

IL 90342/90,3

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

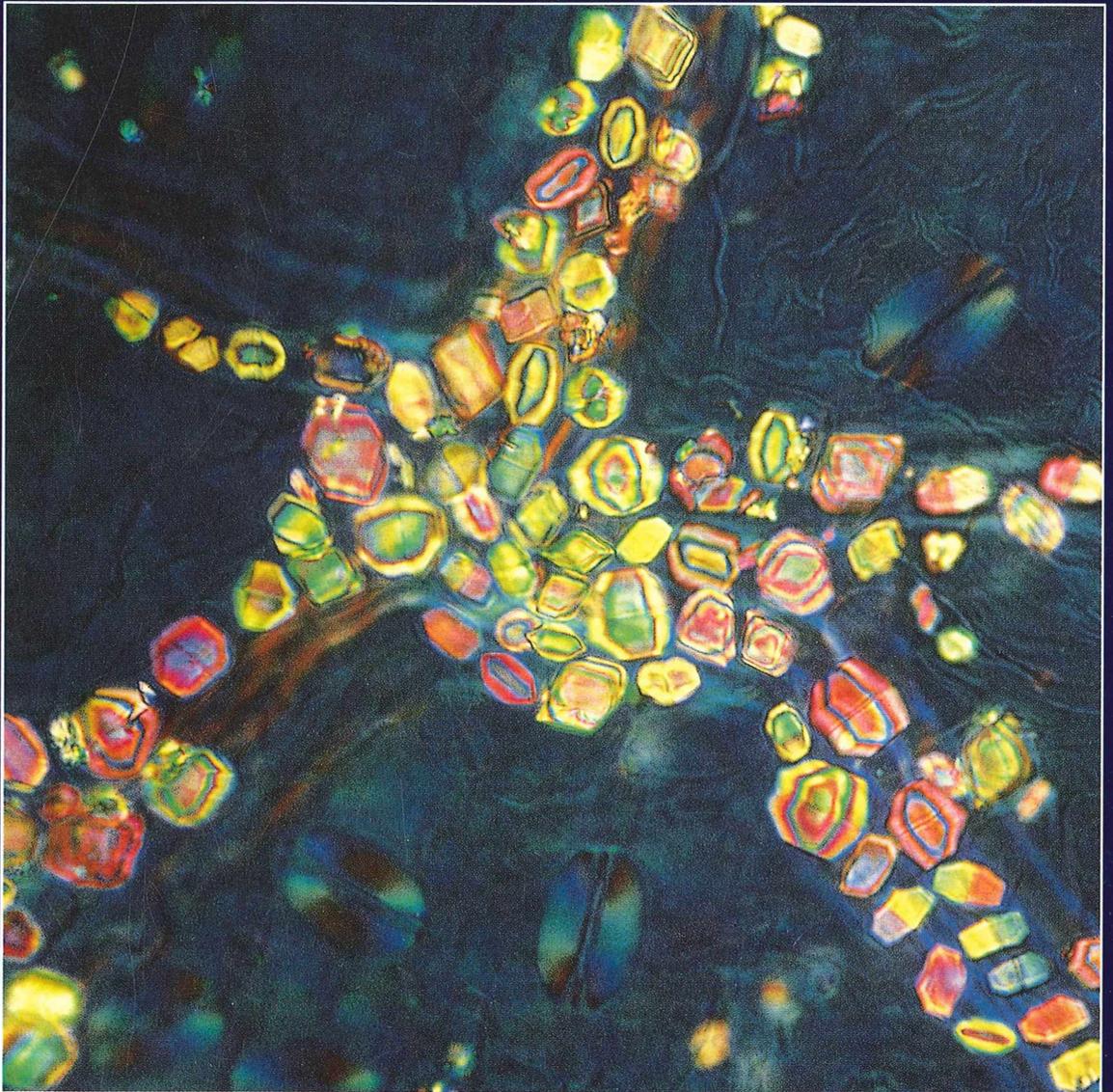
F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

Mai 2001
90. Jahrgang
Heft 3
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 129** Chlorococcale Grünalgen und Zieralgen in Altwässern am Beispiel der Innauen
Rupert Lenzenweger
- 135** Die Färbung der Fische –
Einfach im Detail, überwältigend in der Komposition
Heinz Bremer
- 145** *Rhizaspis* – Eine Flagellatengattung ohne Geißel
Ernst Hippe und Martin Kreutz
- 149** Algenbiofilme auf Bodenoberflächen:
Strukturanalyse an Paraffinschnitten
Joachim Jabnke
- 157** Fressen und gefressen werden im Mikrokosmos –
Der ewige Kampf ums Überleben und seine Komplikationen
Klaus Hausmann
- 165** Das Innenleben des Guppys (*Poecilia reticulata*)
Gabriele Hrauda
- 173** Formatnutzende Mikrofotos schnell bewegter, kleiner Objekte
Werner Nachtigall
- 179** Stroboskopie mit Leuchtdioden – Zyklische Bewegungen einfrieren
Jürgen Stablschmidt
- 181** Mikro-Einsteiger:
Kristalle in Laubblättern – Botanische Juwelen sichtbar gemacht
Erich Lüthje

Rubriken

- 133, 134, 142, 172**
Kurze Mitteilungen
- 143, 148, 176**
Nachrichten
- 156, 185, 186**
Aus der Industrie
- 164**
Neue Medien
- 171**
Micro-Cartoon
- 175, 187**
Buchbesprechungen
- 190**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 191**
Mikro-Markt
- 192**
Impressum

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten.
Melden Sie sich an: <http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos>

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: Einzelkristalle (Reihen und Aggregate) im Blatt der Pappel (*Populus spec.*) in polarisiertem Licht (Foto: O. Reuter, Wetzlar). Siehe Artikel E. Lüthje, S. 181–184.

Chlorococcale Grünalgen und Zieralgen in Altwässern am Beispiel der Innauen

Rupert Lenzenweger

Regulierungen von Gewässern sind fast immer mit gravierenden landschaftlichen und ökologischen Eingriffen verbunden. Viele der ursprünglichen Lebensräume werden dabei zerstört oder weitestgehend umgestaltet und gehen damit unwiederbringlich verloren. Durch die Anlage neuer Gerinne, vielfach verbunden mit dem Bau von Dämmen, kann es aber durch Abschnürung des ursprünglichen Flussbettes zur Bildung von Altwässern und damit zu einem Gewinn an neuen Lebensräumen in augenblickähnlichen Geländestreifen kommen. Auch die zur Aufnahme von Hochwässern angelegten Flutteiche können schon in wenigen Jahren als „Biotope aus zweiter Hand“ eine wertvolle Bereicherung der Natur im betreffenden Gebiet darstellen.

Da diese Gewässer und deren Umfeld, abgesehen von einer gelegentlichen Verwendung als Fischteiche, in der Regel kaum einer wirtschaftlichen Nutzung oder sonstiger Beeinträchtigung unterliegen, können sich in ihnen Lebensgemeinschaften ungestört entfalten und eine artenreiche Flora und Fauna hervorbringen und bewahren. Davon zeugt eine Untersuchung solcher Altwässer beiderseits des Inn vor dessen Mündung in die Donau, wo er die Grenze zwischen Österreich und Deutschland markiert. Durch den Bau einer Staumauer für ein Kraftwerk und der damit notwendig gewordenen Aufschüttung von Dämmen, bildeten sich hinter diesen zahlreiche solcher Altwässer. Diese sind nicht oder kaum durchströmt, unterschiedlich groß, nur mäßig tief, durch strauchigen Uferbewuchs großteils beschattet und bei Hochwasser wahrscheinlich zeitweise überflutet.

tonfängen relativ spärliche Ergebnisse einstellen, finden sich diese reichlich in dem Belag auf Pflanzen der Unterwasservegetation (unter anderem Laichkräuter, Tausendblatt, Wasserschlauch). Zum Aufsammeln dieses Belages bediene ich mich folgender, bestens bewährter Methode: In ein verschließbares Glas (etwa 250 ccm) wird der Spross einer mit Belag behafteten Wasserpflanze gegeben, dieses dann ungefähr zur Hälfte mit Wasser gefüllt, verschlossen und mehrmals kräftig geschüttelt. Dadurch wird der Algenbelag fast zur Gänze mechanisch abgelöst. Sollte sich zunächst eine geringe Ausbeute ergeben, kann dieser Vorgang mit weiteren Pflanzenteilen so lange wiederholt werden, bis sich eine entsprechende Menge Aufwuchsmaterial angesammelt hat. Es ist vorteilhaft, das auf diese Weise gesammelte Material zur Konzentration der enthaltenen Algenzellen vor der Untersuchung zu zentrifugieren.

Überraschende Artenvielfalt

Mehrmals im Laufe der Jahre entnahm ich daraus Proben und war über die Artenvielfalt der Algenflora jedes Mal überrascht. Neben den Diatomeen sind es insbesondere chlorococcale Grünalgen, die mit vielen Arten vertreten sind, aber auch Zieralgen kommen gelegentlich immer wieder darin vor. Während sich bei Plank-

Artenspektrum

Die Algenflora der untersuchten Gewässer ist weniger in qualitativer als vielmehr in quantitativer Hinsicht recht unterschiedlich und natürlich auch jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Wie zu erwarten, handelt es sich dabei durchwegs um solche Algen, deren Vorkommen für Teiche und Seen charakteristisch

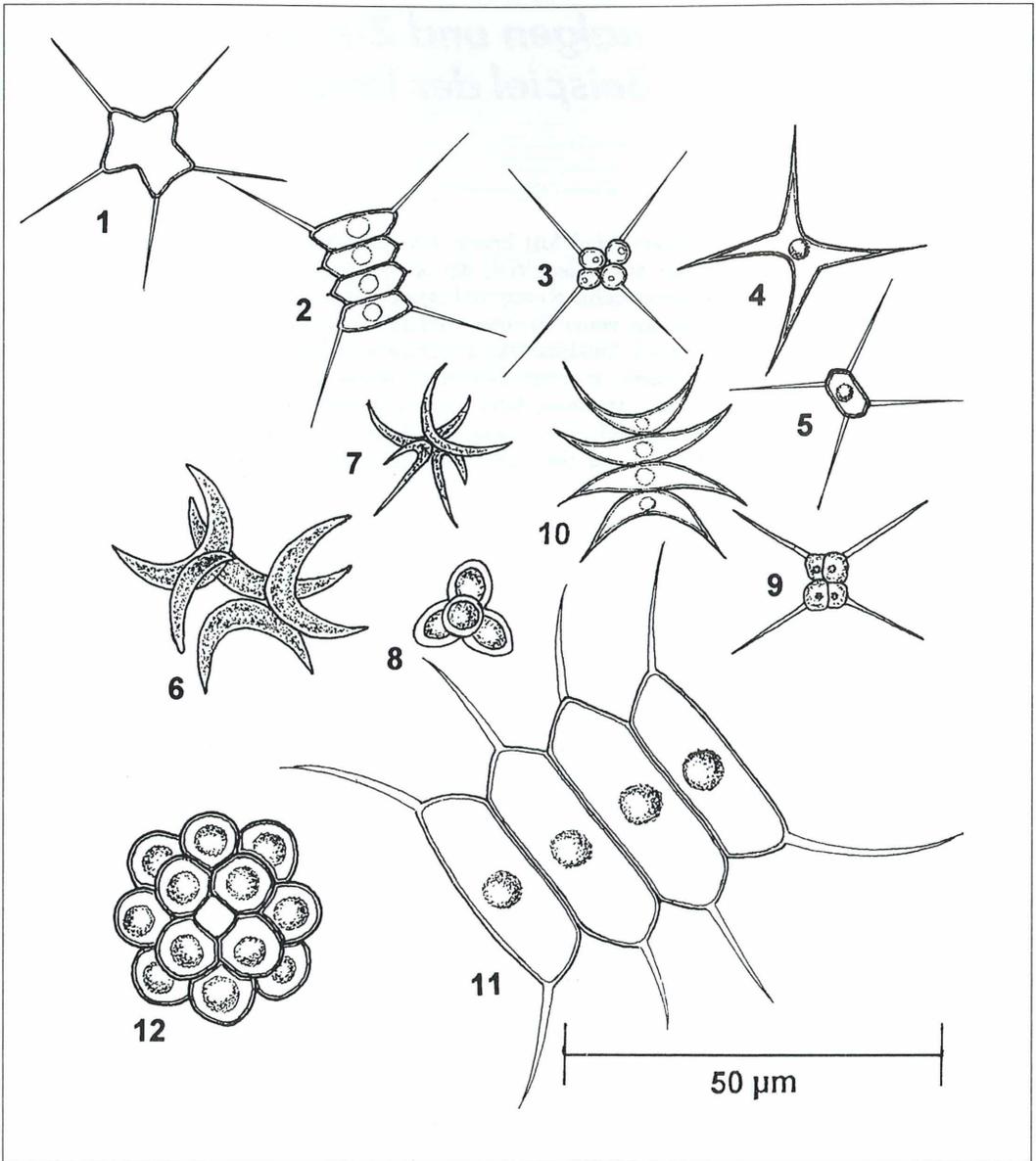


Abb.1: 1) *Tetraedron caudatum*; 2) *Scenedesmus tenuispina*; 3) *Micractinium pusillum*; 4) *Tetraedron schmidlei*; 5) *Lagerheimia genevensis*; 6) *Selenastrum bibraianum*; 7) *S. gracile*; 8) *Coelastrum sphaericum*; 9) *Micractinium pusillum*; 10) *Scenedesmus acuminatus*; 11) *S. longispina*; 12) *Coelastrum microsporium*.

ist. Mit gewisser Regelmäßigkeit wurden folgende chlorococcale Grünalgen gefunden: Abbildung 1 zeigt: 1) *Tetraedron caudatum*; 2) *Scenedesmus tenuispina*; 3) *Micractinium pusillum*; 4) *Tetraedron schmidlei*; 5) *Lagerheimia genevensis*; 6) *Selenastrum bibraianum*; 7)

S. gracile; 8) *Coelastrum sphaericum*; 9) *Micractinium pusillum*; 10) *Scenedesmus acuminatus*; 11) *S. longispina*; und 12) *Coelastrum microsporium*. Abbildung 2 zeigt: 1) *Pediastrum duplex*; 2) *P. tetras*; 3) *P. boryanum* und 4) *P. simplex*.

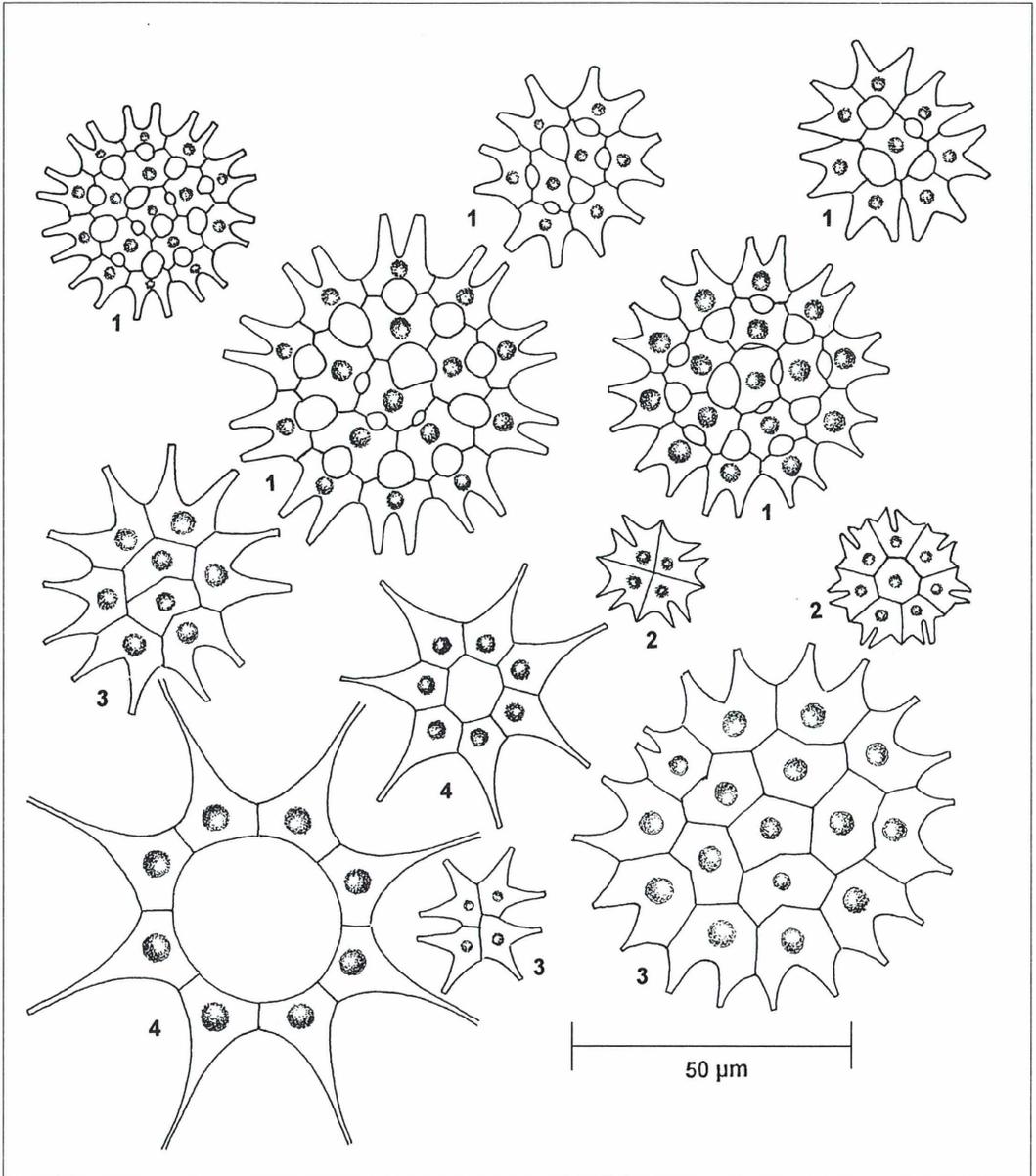


Abb. 2: 1) *Pediastrum duplex*; 2) *P. tetras*; 3) *P. boryanum*; 4) *P. simplex*.

Mitunter nur vereinzelt und mit von Gewässer zu Gewässer stark unterschiedlichem Vorkommen sind auch Zieralgen vertreten. Einige der Arten werden in Abbildung 3 dargestellt: 1) *Cosmarium turpinii* var. *podolicum*; 2) *C. humile*; 3) *C. formosulum*; 4) *C. subprotumidum*

var. *gregorii*; 5) *C. angulare*; 6) *C. reniforme*; 7) *Staurastrum punctulatum*; 8) *St. tetracerum*; 9) *St. avicula*; 10) *St. inflexum*; 11) *St. polymorphum* und 12) *St. chaetoceras*.

Fast alle hier im Pflanzenaufwuchs gefundenen Algen gelten an sich als typische Formen des

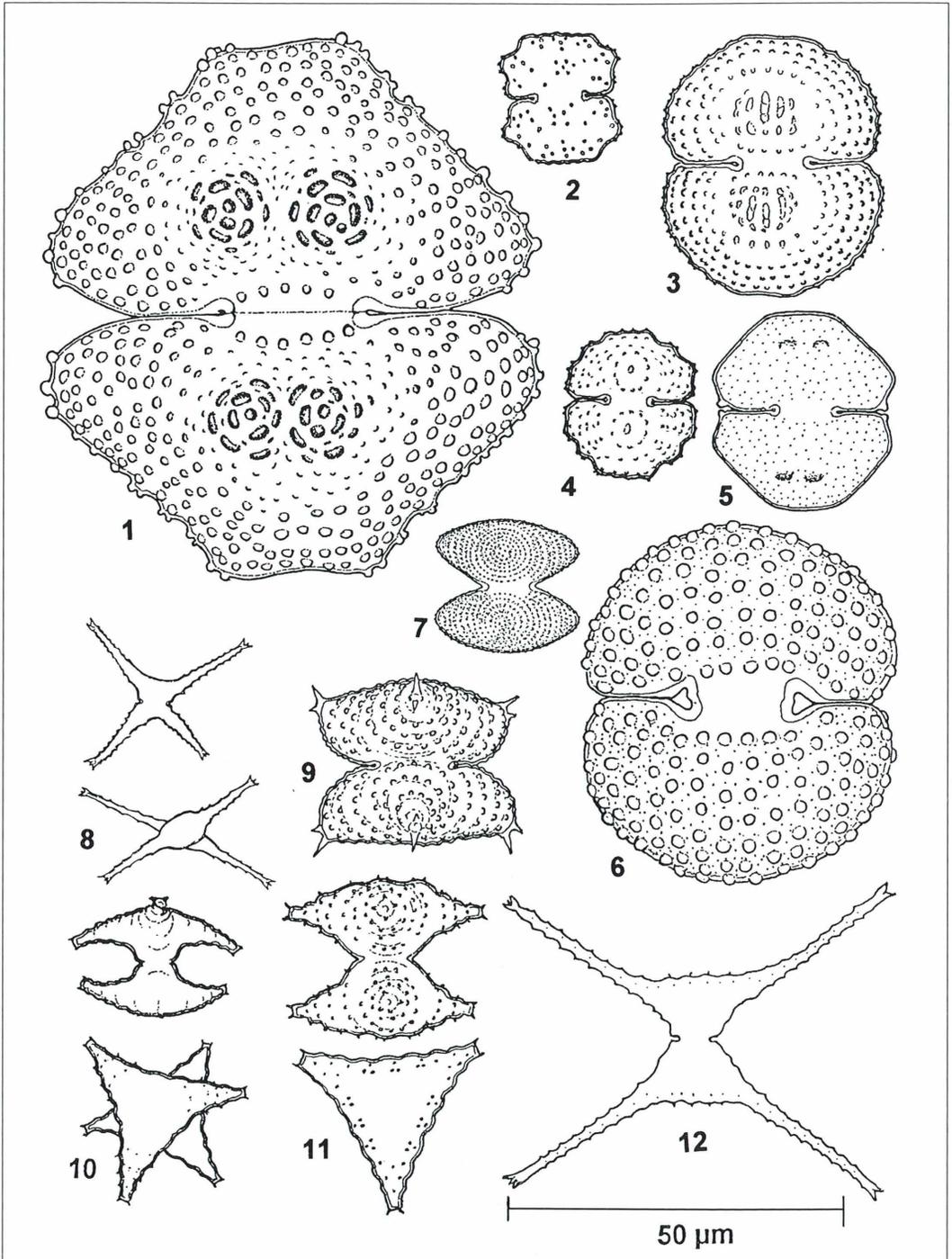


Abb. 3: 1) *Cosmarium turpinii* var. *podolicum*; 2) *C. humile*; 3) *C. formosulum*; 4) *C. subprotumidum* var. *gregorii*; 5) *C. angulare*; 6) *C. reniforme*; 7) *Staurostrum punctulatum*; 8) *St. tetracerum*; 9) *St. avicula*; 10) *St. inflexum*; 11) *St. polymorphum*; 12) *St. chaetoceras*.

Phytoplanktons, Organismen also, die ihr Leben vorwiegend frei schwebend im Wasser verbringen. Wie schon das vorliegende Beispiel zeigt, ist es aber schwierig, den Planktonbegriff bei Organismen ohne Eigenbeweglichkeit zu definieren und exakt anzuwenden. Die hier angeführten Algen als Planktonbewohner (Euplankter) aufzufassen, wäre demnach offensichtlich falsch. Es würde dies eher der ursprünglich geprägten Definition des Planktons („das Umherirrende“) nach Hensen (1887, S. 1) entsprechen: „Alles was im Wasser treibt, einerlei ob hoch oder tief, ob todt oder lebendig“. Es ist vielmehr so, dass ohnehin die Mehrzahl der Mikroplankter des Süßwassers, abgesehen von pflanzlichen Flagellaten und tierischen Organismen, wohl eher zufällig ins Plankton gelangt. Zellfortsätze (Stacheln, Arme), Scheibenform oder Gallerthüllen nur als spezielle Schwebenanpassungen zu sehen, ist sicherlich verlockend aber nicht zwingend, obwohl diese sicherlich dazu geeignet sind, eine planktische Lebensweise zu begünstigen. Übrigens nimmt Naumann (1927) an, dass das Nährstoffangebot auch eine recht wesentliche Rolle spielt beim Übergang der Aufwuchs- und

Schlammbewohner ins freie Wasser und damit ins Plankton. Da Aufwuchs und Bodenschlamm eine günstigere Nährstoffsituation aufweisen und damit bessere Lebensbedingungen bieten als das freie Wasser, erfolge dieser Übergang bei dessen zunehmendem Nährstoffgehalt.

Literaturhinweise

- Ettl, H.: Grundriß der allgemeinen Algologie, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
 Fott, B.: Algenkunde, VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1959.
 Hensen, V. (1887): Über die Bestimmung des Planktons oder des im Meere treibenden Materials an Pflanzen und Tieren. Ber. Kommiss. Wiss. Unters. Deutsch. Meer, Kiel 5, 1–108.
 Naumann, E. (1927): Zur Kritik des Planktonbegriffes. Arkiv Botanik, K. Svenska Vetenskapsakademien, Bd. 21A Nr. 10.
 Streble, H. und Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller und Co., Stuttgart 1973.

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweger,
 Schloßberg 16, A-4910 Ried/Innkreis, Österreich

Kurze Mitteilungen

Plastiden in Spermazellen

Bei den meisten eukaryotischen Organismen erfolgt die Übertragung der Zellorganellen (Plastiden, Mitochondrien) in die Zygote ausschließlich von der Mutter, da die Spermazellen vom Vater lediglich den Zellkern übertragen. Aber bei etwa einem Drittel der untersuchten Gattungen der Blütenpflanzen erfolgt die Übertragung der Plastiden durch beide Eltern; man spricht dann von biparentaler Plastidenvererbung. Viel weniger ist jedoch von der Übertragung der Mitochondrien bekannt, so dass man annimmt, dass es sich bei diesen Zellorganellen um eine strikte mütterliche Übertragung handelt. Von zwei Grasarten ist aus genetischen Untersuchungen bekannt, dass sie eine Transmission der Chloroplasten von beiden Eltern besitzen müssen. Neuerdings wurde nun gezeigt, dass beim Roggen (*Secale cereale*) die Spermazellen auch die Plastiden in die Zygote übertragen. Nach Serienschnitten konnte in dreidimensionalen Rekonstruktionen

der Spermazellen nachgewiesen werden, dass diese jeweils 2 bis 12 Plastiden enthalten. Auch zahlreiche Mitochondrien waren in den Spermazellen vorhanden. Die geringe Anzahl der Plastiden, Dictyosomen, Polysomen und Mikrotubuli erklärt, warum diese so häufig übersehen werden, zumal die Plastiden meist als Proplastiden vorkommen: Sie lassen sich deutlich von den Mitochondrien durch das Fehlen von Cristae unterscheiden. Diese neue Untersuchung ist auch darum wichtig, weil die oft beobachtete Diskrepanz zwischen genetischen und zytologischen Beobachtungen nun geklärt ist.

Literaturhinweis

- Mogensen, H. L., Rusche, M. L.: Occurrence of plastids in rue (Poaceae) sperm cells. American Journal of Botany 87, 1189–1192 (2000).

H. F. Linskens, Nijmegen

Wo die DNS im Zellkern kopiert wird

In den letzten Jahren wurde es immer deutlicher, dass der Zellkern von Säugetierzellen, trotz des Fehlens eines intranuklearen Membransystems eine spezielle Organisation in sogenannten Foci hat. Darunter versteht man funktionelle Domänen, in den sich die Prozesse im Zellkern abspielen, wie DNS-Replikation, Biogenese der Ribosomen, Transkription und die Bereitstellung der RNS. Diese Komplexe, in denen sich auch die DNS-Replikation abspielt, werden Replikationsfoci genannt; sie sind mikroskopisch sichtbare Komplexe (Abb. 1). Die Dynamik dieser Replikationsfoci in lebenden Zellen konnten jetzt studiert werden, indem man die nukleären Antigene des Kerns (PCNA, proliferation cell nuclear antigen), eine entscheidende Komponente der Replikationsmaschinerie, mit dem grün-fluoreszierenden Protein (GFP, green fluorescent protein) verbunden hat. In stabilen Zelllinien des Menschen zeigte sich, dass die GFP-PCNA-Komplexe heterogen in Größe und Lebensdauer sind. Es zeigte sich auch, dass die Replikationsfabriken stabil im Zellkern verankert sind, dass sie aber ihr Muster schrittweise, koordiniert, aber asynchron verändern (Abb. 1). Der Zusammenbau und das Auseinanderfallen spielt sich in der S-Phase des Zellzyklus ab. Mit Hilfe von Filmstudien konnten die reproduzierbaren Veränderungen in individuellen Zellen in der S-Phase nachgewiesen und dokumentiert werden. Die im Fluoreszenzmikroskop sichtbaren Komplexe im Zellkern, die Replikationsfoci, bestehen aus DNS, die mit der Replikationsmaschinerie, nämlich großen Protein-Komplexen, assoziiert ist, die bei der DNA-Replikation eine Rolle spielen.

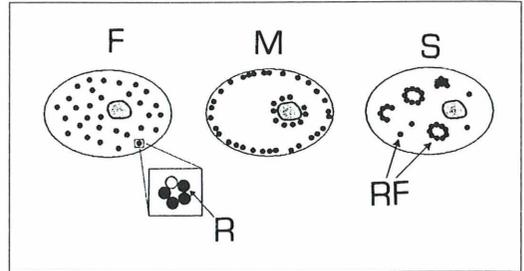


Abb. 1: Änderung der „Replikationsfabriken“ im Zellkern während des Zellzyklus. Schematische Darstellung der räumlichen Verteilung der Replikationsfoci in der frühen (F), mittleren (M) und späten (S) S-Phase. In der frühen S-Phase sind die feinen Punkte der Replikationsfoci mehr oder weniger gleichmäßig über den Kern verteilt. In der mittleren S-Phase, nach etwa 5 Stunden, kommt es zu einer Anhäufung um den Nukleolus, sowie zu einer Akkumulation im Bereich der Kernhülle. In der späten S-Phase, nach 8–12 Stunden, ergibt sich das charakteristische Bild mit einigen größeren Foci und nur noch wenigen kleinen Replikationsfoci, die beide im Kernplasma (RF) verteilt und nicht mehr in der Nähe des Nukleolus angehäuft sind. Das Kästchen zeigt die Anordnung der Replisomen innerhalb eines Replikationsfokus (R).

Die mikroskopische Beobachtung erfolgt an lebenden Zellen, denen über Nacht erlaubt wird, sich an ein 40 mm Glasdeckglas anzuhängen. In einer Kammer werden sie sodann im Zeiss Umkehrmikroskop Axiovert beobachtet und fotografiert. Die Replikationszentren werden mit Hilfe von grün fluoreszierendem Protein (GFP) und dem Zellkernantigen (PCNA) markiert, so dass sie im Fluoreszenzlicht (Emissionsfilter 515–565 nm) sichtbar sind. (Nach Leonhardt *et al.*, 2000, Abb. 3)

Literaturhinweis

Leonhardt, H., Rahn, H. P., Weinzierl, P., Sporbert, A., Cremer, T., Zink, D., Cardoso, M. C.: Dynamics of DNA replication factories in living cells. *Journal of Cell Biology* 149, 271–279 (2000).

Die Färbung der Fische – Einfach im Detail, überwältigend in der Komposition

Heinz Bremer

Die Farbenpracht vieler Fische, besonders aus den tropischen Meeren, ist durch Film und Fernsehen heute allgemein bekannt. Auch viele Süßwasserfische faszinieren durch ihre Farben. Taucher und Aquarianer sind vom Farbspiel der Fische begeistert, und Besucher von Schauaquarien bewundern staunend die schwimmenden Juwelen.

Doch welche Bedeutung haben Farbe und Tracht für die Fische in ihrem natürlichen Lebensraum? Mit welchen Grundfarben malt die Natur und wie und warum sind Farbänderungen möglich?

Wer die Schwanzflosse eines kleinen Aquarienfisches mikroskopiert wird manches entdecken, was hier dargestellt ist. Doch jeder Fall liegt anders und die Erkundung der Farbkomposition einer Fischart ist meist Neuland.

Farbe – Was ist das?

Farbe ist ein Teil des Lichts. Lässt man das weiße Sonnenlicht durch ein Prisma fallen und fängt es hernach mit einem weißen Stück Papier wieder auf, so ist aus dem weißen Licht ein Farbband (Spektrum) geworden, das sich von 360–780 nm erstreckt. Die Wellenlänge ($\lambda = \text{Lambda}$) wird in Nanometer gemessen ($1 \text{ nm} = 10^{-9} \text{ m}$), wobei die Farbbereiche etwa folgenden Wellenlängen entsprechen:

Sichtbarkeitsgrenze bis 430 nm	Violett
430–500 nm	Blau
500–560 nm	Grün
560–600 nm	Gelb
600–650 nm	Orange
650–Sichtbarkeitgrenze	Rot

Kurzwelliger als Violett ist das für Menschen unsichtbare Ultraviolett. Langwelliger als Rot ist das Ultrarot oder Infrarot. Diese Farbbereiche lassen sich optisch nicht weiter zerlegen und heißen deshalb monochromatisch. Das Sonnenlicht und die ihm nahestehende elektrische Beleuchtung ist zusammengesetztes

Mischlicht (polychromatisch). Trifft Mischlicht auf eine Pflanze oder ein Tier, so wird ein Teil absorbiert, ein anderer Teil wird reflektiert. Der absorbierte Teil spielt oft eine bedeutende energetische und regulative Rolle (Photosynthese, Blühinduktion, Wandertrieb, Sexualverhalten). Der reflektierte Teil ist seine Farbe und unterstützt individuelle und artliche Existenz. Neben den reflektierenden Substanzen (Pigmente und reflektogene Strukturen) ist die Qualität des auftreffenden Mischlichtes farbentscheidend, denn nur was im Mischlicht enthalten ist, kann reflektiert werden.

Das darf man nicht vergessen, wenn man Prachtfärbungen der Fische beurteilt, die aus größerer Meerestiefe mit eingeschränktem Spektrum ans Tageslicht geholt werden (Abb. 1). Vom Scheinwerfer des Tauchers angestrahlt, der alle Farben des Sonnenspektrums enthält, können dem Menschen Farben sichtbar werden, die trotz vorhandener Pigmente in natürlicher Umgebung fehlen. Dort kann leuchtendes Rot zum unscheinbaren Braun bis Schwarz, zum Teil mit grünen Anteilen werden, was von Wassertiefe und Wasserfarbe abhängt. Hinzu kommt, dass Fische für tiefes Rot keine Rezeptoren besitzen (bis 625 nm). Wasserfärbungen, zum Beispiel durch Huminstoffe (gelb, braun) oder Planktonfärbungen (blau, grün, gelb, rot) können als Lichtfilter fungieren. Dadurch werden Teile des Spektrums ausgeschaltet und die Eindringtiefe des Lichts überhaupt verringert. Abgefilterte Spektralbereiche fallen für die Reflexion an Oberflächen aus oder werden in ihrer Wirkung abgeschwächt. Auch dadurch erscheinen Fische in ihrer natürlichen Umgebung anders, als das an der Luft oder vom Aquarium her bekannt ist.

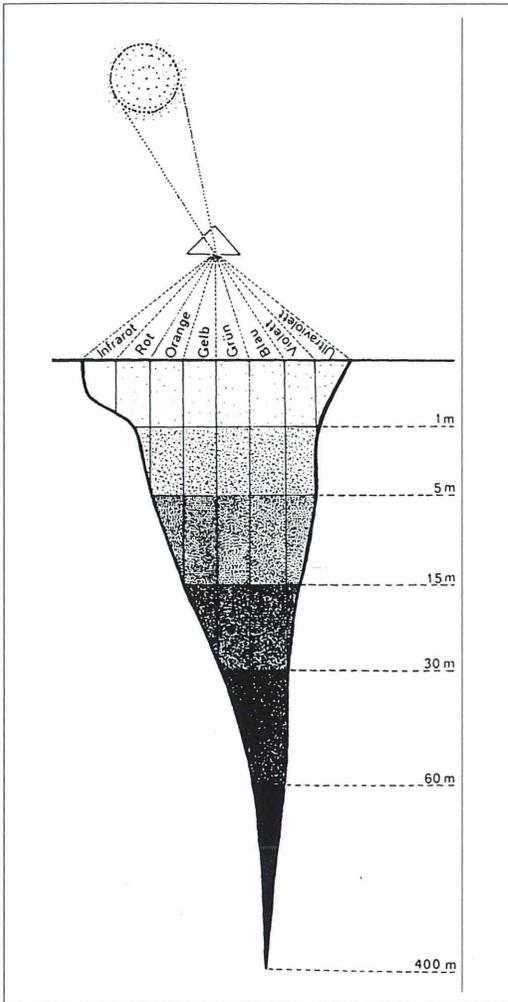


Abb. 1: Einschränkung des Sonnenspektrums mit zunehmender Meerestiefe (nach Sillner, 1967).

Die Farbeinschränkung größerer Tiefe ist für die Biologie der meisten Fische nur von begrenzter Bedeutung, da sich das Leben der Fische hauptsächlich im Flachwasser abspielt. Die farbenprächtigen Korallenfische leben vorwiegend oberhalb 5 m Wassertiefe, denn auch die meisten Korallen benötigen zur Photosynthese ihrer einzelligen Symbionten ein möglichst breites Spektrum des Sonnenlichts. Totalreflexion des weißen Mischlichts ergibt weiße Körperfarbe, Totalabsorption lässt den Körper schwarz erscheinen.

Neben den Pigmentfarben sind Strukturfarben bedeutungsvoll. Sie entstehen unter anderem, wenn weißes Mischlicht in seine monochromatischen Bestandteile optisch getrennt wird und dabei Phasenverschiebungen, das heißt Gangunterschiede der Lichtwellen induziert werden. Das Farbspiel, das von dünnen Ölschichten auf Wasserflächen bekannt ist, schillert auch an bestimmten Strukturen durch Auflichtinterferenz an der Oberfläche mancher Fische, Vögel und Schmetterlinge.

Alle Farben sind biologisch ohne Bedeutung, wenn sie nicht wahrgenommen werden. Die Lichtwahrnehmung des Menschen zwischen 360 und 780 nm ist keineswegs typisch für Tiere. Bienen sehen zwar im UV-Bereich bis 300 nm, doch das langwellige Ende des Spektrums reicht nur bis Orange mit 650 nm. Rot wird als Schwarz gesehen. Den Fischen (Knochenfische – Teleostei) steht ein Spektrum von 410 bis 625 nm zur Verfügung und ein Farbsehen von Blau bis Orange (Fiedler, 1991).

Zusammenfassend stellen wir fest, die Farbe der Fische hängt ab:

- vom auftreffenden Mischlicht
- vom Anteil und der Art der Reflexion
- von der Fähigkeit des Betrachters (Mensch, Fisch), die Lichtqualität (Farbe) wahrzunehmen.

Von der Bedeutung der Farben als Tracht der Fische

Färbung und Verteilung der Farben, die Zeichnung, wird zusammen mit einigen Aspekten von Form und Verhalten als Tracht bezeichnet. Kryptische Trachten verbergen ihren Träger, sei es nun vor seinen Feinden oder vor seiner Beute. Hervorragende Anpassungen an ihre Umgebung sind besonders bei Grundfischen häufig. Im weiteren Sinne kryptisch sind somatolytische (formauflösende) Zeichnungen. Die Auflösung der Fischform, beispielsweise bei vielen Korallenfischen, kann vor Fressfeinden schützen. Semantische Trachten sind Signale, die der artlichen Erkennung, der Revierbehauptung und der Partnerfindung dienen. Bei einigen Arten sind die Geschlechter lebenslang unterschiedlich gefärbt (z. B. Guppy, *Poecilia reticulata*). Das Männchen des Dreistacheligen Stichlings (*Gasterosteus aculeatus*) legt im Frühjahr eine Hochzeitstracht an, wobei die rote Kehle Zeichen der Aggression, der Potenz

und der Revierbehauptung ist. Farbliche Auffälligkeiten bei giftigen Fischen wirken als Droh- und Warntracht (z. B. Feuerfische, *Pterois* und *Dendrochirus*). Glanzschuppen, Leuchtflecke und Leuchtstreifen dienen dem Zusammenhalt des Schwarmes im trüben oder dunkel gefärbten Wasser, wie zum Beispiel bei den Piranhas im Rio Negro. Farben können individuelle Befindlichkeiten und Entwicklungszustände ausdrücken. Kranke Diskus-Buntbarsche (*Symphysodon*) sind tiefschwarz gezeichnet. Viele Fische tragen ein Jugendkleid, und auch artspezifische Schlaffärbungen wären hier einzuordnen.

Elemente der Färbung und ihre Strukturen in der Haut der Fische

Wir wollen uns bei der Betrachtung der stofflichen Grundlagen der Fischfärbung auf die Haut beschränken. Als Wirbeltierhaut besteht sie aus Epidermis (Oberhaut) und Dermis (Corium, Lederhaut). Die farblichen Komponenten liegen dazwischen, direkt unterhalb der Epidermis oder auf den Schuppen (Abb. 2, 3). Farbliche Wirkung geht immer von Stoffen aus, die als Stoffklasse weit verbreitet sind, weil sie physiologisch eine große Bedeutung haben und dadurch auch immer zur Verfügung stehen.

Von den echten Pigmentfarben gibt es eigentlich nur zwei, schwarz und rot. Schwarz ist das Melanin und rot das Karotin. Melanin ist als dunkles Pigment im Tierreich weit verbreitet. Die Tinte der Tintenfische ist genauso Melanin wie die Hautbräune des Menschen. Sein Ausgangsstoff ist eine der verbreitetsten Aminosäuren im tierischen Eiweiß, das Thyrosin. Bei der Melaninsynthese vollziehen sich enzymgesteuerte Prozesse der Oxidation und der Polymerisation (Abb. 4). Melanin ist granulär, besteht also aus kleinen Körnchen von circa 0,5 bis 1 µm, die mikroskopisch gut sichtbar sind. Bei Fischen befinden sich die Melaninkörnchen in spezialisierten Farbstoffzellen (Chromatophoren), die deshalb auch Melanophoren heißen. Sie sind oft in ihren Ausläufern vielfach verästelt und können bei dichter Lagerung schichtbildend vernetzen (Abb. 5).

Während das Melanin im Fisch selbst entsteht, kann das Karotin im Tierkörper nicht synthetisiert werden. Pflanzen hingegen erzeugen es in großer Menge. Das Rot der Speisemöhren und

die rotgelbe Färbung des Herbstlaubes sind karotinbedingt. Der Fisch muss die für ihn essenziellen Stoffe mit der Nahrung aufnehmen. Karotinoide sind eine Stoffklasse, die sich vom Isopren ableiten. Sie sind untereinander che-

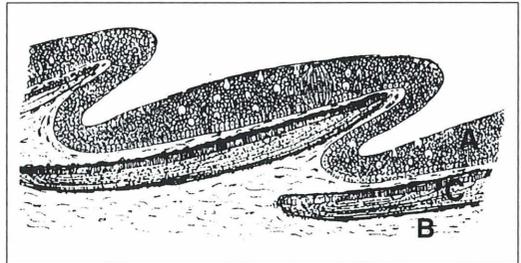


Abb. 2: Längsschnitt durch die Haut eines Knochenfisches (Teleostei) (nach Stempell, 1935). A Epidermis (Oberhaut), B Dermis (Lederhaut), C Schuppe.

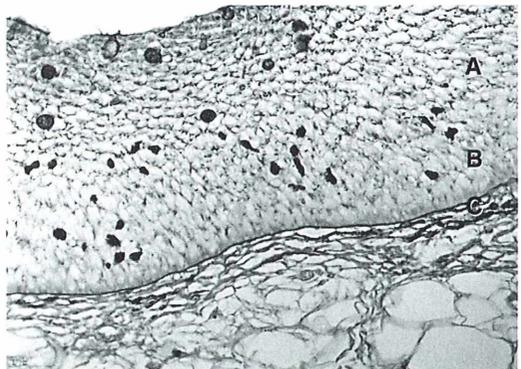


Abb. 3: Schnitt durch die Haut eines schuppenlosen Karpfens (*Cyprinus carpio*). A Epidermis mit Schleimdrüsen und Wanderzellen, B Chromatophorenschicht, C Dermis (Lederhaut), Färbetechnik PAS, Vergr. ca. 100×.

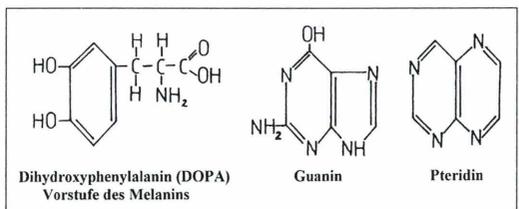


Abb. 4: Chemische Struktur der nicht essenziellen Farbkomponenten.

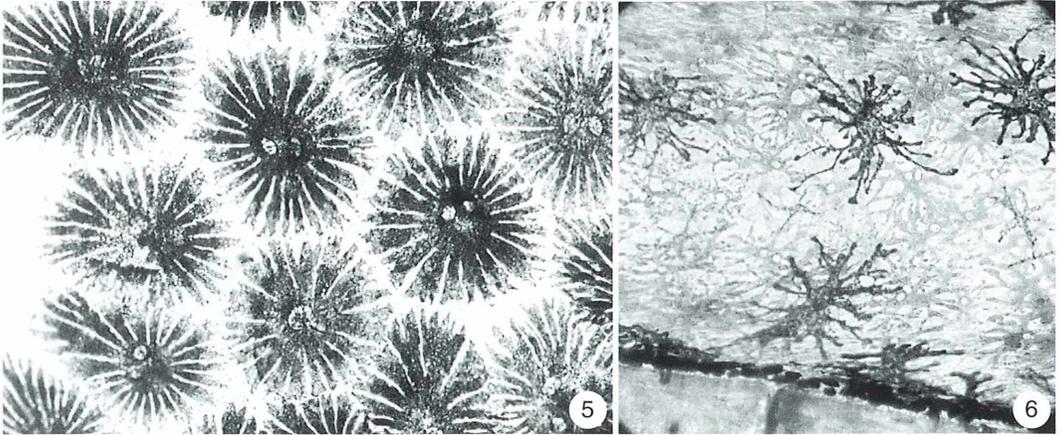


Abb. 5: Melanophoren in der Haut des Diskus-Buntbarsches (*Symphysodon aequifasciatus*). Vergr. ca. 300 \times . – **Abb. 6:** Melanophoren und Xanthophoren in der Schwanzflosse des Streifenhechtlings (*Aplocheilichthys lineatus*). Vergr. ca. 230 \times .

misch ähnlich, in ihrer Farbigkeit unterschiedlich von gelb bis rot und auch physiologisch verschieden wirksam. Karotin wird feindispers (Tröpfchen von circa 0,05 μm) in Chromatophoren von unregelmäßiger Form gelagert, die nach ihrer Färbung Erythrophoren (rot) oder Xanthophoren (gelb) heißen. Da Karotinoide in Fetten oder fettähnlichen Stoffen (Lipoide) löslich sind, heißen die karotinhaltigen Chromatophoren auch Lipophoren (Abb. 6).

Karotinreiche Nahrung führt zur Intensivierung der Rot-Gelb-Komponente in der Haut (Bremer, 1998). Einige Karotinoide sind gleichzeitig Provitamine. Durch oxidative Spaltung des β -Karotins (Abb. 7) entsteht Vitamin A, das für die Dämmerungstüchtigkeit der Augen bedeutsam ist. Karotinmangel kann über diesen Wirkungsmechanismus das natürliche Verhalten negativ beeinflussen. Pflanzliche Nahrung ist folglich für Fische unentbehrlich (Bremer, 1997). Raubfische beziehen pflanzliche

Nahrungsbestandteile aus dem Darm ihrer Futtertiere.

Der Silberglanz ist für Fische fast sprichwörtlich. Die spiegelnde Substanz ist das Guanin, eine chemische Variante der Purine. Purinderivate sind unter anderem auch Bestandteil der DNA, des Erbträgers in den Zellkernen aller Pflanzen und Tiere. Guanin ist ein stickstoffhaltiges Abfallprodukt im Tierreich. Bei Fischen hat es eine neue Bedeutung erlangt (Abb. 4). Das Guanin der Fischhaut kann intra- oder extrazellulär gelagert sein. Guaninhaltige Zellen (Guanophoren) erscheinen weiß (Leucophoren, Abb. 8) oder durch Interferenzen schillernd vielfarbig (Iridophoren, Abb. 9). Spiegelnde Glanzschuppen, die mit Guaninkristallen beschichtet sind (Abb. 10), sorgen für glänzende Flächen und Streifen (Argentum). Auch Interferenzfarben treten in Abhängigkeit vom Lichteinfall an solchen Glanzschuppen auf.

Die Pteridine (Abb. 4) sind wie das Guanin Purinabkömmlinge. Als Farbstoff sind sie im Tierreich häufig farbigend (z. B. das Gelb des Zitronenfalters und der Wespen), doch in der Fischhaut sind sie wenig konzentriert, aber weit verbreitet. Man findet sie intrazellulär in den sogenannten Gelbzellen (Abb. 11), oft zusammen mit Karotinoiden und extrazellulär in der Schuppensubstanz. Ihre Besonderheit ist die UV-Fluoreszenz, das heißt sie senden sichtbares Licht aus, wenn sie von unsichtbarer UV-

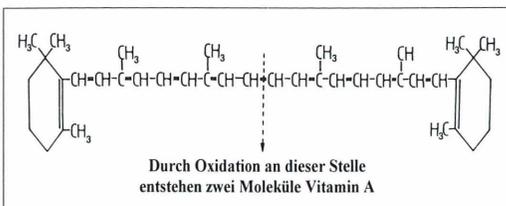


Abb. 7: Chemische Struktur des β -Carotins.

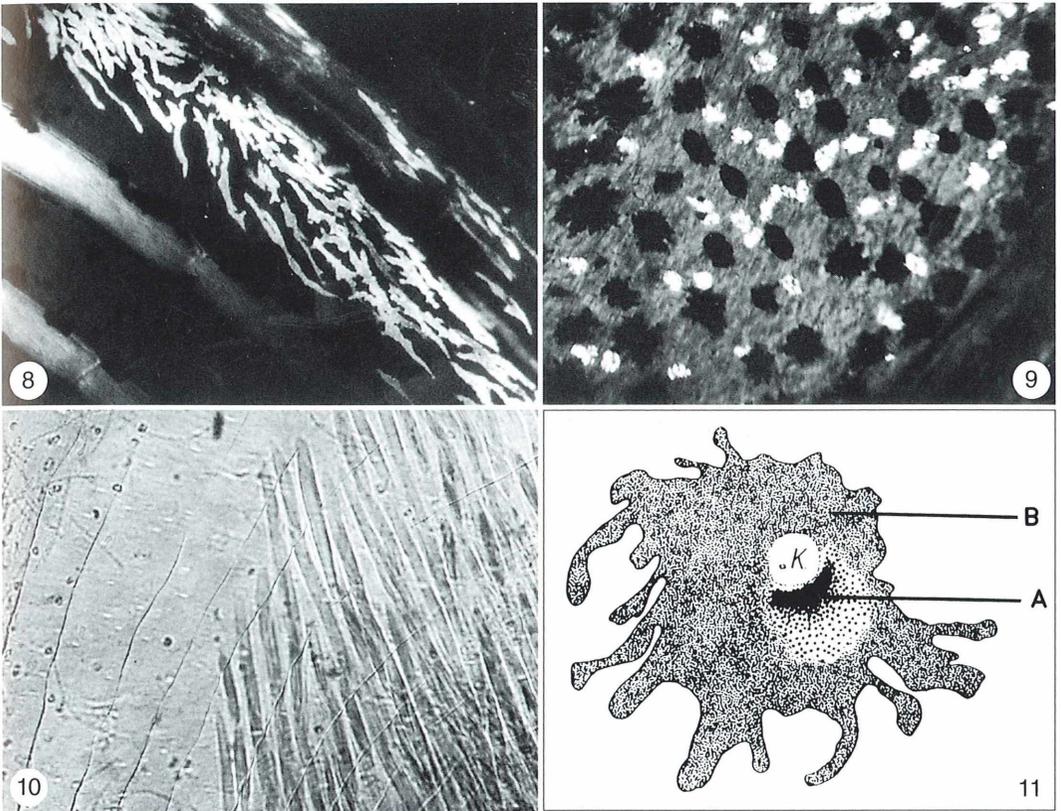


Abb. 8: Leukophoren bilden den weißen Vorderrand der Afterflosse des Neosalmllers (*Paracheirodon innesi*). Vergr. ca. 80 \times , Aufnahme im polarisierten Licht. – Abb. 9: Melanophoren und Iridophoren bilden die blau-irisierenden Streifen in der Afterflosse des Diskus-Buntbarsches (*Symphysodon aequifasciatus*). Vergr. ca. 130 \times , Aufnahme im polarisierten Licht. – Abb. 10: Große Guaninkristalle bilden das Argenteum der Schuppen des Moderlieschens (*Leucaspis delineatus*). Vergr. ca. 250 \times , Aufnahme im polarisierten Licht. – Abb. 11: Gelbzelle. A Karotin, B Pteridin (Xanthopterin), K Zellkern, etwas schematisiert nach verschiedenen Präparaten.

Strahlung getroffen werden. Pteridine stehen chemisch und physiologisch der Folsäure nahe, die als Vitamin bekannt und bedeutsam ist. Melanin, Karotin, Guanin und Pteridin sind die Farbkomponenten in der Fischhaut (Abb. 12). Durch unterschiedliche Anordnung und vielfältige Kombination dieser Grundelemente entsteht die schier unübersehbare Fülle der farblichen Erscheinungsbilder.

Farbkompositionen und Effekte

Chromatophoren sind kleine, punktförmige Strukturen, die mit bloßem Auge nicht sichtbar sind. Ihr dichtgedrängtes Nebeneinander er-

scheint als farbtintensive Fläche. Sind die Farbzellen weiter voneinander entfernt, ist die Farbe blasser, unklarer. Farbzellen liegen am oberen Rand der Lederhaut und werden von der Epidermis überlagert. Ist die Epidermis sehr dünn und transparent oder dringen die Farbzellen durch die Interzellularen der Epidermis bis zur Oberfläche vor (z. B. bei Stören), erscheinen die Farben besonders intensiv, so auch bei Korallenfischen. Unbestimmte Töne entstehen durch Überlagerung der Farbschicht von einer hohen Epidermis mit der optischen Wirkung eines Weichzeichners (Bremer, 1988). Reine Farben werden allein durch ein einziges Pigment beziehungsweise nur durch Guanin erzeugt:

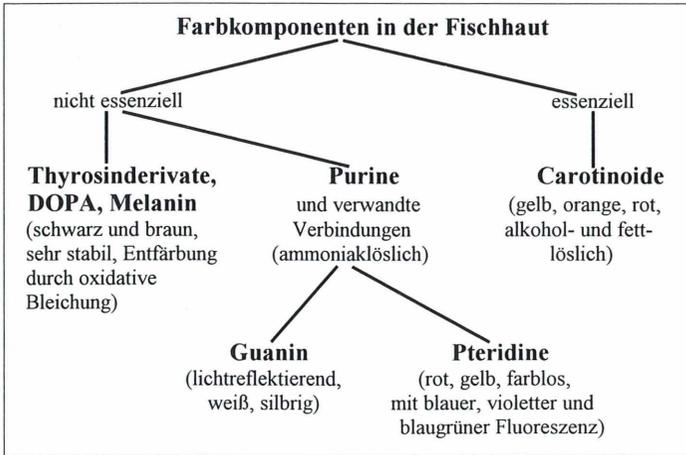


Abb. 12: Grundstoffe, die die Färbung der Haut hervorrufen.

- Schwarz und Braun: Melanophoren (Melanin)
- Rot und Orange: Erythrophoren (Karotinoide)
- Gelb: Xanthophoren (Karotinoide und Pteridine)
- Silber und Interferenzfarben: Iridophoren, Guaninkristalle, Guanin
- Weiß: Leukophoren (Guanin)

Fischfärbungen sind meist das Ergebnis von Farbmischungen. Die Farbelemente (zwei oder drei) können nebeneinander oder auch übereinander gelagert sein. Die unterschiedliche Dichte der einzelnen Farbkomponenten ermöglicht eine unübersehbare Vielfalt der Erscheinungen.

Einige Beispiele sollen dafür stehen. Zunächst ein Fall aus der Küche. Übergießt man einen Karpfen mit heißem Essig, so entsteht „Karpfen blau“. Dadurch wird die Epidermis fixiert, sie wird trübe. Zusammen mit den subepidermalen Melanophoren entsteht der blaue Farbeffekt. Optisch in gleicher Weise bildet sich das zarte Blau des Blauen Fadenfisches (*Trichogaster trichopterus sumatranus*). Die Melanophorenschicht wird von Leukophoren überlagert. Enthält die Melaninschicht noch Xanthophoren und wird alles von lockerem, lichtstreuendem Guanin überlagert, so ist die Farberscheinung grün. Werden Lipophorenschichten (gelb und rot) von Guanin unter- bzw. überlagert, so entstehen metallische Farbefekte. Zuweilen bilden sich festgefügte Komplexe heraus. Werden Melanophoren von Guanophoren umwachsen, so entstehen Melanoiridosome. Treten zu einem derartigen Ver-

band noch Xanthophoren hinzu, so entstehen Melanoxanthoiridosome. Solche Mischkomplexe zeichnen sich durch irisierende Farbwirkung aus, die sich je nach Lichteinfall und Standpunkt des Beobachters ändern kann. Solche Farbkomplexe haben den australischen Regenbogenfischen (*Melanotaenia*) ihren Namen gegeben (Das, 1995).

Farbwechsel

Anpassungen an Umweltfarben und semantische Trachten funktionieren vor allem, wenn die Fische zum Farbwechsel fähig sind. Einige Arten beherrschen die Anpassung an wechselnden Untergrund in Sekunden oder Minuten.

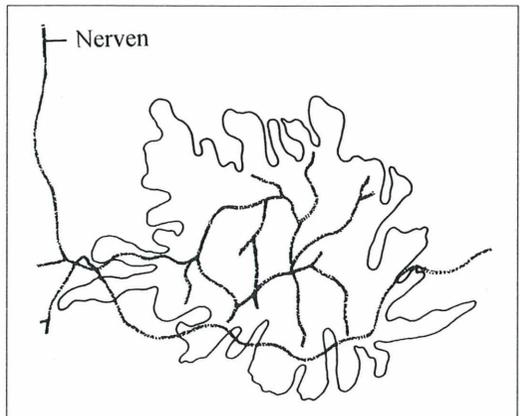


Abb. 13: Innervation einer Melanophore, etwas schematisiert nach verschiedenen Präparaten (Bleichung und Versilberung).

Setzt man eine Flunder (*Plathichthys flesus*) vom dunklen Basaltboden in ein Becken mit hellem Quarzsand, so ist die vollkommene Anpassung in ein bis zwei Minuten vollzogen. Solche Anpassungen werden als physiologischer Farbwechsel bezeichnet. Dabei sind besonders die Melanophoren beteiligt. Der Prozess geschieht vor allem unter optischer Kontrolle der Fische und wird durch das vegetative Nervensystem gesteuert (Abb. 13).

Sympathische Überträgersubstanzen, Adrenalin und Noradrenalin, wirken auf die Melanophoren mit dem Effekt der Aufhellung. Durch parasympathische Wirkung, durch Acetylcholin, wird Dunkelfärbung erreicht (Penzlin, 1991). Bei Dunkelfärbung breiten sich die Melaninkörnchen in alle Ausläufer der Pigmentzellen aus (Pigmentdispersion), während sie sich bei Aufhellung in den Zentren der Zellen konzentrieren (Pigmentaggregation). Der physiologische Farbwechsel wird außer seiner vegetativen Innervation auch noch hormonal beeinflusst. Dabei spielt die Hypophyse und das Nebennierenmark eine besondere Rolle. Welche Form der Chromatophoren-Anregung dominiert, ist artspezifisch. Physiologischer Farbwechsel liegt bei Anpassungen an wechselnden Untergrund, vielen Formen der innerartlichen Kommunikation, bei gesteigerter Aggressivität, Balz, Schlawffärbung und ähnlichen Erscheinungen vor. Der morphologische Farbwechsel dauert Tage und Wochen. Er wird hormonell und genetisch gesteuert und durch Umweltbedingungen stimuliert. Er besteht in einer Veränderung der Art und der Anzahl der Chromatophoren.

matophoren. Die Herausbildung der Hochzeitstracht beim Dreistachligen Stichling (*Gasterosteus aculeatus*) und das Verblässen der Jugendfärbung bei Kaiserfischen (*Pomacanthus*) sind Beispiele dafür.

Farbliche Änderungen, die auch genetisch stabil sind, können durch mutative Vorgänge entstehen. Mutationen sind größtenteils Verluste von Anlagen und damit Ausbleiben von Merkmalen. Xanthorismus ist der häufigste Fall. Dabei sind die Lipophoren stark entwickelt und zahlreich, während Melanophoren fehlen. So etwas kommt gelegentlich in freier Natur vor (Goldaal, Goldkarpfen u. a.), setzt sich jedoch genetisch nicht durch. Eine Mutation vererbt sich meist rezessiv, eine Isolation von den naturfarbenen Tieren fehlt und mit der auffälligen Goldfärbung ist kein selektiver Vorteil verbunden. In der Zierfischzucht sind solche Mutanten oft Ausgangspunkt zahlreicher Farbvarietäten. Melanismus (Schwarzfärbung) ist die genmutative Ausschließlichkeit von Melanophoren und beim Albinismus fehlen Chromatophoren überhaupt.

Einige Hinweise zum mikroskopischen Selbsttun

Wer typisch verästelte Farbstoffzellen mikroskopieren möchte, versucht es am besten mit einem wenige Tage alten Guppy (*Poecilia reticulata*). Auch andere wenige Millimeter lange Jungfische sind geeignet. Hier liegen die Melanophoren noch weit auseinander und auch

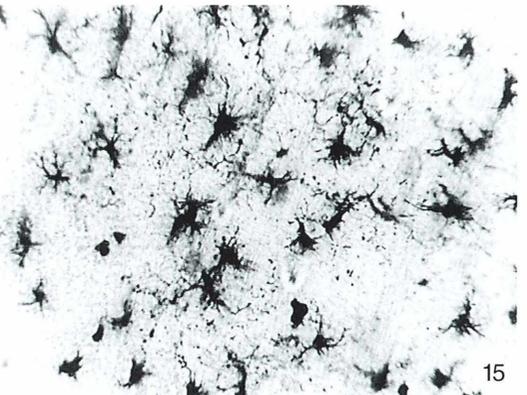


Abb. 14: Melanophoren im Schwanzfächer (Uropod) einer Süßwassergarnele (*Caridina japonica*). Vergr. ca. 90 \times . – Abb. 15: Melanophoren im Schwanzfächer (Uropod) der Fächergarnele (*Atyopsis moluccensis*). Vergr. ca. 75 \times .

Zelläste ohne Melaningranula (beginnende Aggregation) sind zu beobachten. Es empfiehlt sich, den Fisch nicht zu töten, sondern narkotisiert mit einem Deckglas zu belegen. Dadurch bleibt die Transparenz des Gewebes erhalten. Als Narkotikum hat sich MS 222 von Sandoz, Basel bewährt. Die Substanz wird auch als 3-Amino-benzoesäure-ethylester-methansulfonat aus amerikanischer Produktion von Aldrich-Chemie, Steinheim/Albuch geliefert. Wenige Kristalle in etwa 5 ml Wasser führen zur Unbeweglichkeit des Tieres. Der Fisch wird im Narkosewasser mikroskopiert. Überführt man nach der Untersuchung den Fisch in Aquarienwasser, verliert sich die Wirkung des Narkotikums in wenigen Minuten ohne Nachwirkung auf den Fisch. Im Hellfeld sucht man bei schwacher und mittelstarker Vergrößerung die Schwanzwurzel und die Basis der Schwanzflosse ab. Zwischen den Melanophoren kann man auch schon einige Lipophoren, meist Xanthophoren, beobachten. Reich verzweigte und artspezifisch recht unterschiedliche Melanophoren findet man in den Schuppen des Schwanzfächers frisch getöteter Garnelen

(Abb. 14, 15). Auch Schwebegarnelen (*Mysidacea*) sind in gleicher Weise geeignet. Besonders große Guaninkristalle enthält das Argenteum der Schuppen des Moderlieschens (*Leucaspis delineatus*). Man mikroskopiert seitliche Schuppen in Wasser, am besten im polarisierten Licht mit Kompensator RI (Abb. 10).

Literaturhinweise

- Bremer, H.: Faszination der Farbe – Ursache, Wirkung und Bedeutung. *Aquarien Terrarien* 35, 197–198, 234–236, 272–274 (1988).
 Bremer, H.: Farbwunder Diskus. *Diskus-Jahrbuch* 1991, 50–57 (1990).
 Bremer, H.: *Aquarienfische gesund ernähren*. Verlag Ulmer, Stuttgart 1997.
 Das, J.: Farben bei Fischen. *Das Aquarium* 318, 2–6 (1995).
 Fiedler, K. (Hrsg. Starck, D.): *Kaestner, Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Band II, Teil 2 Fische*. Verlag Gustav Fischer, Jena 1991.
 Penzlin, H.: *Lehrbuch der Tierphysiologie*. Verlag Gustav Fischer, Jena 1991.

Verfasser: Prof. Dr. Heinz Bremer,
 Privatlabor für aquatische Ökologie,
 Fritz-Reuter-Weg 1, 23936 Hanshagen

Kurze Mitteilung

Unterscheidung lebender und toter Hefekolonien

Für die Auffindung von Mutanten und die Testung fungizider Stoffe kann es wichtig sein, große Mengen von Hefezellen auf ihren Lebenszustand hin zu untersuchen. Dazu haben ungarische und japanische Mikrobiologen jetzt einen neuen Test entwickelt, der auf der Verwendung verschiedener Farbstoffe beruht. Sie ermöglichen eine Unterscheidung zwischen vitalen Kolonien und solchen, in denen sich tote Zellen anhäufen. Verwendet werden die Sigma-Farbstoffe Kristallviolett, Methylenblau, Phloxin B, Bengalrosa und Trypanblau. Diese werden einzeln einer Petrischale mit 25 ml Hefeextrakt-Agar (1% Hefeextrakt plus 1,5% Malzextrakt plus 2% Agar gelöst in Zitrat-Phosphat-Puffer pH 4,0) zugefügt. Die entsprechenden Petrischalen werden mit 1 ml der verdünnten, zu testenden Hefesuspension beimpft und 2 Tage lang bei 32 °C inkubiert. Die Konzentration der dem Agar hinzuzufügenden Farblösung hängt von der zu testenden Hefeart ab und liegt zwischen 5 und 10 µmol l⁻¹.

An Hand der Färbung der Hefekolonien (Tab. 1) kann mit dieser einfachen und kostengünstigen Methode schnell eine große Anzahl Hefekolonien (jede Kolonie ist entstanden aus einer Hefezelle) auf ihren Lebenszustand hin unterschieden werden.

Tabelle 1: Färbeeigenschaften von lebenden und abgestorbenen Hefekolonien.

	Färbung der Kolonie	
	lebend	abgestorben
Methylenblau	weiß	hell-blau
Trypanblau	hell-blau	dunkel-blau
Phloxin B	rosa	dunkel-rot
Bengalrosa	weiß	hell-rot

Kucsera, J., Yarita, K., Takeo, K.: Simple detection method for distinguishing dead and living yeast colonies. *Journal of Microbiological Methods* 41, 19–21 (2000)

H. F. Linskens, Nijmegen

Nachricht

8. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen (10.-12. November, 2000)

Viel Interessantes war zu hören und zu sehen. Die Veranstalter Gerhard Göke und Jürgen Stahlschmidt hatten für etwa 160 Teilnehmer aus Deutschland, Frankreich, Österreich und der Schweiz ein vielfältiges Programm zusammengestellt.

Wer gedacht hat, dass über die mikroskopische Gerätetechnik inzwischen alles gesagt ist, musste sich eines Besseren belehren lassen. Da sind zum einen die neuen, rein-weißen und farbigen Leuchtdioden. Sie erleichtern den Bastlern ihre Arbeit erheblich. Mit ihnen ist es nicht mehr schwer, ein Exkursionsmikroskop mit einer leichten Quasi-Köhlerbeleuchtung für unterwegs auszustatten. Auch die Mikroskophersteller werden wohl bald mit entsprechenden Neuerungen aufwarten, welche in Teilbereichen die herkömmlichen Glühbirnen ablösen (Abb. 1).

Die Möglichkeiten und Grenzen der digitalen Mikrofotografie, die von Nikon aufgezeigt wurden, ergänzte Dr. Holger Adelman in seinem Vortrag mit eingehenden Erläuterungen der Kenngrößen der digitalen Bildübertragung, die auch einige populäre Irrtümer über die Auflösung von Mikrochips zurückschickte. Zur Leistungssteigerung des Lichtmikroskops gab es ebenfalls zwei Vorträge: Dr. Andreas Gebert beschrieb die Techniken der Fluoreszenzmikroskopie und Dr. Rainer Wolf berichtete über die Steigerung des Auflösungsvermögens über die bisherigen Grenzen hinaus.

In seinem Vortrag über Verfahren und Optimierung von Schärfentiefe und Abbildungsqualität plädierte Jürgen Schrodt für die Anfertigung von Tabellen. Ohne solche Hilfsmittel sei man in der Makro- beziehungsweise Lupenfotografie allzu oft auf zeitverschlingendes Probieren angewiesen.

Herr Thomas Serfling von Zeiss Jena stellte das neue Stereomikroskop DV4 vor. Nicht wenige Zeiss-Fans sind angesichts der vielen Plastikteile dieses Instruments zunächst reserviert. Herr Serfling betonte, es würde zu über 90 % in Deutschland fabriziert und alle Kunststoffteile seien auf mindestens zehnjährige Stabilität getestet.

Streifzüge durch die Geschichte der Mikrofotografie bot Jürgen Schrodt, und Dr. Jürgen Balzer von Askania Rathenow führte durch die Geschichte der mikroskop-optischen Industrie in Rathenow (Abb. 2).

Interessant für Mikro-Amateure war auch der Vortrag von Johann Bornhardt. Da hört mancher genau hin, wenn ein ehemaliger Zeissianer über die Qualität der russischen Lomo-Optik berichtet. Grund-

tendenz von Bornhardts Aussagen ist, dass die Lomo-Mikroskope und Objektive ein sehr gutes Preis-Leistungs-Verhältnis bieten. Die Korrektur der Objektive sei in der Regel gut (Bornhardt demonstrierte das anhand von Dias), doch seien im direkten Vergleich mit entsprechenden Zeiss-Objektiven Brillanz und Kontrast des Bildes merklich geringer. Besonders positiv bewertete Johann Bornhardt die Wasser-Immersionen EAF A 30:1, n. A. 0,90 / 160 / 0,17 (mit Irisblende), den Apochromaten WI 70:1, n. A. 1,23, mit Deckglaskorrektur 0,10 bis 0,20 mm, und das WI 40:1, n. A. 0,75. Einschränkungen gab es hinsichtlich der mechanischen Qualität beziehungsweise der Justierung von Lomo-Mikroskopen. Er habe an manchen Teilen nacharbeiten müssen, weshalb er Lomo-Mikroskope nur mit Einschränkungen für Anfänger empfehlen möchte, und wenn, dann nur mit Anleitung eines erfahrenen Mikroskopikers.

Beim Vortrag von Dr. Alfred Schuster sprang wohl mancher Funke über: Es ging um den Weg des

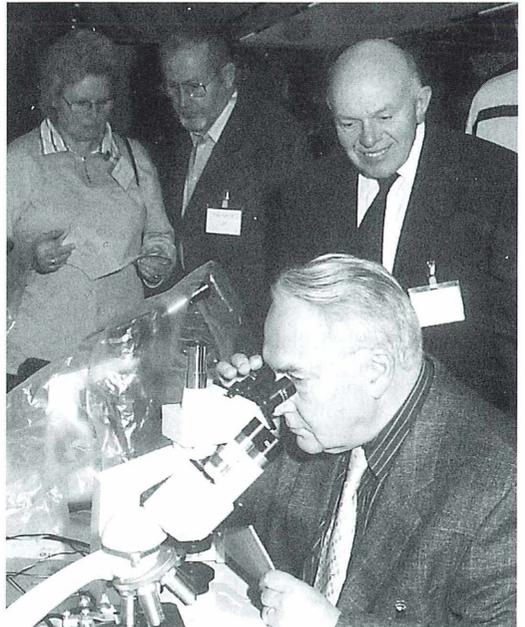


Abb. 1: Das Ehepaar List, Dr. M. Tauscher und Dr. P. Tüttenberg interessieren sich für die Beurteilung der LED-Beleuchtung (Foto: Birgit Neumann).



Abb. 2: Die Ausstellung der Mikroskop Technik Rathenau im Foyer (Foto: Birgit Neumann).

Lichtes durch den Kristall. Schöne Lichtbildervorträge von Karl Deckart und Rainer Mehnert sowie weitere Themen rundeten das Programm auf angenehme Weise ab.

Parallel zum regulären Programm nahmen nicht wenige Lernbegierige an zwei Tagen an Workshops von Dr. Adelmann zur digitalen Bildverarbeitung mikroskopischer Aufnahmen teil.

Einige Teilnehmer hatten Poster zu bestimmten Themen mitgebracht, die sie in den Vortragspausen erläuterten, beispielsweise Vergleich der Ergebnisse mit einer Billig-Digitalkamera und einer Nikon-CoolPix (Eckart Hillenkamp, Oberhausen) und verschiedene Selbstbaulösungen der Kombination von Exkursions-/Taschenmikroskopen mit Blitzlicht (Erich Saake, Bochum). Nicht unerwähnt bleiben sollten die Aussteller, und zwar die Hersteller Askania Rathenow, Leica, Nikon, Olympus, Zeiss, und die Mikroskopie-Händler Windaus und Soligor. Alle waren mit eigenen Ausstellungsständen und kompetenten Fachleuten vertreten. Dort durfte man alles anfassen und ausprobieren. Zu den Ausstellern gehörte auch Robin Wacker von der Mainfränkischen Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Würzburg. Er bot seine exzellenten und schön gefärbten Schnittpräparate zum Verkauf an; sein Tisch war oft regelrecht umlagert (Abb. 3).

Etwa die Hälfte der Teilnehmer betreibt die Mikroskopie als Ruhestandshobby. In diesem Alter ermüden die Augen bei Diavorträgen im Hell-Dunkel-Wechsel rasch, das Dämmerlicht und die Vortragswiese mancher Referenten laden zum alsbaldigen Schlummer ein. Nach einer Dreiviertelstunde sollte man sich die Beine vertreten und den Blutkreislauf wieder in Bewegung bringen können.

Den Veranstaltern und Teilnehmern wäre für das nächste Mal zu wünschen, dass sich manche Referenten disziplinierter an die vereinbarte Vortragsdauer und ihr Thema hielten. Einige hatten ihre Vortragszeit so beträchtlich überzogen, dass die Veranstalter mit dem Zeitplan in Schwierigkeiten gerieten. Zwei sicherlich recht interessante Vorträge von Gerhard Göke und Jürgen Stahlschmidt mussten deshalb, um den Zeitverlust aufzuholen, leider vom Programm genommen werden. Schade!

Insgesamt bin ich dankbar für diese Veranstaltung, die mit so viel Engagement durchgeführt wird und auf der so viele Fachleute und Amateure über ihre Erfahrungen berichten. Besonderen Dank verdienen auch die Familienangehörigen der beiden Veranstalter, deren routinierte organisatorische Hilfe ein wesentliches und freundliches Element der drei Tage war.

Klaus Henkel, Dachau



Abb. 3: Robin Wacker zeigt seine Mikrotomschnitte (Foto: Birgit Neumann).

Rhizaspis - Eine Flagellatengattung ohne Geißel

Ernst Hippe und Martin Kreuzt

Die Flagellaten beziehen ihren Namen aus der Tatsache, dass sie mindestens eine, meist auffällige Geißel tragen. Viele Flagellaten besitzen jedoch auch geißellose Zustände, oft jedoch nur temporär. Hier sollen nun aber Flagellaten beschrieben werden, die dauerhaft Rhizopodien anstelle von Geißeln besitzen. Dies ist ein außergewöhnlicher und seltener Fall. Fundorte dieser interessanten Lebensform waren tiefe Pfützen, die sich wieder einmal als lohnend erwiesen.

Im Oktober 2000 wurden Proben aus zwei weit auseinanderliegenden großen Waldwegpfützen bei Gravenbruch (südlich Offenbach) genommen. Ein Massenvorkommen der Zieralge *Micrasterias americana* ließ für beide Orte auf ein ziemlich saures Milieu schließen. Erstmals zeigten sich in beiden Proben zwei Protozoenarten, welche ein farbloses hyalines Gehäuse und Rhizopodien aufwiesen. Die Rhizopodien ließen zunächst an Schalenamöben denken, das Gehäuse aber sehr an die Flagellaten-Gattung *Petalomonas*. Dagegen sprach jedoch ihre innere Struktur (z. B. Lage der kontraktilen Vakuolen). So begann das Suchen in der Literatur nach Gattungen, welche diese Merkmale vereinigten.

Historisches

Schließlich fanden wir bei Huber-Pestalozzi (1955 und 1969) im Kapitel am Ende der „farblosen Euglenales“ bei der Gattung *Rhizaspis*, die von Skuja (1948) übernommen wurde, nur zwei Arten, nämlich *R. granulata* und *R. simplex*. Die letztere Art kam wegen ihrer Längsfurche nicht in Frage. *R. granulata* ist nach einer Zeichnung von Skuja (1948) in Abbildung 1 dargestellt. *Rhizaspis* weist viele Merkmale der äußerlich ähnlichen Gattung *Petalomonas* auf (Skuja, 1948), die man wegen der vorhandenen Geißel noch vergleichsweise zwanglos den farblosen Euglenales zuordnen konnte. *Rhizaspis* besitzt jedoch Rhizopodien statt einer Geißel. Soweit wir feststellen konnten, ist die taxonomische Einordnung von *Rhizaspis* bis heute unsicher, und die größere von uns gefundene Art ist bisher noch

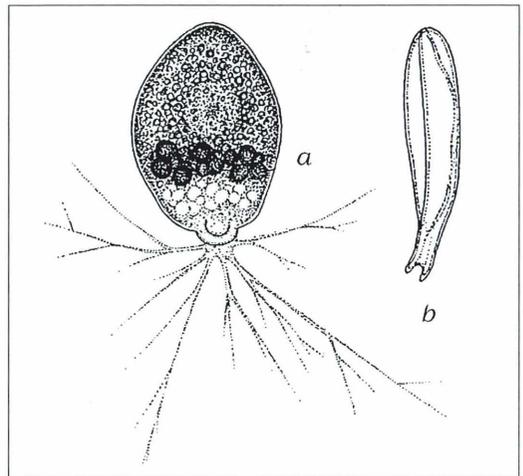


Abb. 1: Schemazeichnung von *Rhizaspis granulata* (nach Skuja, 1948), a: dorsal, b: lateral.

nicht beschrieben worden. Allerdings spricht Skuja von „noch einigen weiteren Arten dieser Gattung“, ohne sie zu beschreiben. Vielleicht kann aber jemand Hinweise auf passende Veröffentlichungen geben. Auch Meldungen von Funden der Skuja-Arten wären erwünscht, denn zum Beispiel auch Fott (1959) schreibt: „Bisher nur aus der Umgebung von Riga“. Es wäre nicht das erste Mal, dass nach einer Erstbeschreibung viele Jahrzehnte vergehen, bis neue Funde gemeldet werden.

Rhizaspis granulata Skuja

Wie oben erwähnt, fanden sich in den Proben zwei Arten von *Rhizaspis*. Eine davon konnte

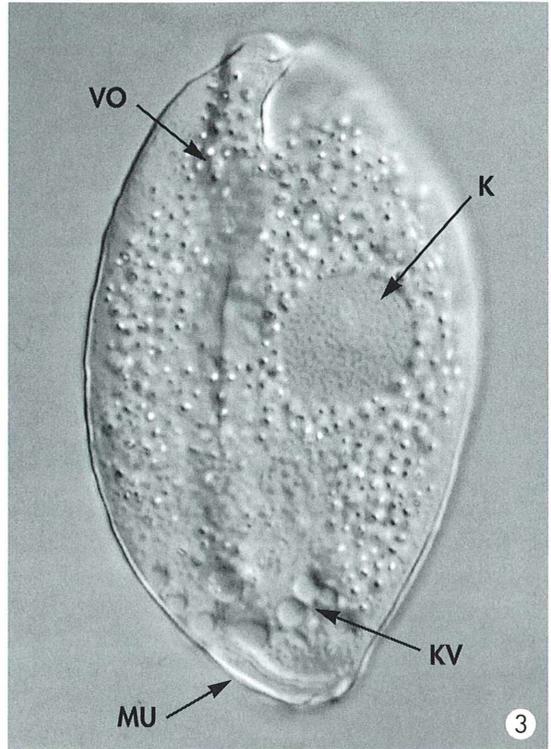


Abb. 2, 3: Differential-Interferenzkontrast. – Abb. 2: *R. granulata* dorsal ohne ausgestreckte Rhizopodien, Länge 48 μm . – Abb. 3: Ein Exemplar von *R. spec.* ohne Rhizopodien. Es ist 65 μm lang und 40 μm breit. Deutlich zu erkennen sind die kontraktile Vakuolen (KV) in der Nähe der Mundöffnung (MU), der Kern (K) und Vorratskörper (VO).

anhand der Gehäuseform und der Abmessungen eindeutig als *R. granulata* identifiziert werden. In Abbildung 2 ist ein Exemplar ohne ausgestreckte Rhizopodien zu sehen. Es ist 48 μm lang und 33 μm breit. Skuja (1948) gibt eine Varianz der Länge von 43 bis 67 μm an und für die Breite von 27 bis 52 μm . Die Dicke der Exemplare soll 10 bis 16 μm betragen, was wir jedoch nicht überprüft haben. Das Gehäuse ist dorsal konvex, ventral etwas flacher, und der Mund ist lippenartig begrenzt (Abb. 1b). In der Lebendaufnahme in Abbildung 2 erkennt man die zahlreichen Vakuolen im vorderen Viertel des Körpers, wie in Abbildung 1a von Skuja gezeichnet. Außerdem sieht man deutlich die Vorratskörper, die Skuja als paramylonähnlich bezeichnet, und den Kern mit Nucleolus. *R. granulata* war in den beiden Proben wesentlich seltener zu sehen als die zweite, größere Art, welche im Folgenden beschrieben wird.

Rhizaspis spec.

Diese Art ist um circa 20 μm größer als *R. granulata* und fand sich in den Proben vergleichsweise häufig (Abb. 3). Die Länge unserer Exemplare variierte von 64 bis 80 μm , die Breite von 36 bis 48 μm . Deutlich sieht man hinter dem Vorderende eine fast bandförmige Anordnung mehrerer kontraktile Vakuolen, die Vorratskörper und den großen Kern. Der Nucleolus ist etwas unregelmäßig geformt. Ein Stigma (Augenfleck) gibt es nicht. Neben den Größenverhältnissen ist die Gehäuseform das charakteristische Unterscheidungsmerkmal zu den anderen bereits beschriebenen Arten von *Rhizaspis*. Dorsal und/oder ventral verlaufen Längsrieme, die *R. granulata* und *R. simplex* nicht besitzen. Das Gehäuse ist etwa 2- bis 3-mal so breit wie dick. Dies erkennt man deutlich, wenn die Exemplare sich mit der Mund-

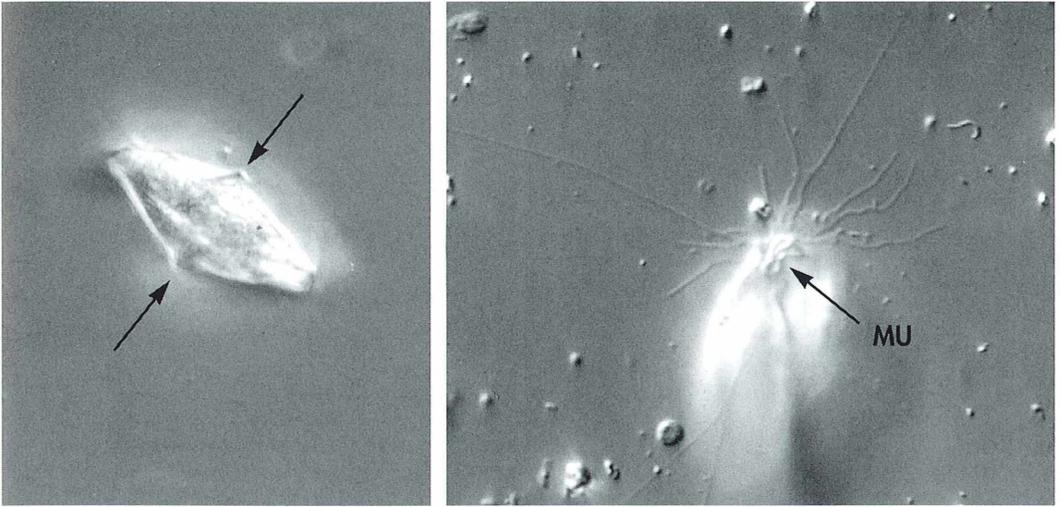


Abb. 4, 5: Differential-Interferenzkontrast. - Abb. 4 : *Rhizaspis* spec. Optischer Querschnitt mit gut sichtbaren dorsalen und ventralen Kielen (Pfeile), Breite 48 μm , Dicke 24 μm . - Abb. 5: *Rhizaspis* spec. mit Rhizopodien, apikal betrachtet. Die Rhizopodien treten aus der 8-förmigen Mundöffnung aus (MU).

öffnung nach unten auf dem Objektträger aufrichten und man Gelegenheit hat, optische Querschnitte aufzunehmen (Abb. 4). Die Kiele verlaufen oft in einer unregelmäßigen Wellenform, wie man es auf Abbildung 6 erkennen kann, und nur selten in einer geraden Linie. Die zur Längsachse etwas unsymmetrischen Gehäuse sind recht variabel; es gibt auch viele mit nur einem dorsalen Kiel oder mit ventralen Verdickungen in der hinteren Gehäusehälfte. Die seitlichen Gehäusekanten können glatt sein oder unregelmäßige kleine Einbuchtungen zeigen. An seinem hinteren Ende läuft das Gehäuse mehr oder weniger spitz aus. Die stumpfere Mundpartie ist etwas unsymmetrisch verschmälert.

Obwohl das Gehäuse dem von *Petalomonas*-Arten sehr ähnlich ist, sitzt in der Mundöffnung keine Geißel, sondern fein verästelte Rhizopodien treten dort aus (Abb. 5). Diese können bis zu 200 μm lang werden, was innerhalb

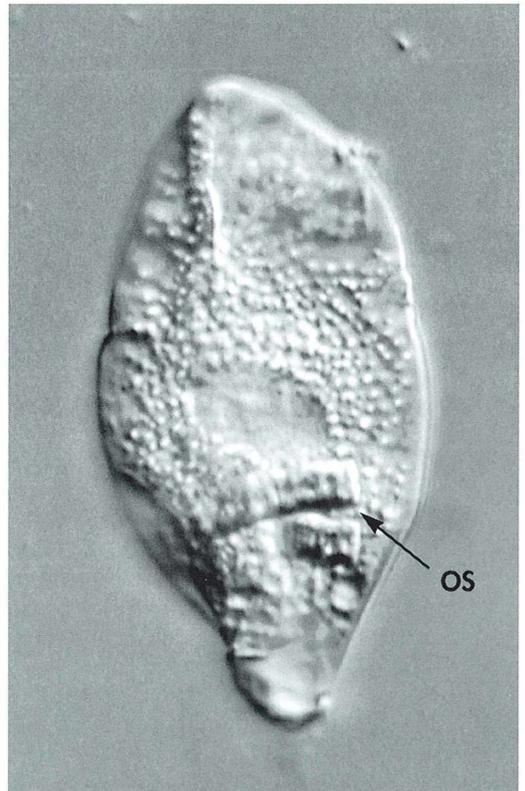


Abb. 6: *Rhizaspis* spec. dorsal mit aufgenommenen *Oscillatoria*-Stücken (OS). Das Exemplar ist 71 μm lang. Differential-Interferenzkontrast.

weniger Minuten möglich ist. Sie sind dünn und manchmal verzweigt, anastomosieren nicht und bewegen sich oft lebhaft. Bei der langsamen Fortbewegung heften sie sich an den Untergrund und ziehen das Gehäuse nach, auch seitlich zu einer Wende.

Unklar blieb für uns, wie die Nahrungsaufnahme erfolgt. Findet man doch oft Exemplare, welche angefüllt sind mit recht großen Nahrungsbrocken, die durch die etwa 8 µm große Mundöffnung (Abb. 5) aufgenommen wurden. Abbildung 6 zeigt hinter den kontraktilen Vakuolen zwei aufgenommene *Oscillatoria*-Stücke. Ein Exemplar wurde gefunden, das mit solchen Stücken prall gefüllt war. Da in der Probe solche kurzen *Oscillatoria*-Stücke selten vorkamen, müssen die Fäden irgendwie zerlegt worden sein. Außerdem kann man davon ausgehen, dass die chitinähnliche Konsistenz des Gehäuses es dem Tier ermöglicht, die Mundöffnung zu erweitern, was wir aber nicht beobachten konnten. Die Teilung erfolgt, wie bei

Flagellaten üblich, längs. Bei einigen Exemplaren waren Mund, Kern und Kiel bereits verdoppelt beiderseits der geraden Teilungsfuge. Dass diese doch recht auffällige Art offensichtlich bisher unbekannt ist, lässt auf ein sehr seltenes Vorkommen schließen, und das gilt wohl auch für die ganze Gattung *Rhizaspis*.

Literaturhinweise

- Fott, B.: Algenkunde, Gustav Fischer Verlag, Jena 1959.
 Huber-Pestalozzi, G.: Euglenophyceen. In: Die Binnengewässer Bd. XVI, Teil 4. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1955 und 1969 (unveränderter Nachdruck).
 Skuja, H.: Taxonomie des Phytoplanktons einiger Seen in Uppland, Schweden. Alqvist & Wiksells Boktrycker, Uppsala 1948.

Verfasser: Ernst Hippe,
 Meisenstr. 10, 63263 Neu-Isenburg und
 Dr. Martin Kreutz,
 Magdeburger Str. 2, 78467 Konstanz

Nachrichten

Neuerscheinungen: RÖMPP-Lexika zur BIOCHEMIE UND MOLEKULARBIOLOGIE sowie zur BIOTECHNOLOGIE UND GENTECHNIK

Die traditionsreichen, unterdessen vom Georg Thieme Verlag, Stuttgart, betreuten RÖMPP-Lexika sind verjüngt worden (Biotechnologie und Gentechnik, 1999, 2. Auflage), haben aber auch Zuwachs bekommen (Biochemie und Molekularbiologie, 2000). Verständlicherweise müssen in allen dynamischen Wissenschaftsdisziplinen, wie es die Naturwissenschaften nun einmal sind, derartige Werke in relativ kurzen Abständen aktualisiert beziehungsweise

neu konzipiert werden. Das ist bei den beiden erwähnten Werken geschehen.

RÖMPP-Lexikon Biotechnologie, Gentechnik, 2. Auflage Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1999, 348,- DM, ISBN 3-13 736402-7; RÖMPP Kompakt Lexikon Biochemie und Molekularbiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2000, 248,- DM, ISBN 3-13-116681-9.

Redaktion MIKROKOSMOS

Preislich erschwingliche Bücher zur Historie der Biologie auf dem Markt

Mit dem Erscheinen sowohl des von einem Redaktionssystem zusammengestellten *Lexikons der Naturwissenschaftler (Astronomen, Biologen, Chemiker, Geologen, Mediziner, Physiker)* sowie der dritten Auflage der von Ilse Jahn herausgegebenen *Geschichte der Biologie - Theorien, Methoden, Institutionen, Kurzbiographien* hat der Spektrum Akademische Verlag, Heidelberg, insofern Pionierarbeit geleistet, als - auf welcher Preispolitik auch immer beruhend - verglichen mit den vorangegangenen Aus-

gaben nun bei gleicher Ausstattung ausgesprochen preisgünstige Ausgaben angeboten werden. Die sehr positiven Besprechungen zu diesen Büchern müssen an dieser Stelle nicht wiederholt werden. Es soll genügen, auf die Preise aufmerksam zu machen: Lexikon der Naturwissenschaftler (ISBN 3-8274-1026-6), 39,80 DM (früher 128,- DM); Geschichte der Biologie (ISBN 3-8274-1023-1): 98,- DM (früher 286,- DM).

Redaktion MIKROKOSMOS

Algenbiofilme auf Bodenoberflächen: Strukturanalyse an Paraffinschnitten

Joachim Jahnke

Auf vegetationsarmen freien Bodenoberflächen beispielsweise unserer Äcker, auf unbefestigten Wegen, aber auch auf Böden der Trockengebiete der semiariden und ariden Ökosysteme zeigen sich bei genügender Feuchtigkeit meist schon nach wenigen Tagen grünliche Algenüberzüge. Es sind Bodenalgae einschließlich der Cyanobakterien im Vereine mit Bakterien und Pilzhyphen, welche die mineralischen und organischen Bodenpartikel mit ihren Schleimbildungen (extrazelluläre Polysaccharide, EPS), Hyphen und Trichomen verkleben und auf diese Weise einen Kleinstlebensraum, einen Algenbiofilm bilden (Krumbein *et al.*, 1994; Riding und Awramik, 2000).

Nach Shtina und Nekrasova (1971) handelt es sich um diejenige Gruppe terrestrischer Algen, deren Wachstum auf der Bodenoberfläche als Krusten oder Filme primär durch den Wasserfaktor bestimmt wird. Zur Bedeutung der Biofilme werden vor allem ihre erosionsmindernde Wirkung, ihr günstiger Einfluss auf die Aggregatstabilität der Bodenpartikel, ihre Funktion als Nährstoffzwischenpeicher und im Falle einiger, den Luftstickstoff fixierender Cyanobakterienarten, als Quelle für den Stickstoffeintrag herausgestellt (Metting, 1981; Starks *et al.*, 1981; Hoffmann, 1989). Algenkrusten arider Gebiete und arktischer Klimate, die mikrobiellen Matten der Wattgebiete unserer Küsten sowie Algenmatten in heißen Quellen sind bisher im Vergleich zu den Bodenalgambiofilmen unserer gemäßigten Regionen wesentlich intensiver untersucht worden. Das liegt vor allem daran, dass Algenüberzüge extremer Lebensräume die wichtigsten, manchmal auch einzigen Primärproduzenten für das betreffende Ökosystem darstellen und oft biogeochemisch interessant sind (Evans und Johansen, 1999). In unseren terrestrischen Lebensräumen sind die Bodenalgambiofilme eher als nicht sehr beständige Pioniergesellschaften von Bedeutung (Alexander, 1977). Wie jedoch aus einer Literaturzusammenstellung von Österreicher (1990) zu entnehmen ist, sind die Algenbiomassen, vor allem ackerbaulich genutzter Böden, nicht vernachlässigbar.

Eingebunden in das Bodenökosystem, stellen die Algenbiofilme in jedem Falle einen „hot spot“ der mikrobiellen Aktivität und wahrscheinlich auch der Diversität dar.

Da die grünen bis blaugrünen, auch bräunlichen und oft schmierigen Algenüberzüge uns draußen im wahrsten Sinne des Wortes auf Schritt und Tritt, im Garten und nicht zuletzt im Wohnzimmer auf der Blumentopferde nahezu überall begegnen, sind sie eine leicht erreichbare, reiche Quelle für das mikroskopische Studium eines eher selten untersuchten Kleinlebensraumes. Algenbiofilme lassen sich leicht vom Boden abziehen bzw. abheben. Mit der Lupe ist dann bereits zu erkennen, dass die Algenschicht selbst recht dünn, selten über 0,5 mm dick erscheint. Ein größerer Teil des abgehobenen Biofilms besteht aus verkitteter mineralischer, je nach Boden auch humoser, Bodensubstanz. Ein solcher frischer Biofilm sollte natürlich auch direkt, in einem Tropfen Wasser suspendiert, mikroskopiert werden. Wollen wir einen Überblick über die ganze Fülle der Arten im Boden der Probenahmestelle erhalten, ist eine Anreicherung der Algen sinnvoll. Fischer (1993) hat dies in einem Mikrokosmosbeitrag über Bodenalgae beschrieben. Um aber die räumliche Anordnung der Zellen, Aggregate, Trichome und Bodenpartikel im Biofilm selbst und in den unmittelbar angrenzenden mineralischen Bereichen mikroskopisch analysieren zu können, muss ein Biofilmstück fixiert und schließlich dünn ge-

schnitten oder geschliffen werden. Üblicherweise werden zur Strukturuntersuchung Böden mit Harzen infiltriert, nach Aushärtung geschnitten und dünn geschliffen. Diese vergleichsweise aufwändige Methode ist erfolgreich auch für Algenbiofilme sandreicher Sedimente angewendet worden. Meist werden solche Dünnschliffe nach Fluorochromierung mit dem Epifluoreszenzmikroskop untersucht. Literatur und Anleitung zu dieser an Wattsedimenten erprobten Methode ist in Krumbein *et al.* (1994) zu finden.

Ein Bodenalgengelfilm samt anhaftender mineralischer Bodenschicht lässt sich aber auch mit der klassischen Paraffineinbettungs- und Mikrotomtechnik recht gut dünn schneiden, anfärben und im Hellfeld – oder nach Fluorochromierung auch mit dem Fluoreszenzmikroskop – analysieren. Über diese einfachere Möglichkeit, Biofilme auf Böden strukturell zu untersuchen und einige ausgewählte Ergebnisse wird im Folgenden berichtet.

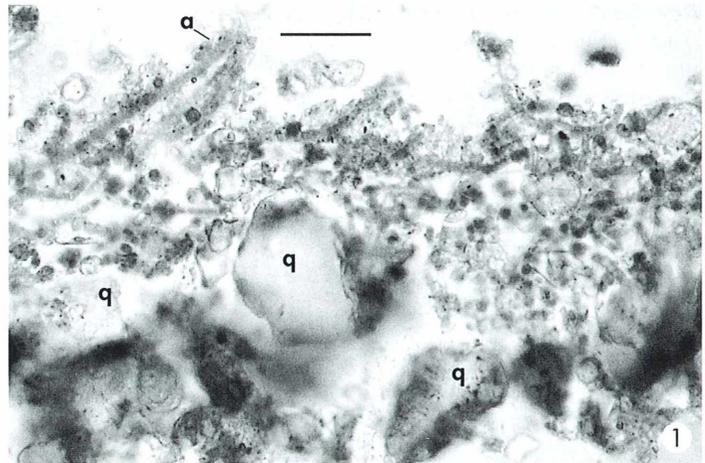
Präparation

Besonders gut geeignet zur Schnittherstellung mit der Paraffintechnik sind Biofilme von Böden mit möglichst feiner Kornstruktur wie sie Ton- und Schluffböden aufweisen. Bei zu hohen Sandanteilen gelingen zwar auch noch Schnitte durch den Algenfilm, doch gehen bei der Schnittherstellung und -behandlung die mineralischen Bereiche leichter verloren. Zu viele grobe Sandkörner lassen wiederum keine größere zusammenhängende Schnittfläche zu. Bodenbiofilmstücke von circa 5×5 mm werden mit wässriger, neutraler Formaldehydlösung (3%ig) 24 Stunden fixiert. Saure Fixierlösungen wie zum Beispiel nach Pfeiffer oder AFE-Gemische sind ebenfalls verwendbar, dürfen bei kalkhaltigem Material aber nicht angewendet werden, da durch die entstehenden Kohlendioxidbläschen die Biofilmstruktur zerstört würde. Nach der Fixierung wird wie üblich – Blattstücken vergleichbar – in Paraffin eingebettet und geschnitten. 1-Butanol ist als Intermedium gut geeignet (Losert und Hrauda, 2000). Vor allem die Paraffindurchtränkung muss sehr sorgfältig geschehen. Zur Schnittherstellung eignet sich sehr gut ein Schlittenmikrotom. Auch mit dem Handmikrotom sind ordentliche Resultate zu erzielen. Geduld ist in jedem Falle nötig. Doch Vor-

sicht! Ruinieren sie nicht ihr teures, sauber geschliffenes, scharfes Mikrotommesser. Für Schnitte durch reichlich quarzkornhaltiges Material sollten nur Einmalmesser oder Rasierklingen benutzt werden. Bei der Schnittherstellung muss, wie meistens beim Mikrotomieren schwieriger Objekte, ausprobiert werden, bei welchem Anstellwinkel des Messers und Schnittdickeneinstellung die besten Schnitte anfallen. Ich habe mit Einmalmessern und dem entsprechenden Halter für das Schlittenmikrotom bei flacher Winkeleinstellung und 10 bis 15 μm Schnittdicke gute Ergebnisse erzielt. Bei zu steiler Messereinstellung oder bei zu großer Schnittdicke rollen sich die Schnitte. Gelungene Schnitte werden wie üblich gestreckt, aufgeklebt, entparaffiniert und in wässriger Lösung gefärbt (Gerlach, 1977). Gefärbt wird für die Hellfeldmikroskopie modifiziert nach Gerlach (1977) zunächst mit Alizarinviridin-Chromalaun (1 Stunde) und anschließend mit Mucikarmin (20 bis 30 Minuten) (beide Firma Chroma). Nach der Färbung wird entwässert und in Kunstharz eingeschlossen. Der Vorteil der Methode zeigt sich bei der Mikroskopie der Schnitte: Das grün gefärbte Cytoplasma der einzelnen Algenzellen und Cyanophycecentricome hebt sich sehr kontrastreich von der rosa bis dunkelkarmenrot gefärbten, schleimigen Matrix des Biofilms oder den dünnen mucosen Belägen der Zellwände ab. Der Nachteil ist, dass abgesehen von den Cyanophyceen, Bakterienzellen kaum zu erkennen sind.

Wollen wir auch die Verteilung der Bakterien beobachten, werden einige Schnitte einer Serie fluorochromiert. Für die Fluoreszenzmikroskopie werden die Schnitte zum Beispiel mit wässriger Acridinorangelösung (0,001%) 10 Minuten gefärbt, mit destilliertem Wasser vorsichtig abgespült und luftgetrocknet. Die Präparate sind dunkel und staubdicht aufbewahrt lange haltbar. Zur Fluoreszenzmikroskopie mit Blaulichtanregung werden die Schnitte mit einem Tropfen wässriger Natriumthiosulfatlösung (3 g/100 ml) und einem Deckglas bedeckt. Überschüssige Lösung wird mit Filterpapier abgesaugt, damit die Flüssigkeitsschicht möglichst dünn ist. Das Reagenz verhindert das Ausbleichen des Objektes während der Beobachtung. Es kann nach der Untersuchung abgespült und wieder luftgetrocknet werden, so dass das Präparat später wieder verwendet werden kann.

Abb. 1: Biofilmbildung durch die fädige Blaualge *Phormidium foveolarum*. Den Trichomscheiden (a) haften Bodenpartikel an. Durch EPS verklebte Quarzkörner (q) markieren den mineralischen Boden. Maßstrich entspricht 10 µm.



Beobachtungen an Biofilmpräparaten

Wollen wir einen Bodenalgenbiofilm detaillierter untersuchen, sollten wir uns nicht ausschließlich auf die Schnittherstellung konzentrieren. Um eine Übersicht der qualitativen Zusammensetzung der Algengemeinschaft zu erhalten, wird ein Teil des zur Präparation vorgesehenen Materials in frischem Zustand mikroskopiert. Artdiagnosen sind jedoch sehr schwierig und meist erst nach Isolierung und Kultivierung der Algen möglich, eine vorsichtige grobe taxonomische Zuordnung kann aber auch am Frischpräparat erfolgen. Für die Bestimmungsarbeit hat sich das Werk von Ettl und Gärtner (1995) sehr bewährt. Gefärbte Schnittpräparate sind zur taxonomischen Analyse nicht geeignet, wohl aber zur Beobachtung der Strukturen, der Schichten und Anordnungen der Zellen, Aggregate und Trichome im Bodengefüge.

Was lässt sich aber nun am Mikrotomschnitt beobachten? Dazu einige Beispiele von Biofilmen eines Schluffbodens, wie er zur ackerbaulichen Rekultivierung im rheinischen Braunkohlerevier verwendet wird. Dieser kalkreiche „Neulandboden“ (bodenkundlich handelt es sich um einen Syrosem aus Löss mit einem pH-Wert von 7,6 in Wasser gemessen) ist zunächst noch arm an Nährstoffen und Humus. Erst mit der ackerbaulichen Nutzung steigt allmählich der Humusgehalt an. Mit 80% Schluff-, 17% Ton- und nur 3% Sandanteil eignet sich dieses Material sehr gut zum Schneiden. In diesen Böden konnten wir über direkte Beobachtung

und Kulturmethoden an einem Tagebaustandort bisher über 30 Algenarten feststellen. Mit 60% überwiegen hier die Grünalgen (Chlorophyta). Blaualgen (Cyanobacteria) sind mit 20%, Kieselalgen (Bacillariophyceae) und Gelbgrünalgen (Xanthophyceae) mit jeweils 10% vertreten. Abbildung 1 zeigt einen Biofilm, der sich auf frisch planiertem, zur ackerbaulichen Nutzung vorgesehenem Rekultivierungsboden gebildet hat. Der Algenbelag ist zu über 90% aus Trichomen der Blaualge *Phormidium foveolarum* zusammengesetzt. Die dünnen Gallertscheiden der Trichome sind mit feinsten Bodenpartikeln besetzt. Die Fäden bilden ein filzartiges, ungeordnetes Geflecht, in dem kleinere Bodenpartikel und einzelne kokkale Grünalgenzellen eingeschlossen sind. Bakterien sind ebenfalls vorhanden, doch lassen sich diese nur im Fluoreszenzmikroskop gut beobachten. Die Trichome dringen zwar nicht tief in den mineralischen Boden ein, jedoch verkitten die EPS die Bodenpartikel noch bis in eine Tiefe von 0,1 mm. Grünalgen sind an Biofilmbildungen häufig und oft dominierend beteiligt, wobei manchmal starke Schleimbildungen auffallen (Abb. 2). Es handelt sich in diesem Präparat um *Chlamydocapsa spec.* Auch hier wachsen die Algen auf der mineralischen Bodenoberfläche. Mit zunehmender Bodentiefe wird die Algendichte rasch geringer. Lichtmangel dürfte bereits in 1 bis 3 mm Bodentiefe eine positive Photosynthesebilanz der Algen und damit das photoautotrophe Wachstum verhindern. Dennoch findet man Algen zum Beispiel durch Sickerwas-

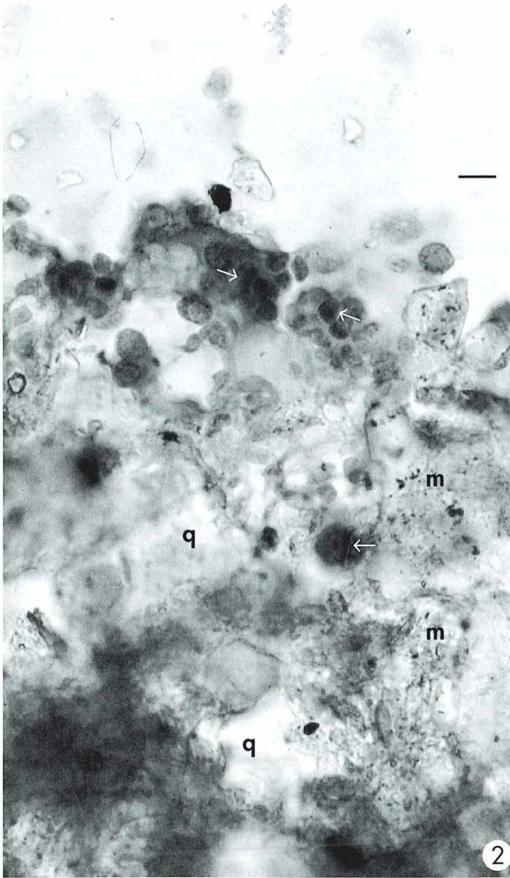


Abb. 2: Biofilmbildung durch eine schleimbildende Grünalge (*Chlamydocapsa spec.*). Die weißen Pfeile markieren im Schleim eingebettete Zellaggregate, die Quarzkörner (q) und feinste Partikel (m) den mineralischen Boden. Maßstrich entspricht 10 μm .

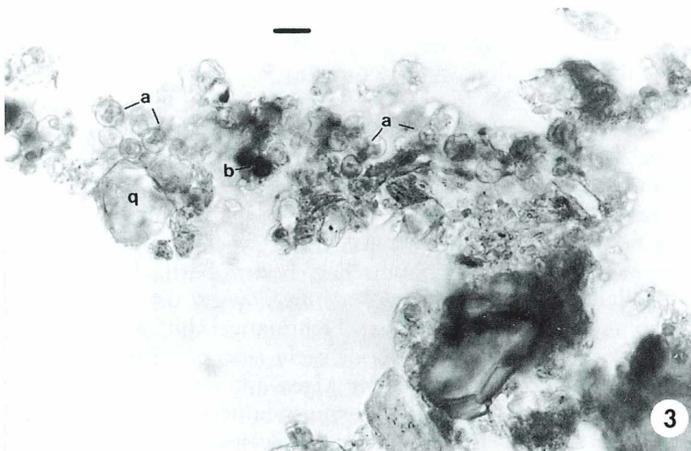


Abb. 3: Ein Biofilm der kokkalen Grünalge *Chlorococcum minutum* nach einer mehrtägigen Trockenphase. Diese Art bildet relativ geringe Mengen EPS. Die Zellen weisen geschrumpfte Protoplasten auf (a). Vereinzelter Zellen anderer Grünalgenarten besitzen dichte Schleimhüllen (b). q = Quarzkorn. Maßstrich entspricht 10 μm .

ser, durch Bioturbation oder durch mechanische Bodenbearbeitung verfrachtet auch in tiefen Bodenschichten. Möglich erscheint hier ein, wenn auch geringes, Kohlenstoff-heterotrophes Wachstum einiger Arten, das heißt, Wachstum durch Aufnahme gelöster organischer Stoffe. Ist dies nicht gewährleistet, können die Zellen unter Umständen Jahre überdauern. An die Oberfläche gebracht sind diese Zellen wieder in der Lage, bei ausreichender Feuchtigkeit Biofilme zu bilden. Die Algenbeläge der Bodenoberfläche sind den oft raschen Wechseln von Trockenheit und Nässe, von Gefrieren und Auftauen sowie starker Sonneneinstrahlung und damit einhergehender Erwärmung ausgesetzt. Vor allem Trockenphasen kombiniert mit hohen Temperaturen bei intensiver Sonneneinstrahlung beim Austrocknen des Substrates können innerhalb von wenigen Tagen zu drastischen Zellzahlrückgängen bis über 50% führen (Abb. 3 und 6). Für aerophytische Rindenalgen ist diese ungünstige Faktorenkombination seit langem bekannt (Edlich, 1936; Kremer, 1997).

Doch nicht nur die Algen, sondern vor allem auch die Bakterien des Bodenoberflächenfilms sind betroffen (Abb. 6). Einige Spezialisten und bestimmte Zellstadien der Algen überstehen wechselnde Witterungsbedingungen weitgehend unbeschadet. Ein Beispiel ist die Blaualge *Microcoleus vaginatus* (Abb. 4). Die zum Kriechen befähigten Trichome liegen gebündelt in einer Gallertscheide, die Schutz vor Austrocknung bietet. Andererseits werden bereits Tautropfen in Sekunden aufgesogen und über die dochtartige Struktur des Trichombündels kapillar weitergeleitet. Andere Arten bil-

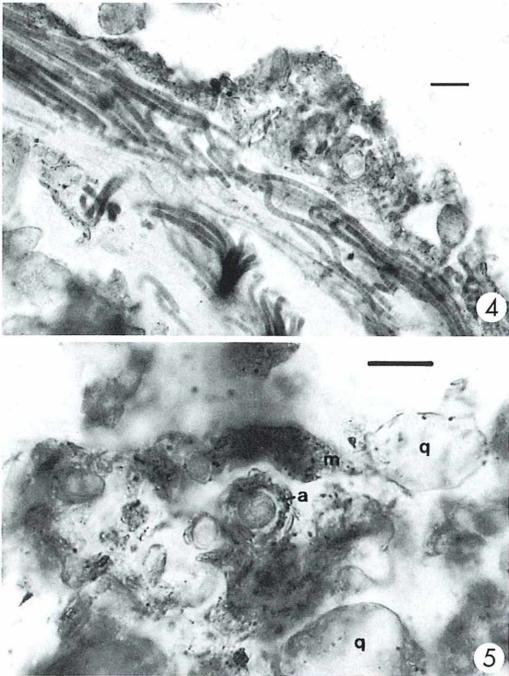
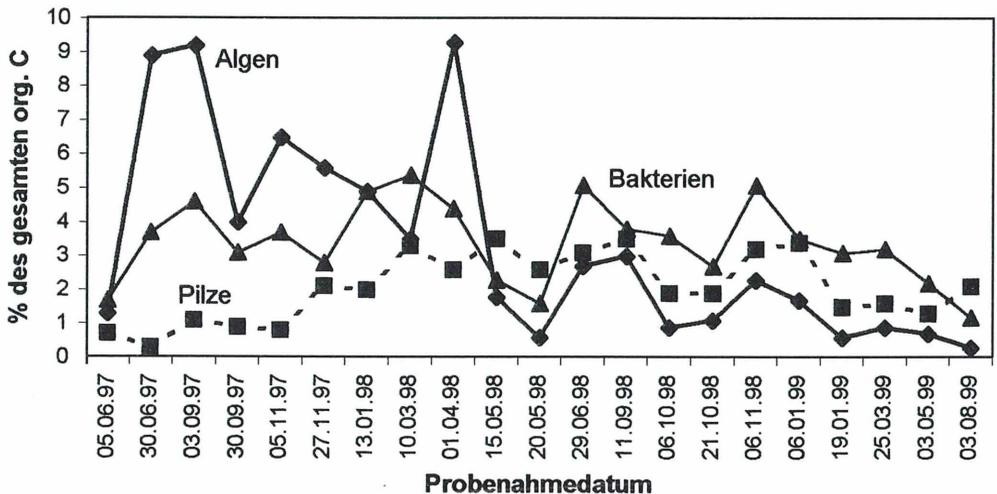
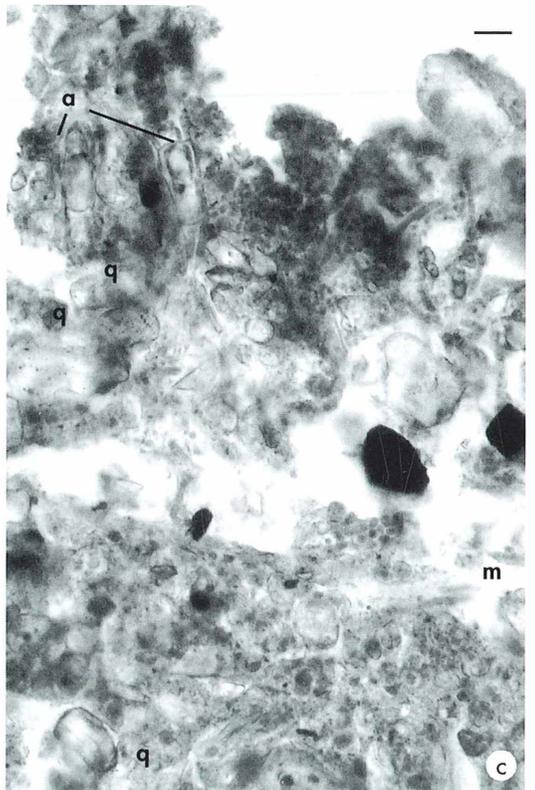
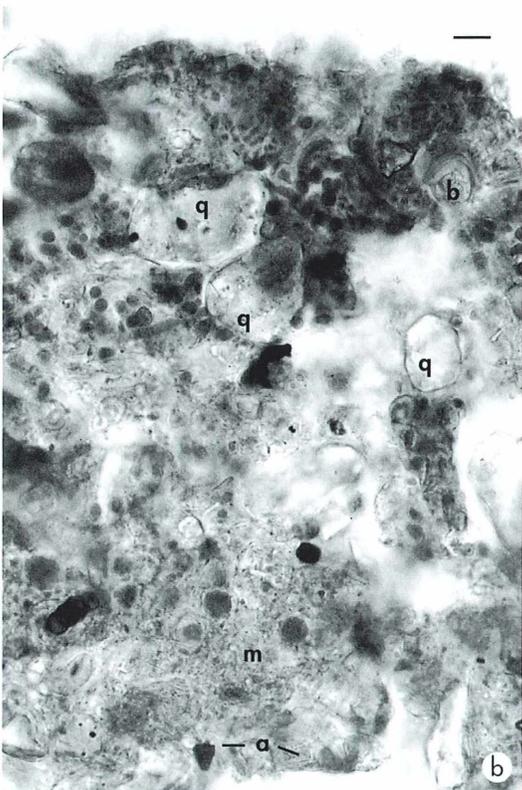
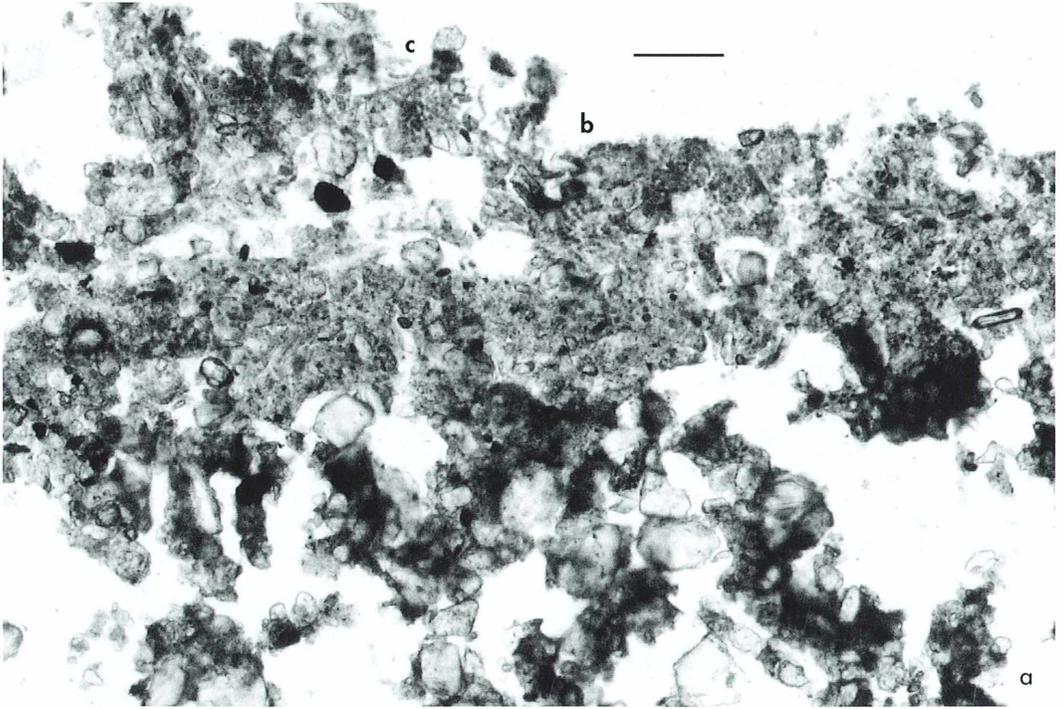


Abb. 4: Die Blaualge *Microcoleus vaginatus* bildet Bündel von Trichomen in einer gemeinsamen Gallertscheide. Die Bündel durchziehen die Algenfilme. Im Bild sind sie längs getroffen und schräg angeschnitten und verlaufen zwischen einer Algenschleimschicht und dem mineralischen Boden. Maßstrich entspricht 20 μm . – Abb. 5: Eine kokkale Grünalgenzelle (a) im mineralischen Bodensubstrat ist mit feinsten Bodenpartikeln umhüllt. q sind Quarzkörner. Maßstrich entspricht 10 μm .

den resistente Dauerzellen oder sie überdauern in ihrer Gallerte. Nicht selten finden wir auch einzelne Zellen oder kleinere Aggregate – von Schluff- und Tonpartikeln dicht umhüllt – im mineralischen Bodensubstrat vor (Abb. 5). Bei vielen dieser Zellen fällt die Plasmafärbung sehr intensiv aus. Es ist deshalb anzunehmen, dass diese Zellen im Boden noch vital waren. Wird im Laufe der ackerbaulichen Nutzung der Humus- und Nährstoffgehalt höher, werden die Biofilme komplexer. Die Bakterienbiomasse wird nun nicht mehr ausschließlich durch die Primärproduktion der Algen bestimmt, sondern vor allem durch Pflanzenreste und den Kot der umfangreicher werdenden Bodenfauna, so dass schließlich die Bakterien- und Pilzbiomasse die der Algen übersteigt. Diese dynamische Entwicklung der Mikroflora-Biomasse kalkuliert als Zellkohlenstoff ist für die Algen, Bakterien und Pilze in Abbildung 6 dargestellt. Der erste initiale Anstieg der Algenbiomasse spiegelt die Biofilmentwicklung auf dem frisch planierten Boden wider. Mit zu-

Abb. 6: Die über zwei Jahre ermittelte Biomassedynamik der drei Mikroflora-Elemente Algen, Bakterien und Pilze der Oberfläche (0–0,3 mm) eines Rekultivierungsbodens. Aufgetragen ist der prozentuale Anteil von Biomassekohlenstoff am organischen Gesamtkohlenstoffgehalt (Humus + Biomasse) und die Probenahmezeiten. Wassergehalte unter 10% des Bodenfrischgewichtes beeinflussten die Zelldichten am 5.6.1997, 20.5.1998 und 3.8.1999. Weitere Erklärungen im Text.





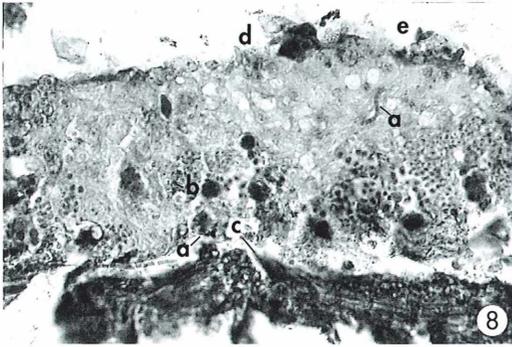


Abb. 8: Biofilm auf humusreicher Bodenoberfläche. Gewebereste (c) der Luzerne werden von Algen, Bakterien und zunehmend Pilzen durch- und überwachsen: Blaualgentrichome (a), Grünalgenaggregate (b) zum Teil mit starker Schleimbildung (d) und Pilzsporen (e) sind in eine schleimige Matrix eingebettet.

nehmendem Humusgehalt von 2,5 auf 25 mg je Gramm trockenen Bodens nimmt der prozentuale Anteil des Mikroflorakohlenstoffs am gesamten organischen Kohlenstoff ab. Fluktuationen sind vor allem auf Wassermangel, aber auch auf Frostereignisse zurückzuführen. Die Verkittung der Bodenteilchen dürfte mit zunehmender Humusbildung vor allem durch bakterielle Schleime verstärkt werden. Die Abbildungen 7a, b, c und 8 zeigen Schnitte durch Bodenoberflächenfilme nach zwei Jahren Bewirtschaftung des „Neulandbodens“ mit Luzerne. Einzelzellen und Aggregate von Grünalgen, Blaualgentrichome und zuweilen Moosprotonemata liegen dicht gepackt der Bodenoberfläche auf. In Abbildung 8 sind noch Pflanzengewebereste zu erkennen. Die darüber

liegende Algenschicht besteht aus einer Schleimmatrix, die im Präparat rosa gefärbt erscheint. Die von Algen dominierte Schicht kann durch die günstigere Nährstoffversorgung aus der Zersetzung und Mineralisation der Pflanzensubstanz bis 0,2 mm betragen und die Dicke des gesamten Biofilms schließlich insgesamt 2 mm erreichen.

Diese Beispiele mögen zu eigenen Beobachtungen dieses reich strukturierten Mikrohabitates angeregt haben. Interessant ist es, nicht nur die Fülle der Arten von Mikroflora und -fauna und deren Assoziationen zu beobachten, sondern auch die Sukzession vom ersten Algenanflug bis zum „reifen“ Biofilm und die Reaktion der Organismen auf wechselnde Umweltbedingungen während der Biofilmentwicklung zu verfolgen.

Literaturhinweise

- Alexander, M.: Introduction to soil microbiology. Wiley, New York 1977.
- Edlich, F.: Einwirkung von Temperatur und Wasser auf aerophile Algen. Arch. Mikrobiol. 7, 62–109 (1936).
- Evans, R. D., Johansen, J. R.: Microbiotic crusts and ecosystem processes. Crit. Rev. Plant Sci. 18, 183–225 (1999).
- Ettl, H., Gärtner, G.: Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Fischer, N.: Bodenalgen – Ein Leben auf dem Trockenen. Mikrokosmos 82, 173–180 (1993).
- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1977.
- Hoffmann, L.: Algae of terrestrial habitats. Bot. Rev. 55, 77–105 (1989).
- Kremer, B. P.: Rindenbewohnende Grünalgen – Leben in Licht und Luft. Mikrokosmos 86, 135–141 (1997).

◀ **Abb. 7a:** Übersicht eines Biofilms von insgesamt circa 0,8 mm Schichtdicke (Maßstrich entspricht 100 µm). Die Algenauflage weist eine Schichtdicke von etwa 150–200 µm auf. Die gering oder gar nicht durch EPS verklebten mineralischen Bodenbereiche sind bei der Präparation verloren gegangen. Die Bereiche b und c des Biofilms zeigen detailliert die Abbildungen 7b und 7c. – **Abb. 7b:** Biofilmausschnitt von Abb. 7a mit Grün- und Blaualgen. Quarzkörner (q) und Algenaggregate sowie Einzelzellen und Trichome sind durch EPS dicht verklebt. Der Algenfilm wird zum reinen mineralischen Boden hin begrenzt durch eine feinkörnige mineralische Schicht (m), in die einzelne Grünalgenzellen (a) eingelagert sind. Rechts oben befindet sich eine große kockale, dickwandige Grünalgenzelle (b). Maßstrich entspricht 10 µm. – **Abb. 7c:** vergleiche 7b; Moosprotonemata (a) sind nicht selten und dominant an der Biofilmbildung mitbeteiligt. Auf den hier untersuchten Rekultivierungsböden handelt es sich vorwiegend um das Laubmoos *Funaria hygrometrica*. Maßstrich entspricht 10 µm.

- Krumbein, W. H., Paterson, D. M., Stal, L. J. (eds.): Biostabilization of sediments. BIS, Universität Oldenburg 1994.
- Losert, A., Hrauda, G.: Vergleich von Intermedien bei der Paraffineinbettung. *Mikrokosmos* 89, 103–106 (2000).
- Metting, B.: The systematics and ecology of soil algae. *Bot. Rev.* 47, 196–312 (1981).
- Österreicher, W.: Ökologische Bedeutung der Algen im Boden. *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes* 42, 122–126 (1990).
- Shtina, E. A., Nekrasova, K. A.: The direct and indirect contribution of soil algae to the primary production of biocoenoses. In: IV. Proceedings of the International Soil Zoology Colloquium. Colloquium Pedobiologiae, Dijon 1970, S. 37–45, Paris 1971.
- Starks, T. L., Shubert, L. E., Trainor, F. R.: Ecology of soil algae: a review. *Phycologia* 20, 65–80 (1981).
- Riding, R. E., Awramik, S. M. (eds.): *Microbial sediments*. Springer Verlag, Berlin 2000.
- Verfasser:* Dr. Joachim Jahnke, Institut für Botanik, Ökologie des Bodens, RWTH-Aachen, Worringerweg 1, 52056 Aachen

Aus der Industrie

Labormikroskop für den vielseitigen Einsatz: Eclipse E200

Das neue Mikroskop Eclipse E200 von Nikon ist sowohl für den Einsatz in Klinik und Labor als auch für Lehre und Praktikum geeignet. Das Stativ ist sehr robust und vibrationsarm. Es wurde für starke Belastung im Dauereinsatz konstruiert und getestet. Besonderes Augenmerk richtete sich dabei auf die Ergonomie. Alle Knöpfe, Schalter und Schieber des E200 wurden so platziert, dass ihre Bedienung möglich ist, ohne sich in eine unbequeme Haltung begeben zu müssen. Die Einblickhöhe kann mit einem optional erhältlichen Schwenktubus individuell angepasst werden.

Bezüglich der optischen Qualität wurden keine Kompromisse gemacht. Speziell für die Standardanwendungen in Zytologie, Histopathologie und Hämatologie wurden die Objektive CFI E Plan Achromat 4×, 10×, 40× und 100× entwickelt. Sie sind chromatisch korrigiert, ihre Bildfeldwölbung ist minimiert und sie verfügen außerdem noch über ein erstaunliches Preis/Leistungsverhältnis. Genau wie die großen Forschungsmikroskope der Eclipse-Serie ist das E200 mit der sogenannten CFI₆₀-Unendlichoptik ausgestattet. Daher sind nicht nur die Objektive, sondern auch viele andere Komponenten der Eclipse-Serie wie zum Beispiel die Epi-Fluoreszenzeinrichtung, Mitbeobachtereinrichtungen und Kondensoren mit dem E200 kompatibel. Ein wahlweise erhältlicher Fototubus ermöglicht den Einsatz von Foto-, Video- und Digitalkameras. Selbstverständlich sind Kontrastverfahren wie Phasenkontrast, Dunkelfeld und einfache Polarisation ebenfalls möglich. Neben der Standardausrüstung ist auch eine köhlerbare Ausstattung mit Leuchtfeldblende erhältlich.



Kleine, neue Annehmlichkeiten wie ein spezieller Objektstisch, der zum Präparatwechsel mit der Hand heruntergedrückt werden kann und automatisch wieder in die Fokusposition zurückfährt, erleichtern die Arbeit und zeigen, dass selbst bei „einfachen“ Mikroskopen stetig Verbesserungen möglich sind, die das Mikroskopieren angenehmer machen.

Fressen und gefressen werden im Mikrokosmos – Der ewige Kampf ums Überleben und seine Komplikationen*

Klaus Hausmann

Alle Lebewesen müssen zur Aufrechterhaltung der Lebensfunktionen in irgendeiner Form ihren Energiebedarf decken. Man kennt eine Reihe verschiedener Lebensweisen. Während es vor einigen Jahren noch genügte, zwischen Autotrophie (Photosynthese), Heterotrophie (Aufnahme organischer Bestandteile), Mixotrophie (Autotrophie plus Aufnahme bestimmter organischer Substanzen) und Amphitrophie (je nach Umweltbedingungen Auto- oder Heterotrophie) zu unterscheiden, ist heutzutage das Spektrum um Einiges facettenreicher geworden. Dies trifft insbesondere für Prokaryoten (Bakterien und Cyanobakterien) zu. Hier sind unterdessen Begriffe wie beispielsweise Chemolithoautotrophie, Chemoorganoheterotrophie, Photolithoautotrophie und Photoorganoheterotrophie geläufig. Diese neuen Termini zu erläutern und mit Leben zu erfüllen, ist allerdings nicht Ziel dieses Artikels. Die folgende Zusammenstellung beschäftigt sich vielmehr ausschließlich mit der althergebrachten Heterotrophie (tierische Ernährungsweise) und konzentriert sich auf die Phagocytose, also auf die Aufnahme (Ingestion) partikulärer, organischer Nahrung durch freilebende, eukaryotische Einzeller. Gemeint ist die Situation, dass einzellige Organismen andere (pro- und eukaryotische) Einzeller fressen.

Es soll an eingängigen Beispielen aufgezeigt werden, welche Variationsbreite und welche Arten von besonderen Anpassungen und Spezialisierungen in üblichen limnischen Biotopen verwirklicht sind, wobei gleich zu Anfang betont werden muss, dass es sich bei den folgenden Fallbeispielen keineswegs um ausgesuchte, möglicherweise exotische Sondersituationen handelt, sondern dass die dargelegten Vorgänge in allen halbwegs naturbelassenen Lebensräumen zu beobachten sind.

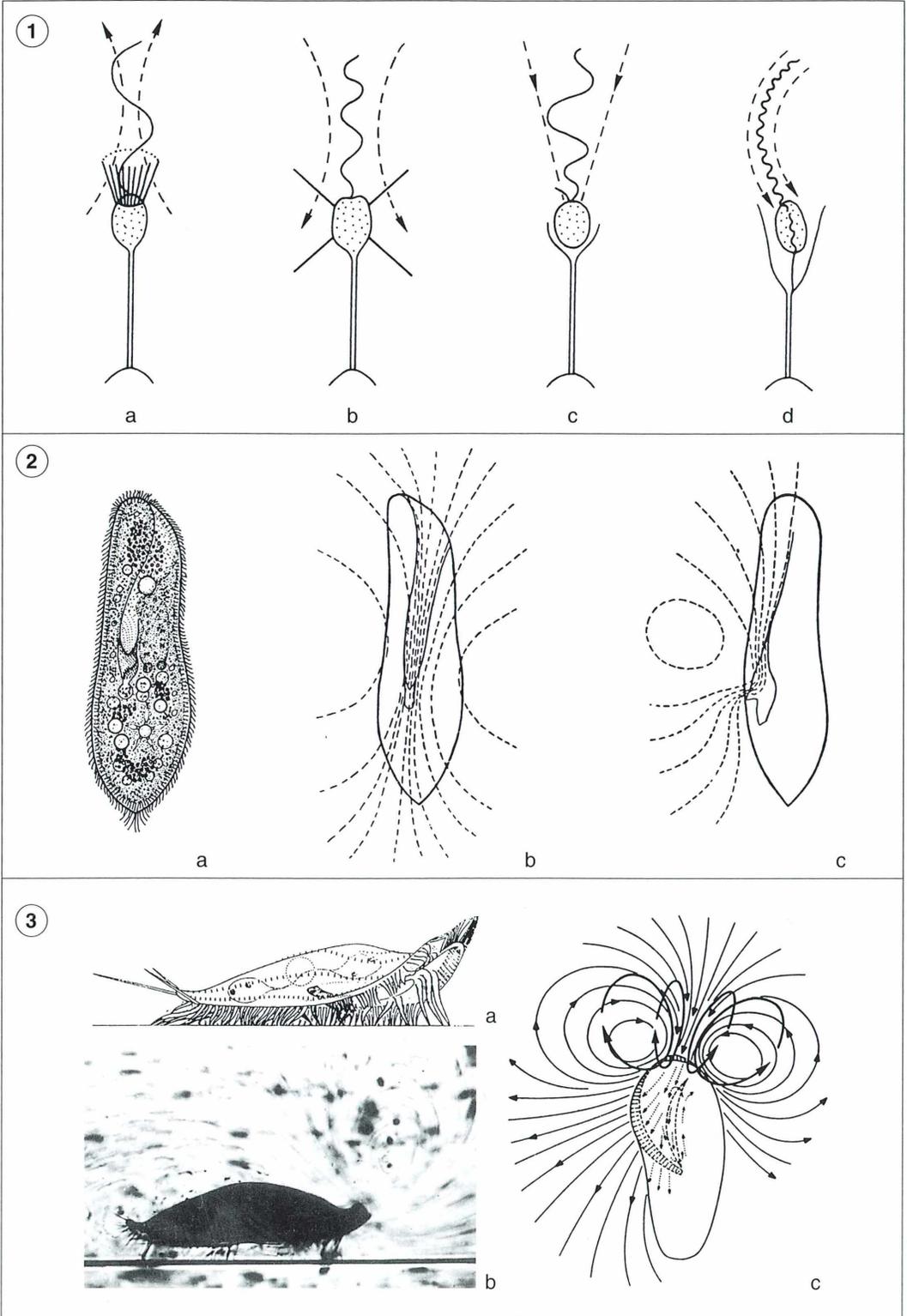
Filtrierende Einzeller

Was die Art und Weise der Nahrungsaufnahme anbelangt, unterscheidet man die heterotro-

phen Einzeller in Filtrierer (Strudler) und Schlinger. Bei den Filtrierern wird mit Hilfe von Flagellen oder Cilien ein bisweilen mächtiger Wasserstrom verursacht, der Nahrungspartikel an die Zelle (Abb. 1) oder an den Zellmund herantreibt (Abb. 2 und 3). Bekannte Vertreter der Filtrierer finden sich unter den Geißeltieren beispielsweise in den Gattungen *Codonosiga*, *Actinomonas*, *Ochromonas* und *Bicoeca*. Neben diesen festsitzenden Formen gibt es natürlich auch eine Vielzahl von planktischen oder bentischen Flagellaten, welche sich ebenfalls filtrierend ernähren. Ohne auf die gesamte Problematik näher einzugehen, sei hier erwähnt, dass man herausgefunden hat, dass sowohl in marinen wie in limnischen Habitaten die filtrierenden Flagellaten eine zentrale Rolle bei der Regulation der Bakterienpopulationen spielen. Über diese Wechselwirkung soll in einem der nächsten Hefte einmal unter dem Stichwort „microbial loop“ berichtet werden.

Augenfälliger – da größer und somit leichter zu beobachten – ist die Filtrieraktivität von Wim-

*Ausgearbeitetes Manuskript eines Vortrages, der am 2.12. 2000 im Rahmen der 20. Jahresvortragstagung der BONITO e. V. in Feldberg, Mecklenburg, gehalten wurde.



pertieren (Ciliaten). Die Abbildungen 2 und 3 dokumentieren diesen Sachverhalt am Beispiel von *Paramecium* und *Stylonychia*, deren Filtrierleistungen durch sorgfältige Analysen rekonstruiert wurden. Das räumliche Ausmaß der Wasserströmungen, die durch die Aktivität der adoralen Cilienformationen verursacht werden, ist sehr beeindruckend. Ungeachtet dieser Tatsache muss darauf hingewiesen werden, dass diese Filtrierleistung in einem gesunden Ökosystem hinsichtlich der Regulation der Bakterien eine eher untergeordnete Rolle spielt, da eben doch die winzigen Flagellaten den weitaus wichtigeren Part übernehmen.

Beute verschlingende Protozoen

Wer noch keine der weitverbreiteten *Amoeba proteus* bei der Nahrungsaufnahme beobachtet hat, mag überhaupt keine Vorstellung davon haben, wie dieser Prozess abläuft. Zum einen ist er wenig spektakulär, zum anderen doch sehr erstaunlich. Denn diese langsam umherkriechenden Geschöpfe sind dazu in der Lage, beispielsweise schnell schwimmende Ciliaten aufzufressen. Wie sie es schaffen, die sehr vagilen Organismen ruhig zu stellen, um sie dann gemächlich ingestieren zu können, ist unklar. Beobachten kann man, dass die offenbar zumindest zeitweise immobilisierte Beute von einer Art Käfig aus Pseudopodien umflossen wird, aus dem sie dann nicht mehr entweichen kann (Abb. 4). Was zunächst unspektakulär aussieht, birgt doch einige zellbiologische Geheimnisse in sich, die bei weitem noch nicht entschlüsselt sind. Was befähigt die Amöbe dazu, die Beute zu erkennen? Wie erfolgt die Ruhigstellung der Beute? Wel-

cher Prozess wird in dem Räuber in Gang gesetzt, der dazu führt, dass die für die Beute letztendlich tödliche Pseudopodien-Falle ausgebildet wird? Fragen, auf die bislang noch keine zufriedenstellenden Antworten gegeben werden können.

Langsam, aber stetig bohrende Amöben

Wenn schon die zellbiologischen Hintergründe der Fressaktivitäten von *Amoeba proteus* kaum verstanden sind, dann werden die Vorgänge, die bei der Nahrungsaufnahme einer ganz anderen Amöbengruppe zu beobachten sind, noch mehr Erstaunen hervorrufen. Die Rede ist von Sarcodinen, die sich relativ unauffällig auf in allen Gewässern anzutreffenden Grünalgenfäden entlang bewegen. Die genauere Beobachtung erbringt, dass diese Amöben nach einer gewissen Zeit ihre Bewegung einstellen und zunächst scheinbar aktionslos auf der Oberfläche des Algenfadens verharren. Nach 10–20 Minuten wird dann aber klar, dass diese Amöben chemisch – wie anzunehmen ist, nämlich mit Hilfe von hoch spezifischen lytischen Enzymen – ein Loch in die Zellwand des Algenfadens gestanzt haben (Abb. 5a und b), um anschließend mit Hilfe eines in die Zelle eingestülpten Pseudopodiums den gesamten Protoplasten der Algenzelle aufzufressen (Abb. 5 c). Es ist also im Gegensatz

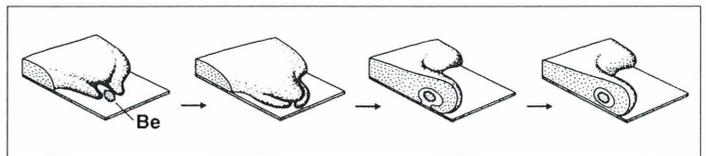


Abb. 4: Phagozytosevorgang bei *Amoeba proteus*. Die immobilisierte Beute (Be) wird von Pseudopodien umflossen und somit eingefangen. Schließlich ist der Nahrungsorganismus in einer Vakuole eingeschlossen, in der er verdaut wird (nach Haberey und Stockem).

Abb. 1: Filtrierleistungen bei Flagellaten. Je nach Begeißelungstyp ist die hervorgerufene Wasserströmung unterschiedlich. a *Codonosiga*, b *Actinomonas*, c *Ochromonas*, d *Bicoeca* (nach Sleight). Abb. 2 und 3: Zeichnerische Rekonstruktion der Strömungsphänomene bei den Ciliaten *Paramecium* (Abb. 2a) und *Stylonychia* (Abb. 3a). Im ersten Fall wurden die Strömungsereignisse durch direkte Beobachtungen wiedergegeben (Abb. 2b und c). Im zweiten Fall wurden die Strömungsprofile anhand von fotografischen Langzeitbelichtungen im statischen Bild dokumentiert (Abb. 3b) und dann in dreidimensionaler Darstellung zusammengestellt (Abb. 3c) (Abb. 2 nach Kalmus; Abb. 3 nach Machemer aus Grell).

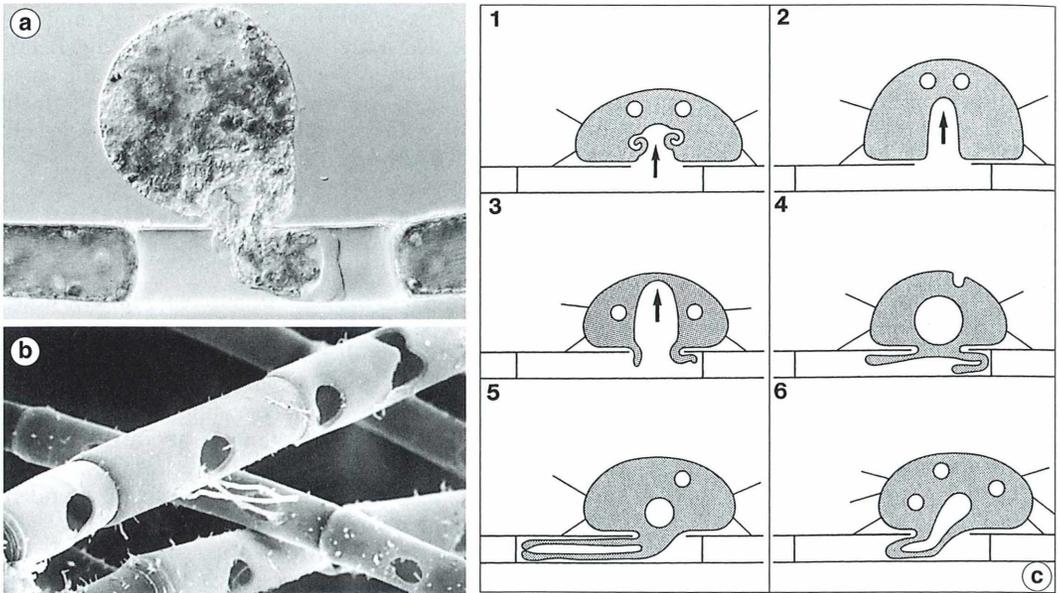


Abb. 5: Die Amöbe *Hyalodiscus* phagozytiert den Inhalt von Grünalgenzellen (a), in diesem Fall von *Oedogonium*-Filamenten, indem enzymatisch kreisrunde Löcher in die Zellwände gedaut wurden (b). In die Zelle eindringende Pseudopodien fressen den gesamten Protoplasten auf (c) (nach Hausmann und Hülsmann).

zur fleischfressenden *Amoeba* ein einzelliger Vegetarier am Werke.

Es bedeutet eine wahrhafte Meisterleistung eines Einzellers, enzymatisch in Zellwände aus Cellulose ein kreisrundes Loch zu dauern (Abb. 5 b), eine Fähigkeit, die den vielzelligen Organismen vorenthalten bleibt. Wären beispielsweise wir Menschen zum Celluloseabbau befähigt, könnten wir uns unter anderem auch von Sägespänen ernähren – und ein großes, auf uns unaufhaltsam zukommendes Welt-ernährungsproblems wäre gelöst. Aber wir sind – in diesem Zusammenhang leider – keine Einzeller mehr.

Umherschwebende Sontentiere – gefährliche Plankter

Nach diesem dramatischen Ablauf der Nahrungsaufnahme bei Sarcodinen, die höchst effektiv den Inhalt pflanzlicher Zellen als Energiegrundlage zu nutzen wissen, könnte man der Ansicht sein, dass alles sich daran anschließende langweilig erscheinen muss. Dem ist aber bei weitem nicht so, wenngleich man

beim bloßen Anblick eines Sontentierchens (Heliozoons) zunächst anderer Meinung sein kann. Was in der Gestalt von *Actinophrys sol* wie ein harmloser Plankter aussieht, entpuppt sich bei Anwesenheit von potentieller Beute als ein ausgesprochen gefährlicher Räuber. Es geht zwar alles ganz langsam, aber endet für die Beute unausweichlich tödlich.

Gerät die planktisch umherschwebende *Actinophrys*-Zelle auf einen schnell umherschwimmenden Futterorganismus – oder umgekehrt –, wird dieser durch den Ausstoß spezieller Extrusome blitzartig an den Axopodien arretiert (Abb. 6 a, 1), wovon er sich nur in den allerseltensten Fällen wieder lösen kann. Danach setzt dann das Auswachsen eines Fresspseudopodiums ein (Abb. 6 a, 2). Dieser Vorgang, der durchaus 15 Minuten beansprucht, führt zu einem völligen Einschuss der Beute in eine Nahrungsvakuole (Abb. 6 a, 3, und b). Auch hier ist – wie bei *Amoeba proteus* – das Phänomen zu beobachten, dass die Beute immobilisiert erscheint. Zumindest können (nutzlose) Fluchtbewegungen erst dann beobachtet werden, wenn die Beute völlig in einer Nahrungsvakuole eingeschlossen ist.

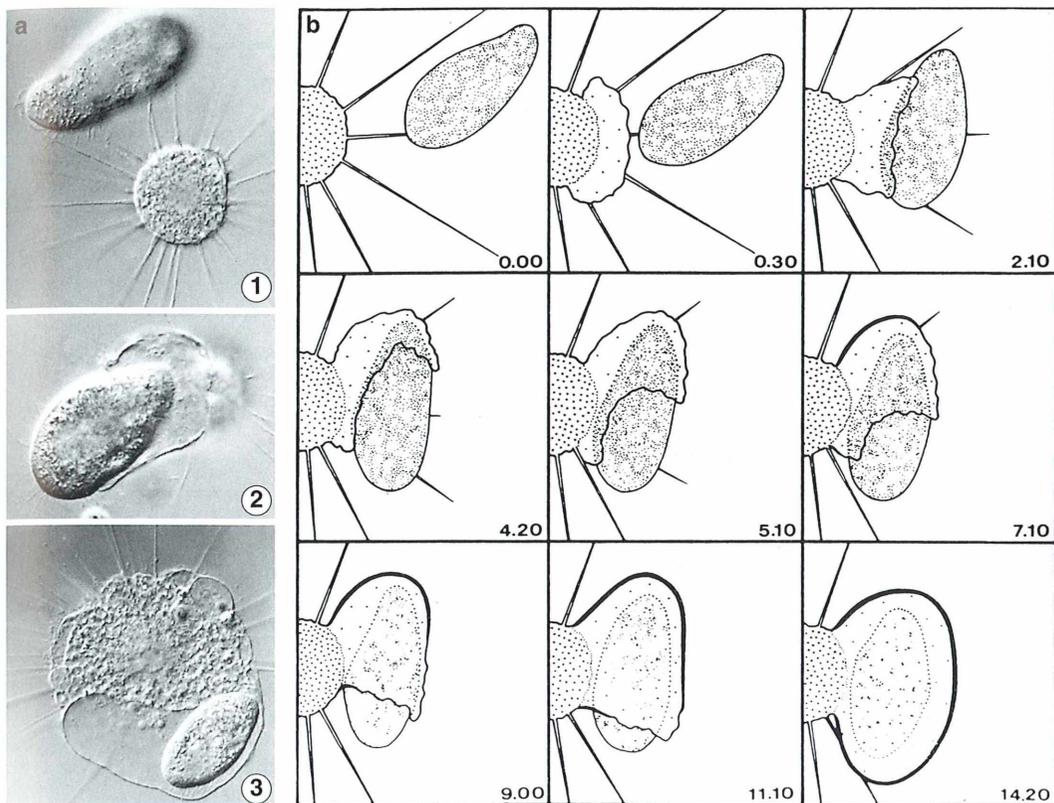


Abb. 6: Das planktische Heliozoon *Actinophrys sol* ist ein räuberischer Einzeller aus der Großgruppe der Sarcodinen, der bei entsprechendem Angebot große, schnell bewegliche Einzeller einzufangen in der Lage ist (a, 1). Die Beute wird über einen zeitlich länger andauernden Prozess von einem Fresspseudopodium eingeschlossen (a, 2 und 3, sowie b) und schließlich verdaut (nach Hausmann und Patterson sowie Patterson und Hausmann).

Schlingende Wimpertiere

Nach den relativ langsam sich fortbewegenden Sarcodinen mag die Frage aufkommen, ob auch bei Ciliaten neben dem filtrierenden Nahrungserwerb ein vergleichbares Schlingverhalten zu beobachten ist. Diese Frage ist natürlich mit einem Ja zu beantworten. Denn es ist eine seit langem bekannte Erscheinung, dass Ciliaten beispielsweise Kieselalgen (Diatomeen) fressen und man hat auch recht gute Vorstellungen über den Aufbau und die Funktionsweise des sehr komplexen Mundapparates. Jedoch ist der aktuelle Fressvorgang kaum dokumentiert, offenbar, weil er nur schwer zu beobachten ist. Die beigefügten Auszüge aus Videodokumenten zum Fressverhalten des Ciliaten *Chilodonella* sind demnach als seltene Dokumente zu werten (Abb. 7).

Es schlingt sich so schön, wenn Prokaryoten (blau-) grün blühen

Das Verschlingen von einzelnen Kieselalgen ist sicherlich schon ganz schön aufregend. Gibt es aber noch erregendere Situationen? Es gibt sie! Das realisiert man spätestens dann, wenn man sich das Fressverhalten von solchen Wimpertieren vor Augen führt, die sich auf das Verschlingen von fädigen Cyanobakterien spezialisiert haben, wie es beispielsweise beim Ciliaten *Pseudomicrothorax dubius* der Fall ist. Diese Einzeller sind dazu befähigt, absolut effektiv fädige Blaualgen zu fressen. Sie haben im Verlauf ihrer langen Evolution einen hinsichtlich seiner Funktionsmikromorphologie ausgesprochen komplexen Mundapparat entwickelt, der es ihnen erlaubt, unglaublich effizient Fäden von Cyanobakterien zu ingestie-

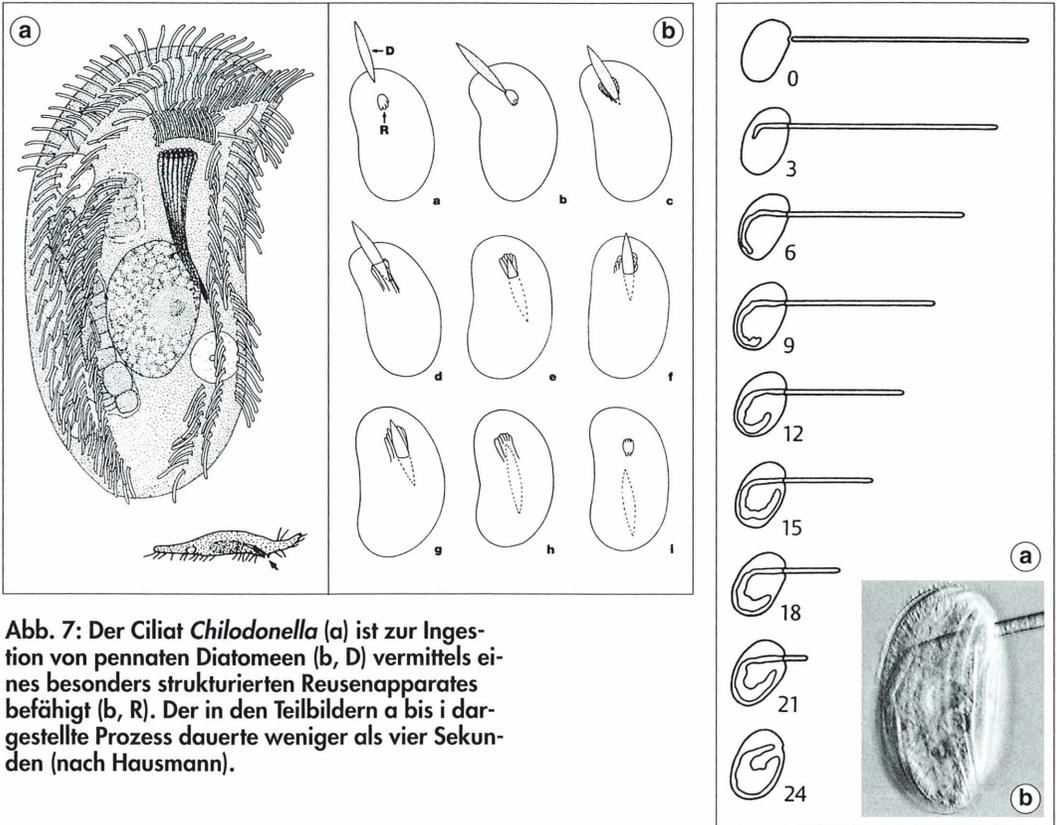


Abb. 7: Der Ciliat *Chilodonella* (a) ist zur Ingestion von pennaten Diatomeen (b, D) mittels eines besonders strukturierten Reusenapparates befähigt (b, R). Der in den Teilbildern a bis i dargestellte Prozess dauerte weniger als vier Sekunden (nach Hausmann).

Abb. 8: Das Wimpertier *Pseudomicrothorax dubius* (b) kann in nahezu unglaublich hoher Geschwindigkeit Blaualgenfäden fressen. In Abbildung a ist eine Filmbild-Einzelanalyse dargestellt, in der zwischen jedem Einzelbild ein Zeitintervall von drei Sekunden liegt (nach Hausmann und Peck).

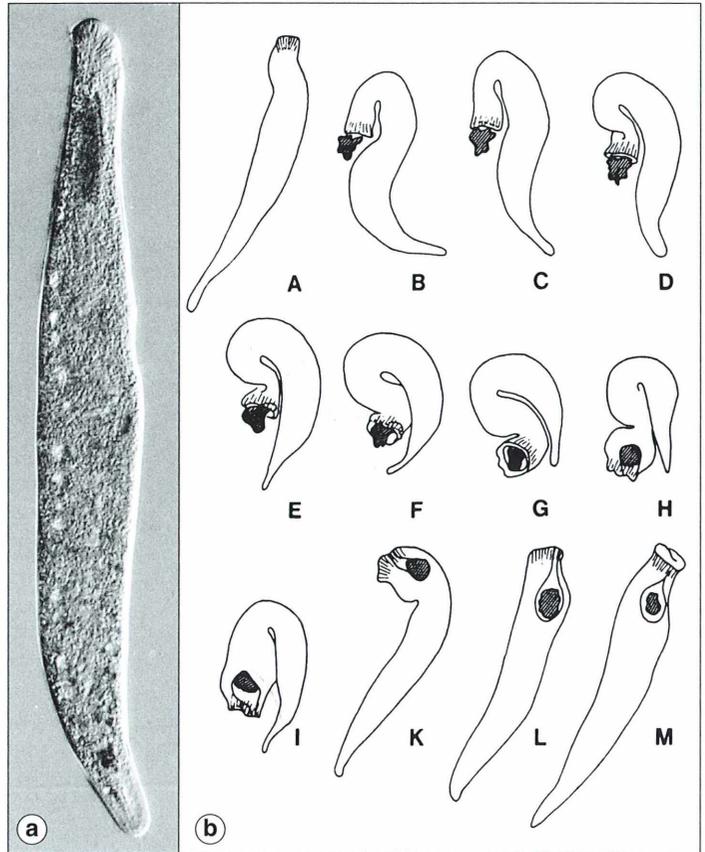
ren. Sie schaffen es, innerhalb einer Sekunde bis zu 15 μm Blaualgenfäden zu verschlingen (Abb. 8). Im Detail zu erläutern, welche Vorgänge sich während eines solchen Fressaktes in diesem Einzeller abspielen, würde diesen Artikel sprengen. Es sei daher an dieser Stelle auf die Lektüre vorangegangener Arbeiten verwiesen.

Einschränkend muss allerdings gesagt werden, dass diese ausgesprochen effektive Nahrungsaufnahme auch ihre Nachteile hat. Es können, wie sich herausgestellt hat, nur Blaualgenfäden (also keine Grünalgenfäden) ingestiert und verdaut werden und diese dürfen im Durchmesser nicht größer als circa 5 μm sein. Die betreffenden Cyanobakterien sollten auch noch, wenn nicht gerade einer einzigen Art, so doch zumindest einer bestimmten Gattung angehören. *Pseudomicrothorax dubius* frisst für sein Leben gern die Gattung *Oscillatoria* und hier insbesondere die Art *O. formosa*. Überleben kann er allerdings auch, wenngleich nur äußerst widerwillig und mühselig, mit Arten der Gattung *Phormidium*.

Fleischfressende Räuber

Wenn wir uns bei den Schlingern bislang mit den Vegetariern beschäftigt haben, sollte klar sein, dass es bei den Einzellern auch absolut räuberische, fleischfressende Vertreter gibt. Zunächst erstaunlicherweise handelt es sich bei diesen Organismen nicht um schnell schwimmende Jäger, sondern um scheinbar geruhsam umherschwimmende Wimpertiere. Auch hier wird die Dramatik des Nahrungserwerbes und der Nahrungsaufnahme erst dann offenbar, wenn die potentielle Beute, nämlich andere Wimpertiere, hinzukommt. Ein besonders gefährlicher, da sehr gefräßiger Vertreter dieser Räuber ist *Homalozoon*

Abb. 9: Der Ciliat *Homalozoon vermiculare* ist durch einen wurmförmigen Zellkörper gekennzeichnet (a). Im Verlauf von 46 Sekunden wird ein zuvor infolge des Abschusses von Toxicysten immobilisierter Beuteciliat phagozytiert (b, A-M) (nach Kuhlmann, Patterson und Hausmann sowie Hausmann und Bradbury).



vermiculare. Der Arname deutet auf die Körpergestalt hin: wurmförmig. Und in der Tat kann man diesen Ciliaten bei flüchtigem Hinschauen mit einem mikroskopisch kleinen Wurm verwechseln. Genauere Beobachtungen machen dann allerdings schnell klar, dass es sich um einen Ciliaten handelt (Abb. 9a).

Kommt das Kopfende, also der Apikalpol dieses Einzellers mit einer potentiellen Beute – in der Regel zügig umherschwimmende Ciliaten wie das Pantoffeltier *Paramecium* oder das Nierentier *Colpidium* – in Kontakt, wird dieser Einzeller blitzartig mit einer Ladung sogenannter Toxicysten, die als stabförmige Organellen in großer Anzahl im Kopfbereich zu erkennen sind, beschossen. Diese Attacke führt zur augenblicklichen Immobilisierung und meistens auch Tötung der Beute. Danach erfolgt dann zügig die Ingestion der erbeuteten Nahrung (Abb. 9 b). Bei gutem Nahrungsangebot kann *Homalozoon* in rascher Folge

mehrere Ciliaten nacheinander fressen.

Es drängt sich bei der Beobachtung derartiger Erbeutungen von Nahrungsorganismen natürlich die Frage auf, ob *Homalozoon* auch Seinesgleichen frisst. Das ist nicht der Fall. Potentielle Beute hingegen wird in Sekundenbruchteilen getötet. Artgenossen werden offenbar als schonungsbedürftig erkannt ebenso wie Beuteorganismen als abschusswert wahrgenommen werden. Natürlich muss ein effektiver Erkennungsmechanismus vorliegen. Wie dieser gearretet sein könnte, ist derzeit aber absolut unklar, ebenso wie auch im Moment die Frage unbeantwortet bleiben muss, was es mit den augenblicklich tödlich wirkenden Toxicysten auf sich hat. Man glaubt wohl, dass man den Ausschleuderungsmechanismus im Prinzip entschlüsselt hat. Es ist nicht einmal andeutungsweise bekannt, welches Toxin die räuberischen *Homalozoen* unter Einsatz der Toxicysten in ihre Beute injizieren. Das trifft übrigens für alle Einzeller zu, die über Toxicysten verfügen.

Und davon gibt es doch eine recht erkleckliche Anzahl.

Ein mindestens ebenso großer Erklärungsbedarf liegt vor, wenn man die zellbiologischen Vorgänge verstehen möchte, die es den Räubern ermöglichen, den normalerweise dicht geschlossenen Kopfbereich in wenigen Sekunden sehr weit zu öffnen, um die erbeutete Nahrung zu phagozytieren. Hier kommt erschwerend hinzu, dass die Ultrastruktur des Apikalareals von *Homalozoon* – genauso wie bei ähnlich gebauten Ciliaten – aus unglaublich zahlreichen und vielfältigen subzellulären Bauelementen besteht, die derzeitig noch nicht zu einem klar nachvollziehbaren und somit erklärenden dreidimensionalen Modell zusammengefügt werden können.

Resümee: Wir wissen schon viel, müssen aber noch viel mehr erforschen

Diese Zusammenstellung sollte zum einen die Bandbreite aufzeigen, die bislang hinsichtlich des heterotrophen Nahrungserwerbes und der Nahrungsaufnahme bekannt ist. Andererseits soll sie zumindest auf die brennendsten Fragen aufmerksam machen, die es zukünftig durch entsprechende Untersuchungen, Analysen und Experimente zu beantworten gilt. Und derer gibt es offenbar noch sehr viele.

Literaturhinweise

- Grell, K. G.: Protozoology, 3rd edition. Springer Verlag, Berlin 1973.
- Haberey, M., Stockem, W.: *Amoeba proteus* – Morphologie, Zucht und Verhalten. Mikrokosmos 60, 33–42 (1971).
- Hausmann, K.: Nahrungsaufnahme beim Wimpertier *Chilodonella* – Eine videografische Studie. Mikrokosmos 78, 65–68 (1989).
- Hausmann, K., Bradbury, P. C.: Ciliates: cells as organisms. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology, 2nd edition. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1996.
- Hausmann, K., Patterson, D. J.: Pseudopod formation and membrane production during prey capture by a heliozoon (feeding by *Actinophrys*, II). Cell Motility 2, 9–24 (1982).
- Hausmann, K., Peck, R. K.: The mode of function of the cytopharyngeal basket of the ciliate *Pseudomicrothorax dubius*. Differentiation 14, 147–158 (1979).
- Kalmus, H.: *Paramecium*. Das Pantoffeltierchen. Gustav Fischer Verlag, Jena 1931.
- Kuhlmann, S., Patterson, D. J., Hausmann, K.: Untersuchungen zu Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme bei *Homalozoon vermiculare*, Stokes 1887. 1. Nahrungserwerb und Feinstruktur der Oralregion. Protistologica 16, 39–55 (1980).
- Patterson, D. J., Hausmann, K.: Feeding by *Actinophrys sol* (Protista, Heliozoa): 1 Light microscopy. Microbios 31, 39–55 (1981).
- Sleigh, M.: Protozoa and other protists, 2nd edition. Arnold, London 1989.
- Verfasser*: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie / Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin

Neue Medien

Klaus Henkel: **Dr. Adelbert von Chamisso**. Selbstverlag, Dachau 2000.

Mit dem Namen Adelbert von Chamisso verbindet man wohl spontan einen weithin bekannten romantischen Dichter und es mögen einem diverse bekannte Verse, Balladen und Romane einfallen. Dass er aber primär ein Naturwissenschaftler war, der sich forschend in verschiedenen

Teildisziplinen der Biologie heimisch fühlte, dürfte weniger bekannt sein. Genau diese Wissenslücke füllt Klaus Henkel mit der vorliegenden, 48 Seiten umfassenden Broschüre. Es ist dem Autor gelungen, eine fundierte Zusammenschau zum wissenschaftlichen Wirken von Adelbert von Chamisso zu verfassen, dabei den künstlerischen Aspekt mehr nebenbei streifend.

Nach der Lektüre des vorliegenden Werkes wird man die Fest-

stellung des Naturforschers von Chamisso nachempfinden können, wenn er sagt: „Ich habe immer dieselben Beschäftigungen, Botanik und als Luxus ein bisschen Poesie“.

Die Broschüre kann gegen Einzahlung von 10,- DM plus 2,- DM in Briefmarken direkt vom Verfasser bezogen werden: Auf der Scheierlwiese 13, 85221 Dachau.

Das Innenleben des Guppys (*Poecilia reticulata*)

Gabriele Hrauda

Um histologische Bilder und ihre Interpretation einem Einsteiger - sei es ein Schüler oder einfach ein neugewonnener Mikroskopiker - attraktiv begreiflich zu machen, empfehlen sich stets Objekte, die man bereits makroskopisch kennt oder zu denen leicht ein Bezug hergestellt werden kann. Wegen ihrer weiten Verbreitung als Aquarienfische und der besonderen Vermehrungsform erscheinen Guppys als leicht zugängliche und interessante Untersuchungsobjekte. Die Histologie dieser Tiere ist weitgehend bekannt, trotzdem soll sie gerade für die soeben genannte Zielgruppe hier zusammenfassend vorgestellt werden.

Guppys gehören zur Familie der Zahnkärpflinge. Sie bewohnen klare saubere Gewässer, gelegentlich auch Brackwasser in den Tropen und Subtropen Mittel- und Südamerikas, von Mexiko bis Brasilien. Die Tiere stellen an die Haltung nur geringe Ansprüche und werden daher häufig in Aquarien auch von Anfängern gehalten. Da sie leicht hybridisieren, entstehen oft besonders bunte Formen mit zum Teil ganz bizarr geformten Flossen. Guppys ernähren sich in ihrem natürlichen Lebensraum bevorzugt von Mückenlarven, im Aquarium erhalten sie Lebendfutter mit pflanzlicher Beikost.

Guppys bringen lebende Junge zur Welt. Nach der Begattung trennen sich Weibchen und Männchen. Die weiblichen Tiere ziehen sich in Unterstände, zum Beispiel kleine Höhlen zurück, die sich durch starken Pflanzenwuchs auszeichnen. Dort setzen sie die Brut ab, wobei die Jungtiere sofort auf der Hut sein müssen, um nicht von den eigenen Eltern verzehrt zu werden, denn Guppys sind Bruträuber.

Material und Methode

Die verwendeten Tiere starben eines natürlichen Todes und wurden unmittelbar danach in Bouin fixiert. Dieses Fixativ enthält Pikrinsäure, die bei der Herstellung der Dünnschnitte hinderlich sein kann; deshalb wurde das Fixiermittel in Bolcek'schem Ölgemisch (Romeis, 1968) ausgewaschen, danach wurde in der Alkoholreihe entwässert und in Alkohol - Celloidin eingebet-

tet. Das Eindicken erfolgte über Calciumchlorid, Vorhärten über Chloroform, Härten in 70% Äthanol. Mit einem Schlittenmikrotom entstanden Quer- und Längsschnitte von 10 µm Dicke. Gefärbt wurde mit einer modifizierten Azanfärbung sowie mit einer Färbung nach Goldner (Rezepte grau hinterlegt).

Azan Färbung modifiziert nach Losert

- Schnitte aus destilliertem Wasser in Kernechtrubin – 5 Minuten,
- differenzieren in 5% Phosphorwolframsäure – 5 Minuten,
- spülen in destilliertem Wasser,
- Anilinblau-Tartrazin – 8 Minuten,
- kurzes Abspülen mit 96% Alkohol.

Goldner Färbung

- Schnitte aus destilliertem Wasser in Eisenhämatoxylin nach Weigert – 5 Minuten,
- Bläuen in Leitungswasser – 10 Minuten,
- Ponceau de Xylidine – Säurefuchsin – 5 Minuten,
- kurz spülen mit 1% Essigsäure,
- Orange G-Phosphorwolframsäure – 10 Minuten,
- kurz spülen mit 1% Essigsäure,
- Fast Green FCF – 5 Minuten,
- Spülen mit 96% Äthanol.

Alle Schnitte wurden über Terpeneol in Eukitt eingeschlossen.

Für die Fotos auf Kleinbilddiafilm wurden die Objektive plan 10× und plan 6,3×, ein Okular 6,3× und ein Zwischentubus mit Kamerafaktor 0,5× verwendet.

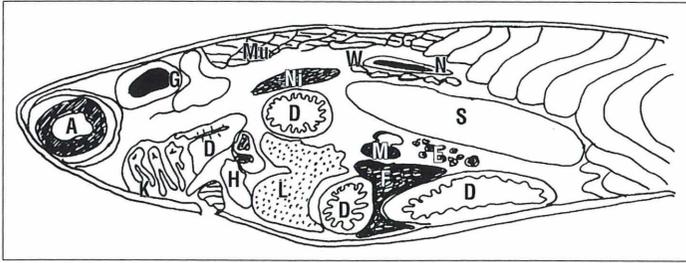


Abb. 1: Schematischer Längsschnitt durch den Vorderkörper (nach Leake, 1973). A Auge, D Darm, E Eierstock, F Fettkörper, G Gehirn, H Herz, K Kiemen, L Leber, M Milz, Mu Muskulatur, N Nervenstrang, Ni Niere, S Schwimmblaste, W Wirbel.

Im Aufbau zeigt der Guppy das typische Bild eines Süßwasser bewohnenden Knochenfisches (Abb. 1). Gerade wegen dieser relativen Einfachheit erscheint das Objekt eben besonders für den Einsteiger geeignet.

Körperdecke, Skelett und Muskulatur

Die Körperdecke der Guppys besteht aus einer dünnen, jedoch mehrschichtigen Epidermis, die eine faserreiche Dermis überdeckt. Diese unterste Schichte der Haut ist wenig durchblutet, enthält jedoch eine große Anzahl von Chromatophoren. In der Epidermis finden sich zahlreiche Schleimzellen; sie bedeckt die überlappend angeordneten Hautschuppen (Abb. 2), die eine Bildung der Dermis sind. Diese Schuppen sind weitgehend kreisrund, bestehen aus einer knöchernen und einer faserigen Schicht und tragen oft auch Fortsätze.

Ein stark reduzierter Chordarest ist noch vorhanden, die Wirbelsäule übernimmt jedoch deren Aufgaben, wie Körperstütze und Schutz des Rückenmarks (Abb. 3). Während der Entwicklung wird die Chorda völlig von Knochen durchwachsen und so zu einer Struktur umgebaut, die gleichzeitig Festigkeit und Beweglichkeit ermöglicht. Jeder Wirbel in der Wirbelsäule korrespondiert mit einem Abschnitt der segmental angelegten Körpermuskulatur (Myotom). Diese Myotome sind intersegmental angeordnet, so dass jeder mit zwei Wirbeln in Verbindung steht. Die Körpermuskulatur direkt unter der Haut verläuft mehrschichtig in Längsrichtung (Abb. 4 und 5).

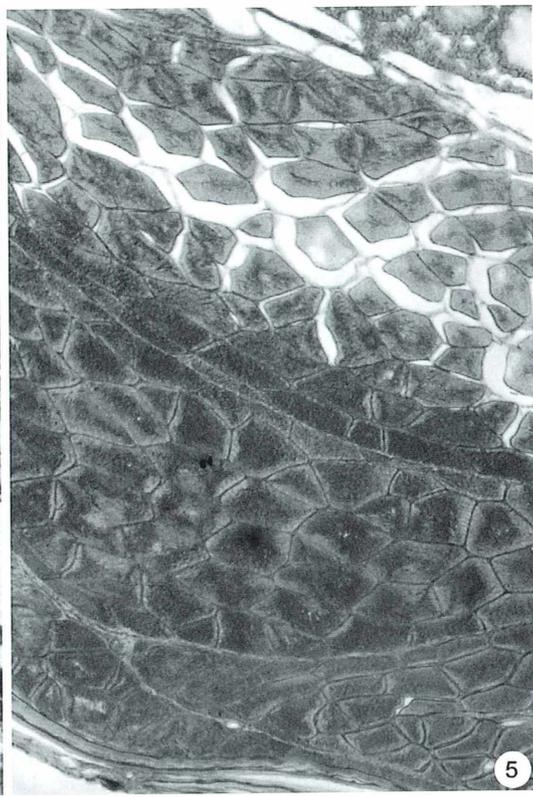
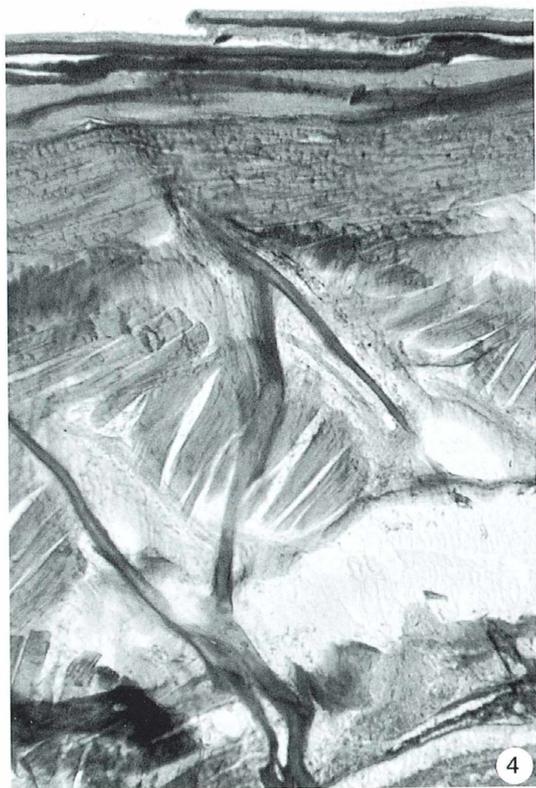
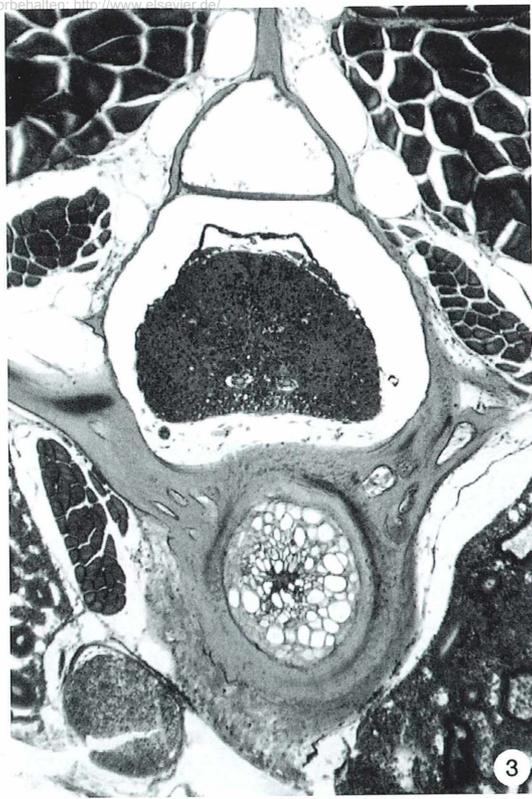
Knochenfische besitzen normalerweise zwei Paar Flossen, die Brust- und die Bauchflossen, sowie die jeweils unpaaren Rücken-, Schwanz- und Afterflossen. Weiche Flossenstrahlen durchziehen die Flossen (Abb. 6). Bei den Guppy-Männchen ist die Afterflosse jedoch zu einem Begattungsorgan (Gonopodium) umgewandelt.

Nervensystem und Sinnesorgane

Verglichen mit den Knorpelfischen erfährt das Gehirn bei den Knochenfischen einen deutlichen Entwicklungsschub insbesondere im Bereich des Kleinhirns und des Nachhirns. Diese Regionen erhalten vor allem Informationen vom Seitenliniensystem, das eines der wichtigsten Sinnesorgane ist.

Am Rückenmark zweigen sowohl ungeteilte dorsale Fortsätze mit grauer Substanz als auch separat davon ventrale Fortsätze ab. Dorsale und ventrale Wurzel vereinigen sich zu den Rückenmarksnerven. Ziemlich genau in der Mittellinie durchziehen zwei mächtige sogenannte Mauthner'sche Neuronen das Rückenmark. Sie nehmen ihren Ursprung im Nachhirn und sind für die Bewegungen des Rumpfes und des Schwanzes zuständig, vor allem in der Koordination schneller Fluchtreaktionen. Das Kleinhirn ist sehr groß entwickelt und sein verdicktes Dach ist teilweise unter die optischen Lappen des Mittelhirns geschoben. Diese sind deutlich größer als bei den Knorpelfischen und zeigen einen gut entwickelten, schichtweisen Aufbau; ein optisches Chiasma fehlt. Das Zwischenhirn ist eher klein ausgebildet, es trägt aber dorsal ein großes Pinealorgan und eine ventrale Ausstülpung, den Saccus vasculosus (Abb. 7), dessen Bedeutung noch nicht geklärt ist. Manche Autoren sehen ihn als ein Drucksinnesorgan, andere schreiben ihm sekretorische Funktion zu.

Abb. 2: Querschnitt durch die Haut. Vergr. 95×. – **Abb. 3:** Querschnitt im Bereich der Wirbelsäule. Chordarest und Rückenmark sind bereits in einer knöchernen Hülle eingeschlossen. Vergr. 95×. – **Abb. 4:** Längsschnitt durch die Körpermuskulatur. Vergr. 95×. – **Abb. 5:** Querschnitt durch die Körpermuskulatur. Vergr. 95×.



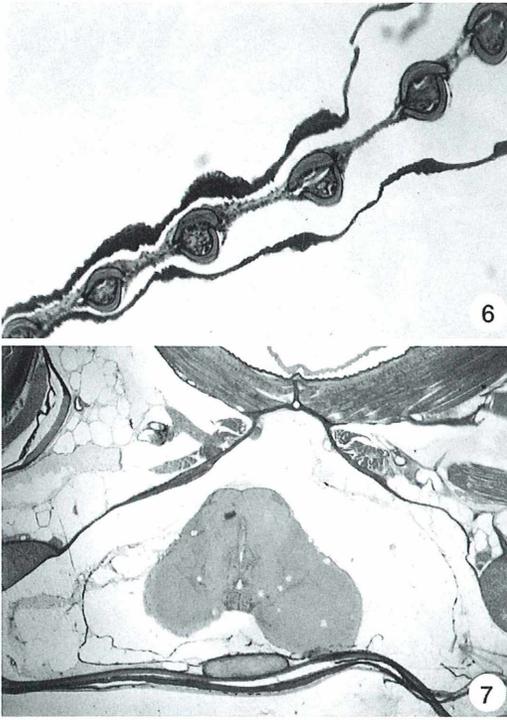


Abb. 6: Querschnitt der Brustflosse (Flossenstrahlen). Vergr. 57 \times . – **Abb. 7:** Gehirnquerschnitt auf Höhe der Augen. Vergr. 57 \times

Knochenfische sind – zumal sie meist recht aktive Lebewesen sind – mit verschiedensten Sinnesorganen ausgestattet. Einfache Nervenendigungen, Temperatur-, Chemo- oder Propriozeptoren gibt es sowohl am als auch im Körper.

Im Auge findet sich – wie für Wasserbewohner typisch – eine kugelige Linse (Abb. 8). Sie ist normalerweise auf Nahsicht eingestellt, kann aber durch einen Retraktormuskel zurückgezogen werden und fokussiert dann auf weiter entfernte Objekte. In der Netzhaut finden sich zwei Typen von Sinneszellen: lange dünne Stäbchen für geringe Lichtmengen und kompakte kurze Zapfen für hohe Lichtmengen. Die Netzhaut kann sich an das jeweilige Lichtangebot durch Verschiebung von Pigment- und Sinneszellenschicht anpassen. Bei Lichteinfall bewegen sich die äußere Pigmentschicht und die Zapfen auf das Zentrum des Auges zu, während die Stäbchen zurückgezogen werden. In den Sehzellen gibt es kontraktile Elemente, die diese Bewegungen ermöglichen. Die Netzhaut besteht von innen (Augenzentrum) nach außen aus der Nervenfaserschicht gefolgt von der Ganglienzellschicht. Daran schließen die innere plexiforme Schicht und die innere Körnerschicht, sowie die äußere plexiforme Schicht und die äußere Körnerschicht an. Erst danach erreicht das Licht die eigentlichen Sinneszellen, die Stäbchen und Zapfen. Den Abschluss bildet das Pigmentepithel und die Kapillarschicht (Abb. 9).

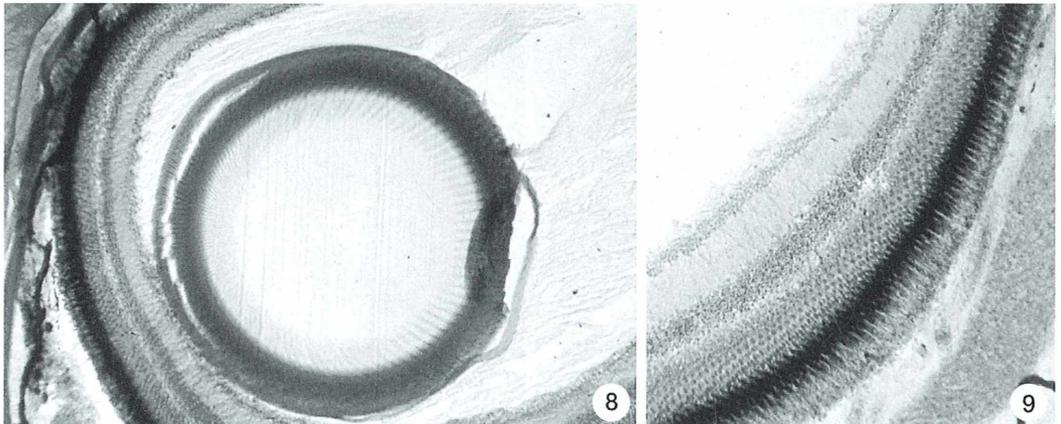


Abb. 8: Längsschnitt durch die Linse und einen Teil der Netzhaut. Vergr. 50 \times . – **Abb. 9:** Schichtenaufbau der Netzhaut im Längsschnitt. Vergr. 100 \times .

Abgesehen von den Augen ist das Seitenliniensystem das wichtigste Sinnesorgan für Fische. Kanäle durchziehen den Fischkörper median und dorsal, am Kopf stehen diese Kanäle untereinander in Verbindung. Je nach Lebensraum befinden sich die dazugehörigen Sinneszellen mehr oder minder tief eingesenkt in den Rumpfkämen oder knapp unter der Körperoberfläche. Das Ohr der Knochenfische ist ähnlich wie bei den Knorpelfischen aufgebaut, es sind drei Bogengänge ausgebildet. Ein wesentliches Unterscheidungsmerkmal sind die Statolithen, die oft charakteristische Jahreswachstumslinien aufweisen und so eine Altersbestimmung ermöglichen. Hinsichtlich Geruchs- und Geschmackswahrnehmungen weisen die Knochenfische keine Besonderheiten auf.

Atmung und Blutkreislauf

Das Hauptatmungsorgan bei Fischen sind die Kiemen, wiewohl manche Arten, die sich kurzzeitig auch an Land aufhalten können, über zusätzliche Atmeinrichtungen verfügen. Wangen- und Schlunddivertikel werden dafür ebenso genutzt wie die gesamte Hautoberfläche.

Der rein wasserlebende Guppy atmet ausschließlich mit fünf Kiemen, die sich frei in die Kiemenhöhle erstrecken, die vom Operculum (Kiemendeckel) verschlossen wird. Das Fehlen von trennenden Septen lässt eine möglichst große respiratorische Oberfläche entstehen. Unter dem knorpeligen Kiemebogen befinden sich je ein ab- und ein zuleitendes Blutgefäß. Jede Kieme besteht aus mehreren Reihen von Kiemenblättchen, die sich ihrerseits wieder aus Reihen von Kiemenfalten zusammensetzen (Abb. 10 und 11). Die Kiemenblättchen werden von einem knorpeligen Stab, dem Kiemenstrahl gestützt. An der Basis der Kiemenblättchen befinden sich große Salzsekretionszellen, die bei der Ionenregulation unterstützend wirken.

Guppys haben eine völlig abgeschlossene Schwimmblase, die keine Verbindung mit dem Verdauungstrakt besitzt. Am vorderen Ende befindet sich eine Gasdrüse, die von einem eigenen Kapillarnetz versorgt wird.

Fische besitzen einen einfachen Blutkreislauf mit einem vierteiligen Herz als Antrieb. Diese vier Herzkammern sind längsgestreckt angeordnet, werden von einem gestreiften Muskel



Abb. 10: Längsschnitt in der Kiemenregion. Vergr. 40×. – Abb. 11: Querschnitt durch drei Kiemenbögen. Vergr. 78×.

aufgebaut und einem dünnen Häutchen, dem Pericard, eingeschlossen. Die große Cuvier'sche Vene entleert das kohlendioxidreiche Blut in einen dünnwandigen Sinus venosus, von wo es über das Atrium, den dickwandigen Ventrikel und einen elastischen Bulbus arteriosus in die Baucharteria gepresst wird.

Die roten Blutkörperchen sind klein und besitzen einen Zellkern; sie werden in Milz und Niere produziert. Die weißen Blutkörperchen entstehen in der Thymusdrüse, die als großes deutlich zu unterscheidendes Organ in der Mittelwand der Kiemenhöhle liegt.

Verdauungstrakt

Guppys ernähren sich von Detritus und kleinen Invertebraten. Sie haben einen weitgehend gerade verlaufenden Verdauungstrakt mit einem einfachen Zylinderepithel. In der weiten Mundöffnung befinden sich kleine Zähne zum Packen der Nahrung. Vom Pharynx (Schlund),

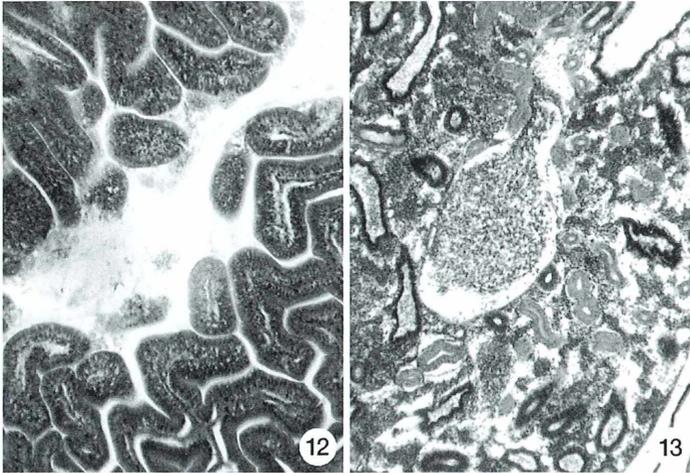


Abb. 12: Dünndarmepithel im Querschnitt. Vergr. 63 \times . –
Abb. 13: Querschnitt der Niere. Vergr. 63 \times .

in dem Schleimzellen und Geschmacksknospen ausgebildet sind, wird die Nahrung über den kurzen Ösophagus (Speiseröhre) in den Dünndarm weitergeleitet. Dessen Epithel ist stark gefaltet, um so eine Oberflächenvergrößerung zu erreichen (Abb. 12). Der vordere Abschnitt des Dünndarms hat vor allem sekretorische Aufgaben, der hintere eine absorbierende Funktion.

Als Verdauungsdrüsen sind Leber und Gallenblase vorhanden, in weitgehend gleicher Struktur wie bei den Knorpelfischen. Die Leber ist bei den meisten Fischen sehr voluminös, da sie neben der Gallenproduktion auch als Fettspeicher dient. Die Bauchspeicheldrüse erscheint als diffuse Masse von Drüsenzellen, wobei die endokrinen Langerhans'schen Inselzellen als eigene Struktur zu unterscheiden sind.

Ausscheidung und Fortpflanzung

Fische scheiden als Stoffwechselprodukt Ammoniak aus. In geringem Ausmaß verlaufen Ausscheidungsvorgänge beziehungsweise Ionenregulation auch über die Kiemen, das Hauptausscheidungsorgan sind aber die Nieren. Grundsätzlich steht die Ausbildung der Nierenkanälchen mit dem Lebensraum in Verbindung. So besitzen marine Knochenfische zumeist nur kleine Glomeruli (Gefäßknäuel), die sekundär sogar reduziert sein können. Proximale Schleifen sind eingengt, distale Schleifen fehlen sogar öfter. Meerestische sind im Gegensatz zu Süßwasserfischen

der Gefahr der Entwässerung ausgesetzt, weil das Umgebungswasser eine höhere Salzkonzentration aufweist als die Körperflüssigkeit. Daher wird nur wenig Wasser abgegeben. Bei Süßwasserfischen kann dagegen durch Osmose an inneren und äußeren Körperoberflächen zuviel Wasser aufgenommen werden, so dass die Körperflüssigkeit zu stark verdünnt würde. Daher muss viel Wasser ausgeschieden werden.

Der Guppy besitzt paarige, längliche Nieren, die im vorderen Körperabschnitt dorsal der Schwimmblase liegen. Für Süßwasserfische typisch sind gut entwickelte Nierenkörperchen. Es sind lang gewundene distale und proximale Schleifen vorhanden genauso wie Ansammlungen von blutbildendem Gewebe (Abb. 13). Der Harn wird von den Nieren über die paarigen Nierengänge zur Harnblase geleitet und von dort über die Harnpapille direkt abgegeben, da bei erwachsenen Knochenfischen keine Kloake ausgebildet ist.

Bei Knochenfischen sind die Geschlechtsorgane normalerweise paarig angelegt, bei Arten, die lebende Junge zu Welt bringen, wie eben der Guppy, gibt es aber eine Tendenz, dass die Gonaden nur singular ausgebildet sind. Der Hoden männlicher Guppys besteht aus Strängen sogenannter Ampullen, die von Bindegewebe zu kompakten Lappen zusammengehalten werden. Jede Ampulle enthält in ihrem auskleidenden Epithel Spermien des gleichen Entwicklungsstadiums genauso wie Sertolizellen (Stützzellen) und Vorstufen der Samenzellen. Alle Spermien einer Ampulle

werden in Form einer Spermatophore gemeinsam abgegeben. Als Ausführgang dient das Vas deferens, das in einem langen röhrenförmigen Begattungsorgan (Gonopodium) mündet, das aus der Analflosse gebildet wird.

Weibliche Knochenfische besitzen als einzige innerhalb der Wirbeltiere hohle Eierstöcke, die von einer Keimschicht ausgekleidet sind. Jede Eizelle in dieser gefalteten Keimschicht ist umgeben von einer Reihe von Follikelzellen, die Dotter und Hormone abscheiden. Befruchtete Eier werden in die Höhlung des Eierstocks freigesetzt, die sich nahtlos in einen einfachen, bewimperten Eileiter fortsetzt.

Bei Guppys gibt es eine innere Befruchtung und sie sind ovovivipar: Die Eier entwickeln sich im Bauch des Weibchen, ohne jedoch von deren Körper versorgt zu werden.

Schlussbemerkung

Guppys sind, wie sich aus langjähriger Kursfahrt zeigt, ein ideales Einsteigerobjekt. Das

Material ist zumeist einfach verfügbar und auch leicht schneidbar. Eine Ausnahme ist die Augenregion. Die Linse ist sehr hart und nicht verformbar; hier ist ein sehr scharfes Messer notwendig, um gute Resultat zu erzielen. Durch die verschiedenen Gewebe auf kleinem Raum lassen sich auch einfache Färbungen wie beispielsweise Hämalaun-Eosin mit guten Erfolgen und viel Aussagekraft anwenden.

Gut Schnitt!

Literaturhinweise

Leake, L.: Comparative Histology. Academic Press, London 1973.

Romeis, B.: Mikroskopische Technik. 16. Aufl. Verlag Oldenbourg, München 1968.

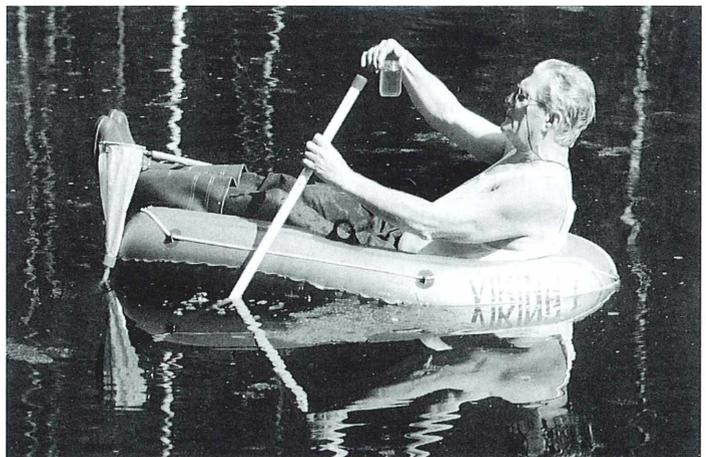
Romer, A. S., Parsons, T.: Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. 5. Aufl. Verlag Paul Parey, Hamburg 1991.

Ziswiler, V.: Wirbeltiere Bd. 1. Anamnia. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1976.

Verfasserin: Dr. Gabriele Hrauda, Phorusgasse 16/10, A-1040 Wien, Österreich

Micro-Cartoon

Keine Zeichnung, aber ein spaßiges Bild, das für sich spricht: Unser Autor Wolfgang M. Richter aus Himmelfporten in seinem Viking-Gummiboot bei einer seiner Lieblingsbeschäftigungen.



Ohne Worte

Kurze Mitteilung

Harzausguss von Gefäßen

Die Gefäßbündel im Holz der Bäume sind die Hauptwege für den longitudinalen Wassertransport. Die Gefäße bestehen aus verschiedenen anatomischen Elementen und Zelltypen. Abhängig von der Baum- und Holzart haben die Gefäße eine spezifische Struktur, welche die Holzanalyse möglich machten. Die dreidimensionale Rekonstruktion der Gefäße wurde bisher durch Serienquerschnitte ermöglicht. Eine bessere Einsicht in die Anordnung der verschiedenen Gefäßelemente im Raum ermöglicht eine neue Methode, bei der die Hohlräume im Holz mit Harz ausgegossen werden. Man erhält so einen Abguss der Wände der Zellen, welche die Hohlräume auskleiden. Die Schwierigkeit war die richtige Wahl des Ausgussmaterials. Dieses musste verschiedene Voraussetzungen erfüllen: Es muss genügend viskos sein, um die feinen Skulpturen und Strukturen der Zellwände abzubilden; dazu muss die Gussmasse bei einer Temperatur flüssig sein, bei der das pflanzliche Zellwandmaterial nicht wesentlich verändert wird. Da die Information nach dem Ausguss an die sich erhärtende Gussmasse übertragen worden ist, muss das ursprüngliche Zellmaterial herausgelöst werden; dies muss jedoch so erfolgen, dass die Ausgussmasse dabei nicht verändert wird, da sonst Informationen verloren gingen. Die Gussmasse muss also nach dem Erhärten resistent sein gegen das Lösungsmittel, mit dem die Zellwände aufgelöst werden. Und schließlich muss die Ausgussmasse genügend stabil, aber auch flexibel, und nicht fragil, bröckelig, sein, damit eine licht- oder rasterelektronenmikroskopische Beobachtung möglich ist.

Japanische Holzanatomen haben ein thermoplastisches, synthetisches Polymer gefunden, ein Polyethylen (LDPE, low density polyethylene) mit einem Schmelzindex von 80, das die erforderlichen Eigenschaften für den Ausguss von Holz hat. Lieferant Showa Denko Co. Ltd., Typenbezeichnung M 281. Dieses Polyethylen ist resistent gegenüber den Lösungsmitteln, welche angewendet werden müssen, um die verholzten Zellwände herauszulösen, aber gleichzeitig eine gute Abbildung der zellulären Strukturen garantieren. Die Holzstückchen werden wie im Folgenden beschrieben mit dem

bei 210–220 °C verflüssigten LDPE ausgegossen (nach Fuji und Hatano, 2000). Das longitudinale, circa 7 mm dicke Säulchen der Holzprobe wird aus einem Querschnitt von etwa 1 cm Dicke herausgestanzt. Die transversalen Oberflächen an beiden Seiten werden mit einem Stahlmikrotommesser geglättet. Jede Holzprobe wird am Ende eines Teflonröhrchens oder eines Glasröhrchens mit einem schnell härtenden Epoxid-Klebstoff fixiert. Die aufrecht stehenden Röhrchen werden gemeinsam mit den Pellets des LDPE (low density polyethylene) auf 210 bis 220 °C erhitzt. Wenn die Temperatur erreicht ist, wird das verflüssigte, thermoplastische, synthetische Polymer in den Becher mit den Holzproben gegossen. Die Röhrchen werden dann mit einem Schlauch an eine Vakuumpumpe angeschlossen und 2 Minuten lang evakuiert; während dieser Zeit wird das geschmolzene Harz in das Holzsäulchen eingesogen, oder ein Tropfen des geschmolzenen Harzes auf die Oberfläche des Holzsäulchens gegeben und circa 1–2 Minuten lang unter Druck gesetzt. Danach werden die Proben wiederholt und abwechselnd mit einem Gemisch aus Wasserstoffperoxid und Eisessig bei 60 °C und mit konzentrierter Schwefelsäure bei Raumtemperatur mehrmals behandelt, bis das Zellwandmaterial vollständig aufgelöst und entfernt ist. Die Proben werden dann mit fließendem Wasser gespült und gefriergetrocknet, um die feinen Strukturen gut zu bewahren. Die Harzabdrücke können anschließend mit einem Stahlmesser in Schnitte zerlegt oder mit Pt-PD beschichtet für die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung vorbereitet werden. Das Gefäßnetzwerk der Zellwände kann ausgezeichnet beobachtet werden. Bisher wurde das Holz von *Ilex macrocarpa* und von *Acer pictum* untersucht. Die Harzausgussmethode ist sicherlich eine Bereicherung für Untersuchungen der Holzanatomie.

Literaturhinweis

Fujii, T., Hatano, Y.: The LDPE resin-casting method applied to vessel characterisation. *IAWA Journal* 21, 347–359 (2000).

H. F. Linskens, Nijmegen

Formatnutzende Mikrofotos schnell bewegter, kleiner Objekte

Werner Nachtigall

Wer wünscht sie sich nicht, die formatfüllenden Mikrofotos von schwimmenden Mikroorganismen? Jeder, der es einmal versucht hat, weiß wie schwierig dieses ist, zumal wenn man es mit rasch bewegten Objekten zu tun hat. Im Folgenden werden einige Hinweise gegeben und einige Tricks verraten, wie man – allerdings auch nur mit Ausdauer – zu dem gewünschten Ziel kommen kann.

Für formatfüllende Mikroaufnahmen, etwa von schnellbewegten Ciliaten, braucht man einen Trinokulatubus mit Teilausspiegelung und einen kurzblendenden Mikroblitz. Damit allein ist es allerdings nicht getan, wenn man das fotografische Jagdfieber, das einen da unversehens packt, in Erfolg umsetzen will. Für die Praxis haben sich die folgenden Tips zur Trennung von Kreuztischbewegung, Scharfeinstellung, Auslösung und improvisierter Blitzbeleuchtung bewährt.

Nachführen

Paramecien etwa füllen bei Verwendung eines 40×-Objektivs und eines 10×-Projektivs etwas mehr als das halbe Kleinbildfeld aus und verweilen da beim raschen Schwimmen nur etwa 1/10 bis 1/20 Sekunde. Zum Zentralhalten im Bildfeld empfiehlt sich ein Koaxialtrieb für den Kreuztisch. Man betätigt ihn beispielsweise mit der linken Hand so, dass Daumen und Zeigefinger den (größeren) Vertikaltriebkopf (Kreuztischbewegung vom Beobachter weg und zum Beobachter hin) verstellen, der „schleifend“ angesetzte Mittelfinger den (kleineren und darunterliegenden) Horizontaltriebkopf (Kreuztischbewegung von links nach rechts und umgekehrt). Dann heißt es üben. Bald wird man die Fingerhaltung an den Einstellknöpfen (Abb. 1A) vergessen und gelernt haben, durch feinfühligere Verstellung der drei Finger gegeneinander das Objekt auch bei schneller Bewegung zentral zu halten – selbst wenn es schräg durchs Bildfeld flitzt und damit alle drei Finger auf Trab hält. Die Fingerbewe-

gung erinnert dabei an die Feinkoordination, mit der man beispielsweise eine gläserne Schusskugel zwischen drei Fingern drehen kann: sie wird einem nach der Einübung nicht mehr bewusst.

Scharfstellung

Die Scharfstellung erfolgt dann mit Daumen und Mittelfinger der rechten Hand am gegenüberliegenden Feintrieb-Knopf. Der Grobtrieb wird gar nicht betätigt. Man sollte sich angewöhnen, zügig bis rasch auf und ab zu drehen, nicht zögerlich nachzuführen. Bei sehr rasch bewegten Objekten schafft man es schwerlich, Nachführen und Scharfstellen zu kombinieren. Man stellt dann auf eine mittlere Ebene scharf und löst aus, sobald das Tier – während es sich von unten oder oben dieser Ebene nähert – gerade scharf zu werden beginnt. Nicht erst bei voller Schärfe auslösen! Bis die Spiegelautomatik funktioniert, hat sich das Tier meist schon wieder aus der Schärfenebene herausgedreht.

Auslösung

Für die Auslösung bei Winderbetrieb habe ich einen leicht durchspringenden Mikroschalter mit Kugelknopf so auf ein Metallband montiert, dass der Zeigerfinger der rechten Hand darauf ruht, während Daumen und Zeigefinger den Mikrotrieb betätigen (Abb. 1B, C). Man kann so beispielsweise rasch schwimmende Ciliaten oder Gastrotrichen (Abb. 1D, E) oder rasch sich entspiralisierende Vorticellen (Abb. 1F) formatfüllend fotografieren.

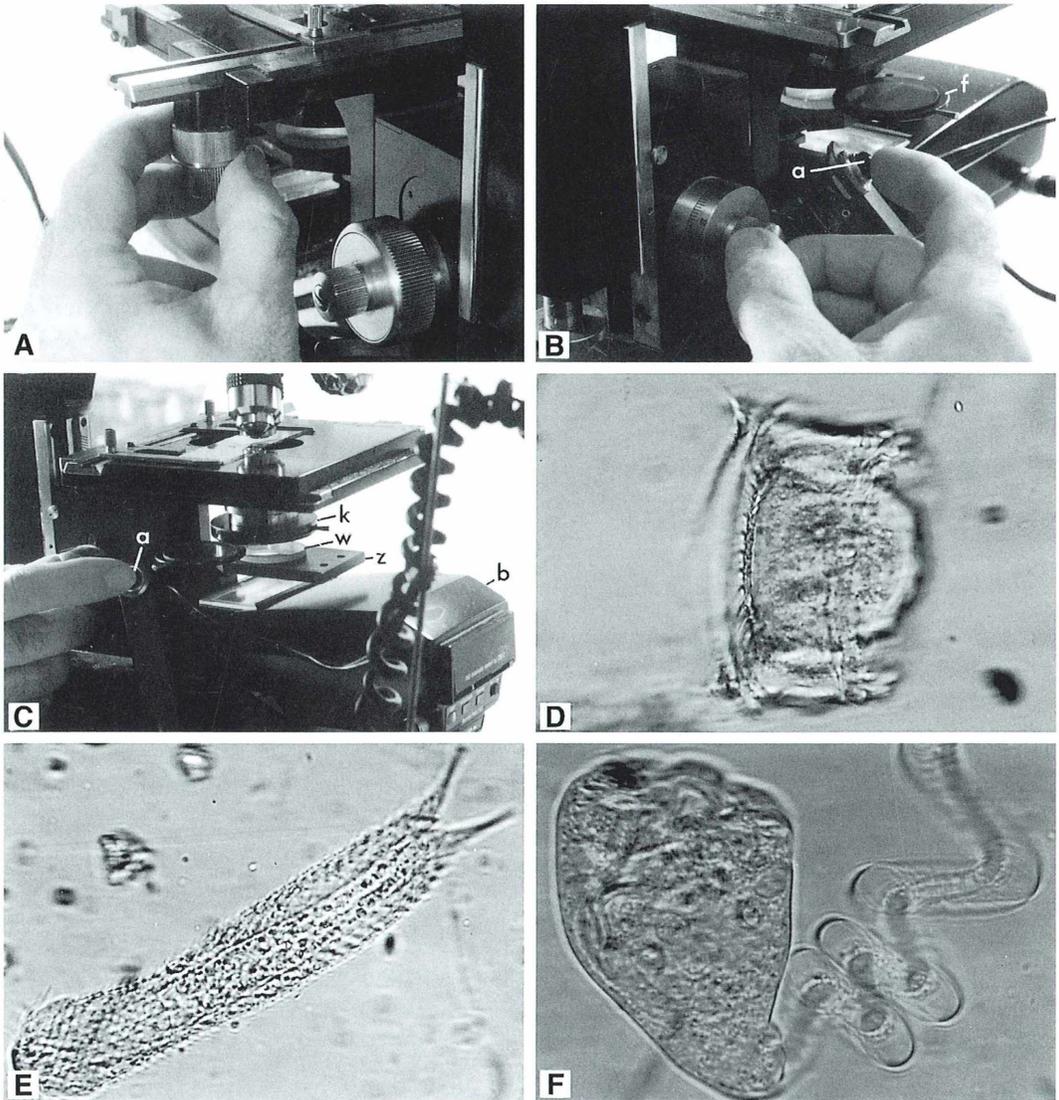


Abb. 1A: Fingerhaltung der linken Hand beim Nachführen (Kreuztisch-Koaxialtrieb). B und C Fingerhaltung der rechten Hand beim Scharfeinstellen (Feintrieb) und Auslösen (Mikroschalter). C Anordnung des Olympus T-32-Blitzes. a Kameraauslöseknopf, b Blitz mit ausgeklapptem und, wie im Text beschrieben, verändertem Reflektor, f ausgeklappter Blaufilter, k Kondensator, w Wärmeschutzfilter, z Zwischenträger mit Bohrung zum Auflegen von Rheinberg-Filtern, Streuscheiben etc. D, E Rasch das Bildfeld formatfüllend durchschwimmende Formen (D Polypenlaus, E Bauchhärting). F Sich entspiralisierendes Glockentierchen. Durchlaufzeit durch das Bildfeld bei D, E, F jeweils kleiner als $1/10$ s.

Blitzbeleuchtung

Wer keinen speziellen Mikroblitz hat, kann beispielsweise wie folgt improvisieren. Beim Olympus-Blitz T-32 kann man den Reflektor um 90° herauskippen. Die Reflektor-Rückwand wird kreisförmig etwa im Durchmesser von 2 cm herausgeschnitten, damit die Beleuchtung aus dem Mikroskopfuß durchstrahlen kann, und der Blitz wird mit herausgeklapptem Reflektor unterhalb des Kondensors zentral justiert (Abb. 1C). Bei normal justiertem (hochstehendem) Kondensor sieht man die Blitzröhre durch die Mitte des Bildfelds laufen.

Der Kondensator wird nun stark gesenkt, und die Blende wird auf ein Drittel geschlossen. In dieser Einstellung wird das Gesichtsfeld mit dem 40x-Objektiv (nicht ohne weiteres mit schwächeren!) ohne zusätzliche Hilfsmittel homogen ausgeleuchtet, der Kontrast wird verstärkt, was bei zarten Ciliaten günstig ist; freilich wird eine Optimalauflösung nicht erreicht. Die Abbildungen 1D-F sind auf diese Weise entstanden.

Verfasser: Prof. Dr. Werner Nachtigall,
Zoologisches Institut, Universität des Saarlandes,
D-66041 Saarbrücken

Buchbesprechungen

Raven, P. H., Evert, R. E., Eichhorn, S. E.: Biologie der Pflanzen. 3. Aufl., Walter de Gruyter, Berlin 2000, 1032 Seiten, zahlreiche Abbildungen in Farbe, gebunden, DM 148,00, ISBN 3-11-015462-5.

Die Szene der unbedingt empfehlens- und lesenswerten Lehrbücher der Botanik ist mit der vorliegenden Neuauflage um ein beachtliches Werk reicher geworden. Nach der 6. amerikanischen Originalauflage hat ein von Rosemarie Langenfeld-Heyser koordiniertes Team von 20 FachübersetzerInnen ein umfassendes Lehrbuch zu allen wesentlichen Aspekten der Pflanzenbiologie unter Einschluss der Mikrobiologie und der Mykologie vorgelegt. Gegenüber der Vorgängerauflage (letzte deutsche Ausgabe 1988 nach der 3. amerikanischen Auflage) ist das Werk um nahezu 250 Seiten angewachsen. Diesem äußeren Wandel entspricht eine gründliche inhaltliche Überarbeitung und Erweiterung fast aller Kapitel, um die Darstellung dem nicht unerheblichen Kenntnisfortschritt in fast allen Teilbereichen der Botanik anzupassen, beispielsweise in den modernen Auffassungen von den verwand-

schaftlichen Beziehungen der Lebewesen untereinander auf der Grundlage molekularer Vergleiche oder in der Behandlung grundlegender pflanzlicher Stoffwechselleistungen.

Im Unterschied zu allen bisherigen deutschsprachigen Lehrbüchern der Botanik überzeugten schon die Vorgängerausgaben durch eine ansprechende Ausstattung mit zahlreichen Farbbildungen, darunter Fotos von Lebensräumen und Organismen, aber auch Schemadarstellungen und Ablaufdiagrammen. Der an der pflanzlichen Anatomie und Cytologie interessierte Buchbenutzer wird vor allem die zahlreichen instruktiven Abbildungen aus der mikroskopischen Dimension schätzen, die einen exzellenten Einblick in Struktur-/Funktions-Beziehungen auf der Ebene von Zelle und Gewebe bietet. Eine für die Erarbeitung des komplexen Stoffes wesentliche Hilfe sind die als Wegweiser formulierten Überschriften in der Binnengliederung der Kapitel, die neu aufgenommenen Fragen zur Überprüfung des erworbenen Wissens sowie die Übersichten wichtiger Schlüsselbegriffe mit Seitenverweisen. Insgesamt stellt sich dieses neue Lehrbuch als ein die besondere Faszination seines

Gegenstands hervorragend transportierendes Grundlagenwerk zur Einarbeitung in die Wissenschaft von den Pflanzen dar - eine zweifellos starke Einladung zur intensiven Beschäftigung mit allem, was die grüne Biologie spannend macht und staunen lässt.

Bruno P. Kremer, Köln

Eichhorn, M.: Langenscheidts Fachwörterbücher Kompakt: Biologie, Englisch-Deutsch, Deutsch-Englisch. Berlin 2000, 763 Seiten, broschiert, 69,- DM, ISBN 3-86117-149-X.

Jeder, der Texte aus dem Bereich der Biologie vom Deutschen ins Englische oder vom Englischen ins Deutsche zu übersetzen hat, wird in Zweifelsfällen zwangsläufig ein entsprechendes Wörterbuch zur Hand haben müssen. Wenn die Ansprüche nicht absolut hochgeschraubt sind, ist das vorliegende, preisgünstige Buch im kleinen Taschenbuchformat eine erwägenswerte, solide Alternative, welche - wie könnte es anders sein - im Deutschen die neue Rechtschreibung berücksichtigt.

Wilhelm Wagner, Essen

Nachricht

Bericht von der 20. Jahresvortragstagung der hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. in Gemeinschaft mit der Naturparkverwaltung der Feldberger Seenlandschaft

Wir nehmen es einfach einmal vorweg: Hier ist von einer Veranstaltung die Rede, die als großer Erfolg, sogar als recht großes Erlebnis für Zuhörer, Vortragende und Organisatoren gewertet werden kann. Wer von unseren Lesern noch die Programmplanung im MIKROKOSMOS (6/2000) in Erinnerung hat, dem sei gesagt, dass die dort angekündigten, recht anspruchsvollen Themen große Aufmerksamkeit und beste Aufnahme bei allen Teilnehmern fanden. Bereits am Freitag, dem 1.12.2000, drängten sich abends 40 Zuhörer im kleinen „Wiener Café“ des Feldberger Stieglitzenkruges. Sie wollten den Lichtbildervortrag des Leiters der Naturparkverwaltung, Herrn Dr. P. Wernicke, erleben. Und ein Erleben war es, was zum Themenkreis „Unter Adlern und Kranichen“ geboten wurde. Das Wissen des Vortragenden um Dinge der Natur in diesem viel zu wenig bekannten Feldberger Naturpark war ebenso bewundernswert wie auch die vielfach außergewöhnlichen Diapositive, die der Vogelwelt, dem Wild und der Landschaft regelrecht abgelauscht schienen.

Nach umfangreichen Installationen von Bildwerfern, Overhead-Projektoren, Video-Einrichtungen und anderen elektronischen Gerätschaften begann dann am Samstag die eigentliche Gemeinschaftstagung. Im Saal des Stieglitzenkruges fand sich ein großes Auditorium von rund 90 Zuhörern verschiedenster Berufe, Berufungen und Neigungen ein. Das hatten die Veranstalter erhofft, als sie das weit gefächerte Programm zusammenstellten.

Nach Begrüßung der Gäste durch Herrn Dr. P. Wernicke, ergriff Herr Prof. Dr. W. Methling, der Umweltminister des Landes Mecklenburg-Vorpommern, eröffnend das Wort. Die Situation in Sachen Umwelt umreißend, begrüßte er nicht nur die Veranstaltung, sondern bedauerte auch, dass er von der 42-jährigen Tätigkeit der Arbeitsgemeinschaft BONITO bisher so gut wie nichts erfahren habe. Er warb dann in seinen Ausführungen bei den Zuhörern um Verständnis dafür, dass ihm als Umweltminister bei bestehenden wirtschaftlichen Zwängen sowie aus anderen wichtigen Überlegungen heraus das Fordern und Durchsetzen von erstrebenswerten, ja sogar dringlichen Maßnahmen manches Mal nicht möglich sei. Der besondere Dank der Veranstalter geht an Herrn Minister Methling, der es sich nicht nehmen ließ, entgegen seiner ursprünglichen Planung sogar bis zum Nachmittag vor Ort zu bleiben (Abb. 1).



Abb. 1: Umweltminister Prof. Dr. W. Methling in angeregter Diskussion mit Tagungsteilnehmern (Foto: M. Glatzer, Neubrandenburg).

Im ersten Block der Vorträge kamen dann die insbesondere in der Feldberger Seenlandschaft ehrenamtlich tätigen Mitstreiter für Natur und Umwelt zu Wort. Der traditionelle Beginn erfolgte mit dem „Plenarischen Vortrag und Arbeitsbericht der BONITO e.V. für die Jahre 1998 - 2000“. Der wissenschaftliche Leiter der Arbeitsgemeinschaft, Herr Dipl. Biol. W. M. Richter (Abb. 2), verwies dabei einführend auf die vielen Dilettanten, die im Verlauf der Jahrhunderte der Wissenschaft mit ihren Forschungen zu Erkenntnissen verhalfen, die oft heute noch gültig, ja sogar wegweisend sind. Auch in den Reihen der BONITO gibt es solche Freizeitforscher. Hier sei stellvertretend nur an den Bäckermeister Dölle aus Weimar erinnert, der mit seinen Arbeiten zur vermutlich eingewanderten Schnecke *Potamopyrgus jenkinsi* ein wissenschaftliches Dokument schuf.

Dann war von den zahlreichen Aktivitäten dieser Gruppe zu berichten, von wissenschaftlichen und populärwissenschaftlichen Publikationen in Fachzeitschriften - darunter im MIKROKOSMOS -, aber auch von bisher rund 75 Beiträgen im Amtlichen Feldberger Mitteilungsblatt KIEK RIN sowie solchen im MST-Journal des Kreises Neustrelitz. Anschließend berichtete aus den Reihen der BONITO Herr P. Ziemann von den beiden kleinen Klima-



Abb. 2: Der wissenschaftliche Leiter der Arbeitsgemeinschaft BONITO, Dipl. Biol. W. M. Richter, bei seinem traditionellen plenarischen Vortrag und Arbeitsbericht (Foto: M. Glatzer, Neubrandenburg).

stationen der Gruppe, der auf der Höhe und der in der Mulde der Seenlandschaft, und Herr Dr. G. Kubsch vom Ablauf des 5. und 6. Sommerworkshops in der Krüseliner Mühle, wo die Humboldt-Universität seit Jahren zusammen mit BONITO besonders bei jüngeren Menschen das Wissen um die Gewässer zu fördern versucht.

Für diesen Themenblock blieb Herrn E. Hemke, dem Kreisvorsitzenden des NABU, abschließend ein Bericht über die von dieser Gruppe bewältigte Arbeit. Das führte die Zuhörer vom Gedenkstein für den wieder im Lande ansässig gewordenen Uhu bis hin zum Sorgen um Probleme dieser Landschaft, welcher derzeit wieder einmal ein seit gut 60 Jahren erfolgreich verhindertes Kiesabbau droht.

Der zweite Themenblock, welcher der so wichtigen Grundlagenforschung gewidmet war, wurde von Herrn Dr. G. Kubsch, Humboldt-Universität Berlin, moderiert. Herr Prof. Dr. K. Hausmann von der Freien Universität Berlin berichtete darin mit eindrucksvollen lichtmikroskopischen Videoaufnahmen und elektronenmikroskopischen Bildern vom "Fressen und Gefressenwerden" in Seen. Das war nun aber keineswegs ein politisches Thema, sondern seine Hauptdarsteller waren verschiedene Einzeller, die sich dem staunenden Kreis von Natur- und Umweltschützern Algen dinierend, aber auch räuberisch fressend vorstellten. Der Verdacht, wenn nicht sogar die Hoffnung, dass nämlich die gezeigten Abläufe

der Aufnahme fädiger Algen durch Ciliaten zur Steuerung des Algenlebens in unseren Gewässer benutzt werden könnten, liegt nur zu nahe.

Auch Herr Prof. Dr. M. Linscheid von der Humboldt-Universität Berlin, war nach Feldberg gekommen, um anschließend zum Thema "Pestizide auf dem Weg in unser Grundwasser" Erkenntnisse seiner Forschungsarbeit vorzustellen. Diese wurden mit modernster Computerprojektion dargeboten und konnten ob der wissenschaftlichen Erkenntnisse sowie der Brisanz des Themas jedermann nachdenklich stimmen.

Im dritten Block folgten fünf Kurzbeiträge zu Erhebungen und Forschungen, die den Naturpark Feldberger Seenlandschaft tangierten. Beachtlich war der Beitrag von Herrn Dipl. Biol. Ch. Blümel von der Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Greifswald. Er charakterisierte unter anderem ausgewählte Gewässer an Hand ihrer Hydrophyten im Vergleich der Vergangenheit mit der Gegenwart. Das von ihm gebrachte Beispiel einer signifikanten Veränderungen dieser Hydrophyten im Krüselin-See führte er ursächlich auf eine damalige Wasserabsenkung dieses immer noch sehr klaren Gewässers zurück, eine Maßnahme, die einst zu Gunsten der abwärts arbeitenden Fischzuchtanlage unüberlegt durchgeführt wurde.

Herr Prof. Dr. R. Koschel von der Forschungsstelle für geschichtete Seen im Forschungsverbund des IfB Berlin, Neuglobsow, berichtete folgend vom "Stand und den Perspektiven der Forschungs- und Sanierungsarbeit in den oberen Feldberger Seen". Natürlich brachte er das von seinem Institut praktizierte spezielle Projekt der Tiefenwasserbelüftung bei gleichzeitiger Kalzitanreicherung des Wassers im Schmalen Luzin zur Sprache. Aber auch die Perspek-



Abb. 3: Prof. Dr. M. Linscheid von der Humboldt-Universität zu Berlin setzte bei seinem Vortrag modernste Präsentationstechnik ein (Foto: M. Glatzer, Neubrandenburg).

tiven zu weiteren, dringend erforderlichen Restaurierungen an anderen Gewässern wie beispielsweise dem Breiten Luzin flossen ein. Erinnert wurde an das Projekt Biomanipulation des Feldberger Haussees (Abb. 4), welches durchaus schon seine Früchte trug, was unter anderem an der sporadisch stark schwankenden, insgesamt aber zunehmenden Klarheit des Gewässers genauso abzulesen ist wie am nachweislich verminderten Phosphorgehalt. Hier bleibt zu hoffen, dass weitere Finanzmittel zur Verfügung gestellt werden können, um die Forschungs- und Sanierungsarbeiten fortzusetzen.

Herr Dipl. Geol. J. Hinz hatte sich dem Thema "Eingriffe in die geohydrologischen Verhältnisse und deren Auswirkungen" verschrieben und brachte in seinem Referat zum Ausdruck, welche Folgeerscheinungen - auch bei eventueller Renaturierung - zu erwarten sind, und welche Mutmaßungen zu überprüfen wären.

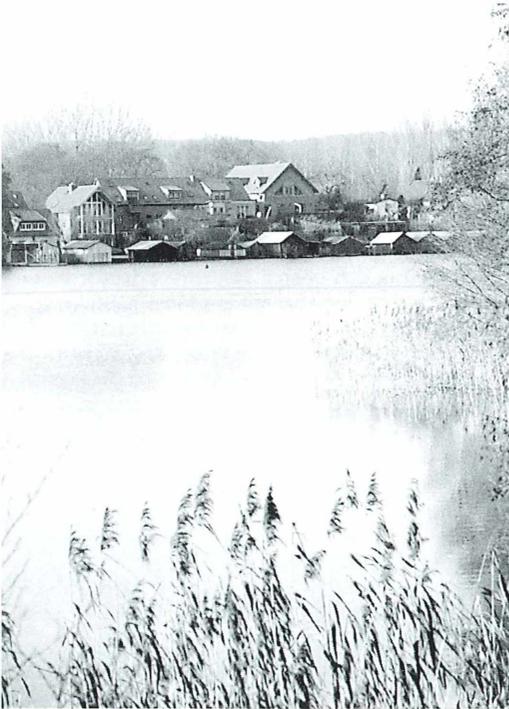


Abb. 4: Blick im Dezember über den Kleinen Haussee zum Amtswerder. Der Feldberger Haussee, einst Sorgenkind in der Seenlandschaft, gesundet langsam wieder, da die ihn früher belastenden Abwässer heute einer modernen Aufbereitungsanlage bei Schlicht zugeführt werden. Gleichzeitig lässt auch eine vom Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei in Neuglobsow erarbeitete Biomanipulation ihre ersten Erfolge erkennen (Foto: W. M. Richter, Himmelpforten).

Herr J. Godenschweger (BONITO) wartete mit seinem Erstlingsvortrag "Veränderungen in der Landschaftsstruktur im Verlauf der letzten Jahrzehnte" mit einem ebenfalls interessanten, aber auch komplizierten Thema auf. Die bei seiner Arbeit im Raum- und Luftfahrtzentrum Neustrelitz erstellten Computerkarten ließen erahnen, wie sich unsere Landschaft durch den Eingriff des Menschen immer weiter verändert hat, leider nicht immer zum anhaltenden Nutzen von Pflanze, Tier und letztlich auch dem Menschen.

Herr Dr. A. Waterstrat Spieß von der Gesellschaft für Naturschutz und Landschaftsökologie, Kratzburg, trat zum Abschluss mit dem Thema "Renaturierungskonzept für den Godendorfer Mühlenschloß" an. Vom Referenten wurde die Problematik insgesamt dargestellt und das Für und Wider von Maßnahmen erörtert, die unter Umständen weit in die Lebens- und Arbeitsweisen der Menschen eingreifen können.

Nach einer themenbezogenen Diskussion schloss Herr Dr. U. Weber von der BONITO die Tagung. Er wertete sie als ausgesprochen gelungen und gab der Hoffnung Ausdruck, dass künftig die angestrebte bessere Zusammenarbeit unter den sich mit Natur und Umwelt befassenden Gruppen möglich werden müsse. Er bedankte sich bei den in diesem anspruchsvollen Programm aufgetretenen Fachleuten von verschiedenen Universitäten und diversen Institutionen ganz herzlich und meinte, dass deren Wissensvermittlung auch als deutliches Signal zu besserer Zusammenarbeit zu werten sei. Er bedauerte zu Recht, dass es Vertretern des kommunalen Lebens offenbar nicht möglich gewesen war, der Einladung zu dieser Gemeinschaftsveranstaltung zu folgen. Schade!

Am Sonntag fanden dann die Jahreshauptversammlung der BONITO und anschließend die traditionelle Exkursion in die Feldberger Landschaft statt. Nach gemeinsamer Besichtigung des Waldmuseums Lütt Holthus in Lüttenhagen besuchten noch rund 30 Teilnehmer einerseits unter Führung von Herrn Dipl. Forsting. K. Borrmann und A. Pfitzner, BONITO, das Arboretum "Paradiesgarten des Oberförstern Grapow" sowie andererseits unter Leitung von Herrn Dr. Wernicke das Buchentotalreservat "Heilige Hallen". Es bleibt zum Abschluss noch einmal den Dank an alle Beteiligten auszusprechen, an die Zuhörer, die zum Teil sogar von weit her - beispielsweise aus dem Münsterland oder gar dem Badischen - angereist waren, insbesondere aber an die Referenten. Und es sollte angemerkt werden, dass sie sich wieder einmal kostenneutral in den Dienst der Sache stellten und sogar Anreise und Aufenthalt aus ihrem privaten Säckel bestritten.

Es ist die Herausgabe eines ausführlichen Tagungsberichtes mit Kurzreferaten geplant. Wer daran interessiert ist, möglicherweise sogar einen kleinen Kostenbeitrag leisten kann, der wende sich umgehend mit einer Postkarte an den Naturpark Feldberger Seenlandschaft, 17237 Serrahn, oder an die BONITO e.V., zu Händen von Dipl. Biol. W. M. Richter, Drosselgang 2, 21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe).

Stroboskopie mit Leuchtdioden – Zyklische Bewegungen einfrieren

Jürgen Stahlschmidt

Unter stroboskopischer Erscheinung wird der Eindruck einer Bewegung mit gewisser Geschwindigkeit bei Betrachtung eines sich mit einer tatsächlichen Geschwindigkeit bewegendes Objektes verstanden, wenn die Beobachtung mit Unterbrechungen geschieht, die eine im Verhältnis zur Bewegung bestimmte Frequenz aufweist. Der Eindruck kann auch der der Ruhe sein.

Das Stroboskop ist eine optische Vorrichtung, mit der stroboskopische Erscheinungen erzeugt werden können. Ein Objekt, das sich mit einer bestimmten Frequenz bewegt, wird mit intermittierendem Licht beleuchtet. Entspricht die Lichtfrequenz der Objektfrequenz, scheint das Objekt still zu stehen. Wird die Lichtfrequenz kleiner, tritt eine langsame Vorwärtsbewegung des Objektes ein. Wird die Lichtfrequenz größer, tritt eine Rückwärtsbewegung ein. Auch in der Mikroskopie gibt es Objekte, die zyklische Bewegungen vollführen, Bewegungen, die man mit stroboskopischen Beleuchtungsanordnungen analysieren kann (z. B. den Cilienschlag von Ciliaten).

Die Qualität stroboskopischer Erscheinungen hängt unter anderem von der Form des Lichtimpulses ab (Dreieck-, Sägezahn-, Sinus- oder Rechteckform mit allen sich daraus ableitenden Zwischenformen). Ideal für die stroboskopische Betrachtung scheint eine schmale Rechteckform des Lichtimpulses zu sein (steile Flanken, kurze Impulszeiten und entsprechend große Pausen, die allerdings das Beobachtungslicht stark einschränken können).

Die mechanische Realisierung eines Stroboskops im mikroskopischen Beleuchtungsstrahlengang, das die oben genannten Idealbedingungen annähernd erfüllt, ist beliebig schwierig. Eine Mikroskopadaption für technische Stroboskope (Frequenzgenerator und Elektronenblitzröhre) ist teuer und aufwändig. Der Betrieb der Mikroskoplampe mit einem Frequenzgenerator scheidet aus technischen Gründen aus (Trägheit der Lampen und ihre Schalterempfindlichkeit). Die Kombination eines

Frequenzgenerators mit den immer leistungsfähiger werdenden Leuchtdioden (Göke, 2000 a und b) bietet dem Mikroskopiker die Möglichkeit, in der Zukunft preiswert stroboskopische Erscheinungen im Mikroskop wahrzunehmen. Da beim Mikroskopieren ein Stroboskop nicht immer im Einsatz ist, konstruiert man es zweckmäßigerweise als Zusatzeinrichtung. Geeignet erscheint es als Aufsatzteil auf die Lichtaustrittsöffnung des Mikroskops (Leuchtfeldblendenbereich). Die dort platzierte Leuchtdiode wird mit Hilfe einer Optik in der Aperturbblendenebene abgebildet. Die optoelektrische Industrie bietet für LEDs passende Fassungen mit Reflektor und Sammellinse

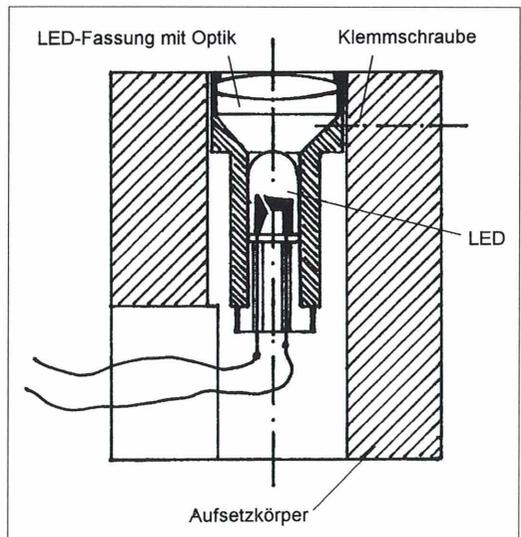


Abb. 1: Aufsatzteil für die Lichtaustrittsöffnung.

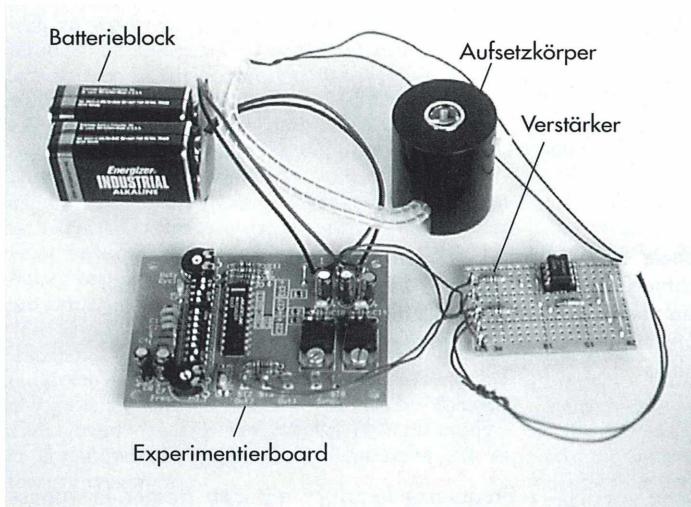


Abb. 2: Bauteilübersicht eines Mikroskop-Stroboskops.

(40–60 mm Brennweite) an, die für die beschriebene LED-Anordnung bestens geeignet sind. Das Bauprinzip eines solchen Aufsetz-Stroboskopes ist der Abbildung 1 zu entnehmen.

Auch die elektrische Seite stellt für den klassischen Mikroskopiker (biologisch engagiert, ohne Maschinenbau- und/oder Elektrotechnik-Studium) keine unüberwindbare Hürde dar. Der Elektronikfachhandel bietet beispielsweise Experimentierboards an, mit denen die schaltunempfindlichen und trägheitsarmen Leuchtdioden betrieben werden können. Pulsfrequenz, Kurvenformen und Impulsdauer sind weitgehend beliebig einstellbar. Die Ausgangssignale müssen nur noch über einen geeigneten Operationsverstärker – hier kann neben dem Fachhandel auch ein Elektronikfreund helfen – an die für den LED-Betrieb erforderliche Leistung angepasst werden.

Die Versuche mit Wimpertierchen bei Frequenzen bis zu 130 Hz waren recht vielversprechend. Ist die Impulszeit nicht zu klein gewählt, reicht die Lichtleistung auch für Ver-

größerungen mit der 100er Ölimmersion. Die Beleuchtungsstärke ist möglicherweise noch durch Erhöhung der empfohlenen Stromstärke bei sehr kurzen Impulszeiten steigerbar, ohne dass die Leuchtdiode zerstört wird. Hier sind die elektronisch vorgebildeten Mikroskopiker mit ihrem Fachwissen gefragt. Auch die Zwischenschaltung eines Frequenzzählers, der exakt den eingestellten Frequenzbereich angibt, ist kein Problem. Man sieht, dass der Experimentierfreude zu diesem Thema kaum Grenzen gesetzt sind.

Literaturhinweise

Göke, G.: Leuchtdioden (LEDs) als Lichtquellen für die Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 33–37 (2000 a).

Göke, G.: Das neue Licht in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 89, 351–356 (2000 b).

Bezugsquelle für einen geeigneten Frequenzgenerator: ELV AG, 26787 Leer: MAX 038 Experimentierboard (ca. 70 DM)

Verfasser: Jürgen Stahlschmidt, Haferkamp 60, 58093 Hagen

Mikro-Einsteiger

Kristalle in Laubblättern – Botanische Juwelen sichtbar gemacht

Erich Lühje

Der Physiologe nennt sie schlicht Stoffwechselschlacken. Für den Mikroskopiker indes zählt diese Form von Biomüll zu den Pretiosen seines Faches – die Kristalle des Calciumoxalats.

Die botanischen Juwelen aus Calciumoxalat treten in fast allen Familien der Samenpflanzen auf (Braune *et al.*, 1983). Der Sinn ihrer Synthese scheint noch nicht restlos geklärt: Heißt es einerseits, die Kristalle werden zur *Abscheidung von überschüssigem Ca* gebildet (Strasburger, 1983), so liest man andererseits: *Einige der organischen Säuren in der Vakuole erreichen so hohe Konzentrationen, dass sie auskristallisieren; in Gegenwart geeigneter Kationen (z. B. Ca^{2+}) erfolgt die Kristallisation besonders effizient (z. B. Bildung von Calciumoxalat)* (Sengbusch, 1989). Wer also entsorgt wen? Ein salomonisches Urteil: *Vermutlich werden auf diese Weise sowohl überschüssige Ca^{++} -Ionen als auch überschüssige Oxalsäure aus dem Stoffwechsel entfernt* (Kuhn und Probst, 1983).

Was die Zellen in ihren Vakuolen aus Calciumionen und Oxalsäure zusammenbrauen, stellt

sich als Kollektion aus Raphidenbündeln, Drusen, Einzelkristallen und Kristallsand dar (Abb. 1). Aus diesen vier Komponenten entstehen in den Blättern der verschiedenen Pflanzenarten vielfältige Muster. Ein markanter Kristallisationspunkt sind die Blattadern, die gleichsam krustig überzogen erscheinen können. Ferner finden wir Kristalle (alternativ oder zusätzlich) in den Intercostalfeldern des Blattes ausgebreitet wie auf einem Ordenskissen. In anderen Blättern wiederum können Raphidenbündel wie Galaxien im Kosmos verteilt sein – natürlich auch mit Drusen vermischt. Kristallsand fand sich bei der hier zugrundeliegenden Untersuchung nur in den Blättern der Fleischerpalme (*Aucuba japonica*). Weitere Adressen für diese Form des Calciumoxalats sind der Holunder (*Sambucus nigra*) sowie etliche Solanaceen (Nachtschattengewächse; Braune *et al.*, 1983). Eine Auswahl aus der Vielfalt bieten die Abbildungen 2–7.

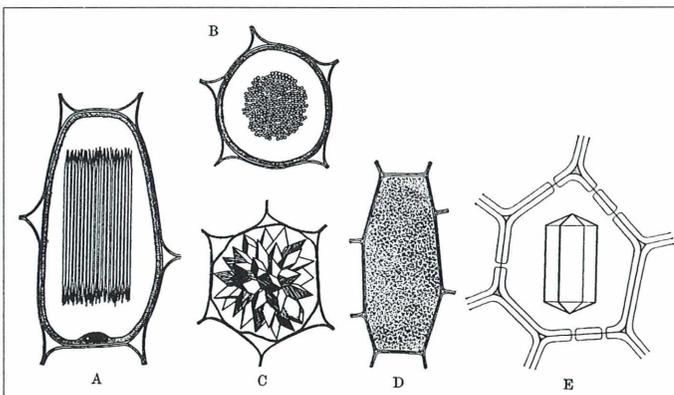


Abb. 1: Calciumoxalat-Kristalle: A, B Raphiden, C Druse, D Kristallsand, E Solitärkristall (aus Strasburger, 1983).

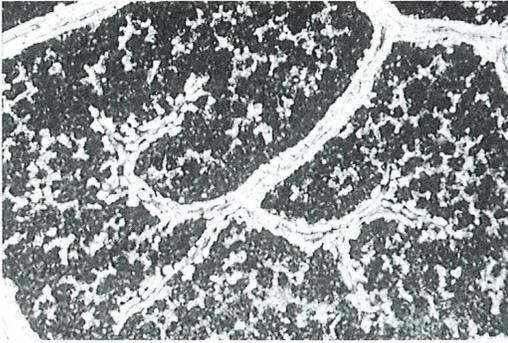


Abb. 2: Drusen in den Interkostalfeldern der Engelstrompete (*Datura suaveolens*). 4×-Objektiv, 1,5× nachvergrößert; Dunkelfeld, polarisiertes Licht, schräge Beleuchtung. 34×.

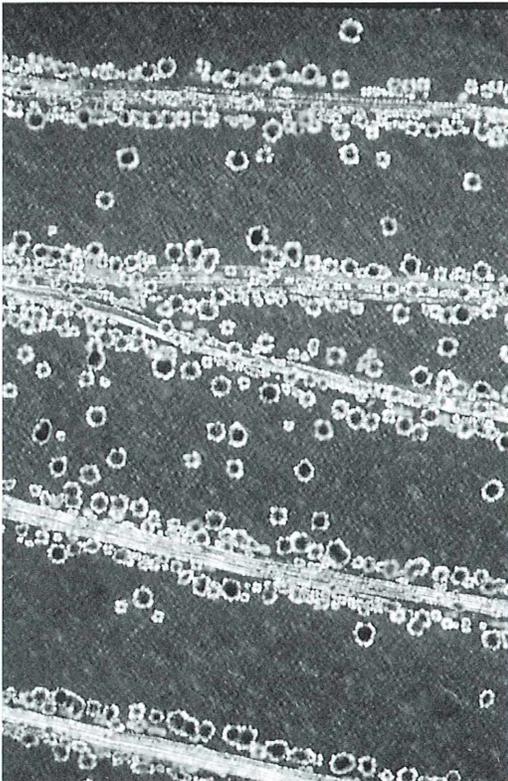


Abb. 3: Drusen an den Blattadern des Götterbaumes (*Ginkgo biloba*). Hellfeld, sonst wie bei Abb. 2. 35×.

Vom Laubblatt zum Schmuckblatt – Präparation von Blattkristallen

Aus den Blättern schneiden wir Stücke von 6×6 mm bis 8×8 mm Größe. Dabei sollen keine stärkeren Blattnerven im Präparat vorhanden sein. Bei zu dicken Blättern kann es notwendig sein, Flächenschnitte anzufertigen. Die Stücke werden zwischen zwei Objektträgern gehalten und mit der nassen Klinge etwa halbiert. Dabei müssen wir ein gleiches Stück des Blattes auch zwischen die anderen Enden der zwei Träger legen, damit die Klinge nicht einklemmt. Die Stücke werden in Brennspritus fixiert und konserviert; dabei löst sich das Chlorophyll aus dem Gewebe. Der Spiritus wird mehrfach erneuert. Die nunmehr chlorophyllfreien Blattstücke hellen wir in unverdünntem Klorix auf (natriumhypochloridhaltiger Haushaltsreiniger). Am besten geschieht dies in einem geschlossenen Gefäß (z. B. Filmdöschchen). Das Aufhellen kann mehrere Tage in Anspruch

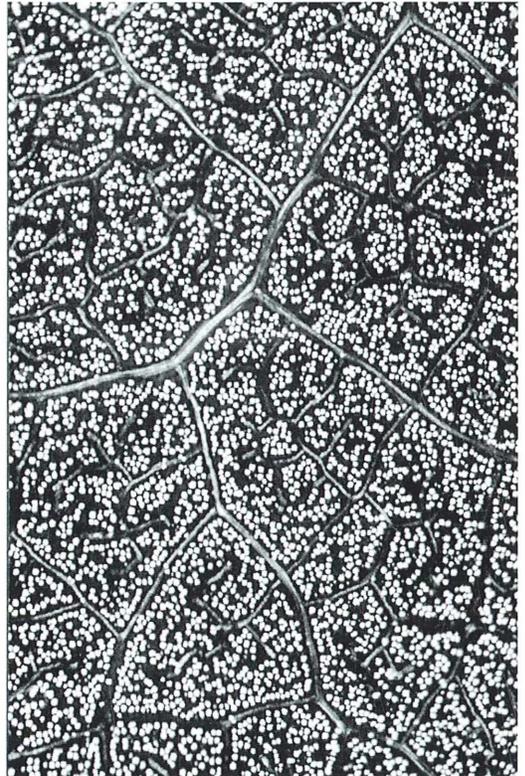


Abb. 4: Kristallsand an den Blattadern und im Mesophyll der Scheinorange (*Aucuba japonica*). Aufnahmedaten wie bei Abb. 2. 52×.



Abb. 5: Raphidenbündel im Blatt der Fuchsia (*Fuchsia spec.*). Aufnahmedaten wie bei Abb. 2. 52 \times .

nehmen. Sind die Objekte durchscheinend, werden sie zweimal in Leitungswasser ausgewaschen und danach in verdünnter Essigsäure (10 Teile Aqua demin. : 1 Teil 100%ige Essigsäure) etwa 30 Minuten neutralisiert. Anschließend über-

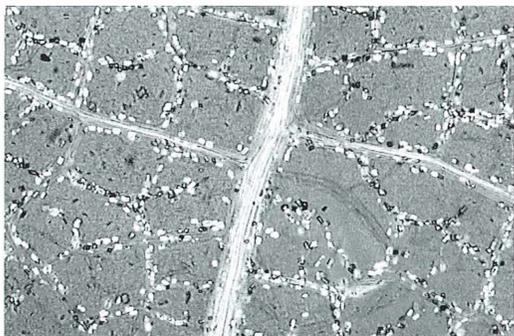


Abb. 6: Einzelkristalle an den Blattadern der Winterlinde (*Tilia cordata*). Aufnahmedaten wie bei Abb. 2. 34 \times .

führen wir die Stücke für 15 Minuten in Aqua demin. und anschließend in Brennspritus. Ideal ist es, wenn wir sie dann drei- bis viermal mittels einer Wasserstrahlpumpe entlüften, bis keine Blasen mehr aufsteigen. Nun können die Blattstücke in Brennspritus aufbewahrt oder sogleich weiterbearbeitet werden. Dazu überführen wir sie in 100%iges Isopropanol (10 Minuten bis mehrere Stunden) und sodann in Xylol (vorher das Isopropanol auf saugfähigem Papier abtupfen). Im Xylol verbleiben die Objekte circa 1 Stunde. Nun bringen wir die Blattstücke in ein Gemisch aus Xylol und Essigsäure (fünf Tropfen Essigsäure auf zehn Milliliter Xylol). In dieser Mischung bleiben sie (am besten über Nacht), bis sie völlig durchsichtig erscheinen.

Nun sind sie kaum noch zu erkennen, und unsere Arbeit wird etwas schwierig! In einem Blockschälchen verdünnen wir Malinol mit etwas Xylol und überführen das Pflanzenmaterial aus dem Xylol-Essigsäuregemisch hier hinein. Nach 15



Abb. 7: Einzelkristalle, Raphiden und Drusen im Blatt des Wilden Weins (*Parthenocissus inserta*). Polarisiertes Licht. 52 \times . (Foto: O. Reuter, Wetzlar).

Minuten wird es mit Malinol eingeschlossen (Deckglas mit einem Gewicht beschweren). Das Trocknen dauert mindestens vier bis fünf Monate, denn die Essigsäure verzögert die Aushärtung des Malinols. Abschließend reinigen wir das fertige Präparat vorsichtig mit einer Industrieklinge. Es ist nicht auszuschließen, dass sich infolge des Essigsäurezusatzes (zur Verbesserung der Aufhellung) stellenweise Blasen oder Bäumchen bilden. Dennoch ist die mikroskopische Auswertung solcher Präparate möglich.

Wie des Kaisers neue Kleider – Mikroskopie und Fotografie der Präparate

Hat man eine Serie gut gelungener Blattpräparate vor sich liegen, ist das gebleichte Blattgewebe kaum zu erkennen. Im Mikroskop bekommen wir die Kristalle im Hellfeld erst richtig zu sehen, wenn wir stark abblenden. Allerdings erscheinen die Schmucksteine dabei nur als unattraktive dunkle Strukturen vor hellem Hintergrund. Die Betrachtung sollte besser bei polarisiertem Licht erfolgen. Bekanntlich ist jedes Mikroskop mit zwei Polfolienstücken (eines auf der Leuchtfeldblende und eines im Okular) in ein Polarisationsmikroskop umwandelbar. Zwischenobjekte zur vielfältigen Abtönung des polarisierten Lichts liefert uns zum Beispiel die Schutzfolie einer Pralinenschachtel (Stärke etwa 0,05 mm). Passende Stücke davon werden einzeln, doppelt, dreifach und vierfach in Diarähmchen gefasst und dann zwischen Polarisator (Filter auf der Leuchtfeldblende) und Analysator (Filterfolie im Okular) gelegt und bei Kreuzstellung dieser beiden (Hintergrund dabei schwarz beziehungsweise dunkelblau) gedreht. Man erhält nunmehr Hintergrundfarben in rot, blau, grün, violett, gelb und grau. Der Rest ist Genießen und Fotografieren! Günstige Ausschnitte aus kristallführenden Blättern präsentiert ein 4–6faches Objektiv. Mit dem Vergrößerungswechsler (1,25 \times , 1,5 \times) kann der Ausschnitt erforderlichenfalls optimiert werden. Stärkere Vergrößerungen scheitern (ästhetisch!) häufig an der fehlenden Tiefenschärfe; neben den fokussierten Kristallen stören unerwünschte Lichtflecke das Bild. Bei der fotografischen Belichtung stellt die Brillanz der Kristalle, die buchstäblich alles in ihrer Nachbarschaft überstrahlen, einen Knackpunkt dar. Um den Glanz zu bändigen, habe ich im Allgemeinen zwei Blenden unterbelichtet, bei schwarzem Hintergrund sogar drei – mit gutem

Erfolg! Ferner heißt es stark abblenden, wenn die Solitärkristalle, Drusen und Raphidenbündel Struktur gewinnen sollen; das ist mit den schwach vergrößernden Objektiven ohne Schaden für die Bildqualität möglich. Schräge Beleuchtung erwies sich oftmals als förderlich.

Durch Probieren fand ich einen weiteren Weg zur Optimierung der fotografischen Ausbeute: Ich kombinierte die 4 \times -Normal(!)optik mit dem Phasenkontrast(!)kondensator (bei Einstellung für 10 \times -Optik). In etlichen Fällen wurden die Ergebnisse besser als mit dem Hellfeldkondensator. Es zeigte sich ferner, dass die Wahl der Hintergrundfarbe nicht nur eine Spielerei ist. Mit der entscheiden wir unter anderem über den Kontrast der Kristalle zur Umgebung, über das Hervortreten von Leitbündeln, Zellgrenzen oder Spaltöffnungsapparaten und damit über die Bildwirkung überhaupt (Titelbild). Ausrichtung des Polarisators sowie Anzahl und Kombination der Zwischenobjekte bieten unzählige Nuancen – man genieße diese Qual der Wahl!

Danksagung

Wie schon mancher frühere Beitrag entstand auch dieser Artikel in freundschaftlicher Zusammenarbeit mit Herrn Otto Reuter, Wetzlar. Er stellte mir Blattpräparate von etwa 50 Pflanzenarten sowie ausführliche Präparierangaben zur Verfügung und begleitete die Entstehung des Manuskripts in etlichen Telefongesprächen. Mit seinem Tod im Januar dieses Jahres endete nunmehr unsere fünfjährige Verbindung, zu der wir als MIKROKOSMOS-Leser zusammengefunden hatten. Sehr gern stellte er sein Material und seine Erfahrungen für den Mikro-Einsteiger und damit allen Lesern unserer Zeitschrift zur Verfügung. Zahlreiche Fotos, darunter auch etliche Farbabdrucke auf der Titelseite (inklusive der Titelseite dieses Heftes), dokumentieren die hervorragende Qualität seiner mikroskopischen Präparate. Ich freue mich, dass sein Können und Wirken im MIKROKOSMOS ihren bleibenden Niederschlag gefunden haben.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I, 4. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
- Kuhn, K., Probst, W.: Biologisches Grundpraktikum I, 4. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
- Sengbusch, P. von: Botanik. McGraw-Hill Book Company, Hamburg, New York 1989.
- Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik, 32. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.

Verfasser: Dr. Erich Lühje, Kruppallee 13, D-24146 Kiel

Aus der Industrie

Carl Zeiss stellt neues Invert-Mikroskop vor: Axiovert 200

Das Arbeiten mit lebenden Zellen hat die Ansprüche an die Mikroskopie-Arbeitsplätze deutlich steigen lassen. Das gilt für optische Leistungen und Funktionalitäten genauso wie für Stabilität, Flexibilität und die einfache Bedienbarkeit. Das hohe Niveau, das die Technik hier erreicht hat, wurde von Carl Zeiss jetzt noch deutlich gehoben. Das Mikroskop Axiovert 200 ist seinen Vorgängern in jedem entscheidenden Detail einen Schritt voraus. Das betrifft die hervorragende Optik mit dem breiten Spektrum an ICS-Objektiven, mit innovativen Kondensoren und optimierter Fluoreszenz genauso wie die ungewöhnliche Vielfalt an Dokumentations- und Adaptionmöglichkeiten, die hervorragende Stabilität und die einzigartige Ergonomie.

Im Einzelnen heißt das: Die neuen LD-Kondensoren decken mit DIC-, Phasen- und Varel-Kontrast jede Anwendung ab. Das Stativ mit einer beispiellosen Vielzahl an optischen, mechanischen und elektronischen Schnittstellen erleichtert Applikationsaufbauten und den Einsatz von Zusatzeinrichtungen. Für Fluoreszenzuntersuchungen bietet Axiovert 200 das derzeit beste Signal-Rausch-Verhältnis aufgrund der patentierten Lichtfalle. Mit der ebenfalls neuen Entwicklung Aqua Stop werden Objektive und Objektivrevolver durch Silikonringe vor eventuellem Kontakt mit Flüssigkeiten geschützt.

Die Arbeit leicht machen bei Axiovert 200 die Anordnung der Bedienelemente direkt um den Fokus-

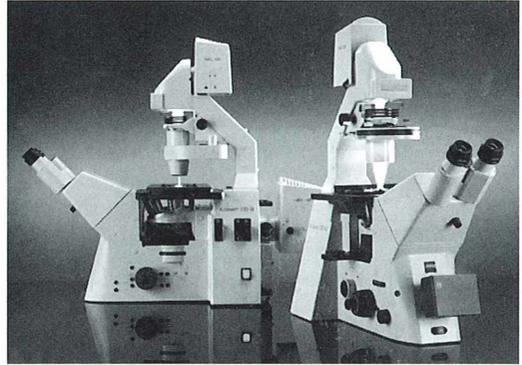


Abb. 1: Manuell oder vollmotorisiert – Axiovert 200 und Axiovert 200M von Carl Zeiss setzen mit vielen intelligenten Details neue Maßstäbe der inversiven Mikroskopie.

trieb, der für jede Körpergröße verstellbare Ergo-Tubus und ein Vielzahl kleiner Details sowie das LCD-Display mit allen wichtigen Statusanzeigen.

Detaillierte Informationen sind zu erhalten von Carl Zeiss, Lichtmikroskopie, PF 4041, 37030 Göttingen, Tel.: 05 51/5 06 06 60, Fax: 05 51/5 06 04 64, Internet: <http://www.zeiss.de/mikro>, e-mail: mikro@zeiss.de.

Zeiss-Axioplan 2 Imaging – Optimiert für Forschung und Routine

Wenngleich diese Ausbaustufe der Mikroskopie für den weitaus größten Teil der Leser nicht im Zusammenhang mit eigenen Anschaffungen von Belang ist, soll doch jetzt und künftig über derartige Entwicklungen berichtet werden, damit auch unsere Abonnenten erfahren, welche High-Tech-Entwicklungen sich auf dem modernen Mikroskopsektor abspielen.

Für Biologen und Mediziner in Forschung und Routine bietet die zweite Generation des Mikroskops Axioplan 2 Imaging MOT (Abb. 1) neue Möglichkeiten, schneller und komfortabler reproduzierbare Ergebnisse zu erhalten. Das gilt speziell für Untersuchungen, die hauptsächlich mit Fluoreszenzverfahren durchgeführt werden, wie in der Genetik und Zellbiologie bei der Untersuchung von Chromosomen und lebenden Zellen. Das Mikroskop hebt sich durch die Neuheiten High-Speed-Shutter, motorischer 2-TV-Tubus, ein verbessertes Bedienkonzept und optimierte Motorsteuerung hervor.

Der eingebaute High-Speed-Shutter erlaubt bei optimiertem Lichtweg kurze Belichtungszeiten in der Fluoreszenz bis zu 20 ms. Dadurch werden die Proben vor Ausbleichen geschont.

Eine neue Motorsteuerung bietet schnelle vibrationsfreie Positionierung (SoftStop) von Objekten, Reflektormodulen und Filterrädern, wodurch zum Beispiel Pixelshift bei Mehrkanalfluoreszenzaufnahmen vermieden wird. Weitere Vorteile sind die größere Beschleunigung, höhere Auflösung und bessere Reproduzierbarkeit des Z-Triebes. Gerade bei 3-D-Aufnahmen ist die Z-Auflösung ein entscheidender Erfolgsfaktor. Darüber hinaus erlaubt die Motorsteuerung optimierte automatische Prozesse, die nun in weniger als der halben Zeit durchlaufen werden. Sie reduziert Geräusche, spart Zeit und schont Gerät und Probe.

Der motorische 2-TV-Tubus ermöglicht die Bildaufnahme mit zwei Kameras bei manuell oder Software gesteuertem neutraler oder dichroitischer Strahl-

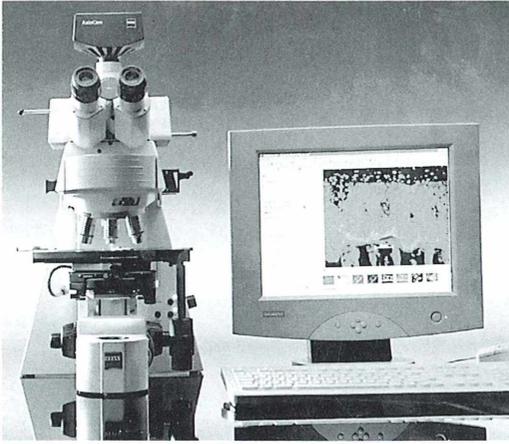


Abb. 1: Digitaler Mikroskoparbeitsplatz mit ZEISS-Axioplan 2 Imaging-Option.

teilung. Eine dritte Kamera kann über den Doppel-Video-Adapter angeschlossen werden. Der motorische Grob-Feintrieb ist wie ein manueller Koaxialtrieb ausgeführt und verbindet so die Vorteile eines Motorfokus mit dem einfachen Handling eines

manuellen Stativs. SmartContrast, ein erweiterter Lichtmanager, erlaubt die Umschaltung zwischen zwei Kontrastverfahren mit nur einem Knopfdruck, da alle objektiv- und kontrastabhängigen Einstellungen nach einmaligem Abspeichern automatisch zugeordnet werden. Durch zugängliche Blendenebenen im Auflichtstrahlengang können individuelle Blenden eingesetzt oder zum Beispiel Laserstrahlen eingekoppelt werden. Der neue motorisierte aplanatisch-achromatische Kondensator 0,9 H, D, PH, DIC deckt den Objektivbereich von 1,25× bis 100× ab.

Axioplan 2 Imaging MOT kann mit dem Carl Zeiss Bildanalyse-System ELISPOT zur automatischen Auswertung von Elispot Assays ergänzt sowie in das Telemikroskopiesystem Axiopath eingebunden werden. Zur multidimensionalen Bildaufnahme wird es mit Cell Observer angeboten. Auch für die konfokale Mikroskopie steht das Mikroskop in den Systemen LSM PASCAL oder LSM 510 zur Verfügung. Axioplan 2 Imaging MOT wird von zahlreichen Softwarelösungen anderer Hersteller unterstützt. Detaillierte Informationen sind zu erhalten von Carl Zeiss, Lichtmikroskopie, Postfach 4041, 37030 Göttingen, Tel.: 05 51/5 06 06 60, Fax: 05 51/5 06 04 64, Internet: <http://www.zeiss.de/mikro>, e-mail: mikro@zeiss.de

Neue Digitalkamera DXM 1200 von Nikon: 12 Millionen Pixel für die Mikroskopie

Die neue Digitalkamera DXM 1200 von Nikon ist speziell für die Anforderungen in der Mikroskopie entwickelt worden. Durch die intuitiv zu bedienende Software ist der Umstieg von konventioneller auf digitale Fotografie problemlos: Fokussieren über das Quasi-Live-Bild (12 Bilder/sek.), Einstellen der Helligkeit über einen Softwareschieber, Auslösen mit einem Schaltbutton und schon ist das Bild fertig. Am Bildschirm ist die direkte Kontrolle der Qualität des Bildes möglich und Basisfunktionen wie zum Beispiel der automatische Weißabgleich schnell durchgeführt.

Dank einer neuen Technik, genannt IPS (Inter Pixel Stepping) kann die DXM1200 Bilder mit bis zu 12 Millionen Pixel über den 2/3"-, 1,4-Megapixel-Chip aufnehmen. Damit ist eine Größenordnung erreicht, die in Sachen Auflösung mit der konventionellen Fotografie gleichzieht und, wenn es um die Nachvergrößerung geht, diese sogar übertreffen kann. Selbstverständlich kann zur Optimierung der gewünschten Auflösung und der entsprechenden Dateigröße die Pixelanzahl angepasst werden. Die DXM1200 verfügt über drei Empfindlichkeitsstufen und hat ein sehr gutes Signal-Rausch-Verhältnis. Dadurch werden Belichtungszeiten bis zu 170 Sekunden möglich. Zusammen mit der digitalen Sucherkamera Coolpix 990 und der professionellen Spiegelreflexkamera D1 bildet die DXM1200 ein

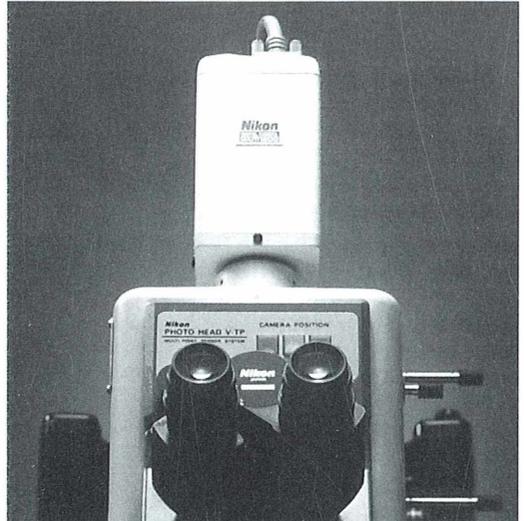


Abb. 1: Digitalkamera DXM1200 von Nikon für die Mikroskopie.

Trio, welches das gesamte Spektrum der Anwendungen in der Mikroskopie abdeckt und für jeden Bedarf die richtige Kamera bietet.

Buchbesprechungen

Keil, I.: Augustanus Opticus: Johann Wiesel (1583–1662) und 200 Jahre optisches Handwerk in Augsburg. Akademie – Verlag, Berlin 2000 (Colloquia Augustana Bd. 12), gebunden, 550 Seiten, 56 Abbildungen, 170 × 240 mm, DM 98,-, ISBN 3-05-003444-0.

Eine wissenschaftliche Monographie leiht man sich üblicherweise in der Bibliothek aus, kopiert die Stellen, die man braucht und dann gibt man den Band zurück. Wenn ich gleich zu Beginn meiner Besprechung dazu rate, das Werk zu kaufen und nicht zu leihen, dann liegt das daran, dass der Begriff „Monographie“ zu eng für dieses Buch ist – und dass man es lesen kann.

Im Zentrum steht Johann Wiesel, ein bedeutender Augsburger Optiker aus der Zeit des Dreißigjährigen Krieges. Nur wenige von seinen „Instrumenten und Optischen Kunstwercken“ sind erhalten. Daher musste die Autorin sein Leben und seine Arbeit aus Briefen und Akten rekonstruieren. Das ist vorzüglich gelungen. Man erfährt Näheres über die Lebensumstände eines modern denkenden, geschäftstüchtigen Mannes. Der Leser lernt viel über die Geschichte, Konstruktion, die Herstellung und den Vertrieb von Brillen, Fernrohren, Mikroskopen und anderen optischen Erzeugnissen bis hin zur Schiffslaterne.

Wiesel machte durch sein Können und seinen Erfindungsreichtum seine Produkte zu den gefragtsten in Europa. Als erster Optiker baute er eine Feldlinse in Mikroskope ein. Berühmt wurde seine Methode, auch auswärtigen Bestellern zur richtigen Brillenstärke zu verhelfen. Er ließ sich nämlich einen Faden zusetzen, dessen Länge dem Lese-Abstand zu kleingedruckter Schrift entsprach. Ausführlich beschreibt

das Buch die Schwierigkeiten, Gläser herzustellen, die klar sind und es auch bleiben; genau erfährt man, wie Linsen daraus geschliffen werden, wie man sie fasst und verarbeitet.

Doch Inge Keil beschränkt sich nicht auf Wiesel. Die Kaufleute ebenso wie die Gelehrten in jener Zeit waren quasi ein eigener Club; weder Ländergrenzen noch politische Ausrichtung behinderten ihre Kommunikation untereinander. Dieser „doctorum familia“ gilt ein wesentlicher Teil des Buches. Auf Kenntnisse in Mikroskopie und Himmelskunde konnte damals niemand verzichten, der als umfassend gebildet gelten wollte; so entwickelte sich zusammen mit dem Handel ein umfangreicher Technologie- und Wissenstransfer.

Mit dem „Augustanus Opticus“ Wiesel beginnt die Tradition Augsburgs als Zentrum des deutschen optischen Handwerks. Sie setzt sich in seinem Schwiegersohn Daniel Depiere († 1682) fort. In den Arbeiten des Cosmus Conrad Cuno (1652–1745), der 1686 Depieres Witwe heiratet und vor allem den vorzüglichen Konstruktionen von Georg Friedrich Brander (1713–1783) erreicht sie den Höhepunkt. Aber auch diese Augsburger Meister sieht die Autorin nicht isoliert, sondern stellt sie in die Linie der Entwicklung des optischen Instrumentenbaus in Europa. Da Inge Keil bei aller wissenschaftlichen Genauigkeit flüssig und klar zu schreiben versteht, fesselt ihr Buch wie ein anspruchsvoller historischer Roman. Die Menschen des 17. Jahrhunderts werden lebendig und sprechen aus den Dokumenten direkt zu uns, instruktive Illustrationen erhöhen die Anschaulichkeit und, was mir besonders gut gefällt, in den Anmerkungen stehen nur die Belege und kein verkappter zweiter Text. Ausführliche Register erhöhen den Nutzen

des soliden, fadengehefteten Bandes. Ich habe darin tagelang gelesen – und wenn ich den Wissensgewinn bedenke und überlege, wieviel Vergnügen er mir bereitet hat, dann ist er seinen Preis mehr als wert.

Rainer Hendel, Uffenheim

Steiner, G.: Tierzeichnungen in Kürzeln. 2. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2000, 94 Seiten, zahlreiche Strichzeichnungen, broschiert, DM 15,-, ISBN 3-8274-0999-3.



Wenn man genau hinschaut, wird man schnell feststellen, dass es sich bei diesem Bändchen, das vollgefüllt ist mit Kürzel-Tierzeichnungen, um einen unveränderten Nachdruck der 1984 erschienenen zweiten Auflage handelt, bei dem nun lediglich der Umschlag ein neues Outfit erhalten hat. Aber warum soll man nicht nach einer längeren Zeit erneut auf eine liebenswerte Publikation aufmerksam machen, die es nicht verdient, einfach vergessen zu werden?! Bedauernswert ist eigentlich nur, dass die mikroskopische Dimension nicht berücksichtigt wurde.

Wilhelm Wagner, Essen

Munk, K. (Hrsg.): Grundstudium Biologie. Biochemie, Zellbiologie, Ökologie, Evolution. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2000, circa 750 Seiten, 327 Abbildungen, gebunden, DM 88,00, ISBN 3-8274-0910-1.

Dieses Buch ist das erste aus einer fünfteiligen Reihe von Lehrbüchern zum „Grundstudium Biologie“. Die weiteren, inhaltlich aufeinander abgestimmten Bände (Mikrobiologie, Botanik, Genetik und Zoologie) werden im Abstand von wenigen Monaten auf den Markt kommen. Insbesondere wurde Wert auf eine fächerübergreifende, vergleichende Darstellung gelegt, die Querverbindungen zwischen den einzelnen Teilbereichen herstellt. Wenngleich der Titel insbesondere Studenten der ersten Semester Biologie anspricht, kann auch der MIKROKOSMOS-Leser eine Menge gut aufbereiteter Informationen herausziehen. Die Grundlagen der Biologie werden in verständlicher Sprache vermittelt und mit vielen, im wesentlichen schematischen, sehr aussagekräftigen Abbildungen und Tabellen hinterlegt. Es werden sowohl klassische Beispiele dargestellt als auch neuere Erkenntnisse eingearbeitet.

Im Anschluss an zwei grundlegende Kapitel zur Entstehung des Lebens und zur Zelle werden in vier Hauptteilen die Schwerpunkte Biochemie, Zellbiologie, Ökologie und Evolution behandelt. Die Teile sind klar strukturiert. Für eine gute Übersicht sorgt auch der Fettdruck wichtiger Stichworte im laufenden Text. Speziellere Informationen wie besondere Beispiele und aktuelle Forschungsergebnisse werden durch farbige Überschriften vom (Basiswissen enthaltenden) Fließtext abgesetzt. Sehr vorteilhaft ist die Herausstellung von Definitionen und kurzen Erläuterungen zum jeweiligen Thema in der Randleiste, die als Zusammenfassung und Glossar gleicher-

maßen dienen. Prüfungsfragen am Ende jeden Kapitels stacheln vielleicht auch den Ehrgeiz eines Nicht-Prüflings an, bei der Lernkontrolle mitzumachen. Ein Literaturverzeichnis am Ende des Buches gibt weiterführende Literatur und interessante Internet-Links zur Vertiefung des Wissens an. Dem grundlegenden Werk, dessen Preis der Qualität durchaus angemessen ist, ist eine große Leserschaft zu wünschen.

Renate Radek, Berlin

Neidl, F.: Die Streuwiese – damit sie nicht verloren geht. Verlag publication PN^o1, Weitra 2000, zahlreiche Farbfotos, 129 Seiten, gebunden, DM 58,-, ISBN 3-85252-348-6.

Liest man den Haupttitel dieses Buches und den Untertitel „Bemerkungen zur Ökologie eines gefährdeten Niedermoores“, ist es klar, dass es um eine Thematik geht, die jeden Naturverbundenen interessiert. Man mag aber zu Recht anzweifeln, ob es einen Bezug zur Mikroskopie gibt.

Dieser Zweifel ist gegenstandslos, wenn man realisiert, dass, was sehr ungewöhnlich für ein Buch dieses Genres ist, die Mikrowelt ausführlich berücksichtigt wird. Unter der Überschrift „Perspektive im Mikroskop: Unsichtbares“ werden auf immerhin 31 Seiten, die mit 22 sehr schönen Mikrofotografien illustriert sind, neben mikroanatomischen Besonderheiten einiger Pflanzen primär einzellige Organismen (Bakterien, Cyanophyteen, Amöben, Zieralgen, Ciliaten) behandelt. Spätestens jetzt wird dem einen oder anderen klar werden, warum ihm der Name des Autors so vertraut ist. Es handelt sich um den Franz Neidl, den man bei etlichen mikroskopischen Unternehmungen kennen gelernt, von dem man aber möglicherweise in

letzter Zeit nicht mehr so sehr viel gehört hat. Jetzt ist es klar, warum dem so war: Er konzentrierte sich offenbar auf die Publikation dieses sehr liebevoll zusammengestellten Buches, das sich neben seinem Inhalt auch durch eine sehr anspruchsvolle Druckqualität auszeichnet.

Klaus Hausmann, Berlin

Madigan, M. T., Martinok, J. M., Parker, J.: Mikrobiologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 2001, XX + 1175 Seiten, gebunden, zahlreiche Tabellen und Abbildungen, DM 148,-, ISBN 3-8374-0566-1.

Bei diesem Buch handelt es sich um die Übersetzung der 9. Auflage des in seinem Ursprungsland USA sehr erfolgreichen Lehrbuchs *Biology of Microorganisms*, welches 1970 von Thomas D. Brock begründet wurde. Die von einem fünfköpfigen Übersetzerteam durchgeführte Übertragung in die deutsche Sprache wurde von Prof. Dr. Werner Goebel, Lehrstuhl für Mikrobiologie der Universität Würzburg, herausgeberisch betreut und koordiniert.

Es würde den Rahmen dieser Besprechung sprengen, auf die 24 Einzelkapitel im Detail einzugehen. Daher soll es an dieser Stelle reichen, zu erfahren, dass das vorliegende Resultat überzeugend ist und nur allen, die professionell (Lernende, Lehrende, Forschende) oder privat (Hobby-Naturkundler) an der Mikrobiologie interessiert sind und den aktuellen Stand des Wissens erfahren möchten, wärmstens empfohlen werden kann. Für unsere Leser sollte es besonders erfreulich sein, zu erfahren, dass die Fakten und Daten neben instruktiven Grafiken insbesondere durch zahlreiche Mikrofotos durchweg hoher Qualität illustriert werden.

Klaus Hausmann, Berlin

Weberling, F., Schwantes, H. O.: **Pflanzensystematik. Einführung in die Systematische Botanik, Grundzüge des Pflanzensystems, 7. Aufl.** Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2000 (UTB 62), 536 Seiten, 119 Schwarzweißabbildungen, kartoniert, DM 44,80, ISBN 3-8252-0062-0.

Die biologische Systematik hat in der allgemeinen Einschätzung mitunter ein leicht angestaubtes Image, weil man sie als eine Art musealer Magazinverwaltung missversteht. Tatsächlich ist sie jedoch ein recht dynamisches Gebiet, welches gerade von der aktuellen Forschung eine Menge richtungsweisender Impulse erhält und viele Teilergebnisse zu einem abgerundeten Gesamtbild organismischer Vielfalt zusammenführt. Die heute (wieder) mit großem Nachdruck voran getriebene Biodiversitätsforschung, die Bauplantypen ebenso wie Arteninventare in den Blick nimmt, wäre ohne das Rüstzeug der Systematik vergleichsweise hilflos. Das pflanzliche Segment dieses Aufgabenfeldes versucht das vorliegende Kurzlehrbuch in angemessener Bandbreite und Ausführlichkeit auch für Anfänger darzustellen. Es entwirft bis auf die Ebene von Ordnungen und Familien ein Bild aller wichtigen pflanzlichen Verwandtschaftsgruppen, wobei die Bedecktsamer als augenfälligste Repräsentanten klar im Vordergrund stehen. Das dabei verwendete – ältere – System weicht von der aus guten Gründen ungleich moderneren Sicht in anderen Lehrwerken (Strasburger, 1998; Frohne und Jensen, 1998) nicht unerheblich ab und wird mit seiner betont traditionalistischen Sicht gerade den Anfänger unnötig verwirren. Im zweiten Teil bietet der Text eine Übersicht über „Die Hauptgruppen des Pflanzenreichs“ und reklamiert hier für die Botanik alle Bauplantypen, die nicht (eindeutig) zum Tierreich gehören.

Die Bakterien werden unter der Etikette „Spaltpflanzen“ behandelt, und auch die Pilze gelten als integraler Bestandteil des Pflanzenreichs. Selbst wenn das Buch in seinen Einzeldarstellungen eine komprimierte und gut orientierende Charakteristik der behandelten Verwandtschaftsgruppen bietet, bleiben die in der Besprechung einer früheren Auflage des Werkes (vgl. MIKROKOSMOS 82, 124, 1993) begründeten Vorbehalte unverändert bestehen.

Bruno P. Kremer, Köln

Grabow, K.: Farbatlas Süßwasserfauna Wirbellose. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 2000, 320 Seiten, circa 300 Farbfotos, 17 Zeichnungen, gebunden, DM 49,80, ISBN 3-8001-3145-5.

Kleinere Fließgewässer und insbesondere Tümpel oder Teiche sind (auch) für Mikroskopiker außerordentlich ergiebige Lebensräume, weil es hier eine Fülle winziger und noch kleinerer Lebewesen zu entdecken gibt. Der vorliegende Band bietet mit seiner Auswahl von rund 280 Arten einen recht guten typologischen Überblick über die Wirbellosenfauna der heimischen Süßwasserbiotopie. Die einzelnen, im Text ausführlich beschriebenen Arten werden in systematischer Reihenfolge vorgestellt - von den Einzelern (vertreten nur mit *Campylopus umbellaria* und *Ophrydium versatile*) über die Schwämme, Nesseltiere, Platt-, Faden- und Ringelwürmer, Moostierchen und Weichtiere bis zu den Gliederfüßern, die den größten Teil des Artenrepertoires einnehmen. Obwohl damit überwiegend makroskopische Formen im Vordergrund der Betrachtung stehen, finden sich in dieser Auswahl jedoch zahlreiche Arten, die auch für die mikroskopische Untersu-

chung von besonderem Interesse sind, beispielsweise die Vertreter der seltsamen Moostierchen oder die zahlreichen Kleinkrebse, die ohnehin zum Standardkatalog lohnender mikroskopischer Objekte gehören. Ansonsten ist es jedoch auf jeden Fall von Belang, bei gelegentlichen oder routinemäßigen Streifzügen durch die Kleingewässer auch auf die aquatische Begleitfauna zu achten, zumal das Buch neben weniger bekannten heimischen Arten auch eine Anzahl zugewanderter oder eingebürgerter Spezies berücksichtigt. Der Band erfreut insgesamt mit sehr kompetent geschriebenen Arttexten und eindrucksvollen (Makro-)Fotos der vorgestellten Arten. Von daher wird er allen Tümpelern ein nützliches Werkzeug sein.

Bruno P. Kremer, Köln

Esser, K.: Kryptogamen - Cyanobakterien, Algen, Pilze, Flechten: Praktikum und Lehrbuch, 3. Auflage. Springer-Verlag, Berlin 2000, XXIV + 585 Seiten, 310 Abbildungen, gebunden, DM 129,-, ISBN 3-540-66451-3.

Diese seit 1976 erfolgreiche Einführung in die Kryptogamenkunde bietet auch in der dritten Auflage wieder die bewährte Kombination aus Lehrbuch und Übungsanleitungen. Es werden aktualisierte Übersichten über die Morphologie, Anatomie und Fortpflanzung von Cyanobakterien, Algen, Pilzen und Flechten gegeben und in bewährter Weise Übungsanleitungen zu einem Kryptogamen-Praktikum angeboten. Das Buch wendet sich nicht nur an Studenten und Hochschullehrer, sondern auch an Lernende und Lehrende in der gymnasialen Oberstufe, nicht zu vergessen die im absolut positiven Sinne des Wortes als Dilettanten (= Liebhaber) zu bezeichnenden Interessenten.

Thomas Gross, Heidelberg

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Zürich



Programm

Mai bis Juni 2001

- 2.5.: Alfred Kern, MGZ: Wir machen Blattabzüge. Bitte Mikroskope mitbringen.
- 9.5.: Freier Abend. Auf vielfältigen Wunsch experimentieren wir mit Geräten für Mikroprojektion und dergleichen im Hinblick auf Vorträge.
- 16.5.: Dr. H. Buholzer und Referenten: Besuch im biologischen Forschungslaboratorium SYNGENTA (vormals NOVARTIS) in 4332 Stein AG. Anmelden bis 30. April bei J. Rügger, Tel.: 01 724 28 61, Fax: 01 724 28 84.
- 23.5.: Keine Veranstaltung in der Auffahrtswoche.
- 30.5.: Robert Theller, MGZ: Einführung und praktische Untersuchungen (Handschnitte) von Epidermen und deren Ausstülpungen: Trichome, Drüsenhaare, Brennhaare.
- 6.6.: Klaus Deppermann, MGZ: Kurze Einführung und im Übrigen freier Abend.
- 13.6.: Raoul Mutter, MGZ, Paläontologisches Museum der Universität Zürich: Fossile Fischschuppen. Bestimmungsübungen am Mikroskop. Bitte Mikroskope mitbringen.
- 20.6.: Ursula Sutter, MGZ: Wir machen Mikrokristallisationen. Die Substanzen erhalten wir, Mikroskop und Polarisationsfilter bringen wir mit.
- 27.6.: In der Reihe „Morphologischer Arbeitskurs“ beginnen wir mit Botanik: Strukturen der Pflanzenzelle I.
- Mittellamelle im Sklerenchym, mit FSA nach Etzold
 - Zellwandschichten in Markzellen, mit Phloroglucin-HCl

Bitte mitbringen: Mikroskop, Besteck, Handmikrotom, Zeichenblätter

Kurs- und Arbeitslokal: „Werken 2“ im Untergeschoss des Schulhauses ILGEN B, Ilgenstr. 15, 8032 Zürich. Lage oberhalb der Tramstation Römerhof; Zugang auch von der Rütistrasse her. Kurse, Praktika und Vorträge finden jeden Mittwoch von 19.30 bis 22 Uhr mit Ausnahme der Schulferien statt. Das Lokal ist ab 19 Uhr offen. Änderungen und Ausnahmen werden im Blatt Mikroskopische Nachrichten publiziert.

Briefadresse der MGZ:

Herr Juan Roca, Präsident der MGZ, Juraweg 4, CH - 5600 Lenzburg.

Tel. 062 891 31 56;

von Deutschland 0041 62 891 31 56.

Anzeige



Mikroskope Stereomikroskope Mikrotome Kaltlichtbeleuchtung Refraktometer

- neueste Technologien
- hochwertige Optik
- präzise Metallverarbeitung
- sorgfältige Montage
- relativ niedrige Preise



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.

Papenkamp 20, 6836 BD Arnhem, Niederlande

Tel.: +31.26.323.4473, Fax +31.26.323.2833

email: euromex@tref.nl, web: http://www.euromex.nl

Anzeige

Unser Produktsortiment umfasst ca. 1500 Farbstoffe und Farblösungen in den verschiedensten Abpackungen.

Sie können alle Produkte im Internet unter www.chroma.de suchen und sofort bestellen

Jetzt downloaden: Katalog als Excel-Datei



Our product line covers about 1500 dyes and stain solutions in different packaging sizes.

All products can be found under www.chroma.de even under the English names and the users can order directly via our shop software.

Download catalogue as Excel-file.

INFO@CHROMA.DE

WWW.CHROMA.DE

Mikro-Markt

Neu
Mikro-Markt Online
 Zum Kombipreis (Print + Online)
 Anzeigenpreis plus 30% Online-Aufschlag
 Nähere Infos unter www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/markt.htm
 oder Tel.: 03641/62 64 45

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (4/2001): 25.5.2001

Preise für Mikro-Markt-Anzeigen (je mm bei 68 mm Spaltenbreite):

Privat	DM 3,50	Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift	
Geschäftlich	DM 5,-	(nur Privatanzeigen)	DM 2,-
Chiffregebühr	DM 10,-	Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.	

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

URBAN & FISCHER Verlag, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena

Tel.: 0 36 41/62 64 45 · Fax: 0 36 41/62 64 21 · E-Mail: s.schroeter@urbanfischer.de

Verk.: Jenaphot 2000 neu; Jenaval interph. neu; Objektive und Okulare f. Zeiss Jena Mikroskope. Fa. Bowa, Nonnenstieg 51, 37075, Göttingen; Tel.: 05 51/5 06 39-0, Fax: /5 06 39-20

Suche für Olympus Mikroskop Auflicht-Fluoreszenz-Einrichtung BH2-RFC. Angebote bitte an: R. Nötzel, Telefon 0 27 38/69 11 65

ZEISS-Geräte aus Erbschaft in Top-Zustand Standard WL, Leuchte 60, DIC, PH, Pol, Planoptik Standard 16, 4fach Rev, Einbauleuchte 10 W Halogen, Fototubus 473029, Zeichenapparat 474620, 2 Universalkondensoren DIC, PH und PH2, 3 mit Klapplinse 0,9 (465262), Stereomikroskop 3 Zoomoptik, Auflichtfluoreszenzkond. IVFL mit Trafo und Brenner HBO50, Mikroblitz 3, Dunkelfeldkond. n.A. 1,2/1,4

Mikrokosmosjahrgänge 1968; 1973 bis 1999; Einzelhefte vor 1973
 Tel.: 0 72 34/40 33

Verkaufe: Zwei Mikromanipulatoren Typ Chambers, Preisvorstellungen á DM 350,-. Von Zeiss: Leuchten kompl. 6 V 15 W mit Filter- und Stativhalter DM 150,-, 12 V 60 W DM 200,-. Für Univ.- oder Fotomikr. Optovar mit Amici-Bertrandlinse, vergl. Fakt. 1,25; 1,6; u. 2 x DM 400,-. Mikrofot.einrichtung f. Polaroid-Packfilm 3¼ x 4¼ Zoll mit Kameransatz CP 100 u. autom. Verschl. DM 300,-. Für Univ. oder Fotomikr. Auflichtkond. Planglasreflektor H-PL DM 100,-; Photozwischen-tubus für „stemi S“, DM 300,-
 Tel. 07 21-81 56 38

Verkaufe: Mikro Zeiss Standard 15, monok., wie neu. Tel.+Fax. 05 11/46 12 33 abends

Objektivsatz (Endlichoptik), 3 Plan- und 2 Semi-planachromate in sehr gutem Zustand nur komplett günstig abzugeben. Passende Okulare auf Wunsch zusätzlich. Tel. 06 51/7 55 50



Deutschlands größtes LOMO-Objektivangebot!

3,5 x 0,10	Plan-Achromat	DM 150,-
9,0 x 0,20	Plan-Achromat	DM 160,-
3,7 x 0,10	Achromat	DM 80,-
8,0 x 0,20	Achromat	DM 70,-
10,0 x 0,40	Achromat	DM 290,-
20,0 x 0,40	Achromat	DM 90,-
30,0 x 0,90	(Wasser)Achromat	DM 330,-
40,0 x 0,65	Achromat	DM 90,-
40,0 x 0,75	(Wasser)Achromat	DM 130,-
85,0 x 1,00	(Wasser)Achromat	DM 290,-
90,0 x 1,25	(Öl)Achromat	DM 120,-
10,0 x 0,30	Apo	DM 170,-
20,0 x 0,65	Apo	DM 180,-
20,0 x 0,80	(Öl)Apo	DM 290,-
40,0 x 0,95	Apo	DM 310,-
60,0 x 0,70/1,0	(Öl)Apo	DM 330,-
70,0 x 1,23	(Wasser)Apo	DM 330,-
90,0 x 1,30	(Öl)Apo	DM 220,-



B.W. = OPTIK
 DIREKTVERSAHND LANGNER-VOSS
 48683 AHAUS · BUSSARDWEG 19-B

Katalog: Inland DM 10,-
 Ausland DM 20,-
 Internet: www.bw-optik.de
 Tel: 02561/444562 Fax: 02561/444561

Suche für ein Zeiss IM 35 Mikroskop Objektiv Zeiss Planachromat 100/1,25 Oil mit zugehörigem DIC-Schieber. Dr. K.-H. Linne von Berg, Gyrhofstraße 15, 50931 Köln. Telefon: [0049] (0)221/470 2463, Telefax: [0049] (0)221/4 70 5181. E-Mail: linnevonberg@uni-koeln.de

Suche Monochromator v. Leitz o. Zeiss; und **Okular-Spektrograph.**

Biete: Leitz Pol.-Mikroskop 441616 (Hufeisenstativ, monok., Objektivzangenw., Dreht. mit Gradeint., Fadenkreuzokular). **Leitz Dunkelfeldkond.** (zentrierbar, Schlittenaufn., Apert. 1,20, orig. Samtk.). Telefon: 01 73/2 00 55 00

Verkaufe: LM Leica Biomed, Binok. Einbl., Okulare Periplan 10 x 18 Brille, Obj. Achromat 4, 10, 40 Phaco 2, 100, Kond.56, A 0.90, Glühlampe 6V, 20W, sehr wenig in Gebrauch, NP 4.680,00 DM für 2.450,00 DM Tel.: 0541/ 87146

Zu kaufen gesucht: Zeiss-Ikon-Kamera CONTAX I (Baujahr 1932). Offerten an: Jean Rügger-Deschenaux, Alte Landstraße 33, CH-8803 Rüslikon. Telefon: [0041] (0)1-724 28 61 Fax: [0041] (0)1-724 29 84

Messingmikroskope aus Sammlungsauflösung sowie antiquar. Mikr.zubehör: Tel. 030/43159 09

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.** Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1µm). Bitte Liste anfordern. (Bitte Rückporto von DM 2,20 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie. Ingrid Neureuther, Brentanost. 7a, 85055 Ingolstadt
Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53

Labormikroskope, Großfeld-Stereomikroskope, mikroskopische Optik und Zubehör für die Mikroskopie liefern wir zu günstigen Preisen.
R. Göke - Mikroskopie
Am Widey 7, 58095 Hagen,
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Verk. Zeiss Pol obj.: Plan 2,5/0,08; 10/0,22; 16/0,32; 40/0,85; Neofluar 63/0,90.

Suche binok. Fototubus.
Telefon: 0 71 95/6 16 66 abends.

Verkaufe Lupenaufnahmegerät Tessovar DM 1.200,00 und binokulares Zeissmikroskop mit eingebauter Beleuchtung DM 900,00. Suche Zeiss DIC-Schieber für LD Plan 40/0,60 Korr.
Telefon: 0 70 73/39 98

Suche attr. Kristallisationspräp. (Lösungs- u. Schmelzpräp.) Tel. 089/3 08 22 11

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Telefon: 030/83 85 63 73, e-mail: rradek@zedat.fu-berlin.de

Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena.
Telefon: 03641/626-3, Fax: 03641/62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de

Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon: 03641/62 64 45, Fax: 03641/62 64 21.

Anzeigenleitung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D - 10747 Berlin, Telefon: 030/801 10 18, Fax: 030/801 66 61.

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.

Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 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 (2001): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (2001): 118,- DM*; Einzelheftpreis: 24,- DM*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,- DM*. *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.

Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartenummer und Gültigkeitsdauer angeben).

Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Konto-Nr. 390 76 56, BLZ 820 700 00 und Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249 903, BLZ 860 100 90.

Copyright: Die Zeitschrift sowie alle in ihr enthaltenen Beiträge und Abbildungen sind urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung, die nicht ausdrücklich vom Urheberrechtsgesetz zugelassen ist, insbesondere die Einspielung, Verbreitung oder Wiedergabe in elektronischer Form (online/offline), bedarf der vorherigen schriftlichen Zustimmung des Verlags.

Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.

Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D - 72072 Tübingen.

Diese Zeitschrift wird ab Band 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfrei, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2001 Urban & Fischer Verlag

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet: <http://www.urbanfischer.de/journals>

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



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 nummerierten 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 Platzierung 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 nummerieren) 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 druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Elektronische Abbildungen nur als tiff-Dateien einreichen. Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. 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.: Evertbratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und 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 einen Andruck 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 Biologie/Zoologie
der Freien Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

300229

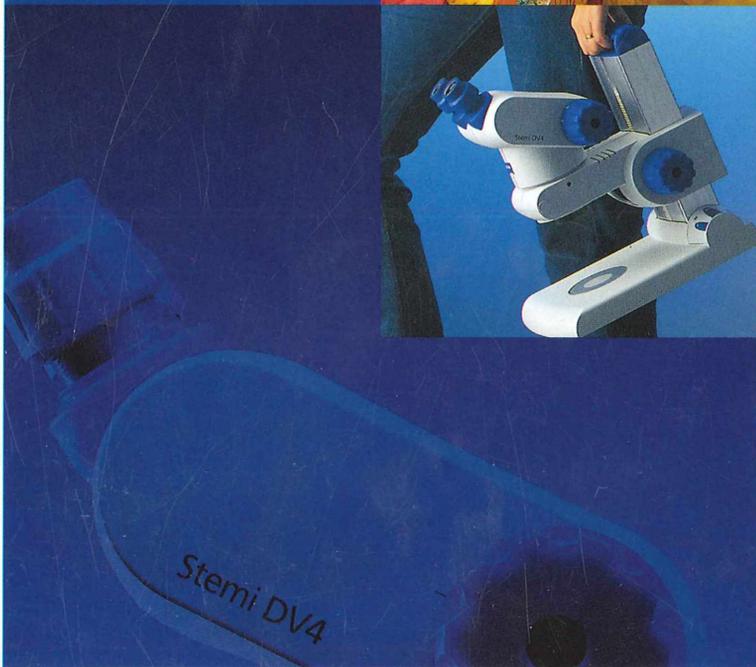
Zeiss Mikroskopie



Wer wohnt in Baumrinden?
Was ist in Pfützen? Lebt Erde...?
Spaziergänge werden zum
Abenteuer. Es lauert überall.



Um Abenteuer zu bestehen,
braucht man die bestmögliche
Ausrüstung:
Brillante Zoomoptik, Auflicht,
Durchlicht, Mischlicht – schnell
und einfach per Tastendruck.
Das Stereomikroskop
Stemi DV4 eröffnet eine
faszinierende Welt.
Tragbar. Auch im Preis.



Carl Zeiss
Mikroskopie
D-07740 Jena · Tel. (0 36 41) 64-16 16 · Fax (0 36 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie](#)

Jahr/Year: 2001

Band/Volume: [90_3](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 90_3 1](#)