm und Wasser des Rehbachs angesetzt und jeweils mit 0,5g/l Weizen, Erdnuß, Walnuß und Haselnuß beschickt. Weizen unterscheidet sich von den anderen Produkten durch seinen niedrigen Fettgehalt.

Die hohe Menge von 0,5g/l Zusatz habe ich gewählt, weil ich während der Versuche in den Jahren 1995–1996 beobachtet hatte, daß mit steigender Zusatzmenge (von 0,125 auf 0,5g/l) der Algenbewuchs und in vielen Fällen auch die Anzahl der Einzellergattungen zunahmen. Bei noch höherer Zusatzmenge wie zum Beispiel 1g/l war der Sauerstoff im Wasser binnen kürzester Zeit verbraucht; er regenerierte sich auch nach mehreren Wochen nicht mehr. Von den neun Kulturserien wurden drei im Herbst, zwei im Winter, eine im Frühjahr und drei im Sommer angesetzt und untersucht.
Die physikalischen Eigenschaften und die chemische Qualität des Wassers des Rehbachs schwankten während der Untersuchungszeit (Tabelle 5). Diese Schwankungen hängen wahrscheinlich mit dem Wasserpegel des Rehbachs in Abhängigkeit von den Niederschlägen zusammen. Ich kann aber nicht ausschließen, daß auch andere, mir nicht bekannte Faktoren eine Rolle gespielt haben. Die variierende Qualität des Wassers kann erklären, warum in allen Kulturen die Zahl der gefundenen Einzellergattungen von Versuchsserie zu Versuchsserie schwankte. Im allgemeinen habe ich im Januar und Februar weniger und im April und Juni mehr Ciliatengattungen als in den übrigen Monaten gefunden. Ich konnte keine eindeutige Abhänigkeit zwischen Sauerstoffkonzentration und Anzahl der Gattungen festellen. In allen Kulturen fiel die Sauerstoffkonzentration in der ersten Woche ab, um dann wieder zu

Tabelle 5: Physikalische und chemische Parameter des Wassers aus dem Rehbach.

Datum	Temperatur	pH	O_2 (mg/l)	NH_4^+ (mg/l)	NO_2^- (mg/l)	NO_3^- (mg/l)	PO_4^{3-} (mg/l)	CH* (°dH)	GH** (°dH)
24.08.96	19°C	8,3	8,0	0,2	0,15	30,0	0,50	–	–
16.09.96	16°C	7,8	8,2	0,5	0,90	40,0	0,75	4,6	6,4
27.01.97	3°C	8,5	9,8	0,3	0,50	40,0	1,00	6,3	12,0
16.02.97	3°C	8,2	10,3	1,0	0,10	30,0	0,75	4,0	8,0
18.04.97	9°C	5,6	11,8	0,4	0,15	30,0	0,75	3,4	7,5
23.06.97	12°C	6,0	6,8	0,3	0,10	30,0	2.50	1,4	5,8
11.08.97	20°C	7,3	8,3	0,1	0,025	25,0	1,00	5,0	7,0
08.09.97	15°C	7,5	7,5	0,1	0,10	30,0	1,00	1,6	6,0
20.10.97	5°C	7,1	9,1	0,1	0,075	30,0	0,75	3,8	7,7

*Carbonhärte, ** Gesamthärte

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

steigen. In den Monaten Juni, August, September und Oktober ist dieser Rückgang nach der ersten Ansatzwoche der Kulturen dramatisch gewesen. Im Januar, Februar und April haben sich in den Kulturen von Anfang an Algen gebildet, und entsprechend ist die Sauerstoffkonzentration nicht so stark zurückgegangen wie in den warmen Monaten des Jahres.
Aus den Untersuchungen geht hervor, daß in der Kultur mit der Erdnuß im Durchschnitt die höchste Anzahl der Gattungen erschienen ist. Zählt man aber nur die Gattungen, die mit mehr als einem Individuum gefunden wurden, dann sind die Kulturen mit Erdnuß- bzw. Walnußzusatz diejenigen, in denen die höchste Anzahl an Ciliatengattungen festgestellt wurde. Der hohe Protein- und Fettgehalt von Erdnuß und Walnuß könnten der Grund dafür sein, daß diese Produkte die Individuenzahl bestimmter Gattungen erhöhten. Auch Haselnuß ist reich an Fett und Proteinen, es enthält aber im Vergleich zu Erdnuß und Walnuß eine hohe Kupferkonzentration, die sich hier möglicherweise negativ ausgewirkt hat.
In Tabelle 6 sind sämtliche Ciliatengattungen aufgelistet, die ich während der neun Versuchsserien gefunden habe.
Die Ergebnisse dieser Versuche zeigen, daß man in Kulturen aus Fließgewässern, die Produkte mit hoher Konzentration an Kalium, Phosphor, Proteinen und Fett enthalten, eine große Anzahl an Einzellergattungen finden kann. Diese Kulturen aber haben insbesondere in der warmen Jahreszeit den Nachteil, schnell sauerstoffarm zu werden, so daß für viele Einzellergattungen die Lebensbedingungen ungünstig werden. Dieser Nachteil ist bei Anwesenheit von Grünalgen in den Kulturen deutlich gemindert.

Tabelle 6: Zusammenstellung sämtlicher im Untersuchungszeitraum nachgewiesener Ciliatengattungen (inkl. Einzelfunde).

Askenasia	*Holosticha*	*Prorodon*
Aspidisca	*Homalozoon*	*Spirostomum*
Caenomorpha	*Lacrymaria*	*Stentor*
Carchesium	*Lembadion*	*Strombilidium*
Chilodonella	*Litonotus*	*Stylonychia*
Coleps	*Loxodes*	*Tetrahymena*
Colpidium	*Loxophyllum*	*Tokophrya*
Didinium	*Metopus*	*Urocentrum*
Dileptus	*Oxytricha*	*Urosoma*
Epistylis	*Paramecium*	*Urostyla*
Euplotes	*Platycola*	*Vorticella*
Glaucoma	*Pleuronema*	*Zoothamnium*

Andere Tiere

Zwischen 1994 und 1997 ist in den Kulturen neben den Einzellern wie beispielsweise diversen Amöbengattungen eine Vielzahl anderer Tiere aufgetaucht, vornehmlich Rotatorien der Gattungen *Anuraeopsis*, *Brachionus*, *Cephalodella*, *Euchlanis*, *Lepadella*, *Philodina* und *Testudinella*. Diese wurden bei meinen Untersuchungen jedoch der Übersichtlichkeit halber nicht berücksichtigt.
Eine Besonderheit, die nur in den Wintermonaten auftrat, war *Potamopyrgus jenkisi*, eine Vorkiemenschnecke mit Schließklappe, die ein schwarzes bzw. dunkelgraues Gehäuse besitzt und ca. 5 mm lang wird. Ihre Heimat sind Süßwasserläufe in Neuseeland. Die Schnecke vermehrt sich in Europa parthenogenetisch. In Deutschland wurde sie in der Weser und Unterelbe zum ersten Mal 1887 gefunden. Sie ist wahrscheinlich von England aus zum europäischen Kontinent gewandert.

Schlußwort

Das Studium von Kulturen aus Schlamm und Wasser von schnell fließenden Gewässern ist eine Fundgrube für aufregende Beobachtungen. Ich hoffe, daß meine bescheidenen Versuche viele Freizeitmikroskopiker anregen werden, sich mit dieser Facette der Wasseruntersuchung zu beschäftigen.

Dank

Ich danke Herrn Dr. Gerhard Rietschel, Leiter der Naturkunde am Reiß Museum in Mannheim und Naturschutzbeauftragter der Stadt Mannheim, für die Bestimmung von *Potamopyrgus jenskisi*.

Literaturhinweise

Bellmann, H., Hausmann, K., Janke, K., Kremer, B.P., Schneider, H.: Einzeller und Wirbellose. In: Steinbach, G. (Hrsg.): Steinbachs Naturführer. Mosaik Verlag, München 1991.
Food Composition and Nutrition Tables. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1989–1990.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Höpner, T.: Schwarze Tage im Nationalpark Wattenmeer. Spektrum der Wissenschaft, August, 16–22 (1996).
Patterson, D.J., Hedley, S.: Free-living freshwater Protozoa. Wolfe Publishing, London 1992.
Römpp: Chemie Lexikon. Thieme, Stuttgart 1989–92.
Schneider, H.: Protozoenfänge aus Parkteichen. Mikrokosmos 76, 53-56 (1987).
Schwoerbel, J.: Methoden der Hydrobiologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1994.
Sommer. U.: Algen, Quallen, Wasserfloh. Die Welt des Planktons. Springer Verlag, Berlin 1996.
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
Vater-Dobberstein, B., Hilfrich, H.-G.: Versuche mit Einzellern. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1982.
Wiertz, B.: Die schönen Diatomeen der niedersächsischen Kieselgur. Mikrokosmos 79, 80–89 (1990).

Verfasser: Dr. Michele Vescia,
Carl Bosch Str. 62, D-67117 Limburgerhof

Kurze Mitteilung

Dreifachfärbung trockener Schnitte

In der traditionellen Mikrotechnik erfolgt die Anfärbung von Mikrotomschnitten nach dem Herauslösen des einbettenden Paraffins, mit anschließender Hydrierung der Schnitte. Dieser Ablauf kommt auch in einer neuen Tripelfärbung von luftgetrockneten Schnitten pflanzlichen Gewebes zum Einsatz. Die Methode erwies sich als brauchbar für Stengel, Blatt- und Fruchtgewebe von u. a. Tomate, Apfel und Geranien. Das in einer Isopropanolserie entwässerte und bei 60 °C in Paraffin eingebettete Material wird in 10 µm dicke Mikrotomschnitte zerlegt. Die Schnittserien werden auf einem Wasserbad von 45 °C gestreckt und auf frische, nicht speziell präparierte Superfrost®-Objektträger übertragen, worauf sie bei 40 °C über Nacht an der Luft getrocknet werden. Die Entfernung des Wasserfilms unter den Schnitten ist wesentlich, da sie ansonsten bei der anschließenden Entfernung des Paraffins leicht verloren gehen. Die Entparaffinierung erfolgt mit einer MicroClear® Lösung (Hersteller: Micron Environmental Industries, Fairfax, Virgina, USA) bei 4maligen Wechsel (10 min im ersten, je 5 min in den folgenden Bädern), und anschließendem 5maligen Wechsel in Isopropanol (5 min im ersten Bad, je 3 min in den folgenden). Die in Alkohol gespülten Schnitte müssen anschließend an der Luft 1 h lang getrocknet werden. Diese Gewebeschnitte können dann direkt oder auch zu einem späteren Zeitpunkt angefärbt werden.

Die Färbelösung besteht aus: Alcian-Blau 8GC, Bismarck-Braun Y, und Safranin O. Die Stammlösungen der drei Farbstoffe enthalten jeweils 1,0 Gramm des Farbstoffpulvers, gelöst in 100 ml 50%igem Ethanol. Die Färbelösung besteht aus 5 ml der Alcian-Blau-Lösung, 2 ml Safranin-Lösung und 1 ml Bismarck-Lösung in 200 ml 0,1 Azetatpuffer. Die Lösung aus den drei Farbstoffen ist dunkelpurpurrot gefärbt.

Die getrockneten Gewebeschnitte auf den Objektträgern werden bei Zimmertemperatur in die Dreifachfarblösung eingelegt. Schon nach wenigen Minuten wird die Färbung der Gewebe sichtbar, die durch Herausnehmen aus der Lösung kontrolliert und nach Wunsch fortgesetzt werden kann. Nach ausreichender Färbung werden die Schnitte mit Wasser abgespült, die verbleibenden Wassertropfen vorsichtig abgeschüttelt und sorgfältig mit weichen Papiertaschentüchern abgetrocknet, und mindestens 1 h lang auf einer Streckbank bei 40 °C vollständig getrocknet. Die gefärbten, trockenen Schnitte können dann in Eurokitt-®-Harz (Hersteller: Electron Microscopy Sciences, Fort Washington, Pennsylvania, USA) eingebettet werden.

Die Kontrolle erfolgt bei 100-facher Vergrößerung, die Untersuchung auch mit Ölimmersion 375×. Die Dokumentation kann auf 35 mm Ectachrom 64T-Film erfolgen.

Das Resultat der Dreifachfärbung ist, daß nach 30 min Färbezeit die nicht verholzten Zellwände blau gefärbt sind, die nicht lignifizierten Zellwände, die Zellkerne und Chloroplasten rot erscheinen, während die Kutikula gelb-braun bis braun gefärbt ist. Die Anfärbung der Kutikula mit wasserlöslichem Bismarck-Braun ist neu.

Graham, E. T., Trentham, W. R.: Staining paraffin extracted, alcohol rinsed and air dried plant tissue with an aqueous mixture of three dyes. Biotechnic & Histochem. 71, 178–185 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

 Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikro-Galerie

Schnupfenkristalle

Die typische Jahreszeit, in der man sich ab und zu einen Schnupfen holt, ist eigentlich vorüber. Dennoch kann es auch im Frühjahr oder gar Sommer zu dieser eher unangenehmen Belästigung kommen. Machen wir das Beste daraus, nämlich ein mikroskopisches Kristallpräparat.
Wenn der Schnupfen in klaren Tropfen aus der Nase tröpfelt, fangen wir einen solchen Tropfen mit dem Objektträger auf. Dann verflachen wir den Tropfen mit einem Glasstab oder einem Zündhölzchen und stellen das Ganze staubgeschützt beiseite (zum Beispiel in einer Petrischale). Wenn das Präparat bei Zimmertemperatur getrocknet ist, haben wir ein wunderbares Motiv zum Mikroskopieren.
Daß es sich lohnt, ein so einfaches Präparat anzufertigen, beweist das Galerie-Foto (rechts), das mit Hilfe der Dunkelfeldmikroskopie hergestellt wurde. Reizvoll sind auch Beobachtung und Dokumentation in polarisiertem Licht.

J. Rüegger-Deschenaux, Rüschlikon, Schweiz

Kurze Mitteilung

Das grün-fluoreszierende Protein (GFP)

Das grün-fluoreszierende Protein (GFP) wird seit einigen Jahren als neuartiger Marker für dynamische Prozesse in lebenden Organismen intensiv benutzt. Es handelt sich um einen Lumineszenzvitalfarbstoff, der im Gegensatz zu anderen lumineszierenden Molekülen unabhängig von Kofaktoren arbeitet und in zahlreichen pflanzlichen und tierischen Organismen aktiv ist. GFP hat den großen Vorteil, daß er relativ einfach und rasch mikroskopisch und makroskopisch nachweisbar ist. Das GFP stammt ursprünglich aus der Qualle *Aequorea victoria*. Es wurde 1994 als Marker für Gen-Expression entdeckt. Das GFP erlaubt die Verfolgung von zellulären Prozessen, bei denen Proteine eine Rolle spielen, wie Zellteilung, Zellentwicklung und Zellbewegungen.
Das Wildtyp-GFP hat eine maximale Absorption bei 395 nm. Die Fluoreszenz ist stabil, unabhängig von der Spezies, in deren Zellen sie sichtbar ist, und kann relativ einfach mit dem Fluoreszenzmikroskop in lebenden Zellen verfolgt werden. Das GFP strahlt ein intensives grünes Licht (Maximum bei 508–509 nm) aus, wenn es mit UV-Licht (Wellenlänge 360–400 nm) oder Blaulicht (440–480 nm) angeregt wird.
Das gereinigte GFP ist ein 27 kDA Monomer und besteht aus 238 Aminosäuren. Die aktive Chromophor-Gruppe ist ein Tripeptid. Die Chromophor-Bildung ist sauerstoffabhängig. Das GFP ist weitgehend pH-stabil, behält seine Struktur zwischen pH 5,5 und 12,0, ist außerdem extrem thermostabil, übersteht Temperaturen bis 65 °C.
Das GFP behält seine fluoreszierende Eigenschaft auch, wenn es mit anderen Proteinen verbunden ist. Dies macht GFP zu einem besonders attraktiven Marker. Mit ihm lassen sich zum Beispiel Infektionen in intakten Pflanzen verfolgen. Dazu benötigt man lediglich eine UV-Handlampe (100 W, Wellenlänge 365 nm).
Modifizierte Formen des GFP haben eine weite Anwendung in der Zellbiologie gefunden. Synthetisches GFP wird u. a. von der Firma CLONTECH Laboratories, Palo Alto, CA, USA geliefert.

Chalfie, M., Tu, Y., Euskirchen, C., Ward, W. W., Prasher, D. C.: Green fluorescent protein as a marker for gene expression. Science *263*, 802–805 (1994).
Chiu, W., Niwa, Y., Zeng, W., Hirano, T., Kobayashi, H., Sheen, J.: Engineered GFP as a vital reporter in plants. Current Biology *6*, 325–330 (1996).
Leffel, S. M., Mabon, S. A., Stewart jr., C. N.: Application of green fluorescent protein in plants. Bio Techniques *23*, 912–918 (1997).
Stauber, R. H., Horie, K., Carney, P., Hudson, E. A., Tarasova, N. I., Gaitanaris, G. A., Pavlakis, G. N.: Development and applications of enhanced green fluorescent protein mutants. Bio Techniques *24*, 462–471 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

© Elsevier GmbH. Allé Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

7. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen vom 6. bis 8. November 1998

162 Berufs- und Hobbymikroskopiker aus Deutschland, Frankreich, Österreich und der Schweiz haben auf Einladung der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V. an den 7. Internationalen Mikroskopie-Tagen teilgenommen. Gerhard Göke und Jürgen Stahlschmidt haben diese Vortrags- und Diskussionsveranstaltung zum siebten Mal ausgerichtet. Die Firmen EHD, Leica, Mikroskop Technik Rathenow GmbH, Mikrovid, Olympus, PZO und Carl Zeiss Jena konnten im Foyer des Vortragssaales in der Südwestfälischen Industrie- und Handelskammer ihre Geräte präsentieren, wodurch die Pausen zwischen den einzelnen Vorträgen ausgefüllt waren. Dr. Holger Adelmann aus Leverkusen mußte sein Workshop zur digitalen Bildverarbeitung mikroskopischer Aufnahmen in den drei Tagen fünf Mal abhalten, wobei er von der Firma Matrix Vision unterstützt wurde. In den Pausen sorgten Frau Pint, Frau Hahnel und Frau Ritsche wie bereits 1996 für das leibliche Wohl der Teilnehmer.

Am Freitag um 14.30 Uhr begrüßte der NWV-Vorsitzende Gerhard Göke die Mikroskopiker, von denen viele seit 1986 regelmäßig an dieser Tagung teilgenommen haben. Dann gab Jürgen Stahlschmidt als Leiter der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft allgemeine Informationen zum Ablauf der Tagung. Um 15 Uhr konnte Dr. Jörg Kukulies von der Firma Nikon GmbH seinen Vortrag „Nikon Eclipse – ein Mikroskop der neuen Art" beginnen und anschaulich erklären, warum die Konstrukteure von Nikon die allgemein übliche Objektivabgleichlänge von 45 mm auf 60 mm und den Durchmesser der Einschraubgewinde vergrößert haben. Nach der Kaffeepause hielt Jürgen Schrodt aus Hemer seinen hervorragenden Vortrag „Optimierung der Abbildungsqualität von Mikrofotos-Abbildungskette, Mikroskop- und Filmleistung, Schärfentiefe und Bildqualitätsunterschiede". Die „Fourier-Theorie der mikroskopischen Abbildung - klassische optische Versuche mit dem Diffraktionsapparat nach Abbe und deren mathematische Stimulation am Computer" behandelten Dr. Holger Adelmann und Jürgen Stahlschmidt in einem gemeinsamen Vortrag. Weil man nach soviel strenger Wissenschaft unbedingt abschalten muß, beendete Rainer Mehnert aus Weil der Stadt die erste Vortragsreihe mit seinem Stereo-Diavortrag „Eindrücke aus dem Makrokosmos – einstufig, stereoskopisch und lebendig im Vollformat fotografiert" Die Freunde schöner Stereobilder kamen voll auf ihre Kosten. Um 20.30 Uhr begann der gemütliche Teil der Tagung im nahegelegenen

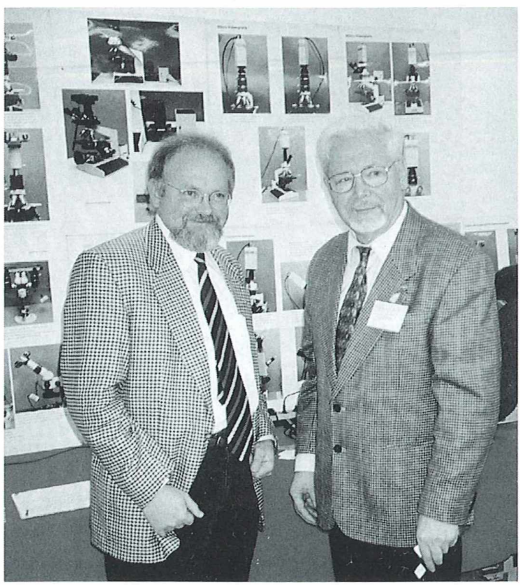


Abb. 1: Die beiden Organisatoren der Mikroskopie-Tage, Jürgen Stahlschmidt (links) und Gerhard Göke (rechts) (Foto: J. Rüegger-Deschnaux, Rüschlikon).

Abb. 2: Die Ausstellungsstände waren in allen Vortragspausen von Mikroskopikern umlagert (Foto: G. Göke, Hagen).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Ratskeller mit einem Abendessen. Die Mikroskopiker konnten Erfahrungen austauschen und mit den Referenten sprechen.
Am Samstagmorgen um 9 Uhr eröffnete Egon Dröge aus Dortmund das Programm des Tages mit seinem Vortrag „Fotografie mit dem Stereomikroskop – von der Aufnahme bis zur Stereoprojektion", wobei wieder die Stereobrillen benutzt wurden. Der Referent behandelte die praktische Seite der Stereo-Mikrofotografie so allgemeinverständlich, das nur wenig nachgefragt werden mußte. Rüdiger Rudolf vom Institut für Neurobiologie der Universität Heidelberg berichtete anschließend über die „Videomikroskopische Beobachtung fluoreszierender Objekte" und beschrieb die technischen Voraussetzungen und die praktische Anwendung, besonders im Hinblick auf den Fluoreszenzfarbstoff GFP (Green Fluorescent Protein). Nach der Kaffeepause erklärte Dr. Holger Adelmann die „digitale konfokale Mikroskopie" und beschrieb mathematische Methoden zur Verbesserung der optischen Mikrotomie.
Bei allen Vorträgen kamen modernste Hilfsmittel zum Einsatz: Kleinbild- und Großbildprojektoren, ein Hochleistungs-Overheadprojektor und ein Video-Beamer. Dr. Jürgen Balzer von der Mikroskop Technik Rathenow GmbH erläuterte in seinem Vortrag „Große Objektfelder im Auf- und Durchlicht" das Wirkprinzip eines Kontrasttubus. Dann zeigte Dietmar Henning aus Trier in seinem Vortrag „Mikrofotografische Reliefbilder" die Möglichkeiten einer Reliefbeleuchtung durch die Anwendung der Kreutz-Blende im großen Abbeschen Beleuchtungsapparat. Seine Bilder waren sehr eindrucksvoll.
Während der Mittagspause baute Karl. E. Deckart aus Eckental seine gewichtigen Projektoren auf. In Überblendtechnik zeigte er „Alltägliches und Oberflächiges – Eindrücke auf 6×7". Dank der großen Leinwand kamen diese Großdias richtig zur Geltung. Die in den letzten Jahren in den Vordergrund gerückte digitale Mikrofotografie behandelten Michael Wagener vom Carl Zeiss Werk Göttingen und Peter Embert von der Kodak AG in ihrem gemeinsamen Vortrag, wobei nicht nur die Grundlagen und Systemanforderungen, sondern auch die Systemgrenzen behandelt wurden. Trotz der zur Zeit noch bestehenden Schwierigkeiten bei der Adaption von Low-Cost-Cameras dieser Art könnte das einmal die Mikrofotografie der Zukunft werden. Anschließend hielt Gerhard Göke seinen Diavortrag „Methoden der quantitativen Polarisationsmikroskopie". Die Verwendung von polarisiertem Licht bei qualitativen Untersuchungen ist jedem Mikroskopiker bekannt. Die quantitativen Methoden sind jedoch sehr kompliziert und können auch mit noch so schönen Dias in einer Stunde nicht ausführlich behandelt werden. Deshalb hat der Referent hauptsächlich die gerätetechnischen Voraussetzungen vorgestellt.

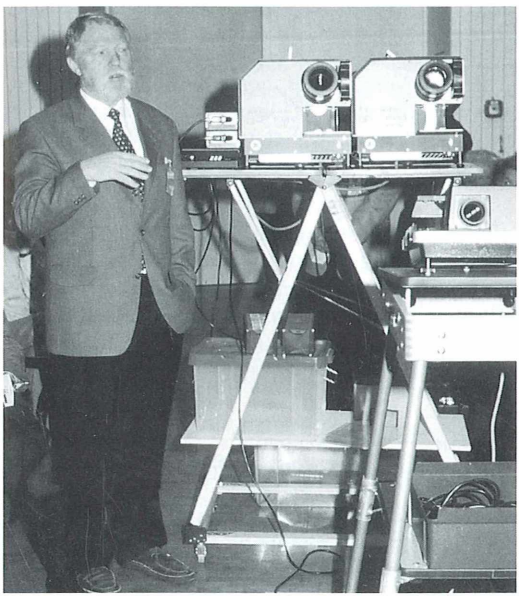


Abb. 3: Karl E. Deckart aus Eckental mit seinen Großformat-Überblendprojektoren beim Vortrag (Foto: G. Göke, Hagen).

Abb. 4: Guido Hobbi aus Menzingen, Schweiz, präsentiert Diavographien: Kunstblätter aus Mikro- und Makro-Fotos (Foto: J. Rüegger-Deschnaux, Rüschlikon).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

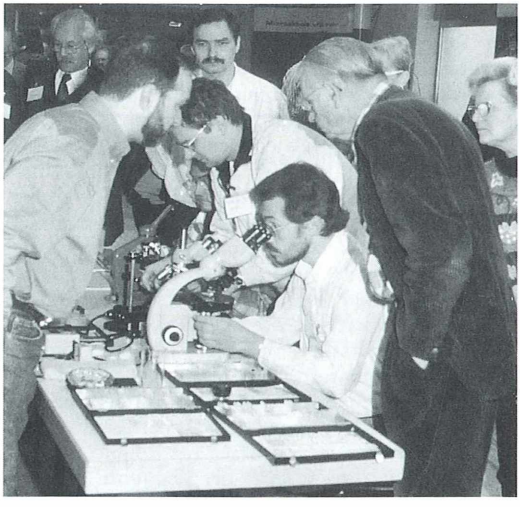


Abb. 5: Kritische Beurteilung von Mikropräparaten zwischen den Vorträgen (Foto: G. Göke, Hagen).

Nach der Kaffeepause um 16.15 Uhr fand eine gemeinsame Posterbesprechung statt. Es wurden die von den Teilnehmern mitgebrachten Exponate unter den Gesichtspunkten der angewandten mikroskopischen Methoden besprochen. Besondere Beachtung fand ein von Wolfgang Posselt aus Walsrode mitgebrachtes Poster. Es zeigte Bilder von großflächigen Mikrotomschnitten, die wie Diapositive von einem digitalen Scanner in einen Rechner eingelesen und ausgedruckt wurden. Eine bemerkenswerte Methode.

Den letzten Vortrag des zweiten Veranstaltungstages hielt Dr. Karl-Heinz Geier von der Carl Zeiss Jena GmbH über „Raumbildmikroskopie – dreidimensionale Hellfeldbilder bei hohen Vergrößerungen und in Echtzeit". Das neuartige, mit Shuttern im Beleuchtungs- und Abbildungsstrahlengang arbeitende videotechnische Verfahren wurde vom Referenten ausführlich beschrieben.

Am Abend trafen sich die Mikroskopiker wieder im Hagener Ratskeller zum Abendessen. Bis nach Mitternacht dauerten die anschließenden Diskussionen.

Am Sonntagmorgen traf man sich wieder in der Handelskammer. Um 9.30 Uhr begann der erste Vortrag über „Mikrofotografische Raumbilder – Stereofotografie mit einfachen Mitteln" Günter Weber aus Wuppertal stellte eine Methode vor, bei der durch Ausblenden der rechten und dann der linken Hälfte des Beleuchtungsstrahlenganges ein fotografisches Raumbild entsteht. Danach hielt Gerhard Göke seinen Diavortrag „Prüfung der mikroskopischen Optik auf Abbildungsfehler" und teilte einfache und professionelle Methoden für den Nachweis von Öffnungs-, Spannungs- und Zentrierfehlern, chromatischer Längsabweichung und chromatischer Vergrößerungsdifferenz mit. Da immer mehr mikroskopische Optik mit unbekannter Vorgeschichte auf Trödelmärkten und Fotobörsen angeboten wird, sprach dieser Vortrag den Praktiker an.

Nach der Kaffeepause erklärte Dr. Holger Adelmann die „Dreidimensionalen Objektrekonstruktionen ausgehend von der optischen Mikrotomie" Es ging darum, räumliche Objekte auch räumlich zu begreifen. Der letzte Fachvortrag war wieder für den Praktiker bestimmt. Jürgen Stahlschmidt beschrieb mit Hilfe von Folien und Diapositiven die „Anpassung der Polarisationsinterferenzeinrichtung nach Pluta an fremde Mikroskope" und ging dabei auch auf das Verfahrensprinzip dieser Einrichtung ein.

Die „Fare-Well-Präsentation" übernahm dann Gerhard Göke mit seinem Diavortrag „Nach Millionen Jahren sichtbar gemacht" Bei seinen Aufnahmen der Mikrofossilien setzte er die ganze Palette der optischen Kontrastierungsverfahren ein: Dunkelfeld, Rheinbergbeleuchtung, negativer, positiver und farbiger Phasenkontrast, Interferenzkontrast, polarisiertes Licht und die kombinierte Auflicht-Durchlichtbeleuchtung.

Als NWV-Vorsitzender dankte er dann den Mikroskopikern für ihre Beteiligung an dieser anspruchsvollen Tagung, den Referenten für insgesamt 18 Vorträge und die Beantwortung unzähliger Fragen sowie den Ausstellern, die zum Teil ihre „Flaggschiffe" mitgebracht hatten, für die vielen Exponate am Rande der Tagung. Besonderer Dank gilt den Helfern „hinter den Kulissen", ohne die eine solche Tagung garnicht möglich ist.

Wenn es die von vielen Teilnehmern gewünschten „8. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen" geben sollte, werden diese im Herbst des Jahres 2000 stattfinden.

Verfasserin: Birgit Neumann
Döpperstr. 60, D-47506 Neukirchen-Vluyn

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

4. Sommerworkshop (1998) zur Umweltanalytik und Umweltchemie der Feldberger Seenlandschaft

Wolfgang M. Richter und Georg Kubsch

Lassen Sie sich nicht täuschen, wenn in der Überschrift „Sommerworkshop" steht. Denn aus der nun seit Jahren bekannten Sommerschule ist – dem ungebremsten Hang zur Amerikanisierung unser Sprache folgend – ein Sommerworkshop geworden. Das soll ja besser ankommen. Es änderte aber nichts an der Tatsache, daß sich in bewährten Kooperation auch 1998 das Institut für Angewandte Analytik und Umweltchemie der Humboldt-Universität, Berlin, erneut mit der Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. zusammentat, um „leicht und locker" Wissen zu vermitteln, welches für chemische, physikalische und hydrologisch-limnologische Prozesse in unserer Natur sensibilisiert.

Wer das Heft 3/1998 vom MIKROKOSMOS gelesen hat, wird sich gewiß des ausführlichen Beitrages oben genannter Veranstalter zur 3. Feldberger Sommerschule 1997 erinnern. Bleibt heute also den Berichterstattern, auf Veränderungen bzw. Verbesserungen in dieser Schulungsreihe, deren Beliebtheit ohne Frage stieg, einzugehen. Obwohl dieses Mal zwei Durchgänge mit jeweils 15 Interessenten im Zeitraum Ende August/Anfang September absolviert werden konnten, reichte das Platzangebot in der nun schon traditionellen Schulungsstätte Krüseliner Mühle nicht aus. Da eine dritte Lehrgangswoche nicht realisiert werden konnte und dazu eine Erhöhung der Teilnehmerzahl nicht ratsam erschien, mußten weitere Interessenten auf das Jahr 1999 vertröstet werden.

Jung und alt vereint

Und wieder hatten sich Studenten unterschiedlichster Disziplinen angemeldet. Aber auch einige ältere und berufstätige Teilnehmer, die im weitesten Sinne mit Wasser, mit Labor und Umweltchemie zu tun haben, bewirkten eine Gruppierung, die zeigte, wie gut die Zusammenarbeit zwischen jung und alt funktionieren kann.

Ähnlich wie in den Vorjahren gab es

- Seminare und Vorträge zur Umweltchemie und Umweltanalytik,
- eine umfassende Beprobung des Feldberger Haussee, des Krüselin und des besonders tiefen Breiten Luzin,
- Untersuchungen der Wasser- und Sedimentproben (sogar mit modernster Analysentechnik),
- eine praktische Einführung in die Gewässerbiologie und natürlich
- ausführliche Diskussionen der erbrachten Ergebnisse.

Erfreulich war wieder die Tatsache, daß sich Mitarbeiter verschiedenster Institutionen (meist selbstlos) in den Dienst der Sache stellten und ihr Wissen den außerordentlich aufmerksamen Lehrgangsteilnehmern weitergaben. So vermittelte einführend Herr Prof. Dr. Scholz grundsätzliches Wissen. Das Organisatorische lag abermals in den Händen von Herrn Dr. G. Kubsch, der von weiteren Mitarbeitern der Humboldt-Universität unterstützt wurde.
Klar, daß für die Lehrgangsteilnehmer auch Freizeit verblieb, und die Feldberger Seenlandschaft unter Führung kompetenter Kräfte des Naturparkes erwandert wurde (Abb.1). Da das Wetter 1998 es jedoch nicht so gut meinte,

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

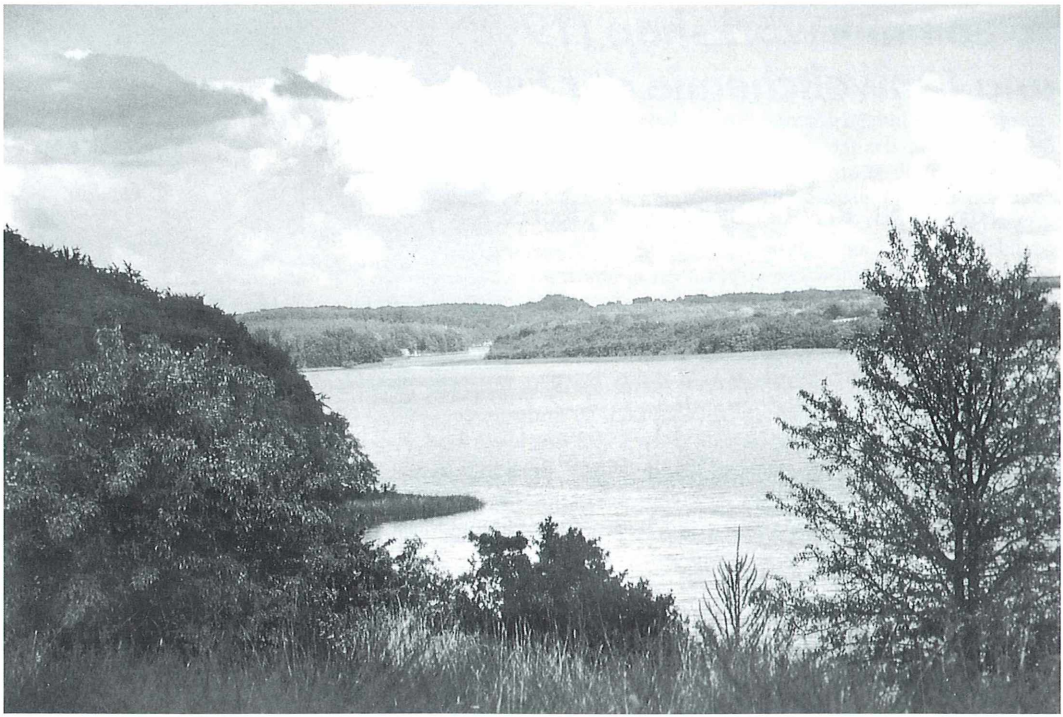


Abb. 1: Blick vom Hüttenberg auf den Breiten Luzin und Lütten See bei Feldberg (Foto: W. M. Richter, Himmelpforten).

mußte leider meist auf das sonst übliche Bebaden und Betauchen der Seen verzichtet werden.

Altbewährte und moderne Analysentechniken

In der Beprobung und Untersuchung konnte wieder der Krüselinsee (in seiner weitgehend oligotrophen Qualität) dem (immer noch hocheutrophen) Haussee bei Feldberg gegenübergestellt werden. Dazu kam aber diesmal auch die Bearbeitung des mit knapp 60 m außergewöhnlich tiefen Breiten Luzin, was für die Interessenten schon ein Erlebnis darstellte und sie die ungünstige Wetterlage gerne in Kauf nehmen ließ. Das mit den Interessenten erarbeitete Tiefenprofil des Breiten Luzin ist hier eingefügt (Abb. 2). Durch den Einsatz einer modernen Sauerstoffsonde und zum Vergleich parallelen Probenentnahmen vermittels Ruttnerschöpfer (mit anschließender Sauerstoffbestimmung nach Winkler) konnte sinnfällig die aktuelle Erleichterung in der limnologischen Arbeit vorgeführt werden.

Auf diese Thematik ging der Vortrag des wissenschaftlichen Leiters der Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V., Herrn Dipl.-Biol. W.M. Richter, ein, der mit seinen Lichtbildern verdeutlichen konnte, wie auch mit einfachen und einfachsten Mitteln und Methoden (der Probenahme, der Sauerstoffbestimmung, der Messung von „freier Kohlensäure", des Säurebindungsvermögens oder der pH-Werte) ordentliches und sparsames Arbeiten an Gewässern möglich ist.

Rückbesinnung

Ein kleiner, einfach vertonter Lehrfilm zum Thema „Sauerstoffkolorimeter und Photosynthese" auf 8mm-Material, schon vor rund 25 Jahren in der BONITO entstanden, ließ die begeisterten Teilnehmer ahnen, welche Arbeit

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

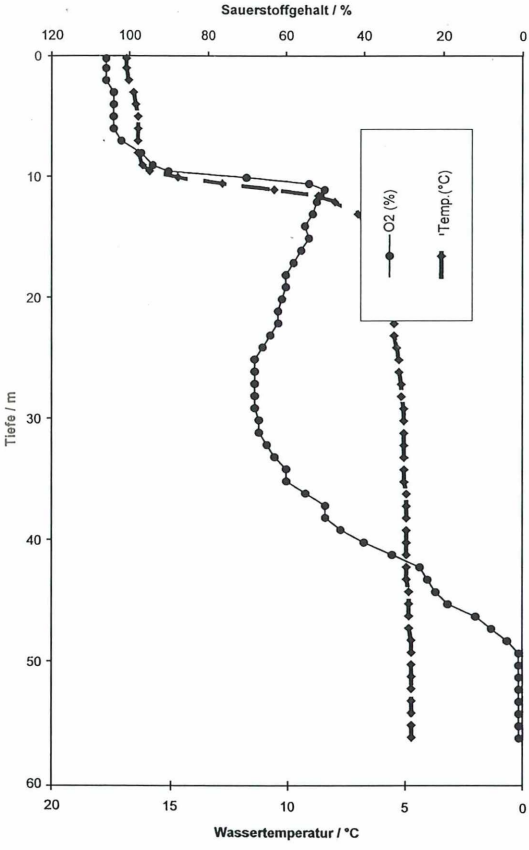


Abb. 2: Sauerstoff- und Temperaturprofil des Breiten Luzin, nahe der tiefsten Stelle am 30.08.1998. Angabe des Sauerstoffgehaltes in Prozent zur errechneten möglichen Sättigung bei 760 hPa.

von dieser Arbeitsgemeinschaft seit 1959 an und auf den Feldberger Seen geleistet wurde. Dazu kam aber noch eine kleine Ausstellung. Sie zeigte, wie einfaches, doch präzise arbeitendes Gerät damals zu DDR-Zeiten selbst hergestellt wurde, um ohne staatliche Aufsicht limnologisch arbeiten zu können. Vom Sauerstoffkolorimeter der BONITO angefangen, waren modifizierte Kunststoffschöpfgeräte, Kipptherm-ometer, Untersuchungskästen für die Arbeit mit Gruppen und wahre Wunderwerke von selbstgebauten Unterwasserkameras zu besichtigen (Abb. 3).

Die moderne Laborarbeit im Lehrgang offenbarte sich dagegen in angeleiteter Nutzung modernster Analysegeräte, zu denen solche der Atomabsorptionsspektrometrie, Voltammetrie, Ionenchromatographie, Photometrie, Gaschromatographie, Elektroanalytik (mit UV-Aufschluß) gehörten. Zur Probenanreicherung konnte die Festphasenextraktion, zur Probenvorbereitung die Gefriertrocknung angewandt werden.

Planktonuntersuchungen

Auch die mikroskopische Arbeit wurde in diesem Jahr verbessert. Herr Dr. Täuscher hatte sich erneut zur Verfügung gestellt, um das Aquatische Ökosystem zu behandeln. Dazu lieferten die gewässereigenen Makrophyten, Zoo- und Phytoplankton die Basis (Abb. 4). Endlich wurde in diesem Lehrabschnitt auch mit den dafür dringend erforderlichen eigenen Mikroskopen aufgewartet. Da die Anschaf-

Abb. 3: Kleine Ausstellung selbstkonstruierter und selbstgebauter Geräte für die limnologische Arbeit in der BONITO (Foto: I. Richter, Himmelpforten).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Abb. 4: Mikroskopierrunde mit einfachen und besseren Geräten auf der Terrasse der Krüseliner Mühle (Foto: G. Kubsch, Berlin).

fung von Billiggerät weder den Forderungen noch den Wünschen hätte nachkommen können, wurden die begrenzten Geldmittel für den Ankauf zweier Geräte aus der preis- und qualitätswerten LOMO-Produktion eingesetzt.

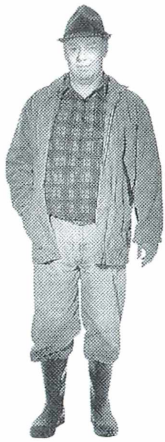
Aufgrund der guten Erfahrungen ist, wie bereits eingangs angedeutet, für 1999 die 5. Sommerschule – pardon – natürlich der 5. Sommerworkshop geplant.

Dank

Gedankt sei an dieser Stelle den Sponsoren der Veranstaltung, welche diese Arbeit entscheidend unterstützten. Es sind dieses (in alphabetischer Reihenfolge) DIONEX GmbH, Gesellschaft Deutscher Chemiker, MERCK KG, Messer-Griesheim GmbH, Protekum Umweltinstitut GmbH, Varian GmbH und die Wissenschaftlich-Technischen Werkstätten GmbH. Ihre Zuwendungen halfen, die Kostenbeiträge der Teilnehmer merklich zu dämpfen.

Verfasser: Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, Wissenschaftlicher Leiter der Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V., Drosselgang 2, D-21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe), und Dr. Georg Kubsch, Humboldt-Universität, Berlin, Math.-Nat. Fakultät, Fachinstitut für Angewandte Analytik und Umweltchemie, Hessische Straße 1-2, D-10115 Berlin

ERDKUNDE KANN LEBEN RETTEN.



Viele deutsche Bauern klagen. Doch das ist noch gar nichts gegen den Teufelskreis aus Armut, trockenem Klima, ungerechter Landverteilung und fehlender Ausrüstung in Brasilien. Viele Kleinbauern im Sertao sind gegenüber den Großgrundbesitzern chancenlos.

➜ MISEREOR hilft so, daß sich diese Menschen selber helfen können. Sie lernen, sogar trockene Böden ertragreich zu bewirtschaften. Sie lernen zu überleben. Und – weil angewandte Erdkunde auch stark macht – gegen das Unrecht zu kämpfen. Wenn Sie helfen und mehr erfahren möchten, schreiben Sie an: MISEREOR, Mozartstraße 9, 52064 Aachen, e-mail: anzeige@misereor.de

Spendenkonto 556
Sparkasse Aachen
BLZ 390 500 00

MISEREOR
DIE ARMEN ZUERST.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachrichten

19. Jahresvortragstagung 1998 der BONITO in Feldberg (Mecklenburg/Vorpommern)

Die im MIKROKOSMOS angekündigte 19. Jahresvortrags- und 5. Adventtagung der BONITO fand vom 27. 11. bis 29. 11. 1998 in den Räumlichkeiten des bestens für derartige Unternehmungen geeigneten Restaurationsbetriebs Stieglitzenkrug in Feldberg, Mecklenburg/Vorpommern, statt. Wenngleich die Beteiligung etwas hinter den Erwartungen der Veranstalter zurückblieb, waren die lebhaften Diskussionen und informationsreichen Vorträge während dieser Tage wieder von der gewohnten Begeisterung für die Sache geprägt, für die sich BONITO seit nunmehr 43 Jahren einsetzt, nämlich für *Umwelt- und Heimatforschung für den Umweltschutz.*
Am Abend vor dem zentralen Vortragstag wurde den Teilnehmern vom wissenschaftlichen Leiter der BONITO, Dipl. Biol. Wolfgang Richter, zur Begrüßung ein interessanter Dia-Vortrag *Über den Fluß, durch Schleusen, Stauseen, Städte, Stifte, Häfen und Donau-Delta* geboten.
Der folgende Samstag war geprägt von fünf wissenschaftlichen Vorträgen. Nach der Eröffnung der Tagung durch den 1. Vorsitzenden der BONITO, Joachim Thürnagel, und einem Arbeitsbericht von Herrn Richter über die Tätigkeiten der BONITO seit der letzten Tagung im Jahr 1995 wurde in wissenschaftlichen Vorträge über so unterschiedliche Themen wie Wasserhaushaltsuntersuchungen am See Sprockfitz des Feldberger Gebietes (Cand. rer. nat. M. Glatzer, Rostock), Bonito-Sommerworkshop 1998 (Dr. G. Kubsch, Berlin), Diversität und Phytoplankton des Feldberger Haussees (PD Dr. L. Krienitz, Neuglobsow), Seesanierung in nationaler und internationaler Sicht (Prof. Dr. G. Schlungbaum, Rostock) sowie Bedeutung geschützter Pflanzen und Tiere für den Naturpark Feldberger Seenlandschaft (Dr. P. Wernicke) referiert. Die Redner, kompetente Experten der jeweiligen Fachgebiete, verstanden es, ihre „Message 'rüberzubringen" (Abb. 1). Die sich jeweils anschließenden Diskussionen zeugten von dem regen Interesse des Auditoriums an den vermittelten Sachverhalten.
Mehrfach wurde während der Tagung mit einiger Besorgnis festgestellt, daß sich die Altersstruktur der BONITO nach und nach merklich hin zu den älteren Semestern verschoben hat. Ausgesprochen wünschenswert wäre eine Auffrischung der Mitgliedschaft durch neue, jüngere Interessenten.
Das gemütliche Beisammensein am Abend ließ auch den geselligen Aspekt dieser Vereinigung nicht zu kurz kommen. Nach der satzungsmäßig anstehenden, am folgenden Sonntagvormittag zügig durchgeführten Jahreshauptversammlung der BONITO rundet eine Exkursion durch die verschneite Feldberger Seenlandschaft unter der fachkundigen Leitung des BONITO-Mitglieds Albert Pfitzer aus Feldberg die Veranstaltung ab (Abb. 2).

Redaktion MIKROKOSMOS

Abb. 1: Vortragsaktivitäten während der zentralen Samstagsveranstaltung (Foto: M. Glatzer, Rostock).

Abb. 2: Begutachtung eines Grundwasserrohres im Uferbereich des durch starke Pegelschwankungen auffälligen Sees „Sprockfitz" (Foto: W. Richter, Himmelpforten).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

„Mikrowelt im Wassertropfen"

Ausstellung von Dr. Pedro Galliker im Zoologischen Museum der Universität Zürich vom 15. Dezember 1998 bis 29. August 1999

Der Berichtende hatte das Vergnügen, der Eröffnungsfeier der obgenannten Ausstellung beizuwohnen. Die einleitenden Begrüßungsworte richtete Professor Dr. Vincent Ziswiler, Direktor des Zoologischen Instituts und Museums der Universität Zürich, an ein zahlreich erschienenes Publikum. Alle Plätze im Vortragssaal waren belegt. Sogar an den Wänden entlang standen Zuhörer, und Sitzende gab es auf den Treppen.

Professor Ziswiler skizzierte den interessanten Lebenslauf von Dr. Galliker und würdigte dessen großes Schaffen über Jahrzehnte hinweg. Dr. Galliker ist ein einzigartiger Modellbauer von einzelligen und mehrzelligen Planktonorganismen. Er ist auch ein weitherum bekannter Biologe, Mikrofotograf und Mikrofilmer.

Über die schönen, transparenten Glas- und Plastik-Modelle von Pedro Galliker hat der MIKROKOSMOS übrigens in Heft 6/1998 berichtet. Auch die Umschlagseite des genannten MIKROKOSMOS-Heftes zeigt ein äußerst schönes, von Dr. Galliker gefertigtes Modell einer Haptophycee.

Nach den einleitenden Worten von Prof. Ziswiler gelangten die Anwesenden in den Genuß eines ganz besonderen Leckerbissens: Ein Dia- und Video-Vortrag des Ehrengastes der Eröffnungsfeier, Professor Dr. Klaus Hausmann von der Freien Universität Berlin.

Es gibt Vorträge und Vorträge, Darbietungen und Darbietungen, aber was Professor Hausmann uns geboten hatte, war wirklich das Gelbe vom Ei. Die Dia- und Videobilder waren von absoluter Spitze und die erklärenden Worte des Vortragenden ein Happening. Der Vortrag war nicht nur äußerst anschaulich und interessant, er war auch spannend wie ein „Derrick" und witzig wie von Wilhelm Busch. Von den schönen mikroskopischen Beobachtungszeichnungen eines Ernst Haeckel bis zu den erstaunlichen, plastischen REM-Fotos ist uns nichts vorenthalten worden. In seinem Ablauf reichte der Vortrag von der nackten Amöbe bis zu den erstaunlichen Präparat-Kombinationen des englischen Präparators Klaus Kemp: ein Blumenstrauß aus Kieselalgen und ein großes Flora-Bouquet aus Schmetterlingsschuppen. Kurz vor Ende des Vortrages hatte sich noch ein lustiges Kieselalgen-Portrait des Redners zwischen die anderen Projektionsbilder geschlichen. Die Zuhörer dankten den interessante und humorvollen Vortrag von Professor Hausmann mit einem 80-Dezibel-Applaus.

Und nun zur Ausstellung: Der Eintritt in die Welt der Mikroorganismen erfolgt durch eine 4 Meter hohe Attrappe eines Mikroskopes und erinnert daran, daß wir mikroskopisch klein sein müßten, um die in der Ausstellung gezeigten, vergrößerten Lebewesen auch in der Natur so zu sehen. Ein großes Wandbild veranschaulicht die Größe der Kleinlebewesen im Vergleich mit einem Streichholz. Die Winzigkeit eines Bakteriums wird einem bewußt, wenn neben dem auf 5 Meter Länge vergrößerten Streichholz das in gleichem Ausmaß vergrößerte Bakterium immer noch nur 1 Millimeter Durchmesser hat.

Zu Beginn der Ausstellung wird am Beispiel des populären Wasserflohs gezeigt, auf welche Weise wir uns mit Kleinlebewesen beschäftigen können. In zwei Binokularlupen und zwei Mikroskopen sind lebende und präparierte Wasserflöhe direkt zu beobachten. Zeichnungen und Fotos helfen uns, Körpermerkmale und die inneren Organe zu erkennen. Ein Film gibt uns Gelegenheit, die Schwimmbewegungen des Wasserflohs in Zeitlupe zu verfolgen. Das vergrößerte Modell schließlich bringt uns die räumliche Ausdehnung des Wasserflohs ins Bewußtsein.

Im Hauptteil der Ausstellung werden einige Vertreter aus den drei Gruppen von Kleinlebewesen vorgestellt: Bakterien, Einzeller und kleine Mehrzeller. Was Namen wie Korkenzieher-Bakterium, Strahlenball, Blumenrädertier oder Becherbäumchen andeuten, wird mit den 40 Großmodellen und vielen Farbfotografien von Dr. Pedro Galliker zum faszinierenden Seherlebnis. In der Ausstellung begegnen wir so sonderbaren Gestalten wie dem durchsichtigen Glaskrebs, dem strahlenden Sonnentier, dem vielarmigen Süßwasserpolypen oder dem drolligen Bärtierchen, einem Spezialisten im Überleben unter extremen Bedingungen.

Zu sehen ist auch die Nachbildung eines einfachen Mikroskopes, wie es Antonie van Leeuwenhoek vor über 300 Jahren gefertigt hat. Phänomene wie polarisiertes Licht oder die Explosion der Nesselkapselzellen beim Süßwasserpolypen werden auf anschauliche und spielerische Weise vorgestellt. Filme, Tonbildschauen, Führungen und eine Broschüre geben zusätzliche Informationen zur wundersamen Welt der Mikroorganismen.

Aber nur mit beschreibenden Worten kann man dem Schaffen und den Exponaten von Dr. Galliker nicht gerecht werden. Nur wer die Ausstellung persönlich besucht, kann sich über Dr. Galliker und seine Mikrowelt im Wassertropfen ein Bild machen.

J. Rüegger-Deschenaux, Rüschliken

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Befall einer Thekamoeba quadrilineata-Population mit einem pilzartigen Endocytobionten

Rolf Michel

In den letzten Jahren wurden kleine freilebende Nacktamoeben der Gattung *Acanthamoeba* aus unterschiedlichen Gewässerhabitaten isoliert, die vor allem Bakterien als Endocytobionten aufwiesen. Neben harmlosen Arten wurde auch die intrazelluläre Vermehrung von potentiell humanpathogenen Bakterien in Acanthamoeben beobachtet. Dazu gehören z. B. *Legionella pneumophila* (Rowbotham, 1980), Listerien (Ly und Müller,1990) und *Pseudomonas aeruginosa* (Michel *et al.*, 1996) sowie *Burgholderia (Ralstonia) pickettii* (Michel und Hauröder, 1997). Auch neue Arten aus der Verwandtschaft bekannter Erreger wurden z. B. aus Acanthamoeben nachgewiesen, die von der Nasenschleimhaut von Probandinnen isoliert wurden (Michel *et al.*, 1994). Mit Hilfe moderner molekularbiologischer Methoden der DNS-Sequenzierung wurden in diesem Fall kokkoide Bakterien aus dem Zytoplasma ihrer Wirtszellen wegen ihrer phylogenetischen Nähe zu Chlamydien als neue Art und Gattung *Parachlamydia acanthamoebae* beschrieben (Amann *et al.*, 1997).

Neben Bakterien als Endocytobionten wurden in Einzelfällen mikrosporidienähnliche Organismen aus Vannellen (Hoffmann *et al.*, 1998) und hefeähnliche Zellen aus *Thekamoeba similis* (Michel, 1998) beobachtet, also Eukaryonten als Parasiten von freilebenden Nacktamöben. Von einzelnen Ausnahmen abgesehen – handelt es sich im Gegensatz zu den von Renate Radek kürzlich im MIKROKOSMOS beschriebenen Endosymbiosen um einen durch die beschriebenen Endocytobionten verursachten intrazellulären Parasitismus, der in aller Regel zum Absterben der infizierten Wirtszelle bzw. zum Erlöschen der gesamten Amöbenpopulation – zumindest unter Kulturbedingungen – führen kann.

Neuer Fund eines Endocytobionten

Mit einigen lichtmikroskopischen Aufnahmen soll im vorliegenden Artikel der Befall einer Thekamöbenart mit einem pilzartigen Organismus dargestellt werden – ein weiteres Beispiel eines Endocytobionten von Pilznatur nach der Beobachtung von fädigen Anhängen *(Amoebophilus)* an einer Nacktamöbe durch Foissner (1994) und nach dem früher beobachteten Befall von *Thekamoeba similis* durch hefeähnliche Organismen. Mit dem Ziel, weitere Stämme von *Thekamoeba similis* und anderen Thekamöben aus einer Dachrinne im Raum Neuwied/Rhein anzuzüchten, aus der bereits die mit hefeartigen Sproßzellen befallene *T. similis* isoliert worden war (Michel, 1998), wurde NN-Agar nach Page (1991) mit Sedimentproben von verschiedenen Stellen der Regenrinne beimpft. In einem Isolat mit *T. quadrilineata* (Abb. 1) wurden zunächst einzelne Amöben mit großen sichelförmig bis spiralig gewundenen intrazellulären Strukturen

Abb. 1: *Thekamoeba quadrilineata* mit kompaktem Kern und großer pulsierender Vakuole sowie den für die Art typischen Dorsalrippen, die von der steifen Pellicula während gerichteter Bewegung gebildet werden. Phasenkontrast, 400×.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

(Abb. 4, 5) beobachtet, die zur Immobilisation und anschließendem Absterben der Wirtszelle führten.

Entwicklungsgang des neuen Endoparasiten

Weitere Beobachtungen und Übertragungsversuche führten zu folgendem Entwicklungsgang eines offensichtlich pilzartigen Endoparasiten: Jüngste Stadien erscheinen länglich-ovoid bis bohnenförmig (Abb. 2) im Zytoplasma der noch völlig intakten Wirtszelle. Sie wachsen heran zu sichel- bis halbmondförmigen Parasiten, deren Durchmesser 5–6 µm beträgt (Abb. 3). Durch weiteres Längenwachstum entsteht ein schneckenförmig gewundener Parasit (Abb. 4–7). In diesem Stadium ist die Beweg-

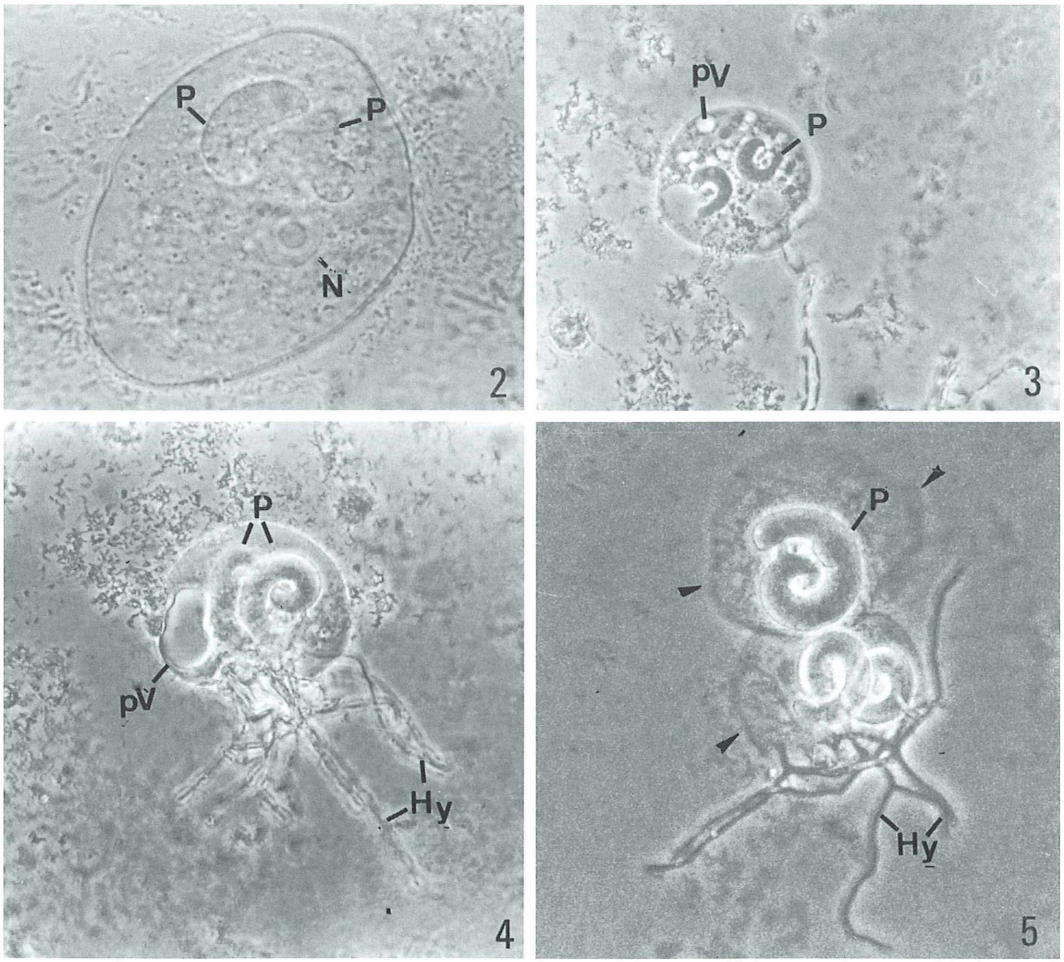


Abb. 2: Trophozoit von *T. quadrilineata* mit zwei jungen bohnenförmigen Endocytobionten (P). N – Amöbenkern. Durchlicht-Hellfeld, 1000×. – Abb. 3: *T. quadrilineata* mit zwei heranwachsenden sichelförmigen Parasiten (P). pV - pulsierende Vakuole. Phasenkontrast, 320×. – Abb. 4: Wirtszelle mit zwei sich einrollenden Parasiten (P) , von denen Hyphen (Hy) aus der Wirtszelle herauswachsen. Die dilatierte pulsierende Vakuole (pV) beweist, daß die Amöbe noch lebte. Phasenkontrast, 440×. – Abb.5 : Zwei bereits abgestorbene Wirtszellen, deren Zellgrenzen noch sichtbar sind (Pfeilköpfe), enthalten große spiralig gewundene Parasiten. Die beiden Endocytobionten in der unteren Amöbe haben bereits unsegmentierte , z. T. verzweigte Hyphen (Hy) gebildet. Phasenkontrast, 560×.

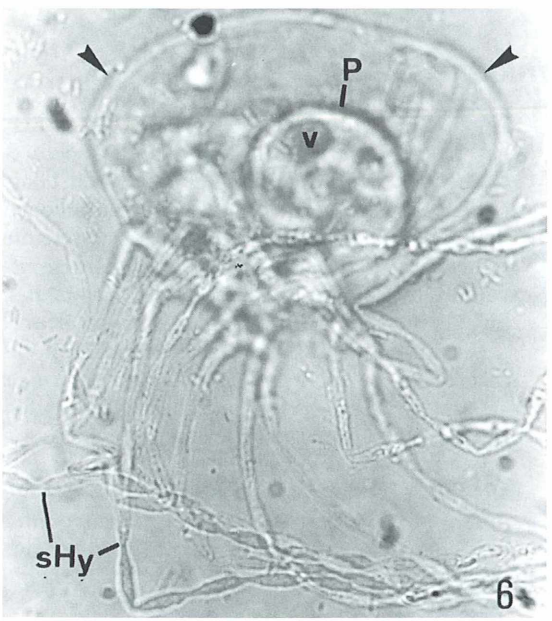
© Elsevier GmbH. A

lichkeit der Wirtsamöben auf der Agaroberfläche und unter dem Deckglas deutlich gehemmt. Sie runden sich ab, während der Parasit nun an seinen freien Enden lange, zum Teil verzweigte Hyphen von 1–2 µm Durchmesser ausbildet, die aus dem Zellinneren der Amöbe heraus die Pellicula nach außen durchdringen und bis auf eine Länge 120 µm außerhalb der Wirtszelle heranwachsen können. Während des Wachstums und danach fragmentieren die Hyphen zu länglich-ovalen Konidien von 5–7 µm Länge (Abb. 6).

Die fragmentierten Hyphen sind sehr zerbrechlich, so daß bald freie Konidien einzeln in der Umgebung einer mittlerweile abgestorbenen Wirtsamöbe zu erkennen sind (Abb. 7). Das starke Längenwachstum der Hyphen führt zu Substanzverlust im schneckenförmigen Grundkörper des Parasiten, was durch dessen starke Vakuolisierung deutlich wird (Abb. 7). Die äußere Form bleibt durch die starre Zellwand noch lange nach dem Tode der Wirtszelle erhalten. Die freigewordenen Konidien werden von bisher nicht infizierten Thekamöben wie Futterbakterien phagozytiert. Sie führen – nachdem sie auf eine bisher noch nicht geklärte Weise aus dem Phagosom in das Zytoplasma der Wirtszelle gelangen – zu den jungen Parasitenstadien, mit denen die Beschreibung der Parasitenentwicklung begonnen wurde (Abb. 2).

Als vorläufiger Name für diesen Endocytobionten wird *Endocytomyces thekamoebae* vorgeschlagen.

Anzüchtungsversuche auf speziellen Pilznährböden und elektronenmikroskopische Untersuchungen sollen dazu beitragen, weitere Aufschlüsse über die Natur dieses pilzartigen Endocytobionten von *T. quadrilineata* zu erbringen. Kokultivierungsversuche von Konidien mit verschiedenen Amöbenarten sollen zudem eine Evaluierung eines möglicherweise erweiterten Wirtsspektrums dieser intrazellulären Organismen ermöglichen.



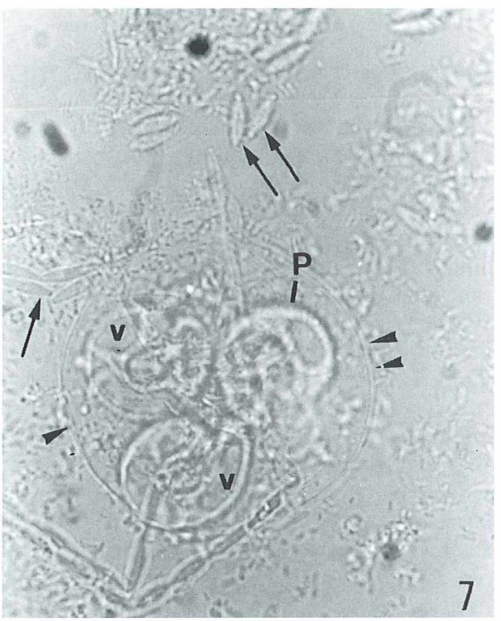


Abb. 6. Hyphen des Parasiten (P) sind bereits segmentiert (sHy). Die Zellgrenze der abgestorbenen Wirtszelle ist deutlich zu erkennen (Pfeilköpfe). Durchlicht-Hellfeld, 1000×. – Abb. 7: Abgestorbene Wirtszelle (Pfeilköpfe) mit drei posthornschneckenartigen Parasiten. Die fragilen Hyphen sind z. T. in einzelne Konidien (Pfeile) fragmentiert. Die Parasiten weisen infolge von Substanzverlust große Hohlräume (v) auf. Durchlicht-Hellfeld, 1000×.

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Literaturhinweise

Amann, R, Springer, N., Schönhuber, W., Ludwig, W., Schmid, E. N., Müller, K.-D., Michel, R.: Obligate intracellular bacterial parasites of *Acanthamoebae* related to *Chlamydia* spp. Appl. Environm. Microbiol. *63,* 115–121 (1997).

Foissner; W.: Die Urtiere (Protozoen) des Bodens. Kataloge des OÖ. Landesmuseums *N.F. 71,* 169–218 (1994).

Hoffmann, R., Michel, R., Schmid, E. N., Müller, K.-D.: Natural infection with microsporidian organisms (KW19) in Vannella spp. (Gymnamoebia) isolated from a domestic tap-water supply. Parasitol. Res. *84,* 164–166 (1998).

Ly, T.M.C., Müller, H. E.: Interactions of *Listeria monocytogenes, Listeria seeligeri,* and *Listeria innocua* with protozoans. J. Gen. Appl. Microbiol. *36,* 143–150 (1990).

Michel, R.: Freilebende Amöben als Wirte und Vehikel von Mikroorganismen. Mitt. Österr. Ges. Tropenmed. Parasitol. *19,* 11–20 (1998).

Michel, R., Hauröder-Philippczyk, B. Müller, K.-D., Weishaar, I.: Acanthamoeba from human nasal mucosa infected with an obligate intracellular parasite. Europ. J. Protistol. *30,* 104–110 (1994).

Michel, R., Burghard, H., Bergmann, H.: Natürliche intrazelluläre Infektionen bei Acanthamoeben mit *Pseudomonas aeruginosa* nach ihrer Isolierung aus einer mikrobiologisch beanstandeten Trinkwasser-Hausinstallation eines Krankenhauses. Zbl. Hyg. *196,* 532–544 (1995).

Michel, R., Hauröder, B.: Isolation of an *Acanthamoeba* strain with intracellular *Burkholderia pickettii* infection. Zbl. Bakt. *285,* 541–557 (1997).

Page, F. C., Siemensma, F.J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoea. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Bd. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Radek, R.: Symbiosen von Tieren mit Mikroorganismen. I. Teil: Endocytosymbiosen, Mikrokosmos *87,* 157–162 (1998).

Rowbotham, T.J.: Preliminary report on the pathogenicity of *Legionella pneumophila* for freshwater and soil amoebae. J. Clin. Pathol. *33,* 1179–1183 (1980).

Verfasser: Dr. Rolf Michel,
Wiedhöhe 2, D-56581 Melsbach

Kurze Mitteilung

Polarisiertes Licht verrät Zooplankter

Viele Vertreter des Zooplanktons sind nahezu durchsichtig. Damit sind sie optimal getarnt, denn normalerweise bieten sie den planktonverzehrenden Konsumenten ihres Lebensraums keine klaren Blick- oder Anhaltspunkte. Solche offensichtlichen Anpassungsvorteile garantieren jedoch keine generelle Sicherheit. Wie eine amerikanische Arbeitsgruppe kürzlich im Experiment herausfand, können einige Planktonfresser die Polarisation des Lichtes im Meerwasser erkennen und für den Beutefang nutzen.

Wer im Mikroskop seinen Planktonfang bei schwacher Vergrößerung schon einmal im polarisierten Licht durchmustert hat oder einzelne Formen mit diesem Beobachtungsverfahren genauer betrachtet, wird sofort bemerken, daß vor allem die Muskulatur sowie die einzelnen Bauteile (Rhabdomeren) der Komplexaugen auffallend stark linear polarisierend wirken und dabei Wellenverzögerungen bis zum Wert $\lambda/4$ hervorrufen. Bei wenigen Artengruppen, beispielsweise bei den im Meer lebenden Pfeilwürmern (Chaetognathen) oder an den Antennen bestimmter Kleinkrebse tritt zusätzlich eine ebenso verräterische Randdoppelbrechung auf. Mit polarisierend wirkenden Glasperlen, die in Größe und Umriß möglichen Beuteobjekten nachempfunden sind, testete die Arbeitsgruppe um N. Shashar das Beutegreifverhalten der Tintenfischspezies *Loligo pealei.* Im Versuchsaquarium reagierte dieser Kopffüßer auf beuteähnliche Glasperlen unter polarisierender Beleuchtung bis vier Mal häufiger als unter Normallicht. *Loligo*-Larven griffen ihre Beute unter polarisierender Beleuchtung gegenüber der Normallicht-Kontrolle bereits aus 70% geringerer Entfernung an. *Loligo pealei* ist ein dämmerungsaktiver Beutegreifer und geht damit auf Nahrungssuche, wenn das natürliche Unterwasserlichtfeld im Tagesgang seine maximale Polarisation aufweist.

Shashar, N., Hanlon, R. T., Petz, A.: Polarozation vision helps detect transparent prey. Nature *393,* 222–223 (1998).

B. P. Kremer, Köln

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachricht

Limnologie und Mikroskopie am Bodensee 1998

Obwohl diesmal der Wettergott der Bodman-Woche im Haus „Greth" keine lückenlos goldenen Herbsttage bescherte, war sie ein voller Erfolg. Erwin Kaspar und seine Frau Rösli hatten wiederum in umsichtiger Vorarbeit für einen reibungslosen Ablauf und ein gutes Gelingen gesorgt. Alle Teilnehmer (Abb. 1) waren sehr zufrieden.

Abb. 1: Teilnehmer der Bodman-Woche 1998.

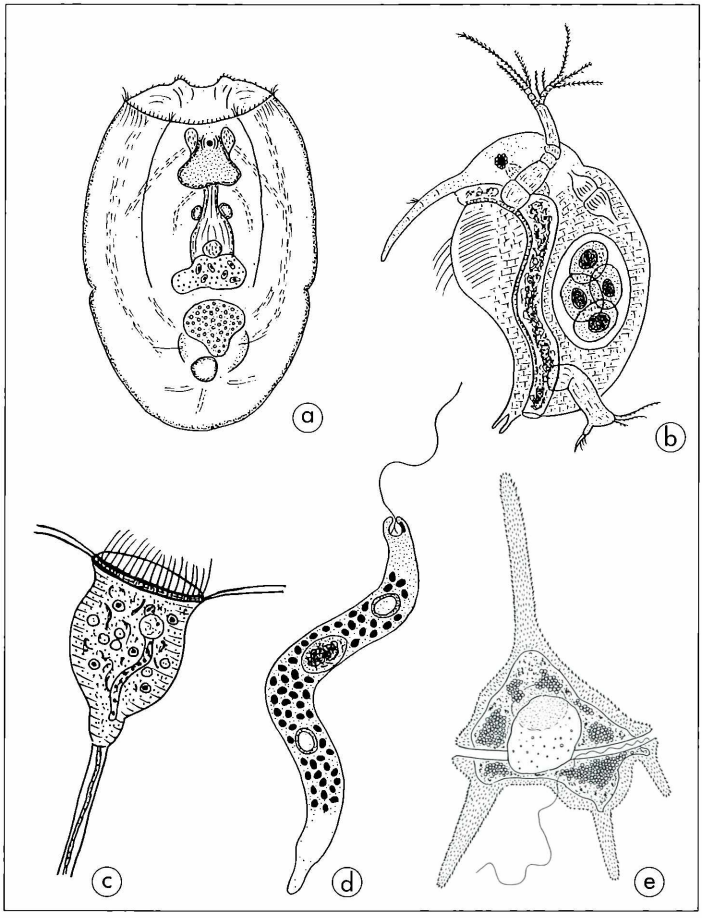


Abb. 2: Einige der gefundenen Planktonorganismen: a *Asplanchna* sp. (Mindelsee), b *Bosmina* sp. (Degersee), c *Vorticella* sp. (Muttelsee), d *Euglena* sp. (Bodensee), e *Ceratium* sp. (Überlinger-See) (Zeichnungen: F. A. Meier, Zürich).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Tabelle 1: Auszug aus den erstellten Artenlisten.

Vom Ruderboot vor dem Haus „Greth", am 28. 9. 98

Blaualgen

Anabaena flos-aquae
Aphanizomenon flos-aquae
Gomphosphaeria aponina
Gomphosphaeria lacustris
Microcystis aeroginosa

Goldalgen
Dinobryon divergens
Dinobryon divergens
Mallomonas acaroides
Uroglena volvox
Uroglenopsis americana

Diatomeen
Asterionella formosa
Attheya zachariasi
Diatoma elongatum
Fragilaria capucina
Fragilaria crotonensis
Synedra acus var. *angustissima*
Synedra acus var. *radians*
Tabellaria fenestrata
Tabellaria flocullosa

Gelbgrünalgen
Tribonema elegans

Dinoflagellaten
Ceratium hirundinella

Grünalgen
Cryptomonas erosa
Eudorina elegans
Pandorina morum
Sphaerocystis schroeteri

Zieralgen

Cosmarium subcostatum
Spirogyra sp.
Staurastrum cingulum

Zooflagellaten
Diplosiga socialis

Sonnentiere
Staurophrya elegans

Wimperntiere
Coleps hirtus
Didinium nasutum
Strombilidium grassum
Tintinnidium fluviatile
Tintinnopsis lacustris

Rädertiere
Ascomorpha ecaudis
Ascomorpha ovalis
Collotheca libera
Gastropus stylifer
Kellicottia longispina
Keratella cochlearis
Keratella quadrata
Polyarthra vulgaris
Proales parasita
Synchaeta pectinata

Blattfuß- und Ruderfußkrebse
Daphnia longispina
Diaphanosoma brachyurum
Mesocyclops leuckarti

In der Mitte des Ueberlingersees vom Kursboot aus, zwischen Marienschlucht und Sipplingen, am 2. 10. 98

Blaualgen
Aphanizomenon flos-aquae

Goldalgen
Dinobryon divergens
Dinobryon sociale
Uroglena volvox

Diatomeen
Asterionella formosa
Diatoma elongatum
Fragilaria crotonensis
Tabellaria fenestrata

Dinoflagellaten
Ceratium hirundinella

Grünalgen
Eudorina elegans

Zooflagellaten
Monosiga ovaga

Sonnentiere
Actinophrys sol

Rädertiere
Ascomorpha ovalis
Hexarthra mira
Kellicottia longispina

Blattfuß- und Ruderfußkrebse
Bythotrephes longimanus
Cyclops vicinus
Daphnia longispina
Eudiaptomus graciloides
Leptodora kindtii

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Nachdem die Mikroskope im improvisierten, aber zweckmäßig eingerichteten Kursraum eingerichtet waren, konnten wir uns schon am ersten Arbeitstag davon überzeugen, daß der Mikrokosmos in 2 m Seetiefe vor der Haustür wie eh' und je in einer reichen phyto- und zoologischen Vielfalt vorhanden war. Die imposante *Leptodora kindtii* wurde zwar noch nicht gesichtet, hingegen entdeckten und bestimmten wir aber auf Anhieb insgesamt über 50 Algenformen, Protozoen und Kleinkrebse (Tabelle 1, Abb. 2). Gespannt waren wir dann auf die Unterschiede in den durch die Halbinsel Mettau getrennten Gewässern des stehenden, seichten Gnadensees und des tiefen, strömenden Zellersees, nahe der unteren Mündung des Rhein-Stromes. Neben einem guten Dutzend gemeinsam vorkommender Arten, fehlten im Gnadensee die im Zellersee reichlich vorhandenen Wasserfloh- und Hüpferling-Formen, währenddem gemächlich schwebend-wandernde Diatomeen und das große Kolonien-bildende Wassernetz *(Hydrodictyon)* den Gnadensee belebten. Die Prognosen des wie immer versierten Kursleiters, Dr. Heinz Streble, hatte sich bestätigt. Im Verlaufe der Exkursionswoche wurden dann eine ganze Anzahl kleinerer Seen und Weiher in der Umgebung von Bodman, insgesamt 14 Gewässer in 6 Arbeitstagen, untersucht. Die charakteristischen Trophiestufen von Kunstgewässern (Mühlhadeweiher) bzw. durch landwirtschaftliche Nutzung beeinträchtigte (Muttelsee) oder durch Phosphoreinträge angereicherte Gewässer (Schleinsee) wurden anhand der im Wassertropfen (1988) aufgeführten Leitorganismen bezüglich ihrer Wassergüte beurteilt und mit weniger belasteten Gewässern (Degersee und Dettingerweiher) verglichen. Auch ein Planktonzug, vom Kursschiff aus, von der Mitte des Ueberlingersees, konnte Dank einer Flasche edlen Weines (zuhanden des Kapitäns) getätigt werden, wobei sich dann im Mikroskop *Leptodora kindtii* doch noch zeigte, aber auch *Bythotrephes longimanus* und *Hexarthra mira*.

Abb. 3: Dr. Heinz Streble erklärt über eine Mikro-Video-Anlage die Planktonfunde.

Damit alle Teilnehmer gleichzeitig den jeweils lehrreichen, humorvoll vorgetragenen Erläuterungen Dr. Strebles auch visuell folgen konnten (Abb. 3), hatte in großzügiger Weise auch diesmal der Liebhaber-Mikroskopiker Walter Weiss aus Göppigen den Kursraum mit Elektroinstallationen und Videoapparaten ausgestattet. Auch für die Weiterbildung bezüglich Systematik und Gewässerbiologie war gesorgt. Utz Klodwig referierte über den anatomischen Aufbau und die Formenvielfalt der Schwämme (Porifera) und Herr Staile von der Universität Konstanz berichtete über die Lebensgewohnheiten des Kleinkrebses *Bythotrephes longimanus*, dem Räuber, der selbst zur Beute wird, sowie einem internationalen Programm zur Erforschung der Umwelt- und Klimaeinflüsse auf europäischen Binnenseen.

Der dem MIKROKOSMOS-Leser vertraute Plankton-Autor Philipp Mayer anderseits öffnete seine Schatztruhe zur Gestaltung einer eindrücklichen Dia-Schau.

Allzuschnell waren die erlebnisreichen Tage vorbei. Es bleibt die herzliche Danksagung an die Organisatoren und – die Vorfreude auf die Bodman-Woche 1999 (26. Sept. bis 3. Okt.) zum Vormerken in der Agenda.

Literaturhinweis:

Streble H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 8. Auflg. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

Frank A. Meier, Zürich

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Kurze Mitteilung

Farbfilter in der Schwarzweiß-Fotografie

Im Zeitalter der Farbfotografie gerät ein wenig in Vergessenheit, wie sehr Farbfilter Schwarzweiß-Fotos beeinflussen können. Jeder Fotoamateur wußte früher, daß mit Hilfe eines Gelbfilters bei panchromatischen Filmen der Himmel auf Vergrößerungen dunkler kommt. Die Abbildung 1 zeigt unterschiedlich gefilterte Schwarzweiß-Aufnahmen eines Schnitts durch die Zahnanlage eines Säugers (Azanfärbung). Von links nach rechts sind sichtbar: Schmelzbildungsgewebe, Schmelz (im Präparat rot), Zahnbein oder Dentin (im Präparat blau), Zahnbildungsgewebe. Das Präparat ist in drei Schwarzweiß-Darstellungen abgebildet, A mit Blaufilter, B mit Rotfilter, C mit Grünfilter.
Man erkennt die verblüffend effiziente Filterwirkung. Der an sich rotgefärbte Zahnschmelz kommt mit Blaulicht sehr dunkel heraus, mit Rotfilter so hell, daß noch zarte interne Strukturen sichtbar werden. Grünfilterung bringt den Schmelz sattschwarz, differenziert dafür aber die übrigen Gewebe in sehr schöner Kontrastierung.

W. Nachtigall, Saarbrücken

Möchten Sie in der Zeitschrift

MIKROKOSMOS

inserieren?

Bitte richten Sie Ihre Anfragen und Wünsche an
Urban & Fischer Verlag, Anzeigenleitung
Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Telefon 03641- 62 64 45
Telefax 03641- 62 64 21

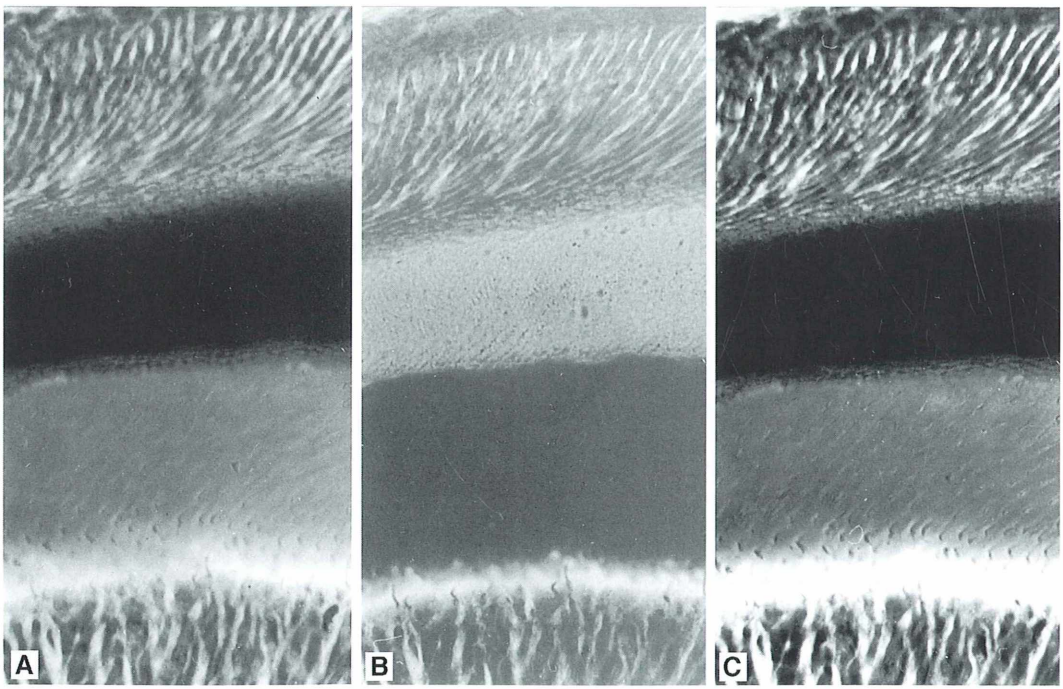


Abb. 1 Wirkung von Farbfiltern bei Schwarzweiß-Aufnahmen. A mit Blaufilter, B mit Rotfilter, C mit Grünfilter.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikro-Einsteiger

Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren
II. Teil: Euglenozoa und phagotrophe Nanoflagellaten der Nordsee

Eberhard Schnepf

Der erste Teil dieser Einsteiger-Serie vermittelte grundsätzliche Hinweise zur Untersuchungsmethodik von algenfressenden Mikroorgansimen und nahm eine orientierende Charakterisierung der betreffenden Mikroorganismengruppen vor. Daraufhin wurden Dinoflagellaten vorgestellt, die sich auf das Vertilgen von marinen Diatomeen spezialisiert haben. Im folgenden zweiten Teil stehen algenfressende Euglenozoen und phagotrophe Nanoflagellaten im Mittelpunkt des Interesses.

Während vielen Mikroskopikern die Euglenozoen ein Begriff sind, mag man sich unter Nanoflagellaten kaum etwas vorstellen können. Hierbei handelt es sich im Gegensatz zu den Eugleniden nicht um eine in sich geschlossene Verwandtschaftsgruppe (Taxon), sondern es ist ein bunt zusammengewürfelter Haufen von verschiedenen Geißeltiergruppen, die nur eines gemeinsam haben, nämlich ihre namensgebende Winzigkeit von zwei bis zehn Mikrometern Länge.

Euglenozoa

Die Euglenozoa, die marine Kieselalgen fressen, scheinen Schwächeparasiten zu sein, denn sie befallen vorzugsweise alternde und geschädigte Zellen und sind nicht wirtsspezifisch.
Rhynchopus coscinodiscivorus gehört zu den Euglenida. Man findet ihn vor allem in der großen, zentrischen Diatomee *Coscinodiscus* (Abb. 1A). Er ist 10–15 µm lang und 4–12 µm breit, also recht unterschiedlich groß. Der Körper läuft apikal in eine deutliche Spitze, das Rostrum aus. Subapikal liegt das Cytostom, das in einen langen Cytopharynx ausläuft, und eine Tasche (Abb. 1B), die zwei Stummelgeißel birgt, welche mit dem Lichtmikroskop kaum sichtbar sind. Der Zellkörper ist stark formveränderlich (Abb. 1B und C) und zeigt die für viele Euglenen typischen metabole Verwindungen (Schnepf, 1994).
R. coscinodiscivorus kann sich langsam gleitend fortbewegen, wobei bislang nicht geklärt ist, was diese Bewegung antreibt. Er dringt an Stellen, wo sich die Valven oder Gürtelbänder überlappen, in die Diatomeen-Zelle ein und frißt deren Cytoplasma, indem er einzelne Stücke quasi abbeißt und in mehrere Nahrungsvakuolen einschließt und verdaut. In älteren Kulturen findet man *Coscinodiscus*-Schalen, die ganz von *R. coscinodiscivorus* gefüllt sind. Abb. 1A zeigt auch Teilungsstadien.
Hemistasia phaeocysticola gehört zu den Kinetoplastida. Sie gleicht *R. coscinodiscivorus* in der Lebensweise und ähnelt ihm auch in Form und Größe, ist aber nicht metabol. Sie ernährt sich, wie schon der Name andeutet (*Phaeocystis* ist die Alge, die im Mai bis September den „ Algenschaum" produziert, der jedem Nordsee-Badegast bekannt ist), wie *R. coscinodiscivorus* nicht nur von Kieselalgen, ist aber oft in größeren Diatomeen-Zellen wie *Odontella* und *Coscinodiscus* (Abb. 2A und B) zu finden. *Hemistasia phaeocysticola* hat wie *R. coscino-*

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

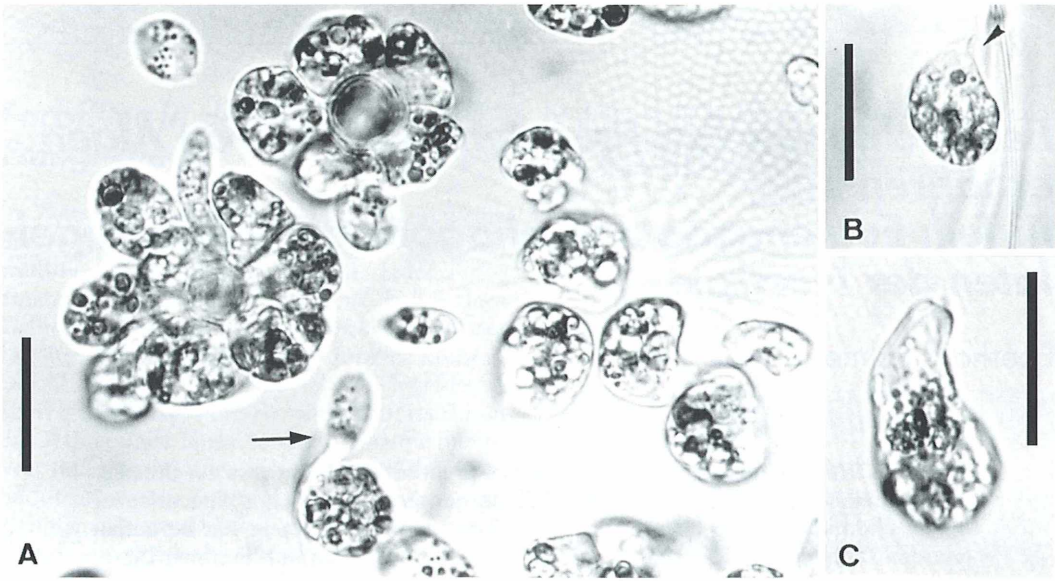


Abb. 1: *Rhynchopus coscinodiscivorus* in *Coscinodiscus concinnus*. A Ansammlung von *R. concinodiscivorus* in einer *C. concinnus*-Zelle an Resten des Wirtscytoplasmas; Pfeil: Teilungsstadium. B und C Einzelzellen mit variabler Zellform, Rostrum und mehreren Nahrungsvkuolen; Pfeilspitze: Geißeltasche. Maßstrich 20 µm.

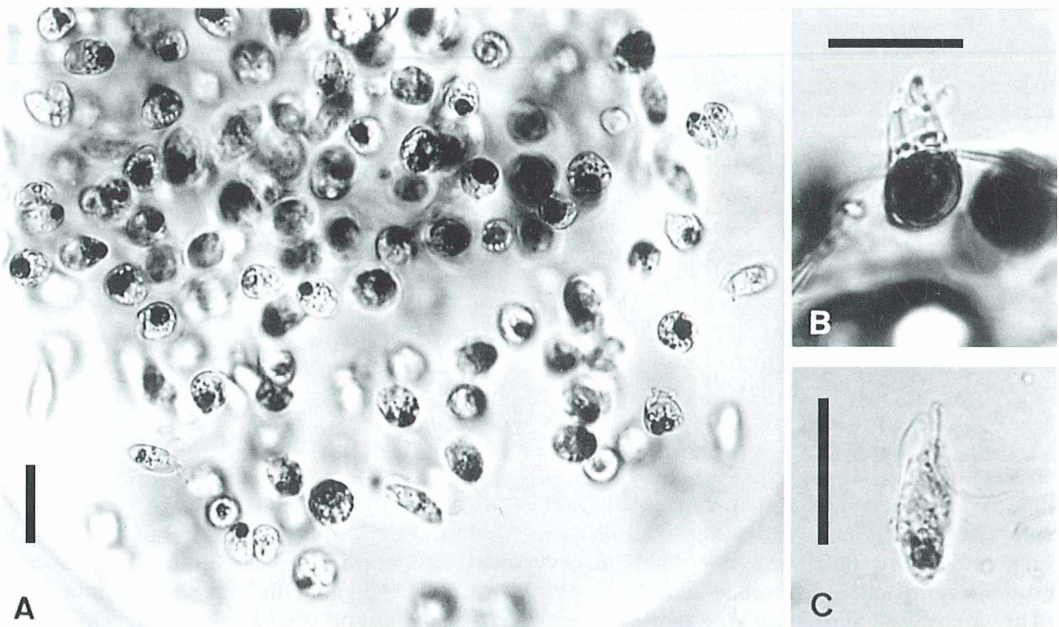


Abb. 2: *Hemistasia phaeocysticola*. A Zahlreiche Zellen, meist mit nur je einer Nahrungsvakuole, in einer leer gefressenen Schale von *Coscinodiscus*. B Ein Flagellat verläßt eine *Coscinodiscus wailesii*-Zelle; die Geißeln sind um das Vorderende der Zelle gewickelt. C Freie Einzelzelle mit Rostrum und zwei Geißeln. Mastrich 20 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

discivorus ein apikales Rostrum und ein subapikales Cytostom, unterscheidet sich aber von ihm durch den Besitz von zwei langen Geißeln, die oft um den Körper gewunden sind (Abb. 6B, 6C), und dadurch, daß meist nur eine große Nahrungsvakuole ausgebildet wird (Elbrächter *et al.*, 1996).

Phagotrophe Nanoflagellaten

Phagotrophe Nanoflagellaten sind klein, selten länger als 10 µm. Sie gehören zu verschiedenen systematischen Gruppen. Teilweise ist die taxonomische Einordnung der algenfressenden Nanoflagellaten noch nicht möglich gewesen.

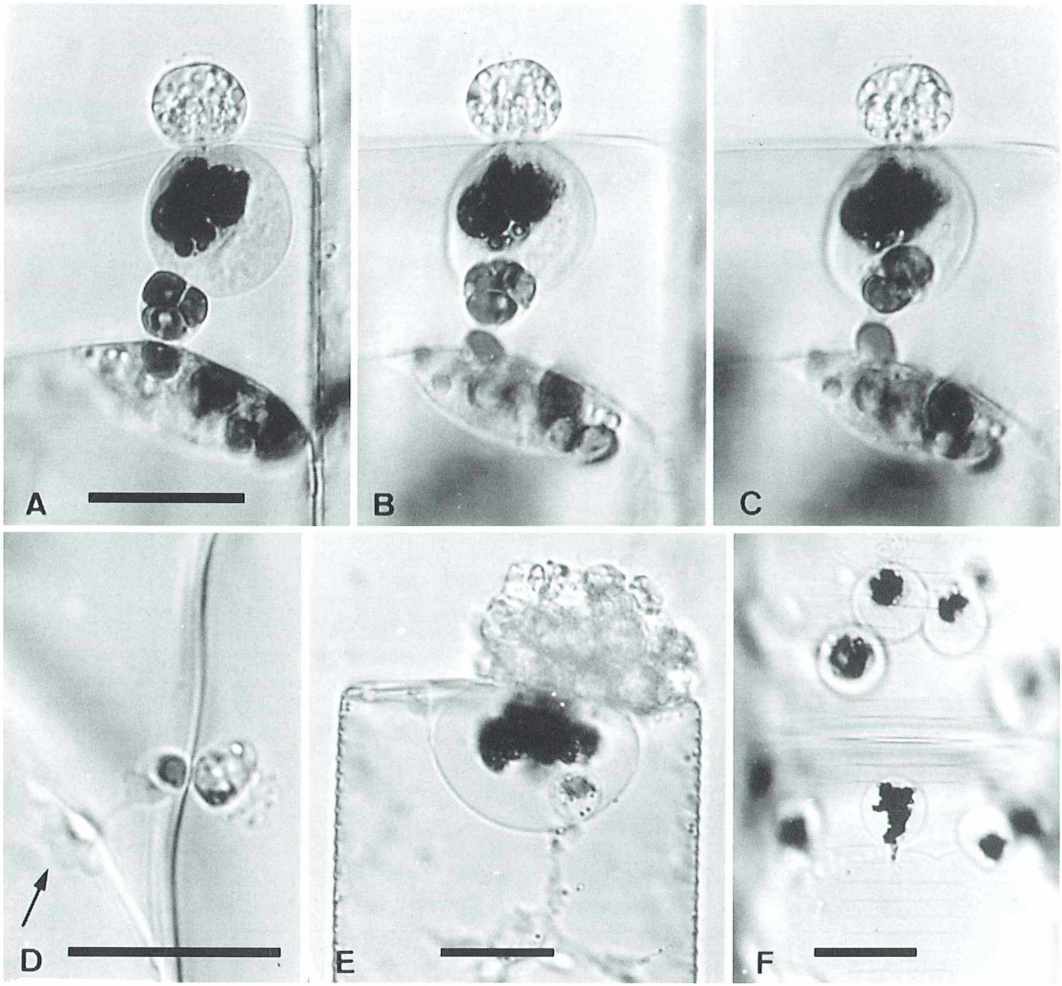
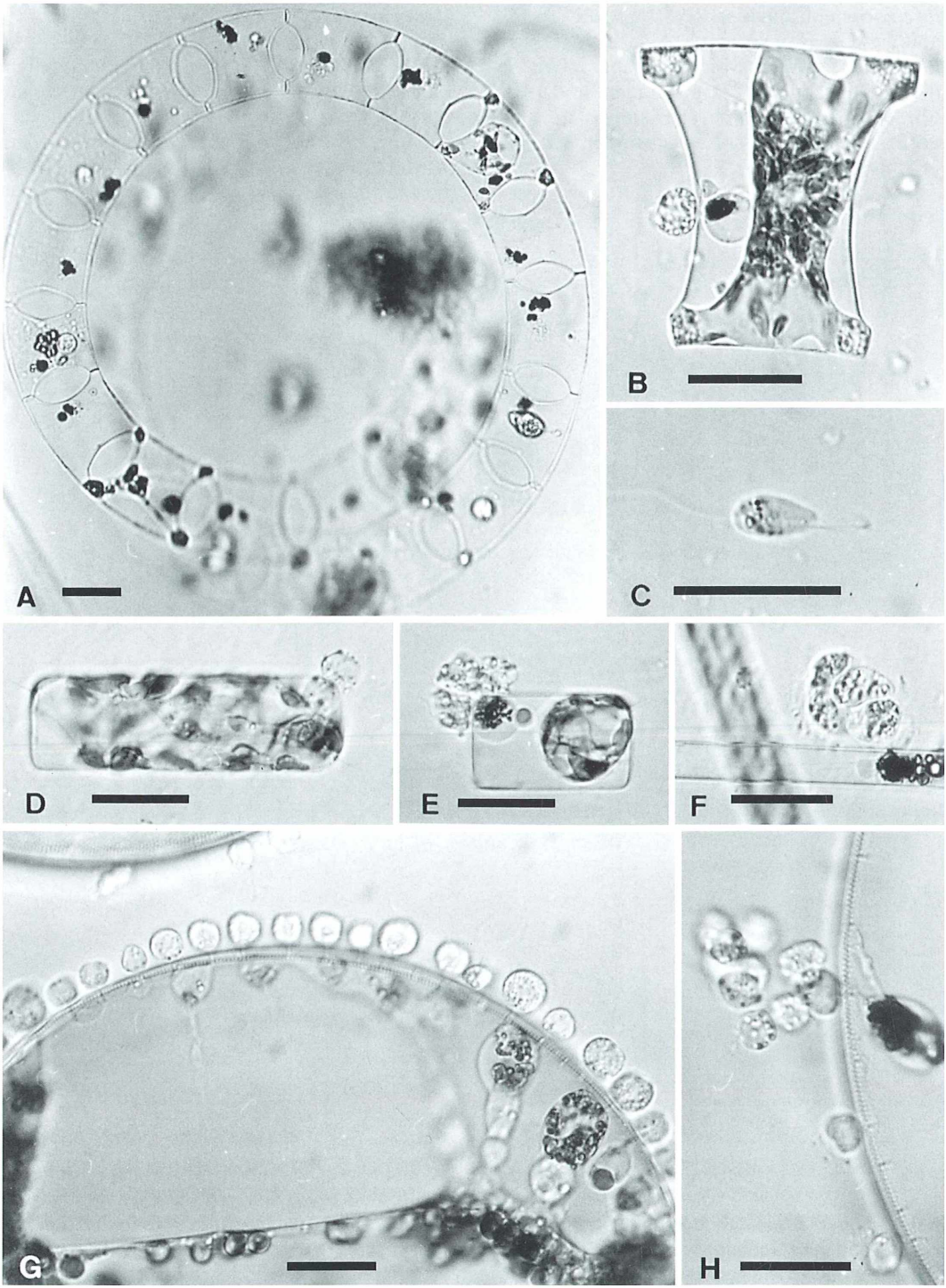


Abb. 3: *Pirsonia guinardiae* auf *Guinardia flaccida*. A–C Foto-Serie, welche die Aufnahme einer Plasmaportion des Wirtes in die Verdauungsvakuole des Trophosoms zeigt. Abstand zwischen den Aufnahmen etwa 3 Minuten. Das außen auf der Diatomeen-Schale sitzende Auxosom trägt apikal die aufgewundenen Geißeln. D Eine *Pirsonia*, die eine bereits fast leer gefressene Diatomeen-Zelle befallen hat, wodurch die Fortsätze des (hier kleinen) Trophosoms an der Oberfläche des Wirtsprotoplasten (Pfeil) gut erkennbar sind. E Spätes Stadium der Teilungen des Auxosoms. Bei einigen Tochterflagellaten sind Geißeln als kurze Stummeln zu erkennen. F Mehrere Trophosomen (nach einer Mehrfachinfektion) mit Fäkalkörpern nach der Freisetzung der Tochterflagellaten. Maßstrich 20 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Pirsonia

Pirsonia wurde erst 1989 entdeckt (Schnepf *et al.*, 1990). Mittlerweile sind sieben Arten beschrieben worden (Kühn *et al.*, 1996, Schweikert und Schnepf, 1997). Sie ernähren sich von marinen Plankton-Diatomeen. Die fressenden Stadien, die Trophonten, nehmen die Nahrung mit einem modifizierten Pseudopodium, dem Trophosom, auf und verdauen sie dort. Das Trophosom dringt in die Wirtsdiatomee ein, während das Auxosom, der Zellkörper, der wächst und sich teilt, außen bleibt (Abb. 3A, B und C, Abb. 4B, D und E).

Pirsonia gehört zu den Heterokontes (oder Stramenopilates) (Schnepf und Schweikert, 1996/97). Das ist eine Gruppe von Algen, Pilzen und Flagellaten, die als wichtigste morphologische Gemeinsamkeit zwei Geißeln haben, von denen die eine charakteristische Geißelflimmer (Mastigoneme) trägt. Die einzelnen *Pirsonia*-Algen unterscheiden sich in der Größe und Form der Flagellaten und im Ablauf der Zellteilungen sowie im Wirtsspektrum (Kühn *et al.*, 1996, Schweikert und Schnepf, 1997). Abbildung 3 zeigt *P. guinardiae* auf *Guinardia flaccida*, Abbildung 4A und B *P. eucampiae* auf *Eucampia zodiacus*, wobei in Abbildung 4A eine Kette aus 21 Zellen dargestellt ist, die alle von der *Pirsonia* leer gefressen sind. Dabei handelt es sich um eine frisch gesammelte Planktonprobe vom August 1994, in der 50% der *Eucampia*-Zellen von *P. eucampiae* getötet waren (Kühn *et al.*, 1996), was demonstriert, welchen verheerenden Einfluß diese Parasiten auf eine Algenpopulation haben können. *P. verrucosa* auf *Guinardia* (synonym *Rhizosolenia*) *delicatula* ist in Abbildung 4D und E dargestellt, *P. mucosa* auf *Rhizosolenia shrubsolei* in Abbildung 4C und F, und *P. diadema* auf *Coscinodiscus granii* in Abbildung 4G und H.

Die meisten *Pirsonia*-Arten befallen recht spezifisch nur ein oder zwei Diatomeen-Arten und lieben Wassertemperaturen von über 15 °C. Man findet sie also am häufigsten in der Zeit von Juli bis September. Bei einer Blüte von *Guinardia flaccida* im Sommer 1989 waren 30% der Zellen von *P. guinardiae* befallen und getötet (Schnepf *et al.*, 1990).

Die *Pirsonia*-Flagellaten sind etwa 7–12 × 4–7 µm groß und tragen subapikal eine nach vorn und eine nach hinten gerichtete Geißel (Abb. 4C). Sie heften sich, chemotaktisch angelockt und dann taktil gesteuert, an eine Wirtszelle, meist in die Nähe einer Überlappung von Valva und Gürtelband (Abb. 3F, Abb. 4D). *P. diadema* (Abb. 4G und H) und *P. punctigerae* setzen sich hingegen auf eine Rimoportula (= röhrenförmiger Fortsatz der Schale) ihres Wirtes, *Coscinodiscus* spp. bzw. *Thalassiosira punctigera* (Schweikert und Schnepf, 1997). Durch die Überlappung bzw. durch die Röhre wird das Trophosom in das Zellinnere getrieben, während der eigentliche Zellkörper außen bleibt und zum Auxosom wird. Bei einigen Arten bleiben die Geißeln lange in aufgewickelter Form am Zellapex erhalten (Abb. 3A), bei anderen Arten werden sie bald eingezogen (Abb. 4G).

Das Trophosom enthält keine sichtbaren Zellorganellen. Es verschlingt nach und nach Portionen des Wirtplasmas und schließt sie in eine Verdauungsvakuole ein. Diese spezielle Form der Phagocytose ist in der Fotoserie Abbildung 3A–C gezeigt. Dabei holt das Phagosom diese Portionen durch feine Fortsätze heran (Abb. 3D).

Durch einen dünnen Verbindungsstrang versorgt das Trophosom das Auxosom mit Nährstoffen, die aus den Verdauungsprozessen entstehen. Das Auxosom teilt sich vielfach (Abb. 3E, 4E, F und H), manchmal in über 50 neue Flagellaten, wobei die Einzelheiten von Art zu Art verschieden sind (Schweikert und Schnepf,

◄

Abb. 4: *Pirsonia*. A Kette von *Eucampia zodiacus*-Zellen; nach Befall durch *P. eucampiae* enthalten alle Zellen nur Fäkalkörper und, gelegentlich, Plasmareste. B *P. eucampiae* auf *Eucampia zodiacus*. C Schwärmer von *P. mucosa*. D *P. verrucosa* auf *Guinardia delicatula*, junges Infektionsstadium. E *P. verrucosa* auf *Guinardia delicatula*, älteres Infektionsstadium. Die Nahrungsaufnahme ist noch nicht abgeschlossen, das Auxosom schon zweimal geteilt. F *P. mucosa* auf *Rhizosolenia shrubsolei*; das Auxosom hat sich geteilt, der Tochterzell-Haufen ist von Schleim umhüllt. G *P. diadema* auf *Coscinodiscus granii*, Vielfachinfektion. Fast jede Rimoportula ist von einer *Pirsonia* besetzt, die Trophosomen sind teilweise fusioniert. H *Pirsonia diadema* auf *Coscinodiscus granii*. Die Schwärmer, die erst kurze Geißeln tragen, beginnen sich abzulösen. Maßstrich 20 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

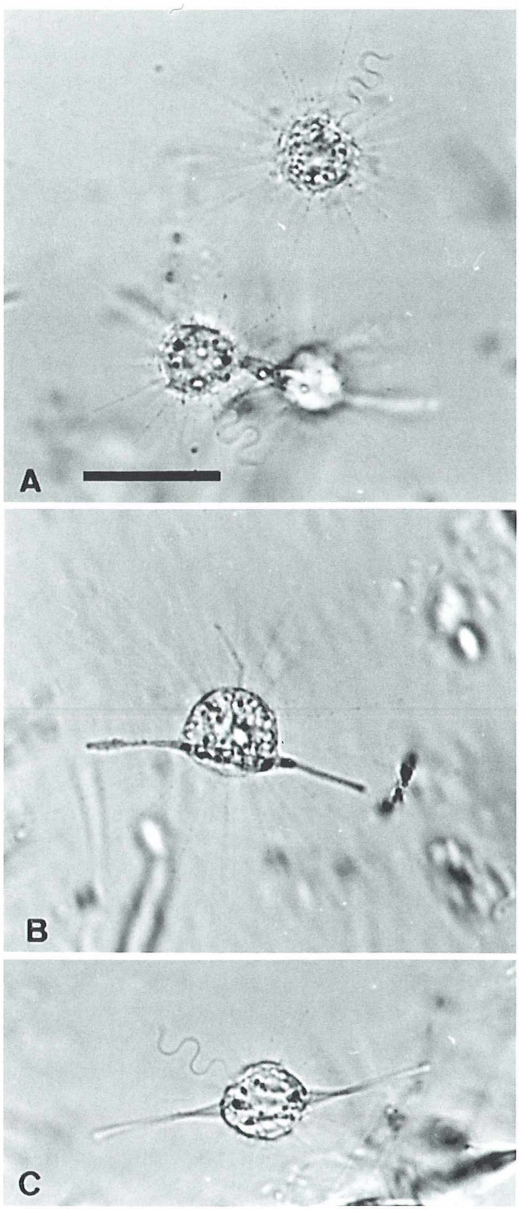


Abb. 5: *Parapedinella reticulata* beim Fraß von kleinen, stabförmigen Kieselalgen. A Die wellenförmig geschwungene Geißel, die Schuppen und die Filopodien sind gut erkennbar. B Der Protoplast beginnt, eine Beute-Diatomee zu umschließen. C Verkürzte Filopodien, Geißel gut erkennbar, die Kieselalge ist gerade gefangen. Maßstrich 20 µm (für A–C).

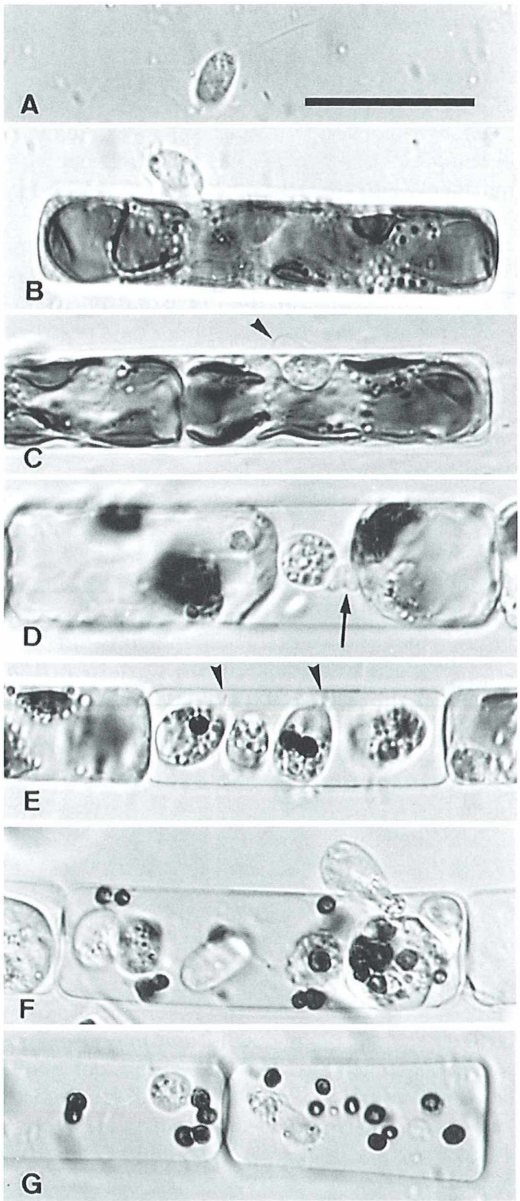


Abb. 6: *Cryothecomonas aestivalis* auf und in *Guinardia delicatula*. A Schwärmer mit einer nach vorn (oben rechts) und einer nach hinten (links) gerichteten Geißel. B Ein Schwärmer hat sich mit dem basalen Zellende auf eine (hier einzelne) Wirtszelle gesetzt. C Ein Schwärmer ist in die Wirtszelle eingedrungen, eine Geißel (Pfeilspitze) ist noch nicht nachgezogen. D Trophont mit einem basalen Fraß-Pseudopodium (Pfeil). E Nach zweimaliger Teilung sind vier Tochterzel-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

1997). Der Entwicklungszyklus dauert meist knapp einen Tag. Die schwarzbraunen unverdauten Reste der Chloroplasten bleiben in den Trophosomen zurück (Abb. 4F). Diese lösen sich aber bald auf, während die Fäkalkörper längere Zeit erhalten bleiben (Abb. 4A) und wie ein Fingerabdruck *Pirsonia* als Mörder überführen.
In übervölkerten Kulturen von *P. diadema* findet man Wirtszellen (*Coscinodiscus*), bei denen fast jede Rimorportula von einer *Pirsonia diadema* besetzt ist, was dann wie ein Diadem aussieht (Name!) (Abb. 4G). In solchen Fällen fusionieren oft benachbarte Trophosomen (Abb. 4G). Anscheinend gibt es hier, bei den Geschwistern eines Klons, keine Unterschiede zwischen „selbst" und „fremd"

Parapedinella reticulata

Auch *Parapedinella reticulata* gehört zu den Stramenopilates, obwohl sie nur eine Geißel hat (Pedersen *et al.*, 1986). Sie ist leicht an den zahlreichen feinen, perlschnurartigen, fast axopodienartigen Filopodien, welche auch eingezogen werden können, und der in der Regel unbewegliche, in charakteristischer Weise gewellten Geißel zu erkennen (Abb. 5A und C). Der Körper ist von feinen, nicht-mineralisierten Schuppen bedeckt, wie in Abbildung 5A am besten zu sehen ist.
Die Filopodien dienen der Fortbewegung und dem Beutefang. Durch sie treten sie in Kontakt mit kleinen, langgestreckten Diatomeen wie *Cylindrotheca* und *Pseudo-nitzschia*, welche dann an den Körper gezogen und vom Protoplasten umflossen und schließlich eingehüllt werden (Abb. 5A–C). Dann erfolgt die Verdauung.

Cryothecomonas aestivalis

Cryothecomonas aestivalis ist ein Flagellat, der spezifisch die Kieselalge *Guinardia* (synonym *Rhizosolenia*) *delicatula* befällt (Drebes *et al.*, 1996). Seine taxonomische Stellung ist auch nach elektronenmikroskopischen Untersuchungen noch nicht geklärt. Er tritt im Spätsommer und Frühherbst auf, was durch den Namen *„aestivalis"* angedeutet ist. Die anderen Arten der Gattung lieben die Kälte (daher der Name *„Cryothecomonas"*, Thomsen *et al.*, 1990).
Im Lebenskreislauf von *C. aestivalis* kann man drei Stadien unterscheiden: der bewegliche Flagellat, der fressende Trophont und das Stadium von Verdauung und Teilung. Die Flagellaten (Abb. 6A) sind farblos, etwa 10 µm lang und 5 µm dick und tragen apikal zwei ungleich lange Geißeln. Sie nähern sich, zunächst wohl chemotaktisch angelockt, einer Zellkette des Wirtes, gleiten an ihr entlang, wobei die vordere Geißel die Oberfläche abtastet, und setzen sich dann mit einem basal gebildeten Pseudopodium fest, meist am Übergang zwischen Valva und Gürtel (Abb. 6B). Dort dringen sie, mit dem Hinterende voran, in die Diatomeenzelle ein, wobei die Geißeln erst nach einige Minuten nachgezogen werden (Abb. 6C).
Im Zellinnern beißt die nun zum Trophont gewordene *Cryothecomonas* mit einem großen, basalen Pseudopodium Portionen des Wirtsplasmas ab und schließt sie in Verdauungsvakuolen ein. Dort verfärben sich die Chloroplasten und werden dunkelbraun. Der Trophont wird schließlich ganz von diesen Verdauungsvakuolen erfüllt, wobei sich seine Geißeln verkürzen, aber nicht ganz verschwinden.
Wenn die Wirtszelle leer gefressen ist, teilt sich der Trophont vielfach (Abb. 6E). Dabei werden die Verdauungsvakuolen auf die Tochterzelle verteilt. Vor der letzten Teilung werden die unverdaulichen, dunkelbraunen Fäkalkörper ausgestoßen (Abb. 6F). Sie bleiben in der sonst leeren Wirtszelle zurück (Abb. 6G). In Abbildung 6F sieht man, wie gerade ein Flagellat aus der Wirtszelle schlüpft, jetzt mit dem Vorderende voran. Die Zellkette der Kieselalge zerfällt durch diese Attacke nicht. Der ganze Entwicklungskreislauf dauert etwa 18–20 Stunden.

◄

len entstanden, die alle Fäkalkörper enthalten.
F Die Fäkalkörper wurden vor der letzten Teilung ausgestoßen, ein Schwärmer verläßt die Zelle.
E Endstadium; die Wirtszellen enthalten nur noch Fäkalkörper und je einen zurückgebliebenen Schwärmer. Maßstrich 20 µm (für alle Teilbilder).

Literaturhinweise

Drebes, G., Kühn, S. F., Gmelch, A., Schnepf, E.: *Cryothecomonas aestivalis* sp. nov., a colourless nanoflagellate feeding on the marine centric diatom *Guinardia delicatula* (Cleve) Hasle. Helgoländer Meeresunters. *50*, 497–515 (1996).

 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Elbrächter, M., Schnepf, E., Balzer, I.: *Hemistasia phaeocysticola* (Scherffel) comb. nov., redescription of a free-living, marine, phagotrophic kinetoplastid flagellate. Arch. Protistenkd. *147*, 125–136 (1996).
Kühn, S. F., Drebes, G., Schnepf, E.: Five new species of the nanoflagellate *Pirsonia* in the German Bight, North Sea, feeding on planktic diatoms. Helgoländer Meeresunters. *50*, 205–222 (1996).
Pedersen, M. S., Beech, P. L., Thomsen, H. A.: *Parapedinella reticulata* gen. et sp. nov. (Chrysophyceae) from Danish waters. Nord. J. Bot. *6*, 507–513 (1986).
Schnepf, E.: Light and electron microscopical observations on *Rhynchopus coscinodiscivorus* spec. nov., a colorless phagotrophic euglenozoon with concealed flagella. Arch. Protistenkd. *144*, 63–74 (1994).
Schnepf, E., Drebes, G., Elbrächter, M.: *Pirsonia guinardiae*, gen. et spec. nov.: A parasitic flagellate on the marine diatom *Guinardia flaccida* with an unusual mode of food uptake. Helgoländer Meeresunters. *44*, 275–293 (1990).
Schnepf, E., Schweikert, M.: *Pirsonia*, phagotrophic nanoflagellates incertae sedis, feeding on marine diatoms: Attachment, fine structure and taxonomy. Arch. Protistenkd. *147*, 361–371 (1996/97).
Schweikert, M., Schnepf, E.: Light and electron microscopical observations on *Pirsonia punctigerae* spec. nov., a nanoflagellate feeding on the marine centric diatom *Thalassiosira punctigerae*. Europ. J. Protistol. *33*, 168–177 (1997).

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf,
Dürerweg 11, D-69168 Wiesloch

Buchbesprechungen

Galliker, P.: Mikrowelt im Wassertropfen. Desertina, Chur 1998, 65 Seiten, zahlreiche, vorwiegend farbige Abbildungen, broschiert, Fr. 16.80, ISBN 3-85637-246-6

Dieses Büchlein ist in erster Linie – aber nicht nur – ein Katalog zu der Ausstellung, über die in diesem Heft berichtet wurde. Der Autor, der auch die Exponate handwerklich fertigte und die Ausstellung konzipiert hat, faßt in anschaulicher und lebendiger Form die wesentlichen Fakten zu den jeweiligen Organismen zusammen. Nicht nur beim Besuch der Ausstellung, sondern auch später – beispielsweise zu Hause beim Nachbereiten des Gesehenen – sind die zahlreichen, ansprechenden Abbildungen für die Orientierung sehr hilfreich. Man spürt deutlich die Begeisterung für die Sache und die Freude bei der Erstellung dieser Broschüre durch, wenn Pedro Galliker seine Modelle durch gekonnte Fotomontagen hier und da sogar in den Vierwaldstädtersee hineinversetzt. Rundum ein schöne Ausstellungsergänzung und eine lohnende Anschaffung!

Redaktion MIKROKOSMOS

Hahn, T., Jäger, W., Schiuma, C.: Lebenselement Wasser. Qualitätskriterien der Wasserversorgung, Reinigung von Abwasser, S. Hirzel Verlag, Stuttgart 1998, 208 Seiten, 26 Abbildungen, 10 Tabellen, Kartoniert, DM 34,00, ISBN 3-7776-0776-2

In der Mikroskopie sind Wasser und Gewässer gleichermaßen Untersuchungsgegenstand und -medium. Insofern werden MikroskopikerInnen einen aktuellen und informativen Sachtext zur Bewertung und Qualitätssicherung von Wasser sehr begrüßen. Die vorliegende Neuerscheinung erfüllt diese Erwartungen in vollem Umfang. In der von der Europäischen Akademie für Umweltfragen (Tübingen) herausgegebenen Buchreihe „Ökologie kompakt" ist sie als fünfter Band erschienen.
Die Vorstellung des vielfältigen Themenfeldes Wasser beginnt mit einer gedrängten Zusammenschau der biologischen Zonierung von Fließgewässern und der natürlichen Inhaltsstoffprofile und wendet sich dann dem Grundlagenwissen zur Trinkwasserversorgung mit den daran geknüpften mikrobiologisch-chemischen Anforderungen zu. Ein weiteres Kapitel behandelt die technischen und medizinischen Aspekte von Wasser im Badebetrieb. Besonders umfangreich stellt sich das Kapitel über Abwasser dar, in dem der Leser eine dem derzeitigen Kenntnis- und Verfahrensstand entsprechende Zusammenstellung der mikrobiellen Selbstreinigung und der technischen Abwasserbehandlung in Klärwerken erhält. Hierbei erscheinen besonders die Hinweise und Ablaufschemata zu Einsatz, Wirkung und Wirksamkeit von Mikroorganismen bei der technisch geführten Abwasserklärung hervorhebenswert. Im Anhang hält der Band neben ei-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de

ner Literaturauswahl eine Zusammenstelllung von Gesetzen, Verordnungen, Richtlinien und DIN-Normen, ein ausführliches Glossar verwendeter Fachbegriffe und ein Sachregister bereit. Dieses klar gegliederte und verständlich geschriebene Sachbuch darf als ausgezeichnete Einführung in einen besonderen Problemkreis gelten, von dem ein nicht geringer Teil unserer Lebensqualität abhängt und zu dem breites Basiswissen einfach unerläßlich ist.

Bruno P. Kremer, Köln

F. Hebauer und B. Klausnitzer: Süßwasserfauna von Mitteleuropa 20/7, 8, 9, 10-1. Insecta: Coleoptera: Hydrophiloidea (exkl. Helophorus). Begr. von A. Brauer. Hrsg. von J. Schwoerbel und P. Zwick.
Gustav Fischer Verlag Stuttgart, Jena, Lübeck, Ulm, 1998, 128 Seiten, 56 Abbildungen, DM 112.–,
ISBN 3-437-25488-X

Jahrhundertwenden sind offensichtlich Anlaß und Aufforderung zugleich umfassende Werke in die Bahn zu leiten. Die „Süßwasserfauna Deutschlands" wurde in den Jahren 1909–1912 von A. Brauer bereits im Gustav Fischer Verlag herausgegeben. Bis heute hat sich jedoch ein großes Wissen über die süßwasserbewohnende Fauna angereichert. Es ist das Verdienst der beiden Autoren, für eine Wasserkäfergruppe, die Hydrophiloidea, dieses Wissen zu sichten, einen Extrakt hieraus zu ziehen und in ansprechender Weise darzustellen. Die vorliegende Veröffentlichung verhilft mit einer übersichtlichen Darstellung zur Bestimmung sowohl der Imagines als auch der Larven. Gegenüber dem früherem Buch umfaßt sie nicht nur die Fauna Deutschlands, sondern ganz Mitteleuropas. An manchen Stellen, wo Verwechslungen von Arten auftreten könnten, ist die Darstellung der Fauna auf ganz Europa ausgedehnt worden. Positiv hervorzuheben ist, daß in den Beschreibungen der Arten auf eben diese möglichen Verwechslungen hingewiesen wird. Diese Aspekte zusammen verhelfen sowohl dem Anfänger als auch dem Fortgeschrittenen zu einer selbstkritischen Arbeitsweise.
Das Bestimmungswerk gliedert sich in zwei Kapitel, wobei das erste den Imagines gewidmet ist, während sich der zweite Teil mit den Larven der Hydrophiloidea beschäftigt.
Das Kapitel Imagines beinhaltet die Bestimmungstabellen, die mit zahlreichen Abbildungen reich und informativ illustriert sind. Kurze Darstellungen zur Biologie, Ökologie, Morphologie, Phylogenie und Biogeographie bieten ausreichende Informationen zu den einzelnen subordinierten Hydrophiloidea-Taxa. Ergänzt werden diese Ausführungen durch die Beschreibung geeigneter Sammelmethoden, der Konservierung der gefangenen Tiere, deren Präparation (z. B. der für die Determination unerläßlichen Genitalpräparation), und der Beschreibung einer exakten Etikettierung für wissenschaftliche Sammlungen. Die Bestimmungstabellen verhelfen zu einer Determination bis auf Artniveau. Zu den einzelnen Arten werden Angaben zu ihrer Morphologie, ihrem Lebensraum und ihrer Verbreitung gemacht. Vervollständigt werden die Darstellungen der Arten durch die Nennung der verfügbaren Synonyme. Der zweite Teil des Buches beinhaltet die Darstellung der Larven. Er ist weniger umfangreich als die Behandlung der Imagines, was aber den Kenner der Materie nicht überraschen dürfte. So tragen nicht nur die Autoren, wie in ihrem Vorwort deutlich herausgestellt, die Hoffnung, daß die Erforschung der Larvalstadien zukünftig einen breiteren Rahmen einnehmen sollte. Im übrigen orientiert sich die Darstellung der Merkmale und Biologie der Larven weitestgehend an der des vorhergehenden Kapitels, wobei der Schlüssel meist nur bis zur Bestimmung der Gattung führt.

Christian Fischer, Berlin

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Es ergeht hiermit herzliche Einladung zur Teilnahme zum nächsten Treffen am 17. April 1999 im BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn. Die Veranstaltung beginnt pünktlich um 10 Uhr. Treffpunkt ist der letzte Parkplatz an der Rückseite des Hauptgebäudes.
Weitere Auskünfte erteilt: K. H. Orlishausen, Friedhofstr. 5, D - 96215 Lichtenfels, Tel. 09571/3477

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

8. Pfingsttreffen Zieralgenarbeitskreis Esternberg

Der Zieralgenarbeitskreis Esternberg (Oberösterreich), unter Leitung von Herrn Prof. Rupert Lenzenweger, veranstaltet von Freitag, dem 21. Mai 1999 bis einschließlich 24. Mai 1999 sein diesjähriges Treffen von Mikroskopierfreunden in Bad Mitterndorf im steirischen Salzkammergut.
In der herrlichen Umgebung des Kurortes – Anfahrt über Salzburg, Bad Ischl, Bad Aussee – wurden die leicht erreichbaren 3 Moore Rödschitzer Moos, Knoppenmoos und das Pichlmoos ausgewählt. Für Fossilienfreunde besteht auch dieses Mal die Möglichkeit, unter der fachkundigen Leitung von Lenzenweger Junior eine Exkursion durchzuführen.
Für Begleitpersonen bestehen im Bad Mitterndorf zahlreiche Ausflugsmöglichkeiten – Beispiel Tauplitzalm – Alpenstraße mit herrlicher 6-Seenwanderung.

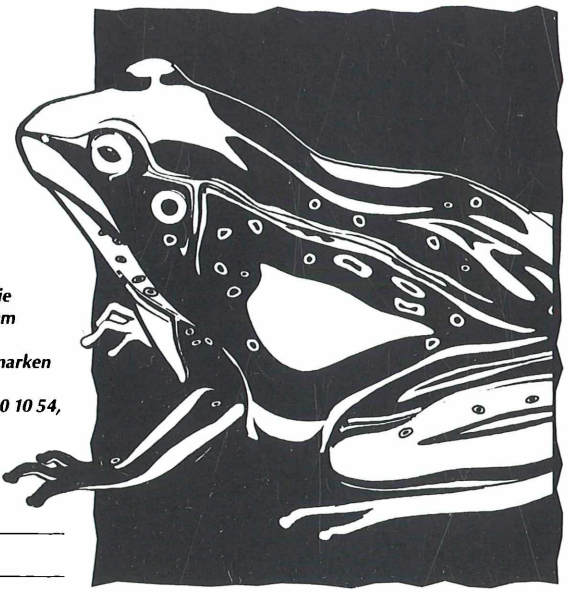
Programmablauf

Freitag, 21. Mai 1999	Anreise Treffpunkt ab 17.00 Uhr in der Hauptschule in Bad Mitterndorf, unserer täglichen „Tagungsstätte“
Samstag, 22. Mai 1999	Exkursion zu den Mooren Rödschitzer Moos und Knoppenmoos Nachmittag: Mikroskopie Abend: Erfahrungsaustausch und geselliges Beisammensein
Sonntag, 23. Mai 1999	Exkursionen zum Pichlmoos und zum Spechtensee. Ab dem Pichlmoos besteht die Möglichkeit zu einer geologischen Exkursion Nachmittag: Mikroskopie Abend: Diskussion und gemütlicher Ausklang
Montag, 24. Mai 1999	Mikroskopie, Anregungen, Vorschläge Nachmittag: Heimreise

An alle Mikroskopiefreunde ergeht herzliche Einladung. Der Unkostenbeitrag beläuft sich auf 50,– DM. Zimmerbestellungen sind von den Teilnehmern selbst vorzunehmen. Anmeldeformulare sowie ausführliches Programm mit Zimmernachweisen des dortigen Fremdenverkehrsbüros fordern Sie bitte an bei: Bruno Ortner, Pyrawang, A 4092 Esternberg, Tel. 07714/6827

Der Raum

zum Leben wird für viele Tiere und Pflanzen immer kleiner. Wir setzen uns dafür ein, daß wertvolle Natur erhalten bleibt. Helfen Sie mit!



NABU

Wie? *Das erfahren Sie in unserer Broschüre zum Thema „Artenschutz“. Gegen DM 6,– in Briefmarken (inkl. Porto) anfordern beim NABU, Postfach 30 10 54, 53190 Bonn.*

Info-Coupon:

Name, Vorname _____

Straße _____ *PLZ, Ort* _____

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikro-Markt

Preise für Fließsatzanzeigen (pro mm/Spaltenbreite): privat DM 3,50; geschäftlich DM 5,–; Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift (nur Privatanzeigen) DM 2,– Chiffregebühr DM 10,– (Preise zzgl. gesetzl. Mwst.)
Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: URBAN & FISCHER VERLAG, Anzeigenleitung, Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe ist der 18. 03. 1999

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **bester Qualität direkt vom Hersteller.** Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. (Bitte Rückporto von DM 2,20 in Briefmarken). Labor f. mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie. Ingrid Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 0841/5 43 98, Fax: 0841/5 68 53

Probleme beim Ausbau des Mikroskops? Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie" enthält die passende Optik und viele Bauteile. Wir liefern auch Präparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen.
R. Göke, Bahnhofstraße 27, 58095 Hagen, Telefon + Fax 02331/3 17 54

Mineralogische Dünnschliffe auf Objektträger 26 × 48 und dazugehörige Gesteinsprobe **zu verkaufen**. Tel.+Fax: 0043-2746-3636

Verkaufe Mikroskop BIOLAR, incl. DIK-Einrichtung, variab. Phasenkontrast, Auflichteinrichtung und Fototubus 5.700 DM, Tel.: 08171/909739

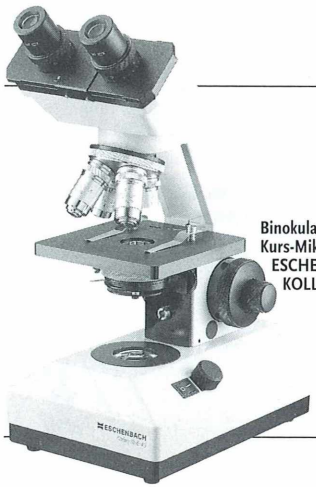
Zu verkaufen: Original, nie gebrauchtes Mikroskop Leitz-Wetzlar, Typ ORTHOLUX, Jahr 1940. Zuschriften an Chiffre 1.2/99

Verkaufe: Zeiss Jena Quarz Monochromate f. 275 nm n.A. 0,20, n.A. 0,35, n.A. 0,85, n.A. 1,25, Quarzokulare Q5x, Q7x, Q10x, Q14x, Köhlerscher Sucher, Quarzkondensor m. 2 Oberteilen, Quarz Objektträger u. Deckgläser, g. Gebot, **Suche:** altes Zeiss Jena Apo HI 60/1,40, Olympus S-Plan Objektive 160/0,17, 10, 20, 40 und HI 100. Tel. 0951/49012 nach 18.00 Uhr.

Zeiss-Phomi III, kompl. m. Comp.-Blitz usw. verkauft geg. Gebot oder tauscht geg. Universal (mit Wertausgl.), nähere Einzelheiten unter Tel. 040-550 77 48

Suche Zubehör für Forschungsmikroskop NU 2 (C. Zeiss Jena), Auflichttisch, Phasenkontrast usw. Tel.: 08171/909739

Suche Zeiss Jena Mikroskope: JENAVERT, JENAVAL komplett, sowie Teile u. Zubehör. Tel. 089/3082211



KOSMOS
SERVICE

Mikroskope und ein umfangreiches Angebot an Zubehör für jeden Anspruch

Fordern Sie gleich unseren kostenlosen Katalog an:

KOSMOS SERVICE, Postfach 10 60 11, 70049 Stuttgart
per Fax: 0711/21 91-350 oder telefonisch 07 11/21 91-342

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Impressum
Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann (Berlin).
Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, PF 100 537, D - 07705 Jena.
Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: office.j@urbanfischer.de
Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, PF 100 537, D - 07705 Jena,Telefon (03641)62 64 28, Fax (03641)62 64 21.
Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 1999.
Abonnementsverwaltung und Vertrieb: SFG Servicecenter Fachverlage Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, PF 10 05 37, 07745 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.
Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.
Erscheinungsweise (1999): 1 Jahrgang mit 6 Heften.
Abo-Preise (1999): 118,– DM* (zzgl. Versandkosten); Einzelheftpreis (1999): 24,– DM* (zzgl. Versandkosten); Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten (1999): 79,– DM* (zzgl. Versandkosten). *Unverbindlich empfohlene Preise. Preisänderungen vorbehalten.
Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).
Bankverbindung: Deutsche Bank AG Jena, Konto-Nr. 6 284 707, BLZ 820 700 00 und Postbank Stuttgart, Konto-Nr. 923 727 04, BLZ 600 100 70.
Copyright: Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.
Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.
Druck: Gulde-Druck GmbH, Hagellocher Weg 63, D - 72070 Tübingen.
Diese Zeitschrift wird ab Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.
Printed in Germany

© 1999 Urban & Fischer Verlag

Mehr Informationen zum „MIKROKOSMOS" und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet: http://www.urbanfischer.de

Elsevier, Urban & Fischer Verlag, vorbehalten, www.elsevier.de

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend numerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Plazierung der Abbildungen und Tabellen angeben. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5″-Diskette (nur DOS-Formate) mit der oben angegebenen Formatierung eingereicht werden.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend numerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben.

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) anbringen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.

6. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Calyptotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre. Mikrokosmos *88*, 27–30 (1999).

Buchzitate:
Fioroni, P.: Evertebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

7 Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck eine Korrekturfahne zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich. Bei stärkerer redaktioneller Bearbeitung eines Manuskriptes erhält der Autor zuvor eine Kopie des druckfertigen Manuskriptes zur Freigabe.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit DM 50,– und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,–.

10. Manuskripte bitte einsenden an
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Zoologie der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

300229

[E
ɟramm 1999
auf einen Blick

ɨkosmos
ɨrift für Mikroskopie
ɜ8: 6 Hefte/Bd.
ɪ026-3680
ɨabonnementspreis 1999: DM 118,-*

Band 47: 3 Hefte/Bd.
ISSN 0944-1921
Jahresabonnementspreis 1999: DM 298,-*

Entomologische Blätter
für Biologie und Systematik der Käfer
Band 95: 3 Hefte/Bd.
ISSN 0013-8835
Jahresabonnementspreis 1999: DM 98,-*

European Journal of Cell Biology
Band 78: 12 Hefte/Bd.
ISSN 0171-9335
Jahresabonnementspreis 1999: DM 1890,-*

European Journal of Protistology
Band 35: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0932-4739
Jahresabonnementspreis 1999: DM 598,-*

Flora
Morphology, Geobotany, Ecophysiology
Band 194: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0367-2530
Jahresabonnementspreis 1999: DM 648,-*

Homo
Journal of Comparative Human Biology -
Zeitschrift für vergleichende Biologie des Menschen
Band 50: 3 Hefte/Bd.
ISSN 0018-442X
Jahresabonnementspreis 1999: DM 568,-*

Immunobiology
Experimental and Clinical
Band 200/201: je 5 Hefte pro Band
ISSN 0171-2985
Jahresabonnementspreis 1999: pro Band DM 580,-*

Informatik, Biometrie und Epidemiologie in Medizin und Biologie
Band 30: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0943-5581
Jahresabonnementspreis 1999: DM 392,-*

Journal of Experimental Animal Science
formerly: Zeitschrift für Versuchstierkunde
Band 40: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0939-8600
Jahresabonnementspreis 1999: Band DM 328,-*

Journal of Plant Physiology
Biochemistry, Physiology and Mol. Biology of Plants
Band 154/155: je 6 Hefte/Bd.
ISSN 0176-1617
Jahresabonnementspreis 1999: pro Band DM 948,-*

Journal of Trace Elements in Medicine and Biology
Formerly „Journal of Trace Elements and Electrolytes in Health and Disease"
Band 13: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0946-672X
Jahresabonnementspreis 1999: DM 592,-*

Limnologica
Ecology and Management of Inland Waters
Band 29: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0075-9511
Jahresabonnementspreis 1999: DM 498,-*

Microbiological Research
Formerly Zentralblatt für Mikrobiologie
Band 154: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0944-5013
Jahresabonnementspreis 1999: DM 498,-*

Pedobiologia
Band 43: 6 Hefte/Bd.
ISSN 0031-4056
Jahresabonnementspreis 1999: DM 612,-*

Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics
Band 2: 2 Hefte/Bd.
ISSN 1433-8319
Jahresabonnementspreis 1999: DM 150,-*

Progress in Histochemistry and Cytochemistry
Band 34: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0079-6336
Jahresabonnementspreis 1999: DM 498,-*

Protist
formerly Archiv für Protistenkunde
Band 150: 4 Hefte/Bd.
ISSN 1434-4610
Jahresabonnementspreis 1999: DM 598,-*

Systematic and Applied Microbiology
Band 22: 4 Heft/Bd.
ISSN 0723-2020
Jahresabonnementspreis 1999: DM 878,-*

Theory in Biosciences
Theorie in den Biowissenschaften
formerly: Biologisches Zentralblatt
Band 118: 4 Hefte/Bd.
ISSN 1431-7613
Jahresabonnementspreis 1999: DM 328,-*

Zeitschrift für Ökologie und Naturschutz
Band 7: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0940-5178
Jahresabonnementspreis 1999: DM 168,-*

Zeitschrift für Säugetierkunde
International Journal of Mammalian Biology
Band 64: 6 Hefte/Bd.
ISSN 0044-3468
Jahresabonnementspreis 1999: DM 478,-*

Zentralblatt für Bakteriologie
International Journal of Medical Microbiology, Virology, Parasitology and Infectious Diseases
Band 289: 8 Hefte/Bd.
ISSN 0934-8840
Jahresabonnementspreis 1999: DM 1316,-*

Der Zoologische Garten
Zeitschrift für die gesamte Tiergärtnerei
(Neue Folge)
Band 69: 6 Hefte/Bd.
ISSN 0044-5169
Jahresabonnementspreis 1999: DM 298,-*

Zoologischer Anzeiger
A Journal of Comparative Zoology
Morphology Systematics Biogeography
Band 238: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0044-5231
Jahresabonnementspreis 1999: DM 528,-*

Zoology
Analysis of Complex Systems (ZACS)
- Formerly Zoologische Jahrbücher -
Band 102: 4 Hefte/Bd.
ISSN 0944-2006
Jahresabonnementspreis 1999:
DM 528,-*

URBAN & FISCHER

BIOLOGIE

eljott · 1999

URBAN & FISCHER VERLAG
Verlagsbereich Zeitschriften
Niederlassung Jena
Villengang 2
D-07745 Jena
Tel.: ++49(0)3641/62 64 30
Fax: ++49(0)3641/62 64 21
E-mail: journals@urbanfischer.de
Internet:
http://www.urbanfischer.de/journals

* Alle Preise sind unverbindliche Preisempfehlungen und verstehen sich zuzüglich Versandkosten.

Fordern Sie ***kostenlose*** Probehefte an!

Weitere Informationen senden wir Ihnen auf Anfrage gern zu.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 1999

Band/Volume: 88_2

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 88_2 1