

Oberösterreichisches
Landesmuseum

II 90372/96,4

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS



Heft 4
96. Jahrgang
Juli 2007

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) v.i.S.d.P.
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen 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, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 193** Der seltene Sumpfporst *Ledum palustre*
Bruno Ortner
- 204** Die Borstenamöbe – Leidys *Ouramoeba vorax* und ihr Pilz
Ernst Hippe
- 207** Ökologie der interstitiellen Mikro- und Meiofauna –
Ein Glossar zur Ökologie und Untersuchungsmethodik
des Mesopsammon und Hyporheon
Michael Lüttgen
- 217** *Zoothamnium pelagicum*: Ein sessiler, kolonialer Ciliat lebt
vereint zu Gruppen
Klaus Hausmann und Bernd Walz
- 223** Relief-Phasenkontrast – Eine universell einsetzbare
Modifikation des Phasenkontrasts mit verbesserter
Bildqualität
Jörg Piper
- 233** Anzucht von nematophagen Pilzen und Beobachtung ihrer
ausgeklügelten Fangmethoden
Rolf Michel
- 238** Die Vielfalt der Stärkekörner im Vergleich
Siegfried Hoc
- 242** Bauanleitung und Erfahrungsbericht über ein selbst
gefertigtes Vibrationsmikrotom
Carsten Dittmayer
- 249** Wachse – rekristallisiert
Eberhard Schnepf

Rubriken

- 206, 231, 247**
Nachrichten
- 230**
Mikro-Lyrik
- 232**
Nachruf
- 237**
Aus der Industrie
- 248**
Neue Medien
- 231**
Buchbesprechung
- 254**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 255**
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV www.elsevier.de/mikrokosmos
werden mit Erscheinen dieses Heftes fünf Artikel zur Biologie und Morphologie von Pflanzengallen
aus den Bänden 64 und 65 (1975/76) wiedergegeben.

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

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
www.elsevier.de

Umschlagabbildung: Kolonie von *Zoothamnium pelagicum*.
Siehe Artikel K. Hausmann und B. Walz, S. 217–222.

Der seltene Sumpfporst *Ledum palustre*

Bruno Ortner

Wenn man in den Monaten Mai und Juni das Rottalmoos oder das Schwarze Moos betritt – beide Hochmoore liegen nahe der Grenze zu Tschechien im niederösterreichischen Waldviertel – bekommt man eine der schönsten und seltensten Pflanzen des Hochmoores, den Sumpfporst, in voller Blüte zu sehen (Abb. 1). Der Sumpfporst (*Ledum palustre* = *Rhododendron tomentosum*) heißt auch Moorporst, Wilder Rosmarin, Motten- oder Wanzenkraut, Brauerkraut, Tannenporst, Moorrosmarin oder Kienporst und gehört zur Pflanzenfamilie Ericaceae.

Die lebhaften weißen Blütensträuße in ihrer wunderbaren Pracht leuchten einem entgegen, und auch der intensive, aromatische Duft der Pflanze macht auf den Sumpfporst aufmerksam. Die Stille dieser Hochmoore wird fast nur durch das Summen der Insekten unterbrochen, die von einer Blüte zur andern fliegen. Für manche von ihnen bedeutet der betäubende Duft, der als Anlockungsmittel dient, jedoch den sicheren Tod; denn nicht alle Blütenbesucher des Sumpfporstes naschen ungestraft.

Die Blüte

Der bis zu 1,5 m, meist aber nur circa 90 cm hohe, ausdauernde Strauch (Abb. 2) trägt die sternförmigen, weißen Blüten, die bis zu zwanzig an der Zahl in aufrechten, dichten, endstän-

digen Doldentrauben (Abb. 3) angeordnet sind. Die fünf Kronblätter, 10 bis 15 mm breit, 5 bis 8 mm lang, verkehrt eiförmig und stumpf, breiten sich zu einer flachen Schale aus. Der fünfzählige Kelch besitzt klebrige, breit eiförmige Blätter mit abgerundeten Zipfeln. Die Blüte trägt 10 am Grunde behaarte Staubblätter, die länger als die Kronblätter sind; die inneren sind dabei kürzer als die äußeren. Die Antheren sind kahl und öffnen sich an der Spitze mit zwei Löchern. Der Griffel ist etwas kürzer als die Staubblätter und endet mit verdickter, fünfstrahliger Narbe.

Der Fruchtknoten, drüsig bekörnt, weist einen fünffächerigen Bau auf (Abb. 4). Zur Blütenökologie: In der Zwitterblüte reift zuerst der weibliche Teil (das Gynoeceum), die Narben werden belegungsfähig. Mit zeitlicher Verzögerung tritt die Pflanze ins männliche Stadium ein, das heißt, die Antheren öffnen sich und

Abb. 1: Blick ins Hochmoor Rottalmoos, ein Regenmoor in der Hangmulde eines Moorkiefernbestandes.



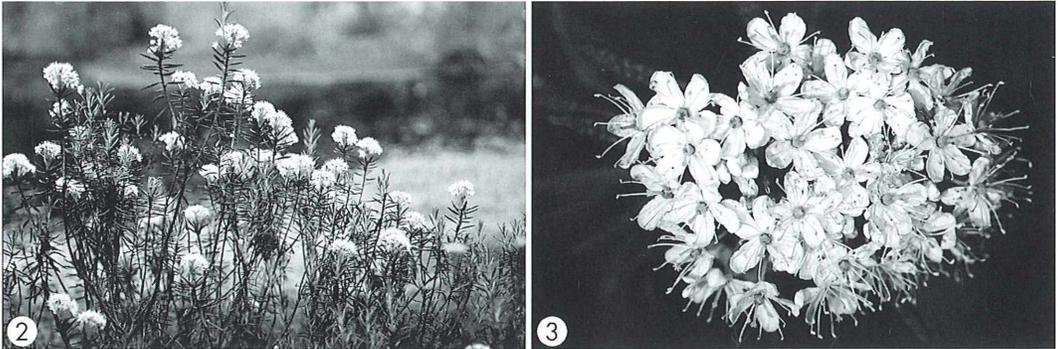


Abb. 2: Blühender Porstbusch. – Abb. 3: Weiße Blüten in einer dichten, endständigen Doldentraube.

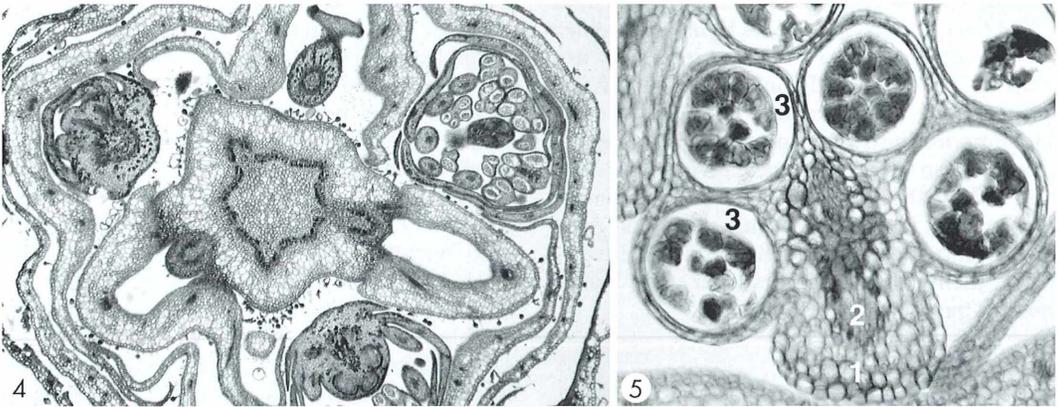


Abb. 4: Querschnitt durch die Blütenknospen. – Abb. 5: Querschnitt durch die Anthere der Sumpfporst-Blüte. Die zwei Theken der Anthere sind durch das Konnektiv (1) miteinander verbunden; in dem Konnektiv verläuft ein Leitbündel (2). Eine Theke enthält zwei Hohlräume (Lokuli) (3), in denen die Pollenkörner (Tetraden) gelagert sind.

geben den Pollen frei (Abb. 5). Dieses ungleichzeitige Reifen der beiden Geschlechter innerhalb einer Blüte nennt man Dichogamie. Es dient der Sicherung der Fremdbestäubung. In den seitlich stehenden Blüten kann es, da sich nicht alle Blüten im gleichen Reifezustand befinden, durch Pollenfall oder durch Wind gelegentlich zu Selbstbestäubung kommen.

Pollen eignen sich in vielen Fällen zur Bestäubung oder auch zur Bestimmung einer Pflanzenart, da sie teilweise über sehr charakteristische Merkmale verfügen, die unter geeigneten Umweltbedingungen fast unzerstörbar sind. Diese Bedingungen sind im Moor gegeben. Gelangen Pollenkörner in sauerstoffarme oder -freie Moorschichten oder in von Torfmoosen ange-

säuerte Gewässer, wo sie absinken und von Ablagerungen überdeckt werden, so verfaulen der lebende Inhalt und die innere Hülle, die Intine. Die äußere Hülle, die Exine, bleibt jedoch erhalten und bewahrt die feinsten Strukturmerkmale, die bestimmungsrelevant sind. Daher spielt die Pollenanalyse gerade der Moorablagerungen eine große Rolle, weil die Pollenmerkmale – im Gegensatz zu anderen Pflanzenteilen – von beachtlicher Resistenz gegen alle Zerstörungsattacken sind. Damit können diese Überreste von Blütenstaub zu Zeugen für eine vergangene Pflanzenwelt werden, vermögen sie doch sogar geologische Zeiträume zu überdauern.

Auch die Pollenkörner des Sumpfporstes weisen charakteristische Kennzeichen auf. Vier

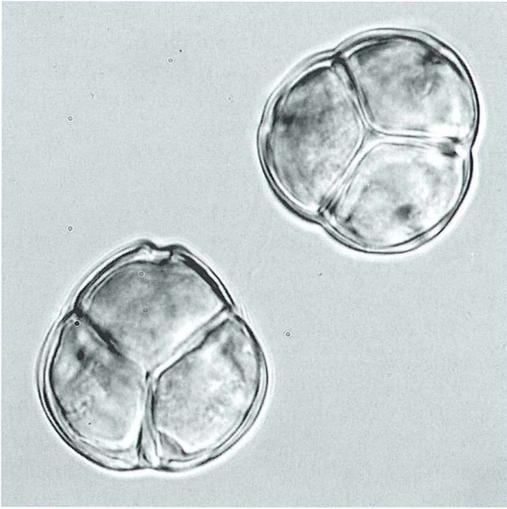


Abb. 6: *Ledum*-Tetraden (Pollenvierlinge).

Einzelpollenkörner sind in einem Verband und dabei in Tetraederform angeordnet und erscheinen als Pollenvierlinge (Abb. 6). Ihre Größe schwankt zwischen 32 und 42 μm . Bei einer Untersuchung von 50 Pollenkörnern wurde ein Mittelwert von 35,5 μm ermittelt. Die Tetraden besitzen Colpi mit einer Länge von 16,3 bis 24,8 μm (Colpus = eine lang gestreckte Austrittsstelle für einen Pollenschlauch, bei der das Längen-Breiten-Verhältnis größer als 2:1 ist). Die Skulptur (= Relief infolge der an der Oberfläche der Exine hervortretenden Formelemente) ist scabrat (= mit

Skulpturelementen unter 1 μm Größe, die in Aufsicht punktförmig oder verlängert hervortreten). Ein sehr hoher Prozentsatz der *Ledum*-Tetraden zeigt als typisches Merkmal deutlich dickere Innenwände (meist 2 bis 3,5 μm Dicke) als Außenwände. In der Polansicht erscheinen die Einzelpollenkörner im optischen Schnitt rund oder auch dreieckig.

Wegen der Auffälligkeit der leuchtenden Blütensträusse, des starken Blütenduftes und des leicht zugänglichen Nektars findet ein häufiger Besuch der Blüten durch Insekten statt. Schmetterlinge wie der Moorgelbling (*Colias palaeno*), die Herzblatteule (*Anarta cordigera*), der Brombeerzipfelfalter (*Callophrys rubi*) und der Baltische Gletscherfalter (*Oeneis jutta*) nützen diese Nahrungsquelle, daneben aber auch manche Käfer und zahlreiche Fliegen. Die klebrigen Griffel und Fruchtknoten werden aber für viele Insekten, die sich anlocken lassen, zur tödlichen Falle. Besonders Fliegen haften so fest, dass man sie ohne Zerreißen kaum entfernen kann. Untersuchungen zur Bedeutung dieser klebrigen Bereiche sind nicht bekannt.

Die Fruchtkapsel

Die Fruchtkapseln sind länglich bis rund, fünffährig und in frischem Zustand von stark gewürzhaftem, etwas terpentinartigem, narkotischem Geruch, der beim Trocknen fast verschwindet und von gewürzhaftem, bitterem,

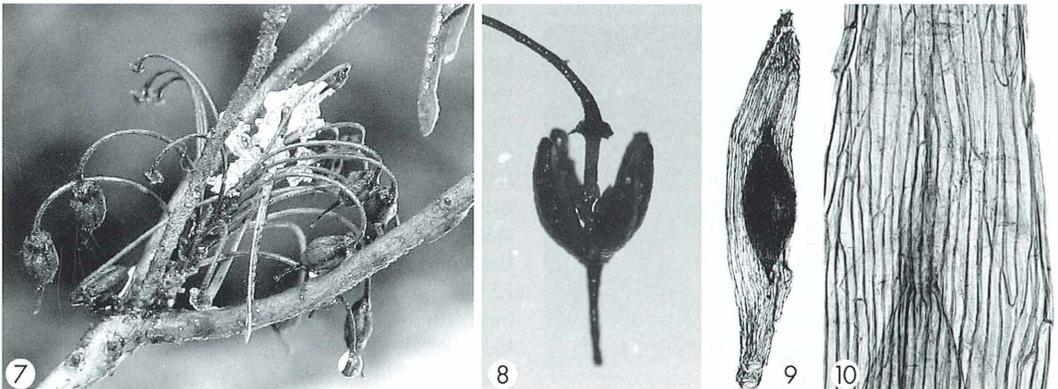
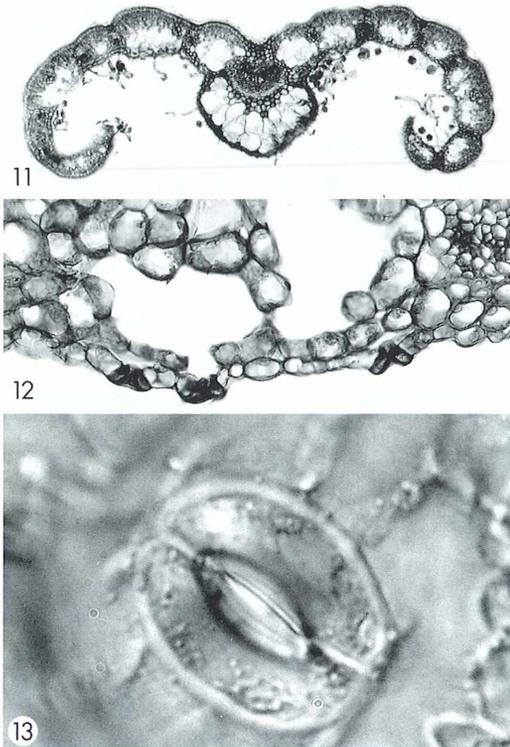


Abb. 7: Reife Fruchtkapseln in streng vertikaler Stellung. – Abb. 8: Reife Fruchtkapsel mit gelösten Klappen. – Abb. 9: Same (dunkel) mit Flugeinrichtung. – Abb. 10: Prosenchymatische Zellen des Samenflügels.

leicht campherartigem Geschmack. Sie biegen sich abwärts und stehen zur Zeit der Reife streng vertikal (Abb. 7). Diese Nutation (selbsttätige Wachstumskrümmung) dürfte auf positivem Geotropismus beruhen. Geotropismus bezeichnet das Reaktionsvermögen auf die Schwerkraft der Erde, wobei positiv geotropisch bedeutet, dass die Pflanzenorgane auf den Erdmittelpunkt zu wachsen und, wenn sie aus ihrer Normallage gebracht werden, immer wieder diese Stellung in der Lotlinie einnehmen. Bei der Fruchtreife öffnet sich die warzig-drüsige Kapsel durch Auseinanderweichen von fünf, sich zum freien Ende hin verschmälernden Klappen. Diese Klappen lösen sich aber nicht am oberen Ende der die Kapsel durchziehenden Mittelsäule, auf der oft noch der vertrocknete Griffel sitzt, sondern am unteren Ende, so dass die aufgesprungene Kapsel (wegen der Nutation) einem kleinen Becher oder Kelch gleicht

(Abb. 8). *Ledum palustre* ist ein Wintersteher, bei dem der Wind allmählich die winzigen Flugsamen aus den Kapseln heraus bläst, die bis in den nächsten Sommer noch keimfähige Samen enthalten können.

Die von einer Flughaut umschlossenen, circa 1 mm langen Samen sind gelblich bis bräunlich und meist spindelförmig und tragen an beiden Spindelenden einen deutlichen, orangefarbenen Schwanz (Abb. 9). Die Flugeinrichtung besitzt eine längliche, oft leicht s-förmige Gestalt mit etwas mehr Breite als der Same und läuft in zwei verschmälerte, rundliche Enden aus. Die feine, durchsichtige Flughaut besteht aus prosenchymatischen, dünnwandigen Zellen (Abb. 10). Die Gesamtlänge des Flugsamens beträgt 1,6 bis 2 mm, die Gesamtbreite 0,2 bis 0,25 mm. Ein Teil der Fruchtkapseln enthält oft viele taube Samen. Die Samenkeimung erfolgt ausschließlich am Licht.



Das Rollblatt

Der Sumpfporst besitzt immergrüne, lanzettliche, zugespitzte Blätter, die etwa 1,3 cm lang und 3 mm breit sind und zwei bis drei Jahre alt werden. Die in der Draufsicht flachen Blätter sind an den Rändern zurückgebogen, so dass an der Blattunterseite ein windstiller Raum entsteht, wodurch sie über einen optimalen Transpirationsschutz verfügen (Abb. 11 und 12). Denn die Spaltöffnungen, durch welche die Pflanze atmet und den photosynthetisch wichtigen Gasaustausch steuert, sind auf die Blattunterseite beschränkt und treten nur schwach hervor (Abb. 12 und 13).

Die untere Epidermis ist mit einer dichten, braunen Haarschicht überzogen, deren Haare vier verschiedene Ausbildungsarten zeigen: Es finden sich reichlich einzellige Haare mit dicker Außenschicht, die sich mit Sudan IV anfärben lässt (Abb. 14). Weiterhin treten fadenförmige, mehrzellige Haare (Abb. 15) sowie zwei Arten von Sekrethaaren auf mehrzelligem Fuß mit breiterem oder schmalere Köpfchen auf (Abb. 11, 16, 17). Das Vorhandensein von Sekrethaaren lässt sich schon am Geruch erkennen, der an den Fingern haftet, wenn man über die Blätter streift. Sekrethaare setzen sich aus lebenden Zellen zusammen, die in Stiel- und Köpfchenzellen differenziert sind. Im Cytoplasma der Köpfchen wird das Sekret hergestellt und in den Vakuolen abgelagert.

Abb. 11: Blattquerschnitt. – **Abb. 12:** Spaltöffnungen (Stomata) im Blattquerschnitt. – **Abb. 13:** Spaltöffnung in der Epidermis der Blattunterseite (hypostomatisch).

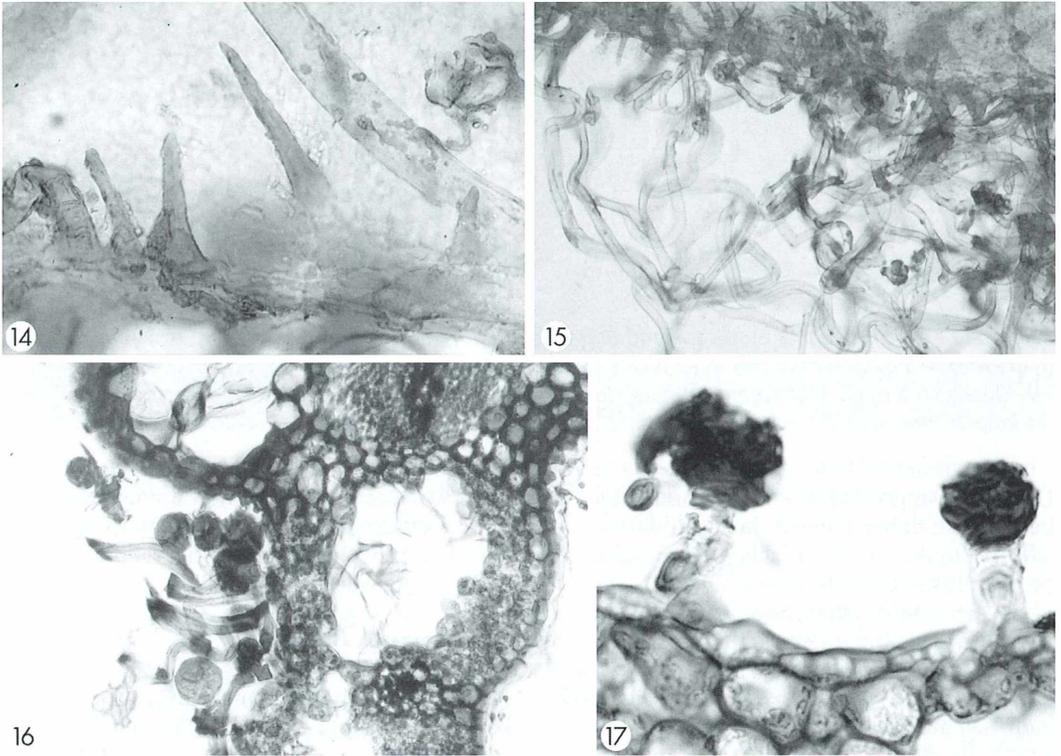


Abb. 14: Einzellige Haare der unteren Epidermis mit aufgelagerter Außenschicht. – **Abb. 15:** Fadenförmige, mehrzellige Haare der unteren Epidermis. – **Abb. 16:** Sekrethaare mit einem mehrzelligem Fuß und breitem oder schmalerem Köpfchen. – **Abb. 17:** Sekrethaare vergrößert.

Beim Sumpfpfurst, wie auch bei einigen anderen Moorpflanzen, widerspricht der Blattbau in auffälliger Weise den Lebensbedingungen. Xerophytische Merkmale, wie schmale Rollblätter und dichter Haarfilz (der die Spaltöffnungen verhüllt und die Verdunstung herabsetzt) sind eindeutig eine fabelhafte Trockenanpassung – dabei ist Wasser in Hochmooren reichlich vorhanden! Dieser Widerspruch bei manchen Moorpflanzen hat bereits Botaniker früherer Zeiten sehr beschäftigt. Damals gab man den Huminsäuren im Boden die Schuld, die solche Anpassungen notwendig machen sollten. Heute weiß man durch gezielte Experimente, dass die Huminsäuren nicht verantwortlich sind. Tatsächlich handelt es sich um so genannte Peinomorphosen (Hungerbildungen), die äußerlich den Xeromorphosen gleichen, aber einen ganz anderen physiologischen Hintergrund haben. Diese Pflanzen sind Spezialisten der Sparsamkeit, gewissermaßen Hungerkünstler, und zwar wegen des schlechten

Nährstoffangebots. Hochmoore sind bekanntlich extrem nährstoffarm. Eine stärkere Transpiration würde einen schnelleren Wasser- und Salztransport in der Pflanze ergeben, was zu einer Ankurbelung des Stoffwechsels, dadurch aber letztlich zum Absterben aufgrund von Nährstoffmangel führen würde. Deshalb müssen die Pflanzen ihre Stoffwechselfunktionen drosseln, sozusagen auf Sparflamme stellen. Dies gelingt durch verringerte Transpiration wie bei den Xerophyten. Ein sehr langsames Pflanzenwachstum wegen geringer Produktivität ist die Folge. Andere bekannte peinomorph/xeromorph gebaute Hochmoorpflanzen sind *Vaccinium oxycoccus* (Moosbeere), *V. myrtillus* (Heidelbeere, Schwarzbeere), *V. vitis-idaea* (Preiselbeere), *V. uliginosum* (Moor-Rauschbeere, Moor-Trunkelbeere), *Calluna vulgaris* (Besenheide), *Erica carnea* (Schneeheide), *Erica tetralix* (Glockenheide), *Empetrum nigrum* (Krähenbeere) und *Andromeda polifolia* (Sumpffrosmarin).

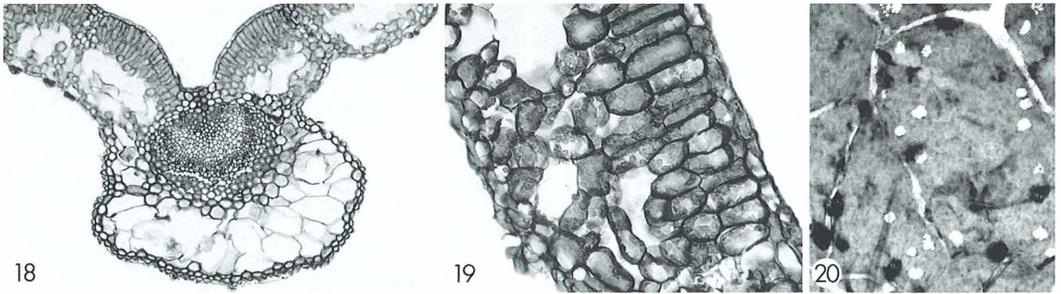


Abb. 18: Querschnitt durch Blattrippe und Blattspreite. Bau des geschlossenen, kollateralen Leitbündels (ohne Kambium). Oberhalb des Xylems und unterhalb des Phloems liegen Sklerenchymzellen. – **Abb. 19:** Querschnitt durch Blattspreite mit eingelagerten Oxalatdrusen. – **Abb. 20:** Flächenschnitt des Blattes im polarisierten Licht mit eingelagerten Oxalatdrusen.

Einige der angeführten Pflanzen sind leicht zu beschaffen; daher können ihre Rollblätter vom Mikroskopiker mit einfachen Handschnitten problemlos untersucht werden.

Ein Querschnitt beim Sumpfporst-Blatt zeigt den typischen Aufbau eines Blattes. Die Außenseite der oberen Epidermiszellen besteht aus einer verdickten Wand. Das Palisadengewebe baut sich aus bis zu fünf Zellreihen auf. Das darunter liegende Schwammgewebe macht etwa die Hälfte der Blattdicke aus und stellt nur in fast regelmäßigen Abständen eine Verbindung zwischen Palisadenparenchym und unterer Epidermis her (Abb. 18). Die dadurch entstehenden Hohlräume sind mit großlumigen, durchsichtigen Zellen ausgefüllt, die vermutlich als Wasserspeicher dienen. Im Querschnitt und im Flächenschnitt des Rollblattes kann man unter dem Mikroskop im polarisierten Licht (eventuell auch im Dunkelfeld) die herrlich ausgebildeten, farbenprächtigen Oxalatkristalle beobachten. Da die Kristalle doppelbrechend sind, leuchten sie bei gekreuzten Polarisationsfiltern in den Interferenzfarben auf (Abb. 19 und 20). Das Calciumoxalat kristallisiert als Monohydrat in Form von Drusen in den Vakuolen von Parenchymzellen. Es ist ein Abfallprodukt des Stoffwechsels und bleibt in der Pflanzenzelle dort liegen, wo es gebildet wurde. In diesem Zustand kann Oxalsäure keine Giftwirkung entfalten.

Von der Form her zeigt der Querschnitt des Blattes den Bau eines bifazialen, revoluten Rollblattes mit stark eingerolltem Rand, das sehr typisch für Ericaceen ist (Abb. 11). Der anatomische Bau der Blattrippe weist ein geschlossenes, kollaterales Leitbündel auf, das heißt, das zur Blattoberseite zeigende Xylem

und das darunter liegende Phloem grenzen ohne zwischengeschaltetes Kambium aneinander. Dadurch kann der Blattstiel sekundär nicht in die Dicke wachsen (Abb. 18).

Anatomie des Holzes

Anatomische Merkmale des Holzes sind für die Bestimmung Holz bildender Pflanzen von enormer Wichtigkeit. Dabei wird das Holz nach drei Schnittrichtungen untersucht. Im Querschnitt werden die Längselemente (Gefäße, Fasern) quer durchgeschnitten, die radial verlaufenden Holzstrahlen sind längs aufgeschnitten. Im Radialschnitt sind alle Elemente längs geschnitten. Im Tangentialschnitt sind die Längselemente längs und die Holzstrahlen quer geschnitten. Für die mikro-, aber auch makroskopische Bestimmung sind vor allem die Querschnittsmerkmale diagnostisch wertvoll.

In xylotomischer Hinsicht ähnelt *Ledum palustre* sehr dem *Rhododendron ferrugineum* (Rostblättrige Alpenrose, Almrausch). Zwischen beiden Arten sind nur kleinere Unterschiede zu beobachten.

Querschnitt

Sehr viele, kleine Poren (Durchmesser kleiner 50 µm) sind auf der ganzen Jahresringfläche zerstreut (Abb. 21). Früh- und Spätholzporen erscheinen praktisch gleich groß. In beiden Teilen unterscheidet sich die Porendichte nicht wesentlich. Die Jahresringe sind manchmal sehr eng, so dass es schwierig oder fast unmöglich sein kann, die Jahresringgrenzen klar zu bestimmen; mitunter fehlen sie sogar.

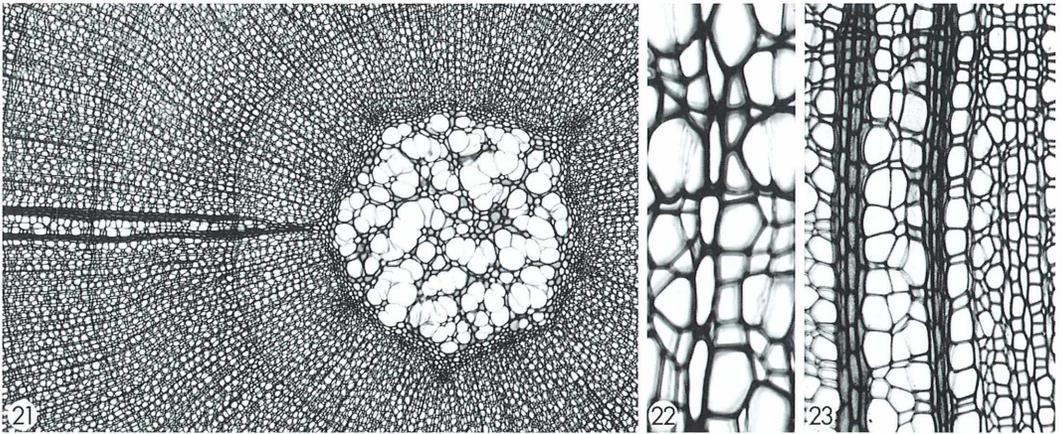


Abb. 21–23: Stamm-Querschnitte. – Abb. 21: Porendichte, Jahresringgrenzen und Holzstrahlen sind zu sehen. – Abb. 22: Abgeflachte Grundgewebezellen markieren die Jahresringgrenze. – Abb. 23: Mehrreihige und einreihige Holzstrahlen.

In tangentialer Richtung abgeflachte Grundgewebezellen markieren wie ein schmales Bändchen die Jahresringgrenze (Abb. 22). Mehrreihige Holzstrahlen sind sehr deutlich, einreihige schwer erkennbar. Die Holzstrahlen folgen einander regelmäßig in Abständen von ein bis vier Gefäßbreiten (Abb. 23). Das Holz von *Ledum palustre* weist insgesamt große, dünnwandige (das Lumen ist größer als die doppelte Zellwanddicke) und kleine, eher dickwandige (das Lumen ist kleiner als die doppelte Zellwanddicke) Zellen auf. In radialer Richtung sind die Gefäße fast immer durch ein bis zwei Fasertracheiden voneinander getrennt, in tangentialer Richtung berühren sich jedoch die denselben Jahresring angehörenden Gefäße häufig.

Radialschnitt

Holzstrahlzellen erscheinen als kurze, stehende Ziegelformen oder Quadrate mit dünnen, oft etwas gewölbten Wänden. Auch die Gefäße sind dünnwandig und zeigen verschiedene Arten von Durchbrechungen. Es treten im Allgemeinen pro Zelle 5–12 leiterartig angeordnete Durchbrechungen auf sowie alle Übergänge von kleineren länglichen bis zu rundlichen in Form der Hoftüpfel – ein typisches Merkmal einiger Ericaceen (Abb. 24). Mehrreihige Holzstrahlen bestehen vorwiegend aus liegenden und quadratischen Zellen, einreihige dagegen aus stehenden und quadratischen Zellen (Abb. 25). Stoßen Holzstrahlwände anein-

ander, so erscheinen sie dick und von vielen Tüpfeln durchbrochen. Diese dicht aufeinander folgenden Tüpfel lassen die Wände im Schnitt zahnradförmig aussehen (Abb. 26). Fasertracheiden sind dünnwandig, ihre Hoftüpfel kreisrund oder ellipsoid. Sie finden sich verstreut oder in senkrechten Reihen angeordnet und sind kleiner als die Hoftüpfel der Gefäße.

Tangentialschnitt

Hier zeigen sich die Holzstrahlen zweigestaltig. Einreihige bilden einen Stapel von 1–10 (höchstens bis 15) längs-ovalen Zellen übereinander (Abb. 27), mehrreihige dagegen von 3–8 Zellreihen; ausnahmsweise werden auch Stapel mit bis zu 40 Zellen erreicht. In diesem Fall bleiben die Zellen bedeutend kleiner, kreis-, ellipsen- oder linsenförmig (Abb. 28).

Als wichtigste mikroskopische Bestimmungsmerkmale des Holzes von *Ledum palustre* sind zu beachten: Holz zerstreutporig mit sehr vielen, kleinen Poren; Holzstrahlen einreihig beziehungsweise 3–5-reihig; vorwiegend quadratische und stehende Holzstrahlzellen; leiterförmige Durchbrechungen.

Ökologie

Der Sumpfpfhorst ist eine montane Pflanze der Hochmoore, mooriger Wälder (Kiefern-Moorwald, Bergkiefer-Moorgehölz) und nasser,

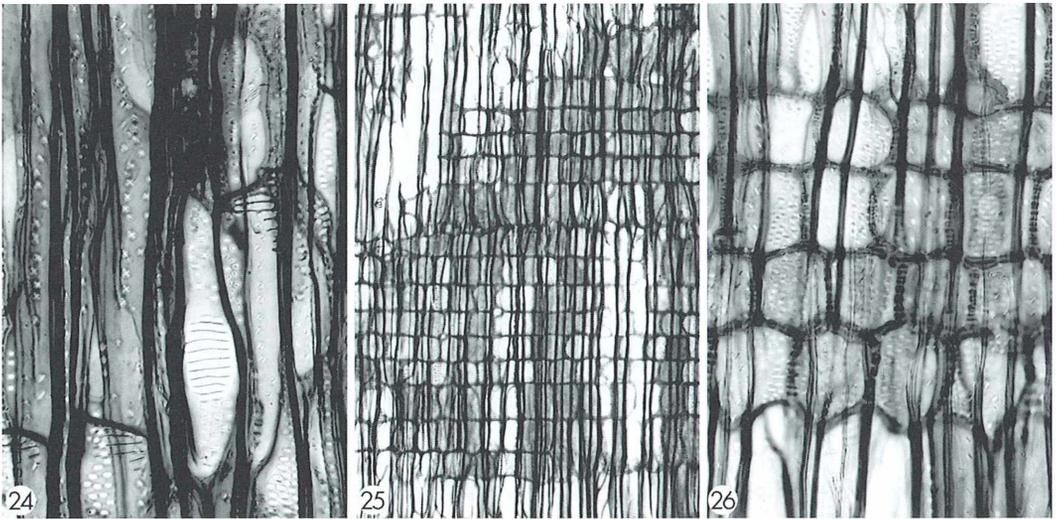


Abb. 24–26: Stamm-Radialschnitte. – **Abb. 24:** Gefäße mit leiterartigen Durchbrechungen. – **Abb. 25:** Stehende Zellen der Holzstrahlen. – **Abb. 26:** Holzstrahlwände mit vielen Tüpfeln ergeben ein zahnradförmiges Aussehen.

nährstoffarmer Torfböden. Die Pflanze ist ein Rohhumuswurzler und liebt den Halbschatten. Sie zählt zu den floristischen Besonderheiten und stellt die Charakterpflanze der Waldhochmoore dar, denn hier kann sie üppig gedeihen. Besonders interessant ist dabei der Sumpfporst-Kiefernbruch (Ledo-Pinetum) mit dem Torfmoos als wichtigster torfbildender Vegetation.

Allgemeine Verbreitung

Sie erstreckt sich über das nördliche und gemäßigte Eurasien. Das Hauptverbreitungsgebiet liegt nicht in Mitteleuropa, sondern in den nördlichen Ländern, in Norwegen, Schweden, Finnland und Nordrussland. In Deutschland durch die Trockenlegung der Moore sehr selten geworden und stark gefährdet, lässt sich die Art jetzt fast nur noch in Norddeutschland finden.

Verbreitung in Österreich

Auch hier gehört der Sumpfporst zu den sehr seltenen Pflanzen. In den Bundesländern Niederösterreich und Oberösterreich existieren in vier Hochmooren, die alle in der Böhmisches Masse (Österreichisches Granit- und Gneishochland) des Waldviertels und Mühlviertels liegen, noch

interessante Vorkommen. Schon Anton Kerner erwähnte 1863 diese Moore in seinem namhaften Werk *Das Pflanzenleben der Donauländer*. Er schreibt: *Es greift dort ein kleines Stück des böhmischen Wittingauer Tertiärbeckens auf österreichischen Boden herüber, und gerade an der östlichen Seite dieses Beckens ziehen sich in einer Länge von vier Meilen von Gmünd in Österreich bis Platz in Böhmen ausgedehnte sumpfige Wälder und Hochmoore hin, welche man dort mit dem Namen „Moose“ bezeichnet. Ein für das Wasser undurchdringlicher Tonboden, auf welchem hie und da auch grober Quarzsand lagert, bildet das geognostische Substrat dieser „Moose“, und über ihm folgt eine von wenigen Zollen bis zu zwei Fuß Mächtigkeit schwankende Schicht von Torf, in welcher sonderbarer Weise ganz kräftiges, hochstämmiges Nadelholz gedeiht. Es ist nicht unwahrscheinlich, dass diese Wälder mit torfigem Untergrund als erste Anfänge von Hochmooren anzusehen sind.*

In der Steiermark ist die Pflanze ausgestorben. In Nordtirol wurde der Sumpfporst nach Ansalbung (= absichtliches Ausbringen von Pflanzen in die freie Natur ohne land- oder forstwirtschaftliches Motiv) um 1890 eingebürgert. In Österreich sind Ansalbungen heute grundsätzlich durch die Naturschutzgesetze verboten, denn sie gelten als Florenverfälschung und störende Eingriffe in die Natur. Der Öster-

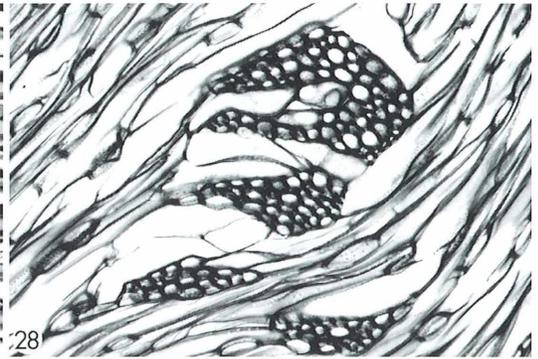
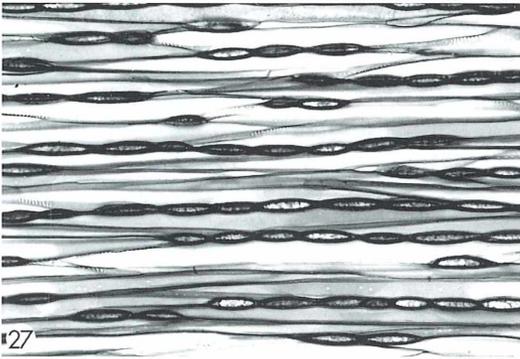


Abb. 27 und 28: Stamm-Tangentialschnitte. Einreihige (Abb. 27) und mehrreihige (Abb. 28) Holzstrahlen.

reichische Moorschutzkatalog von 1982 beschreibt diese Hochmoore mit Sumpfporst-Vorkommen wie folgt:

Rottalmoos (Galthofmoor): Litschau/N, Seehöhe 540 m, Regenmoor mit Moorkiefernbeständen in einer Hangmulde, Granit und ähnliches Gestein als Untergrund, eine unmittelbare Gefährdung liegt nicht vor. Reiches Vorkommen von Sumpfporst. In diesem Moor verlässt die Pflanze unüblicherweise den Halbschatten und tritt in das offene Hochmoor (Abb. 29). Freie Standorte des Sumpfporstes findet man nur in nördlich gelegenen Hochmooren. Die Fotos in diesem Artikel wurden alle von diesem Moor gemacht.

Schwarzes Moos: Brand-Nagelberg/N, Seehöhe 505 m, Übergangsmoor auf einem Hochplateau, Granit und ähnliches Gestein als Untergrund, Torfabbau.

Schönauer Moor: Litschau/N, Seehöhe 520 m, Übergangsmoor/Rotföhrenmoor am Hang, Granit und ähnliches Gestein als Untergrund, unmittelbare Gefährdung durch einen Forstbetrieb.

Bruckangerlau: St. Oswald bei Freistadt/O, nordwestlich der Ortschaft Amesreith, Seehöhe 840 m, Versumpfungshochmoor in einer Senke, das Moor ist heute sehr trocken, im Bereich des Moores liegt der größte Bestand des Sumpfporstes in Oberösterreich. Von den 15 ha sind circa 3 ha naturnah.

Verwendung

Der Porst fand in früheren Zeiten Verwendung für Heilzwecke gegen Fieber, Gicht, Keuchhusten, Ruhr, Hautkrankheiten, Diabetes. Von der



Abb. 29: Der Sumpfporst wächst auf einem Bult inmitten der offenen Moorfläche.

Landbevölkerung wurde der Porst auch als Abortivum genutzt. Auf Grund der allgemeinen Zellgifteigenschaften und narkotischen Wirkung von ätherischen Ölen [Ledol und Palustrol; beide Stoffe sind chemisch den Sesquiterpenen zuzurechnen (= Terpene mit 15 C-Atomen)], die der Porst in erheblichen Mengen in seinen Drüsenhaaren produziert, sind früher Vergiftungserscheinungen beobachtet worden, vor allem bei missbräuchlicher Anwendung der Pflanzenextrakte als Abortivum. Die getrockneten Zweige und Jungtriebe waren früher wegen ihres durchdringenden, Kampfer ähnlichen Geruches als Motten- und Wanzenmittel geschätzt. Bis Mitte des 18. Jahrhunderts setzte man den aus Gerste und Malz hergestellten Getränken zur Verleihung eines bitteren Geschmacks zahlreiche Kräuter und Gewürze zu, unter anderem auch Extrakte aus Sumpfporst, die konservierende und aromatisierende Wirkung hatten.

Der Zusatz ergab einen Rausch verstärkenden Effekt.

In Russland braute man früher in den Klöstern für die gewöhnlichen Leute Porstbier, das viele Störungen gesundheitlicher Art nach sich gezogen haben soll. Auch unter der Bevölkerung des heutigen Niedersachsens muss die gesundheitsschädigende Wirkung dieser *Gru(i)tbiere* so groß gewesen sein, dass der hannoversche Kurfürst Georg III. in einer Anordnung vom 26.6.1723 die Verwendung des Porsts zum Brauen von Bier unter Androhung von Strafe verbot. Die berauschende Wirkung solcher Getränke soll auch die Grundlage der viel zitierten Berserkerwut der Wikinger gewesen sein.

Als Droge findet der Porst kaum mehr besonderes toxikologisches Interesse wegen seines Rückganges bzw. seiner schwierigen Beschaffung von entlegenen Standorten.

Präparationstechnik

Die Holzschnitte (20 µm Dicke) und Blattquerschnitte (10 oder 15 µm Dicke), die hier als Vorlage für die Fotografien dienten, wurden mit einem Mikrotom angefertigt. Brauchbare Blattquerschnitte kann man auch mit einer Rasierklinge im Freihandschnitt an einem in einer Mohrrübe oder in getrocknetem Holundermark eingeklemmten Blatt erhalten.

Fixierung der Schnitte: Im Fixiergemisch FAE [Formol (5) : Äthanol (90) : Eisessig (5)] bei einer Verweildauer von 24 Stunden. Anschließend werden die Schnitte in 96%igem Äthanol ausgewaschen. Die Färbung der Schnitte erfolgte nach der Methode von Etzold (FSA-Verfahren) oder nach Roeser. Die Präparate (Holz-, Blattquerschnitte) für die Fotodokumentation wurden nach Roeser gefärbt.

Färbemethode nach Roeser: 1) Färben in Astrablau 5 min. 2) Auswaschen in destilliertem Wasser. 3) Färben in Fuchsin (basisch) 5 min. 4) Auswaschen in destilliertem Wasser. 5) Färben in Pikrinsäure (gesättigte wässrige Lösung 1:3 mit Wasser verdünnt) 1 min. 6) Auswaschen mit destilliertem Wasser. 7) 70%iger Isopropylalkohol zur Differenzierung der Fuchsinfärbung. Überdifferenzierung tritt auch bei stundenlangem Verweilen nicht ein! Meist genügen aber einige Minuten. 8) 100%iger Isopropylalkohol, einmal wechseln, 5 min oder länger. 9) Xylol 3 min oder länger. 10) Einschluss in Harz (z.B. Malinol, Eukitt, Entellan). Wird zur Einbettung Euparal verwendet,

entfällt die Xylolstufe, und man deckt sofort nach dem 100%igen Isopropylalkohol den Schnitt ein.

Ergebnis der Färbung: Verholzte Zellen leuchten rot (selbst in dünnen Mikrotomschnitten), unverholzte Zellen sind intensiv blau, verkorkte und cutinisierte Schichten dunkel braunrot. Diese Methode der Färbung hat einige Vorteile: Zuverlässiges Gelingen bei dünnen wie bei dicken Schnitten, keine Probleme bei der Differenzierung.

Herstellung der Lösungen: Astrablau FM: 0,5%ig in 2%iger wässriger Weinsäurelösung. Basisches Fuchsin: 1%ig in 50%igem Äthylalkohol (mit destilliertem Wasser verdünnter Brennspiritus genügt als Lösungsmittel).

Die Pollen wurden in Glyceringelatine eingeschlossen und im differentiellen Interferenzkontrast-Verfahren (DIK) fotografiert. Um die Haare der Blätter und die Schließzellen sichtbar zu machen, wurden Flächenschnitte des Blattes angefertigt und mit Sudan IV gefärbt.

Herstellung der Stammlösung: 1 g Sudan IV mit 100 ml circa 60–65 °C heißem, absoluten Isopropanol übergießen. Im Wasserbad bei ca. 60–65 °C mit einem Glasstab 3 min umrühren. Die heiße Lösung in eine dunkle Flasche füllen; Flasche gut verschließen und sofort etwa 5 min von Hand schütteln. Im Laufe der nächsten 2 bis 3 Tage das Schütteln bei kalter Lösung einige Male wiederholen. Sollte sich ein Bodensatz bilden, muss gefiltert werden.

Sowohl ungefärbte wie auch gefärbte Objekte (z.B. nach Etzold) können mit Sudan IV behandelt werden. Das vorher mit Aqua dest. bzw. mit 70%igem oder 94%igem Alkohol gespülte Objekt wird in Blockschälchen 15 min bis mehrere Stunden gefärbt. Dann werden die gefärbten Objekte in 3 Portionen Aqua dest. bzw. Aqua. dest.: Glycerin = 1:1 in Petrischalen ausgewaschen. In Schale I bilden sich in der Regel Farbflocken. In Schale II werden noch einige Farbflocken eingeschleppt. In Schale III sind dann meistens keine Farbflocken mehr vorhanden.

Wichtiger Hinweis: Beim Färben muss das Färbefäß gut verschlossen sein, da sonst durch Verdunstung des Alkohols in den Objekten störende Farbstoffniederschläge entstehen. Grundsätzlich gilt: Je geringer der Sudananteil in der Lösung ist, umso geringer ist die Bildung von Farbstoffniederschlägen. Daher kann auch eine verdünnte (verdünnt mit dem jeweiligen

Lösungsmittel) Stammlösung im Verhältnis 1:1 bis circa 1:10 verwendet werden. Die Färbungszeiten werden dadurch allerdings länger. Nun können Frisch- oder Dauerpräparate hergestellt werden: Frischpräparate werden in Aqua dest. beziehungsweise Aqua dest.: Glycerin = 1:1 eingeschlossen. Mit Sudan-Farbstoffen behandelte Schnitte kann man für Dauerpräparate nur in wasserlösliche (wässrige) Eindeckmittel einschließen, wie Glycerin, Glyceringelatine oder Laevulososirup, der ein hervorragendes, problemloses, schnell eindringendes und stark aufhellendes Einschlussmedium für pflanzliche Objekte darstellt. Bei Sudan IV ist eine Beize mit Phosphorwolframsäure nicht erforderlich, bei anderen Färbungen hingegen (z.B. mit Methylenblau, Kristallviolett usw.) sollte vor dem Einschließen der gefärbten Pflanzenschnitte in Laevulososirup mit Phosphorwolframsäure gebeizt werden. Die Farbe hält sich nach bisherigen Erfahrungen selbst über Jahrzehnte sehr gut in Laevulososirup (Schömer, 1949), der allerdings nach einiger Zeit auskristallisieren kann. Solche Präparate müssen deshalb absolut dicht umrandet (Deckglaslack, Nagellack) werden, was sich aber auch bei Glyceringelatine-Präparaten empfiehlt, um eine längere Haltbarkeit zu gewährleisten.

Herstellung von Laevulososirup: Man löst 20 g Laevulose (Fruchtzucker) in 15 ml Aqua dest. durch längeres (24 Stunden), mäßiges Erwärmen (bei 37 °C) auf; Überführung der Objekte aus Wasser. Der Laevulososirup erhärtet wie Kanadabalsam.

Literaturhinweise

- Bertsch, K.: Sumpf und Moor als Lebensgemeinschaft. Verlag Otto Maier, Ravensburg 1947.
 Beug, H.-J.: Leitfaden der Pollenbestimmung. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2004.
 Böhlmann, D.: Botanisches Grundpraktikum zur Phylogenie und Anatomie. Verlag Quelle & Meyer, Wiesbaden 1994.
 Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. Verlag Gustav Fischer, Jena 1994.
 Düll, R., Kutzelnigg, H.: Taschenlexikon der Pflanzen Deutschlands. Verlag Quelle & Meyer, Wiebelsheim 2005.
 Eschrich, W.: Funktionelle Pflanzenanatomie. Verlag Springer, Berlin 1995.
 Fischer, M. A., Adler, W., Oswald, K.: Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol. Land Oberösterreich, OÖ Landesmuseen (Hrsg.), Linz 2005.

- Gerlach, D., Lieder, J.: Taschenatlas zur Pflanzenanatomie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1979.
 Greguss, P.: Holzanatomie der europäischen Laubhölzer und Sträucher. Verlag Akademiai Kiado, Budapest 1959.
 Hegi, G.: Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Band V, 3. Teil. Carl Hanser Verlag, München, ohne Jahr.
 Hueck, K.: Das Moor. Verlag Quelle & Meyer, Leipzig, ohne Jahr.
 Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 2002.
 Mücke, G.: Das Moor neu entdecken. Landbuch-Verlag, Hannover 1989.
 Nultsch, W.: Allgemeine Botanik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1968.
 Romeis, B.: Taschenbuch der mikroskopischen Technik. Verlag R. Oldenburg, München 1943.
 Schömmel, E.: Kryptogamen-Praktikum. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.
 Schweingruber, F. H.: Anatomie europäischer Hölzer. Verlag Paul Haupt, Stuttgart 1990.
 Steiner, G. M.: Österreichischer Moorschutzkatalog. Bundesministerium für Gesundheit und Umweltschutz (Hrsg.), Wien 1982.
 Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Fischer Verlag, Stuttgart 1949.
 Succow, M., Jeschke, L.: Moore in der Landschaft. Verlag Harri Deutsch, Frankfurt 1986.

Verfasser: Bruno Ortner, Pyrawang 44, A-4092 Esternberg, Österreich, E-Mail: brunoortner@aon.at



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>

Die Borstenamöbe – *Leidys Ouramoeba vorax* und ihr Pilz

Ernst Hippe

Über *Leidys Ouramoeba botulicauda* ist erst kürzlich im MIKROKOSMOS berichtet worden (Brief, 2005). Die andere Art *O. vorax* erscheint weit seltener. Hier ist nach 70 Jahren endlich wieder ein Fund.

Das Simmelried bei Konstanz ist immer wieder für Überraschungen gut. *Ouramoeba botulicauda*, eine *Mayorella* mit dem segmentierten parasitischen Pilz *Amoebophilus simplex*, wurde dort schon gefunden (Kreutz, 2006). Im August 2006 fand ich nun in einer Probe von dort drei Exemplare einer Amöbe mit einem Büschel unsegmentierter Borsten am Hinterende, ganz ähnlich wie auf der schönen Tafel von Leidy (1879), zu sehen bei Brief (2005). Leider lebten sie nur ein paar Tage. Immerhin konnte ich behelfsmäßige Fotos machen (Abb. 1 und 2). Im Gegensatz zu *O. botulicauda* sind hier die Anhängsel ungegliedert, dünn und recht lang. Die Amöbe selbst war 300 µm lang, die steifen Borsten zwischen 50 und 160 µm. Diese zeigten bei stärkerer Vergrößerung eine leichte Zähnung, auf Abbildung 2 gerade noch zu erkennen (Pfeil). Das Büschel der Anhänge wurde von der

Amöbe mitgeschleppt und blieb auch nach Richtungsänderungen immer am Hinterende. Die Amöbe bildete Verzweigungen nur vorübergehend aus, die immer bald wieder in die monopodiale Form übergingen. Sie bewegte sich recht schnell. Die von Leidy (1879) und Geitler (1937) erwähnten, zum Teil periodisch verteilten Körperchen in den Borsten konnte ich nicht erkennen. Jedenfalls gibt es keine zelluläre Unterteilung der Anhänge.

Der unsegmentierte Pilz

Geitler (1937) gibt einen kurzen Überblick: *Schon seit langem ist es bekannt, daß bei Amöben aus der proteus-Gruppe eigenartige fädige Anhängsel vorkommen. Sie wurden zunächst für eine besondere Art von Pseudopodien gehalten, so von Leidy, der daraufhin eine*

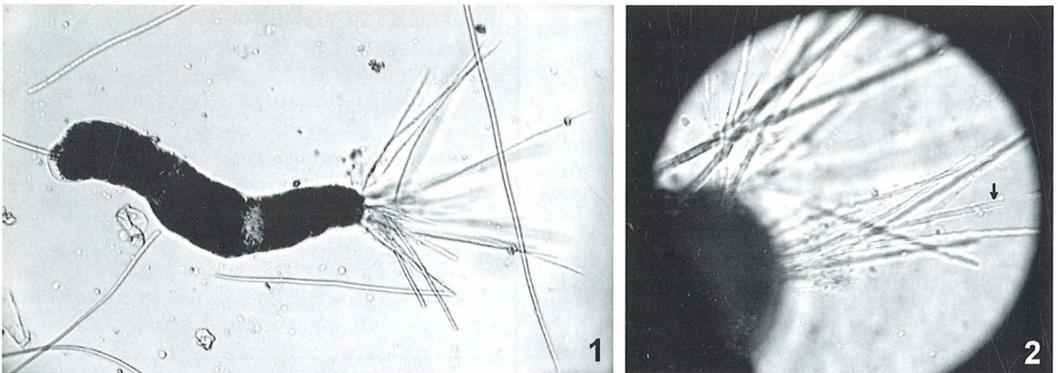


Abb. 1: Borstenamöbe, Zelllänge 300 µm, Anhänge 50–160 µm. – Abb. 2: Unsegmentierte Anhänge. Bilddurchmesser circa 100 µm, Pfeil = gezähnte Kante einer Borste.

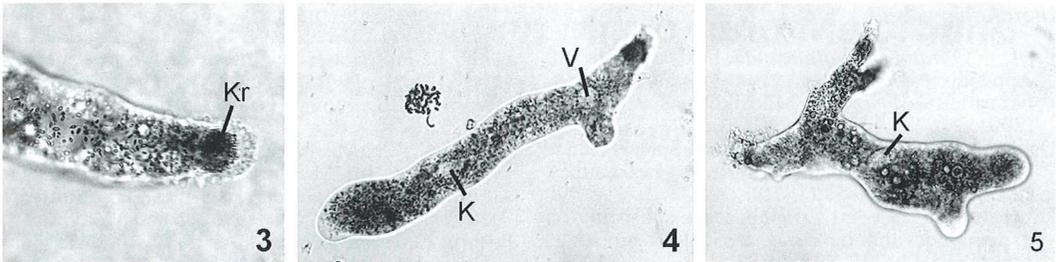


Abb. 3: Hinterende der Amöbe ohne Anhänge; links Kristalle (Kr), rechts maulbeerförmiges Uroid. – **Abb. 4:** Amöbe ohne Anhänge. K Kern, V Kontraktile Vakuole. – **Abb. 5:** Amöbe ohne Anhänge vor Richtungsänderung. K Kern.

Gattung *Ouramoeba*, und von Korotneff, der eine Gattung *Longicauda* aufstellte. Archer und Wallich erkannten, daß die Anhängsel Pilzfäden sind. Penard sichtete die älteren Angaben und gab das Vorkommen des Pilzes für *Amoeba proteus*, *nobilis* und *vespertilio* an. Seither scheint die Erscheinung in Vergessenheit geraten zu sein, oder sie wurde wenigstens nicht näher beachtet. Dieser Autor hat bei einem seltenen Massenvorkommen ausführlich über Morphologie und Entwicklung der unsegmentierten Anhängsel berichtet. Er vermutet die betroffene Amöbe als *Amoeba proteus*, ist sich aber nicht sicher. Drechsler (1959) referiert zwar die früheren Kenntnisse, hat aber *Ouramoeba vorax* offenbar nicht gesehen. Zuvor hatte Dangeard (1910) den Pilz als *Amoebophilus penardi* bezeichnet, ihn aber auf der Schlammamöbe *Pelomyxa* angetroffen. So ist die taxonomische Situation sehr unübersichtlich, und weitere Funde wären nötig. Ob es sich wirklich um einen *Amoebophilus* handelt, müsste wohl noch geklärt werden, denn die Ähnlichkeit mit seinen bisher beschriebenen Arten ist nicht sehr groß.

Die Amöbe

Zufällig fand ich in einer späteren Probe vom gleichen Ort auch die offenbar gleichen Amöben, jedoch ohne Anhänge (Abb. 3–5). Auch sie waren meist monopodial und gestreckt bis 450 µm lang. Während auf Abbildung 1 nur ein sehr dunkles Endoplasma mit zwei Aufhellungen zu erkennen ist, wurden nun mehr Details deutlich. Abbildung 3 zeigt, dass Massen von länglich-angespitzten Kristallen für das

dunkel erscheinende Endoplasma verantwortlich sind. Der klare Plasmarand ist veränderlich, und die Kristalle strömen nach. Abbildung 4 zeigt einen großen, ovalen Kern, der stark an den von *Amoeba proteus* erinnert. Weiter hinten liegt eine sehr langsam arbeitende kontraktile Vakuole. Auch nach Richtungsänderungen (Abb. 5) wird bald die monopodiale Form wieder eingenommen, anders als bei *Amoeba proteus*, die oft länger mit vielen Pseudopodien ausgebreitet bleibt und normalerweise nicht so dunkel erscheint. Dabei sollte beachtet werden, dass alle meine Beobachtungen ohne Deckglasdruck gemacht wurden, nämlich bei starker Vergrößerung mit dem eingetauchten Wasserimmersions-Objektiv. Am Hinterende der Amöbe sieht man meistens eine maulbeerförmige, veränderliche Struktur (Abb. 3), wie auch gelegentlich bei den Borstenamöben neben den Anhängen. Oft wird auch noch Detritus nachgeschleppt. Leidys Artnamen *vorax* (gefräßig) konnte ich bei der kurzen Lebensdauer der Borstenamöben nicht prüfen. Die Exemplare ohne Anhänge zeigten nicht allzu viele Nahrungsvakuolen, blieben aber in der Petrischale wochenlang aktiv.

Insgesamt könnte es sich bei der Amöbe um eine *Trichamoeba sinuosa* handeln (Siemensma, 1987; Page und Siemensma, 1991). Jedenfalls sollte man weiter auf solche Borstenamöben achten und dabei auch die Fotodokumentation verbessern.

Dank

Herrn Dr. Martin Kreutz danke ich für die Proben, ihm und Herrn Dr. Josef Brief für Hilfe bei der Literaturbeschaffung.

Literaturhinweise

- Brief, J.: *Ouramoeba botulicauda*, Leidys Amöbe mit Appendix. – Eine von *Amoebophilus simplex* parasitierte *Mayorella*. *Mikrokosmos* 94, 16–21 (2005).
- Dangeard, P. A.: Études sur le développement et la structure des organismes inférieurs: Les amibes. *Le Botaniste* 11, 4–57 (1910).
- Drechsler, Ch.: Several Zoophagaceae subsisting on a nematode and on some terricolous amoebae. *Mycologia* 51, 737–823 (1959).
- Geitler, L.: Über einen Pilzparasiten auf *Amoeba proteus* und über die polare Organisation des Amöbenkörpers. *Biol. Zentralblatt* 57, 166–175 (1937).
- Kreutz, M., Foissner, W.: The *Sphagnum* ponds of Simmelried in Germany: A biodiversity hot-spot

- for microscopic organisms. *Prozoological Monographs*, Vol. 3, Shaker Verlag, Aachen 2006.
- Leidy, J.: Freshwater rhizopods of North America. In: US Geological Survey of the Territories, Vol. 12, Government Printing Office, Washington 1879.
- Page, F. C., Siemensa, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band, 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Penard, E.: Faune rhizopodique du Bassin de Lemane. Verlag Henry Kündig, Genf 1902.
- Siemensa, F. J.: De Nederlandse Naaktamoeben. Kon. Ned. Natuurhist. Vereniging 1987.

Verfasser: Ernst Hippe, Meisenstr. 10, 63263 Neu-Isenburg

Nachricht

Aus dem Schloss Weißenstein:

Christina und Manfred Kage gewinnen den 1. Preis im FOCUS-Fotowettbewerb Bilder aus der Forschung 2006

Das in Mikroskopikerkreisen bestens bekannte Familienunternehmen Kage – *Institut für wissenschaftliche Fotografie* – hat eine Würdigung seiner Arbeit in besonderer Weise erfahren: Christina und Manfred Kage wurde im Rahmen des vom Nachrichtenmagazin FOCUS und dem Verband Forschender Arzneimittelhersteller ausgeschriebenen Fotowettbewerbs *Bilder der Forschung 2006* in der Kategorie *Faszination Forschung* der erste Preis zugesprochen. Prämiert wurden diejenigen Fotos, in denen die Forschungsarbeit oder die Forschungsergebnisse besonders prägnant und eindrucksvoll abgebildet wurden. Neben dem Siegerfoto sind noch weitere Kage-Fotos in die nähere Wahl gekommen und rangieren unter den ersten zehn besten Einsendungen.

Das preisgekrönte Bild (Abb. 1) zeigt eine winzige Ameise mit einem mikroskopisch kleinen Zahnrad. Es stammt aus dem Bausatz eines Mikromotors des Forschungszentrums Karlsruhe. Der gesamte Motor hat einen Durchmesser von nur 1,9 Millimetern. Die Ameise hält das Zahnrad wie ein Jongleur als eine Art Armreif hoch und scheint dabei zu lächeln, wenn das einmal so anthropomorph gesagt werden darf.



Abb. 1: Das Kage-Siegerfoto des FOCUS-Fotowettbewerbs: Ameise mit Zahnrad.

Die Insider dürften über diese Nachricht nicht unbedingt verwundert sein. Weiß man doch seit Dekaden, dass nur erstklassige Fotodokumente das Kage-Schloss verlassen.

Redaktion MIKROKOSMOS

Ökologie der interstitiellen Mikro- und Meiofauna – Ein Glossar zur Ökologie und Untersuchungsmethodik des Mesopsammon und Hyporheon

Michael Lüttgen

Das marine und limnische Interstitial stellen Lebensräume dar, die noch relativ wenig erforscht sind, obwohl sie eine außerordentlich interessante, hoch angepasste Mikro- und Meiofauna enthalten. Die Bedeutung des marinen Sandlückensystems ist 1952 von Remane erkannt und in seiner klassischen Arbeit publiziert worden. Wie wenig über diese Lebensräume bekannt ist, belegen die biologisch bedeutsamen Entdeckungen der bis dahin unbekanntesten Tierstämme der Loricifera (Kristensen, 1983) und in jüngster Zeit der Micrognathozoa aus Quellen in Grönland (Funch und Kristensen, 2002). Evolutionsbiologisch handelt es sich also um wichtige Lebensräume, deren ökologische Dynamik in den letzten Jahren erst schrittweise wissenschaftlich untersucht und verstanden wird.

Das Grundwasser bildet quasi die Schnittstelle zwischen den Lebensräumen der limnischen und marinen Lückensysteme. Das Grundwasser ist einer der größten und ältesten terrestrischen Lebensräume. Es wird von einer unerwartet artenreichen, teilweise hoch angepassten Fauna besiedelt, deren Kennzeichen das Fehlen von Pigmentierung und vielfach des Verlustes von Lichtsinnesorganen sowie einer lang gestreckten Körpergestalt ist. Viele Grundwasserarten sind regelrechte lebende Fossilien. Betrachtet man noch die weitgehend unbekanntere Diversität und sicher unbestritten wichtige ökologische Bedeutung der mikrobiellen Fauna im Tiefengrundwasser, wird klar, welch komplexes System hier vorliegen muss. Die in den letzten Jahren entdeckten bakteriellen Lebensformen in mikroskopisch kleinen Porenräumen der Gesteine bis in Tiefen über 2 km und bei Temperaturen von 70 °C und mehr, zeigen wie weitreichend die belebte und unbelebte Umwelt im Untergrund durch das Wasser in den Porensystemen vernetzt ist (Gliessche, 1997; Fredrickson, 2002).

Vor der evolutionsbiologischen Bedeutung dieser Lebensräume steht aus anthropogener Sicht aber die als wichtigste Ressource für unser Trinkwasser. Umso wichtiger ist das Verständnis über die Wechselwirkungen des Grundwassers mit den Stoffkreisläufen der Erde und des Einflusses des Menschen. Die hoch sensible Or-

ganismengemeinschaft des Grundwassers gilt es deshalb zu verstehen und zu schützen, denn die artenreiche, hoch angepasste Tierwelt trägt hier unter anderem zur Offenhaltung der Porenräume bei. Sie leistet somit mit den allgegenwärtigen mikrobiellen Biofilmen einen wichtigen Beitrag zur Selbstreinigungskraft der Grundwasserleiter (Hahn und Friedrich, 1999; Wanner und Bauchrowitz, 2005).

Viele Gründe machen also die Beschäftigung mit dem Interstitial im weitesten Sinne hoch interessant und lohnend. Noch viel Unbekanntes kann entdeckt und beschrieben werden. Dem Mikroskopiker tut sich hier ein weites Feld auf. Die Beschäftigung mit dem Interstitial ist zwangsläufig interdisziplinär, so dass Begriffe aus den verschiedensten Teildisziplinen der Geo- und Biowissenschaften in der Literatur immer wieder auftauchen. Aus diesem Grund hat der Autor die wichtigsten Begriffe in diesem Glossar zusammengestellt. Der Glossar ist bewusst nicht alphabetisch sondern systematisch angelegt. Die Intention war es, ein fachübergreifendes Gerüst über die Thematik darzustellen.

Das Wasser im globalen System

Hydrosphäre: Die Wasserhülle der Erde, vor allem die Meere. Binnengewässer, Grundwasser, Schnee und Eis machen zusammen nur 0,3% der Hydrosphäre aus. Die im hydro-

sphärischem Kreislauf der Erde zirkulierende Wassermenge wird auf $13.8000 \times 10^{12} \text{ m}^3$ geschätzt, der auf das Grundwasser entfallende Anteil auf $7000 \times 10^{12} \text{ m}^3$ (Hölting, 1995).

Hydrologie: Lehre vom Wasser, seinen Erscheinungsformen auf der Erde, seinen Eigenschaften und seiner praktischen Nutzung.

Hydrobiologie: Lehre von der Biologie und Ökologie der im Wasser lebenden Pflanzen und Tiere.

Süßwasser: Wasser mit einer geringen Konzentration an gelösten Salzen.

Brackwasser: Mischung zwischen Meerwasser und Süßwasser.

Salzwasser: Wasser mit einem deutlichen Gehalt an gelösten Salzen (10–100 g/kg). Grenzwerte und Definition der gelösten Stoffe sind nicht einheitlich geregelt.

Das Wasser im Untergrund und im Übergang zur Oberfläche

Hydrogeologie: Disziplin der Geologie, welche die Abhängigkeit der Erscheinungen des unterirdischen Wassers von den Eigenschaften der Erdkrinde behandelt (DIN 4049).

Grundwasser: Grundwasser ist unterirdisches Wasser, welches tropfbar ist (nicht kapillar gebunden), der Schwerkraft folgt und einen zusammenhängenden Wasserkörper bildet. Es befindet sich oberhalb einer Wasser stauenden Schicht. Grundwasser entsteht vorwiegend aus versickernden Niederschlägen (Schönborn, 2002).

Fossiles Grundwasser: Grundwasser, welches in einem isolierten und in der Regel geologisch alten Grundwasserspeicher vorliegt und lange Zeit nicht mehr am Wasserkreislauf teilgenommen hat. In der Regel tiefe Grundwasserleiter.

Infiltrationstheorie: Besagt, dass das Grundwasser aus dem versickernden Anteil des Niederschlages stammt.

Umsatzwässer: Grundwasser welche jährlich oder in einer Periode weniger Jahre am Wasserkreislauf und dessen Umsatz beteiligt sind.

Tiefenwässer/tiefe Grundwässer: Grundwässer, die länger als menschlich-historische Zeiten im Untergrund geblieben sind, also nicht am Wasserkreislauf beteiligt waren (fossiles Grundwasser).

Grundwasserspeicher: Der Raum, der mit Grundwasser gefüllt ist oder gefüllt sein kann.

Grundwasseroberfläche: Die Grenzfläche des ungespannten Grundwassers, in welcher der Wasserdruck gleich dem Druck der Wassersäule ist.

Grundwasserspiegel: Das Niveau (Grundwasseroberfläche), auf das sich in Brunnen und Bohrlöchern der Wasserspiegel einstellt.

Grundwassermächtigkeit: Lotrechter Abstand zwischen der Grundwassersohle und der Grundwasseroberfläche.

Grundwasserstand: Höhe des Grundwasserspiegels über oder unter einer waagerechten Bezugsebene, in der Regel über oder unter der amtlich festgelegten Ausgangs- und Bezugsfläche für Höhenmessungen.

Grundwassermessstelle: Anlage zur Ermittlung hydrologischer Werte des Grundwassers (Grundwasserstand, -beschaffenheit).

Porenwasser: Das sich in den Poren zwischen Körnern klastischer, unverfestigter (z.B. Ton, Sand, Kies) und verfestigter Gesteine (z.B. Sandstein) befindliche Wasser. Das Porenwasser ist nur in dem Teil der Poren frei beweglich, in denen es nicht durch Kapillarkräfte gebunden ist.

Porenvolumen: Bezeichnung für den mit Gasen (vor allem Luft) oder Flüssigkeiten (vor allem Wasser) ausgefüllten Raum in einem Gestein oder im Boden. Wichtig für die Angabe der Durchlässigkeit und Speicherfähigkeit eines Gesteines. Sand und Kies hat 25–40% Porenvolumen, poröser Sandstein 10–20%, fester Sandstein und Kalk 1–5%, Granit 0,5–1%.

Sedimentgestein, klastisches: Aus Lockergesteinen durch Diagenese (Gesteinsbildung) entstandene, nicht biogen gebildete Gesteine wie Sandstein, Konglomerat.

Lockergestein: Noch nicht verfestigte Gesteinsedimente wie Sand und Kies.

Psammit: Sandiges Substrat mit einem Korndurchmesser von 0,02–2 mm.

Psephit: Substrat mit einem Korndurchmesser größer 2 mm.

Haftwasser/Porenwinkelwasser: Nicht frei bewegliches Wasser in den Hohlräumen (Poren und Klüften) der Böden und Gesteine; durch Kapillarkräfte gehalten.

Kapillarwasser: Durch Kapillarität aus Grundwasser aufsteigendes Wasser (je feinere Poren, desto höher): Kapillarwassersaum über Grundwasserspiegel.

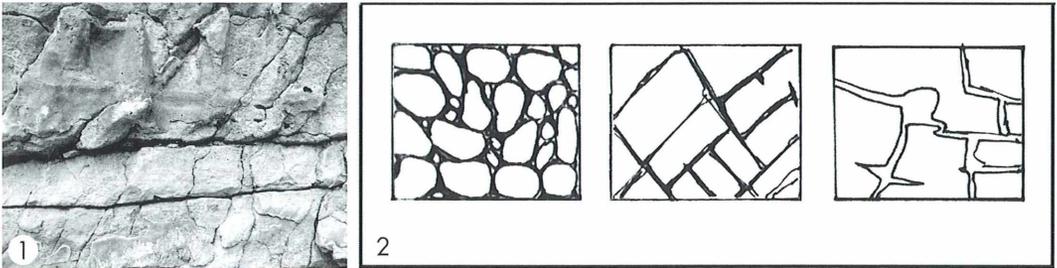
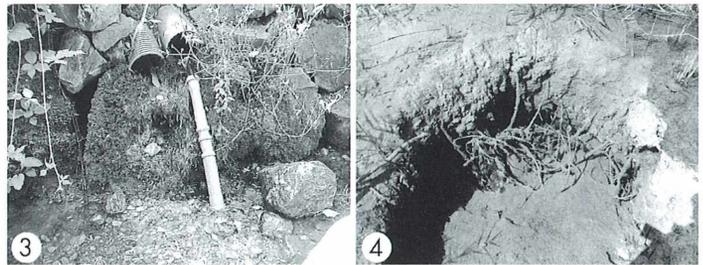


Abb. 1: Kalksteine sind Kluff- und Karstwasserleiter. Hier ist die Klüftung des Gesteins im cm- und dm-Bereich gut erkennbar. – Abb. 2: Porenwasserleiter, Kluftwasserleiter und Karstwasserleiter sind die Elementartypen von Grundwasser leitenden Gesteinen (nach Press 1995).

Abb. 3: Sturzquellen sind oftmals gefasst und schränken den Lebensraum der Quellfauna- und Flora erheblich ein. Unterhalb dieser Quelle ist ein einfacher Fangtrichter zur Ausfiltration von Grundwasserorganismen aufgestellt. – Abb. 4: Quellröfpe wie hier die Gumpe bei Iffeldorf in Oberbayern liefern große Mengen an Grundwasser direkt an ihrer Austrittsstelle.



Kluftwasser/Spaltenwasser: Grundwasser, das in Klüften und Spalten fester Gesteine zirkuliert und oft als Spaltenquelle zutage tritt.

Karstwasser (Abb. 1): Wasser in Hohlräumen verkarsteter Gesteine, wie Kalkstein, Dolomit und Gips.

Wassergesättigte Zone: Der Bereich, in dem die Poren des Bodens oder Gesteins vollständig mit Wasser (dem Grundwasser) gefüllt sind.

Sickerwasser: Der Teil des Wassers im Boden, der bei Überschuss nicht mehr kapillar gehalten wird und somit der Schwerkraft folgend zum Grundwasser fließt.

Aquifer: Wasserführendes Lockergestein wie Schotter, Kies, Sand und verfestigte Sedimentgesteine.

Aquifuge: Wasserführende Spalten, Klüfte und schließlich größere Höhlengewässer in Wasser undurchlässigen Gesteinen.

Grundwasserleiter, Grundwasserträger (Grundwasserhorizont) (Abb. 2): Der Teil der Gesteinsphäre, der in Poren, Klüften oder Hohlräumen Wasser enthalten und weiterführen kann.

Wasserstauer: Gesteine, die eine Wasser stauende Schicht bilden z.B. Ton.

Grundwasserstrom: Bewegter, gerichteter Fluss des Grundwassers; sofern ihm kein Hindernis entgegensteht, den gleichen Gesetzmäßigkeiten gehorchend wie die oberirdischen Gewässer.

Quelle: Austrittsstelle von Grundwasser.

Limnokrene/Tümpelquellen: Bestehen aus einem Becken, das vom Grund her mit Grundwasser gespeist wird und durch Überlauf den Quellbach bildet.

Rheokrene/Sturzquellen (Abb. 3): Sie treten aus einem Hang; ihr Wasser fließt, ohne ein Becken zu bilden, mit meist großem Gefälle zu Tal.

Helokrene/Sicker- oder Sumpfquellen: Verwandeln das Quellgebiet in einen Sumpf, der den Quellbach speist.

Quelltopf (Abb. 4): Kesselartige Vertiefung, aus deren Boden Wasser oftmals in großen Mengen empor quillt.

Lebensraum unterirdisches und angrenzendes Wasser und seine Bewohner

Stygal: Lebensraum Grundwasser.

Stygon (Grundwasserbiozönose): Lebensgemeinschaft des Grundwassers.

Grundwasserfauna: Tierwelt des Grundwassers.

Stygopsammal: Grundwasser führendes Lückenbiotop sandiger Lockergesteine.

Grundwasserorganismen (Abb. 5): Im Grundwasser vorkommende Organismen.

Stygofauna: Im Grundwasser vorkommende Tierwelt.

Stygobionten: Ausschließlich im Grundwasser vorkommende Lebewesen.

Stygophile: Vorwiegend im Grundwasser vorkommende Lebewesen.

Troglobios: Lebensgemeinschaft in Höhlen.

Troglobionten, Antrobionten: Echte Höhlentiere.

Krenal: Lebensraum der Quellsbewohner.

Eukrenal: Lebensraum der eigentlichen Quelle.

Hypokrenal: Lebensraum des Quellabflusses.

Krenon: Die Organismengemeinschaft der Quellen.

Spritzzone: Lebensraum am Rande des Quellmundes und auf großen Steinen in/an der Quelle.

Fauna/Flora hygropetrica: Die im Bereich der Spritzzone von Quellen lebende Fauna/Flora.

Interstitial/Interstitium/Sandlückensystem: Der Lebensraum im Porenwasser des Bodensedimentes von Gewässern.

Interstitielle Organismen: Den Lebensraum im Porenwasser des Bodensedimentes von Gewässern bewohnende Organismen.

Interstitialwasser: Porenwasser im Bodensediment von Gewässern oder in Wasser führenden Gesteinen/Lockergesteinen.

Sandlückenfauna: Den Lebensraum im Porenwasser des Bodensedimentes von Gewässern bewohnende tierische Organismen, die sich im Porensystem frei bewegen können, ohne das Sediment zu verschieben (Unterscheidung von der Makrofauna).

Meiofauna/Mesofauna/Meiobenthos: Fauna des Bodensubstrates von marinen und limnischen Gewässern, welche eine Größenordnung von ca. 0,05–1 mm hat und die bis ca. 60 cm tief in das Substrat eindringt.

Größenklassen der benthischen Fauna:

Nanobenthos 0,002–0,05 mm

(z.B. Pilze, Bakterien, Protozoen)

Meiobenthos 0,05–1 mm

(z.B. Rotatorien, Nematoden, Tardigraden)

Makrobenthos 1–80 mm Länge

(Ringelwürmer, Insekten, Gastropoden etc.)

Megabenthos über 80 mm

Meiobenthologie: Ist das Studium kleiner Metazoen, die ein Sieb mit der Maschenweite von 0,5 mm passieren und von einem Sieb mit 0,06 mm (oder 0,045 mm) zurückgehalten werden (International Association of Meiobenthologists, 2004). Im erweiterten Sinne anderer Autoren von 0,05 mm bis 1 mm.

Benthal: Die Bodenregion der Gewässer mit den an das Bodenleben gebundenen Organismen. Das Benthal ist vertikal in die Uferzone (Litoral) und die Tiefenzone (Profundal) gegliedert.

Benthos: Die Lebensgemeinschaft aller tierischen (Zoobenthos) und pflanzlichen (Phytozobenthos) Bewohner des Ufers und des Grundes von Gewässern.

Litoral: Der durchlichtete Bereich des Benthals bis zur Tiefengrenze der Netto-Primärproduktion.

Supralitoral: Uferzone, Spritzwasserzone.

Eulitoral: Gezeitenzone, im Süßwasser die Zone der höheren Wasserpflanzen.

Sublitoral: Bereich des Kontinentalschelfs.

Psammal: Der Lebensraum mariner- und limnischer Lockergesteine, insbesondere Sand. Feinkies und Sand bis zu einer Korngröße von 5 mm; bis ca. 1/3 Schluff; Strömungsgeschwindigkeit 0–10 cm/s.

Akal: Lebensraum aus Kleinschotter und Grobkies mit einer Korngröße von 5–50 mm; bis ca. 1/3 Grob- und Feinsand; Strömungsgeschwindigkeit 0–20 cm/s.

Psammon: Die Gesamtheit der Bewohner von Sandböden in marinen oder limnischen Lebensstätten.

Epipsammon: Die Bewohner des Psammon welche die Oberfläche einzelner Sandkörner besiedeln wie z.B. Bakterien, Flagellaten und Ciliaten.

Limnopsammal: Der Lebensraum der Porenräume des Ufersubstrates von Binnenseen.

Hygrolimnopsammal: Der vom Wellenschlag überspülte Lebensraum im Ufersubstrat.

Eulimnopsammal: Der nicht mehr vom Wellenschlag überspülte Lebensraum im Ufersubstrat.

Mesopsammal: Der Lebensraum der Porenräume des Ufersubstrates der Meeresküsten.

Mesopsammon: Lebewelt des Sandlückensystems. Arten- und individuenreich; besonders häufig sind Ciliata, Cnidaria, Nematoda, Copepoda, Mollusca, Annelida (oftmals mit speziellen Formen, klein und lang gestreckt).

Hyporheal: Der Lebensraum der Porenräume des Ufersubstrates von Fließgewässern (Grenzzone zwischen Grund- und Flusswasser).

Hyporheon (hyporheische Fauna): Die in den Zwischenräumen zwischen den mineralischen Sedimentkörnern unter der Stromsohle und im unmittelbaren Uferbereich der Fließgewässer in der Grenzzone zwischen Grund- und Flusswasser lebende Fauna.

Hyporheisch: In den Zwischenräumen zwischen den mineralischen Sedimentkörnern unter der Stromsohle und im unmittelbaren Uferbereich der Fließgewässer in der Grenzzone zwischen Grund- und Flusswasser lebend.

**Die Organismengruppen im Interstitial:
Phyla mit Repräsentanten der Meiofauna
(Abb. 5–17)**

In 22 von 40 Tierstämmen finden sich Vertreter der Meiofauna. Weiterhin gibt es bei den Protozoen (Amöben, Flagellaten und Ciliaten) Vertreter der Meiofauna. Die fett gedruckten Taxa beinhalten ausschließlich Meiofauna-Organismen.

Stamm	Marin	Limnisch
Cnidaria	Ja	Ja
Platyhelminthes	Ja	Ja
Nemertina	Ja	Ja
Gnathostomulida	Endemisch	Nein
Kinorhyncha	Endemisch	Nein
Loricifera	Endemisch	Nein
Nematoda	Ja	Ja
Rotifera	Ja	Ja
Gastrotricha	Ja	Ja
Priapulida	Endemisch	Nein
Sipuncula	Ja	Nein
Annelida	Ja	Ja
Arthropoda (Copepoda, Halacaroidea, Ostracoda, Mystacocarida, Tantulocarida)	Ja	Ja
Tardigrada	Ja	Ja
Mollusca	Ja	Ja
Bryozoa	Ja	Ja
Brachiopoda	Ja	Nein
Echinodermata	Ja	Nein
Chordata	Ja	Ja

Verändert nach Higgins und Thiel (1988) und „The International Association of Meiobenthologists“ (www.meiofauna.org).

**Spezielle Methoden und Hilfsmittel
der Hydrobiologie
(Abb. 26–31)**

Korngrößenanalyse: Ermittlung der Größenklassenanteile von Bodensubstraten mit Hilfe von Metallsieben.

Siebsatz (Abb. 18): Satz von Metallsieben mit Maschenweiten von ca. 2 mm bis 0,063 mm zur Ermittlung der Größenklassierung von Substraten und zur Abtrennung von Organismen.

Aussieben/Auswaschen der Meiofauna: Das Substrat sollte in reichlich Wasser aufgeschwemmt werden und der Überstand durch ein feines Sieb mit 60–150 µm Maschenweite gefiltert werden. Ein Siebsatz erleichtert das Abtrennen von größeren Bestandteilen.

Chappuis-Grabung, Hyporheische Grabung, Ufergrabung (Abb. 19): Grabungen im trockenen Flussbereich z.B. auf Sedimentbänken oder im Uferbereich, um in den Bereich des Interstitialwassers zu gelangen. Das in der Grube austretende Wasser wird abgeschöpft und durch ein Sieb gegeben, welches die Meiofauna zurückhält. Es ist wichtig, den Detritus vom Boden der Grube mit abzuschöpfen, um eine ausreichende Organismenausbeute zu erhalten. Ein Blechzylinder nach Husmann erleichtert die Probenahme.

Blechzylinder nach Husmann: Perforiertes, oben offenes Blechgefäß, welches bei einer Grundwassergrabung (Chappuis-Grabung) in die Grube geführt wird und somit das Nachrutschen des Substrates verhindert und im Innern die einfache Entnahme des Filtrates erlaubt.

Shovel sampler (Schaufelsammler) (Abb. 20): An einem Stiel, ähnlich einem Spaten, angebrachter Metallrahmen mit scharfer Kante und Netz. Mit diesem Gerät werden Bodenproben ausgegraben. Ein Sieb hält grobes Material zurück. Gut geeignet für Gewässer mit kiesigen, sandigen und schlammigen Substraten.

Dredge (Abb. 21): Dredgen dienen der Gewinnung von Organismen aus dem Boden. Es ist ein Metallrahmen mit scharfer Schneide auf der Unterseite und einem Netz aus Metallgewebe oder Garn, welcher über den Boden geschleppt wird und damit das Substrat durchsiebt.

Meiofauna-Dredge: Eine Dredge mit entsprechend feinem Netz zum Erfassen der Meiofauna.

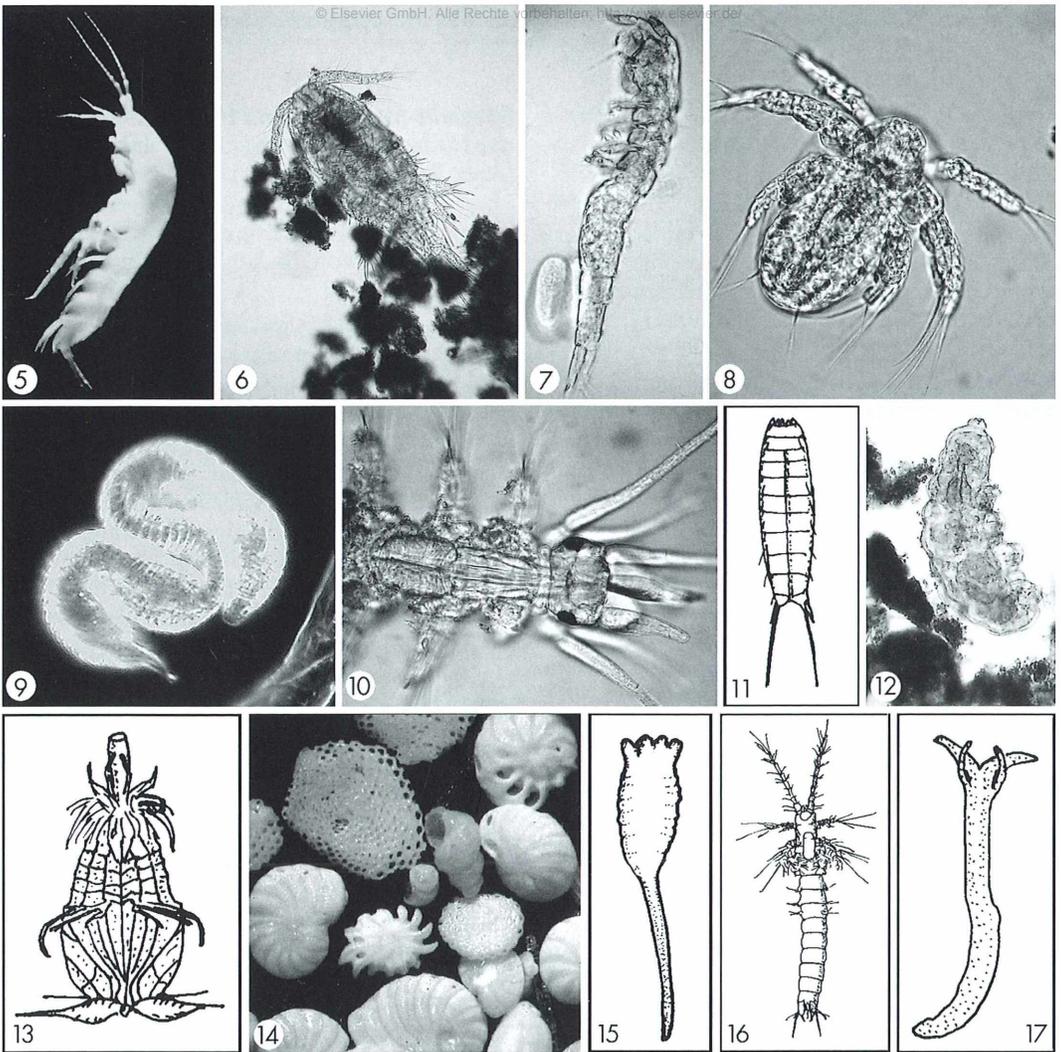


Abb. 5: Der Brunnenkrebis *Niphargus* ist einer der bekanntesten Vertreter der Grundwasserfauna. Typisch für viele Bewohner dieser Lebensräume ist das Fehlen der Augen und einer Pigmentierung. – Abb. 6: Copepoda, Cyclopoida (*Paracyclops* spec.) aus dem Schotter der Isar-Auen. – Abb. 7: Copepoda. Die häufig im Interstitial anzutreffenden Vertreter der Harpacticoida zeigen eine abgeflachte, langgestreckte Körperform. Hier ein mariner Vertreter aus dem Interstitial eines Sandstrandes auf Grenada mit Eisack. – Abb. 8: Copepoda. Nauplie eines Ruderfußkrebises aus dem Isar Interstitial. – Abb. 9: Nematoda. Die Gattung *Epsilonema* hat ihren Namen nach der typischen Körperform; Sandstrand auf Grenada. – Abb. 10: Polychaeta. Die abgebildete Art (Fam. Nerillidae) stammt aus dem Interstitials eines Strandes auf Korsika (Foto: Martin Mach, München). – Abb. 11: Kinorhyncha. Diese Tiergruppe lebt rein marin und hat ausschließlich Vertreter in der Meiofauna (nach Higgins, 1988). – Abb. 12: Tardigrada. Am häufigsten sind Bärtierchen im marinen Interstitial zu finden, aber auch im Süßwasser gibt es Arten wie die abgebildete aus dem Isarschotter bei Schäfflarn. – Abb. 13: Loricifera. Ausschließlich marin lebende Tiere der Meiofauna (nach Higgins, 1988). – Abb. 14: Foraminiferen können mit ihren Gehäusen ganze Sandstrände dominieren und somit das Substrat eines Interstitial-Lebensraumes bilden. Hier Vertreter aus dem Foraminiferensand von Mallorca. – Abb. 15: Cnidaria. Die Nesseltiere des Interstitials zeigen mit der extremen Reduktion ihrer Körperform die Adaption an einen extremen Lebensraum (nach Thiel in Higgins, 1988). – Abb. 16: Mystacocarida. Diese Gruppe der Arthropoden lebt ausschließlich in den Lückensystemen sandiger, mariner Substrate. *Derocheilocaris typica* ist ein häufiger Vertreter (nach Hessler aus Higgins, 1988). – Abb. 17: Mollusken im Interstitial haben sich durch starke Reduktion der äußeren Morphologie an den Lebensraum im Lückensystem angepasst (nach Poizat in Higgins, 1988).

Sediment-Stechrohr/Rohr Sampler (Abb. 22 und 23): Hilfsmittel zur Gewinnung von Bodenkernen aus weichem und schlammigem Sediment. Professionelle Sediment-Stechrohre können sowohl per Hand – in flachen Gewässern – eingesetzt werden als auch am Seil in größeren Wassertiefen. Beim Absenken hebt sich die Kunststoff-Ventilplatte, es entsteht kein Wasserstau. Das Stechrohr wird so durchströmt abgesenkt und dringt in den Boden ein. Während des Hochziehens wird diese Ventilplatte dann durch den Wasserdruck auf das Gehäuse gepresst und verschließt damit das Stechrohr von oben. Der entstehende Unterdruck sorgt dafür, dass der Kern im Rohr verbleibt. Einfache Sedimentstechrohre können leicht aus PVC-Rohren selbst hergestellt werden.

Schlagrohr: Sedimentstechrohre, die mit Hilfe eines Hammers in den Boden getrieben werden und danach mit dem Substratinhalt herausgezogen werden. Bei zweigeteilten Stechrohren kann die Probe leicht und aus definierten Tiefen entnommen werden. PVC Abflussrohre lassen sich leicht zur Herstellung von solchen Schlagrohren verwenden.

Sedimentkern-Gefriermethode: Ein im unteren Teil offenes und perforiertes Schlagrohr wird nach dem Eintreiben in das Sediment mit flüssigem Stickstoff befüllt und danach der gefrorene Sedimentkern geborgen.

Bodengreifer: Hilfsgerät zur Entnahme von Bodenproben eines Gewässerbodens.

Bodengreifer nach Ekman-Birge (Abb. 24): Gerät zur Entnahme von Bodenproben in Gewässern; besteht aus einem Metallkasten, bei dem nach Eindringen in den Boden ein Fallgewicht am Seil herabgelassen wird, um damit die Schließvorrichtung auszulösen. Dadurch klappen zwei Schaufeln zu, und das Gerät schließt. Zwei Klappen an der Oberseite verhindern ein Ausspülen der gewonnenen Bodenprobe während des Hochholens.

Bodengreifer nach Lenz: Modifizierte Bauform des Bodengreifers nach Ekman-Birge. Das Gerät ermöglicht es, eine Übersicht über das Bodenprofil zu bekommen. Hierzu kann am Gerät die gewonnene Bodenprobe durch Teilbleche in unterschiedliche Schichten zerteilt werden.

Bodengreifer nach Van Veen/Petersen (Abb. 25): Bodengreifer, der beim Versenken zwei gespreizte, dabei geöffnete und verriegelte Hebel hat; beim Auftreffen auf den Boden löst sich die Verriegelung. Wenn das Seil angezogen wird,

schließen sich die Backen und das Sediment wird eingeschlossen.

Expositionsgefäße (Sandröhren): Zweiseitig geöffnete, mit Nylongaze von 1–2 mm Maschenweite geschlossene Röhren, welche mit Organismen freiem Sand gefüllt sind und z.B. im zu untersuchenden Substrat eingegraben werden. Die Methode erlaubt die Untersuchung einer Vielzahl von faunistischen und ökologischen Fragestellungen zur Interstitialfauna wie Besiedlung, Artenzusammensetzung, Zonierung etc.

Schwammmethode zur Gewinnung interstitieller Fauna (Abb. 26): Einfache Sammelmethode, bei der Haushaltsschwämme mit Markierungsleinen im Substrat eingegraben werden und am Ende der Expositionszeit in Wasser ausgespült werden, um die eingewanderte Meiofauna zu untersuchen. Die Anwendung der Methode des osmotischen Schocks erleichtert die Ausspülung der Organismen.

Extraktion: Gewinnung der Mikro- oder Meiofauna aus dem Substrat durch Ausschwemmung, Siebung/Filtrierung oder Klimaverschlechterung.

Extraktion durch osmotischen Schock oder Betäubung: Durch osmotischen Schock oder Betäubung bewirkt man ein plötzliches Löslösen der Organismen vom Substrat. So bewirkt die Zugabe von Süßwasser zu einer Sandprobe aus marinem Milieu ein Löslösen der Tiere, welche dann nach Absetzen des Grobsedimentes ausgefiltert werden können. Die Zugabe einer schwachen Formalin- oder Magnesiumchloridlösung führt zum gleichen Ergebnis.

Klimaverschlechterung: Einsatz von Temperatur- oder Stoffkonzentrationsdifferenzen, um die Fauna aktiv aus dem Substrat zu vertreiben und damit auszusondern.

Uhlig-Extraktor (Abb. 27): Bekanntestes Verfahren, um durch Klimaverschlechterung mit Hilfe von Eiswasser die Fauna zu extrahieren. In einem Glaszylinder, der unten mit Gaze verschlossen ist, welche aber die Meiofauna noch passieren lässt, wird das Substrat eingefüllt und mit einer Schicht Watte abgedeckt. Auf die Watterschicht werden Eisstücke geschichtet. Das kalte Schmelzwasser treibt die Organismen aus dem Substrat heraus, welche so in eine Auffangschale unterhalb des Zylinders gelangen. Die Methode erlaubt auch quantitative Erfassungen.

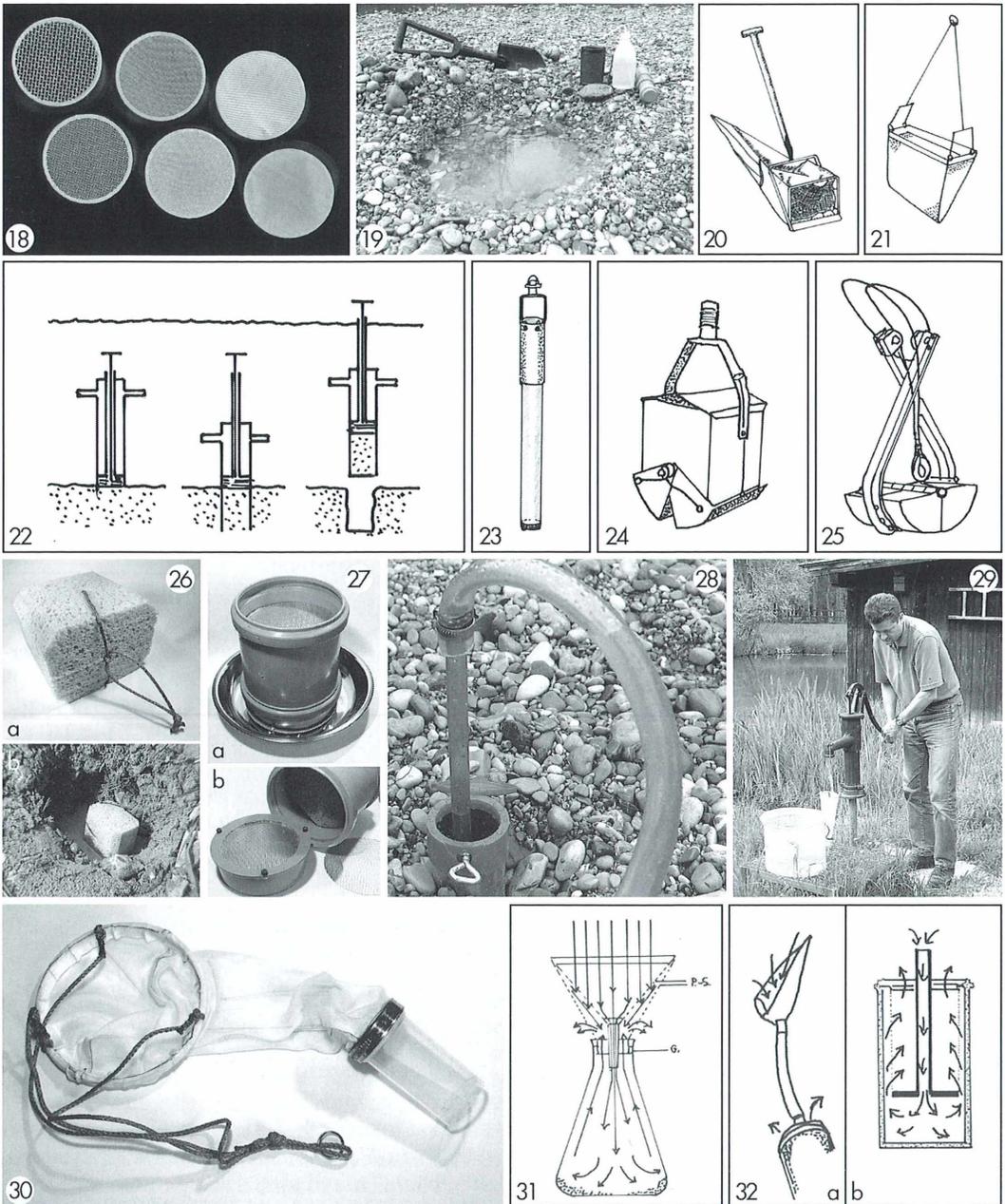


Abb. 18–32: Verschiedene Probenahmegeräte. – Abb. 18: Kleiner Siebsatz zur Korngrößen-separation mit Maschenweiten von 0,063–1,94 mm (Fa. Krantz, Bonn). – Abb. 19: Die Chappuis-Grabung ist eine einfache Methode, um Organismen aus dem Sandlückensystem limnischer Lebensräume zu gewinnen. – Abb. 20: Der Schovel-Sampler ist insbesondere zum Einsatz im Litoral von seichten Gewässern geeignet (nach Schwoerbel, 1994). – Abb. 21: Grundform einer Dredge (nach Schwoerbel, 1994). – Abb. 22: Funktionsweise des Röhrensamplers von Miller und Bingham (nach Schwoerbel, 1994). – Abb. 23: Kommerzielles Sedimentstechrohr (nach einem Foto aus dem Katalog der Hydrobios GmbH). – Abb. 24: Eckmann-Greifer werden in der Meeresbiologie häufig zur Gewinnung von Proben aus dem Benthos

Bubble & Blot-Technik nach Higgins: Einfache Methode zur Extrahierung der Meiofauna insbesondere von Kinorhyncha mit Hilfe von Luftblasen. Etwa 1 kg Substrat wird in einem Wassereimer mit 8 l Wasser gründlich verrührt und dann aus einem Meter Höhe in einen weiteren Eimer gegossen. Die dabei entstehenden, zahlreichen feinen Luftblasen lassen die Organismen an die Oberfläche aufsteigen, wo sie mit Hilfe eines auf den Wasserspiegel gelegten Papierblattes aufgenommen werden, um dann anschließend mit Wasser aus einer Spritzflasche auf ein Sieb mit 40–70 µm Maschenweite gespült zu werden.

Schlämmen (Ausschlämmen), Flotation: Wiederholtes Aufrühren der zu untersuchenden Probe mit Flüssigkeit und Dekantieren und Filtern des Überstandes zur Konzentration der Organismen aus einer Probe. Besonders in Kombination mit osmotischem Schock und Betäubung wirksam. Automatische Schlämmeinrichtungen sind oben geöffnet und führen von der Bodenseite her kontinuierlich Wasser zu und lassen das überlaufende Wasser in ein feinmaschiges Auffangsieb abfließen (z.B. Schlämmeinrichtung nach Löffler).

Pumpenmethode (Abb. 28): Gewinnung von Interstitialwasser mit Hilfe von Pumpen und perforierten Schlagrohren. Aus Pumpbrunnen gewonnenes Wasser sollte in einer Menge von ca. 300 l gefiltert werden, um brauchbare Ergebnisse zu erbringen.

Bou-Rouch Pumpen Methode (Abb. 29): Entnahme von Grundwasser mit Hilfe einer handbetriebenen Hebelpumpe, welche mit einem Stechrohr versehen ist und in den Boden einge-

trieben wird. Das abgepumpte Wasser wird zur Aussonderung von Organismen durch ein Sieb geleitet.

Air-lift Pumpe: Bei der Air-Lift Pumpe wird ein starker Luftstrom an die Basis eines im Boden befindlichen Rohres geleitet. Die aufsteigenden Blasen reißen Partikel aus dem Bodenwasser mit sich an die Oberfläche, wo diese dann abfiltriert werden können.

Schlagrohr, perforiertes zur Entnahme von Interstitialwasser: Mit Perforationen versehenes, unten zugespitztes und geschlossenes Schlagrohr, bevorzugt aus Metall, welches in den Boden getrieben wird, und aus welchem dann mit Hilfe eines Schlauches und einer Pumpe Interstitialwasser entnommen werden kann.

Fangtrichter nach Noll (Abb. 31): Mit einem Trichter und einem feinem Sieb (100 µm Maschenweite) versehenes Gefäß zum Fang von Organismen aus Quellen, welches über Nacht unter den Quellaustritt aufgestellt wird. Am Gefäßboden sammeln sich Detritus und Organismen an, während das Wasser den Behälter gefiltert wieder verlässt.

Filterglas/Auffangtrichter nach Husmann (Abb. 32): Modifizierter Fangtrichter, bei dem Detritus und Organismen ohne Verluste ausgesiebt werden, da das Wasser vollständig das Sieb passieren muss.

Literaturhinweise

Adam, C., Gläßer, W., Hölting, B.: Hydrogeologisches Wörterbuch. Ferdinand Enke im Thieme Verlag, Stuttgart 2000.

eingesetzt (nach einem Foto im Katalog der Hydrobios GmbH). – Abb. 25: Bodengreifer nach Van Veen im geschlossenen Zustand (nach Schwoerbel, 1994). – Abb. 26a und b: Schwammsamplers lassen sich leicht selbst herstellen. Nach der Reinigung mit kochendem Wasser können die Schwämme einfach eingegraben werden. – Abb. 27a und b: Der Uhlig-Extraktor ist das klassische Gerät zum schonenden Extrahieren von Sandlückenorganismen durch Klimaverschlechterung. Hier eine aus PVC-Abflussröhren gebaute Version, passend zum Schwammsampler. – Abb. 28: Entnahme von Interstitialwasser mit Hilfe einer Pumpe. Hier wurde ein perforierter Bodendübel eingebracht und mit Hilfe eines Schlauches und einer Camping Luft-/Lenzpumpe das Wasser abgesaugt. – Abb. 29: Fest installierte Bou-Rouche Pumpen können komfortable Beprobungsstellen sein. Transportable Modelle finden vorwiegend in der Limnologie ihren Einsatz. – Abb. 30: Feinmaschiges Planktonnetz. – Abb. 31: Fangtrichter nach Noll. Fangtrichter dienen der Gewinnung von Grundwasserorganismen an Quellaustritten oder an unterirdischen Gewässern. Ein Auffangtrichter sammelt das Wasser und leitet es zum Auslauf durch ein feinmaschiges Sieb. Kleinorganismen verbleiben im Auffangbehälter. – Abb. 32: Fangtrichter nach Husmann. a Auffangtrichter, b Filterglas (nach Schwoerbel, 1994).

- Blume, H. P., Brümmer, G. W., Schwertmann, U., Horn, R., Kögel-Knaber, I., Stahr, K., Auerswald, K., Beyer, L., Hartmann, A., Litz, N., Scheinost, A., Stanjek, H., Welp, G., Wilke, B. M.: Scheffer/Schachtschabel Lehrbuch der Bodenkunde, 15. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.
- Campbell, R.: Mikrobielle Ökologie. Verlag Chemie, Weinheim 1980.
- Chappuis, P. A.: Die Tierwelt der unterirdischen Gewässer. In: Thienemann, A. (Hrsg.): Die Binnengewässer. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1927.
- Deutsches Institut für Normung: DIN 4049, Teil 1 Hydrologie; Begriffe, Grundbegriffe und Wasserkreislauf. DIN, Berlin 1992.
- Ehrlich, H. L.: Geomicrobiology, 3. Auflage. Marcel Dekker, New York 1996.
- Emschermann, P., Hoffrichter, O., Körner, H., Zissler, D. (Hrsg.): Meeresbiologische Exkursion. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.
- Fredrickson, J. K., Onstott, T. C.: Leben im Tiefengestein. Spektrum der Wissenschaft 3/2002, 16–21 (2002).
- Funch, P., Kristensen, R. M.: Coda: the Micrognathozoa – a new class or phylum of freshwater meiofauna? In: Rundle, S. D., Robertson, A. L., Schmid-Araya, J. M. (eds.): Freshwater meiofauna: biology and ecology, pp. 337–348. Backhuys Publishers, Leiden 2002.
- Gibert, J., Danielopol, D. L., Stanford, J. A. (eds.): Groundwater ecology. Academic Press, San Diego 1994.
- Giere, O.: Meiobenthology: The microscopic fauna in aquatic sediments. Springer Verlag, Berlin 1993.
- Gliesche, C. G.: Die Mikrobiologie des Grundwasserraumes und der Einfluß anthropogener Veränderungen auf die mikrobiellen Lebensgemeinschaften. Umweltforschungsplan des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit – Wasserwirtschaft. Forschungsbericht 108 02 898 UBA-FB 98-118. Umweltbundesamt, Berlin 1997.
- Griebler, C., Mösslacher, F.: Grundwasserökologie. UTB 2111, Facultas Verlags- und Buchhandels AG, Wien 2003.
- Hahn, H. J., Friedrich, E.: Brauchen wir ein faunistisch begründetes Grundwassermonitoring, und was kann es leisten? Grundwasser 4, 147–154 (1999).
- Higgins, R. P., Thiel, H. (eds.): Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C. 1988.
- Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie, Bd. II/1 Bestimmungsführer. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003.
- Hohl, R. (Hrsg.): Die Entwicklungsgeschichte der Erde. Nachschlagewerk Geologie, mit einem ABC der Geologie, 6. Auflage. Dausien, Hanau/Main 1985 (Lizenz der Ed. Leipzig, Leipzig).
- Höftling, B.: Hydrogeologie. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1995.
- Kristensen, R. M.: Loricifera, a new phylum with Aschelminthes characters from the meiobenthos. Zeitschrift für zoologische Systematik und Evolutionsforschung 21, 163–180 (1983).
- Lüpkens, G., Müller, H.-G.: Grundwasserführende Lebensräume und ihre Besiedler. 1. Peritriche Wimpertiere als extrem angepasste Organismen grundwasserführender Grobsande in Talauen. Mikrokosmos 73, 359–364 (1984).
- Murawski, H.: Geologisches Wörterbuch. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1977.
- Ott, J.: Meereskunde. Ulmer, Stuttgart 1988.
- Pape, H.: Leitfaden zur Gesteinsbestimmung. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1975.
- Patzner, R. A.: Meeresbiologie – Anleitung zu praktischen Arbeiten. Nagelschmid, Stuttgart 1989.
- Press, F., Siever, R.: Allgemeine Geologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1995.
- Remane, A.: Die Besiedlung des Sandbodens der Meere und die Bedeutung der Lebensformtypen für die Ökologie. Zoologischer Anzeiger, Suppl. 16, 327–359 (1952).
- Reuter, F., Klengel, K. J., Pasek, J.: Ingenieurgeologie. Harry Deutsch Thun, Frankfurt/M. 1978.
- Röttger, R.: Wörterbuch der Protozoologie. Shaker, Aachen 2001.
- Schönborn, W.: Lehrbuch der Limnologie. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Schwegler, F., Schneider, P.: Geologie in Stichworten. Hirt, Kiel 1996.
- Schwoerbel, J.: Methoden der Hydrobiologie. Spektrum Akademischer Verlag, Stuttgart 1994.
- Stöcker, F. W., Dietrich, G. (Hrsg.): Brockhaus ABC Biologie, Bd. 1/2. Brockhaus Verlag, Leipzig 1986.
- Tait, R. V.: Meeresökologie. Thieme, Stuttgart 1971.
- Trimmel, H.: Speläologisches Fachwörterbuch. Landesverein für Höhlenkunde in Wien und Niederösterreich, Wien 1965.
- Tucker, M. (Hrsg.): Methoden der Sedimentologie. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1996.
- Uhlmann, D.: Hydrobiologie. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1982.
- Wanner, O., Bauchowitz, M.: Biofilme sind allgegenwärtig. Eawag News 60d, 4–7, Dezember 2005. Eawag Aquatic Research, Dübendorf, Schweiz 2005.

Internetseiten

- Glossar – Hydrologie: <http://morwin.bauinf.uni-hannover.de/lehfeldt/glossar/hydrology.html> (Januar 2005).
- Malard, F. (Hrsg.), Boutin, C., Brancelj, A., Camacho, A. I., Fiers, F., Galassi, D., Gibert, J., Lefebvre, T., Martin, P., Sket, B., Valdecasas, A. G.: Sampling manual for the assessment of regional groundwater biodiversity. <http://www.pascalis-project.com/results/samplingmanual.html> (Februar 2005).
- Université Claude Bernard Lyon, Hydrobiologie et Ecologie Souterraines: Some techniques to sample groundwater invertebrates. <http://groundwater-ecology.univ-lyon1.fr/nouveau/methodes-souterraines.htm> (August 2006).
- World Association of Copepodologists: Copepods: Collecting methods. <http://www.copepoda.uconn.edu/sampling.htm> (August 2006).

Verfasser: Dr. Michael Lüttgen, Mikrobiologische Vereinigung München, Malchenweg 5, 64625 Bensheim, E-Mail: Dr.Luettgen@t-online.de

Zoothamnium pelagicum: Ein sessiler, kolonialer Ciliat lebt vereint zu Gruppen

Klaus Hausmann und Bernd Walz

Wenn man sich etwas mit den frei lebenden Ciliaten auskennt, wird man beim Gattungsnamen *Zoothamnium* eine gewisse Vorstellung haben, was sich dahinter verbirgt, nämlich sessile, mit einem kontraktilen Stiel ausgestattete Peritriche aus der Klasse der Oligohymenophorea, die Kolonien ausbilden. Die Kolonien sind in der Regel an einem Substrat angeheftet. Deshalb gehören sie nicht zum Plankton im engeren Sinne. Das ist allerdings nicht der Fall bei *Z. pelagicum*. Denn diese Art lebt planktisch, ist also frei schwebend und hat keinen Substratkontakt. Dafür finden sich stets einige Einzelkolonien zu Gruppen zusammen.

Z*oothamnium pelagicum* wurde bereits 1891 von G. du Plessig im Mittelmeer entdeckt und beschrieben. Eine umfangreiche Studie, welche neben lichtmikroskopischen Beobachtungen auch erste ultrastrukturelle Befunde beschreibt, wurde 1968 von Laval veröffentlicht. Seitdem sind in der Literatur kaum Meldungen von aktuellen Funden oder Bearbeitungen dieses Wimpertiers erschienen. Möglicherweise ist das ein Hinweis darauf, dass dieser Ciliat nicht so häufig auftritt. Wir fanden diesen faszinierenden Einzeller anlässlich einer weiteren METEOR-Tiefsee-Expedition im östlichen Mittelmeer am Anfang dieses Jahres. Wieder waren es Planktonproben aus dem Oberflächenwasser, die während der langen Wartezeiten, bis die Probenahmegeräte wieder an Bord waren, gewonnen wurden, wie es vor kurzem bereits für ähnliche Tiefsee-Unternehmungen im Südatlantik berichtet wurde (Hausmann, 2006a und b). Neben den immer absolut faszinierenden planktischen Diatomeen, Dinoflagellaten, Foraminiferen, Suctorien, Tintinniden und Radiolarien fanden wir den für uns als Exot eingestuften Ciliat *Zoothamnium pelagicum*, der uns während vorangegangener Fahrten noch nicht unter das Objektiv gekommen war.

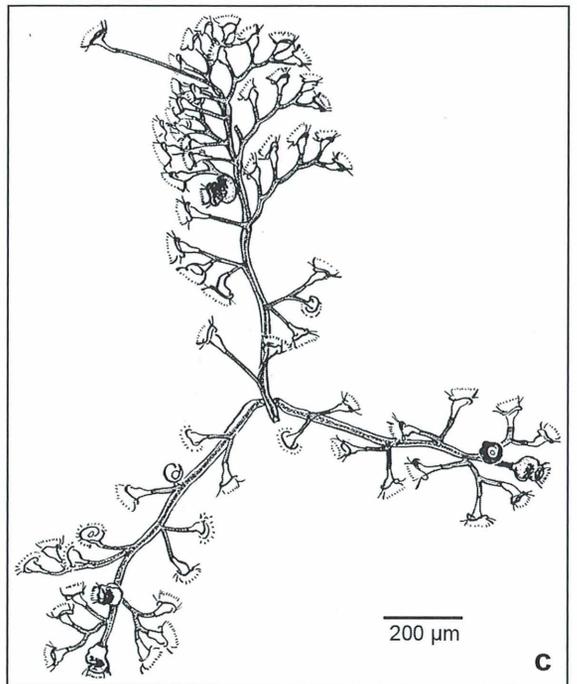
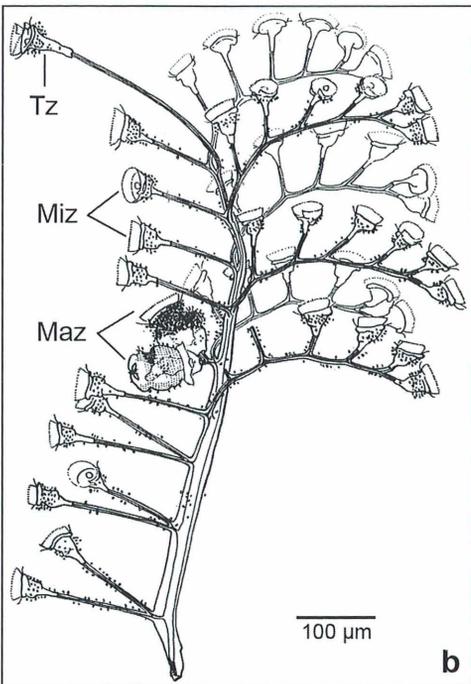
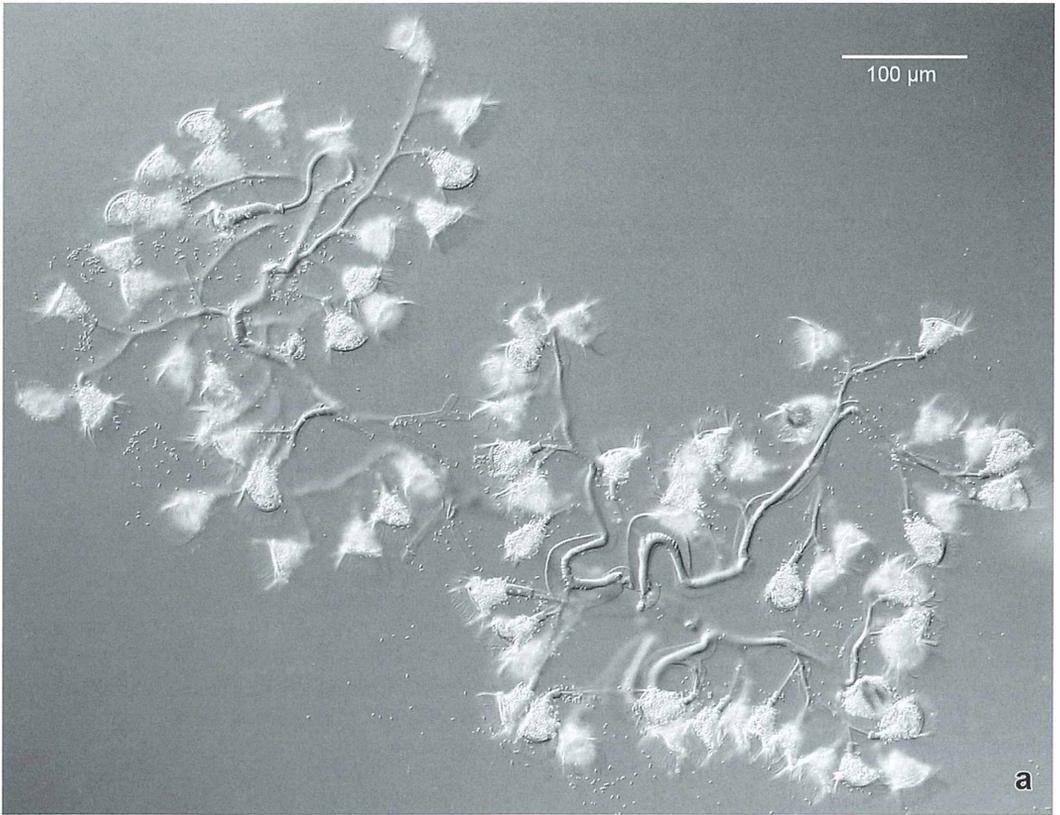
Planktisch schwebende Kolonien

Bei ersten Sichtungen der Proben mit der Stereolupe fielen sofort einige wenige, relativ große Einzellerkolonien auf, die jeweils aus einigen

zig Individuen, so genannten Zooiden bestanden (Abb. 1). Die sich im Sekundenmaßstab ereignenden synchronen Kontraktions- und Expansionsaktivitäten der Kolonien waren ausgesprochen eindrucksvoll. Was sich soeben noch als ästhetisch unattraktives Konglomerat unbekannter Natur darbot, entfaltete sich in kürzester Zeit zu einem verzweigten Gebilde mit mehreren Ästen, auf denen jeweils zahlreiche Individuen auszumachen waren (Abb. 2). Kaum, dass man die expandierte Daseinsform genauer ansehen konnte, kontrahierte das Gebilde blitzartig wieder zu dem unansehnlichen Konglomerat. Dieses Geschehen wiederholte sich un-aufhörlich.

Am besten konnte man derartige Aktivitäten in einer Planktonkammer beobachten, die auf Grund ihres relativ großen Wasservolumens ein ungehindertes Entfalten der Kolonie ermöglichte. Details waren wegen der geringen Vergrößerung allerdings kaum zu erkennen. Auffällig waren jedoch zwischen den zahlreichen Zooiden einige deutlich größere und stark pigmentierte Individuen (Abb. 2f, Pfeil), so genannte Makrozooiden, von denen später noch einmal die Rede sein wird.

Aus der Literatur ist bekannt, dass *Z. pelagicum* nicht an einem Substrat festsitzt, sondern mit Seinesgleichen Gruppen in der Art bildet, dass sich mehrere Kolonien an ihrer Basis zusammenheften und auf diese Weise eine übergeordnete Struktur organisieren. Bis zu sieben Einzelkolonien sind in einer Gruppe dokumentiert worden (Laval, 1968).



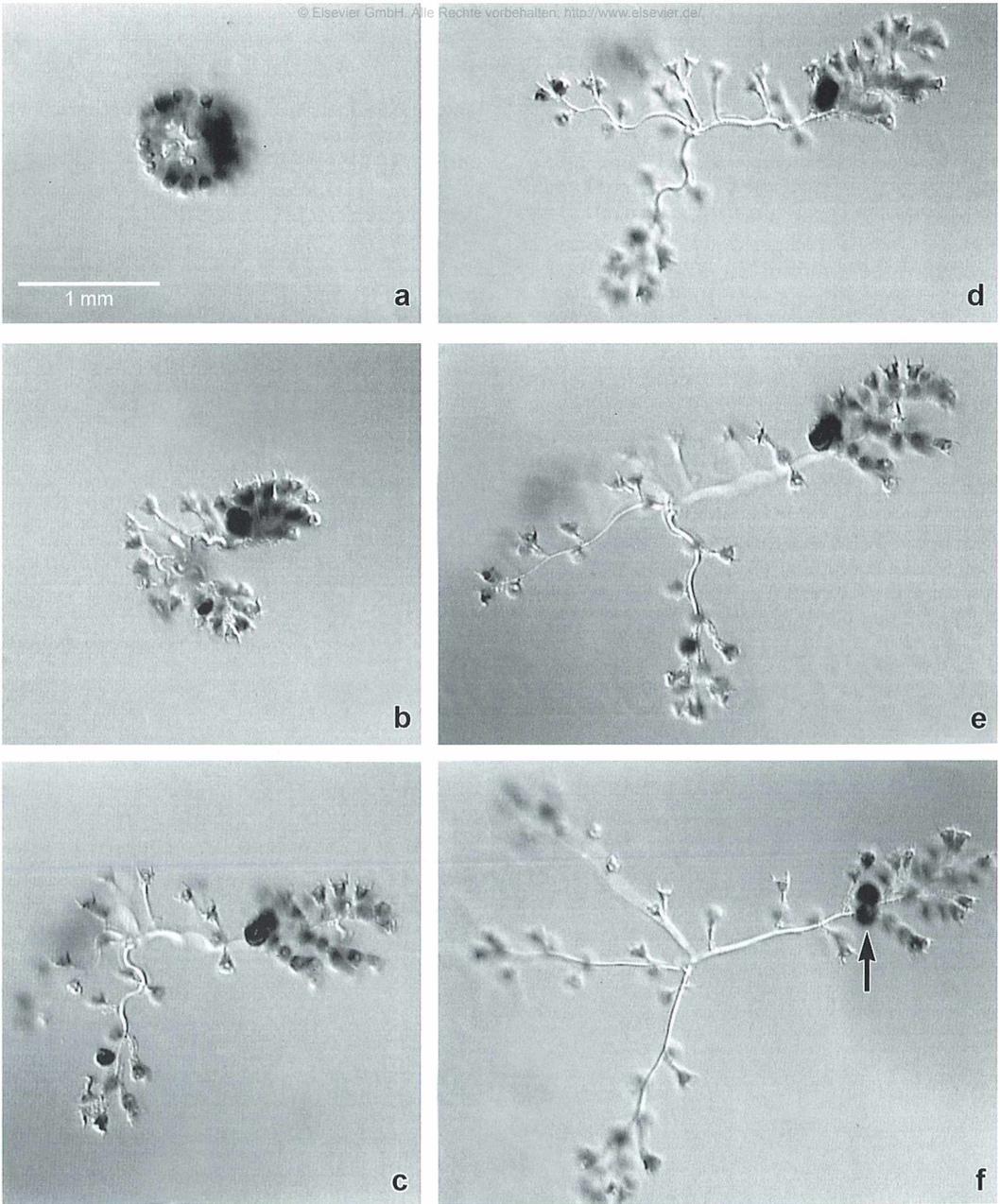


Abb. 2: Koloniegruppe von *Z. pelagicum* im kontrahierten (a) und expandierten Zustand (f). Der gesamte Entfaltungsprozess (b–e) erfolgt innerhalb weniger Sekunden. In diesem Fall sind vier Einzelkolonien miteinander verbunden. Um eine störungsfreie Expansion zu gewährleisten, befindet sich die Koloniegruppe in einer Planktonkammer von circa 2 mm Tiefe. Zwei Makrozooide fallen durch ihre größere Dimension und stärkeren Kontrast auf (f, Pfeil). Der etwas unruhige Hintergrund erklärt sich dadurch, dass sich noch andere Organismen in der Planktonkammer befanden, und dass die durch den Seegang verursachten Schwankungen der METEOR sich auf das Wasser in der Kammer übertrugen. Hellfeld (Hf).

◀ Abb. 1: Habitus von *Zoothamnium pelagicum*. a Halb expandierte Koloniegruppe im differentiellen Interferenzkontrast (DIK). Noch lässt es sich nicht feststellen, aus wie vielen Einzelkolonien die Gruppe besteht. b Zeichnerische Darstellung einer einzelnen Kolonie mit Mikro- (Miz), Makro- (Maz) und Terminalzooiden (Tz). c Gruppe aus drei Kolonien (b und c aus Laval, 1968).

Druck muss sein

Um den Zellaufbau der Zooide genauer zu untersuchen, mussten die Kolonien in Deckglaspräparaten beobachtet werden, in welchen die Kolonien durch Deckglasdruck zumindest zu einem gewissen Grad an der Kontraktion gehindert wurden. Am äußeren Umriss der Ciliaten war zunächst nichts Außergewöhnliches zu entdecken. Bei genauerem Hinsehen wurde dann aber klar, dass die Ciliatenoberfläche meistens dicht mit einer einschichtigen Lage kugelig-ovaler Strukturen bedeckt war (Abb. 3c), was bei Betrachten verschiedener Fokusebenen durch ein und dasselbe Präparat besonders deutlich wurde (Abb. 3a und b). Diese Gebilde wurden bereits in den frühen Untersuchungen festgestellt und als Epibionten bezeichnet (Abb. 3d). Es war bereits wohl schon seinerzeit klar, dass es sich dabei um Bakterien handeln musste.

Welche Gruppe von Bakterien hier vorliegt, und welche Rolle sie im Leben von *Z. pelagicum* spielen, ist nach wie vor unbekannt. Interessanterweise findet man einen vergleichbar dichten Bakterienbesatz auf dem schneeweißen *Zoothamnium niveum* (Name), welches in Form federförmiger Kolonien auf Mangroventorf in der Karibik gefunden wurde. Hier soll es sich um chemoautotrophe, sulfidoxidierende Bakterien-Symbionten handeln (Bauer-Nebelsick et al., 1996a, b), die erst kürzlich taxonomisch näher charakterisiert und zugeordnet wurden (Rinke et al., 2006).

Z. pelagicum ist lebhaft gelblich-braun gefärbt (siehe Titelbild). Diese Färbung rührt von Pigmenten her, die im Zellplasma in zahllosen, kleinen Vakuolen vorliegen. Weitere Informationen zur Funktion dieser auffälligen Färbung sind derzeit allerdings nicht verfügbar.

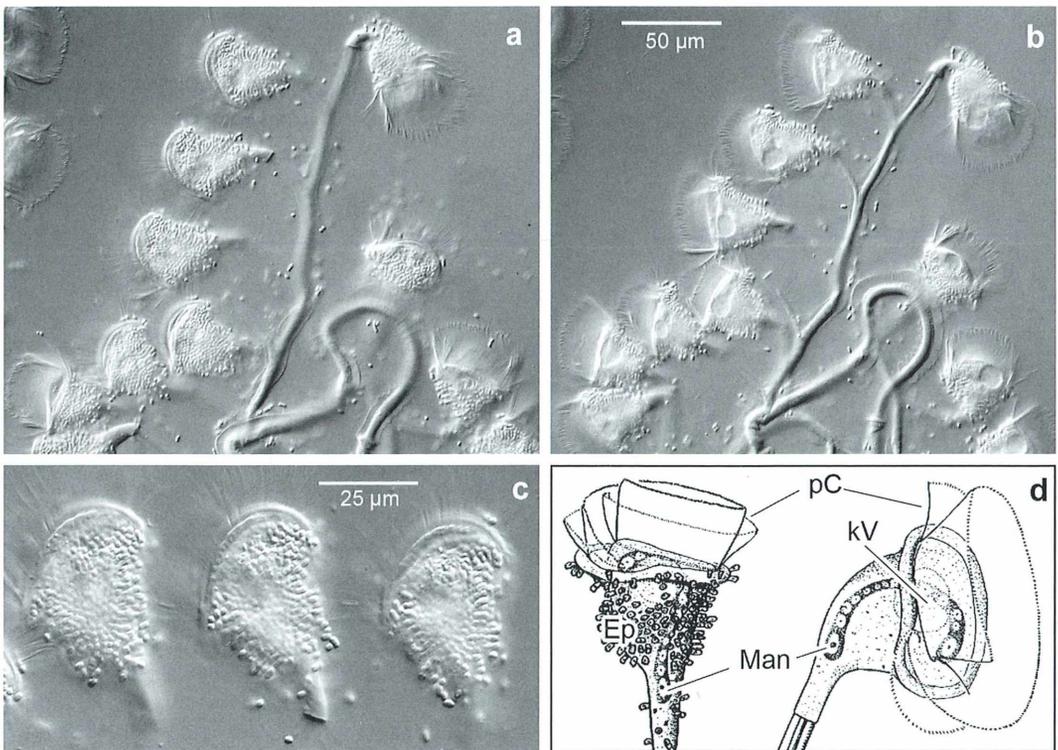


Abb. 3: Anhand unterschiedlicher Fokusebenen (a und b) und bei höherer Vergrößerung (c) erkennt man den dichten Besatz der Mikrozoide mit bakteriellen Epibionten. Differenzieller Interferenzkontrast (DIK). d Zeichnerische Wiedergabe der Struktur von Zooiden mit und ohne Epibionten. Das rechte, gekrümmte Zooid befindet sich noch in der Streckungsphase aus dem kontrahiert Zustand. Ep Epibionten, kV kontraktile Vakuole, Man Makronucleus, pC peristomale Ciliatur (d aus Laval, 1968).

Mikrozooide

Die bei weitem zahlreichsten Individuen der Kolonien sind die so genannten Mikrozooide (Abb. 1–3). Sie sind gemessen an den anderen Zooiden relativ klein (Name) und zeigen kaum irgendwelche zellbiologischen Besonderheiten. In ihnen finden sich alle Zellorganellen, die man in einem peritrichen Ciliaten erwartet: Gruppenspezifische Ciliatur und Infraciliatur, Zellcortex, Mikro- und Makronucleus, kontraktile Vakuole (obgleich bei einem marinen Ciliaten normalerweise nicht unbedingt vorhanden), Spasmonem, das eine blitzschnelle Stiel- und letztendlich Koloniekontraktion sicherstellt, sowie Vakuolen verschiedenster Herkunft und Funktion. Mikrozooide werden als die Formen angesehen, welche für die Nahrungsaufnahme und somit für das Wachstum der Kolonien zuständig sind.

Makrozooide

Es fallen in den Kolonien regelmäßig auftretende, stark kontrastierte große Zooide auf, die so genannten Makrozooide. An Hand der Art *Z. alternans* hat F. M. Sommers bereits im Jahr 1938 herausgefunden, dass diese Formen maßgeblich an der Gründung neuer Kolonien beteiligt sind. Hierzu lösen sich Makrozooide, gelegentlich auch Ciliosporen genannt, von der Mutterkolonie. Sie bilden dazu einen aboralen Cilienkranz (Teleotroch) aus, mit dessen Hilfe sie umherschwimmen können. Trifft eine sol-

che Ciliospore auf ein geeignetes Substrat, entsteht durch Teilung, also asexuell, eine neue Kolonie, indem sich in einer spezifischen Abfolge Mikro- und Makrozooide entwickeln. Durch Cytoplasmastränge mit Spasmonemen sind die Einzelindividuen miteinander verbunden, wodurch eine simultane Kontraktion der gesamten Kolonie ermöglicht wird.

Furssenko hat 1929 festgestellt, dass Mikrozooide sich in frei schwimmende Mikrogamonten umwandeln können, die dann mit bestimmten Makrozoiden (= Makrogamonten) konjugieren. Aus diesem Konjugationsprodukt entwickelt sich nach der sexuellen Fortpflanzung dann ebenfalls eine neue Kolonie.

Außergewöhnliches Terminalzooid

In den meisten der beobachteten Koloniegruppen von *Z. pelagicum* fällt an einem der Äste ein außergewöhnliches Zooid auf, das man wegen seiner besonderen Morphologie zunächst nicht als zur Kolonie gehörig einstuft. Beim ersten Hinschauen scheint ein relativ kleines Zooid über einen außerordentlich langen Stiel irgendwie mit der Kolonie verbunden zu sein (Abb. 4a). Nach genauerer Betrachtung gibt es jedoch keinen Zweifel daran, dass auch dieses Individuum fest zur Kolonie gehört (Abb. 4b–d). Eine solche Form wird Terminalzooid genannt. Detailuntersuchungen haben gezeigt, dass sich Terminalzooide durch spezielle morphogenetische Vorgänge aus den Gründer-Makrozoiden entwickeln.

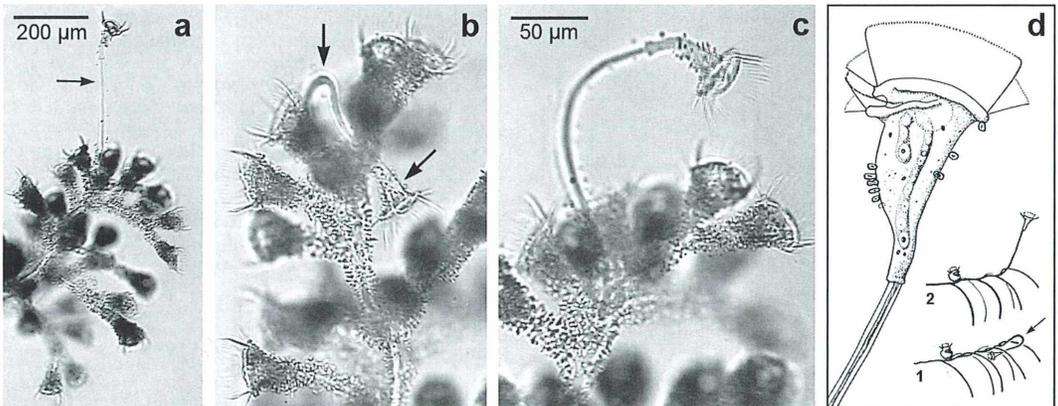


Abb. 4: Das Terminalzooid ist deutlich kleiner als die Mikrozooide, weist aber einen erheblich längeren Stiel auf (a, Pfeil). Daher benötigt seine Streckung bei der Expansion der Kolonie einen längeren Zeitraum (b und c). Die Pfeile in b weisen auf ein sich streckendes Individuum hin (Hf). d Zeichnerische Wiedergabe der Zellstruktur des Terminalzooids sowie seiner Entfaltung (1 und 2, Pfeil) (d aus Laval, 1968).

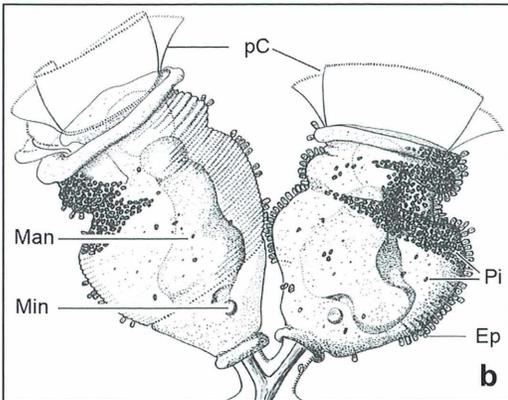
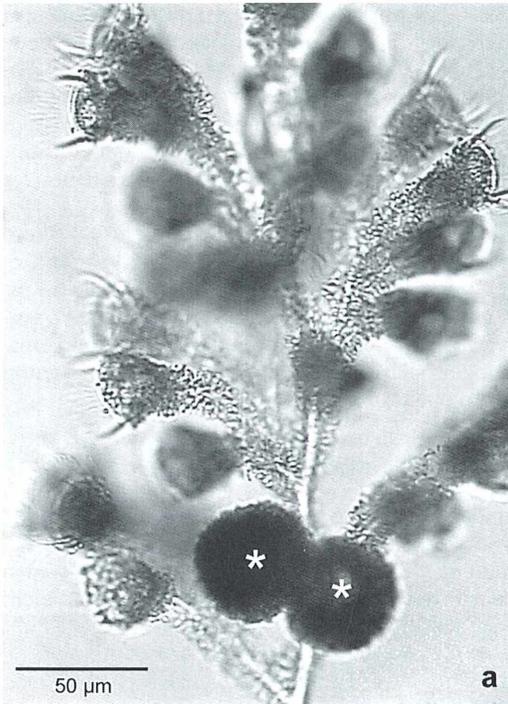


Abb. 5: Die Makrozoide (a, ★) lassen bei Direktbeobachtungen aufgrund ihres starken Kontrastes kaum interne Strukturen erkennen (Hf). b Zeichnerische Darstellung der Organisation der Makrozoide. Die sedentäre Form (rechts) ist etwas kleiner und stärker pigmentiert als die zukünftige Migrationsform (links). Ep Epibionten, Man Makronucleus, Min Mikronucleus, pC peristomale Ciliatur, Pi Pigmentgranula (aus Laval, 1968).

Schlussbetrachtungen

Es ist keineswegs selbstverständlich und deshalb immer wieder erfreulich, wenn man einen einzelligen Organismus, den man in einer Probe gefunden hat, zweifelsfrei auf Grund der vorliegenden Literatur einer beschriebenen Art zuordnen kann. Ob es sich dann um einen wirklich seltenen Fund handelt, sei dahingestellt. Für den Beobachter jedenfalls, in diesem Fall für uns, war das *Zoothamnium pelagicum* so neu, dass wir uns im Rahmen der Möglichkeiten mit einigem Enthusiasmus seinem Studium hingegen haben.

Literaturhinweise

- Bauer-Nebelsick, M., Bardele, C. F., Ott, J. A.: Redescription of *Zoothamnium niveum* (Hemprich & Ehrenberg, 1831) Ehrenberg, 1838 (Oligohymenophora, Peritrichida), a ciliate with ectobiotic, chemoautotrophic bacteria. *Europ. J. Protistol.* 32, 18–30 (1996).
- Bauer-Nebelsick, M., Bardele, C. F., Ott, J. A.: Electron microscopic studies on *Zoothamnium niveum* (Hemprich & Ehrenberg, 1831) Ehrenberg, 1838 (Oligohymenophora, Peritrichida), a ciliate with ectobiotic, chemoautotrophic bacteria. *Europ. J. Protistol.* 32, 202–215 (1996).
- du Plessig, G.: Note sur un *Zoothamnium* pélagique inédit. *Zool. Anz.* 14, 81–83 (1891).
- Furssenko, A.: Lebenszyklus und Morphologie von *Zoothamnium arbuscula* Ehrenberg (Infusoria Peritrichida). *Arch. Protistenkd.* 67, 376–500 (1929).
- Hausmann, K.: Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. Teil 1: Diatomeen, Dinoflagellaten, Foraminiferen, Ciliaten. *Mikrokosmos* 95, 298–304 (2006).
- Hausmann, K.: Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. Teil 2: Radiolarien. *Mikrokosmos* 95, 362–368 (2006).
- Laval, M.: *Zoothamnium pelagicum* du Plessis, Cilié Péritriche planctonique: morphologie, croissance et comportement. *Protistologica* 4, 333–367 (1968).
- Rinke, C., Schmitz-Esser, S., Stoecker, K., Nussbaumer, A. D., Molnár, D. A., Vanura, K., Wagner, M., Horn, M., Ott, J. A., Bright, M.: “*Candidatus* Thio-bios zoothamnicoli”, an ectosymbiotic bacterium covering the giant marine ciliate *Zoothamnium niveum*. *Appl. Env. Microbiol.* 72, 2014–2021 (2006).
- Summers, F. M.: Some aspects of normal development in the colonial ciliate *Zoothamnium alternans*. *Biol. Bull. Woods Hole* 74, 117–129 (1938).

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de, und Prof. Dr. Bernd Walz, Universität Potsdam, Institut für Biochemie und Biologie, Zoophysiology, Karl-Liebknecht-Str. 24–25, 14476 Golm, E-Mail: walz@uni-potsdam.de

Relief-Phasenkontrast – Eine universell einsetzbare Modifikation des Phasenkontrasts mit verbesserter Bildqualität

Jörg Piper

Phasenkontrast stellt eine Routinemethode dar, um vitale ungefärbte Objekte vor allem im biologisch-medizinischen Bereich zu untersuchen. Insbesondere feine Gangunterschiede, das heißt geringe Differenzen zwischen den Brechungsindizes des Objektes und des umgebenden Mediums, können in fein abgestuften Grauwerten beziehungsweise Hell-Dunkel-Kontrasten dargestellt werden. Je nach Beschaffenheit ist das jeweilige Objekt in seinem Randbereich von einem helleren Randsaum, dem Halo, umgeben. Dreidimensionale reliefartige Darstellungen werden im konventionellen Phasenkontrast nicht realisiert. Die Aperturblende des Kondensors ist beim Phasenkontrast voll geöffnet; daher ist die Tiefenschärfe bei Anwendung des Phasenkontrastes geringer als bei Hellfeldbeleuchtung, wenn die Aperturblende abgebildet wird. Ein Schließen der Aperturblende wirkt sich nicht verändernd auf das Phasenkontrastbild aus, solange die Ringblende nicht von der Aperturblende tangiert wird. Bei weiterem Schließen der Aperturblende wird das Phasenkontrastbild infolge von Abschattungseffekten unbrauchbar.

Konventioneller Phasenkontrast kann nur angewendet werden, wenn ein Satz spezieller Phasenkontrastobjektive mit einem jeweils exakt auf die betreffenden Objektive abgestimmten Kondensor verwendet wird. Die Qualität des erhältlichen Phasenkontrastbildes hängt in hohem Maße vom Korrektionsaufwand der zur Verfügung stehenden Objektive ab. Optische Schwächen vorhandener Objektive wirken sich im Phasenkontrast meist gravierender auf die Bildqualität aus, als wenn Objektive vergleichbaren Korrektionsaufwandes bei Hellfeldbeleuchtung eingesetzt werden.

Im Folgenden soll eine Modifikation des konventionellen Phasenkontrastes vorgestellt werden, welche in mehrfacher Weise die erhältliche Bildqualität verbessern kann. Vor einiger Zeit beschrieb Josef Brief im MIKROKOSMOS eine andere Methode der Kontrastverbesserung (Brief, 2005). Die Modifikation des Phasenkontrastes bewirkt eine dreidimensionale Darstellung des Objektreiefs bei erhöhter Tiefenschärfe und deutlich verbessertem Kontrast. Die Auswirkung etwaiger Abbildungsrestfehler vorhandener Objektive wird sichtbar verringert, vor allem, wenn keine maximal aufwändig

korrigierten Objektive zur Verfügung stehen. Schließlich werden mit dieser Methode Kompatibilitäts Grenzen zwischen Phasenkontrastobjektiven und vorhandener Beleuchtungseinrichtung überwunden, so dass prinzipiell auch die Möglichkeit besteht, Objektive verschiedener Hersteller mit gegebenenfalls nicht abgestimmten Phasenringen an einem bestimmten Mikroskop mit ein- und demselben Kondensor einzusetzen.

Prinzip des konventionellen Phasenkontrastes

Direkt oberhalb der Aperturblende befindet sich im Phasenkontrastkondensor eine Ringblende. Bei einfachen Konstruktionen kann diese Ringblende mittels Schiebern oder Einsteck-Elementen in einen geeigneten Hellfeldkondensor eingeführt werden. Aufwändigere Geräte verfügen in der Regel über einen speziellen Phasenkontrastkondensor mit drehbarer Revolverscheibe, welche mehrere in den Strahlengang einschwenkbare Ringblenden enthält. In den Phasenkontrast-Objektiven befindet sich jeweils ein Phasenring, der mit einer speziell zu-

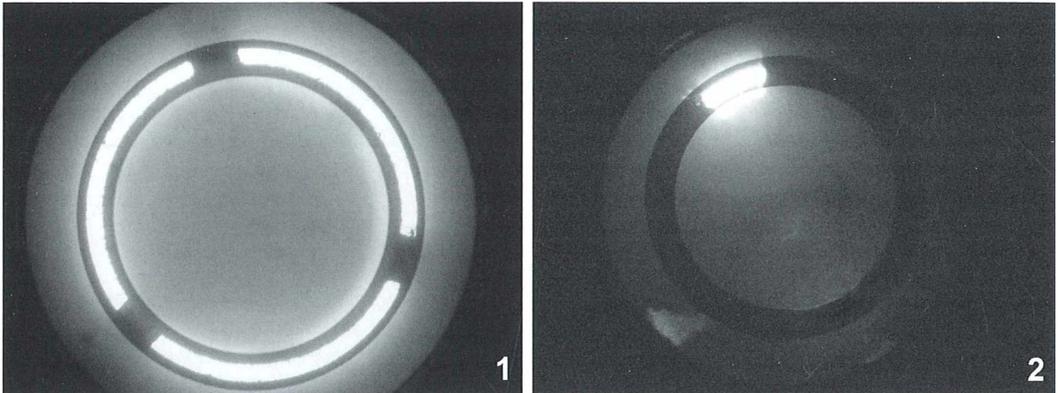


Abb. 1: Korrekte Justierung eines Ringblendenschiebers im konventionellen Phasenkontrast. Vollständige Überdeckung von Ringblende (hell) und Phasenring (dunkel). – **Abb. 2:** Modifizierte Ringblende für Relief-Phasenkontrast. Punktuelle Lichtaustrittsöffnung (hell), Phasenring (dunkel).

geordneten Ringblende des Phasenkontrastkondensors korrespondiert.

Mittels eines Einstellokulars/Einstellfernrohrs ist die Ringblende im Kondensor so zu justieren, dass sie mit dem Phasenring des Objektivs deckungsgleich ist. Bei korrekter Justierung wird die Ringblende des Kondensors in voller Breite vom Phasenring des Objektivs überdeckt (Abb. 1). Das beleuchtende Strahlenbündel hat im konventionellen Phasenkontrast einen kreisbeziehungsweise ringförmigen Querschnitt; das Objekt wird daher allseitig, beziehungsweise konzentrisch, beleuchtet. Die vom Objekt gebeugten bildgebenden Strahlen werden vom gesamten Querschnitt des Objektivs erfasst und kontrastieren zur Hintergrundbeleuchtung, welche durch den im Objektiv befindlichen Phasenring gegenüber den bildgebenden Strahlen phasenverschoben ist.

Eine korrekte Realisierung des Phasenkontrastes setzt voraus, dass die Ringblenden im Kondensor und die Phasenringe in den zugehörigen Objektivs exakt aufeinander abgestimmt und optisch kongruent sind. Werden Objektivs verschiedener Hersteller gemischt, die nicht kompatibel zum jeweiligen Phasenkontrast-Kondensor sind, können sich deutliche Qualitätseinbußen ergeben, wenn die Ringblende des Kondensors nicht vollständig mit dem Phasenring des Objektivs zur Deckung gebracht werden kann. Zusätzlich wirkt sich der Korrekturaufwand des Objektivs wesentlich auf Kontrast, Schärfe und Auflösung des Phasenkontrastbildes aus.

Prinzip des Relief-Phasenkontrastes

Beim Relief-Phasenkontrast wird die kreisförmige Ringblende durch eine schlitzförmige oder sichelförmige Lichtaustrittsöffnung ersetzt, welche ein kleinflächiges, segmental beleuchtendes Strahlenbündel erzeugt. Diese Lichtaustrittsöffnung wird so verschoben, dass sie den Phasenring des jeweiligen Objektivs an einer bestimmten, letztlich beliebigen Stelle überdeckt. Bei dieser Modifikation wird das Objekt folglich nicht allseitig von einem Strahlenbündel mit kreisförmigem Querschnitt beleuchtet, sondern von einem vergleichsweise punktuell begrenzten Strahlenbündel, welches aus nur einer Richtung in schrägem Winkel auf das Objekt trifft. Wenn herkömmliche kreisförmige Ringblenden zur Realisierung dieser Modifikation verwendet werden, wird die erforderliche Eingrenzung des Strahlenganges durch einen veränderten Einschub der Ringblende und gleichzeitiges teilweises Schließen der kondensorseitigen Aperturblende erreicht. Alternativ können modifizierte Ringblenden verwendet werden, welche nur punktuell oder segmental lichtdurchlässig sind (Abb. 2).

Das schräge Auftreffen des beleuchtenden Strahlenbündels aus nur einer Richtung bewirkt im Vergleich zum konventionellen Phasenkontrast eine erhöhte Dreidimensionalität des erhaltenen Bildes. Das teilweise Schließen der Aperturblende erhöht gleichzeitig sichtbar Tiefenschärfe und Kontrast. Zusätzlich ergibt sich bei Einsatz nicht plankorrigierter Objek-

tive im Vergleich zum konventionellen Phasenkontrast eine deutlich verbesserte Planität, vor allem im Randbereich des Sehfeldes. Je kleinflächiger und punktförmiger der Querschnitt des beleuchtenden Lichtbündels ist, desto kontrastreicher und räumlich betonter ist das Bild. Je großflächiger das beleuchtende Strahlenbündel ist, desto mehr ähnelt das erhaltene Bild dem konventionellen Phasenkontrast.

Material und Methode

Realisiert wurde die vorgestellte Modifikation an zwei Leitz-Mikroskopen HM-Lux 3 und Dialux. Das HM-Lux 3 verfügt als relativ ein-

fach konstruiertes Schul- und Kursmikroskop über auswechselbare Schieber, welche zur Realisierung von Phasenkontrast in den vorhandenen Hellfeldkondensator eingeschoben werden. Weiterhin existiert eine größer dimensionierte Ringblende auf einem separaten Schieber für Dunkelfeldbeleuchtung. Die Ringblenden-Schieber bestehen aus schwarzem Kunststoff; die Kanten sämtlicher Schieber sind geradlinig begrenzt. Das Labormikroskop Dialux ist mit einem Phasenkontrastkondensator nach Zernike ausgestattet (drehbare Revolverscheibe mit verschiedenen Ringblenden und Dunkelfeld-Modul).

Es bestehen verschiedene Varianten, das beleuchtende Strahlenbündel in der vorbeschriebenen Weise einzugrenzen, wenn ein Kondensator-

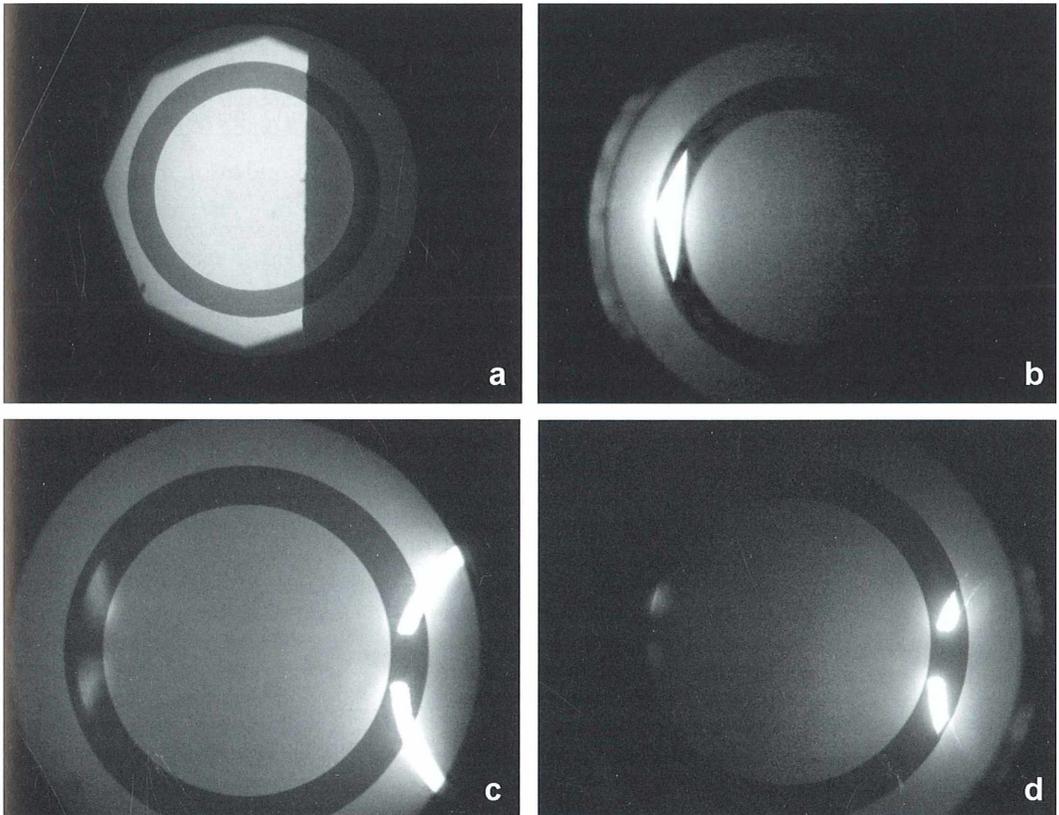


Abb. 3: Erzeugung von Relief-Phasenkontrast mittels lichtundurchlässigem Schieber, Ringblenden und Aperturblende. **a** Vorschub eines geradlinig begrenzten lichtundurchlässigen Schiebers (rechte Bildhälfte), gleichzeitiges Schließen der Aperturblende (linke Bildhälfte). **b** Endgültige Justierung für Relief-Phasenkontrast. **c** Einführen einer Ringblende (rechter Bildrand) bis zur Überschneidung mit dem Phasenring. **d** Abdeckung der außerhalb des Phasenrings befindlichen Ringblendenanteile durch Schließen der Aperturblende.

sor mit Ringblendenschiebern zur Verfügung steht (Beispiel: HM-Lux 3); die Aperturblende des Kondensors und der verwendete Ringblendenschieber müssen jeweils zusammenwirken. Abbildung 3a zeigt die Ausgangssituation. Von rechts wird ein Teil des Sehfeldes durch die Vorderkante des Ringblendenschiebers abgedeckt, von links ergibt sich eine leichte Eingrenzung des Sehfeldes durch die leicht geschlossene Aperturblende. Im nächsten Schritt wird der Ringblendenschieber so weit in den Strahlengang eingeschoben, dass dessen Vorderkante etwa bei 9 Uhr die innere Randbegrenzung des Phasenringes überdeckt. Gleichzeitig wird die Aperturblende so weit geschlossen, dass sie ebenfalls etwa bei 9 Uhr die äußere Randbegrenzung des Phasenringes erreicht. Auf diese Weise resultiert ein schmales, dreieckig konfiguriertes beleuchtendes Strahlenbündel (Abb. 3b). Fläche und Position des Strahlenbündels können verändert werden, wenn die Vorderkante des Ringblendenschiebers und die Lamellen der Aperturblende geringfügig einander angenähert oder voneinander entfernt werden, ohne dass sich wesentliche Anteile des beleuchtenden Strahlenganges außerhalb des Phasenringes befinden. Hierdurch können Bildhelligkeit, Kontrast, Tiefenschärfe, Auflösung und Dreidimensionalität in gewissem Grad an das jeweilige Objekt angepasst werden.

Eine weitere Möglichkeit, ein vergleichbar punktuell, kleinflächig beleuchtendes Strahlenbündel zu erreichen, ergibt sich, wenn die Ringblende zunächst so weit in den Strahlengang eingeführt wird, dass sich diese etwa bei 3 Uhr oder 9 Uhr mit dem Phasenring des Objektivs überschneidet (Abb. 3c). Auch hier ist nun die Aperturblende so weit zu schließen, dass die Anteile der Ringblende, welche außerhalb des Phasenringes liegen, abgedeckt werden (Abb. 3d).

Diese Methode der partiellen Überdeckung von Ringblende und Phasenring kann auch bei vorhandenem Phasenkontrastkondensor nach Zernike für Relief-Phasenkontrast eingesetzt werden. Eine Ringblende des Kondensors ist durch Drehen der Revolverscheibe in einer Zwischenstellung so in den Strahlengang zu bringen, dass sich ein Segment der Ringblende mit dem Phasenring des Objektivs überschneidet. Anschließend wird die Aperturblende des Kondensors so weit geschlossen, dass die Fläche des beleuchtenden Strahlenbündels auf den Phasen-

ring des Objektivs begrenzt wird. In gleicher Weise kann auch eine größer dimensionierte Ringblende für Dunkelfeldbeleuchtung anstelle von Phasenkontrast-Ringblenden verwendet werden. Es resultieren hier deutlich großflächigere Strahlenbündel.

Bei allen beschriebenen Varianten ist die Lage und Größe des Phasenringes im Objektiv letztlich beliebig, da durch entsprechend weites Einschleifen der Ringblende und angepasstes Schließen der Aperturblende in jedem Fall ein beleuchtendes Strahlenbündel resultiert, dessen Ausdehnung auf die Lage des jeweiligen Phasenringes begrenzt ist. Daher können hier grundsätzlich Phasenkontrastobjektive beliebiger Hersteller eingesetzt werden, sofern diese hinsichtlich anderer optischer Parameter, zum Beispiel Abgleichlänge kompatibel sind. Je größer der Durchmesser des Phasenringes im Verhältnis zum Objektivquerschnitt ist, desto weniger muss die Aperturblende geschlossen werden, desto geringer fällt der Zuwachs an Tiefenschärfe aus und desto höher liegt die Auflösung.

Sofern ein Hellfeldkondensor mit zentrierten, runden, nicht verschiebbaren Einsteckblenden zur Erzeugung von Phasenkontrast zur Verfügung steht, kann ein Relief-Phasenkontrast nur erzeugt werden, wenn die jeweilige Ringblende mit einer lichtundurchlässigen Scheibe partiell abgedeckt wird, so dass nur ein kurzstreckiges Segment frei bleibt (vgl. Abb. 2). In entsprechender Weise kann grundsätzlich auch ein Ringblendenschieber modifiziert werden. Bei so veränderten Ringblenden resultiert ein vergleichbar punktuell beleuchtendes Strahlenbündel kleinen Querschnitts, welches schräg auf das Objekt trifft. Bei dieser Modifikation kann die Aperturblende voll geöffnet bleiben, da sie nicht zur Eingrenzung des Strahlenganges beitragen muss. Dennoch ergibt sich auch bei dieser Variante eine vergleichbare Reliefdarstellung und Kontraststeigerung sowie eine höhere Bildfeldebneung als im konventionellen Phasenkontrast, wenn Objektive eingesetzt werden, die nicht plankorrigiert sind.

Sofern zentrierte, in einen Hellfeldkondensor einsteckbare runde Ringblenden verwendet werden, müssen auch beim Relief-Phasenkontrast herstellerkonform abgestimmte Phasenkontrast-Objektive verwendet werden, da die betreffenden Einsteckblenden nicht im Strahlengang verschoben werden können.

Ergebnisse

Bei praktischer Anwendung der beschriebenen Modifikationen zeigt sich, dass sehr kontrastreiche Bilder erhältlich sind, welche je nach Objektbeschaffenheit dem konventionellen Phasenkontrast erkennbar überlegen sein können (Abb. 4 und 5). Speziell sehr dünne opake Strukturen werden mit höherem Kontrast dargestellt, und zwar bei Objektiven aller Quali-

tätsstufen. Aus der Schrägbeleuchtung des Objektes resultiert eine betontere Dreidimensionalität der Darstellung, welche mit der Schichtdicke beziehungsweise Kontur, das heißt der realen räumlichen Struktur des Objektes korrespondiert. Bei bestimmten Objekten ähnelt diese Reliefdarstellung im Aspekt durchaus dem Interferenzkontrast, wobei die Details der Bildinformation beim Relief-Phasenkontrast höher liegen können (Abb. 6).

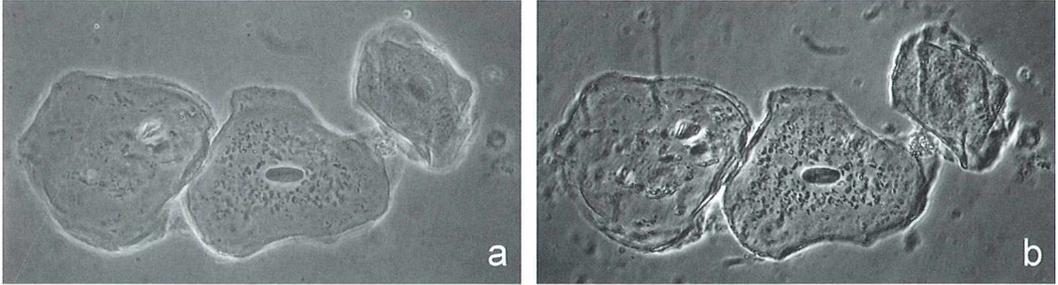


Abb. 4: Epithelzellen der Mundschleimhaut; einfaches achromatisches Phasenkontrastobjektiv 40fach (Olympus A 40 PL/0.65). a Konventioneller Phasenkontrast, b Relief-Phasenkontrast.

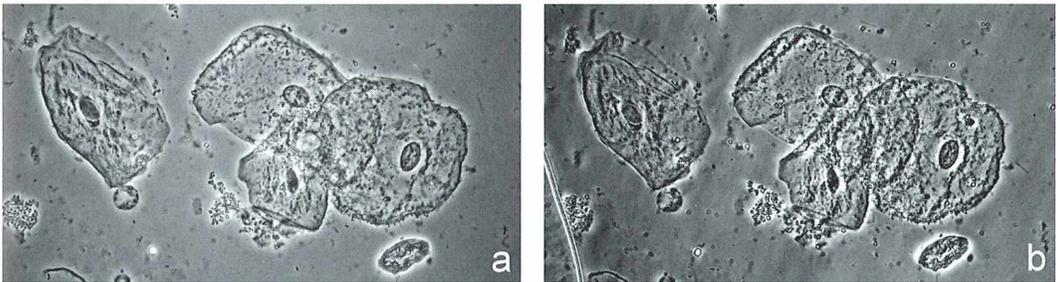


Abb. 5: Epithelzellen der Mundschleimhaut; aufwändiger korrigiertes Planobjektiv (Leitz Phaco Plan 40/0.65). a Konventioneller Phasenkontrast, b Relief-Phasenkontrast.

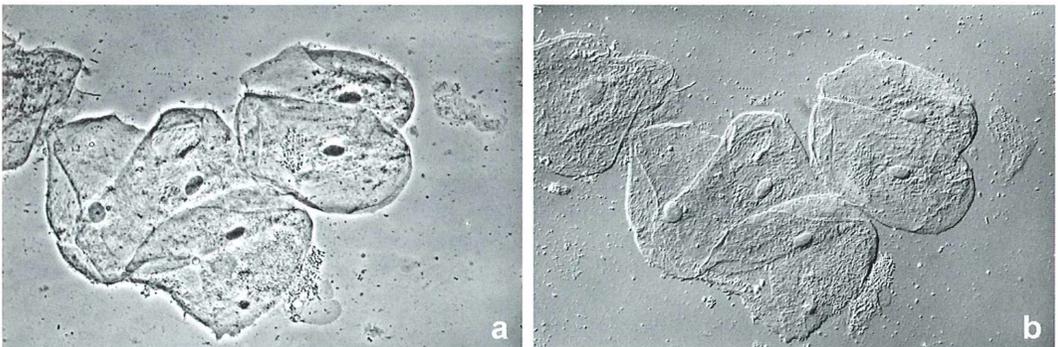


Abb. 6: Epithelzellen der Mundschleimhaut; extrem flaches Frischpräparat in der späten Verdunstungsphase mit Newtonringbildung, Planobjektive 40fach. a Relief-Phasenkontrast (Elektronenblitzbelichtung), b Interferenzkontrast (Leitz Interferenzkontrast-Einrichtung T).

Augenfällig bei praktischer Anwendung ist weiterhin, dass bei Verwendung nicht plankorrigierter Objektive die gegebenen Randunschärfen infolge sphärischer Aberration deutlich geringer ausfallen als beim konventionellen Phasenkontrast. Dies kann dadurch erklärt werden, dass aufgrund des sehr schmalen, schräg einfallenden beleuchtenden Strahlenbündels offenbar nicht der gesamte Linsenquerschnitt des Objektivs in gleichem Maße an der Bildgebung beteiligt ist und die Verringerung der Aperturbledenöffnung durch Erhöhung der Tiefenschärfe auch gegebene Randunschärfen abbildert. Die Halo-Effekte sind oftmals geringer ausgeprägt als beim konventionellen Phasenkontrast, erklärbar durch den schrägen Einfall des beleuchtenden Strahlenbündels aus nur einer Richtung.

Das Schließen der Aperturblende wirkt sich in der Regel nur in geringem Maße nachteilig auf die Bildauflösung aus. Wenn Ringblenden mit lichtundurchlässigen Scheiben partiell abgedeckt werden, anstatt den beleuchtenden Strahlengang mittels Aperturblende und Blendenring-Verschiebung einzugrenzen, bleibt die Auflösung, welche auch beim konventionellen Phasenkontrast besteht, uneingeschränkt erhalten.

Methodisch bedingt nimmt die Bildhelligkeit naturgemäß mit zunehmender Querschnittsverringerung des beleuchtenden Strahlenbündels ab – im Mittel um circa zwei oder drei Belichtungsstufen. Hieraus resultieren bei fotografischer Dokumentation längere Belichtungszeiten als im konventionellen Phasenkontrast. Zusätzlich ist bei der visuellen Beobachtung eine höhere Beleuchtungsintensität erforderlich. Bei schwachen Objektivvergrößerungen (10fach oder 16fach) können im Relief-Phasenkontrast leichte Helligkeitsunterschiede im Sehfeld auftreten, wie sie auch bei Interferenzkontrast entstehen können.

Unter Aspekten der praktischen Handhabung ist die Verwendung eines Binokulartubus vorteilhaft. In diesem Fall kann über das Einstellfernrohr, welches sich in einem der beiden Okularstutzen befindet, die jeweilige Feinjustierung des beleuchtenden Strahlenganges vorgenommen werden, und es kann parallel hierzu im Okular des zweiten Tubusstutzens die jeweilige Auswirkung auf das Bild unmittelbar beurteilt werden. Wenn eine ideale Einstellung gefunden ist, welche den gegebenen Dimensionen des Phasengeringes und den Eigen-

schaften des zu untersuchenden Objektes optimal entspricht, kann das Einstellfernrohr entfernt und eine übliche binokulare Untersuchung fortgesetzt werden.

Die Abbildungen dieses Beitrages veranschaulichen die Möglichkeiten dieser modifizierten Anwendung, indem konventioneller Phasenkontrast, Relief-Phasenkontrast und Interferenzkontrast vergleichend gegenübergestellt werden. Die Fotos wurden sämtlich keiner digitalen Bildnachbearbeitung unterzogen, um etwaige Verfälschungen durch ein Postprocessing auszuschließen. Die Bildbeispiele lassen erkennen, dass bei Verwendung von einfacher, achromatisch korrigierter Optik eine wesentliche Bildverbesserung resultiert, die durchaus dem Einsatz wesentlich aufwändiger konstruierter Objektive vergleichbar ist (Abb. 4a und 4b). Sofern aufwändiger korrigierte Plan-Objektive zur Verfügung stehen, ergibt sich ein etwas geringer ausgeprägter, jedoch immer noch sichtbarer Zuwachs an Bildqualität, speziell im Hinblick auf Kontrast und Tiefenschärfe (Abb. 5a und 5b). Tabelle 1 bietet zusammenfassend einen vergleichenden Überblick über konventionellen Phasenkontrast und Relief-Phasenkontrast.

Diskussion

Die beschriebenen Modifikationen des Phasenkontrastes, welche in diesem Beitrag als Relief-Phasenkontrast bezeichnet werden, unterscheiden sich hinsichtlich der Bildeigenschaften vom konventionellen Phasenkontrast durch eine zusätzliche dreidimensionale Abbildungskomponente, welche sich aus der schrägen Beleuchtung des Objektes aus nur einer definierten Richtung ergibt. Zusätzlich können besonders filigrane, opake Strukturen geringer Schichtdicke mit einem erhöhten Kontrast dargestellt werden. Randunschärfen durch sphärische Aberration sind bei Verwendung nicht plankorrigierter Phasenkontrast-Objektive deutlich reduziert. Dies kommt vor allem der Fotodokumentation planer Objekte entgegen. Die Tiefenschärfe ist bei Verringerung der Aperturblende im Vergleich zum konventionellen Phasenkontrast erhöht, woraus sich weitere Vorteile für die Mikrofotografie ergeben. Das Halo-Phänomen scheint bei der beschriebenen Modifikation zumindest bei bestimmten Beobachtungssituationen weniger ausgeprägt zu sein.

Tabelle 1: Gemeinsamkeiten und Unterschiede zwischen konventionellem Phasenkontrast und Relief-Phasenkontrast (zusammenfassender Vergleich).

	Konventioneller Phasenkontrast	Relief-Phasenkontrast
Phasenkontrastobjektive herstellereinspezifisch	ja	nein
Beleuchtendes Strahlenbündel	konzentrisch	exzentrisch
Aperturblende	geöffnet	herkömmliche Ringblende/ Schieber: geschlossen modifizierte Ringblenden/ Schieber: geöffnet
Reliefdarstellung	nein	ja
Kontrast	niedriger	höher
Tiefenschärfe	niedriger	höher
Auflösung	ggf. höher (abhängig von Apertur- blendenöffnung)	ggf. niedriger (abhängig von Apertur- blendenöffnung)
Halo	ggf. ausgeprägter (abhängig von Apertur- blendenöffnung)	ggf. schwächer (je nach Objekt- beschaffenheit)
Randunschärfen (sphärische Aberration)	höher	geringer
Bildhelligkeit	höher	geringer
Helligkeitsverteilung	homogen	ggf. inhomogen bei schwacher Vergrößerung

Unter gerätetechnischem Aspekt erscheint grundsätzlich interessant, dass prinzipiell auch Objektive von Fremdherstellern verwendet werden können, da der beleuchtende Strahlengang an beliebig dimensionierte Phasenringe angepasst werden kann. Auch werden nicht in jedem Fall mehrere verschiedene Ringblendenschieber benötigt. Letztlich genügt eine Ringblende oder ein lichtundurchlässiger Schieber, um den beleuchtenden Strahlengang in Zusammenarbeit mit der Aperturblende im erforderlichen Maß einzugrenzen. Diese Aspekte können als Vorteile gewertet werden, welche den Relief-Phasenkontrast als interessante Alternative oder Ergänzung zum konventionellen Phasenkontrast erscheinen lassen.

Seitens Geräteherstellern könnte Relief-Phasenkontrast ohne allzu großen Aufwand technisch realisiert werden, wenn die üblicherweise verwendeten Ringblenden in den jeweiligen beleuchtenden Systemen durch exzentrische punkt- oder schlitzz- beziehungsweise sichel-

förmige Lichtblenden ersetzt würden, welche auf herkömmliche Art in den Strahlengang zu bringen wären.

Literaturhinweis

Brief, J.: Minimal dezentrierter Phasenkontrast – Eine sehr einfache Methode zur Kontrastverbesserung bei hoher Vergrößerung. *Mikrokosmos* 94, 203–205 (2005).

Verfasser: Prof. Dr. med. Jörg Piper, Chefarzt der Inneren Abteilung, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Str. 4, 56864 Bad Bertrich,
Tel.: 026 74/182 31 84 (Sekretariat),
18 20 (Zentrale),
Fax: 027 64/182 31 82,
E-Mail: webmaster@prof-piper.com

Familienforschung bei einem Ciliaten

Bei der 26. Jahrestagung der Deutschen Gesellschaft für Protozoologie, die vom 21.–24.3.2007 in Salzburg stattfand, wurden wie üblich neben den Vorträgen auch die Poster mit einer kurzen mündlichen Präsentation den Teilnehmern vorgestellt. Manche Autoren hatten einige Powerpoint-Folien vorbereitet, andere begnügten sich damit, das Auditorium mit einigen Hinweisen zum Thema neugierig zu machen, um Interessenten für die spätere Posterpräsentation anzuwerben. Eine Poster-Kurzvorstellung fiel (positiv) aus dem Rahmen. Hans-Werner Breiner von der Technischen Universität Kaiserslautern, der sein Poster zusammen mit W. Foissner und T. Stoeck gestaltete, erzählte eine spannende Geschichte von einem Wimpertierchen, das seine Verwandtschaft sucht. Die Art der Darstellung der Lebensgeschichte dieses *Colpodidium*s (Abb. 1 und 2) hat uns so gut gefallen, dass wir sie auch den Lesern des MIKROKOSMOS nicht vorenthalten wollen.

Unser Poster erzählt eine Geschichte. Die Geschichte eines kleinen Ciliaten auf der Suche nach seiner Familie.

1978 isolierte Herr Wilbert aus Bonn den 45 µm kleinen Ciliaten aus einer Bodenprobe, die er der Streuschicht einer Grassteppe in Afghanistan entnommen hatte. Aufgrund seiner mikroskopischen Untersuchungen beschrieb Herr Wilbert 1982 den Ciliaten als *Colpodidium caudatum*. Das Kind hatte einen Namen. Es stellte sich nun die Frage, zu welcher Familie *Colpodidium* denn gehöre. Alle Merkmale des Ciliaten sprachen für die Zuordnung zur Familie der Colpodidae. Der kleine Ciliat war nun erstmal ziemlich froh darüber, eine Familie gefunden zu haben. Jedoch, eine kleine Unsicherheit blieb: Norbert Wilbert gelang es nicht ein Silberliniensystem zu zeigen, welches aber als typisches Merkmal der Colpodidae galt. Nun gut. Die Jahre zogen ins Land und das kleine *Colpodidium* erlebte eine unbeschwerte Zeit. Doch dann kam Herr Foissner.

1990 äußerte er erste Zweifel an der Zuordnung des Ciliaten zur Familie der Colpodidae. Der kleine Ciliat war nun völlig durcheinander und lebte fünf lange Jahre in Ungewissheit. An manchen Tagen standen ihm sogar die Cilien zu Berge. Doch diese Ungewissheit hatte 1995 ein Ende. Wilhelm Foissner errichtete eine neue Familie und ordnete das kleine *Colpodidium caudatum* der Familie Colpodidiidae zu. Der kleine Ciliat war nun überglücklich, endlich seine Familie gefunden zu haben, und auch ein klein-

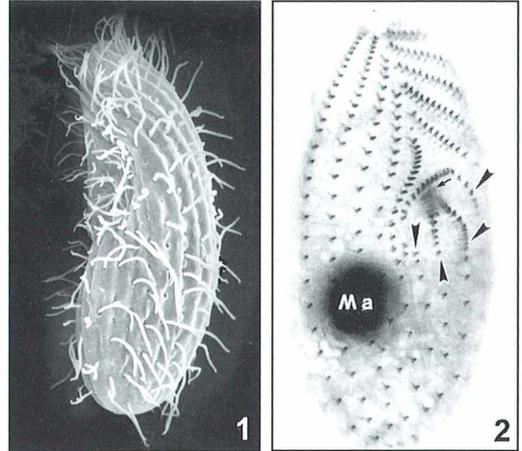


Abb. 1 und 2: *Colpodidium caudatum*. –
Abb. 1: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme. – Abb. 2: Infraciliatur der Ventralseite. Die Pfeilköpfe weisen auf die typischen postoralen Kineten. Ma Makronukleus.

wenig stolz darauf, bei der Begründung einer neuen Familie mitgewirkt zu haben. Aber so richtig freuen wollte er sich noch nicht. Schließlich wusste er noch nichts über das Zuhause seiner neuen Familie. Und so ging die Suche weiter.

Herr Foissner gab sich große Mühe das Zuhause der neuen Familie zu finden. Untersuchungen an einem verwandten *Colpodidium caudatum*, welchen Wilhelm Foissner in Costa Rica gefunden hatte, zeigten anhand mehrerer Merkmale starke Ähnlichkeiten zu Mitgliedern der Familie Furgasoniidae, die zur Klasse der Nassophorea gehören. War nun das Zuhause der Familie Colpodidiidae gefunden? Zum Wohlgefallen unseres kleinen Ciliaten forschte Herr Foissner weiter.

Im Jahre 2002 untersuchte er einen weiteren Verwandten unseres *Colpodidium*s, der in Namibia lebt. Aufgrund der generellen Organisation und der Stomatogenese festigte er seine Hypothese, dass das Zuhause der Colpodidiidae bei der Klasse der Nassophorea zu finden sei. Unser kleiner Ciliat war nun endgültig froh darüber, seine Familie und sein Zuhause gefunden zu haben. Doch war es nicht nur eine Hypothese, die Herr Foissner da wagte? Unser kleines *Colpodidium* wollte es genauer wissen. Es hatte von modernen Methoden gehört, die vielleicht dabei helfen könnten, das Zuhause der Familie zu bestimmen.

So schickte im Jahre 2006 Herr Foissner den kleinen Ciliaten auf Reisen. Er kam zu uns nach Kaiserslautern. Wir untersuchten die 18S-rDNA. Base für Base wurde die DNA entschlüsselt und schließlich zu einer großen Datenbank nach Amerika geschickt und mit anderen 18S-rDNA Sequenzen verglichen. Anschließend wurde diese Sequenz phylogenetisch analysiert. Und siehe da: Die Foissner'sche Hypothese über die

Zugehörigkeit der Colpodidiidae zu der Klasse der Nassophorea wurde bestätigt.

Begleiten Sie uns auf der Odyssee des kleinen Colpodium caudatum auf der Suche nach seiner Herkunft an Poster 18.

Redaktion MIKROKOSMOS
und Hans-Werner Breiner, Kaiserslautern

Buchbesprechung

**Müller-Strahl, G. (Hrsg.):
Theodor Schwann: Mikroskopische Untersuchungen über die Uebereinstimmung in der Struktur und dem Wachsthum der Thiere und Pflanzen.**
Verlag Harri Deutsch,
Frankfurt am Main 2006,
497 Seiten, kartoniert, € 44,-,
ISBN 978-3-8171-3176-1.

Erneut liegt ein für den historisch Interessierten schöner Band aus dem Verlag Harri Deutsch zur Zellenlehre vor. Der Autor des Faksimile-Teils ist kein geringerer als Theodor Schwann (1810–1882), der zusammen mit Matthias Jacob Schleiden (1804–1881) als Gründer der Zelltheorie gilt, die besagt, dass alle Organismen – botanischer wie zoologischer Natur – aus Zellen aufgebaut sind. Das,

was uns heute so klar und selbstverständlich ist, bedurfte doch einiger Zeit, bis es von der Fachwelt akzeptiert wurde. Wenn man genügend Zeit und Muße zur Verfügung hat, wird man viel Nutzen und Freude aus diesem umfangreichen, vom Verlag in gewohnter Qualität hergestellten Band ableiten können.

Thomas Groß, Heidelberg

Nachricht

12. Sommerworkshop „Umweltanalytik und Umweltchemie“ am Krüselinsee

In den Sommersemesterferien 2007 findet der 12. Sommerworkshop „Umweltanalytik und Umweltchemie“ in zwei Durchgängen in der Feldberger Seenlandschaft statt. Veranstalter ist der Arbeitskreis von Herrn Prof. Dr. M. Linscheid, Humboldt Universität Berlin. An der Durchführung aktiv beteiligt sind die Arbeitsgruppen von PD Dr. W. Frenzel, TU Berlin, und Prof. Dr. O. Mietz, Institut für angewandte Gewässerökologie GmbH sowie die Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V.

Das Anliegen dieser einwöchigen Sommerkurse ist es, interessierten Studenten verschiedenster Fachrichtungen und anderen Naturfreunden durch die chemische und biologische Charakterisierung von geschichteten Süßwasserseen einerseits die Funktionsweise nutzbarer Analysenverfahren zu vermitteln und andererseits das komplexe Zusammenwirken chemischer und biologischer Prozesse verständlich zu machen. Die Feldberger Seenlandschaft bietet dafür ideale Bedingungen. Hier findet man Seen mit unterschiedlicher Wasserqualität, die ausreichend tief sind, um die Probleme während der Sommerstagnation der Seen aufzuzeigen zu können.

Die Kurse sind für Einsteiger gedacht. Eine naturwissenschaftliche Vorbildung ist für die Teilnahme vor-

teilhaft, aber nicht unbedingt Voraussetzung. Angesprochen sind Studenten aller Berliner und Brandenburger Universitäten und Fachhochschulen und andere Naturfreunde, die Interesse an umweltchemischen Fragestellungen haben. An den vergangenen Kursen haben hauptsächlich Studenten der Fachrichtungen Biologie, Chemie, Geographie, Geologie, Geoökologie, Mineralogie und Umwelttechnik, aber auch Studenten der Germanistik, Geschichte, Kulturwissenschaft und Theologie teilgenommen.

Termine: 02.–07.09.2007 und 09.–14.09.2007

Ort: Krüseliner Mühle am Krüselinsee

Kosten: 170 € (einschließlich Unterkunft und Vollverpflegung)

Anmeldung und Informationen:

Dr. Georg Kubsch, HU-Berlin, Institut für Chemie,
Brook-Taylor-Str. 2, 12489 Berlin,
Tel.: 030/20 93 71 77,
E-Mail: georg.kubsch@chemie.hu-berlin.de

Weitere Informationen:

<http://www.chemie.hu-berlin.de/linscheid/sommer/index.html>

Redaktion MIKROKOSMOS

Nachruf

Januar 1926 – April 2007:

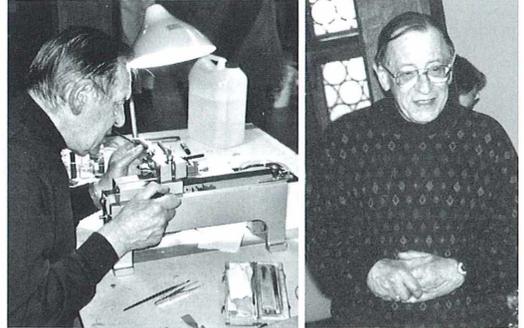
Dr. Dieter Krauter – Ein Leben für die Mikroskopie

In der Nacht vom 21. zum 22. April 2007 verstarb in Stuttgart Dr. Dieter Krauter, der langjährige Herausgeber des MIKROKOSMOS. Die letzten Jahre seines Lebens waren geprägt von einem sich kontinuierlich verschlechternden Gesundheitszustand.

Zum 70. Geburtstag von Herrn Krauter, dem es damals gesundheitlich noch besser ging, verfasste Dr. Heinz Streble, Stuttgart, eine Zusammenschau und Würdigung des Lebenswerks dieses herausragenden Mikroskopikers, den viele Abonnenten noch persönlich kennen und schätzen gelernt haben. Zur Vita des Jubilars schrieb er: *Geboren wurde Dieter Krauter am 13. Januar 1926 in Stuttgart. Zoologie und weitere Fächer studierte er nach dem Krieg an der Technischen Hochschule Stuttgart. Die Promotionsarbeit fertigte er über die Kopfnieren von Knochenfischen bei Prof. Rauther an. Da sein Doktorvater verstarb, übernahm Prof. Pflugfelder 1951 die Promotion. Das Rigorosum betraf die Fächer Zoologie, Botanik und Geologie.*

Unmittelbar nach seiner Promotion übernahm Dr. Krauter ab dem Jahrgang 1951/52 die Herausgabe des MIKROKOSMOS. Er hatte vier Vorgänger: Auf Raoul H. Francé, der 1907 unsere Zeitschrift gründete, folgten Adolf Reitz (ab 1909), Hanns Günther (ab 1913) und schließlich Georg Stehli (ab 1917). Wie kaum ein anderer der vorangegangenen Herausgeber prägte er den Stil des seinerzeit noch im Monatsrhythmus erscheinenden MIKROKOSMOS, wobei er stets der seit Gründung vor 100 Jahren formulierten Devise folgte, als Bindeglied zwischen Wissenschaftlern und Laien da zu sein. Bis zum Jahr 1993 gab Dieter Krauter den MIKROKOSMOS heraus, 41 Jahre lang.

Er war aber nicht nur als Herausgeber, sondern in mannigfaltiger Weise auch als Autor tätig. So stammt eine Vielzahl von MIKROKOSMOS-Artikeln aus seiner Feder. Und auch als Buchautor war er erfolgreich. Man denke nur an die zahl-



Dr. Dieter Krauter bei einem der letzten Inzighofen-Kurse (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

reichen Auflagen seiner *Mikroskopie im Alltag* und an den unterdessen in 9. Auflage erschienenen *Wassertropfen*.

Noch heute erinnert man sich gerne an die außerordentlich beliebten Mikroskopierkurse in Inzighofen, die er zusammen mit Heinz Streble plante und leitete. Man erinnert sich aber auch schmerzvoll daran, dass er bei dem letzten von ihm noch mitgestalteten Kurs im Jahr 1999 zum Ende hin wegen körperlicher Erschöpfung nicht mehr mit voller Kraft dabei sein konnte.

Wenngleich es mit zunehmendem Alter naturgemäß stiller um ihn wurde, verfolgte Dieter Krauter weiterhin mit Interesse das Schicksal des MIKROKOSMOS und ließ seinen Nachfolge-Herausgeber von Zeit zu Zeit seine Wertschätzung der aktuellen Redaktionsarbeit wissen. Bis ins hohe Alter war es ihm vergönnt, zusammen mit seiner Frau Gretel, mit der er fast 60 Jahre verheiratet war, in seiner Heimatstadt Stuttgart den Lebensabend zu verbringen.

Die Mikroskopiker werden Dr. Dieter Krauter stets in ehrendem Gedächtnis behalten und voll Dankbarkeit das zu würdigen wissen, was er für sie ein Leben lang geleistet hat.

Klaus Hausmann, Herausgeber MIKROKOSMOS

Anzucht von nematophagen Pilzen und Beobachtung ihrer ausgeklügelten Fangmethoden

Rolf Michel

Während der Untersuchung von sedimenthaltigen Wasserproben auf amöbophage Pilze (Michel und Zöller, 2007) wurden in einzelnen Proben auch die Entwicklung und Vermehrung von räuberischen Pilzen auf den Wasseragarplatten nach Page (1988) beobachtet, die sich ausschließlich auf den Fang von kleinen Nematoden (250–300 µm lang) mit raffinierten Fangmethoden spezialisiert hatten. Da sich die für die weitere Verwertung von den Pilzen eingefangenen Fadenwürmer nach ihrem Absterben nicht so schnell wie Amöben zersetzen, ist es relativ einfach, diese Vorgänge über einen längeren Zeitraum mikroskopisch zu beobachten.

Die auf den Fang von Nematoden spezialisierten Pilze lassen sich recht leicht anhand ihrer typischen Konidien bestimmen, so dass sie und ihr interessantes Beutefangverhalten nun hier vorgestellt werden können.

Anmerkungen zur Anzucht

Das Verfahren ihrer Anzucht entspricht den für die Gewinnung von amöbophagen Pilzen angewandten Methoden (Michel und Zöller, 2007). Es wurde ebenso frisch gewonnenes Sedimentmaterial mit verrottenden Pflanzenresten auf non-nutrient Agarplatten nach Page verteilt, die zuvor mit *Phyllobacterium* sp., einem ubiquitären Wasserkeim, bestrichen worden waren. In der Regel breiteten sich die nematophagen Pilze innerhalb von 3–10 Tagen auf der Agaroberfläche aus. Es gelang, sie in einigen Fällen zusammen mit den sich ebenfalls auf den Platten vermehrenden Nematoden durch Ausstanzen geeigneter Agarblöckchen auf frische Platten zu übertragen, wo sie frühestens erst nach 14 Tagen in Erscheinung traten.

Beobachtungen

In einer Detritus-Probe aus einem Bach im Anhausener Wald (Westerwald) wurden neben mehreren frei beweglichen auch unbewegliche Nematoden entdeckt, die sich in den Schlingen von *Arthrobotrys dactyloides* verfangen hatten (Abb. 1 und 2). Bei stärkerer Vergrößerung

erkennt man, dass die Nematoden von Ringen an beliebiger Stelle deutlich eingeschnürt sind und dadurch nicht entkommen konnten (Abb. 3). Die normalen vom Pilz präformierten Fangringe (Abb. 4) sind gestielt und bestehen jeweils aus drei Zellen, die nach der Berührung ihrer Innenseite, beispielsweise durch einen seine Umgebung explorierenden Fadenwurm, unvermittelt aufquellen, so dass der Wurm in der Regel durch die Verengung des Ringlumens eingezwängt wird. Man weiß, dass für diesen Triggermechanismus Lektine verantwortlich sind, also Glykoproteine, die an spezifische Zucker binden (Rosenzweig et al., 1983). Gelegentlich trifft man auch derart aufgequollene Ringe ohne eingefangene Nematoden an (Abb. 3 und 5). In solchen Fällen konnten die Würmer noch in letzter Sekunde entkommen. Die Ringe verharren in diesem Zustand, da der Vorgang irreversibel ist (Abb. 5).

Die für die Artbestimmung der prädatorischen Pilze erforderlichen Konidien (Abb. 6) werden meist ähnlich wie bei den amöbophagen Pilzen erst nach längerer Vermehrungszeit gebildet. Bei *Arthrobotrys dactyloides* sind die pfriemartigen Konidien durch ein einzelnes Septum in zwei etwa gleiche Hälften unterteilt (Abb. 6). Ähnliche Konidien, jedoch mit der Ausbildung von vier Septen, wurden bei einem weiteren schlingenbildenden Pilz beobachtet, der aus dem Filterschlamm eines privaten 80-Liter-Zierfisch-Aquariums angezchtet wurde (Abb. 7). Es war daher einfach, ihn der Art *A. gracilis* (Synonym: *Dactylaria gracilis*) zuzuordnen. Dieser Pilz bildete ebenso dreizellige Fangringe aus, verbunden mit dem gleichen Beutefang-

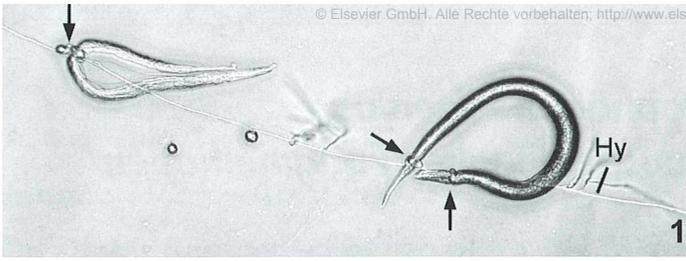


Abb. 1: Zwei Nematoden, gefangen in den Schlingen von *Arthrobotrys dactyloides*, die von der gleichen Hyphe (Hy) des prädatrischen Pilzes ausgehen. Während der Nematode links von einer einzelnen Schlinge erfasst wurde, hat sich der Wurm rechts sowohl am Vorderende als auch am Hinterende in je einer Schlinge (Pfeile) verfangen. Vergr. 85fach. – Abb. 2: Eine Gruppe von Nematoden (N) unterschiedlicher Größe, die sich in den Schlingen (Pfeile) von *Arthrobotrys dactyloides* verfangen haben. In dem vom Pilz gebildeten Netzwerk sind auch die unberührten Ringe (Pfeilköpfe) erkennbar. Vergr. 85fach.

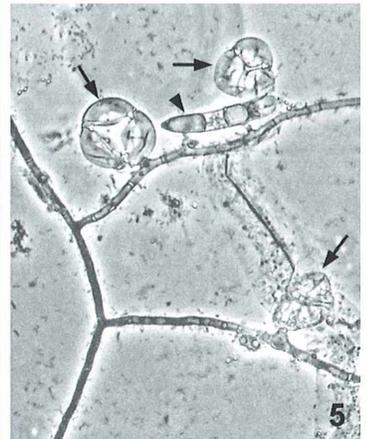
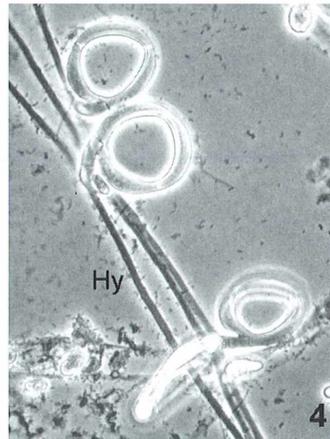
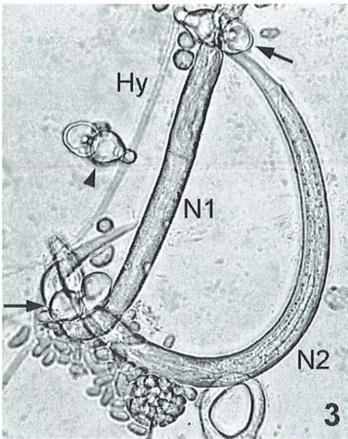
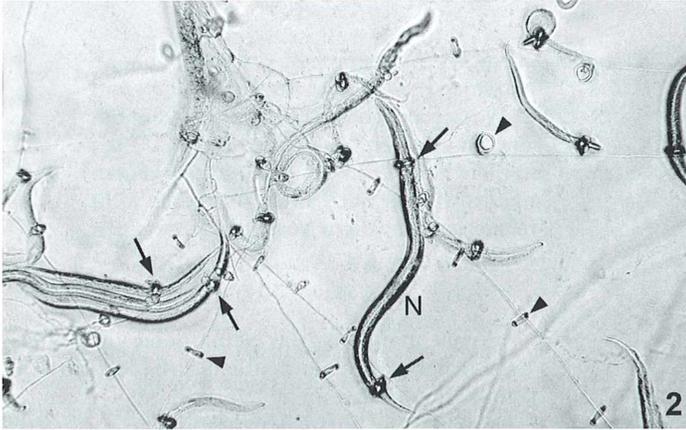


Abb. 3: Vergrößerte Darstellung zweier in Schlingen von *Arthrobotrys* gefangener Nematoden (N1, N2). Wurm N1 wurde etwa in der Mitte des Wurmkörpers eingeschnürt, Wurm N2 kurz hinter dem Vorderende (Pfeile). Man erkennt hier die deutlich infolge der Berührung aufgeblähten Ringe. An der Pilzhyphe (Hy) ist ebenfalls ein aufgequollener Ring zu erkennen, aus dem offenbar ein Nematode nach dessen Auslösung entkommen konnte. Ein zweiter nicht ausgelöster Ring ist rechts unten zu sehen. Vergr. 380fach. – Abb. 4: Normale kontraktile Fangringe von *Arthrobotrys*, die mit den Hyphen des Pilzes (Hy) durch einen Stiel verbunden sind, lassen die Zusammensetzung aus drei Zellen erkennen. Nach Berührung der Innenseite durch Nematoden quellen sie unvermittelt auf und schnüren den Nematoden an beliebiger Stelle ein, so dass er sich in der Regel nicht mehr von diesen kontraktilen Ringen befreien kann. Der Durchmesser der Ringe variiert von 20 bis 30 μm , Phasenkontrast. Vergr. 380fach. – Abb. 5: Drei durch Berührung aufgequollene Ringe von *Arthrobotrys* in der Aufsicht (Pfeile). Bei den beiden oberen Ringen erscheinen die drei aufgeblähten Ringzellen wie die Backen des Bohrfutters einer elektrischen Bohrmaschine in denen der Bohrer gehalten wird. Die den Quellungsvorgang auslösenden Nematoden sind in diesen Beispielen entkommen. Eine einzelne Konidie ist hier ebenfalls zu erkennen (Pfeilkopf). Phasenkontrast. Vergr. 390fach.

Abb. 6: Sechs Konidien (K) von *Arthrotrichs dactyloides* mit einem Septum unterteilt. Länge: 30–40 μm . Außerdem sind zwei ausgelöste Ringe (R) in der Seitenansicht zuerkennen. Vergr. 310fach. – Abb. 7: Vier Konidien (K) mit jeweils vier Septen charakteristisch für *A. gracilis*. Länge: 37–50 μm , R normaler Ring in der Seitenansicht. Vergr. 450fach.

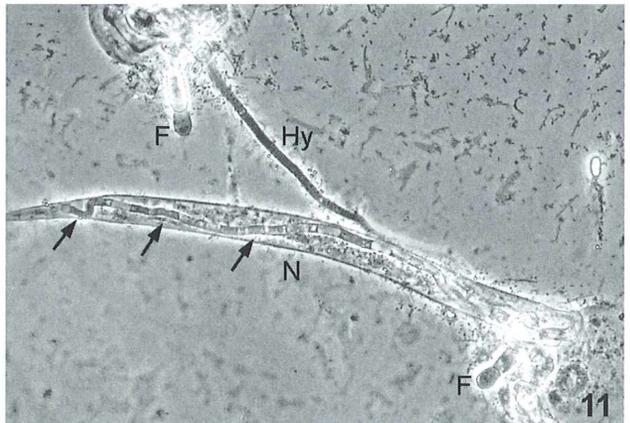
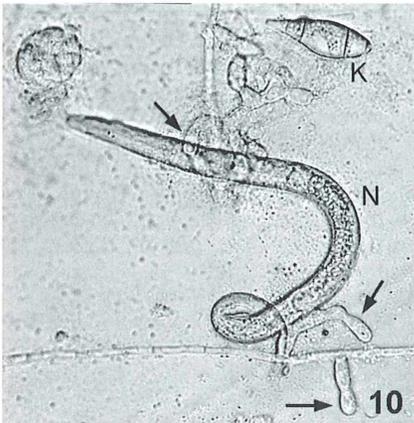
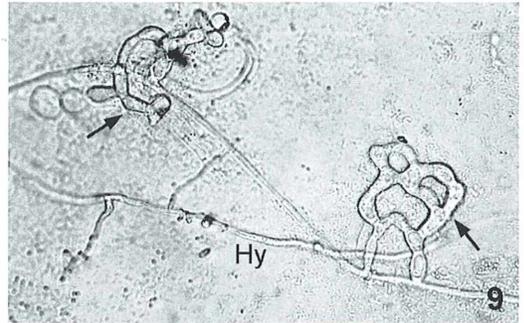
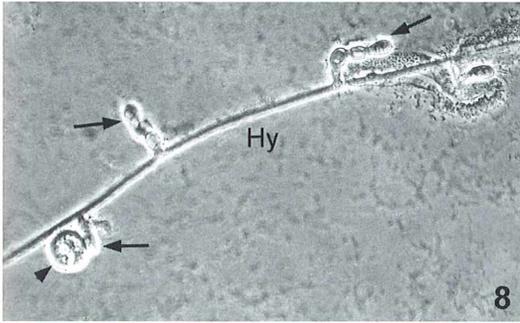
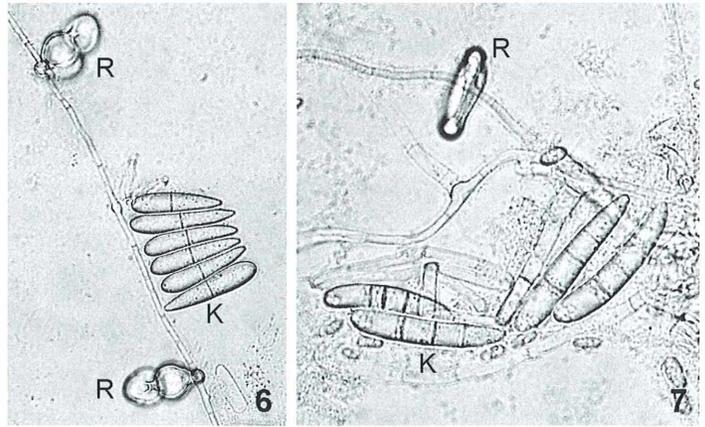


Abb. 8: *Monacrosporium cionopagum*, ein prädatorischer Pilz, der zwei- bis dreizellige klebrige Fanghyphenfortsätze (Pfeile) ausbildet, an denen vorbeikommende Nematoden haften bleiben. Ausnahmsweise findet man auch mal eine adhärrierte Amöbe (Pfeilkopf), Hy Hyphe, Phasenkontrast. Vergr. 250fach. – Abb. 9: Dicht stehende Fangfortsätze anastomosieren nach Berührung und bilden kleine zweidimensionale adhäsive Fangnetze (Pfeile), in denen sich Nematoden fangen können. Hy Hyphe, Vergr. 280fach. – Abb. 10: Ein Nematode (N), der gleichzeitig von einem Fangnetz am Vorderende (Pfeil) und einem dreizelligen Fangfortsatz am Hinterende (Pfeil) gefangen wurde. Ein weiterer Pfeil unten kennzeichnet einen zweizelligen Fangfortsatz. K typische länglich-ovale Konidie des nematophagen Pilzes mit vier Septen. Vergr. 300fach. – Abb. 11: *Monacrosporium cionopagum* mit einem gefangenen Nematoden (N), in dessen Leibeshöhle die segmentierte Ernährungshyphe (Haustorium) des Prädatoren zu erkennen ist (Pfeile), Hy Hyphe, F Fangfortsätze des Pilzes. Phasenkontrast. Vergr. 290fach.

verhalten wie bei *A. dactyloides*, so dass sich entsprechende Abbildungen erübrigen.

Aus dem Filtermaterial des gleichen Aquariums wurde ein weiterer nematophager Pilz mit völlig anderen, jedoch nicht minder wirksamen Fangmethoden angezüchtet, nämlich die Spezies *Monacrosporium cionopagum* (Abb. 8–11). Von seinen Hyphen zweigen sich zwei- bis dreizellige Fangfortsätze mit klebriger Oberfläche ab (Abb. 8), an denen vorüberkriechende Nematoden haften bleiben (Abb. 10). Stehen diese Fortsätze sehr dicht zueinander, können sie anastomosieren und kleine zweidimensionale adhäsive Fangnetze ausbilden, in denen sich Nematoden leicht verfangen können. Spätestens nach dem Absterben der Opfer dringt eine lang auswachsende, segmentierte Hyphe in den Nematoden ein, um dessen Zellinhalt aufnehmen und verwerten zu können. Im Phasenkontrast ist eine solche sich im Inneren über die volle Länge des Fadenwurmes erstreckende Ernährungshyphe gut zu erkennen (Abb. 11). Auch durch die Ausbildung länglich-ovaler Konidien mit vier Septen unterscheidet sich dieser räuberische Pilz eindeutig von den beiden vorgestellten Arten mit kontraktilem Fangringen.

Diskussion

Es ist erstaunlich, wie die Evolution auch hier derart verfeinerte und ausgeklügelte Fangmethoden von ursprünglich rein saprophytischen Pilzen hervorgebracht hat, wenn man annimmt, dass die Entwicklung von reinen Saprophyten bis zu obligat prädatorischen Pilzen stattgefunden hat. Wie bereits früher erwähnt, wird die ökologische Bedeutung von nematophagen Pilzen höher eingeschätzt als die der amöbophagen Vertreter. So gibt es auch experimentelle Belege für die Dezimierung von Nematoden als Pflanzenschädlinge durch den Einsatz von nematophagen Pilzen (z.B. Wang et al., 2001). Ebenso gibt es ähnliche Versuche zur Bekämpfung von tierpathogenen Nematoden und ihren Larven in der Vieh- und Weidewirtschaft (Larsen, 1993; Paraud et al., 2006). Diese biologischen Bekämpfungsmethoden lassen auch die Bekämpfung von humanpathogenen Nematoden als interessante Möglichkeit erscheinen, die sich in tropischen Böden ansammeln und vermehren, wie Hakenwurm- beziehungsweise Zwergfadenwurm-Larven. Voraussetzung dafür wären noch Laborversuche durch Kokultivierung der Larven mit entsprechenden Pilzen, die

zeigen müssten, ob von dem Einsatz derartiger Prädatoren tatsächlich eine nennenswerte Dezimierung solcher humanpathogenen Fadenwürmer zu erwarten wäre. Schließlich sei noch eine Anmerkung zu der taxonomischen Stellung dieser beiden Gattungen zu machen. Die Gattungen *Arthrobotrys* und *Monacrosporium* gehören zur Familie Orbiliaceae innerhalb der Ascomycota. Im Unterschied zu den amöbophagen Pilzen ist die taxonomische Einordnung nematophager Pilze durch molekularbiologische Untersuchungen untermauert (Tanabea et al., 2000).

Literaturhinweise

- Gonzalez Cruz, M. E., Mendoza de Gives, P., Quiroz Romero, H.: Comparison of the trapping ability of *Arthrobotrys robusta* and *Monacrosporium gephyropagum* on infective larvae of *Strongyloides papillosus*. *J. Helminthol.* 72, 209–213 (1998).
- Larsen, M.: Influence of fluctuating temperatures on the growth and predacious capacity of selected nematode-trapping fungi against the free-living larvae stage of *Ostertagia ostertagi*. *Bull. Scand. Soc. Parasitol.* 3, 41 (1993).
- Michel, R., Zöller, L.: Beobachtungen zum Beutefangverhalten verschiedener amöbophager Pilze der Gattung *Acaulopage* (Zoopagaceae). *Mikrokosmos* 96, 151–156 (2007).
- Page, F. C.: A new key to freshwater and soil Gymnamoebae. *Freshwater Biological Association, Ambleside* (1988).
- Paraud, C., Pors, I., Chicard, C., Chartier, C.: Comparative efficacy of the nematode-trapping fungus *Duddingtonia flagrans* against *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia circumcincta* and *Trichostrongylus colubriformis* in goat faeces: influence of the duration and of the temperature of copro-culture. *Parasitology Research* 98, 207–213 (2006).
- Rosenzweig, W. D., Ackroyd, D.: Binding characteristics of lectins involved in the trapping of nematodes by fungi. *Appl. Environ. Microbiol.* 46, 1093–1096 (1983).
- Tanabea, Y., O'Donnell, K., Saikawac, M., Sugiyama, J.: Molecular phylogeny of parasitic Zygomycota (Dimargaritales, Zoopagales) based on nuclear small subunit ribosomal DNA sequences. *Molec. Phyl. Evol.* 16, 253–262 (2000).
- Wang, K.-H., Mc Scorley, R.: Website: Nematophagous fungi (2003). <http://agroecology.ifas.ufl.edu/nematophagous%20fungi/Beneficial%20Soil%20fungi.htm>
- Wang, K.-H., Sipes, B. S., Schmitt, D. P.: Suppression of *Rotylenchulus reniformis* by *Crotalaria juncea*, *Brassica napus*, and *Tagetes erecta*. *Nematropica* 31, 235–249 (2001).

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

Aus der Industrie

„9. Tag der Mikroskopie“ bei Carl Zeiss MicroImaging in Jena

Unter dem Motto „Mikroskopie in Bewegung“ veranstaltete die Carl Zeiss MicroImaging GmbH am März 2007 ihren nunmehr „9. Tag der Mikroskopie“. Nahezu 500 Anwender aus Forschung, Medizin, Technik und Lehre hatten sich angemeldet. Die große Resonanz auf diese Veranstaltung zeigt deren Bedeutung als Forum der Informationsgewinnung und des Erfahrungsaustauschs.

Den Teilnehmern wurde in Vorträgen, Workshops, Fachgesprächen und Gerätedemonstrationen vermittelt, dass sich in der Mikroskopie bei Carl Zeiss etwas bewegt – in mehrfacher Hinsicht: Bei innovativen Geräteentwicklungen gibt es keinen Stillstand; die Mikroskop-Systeme ermöglichen die mehrdimensionale Sichtbarmachung dynamischer Prozesse in lebenden Zellen, was wiederum für Bewegung in der biomedizinischen und Materialforschung sorgt. Das Motto des Tages „Mikroskopie in Bewegung“ wurde von in Spektralfarben gekleideten Mädchen der Studio Dancers Jena verkörpert, die in den Veranstaltungsräumen agierten.

Für einen der Fachvorträge konnte Prof. Dr. Ernst Stelzer vom European Molecular Biology Laboratory (EMBL), Heidelberg gewonnen werden, der ein neues HighTech-Mikroskopverfahren vorstellte, mit dem Vorgänge in lebenden Organismen dreidimensional detailliert beobachtet werden können. Ein weiterer Vortrag war dem Thema „25 Jahre Laser Scanning Mikroskopie“ gewidmet und zeigte den Entwicklungsprozess vom konfokalen Prinzip zu multidimensionalen Mikroskopen. Carl Zeiss hatte 1982 das erste kommerzielle Laser Scanning Mikroskop auf den Markt gebracht, das eigens für den Tag der Mikroskopie aus dem Deutschen Museum München ausgeliehen wurde und in der Ausstellung bei Carl Zeiss zu sehen war. Die Ausstellung in der 4. Ebene zeigte außerdem die aktuellen Mikroskope und Systeme für Biologie, Medizin und Materialuntersuchung. Auf dem Weg dorthin konnten die Gäste an verschiedenen Stationen abwechslungsreiche Beamer-Präsentationen zu Themen rund um die Mikroskopie und die Marke Zeiss erleben.

In Workshops hatten die Besucher nach Voranmeldung die Möglichkeit, ihr Wissen zu erweitern. Hier galt das besondere Interesse den Einblicken in das Leben von Zellen mit Hilfe des High Speed Life Cell Imaging und dem Thema „Phantastisch – Plastisch“,

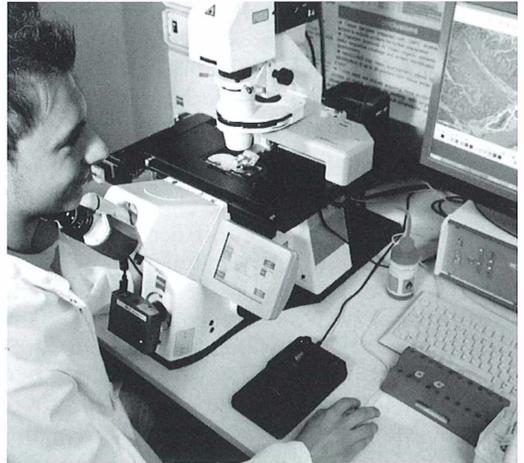


Abb. 1: Ein Laser-Mikrodissektionsmikroskop im Einsatz.



Abb. 2: Mikroskopierende am neuen Zeiss-PrimoStar.

wo es um die Probenuntersuchung mit konfokaler Mikroskopie geht. Auch das „Mikroskopieren von Anfang an“ erfreute sich wieder großer Beliebtheit.

Redaktion MIKROKOSMOS

Die Vielfalt der Stärkekörner im Vergleich

Siegfried Hoc

Stärkekörner sind wohl jedem Mikroskopiker ein Begriff. Stärkehaltige Samen und Knollen sind die wichtigsten Lebensmittel des Menschen. Allein in Europa werden jährlich rund sechs Millionen Tonnen Stärke (Kartoffel-, Reis-, Weizen- und Maisstärke) produziert. Nach Form und Größe der Stärkekörner kann man die Ursprungspflanze bestimmen.

Stärke ist der wichtigste und am weitesten verbreitete Reservestoff der Pflanzen. In den Pflanzen wird der Energieträger Zucker in Form von Stärke gespeichert. Diese baut sich aus zwei verschiedenartigen Polysacchariden auf, der aus wendelartig gedrehten Kette von 60 bis 600 Glukose-Molekülen bestehenden Amylose und dem aus 600 bis 6000 Glukose-Molekülen in verzweigten Ketten aufgebauten Amylopektin. In Tieren, Pilzen und Bakterien wird überschüssiger Zucker dagegen in Form von Glykogen gespeichert.

Das erste mikroskopisch nachweisbare Produkt der Photosynthese von Pflanzen ist die Assimilationsstärke in den Chloroplasten in Form kleiner Körner. Sie können durch die Jod-Stärke-Reaktion auf einfache Weise mikroskopisch sichtbar gemacht werden. Jod wird nämlich in den Hohlräumen der Amylose-Helix eingelagert, und die Stärkekörner färben sich dadurch blau. Assimilationsstärke wird in den Chloroplasten nur so lange gebildet, wie der Abtransport von Zucker der photosynthetischen Neubildung nicht zu folgen vermag. Während der Nacht verschwindet die Stärke aus dem Assimilationsparenchym. Sie wird unter der Einwirkung von Enzymen zu Zucker abgebaut und dieser wird den Reservestoffbehältern (Samen, Knollen, Rhizomen) zugeführt. Dort werden die Zucker erneut zu Stärke umgewandelt. Nun spricht man von Reservestärke. Die Synthese der Reservestärke erfolgt in den Amyloplasten. Die Amylose- und Amylopektin-Moleküle lagern sich in den Amyloplasten mehr oder weniger radial ausgerichtet um zentrische oder exzentrische Bildungszentren an. Die Dichte der Anlagerung kann periodisch wechseln, was häufig in einer mikroskopisch erkennbaren Schichtung der Körner zum Ausdruck kommt. Infolge der teilweisen Parallel-Lagerung der verzweigten Amylopektin-

Moleküle verhalten sich die Stärkekörner wie Sphäroidkristalle, das heißt, sie lassen im polarisierten Licht vier helle Sektoren erkennen, die durch ein dunkles Kreuz voneinander getrennt sind. Die beiden dunklen Balken kreuzen sich im Bildungszentrum.

Plastiden

Chloroplasten und Amyloplasten sind Plastiden, also Zellorganellen, die aus symbiontischen Cyanobakterien entstanden und die der photosynthetischen Kohlenstoffassimilation und/oder der Stärkebildung dienen. Nach der Farbe dieser Organellen unterscheidet man:

Chloroplasten: Photosynthetisch aktiv, durch Chlorophyll grün gefärbt.

Chromoplasten: Photosynthetisch inaktiv, durch Carotinoide oder andere Pigmente gelb, orange oder rot gefärbt und in Blüten, Früchten sowie Wurzeln lokalisiert.

Leukoplasten: Photosynthetisch inaktiv, pigmentfrei und insbesondere in Speicherorganen enthalten. Man unterscheidet drei Typen:

- Amyloplasten: In ihnen wird aus Zucker Reservestärke synthetisiert.
- Elaioplasten: In ihnen werden Fette und Öle synthetisiert und gespeichert.
- Proteinoplasten: In ihnen werden Eiweißstoffe, meist in Form von Kristallen gespeichert.

All diese Plastiden gehen aus einer gemeinsamen Vorstufe, den Proplastiden, hervor und können sich ineinander umwandeln. So können sich beispielsweise Amyloplasten unter der Epidermis von Kartoffelknollen bei Belichtung in Chloroplasten umwandeln, die Kartoffeln werden grün.

Stärkeabbau und -aufbau

Wenn die Reservestärke im Stoffwechsel der Pflanzen benötigt wird, wie beispielsweise bei der Samenkeimung oder beim Austrieb im Frühjahr, so wird sie durch das Enzym Diastase zum löslichen Disaccharid Maltose abgebaut und so in gelöster Form den Verbrauchstellen zugeführt. Im Körper des Menschen und der Tiere wird die mit der Nahrung aufgenommene Stärke durch Enzyme des Speichels und des Sekretes der Bauchspeicheldrüse ebenfalls zu löslichen Zuckern hydrolysiert, aus denen dann in der Leber das Glykogen synthetisiert und gespeichert wird. Glykogen ist ein der Stärke verwandtes, hochmolekulares Polysaccharid.

Warum wird die Energiereserve in der makromolekular aufgebauten Stärke gespeichert? Der Grund dafür ist, dass durch die wasserlöslichen Zuckermoleküle der osmotische Druck in den Zellen so sehr ansteigen würde, dass durch das eindiffundierende Wasser diese schließlich platzen würden. In der Stärke dagegen sind die Glukosemoleküle in osmotisch unwirksamer Form angelegt.

Nicht verwechselt werden dürfen Stärkekörner mit den Aleuronkörnern, die der Speicherung von Eiweiß dienen. In den Getreidekörnern sind die Zellen der äußeren Schicht des Nährgewebes, dem Endosperm, dicht mit Aleuron-

körnern gefüllt (Aleuronschicht). Beim Mahlprozess zu Mehl gehen sie mit der Kleie verloren. Wird ein Querschnitt durch ein Weizenkorn auf dem Objektträger mit schwacher Kupfersulfatlösung und Kalilauge erwärmt, färben sich die Aleuronkörner rotviolett. Gut erkennbar sind diese Proteinkörper in den Keimblättern der Sonnenblume und in Schnitten durch den Samen von *Ricinus communis* (Wunderbaum, Christuspalme).

Vorgehen bei der mikroskopischen Untersuchung

Kartoffelstärke

Die Schnittfläche eines kleinen frischen Stückes aus einer Kartoffelknolle wird in einem Wassertropfen auf einem Objektträger gewaschen, und dieser Tropfen wird dann mit einem Deckglas bedeckt. Mit einem 20- oder 40fachen Objektiv sind überwiegend ovale Stärkekörner (bis ca. 110 μm groß) zu sehen (Abb. 1). Die erkennbare exzentrische Schichtung entsteht durch ungleich starke Ablagerung der Stärke in den Leukoplasten um den Bildungskern. Im polarisierten Licht sind die vier durch ein dunkles Kreuz getrennten hellen Sektoren zu erkennen. Sie sind ein typisches Merkmal von Stärkekörnern.

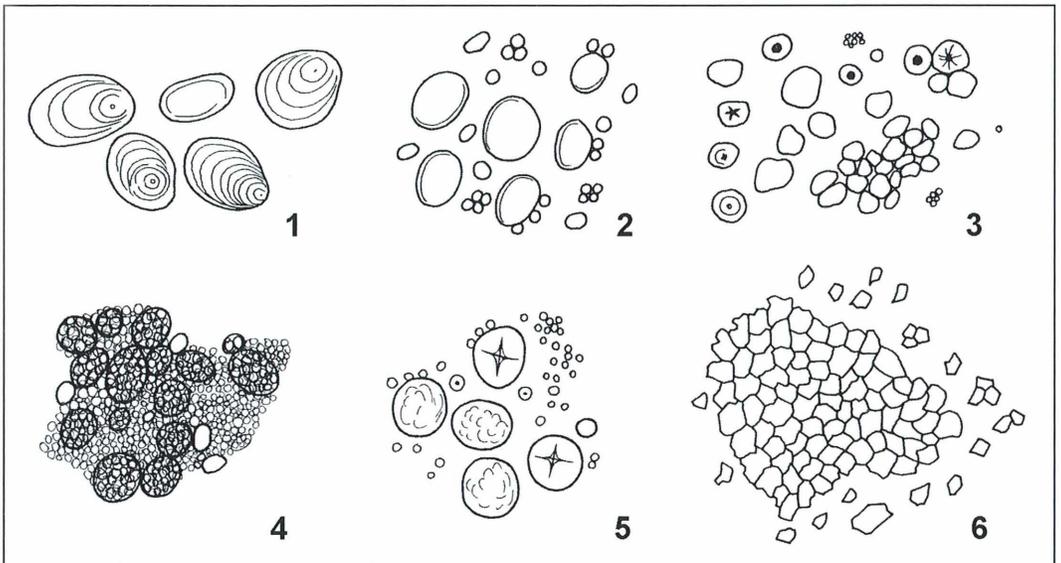


Abb. 1–6: Stärkekörner verschiedener Herkunft. – Abb. 1: Kartoffel. – Abb. 2: Weizen. – Abb. 3: Mais. – Abb. 4: Hafer. – Abb. 5: Roggen. – Abb. 6: Reis.

Wird anschließend Lugol'sche Lösung (0,6 g Kaliumjodid in wenig Wasser lösen, 0,3 g Jod hinzugeben und nach vollständiger Auflösung des Jods mit Wasser auf 100 ml auffüllen) unter das Deckglas gesaugt, zeigt sich an der Grenzzone zwischen Wasser und Jodlösung die typische Blaufärbung der Stärkekörner durch die Jod-Stärke-Reaktion. Sie ist die einfachste und sicherste Nachweismethode für Stärke.

Weizenstärke

Wird eine Nadelspitze Weizenmehl in einem Wassertropfen untersucht, erkennt man linsenförmige Groß- und Kleinkörner von einer Größe bis 40 μm (Abb. 2).

Maisstärke

Wird Maismehl in einem Wassertropfen betrachtet, so erkennt man einzelne und zusammengesetzte kantig-polyedrische bis runde Körner von 10 bis 25 μm Größe. Im polarisierten Licht sind die vier sehr hellen Sektoren und das schmale und scharfe Balkenkreuz zu sehen (Abb. 3).

Haferstärke

In der aus Haferflocken gewonnenen Aufschwemmung erkennt man hoch zusammengesetzte, kugel- bis eiförmige Stärkekörner mit Großkörnern um die 50 μm und viele kleine Teilkörner (Abb. 4). Zerquetscht man ein zusammengesetztes Großkorn unter dem Deckglas, so wird es in kleine Teilkörner zerlegt. In den Teilkörnern ist im polarisierten Licht das Auslöschungskreuz nur schwer zu erkennen.

Roggenstärke

In einer Roggenmehl-Aufschwemmung erkennt man Groß- und Kleinkörner und Übergangsstadien (Abb. 5). Die bis über 50 μm großen Großkörner zeigen häufig einen oft sternförmigen Spalt. Im polarisierten Licht zeigt sich ein deutliches Balkenkreuz.

Reisstärke

Stärke aus Reiskörnern besteht aus unregelmäßigen, häufig zusammengesetzten Körnern sowie aus kleinen (4 bis 6 μm) polyedrischen, scharfkantigen Füllkörnern (Abb. 6).

Bananenstärke

Wird ein kleines Stück Fruchtfleisch einer Banane mit einer Lanzettadel in einem Wassertropfen verteilt, so erkennt man unter dem Mikroskop längliche, exzentrisch geschichtete Körner von 10 bis 90 μm Länge (Abb. 7). Einzelne Körner sind noch von der Zellwand umgeben. Eindrucksvolle Bilder ergibt die Jod-Stärke-Reaktion. Weniger eindrucksvoll ist das Ergebnis im polarisierten Licht, da die Körner sehr dünn sind.

Hirsestärke

In einer Aufschwemmung von Hirsemehl zeigen sich polyedrische, scharfkantige, selten runde Körner von 3 bis 30 μm Größe (Abb. 8). Häufig sind darin Aushöhlungen und Spalten erkennbar. Das optische Bild im polarisierten Licht entspricht dem von Maisstärke.

Bohnenstärke

Schabt man eine kleine Probe vom Keimblatt eines Bohnenkerns in einen Tropfen Wasser, so erkennt man unter dem Mikroskop überwiegend rundlich-ovale bis unregelmäßig geformte Körner mit einer deutlichen Spaltbildung und konzentrischer Schichtung (Abb. 9). Die großen Körner sind zwischen 10 und 45 μm , die kleinen zwischen 1,6 und 10 μm groß.

Erbsenstärke

Die wie Bohnenstärke gewonnene Erbsenstärke besteht aus unregelmäßig geformten Kleinkörnern (3 bis 11 μm) und großen, konzentrisch geschichteten Großkörnern (16 bis 60 μm), die häufig eine Rissbildung zeigen (Abb. 10).

Linsenstärke

Die wie Erbsenstärke gewonnene Linsenstärke setzt sich aus Groß- und Kleinkörnern zusammen (Abb. 11). Die Großkörner sind oval-bohnenförmig, die Kleinkörner eher kugelförmig. Es sind konzentrische Schichtungen und deutliche Spaltbildungen zu erkennen. Die Kleinkörner sind um 6 μm , die Großkörner bis 40 μm lang.

Euphorbienstärke

Der Milchsafte von Wolfsmilch-Arten enthält Stärkekörner von besonderer Form. Untersucht man einen Tropfen des Milchsafte der Zypress-

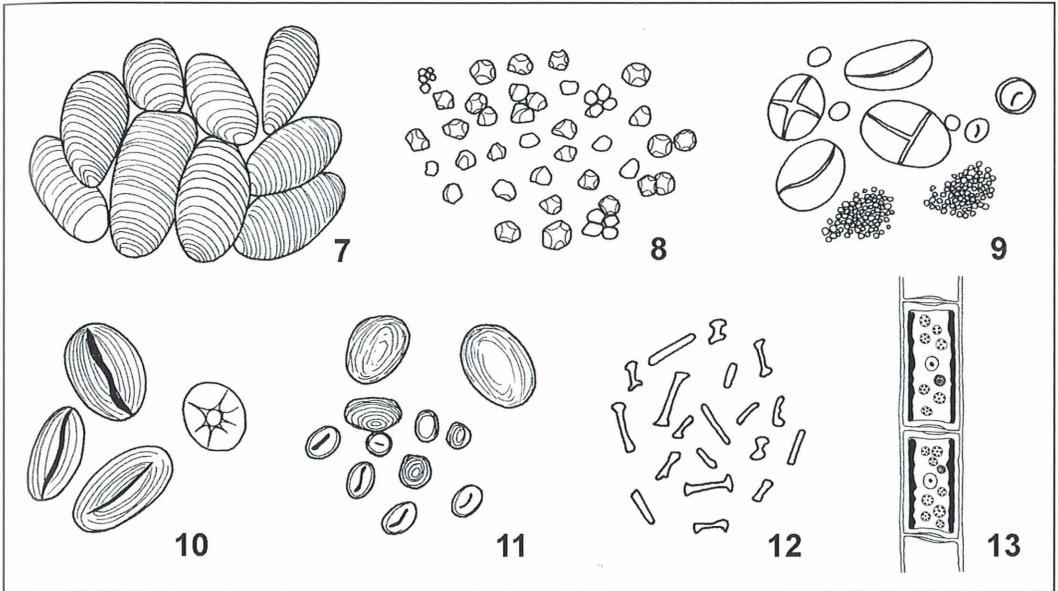


Abb. 7–13: Stärkekörner verschiedener Herkunft. – Abb. 7: Bananen. – Abb. 8: Hirse. – Abb. 9: Bohnen. – Abb. 10: Erbsen. – Abb. 11: Linsen. – Abb. 12: Euphorbien. – Abb. 13: Grünalgen.

sen-Wolfsmilch (*Euphorbia cyparissias*), der auf dem Objektträger mit einem Tropfen Lugol'scher Lösung vermischt wurde, so erkennt man stab- und knochenförmige Stärkekörner (Abb. 12). Ohne Jod-Zusatz sind sie nur sehr schlecht zu sehen.

Assimilationsstärke in Grünalgen

In Grünalgen wird Stärke als Reservestoff an den Pyrenoiden im Innern der Chloroplasten abgelagert (Abb. 13). Die Assimilationsstärke ist hier gleichzeitig Reservestärke. Zum Studium eignen sich zum Beispiel die grünen Fadenalgen der Gattung *Mougeotia* (Jochalgen). Werden die Fäden an einem sonnigen Nachmittag gesammelt, in 70%igem Äthanol fixiert und einen Tag später in einem Wassertropfen mit

einem Tropfen Lugol'scher Lösung unter dem Mikroskop betrachtet, so erkennt man bei stärkerer Vergrößerung die dunkelblau bis schwarz gefärbten Stärkekörner.

Literaturhinweise

- Hanselmann, K.: Wie Pflanzen Reservestoffe speichern. *Biologie in unserer Zeit* 9, 103–111 (1979).
 Hoc, S.: Farbeffekte bei farblosen Stärkekörnern. *Mikrokosmos* 91, 281–283 (2002).
 Rein, H.: Stärke. *Deutsche Apotheker Zeitung* 137, 770–778 (1997).
 Smoliner, C., Höchtl, R.: Stärkekörner in Samen und Früchten. *Mikrokosmos* 75, 279–284 (1986).

Verfasser: Dipl. Biologe Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, 82140 Olching.

Bauanleitung und Erfahrungsbericht über ein selbst gefertigtes Vibrationsmikrotom

Carsten Dittmayer

Mikrotome kosten viel Geld und sind für junge Hobbyforscher häufig nicht erschwinglich. Sie sind jedoch unerlässlich für einen erfolgreichen und frusturationsarmen Einstieg in die praktische Pflanzenanatomie. Eine geführte Klinge schneidet plan über die Fläche eines Pflanzenstängels. Diese Schnitte sind ideal für die Weiterverarbeitung zu Dauerpräparaten. Als bastelfreudiger Schüler mit leider nur geliehenen Geräten wagte ich deswegen den Bau eines Vibrationsmikrotoms (Abb. 1).

Das Prinzip meines Apparates ist sehr einfach. Ein Rasierapparat (Braun) treibt eine Einmalklinge (Leica, Typ 818) an. Die Kraftübertragung vom Rasierapparat zur Klinge leistet ein einfacher Zahnstocher (Abb. 2). Das Objekt wird auf einer höhenverstellbaren Schiene durch die Klinge geschoben. Ein robustes Holzgestell gibt dem Gerät die nötige Stabilität.

Die einstellbare Schnittdicke war das zweite Problem. Damit das Objekt aufrecht in der Schiene bewegt werden konnte, musste ich den Rasierapparat kippen. Bei einem aufrechten Gerät wäre der Zahnstocher im Weg. Ein hängender Objektvorschub war die beste Lösung. Die Gewinde dafür konnten platzsparend in den notwendigen L-Stücken (Abb. 4) verarbeitet werden.

Technische Probleme/Lösungen

Es gab zwei große Probleme zu lösen. Die montierte Klinge drehte sich bei eingeschaltetem Motor im Kreis. Eine hilfreiche Klingenföhrung war schnell gefunden. Sie besteht aus zwei Holzleisten, welche die Klinge auf jeder Seite stabilisieren. Zusätzlich wird sie durch vier Unterlegscheiben gerade gehalten, so gibt sie dem Druck des Objekts nicht nach (Abb. 3).

Bauanleitung

Materialien

Ich habe mir im Baumarkt eine Holzleiste mit den Maßen $440 \times 7,6 \times 1,8$ cm in die passenden Größen sägen lassen (Abb. 4). So ist das Holzgestell mit einem Akkuschauber schnell zusammengebaut. Man sollte allerdings mit einem kleinen Bohrer (1–2 mm) vorbohren, um einer Spaltung des Holzes vorzubeugen.

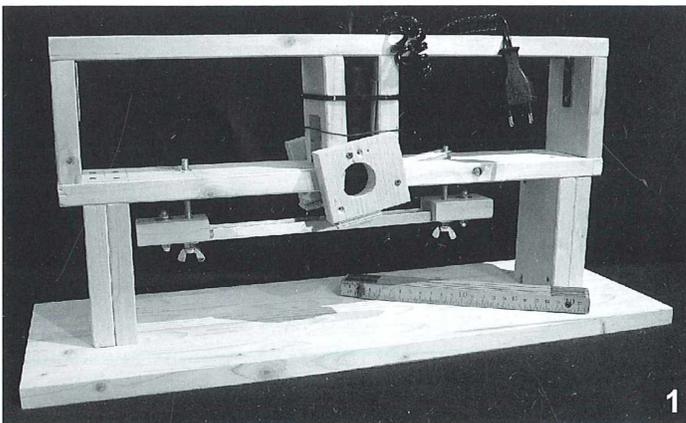


Abb. 1: Fertiges Vibrationsmikrotom. Stuhlwinkel geben dem Gestell zusätzliche Stabilität, notwendig sind sie jedoch nicht. Da der Rasierapparat nicht festgeschraubt wurde, ist er mit einem Kabelbinder und etwas Draht in der Mitte fixiert worden. In der Mitte sind die beiden Holzblöcke zu sehen, an welche die Teile der Klingenföhrung angeschraubt werden.

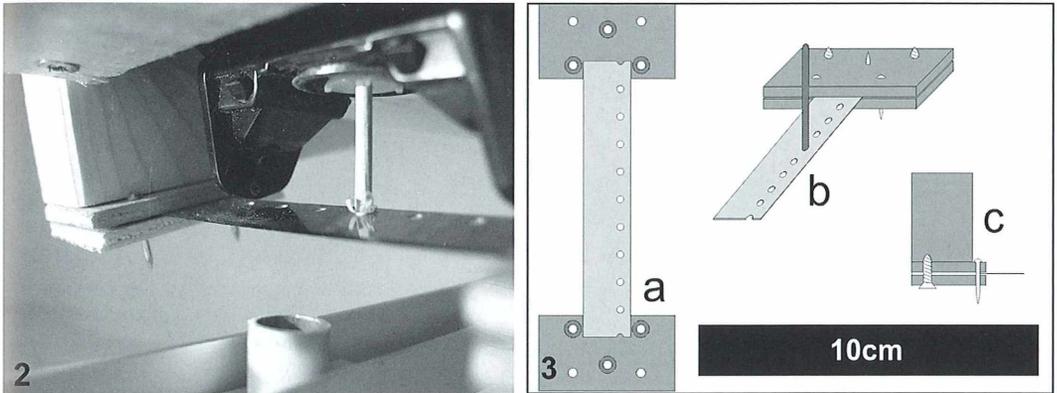


Abb. 2: Die Kraftübertragung erfolgt durch einen einfachen Zahnstocher, der durch das mittlere Loch der Klinge gedreht wird. Mit einer Zange (nicht scharf) wird das Ende abgedrückt. – Abb. 3: Zu sehen ist die Klingenführung; sie hält die Klinge gerade. a Die Klinge (Typ Leica 818) liegt auf beiden Seiten zwischen zwei Unterlegscheiben (M2). b Die Klinge wird zwischen zwei kleine Holzplatten gesteckt. c Mit zwei kleinen Schrauben und dem dritten Nagel wird die Klingenführung an dem Holzstück befestigt.

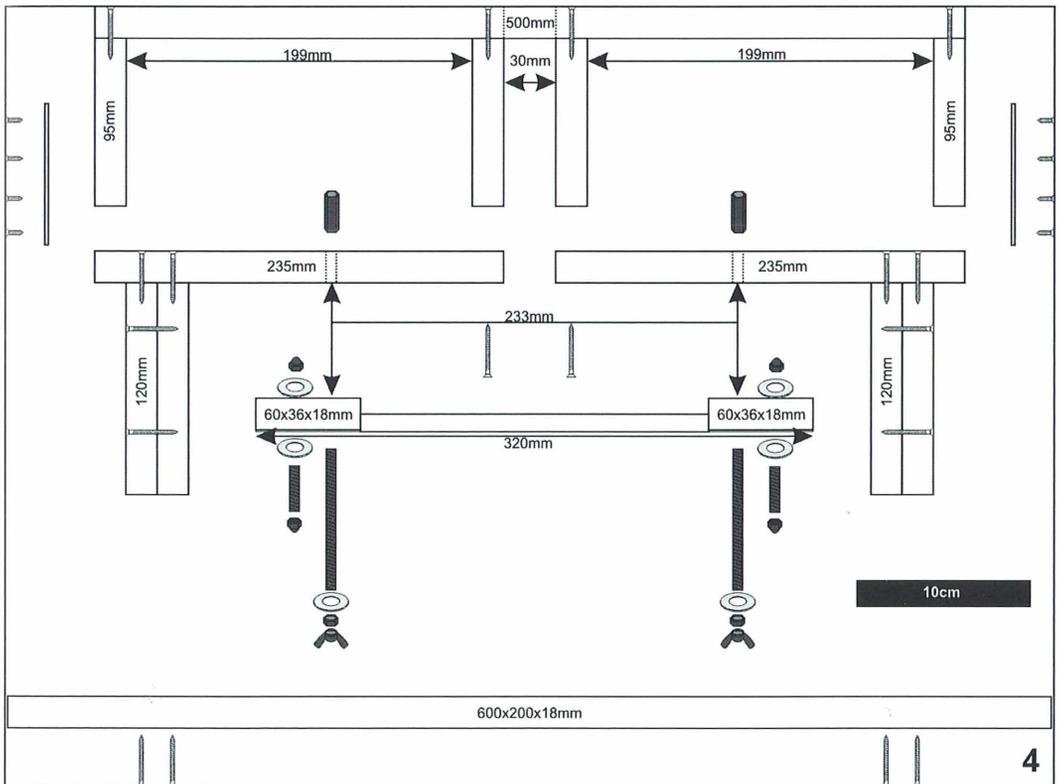


Abb. 4: Bauplan des Vibrationsmikrotoms. Das Gerät lässt sich in vier große Teile gliedern. Von oben nach unten: 1) Der Rasierapparat wird hier zwischen die mittleren Holzstücke geklemmt. 2) In den beiden L-Stücken sitzt das Gewinde für den höhenverstellbaren Objektvorschub. 3) Der Objektvorschub. Eine Alufachstange dient als Objektschlitten. 4) Das Gerät wird für eine bessere Stabilität auf eine Bodenplatte geschraubt.

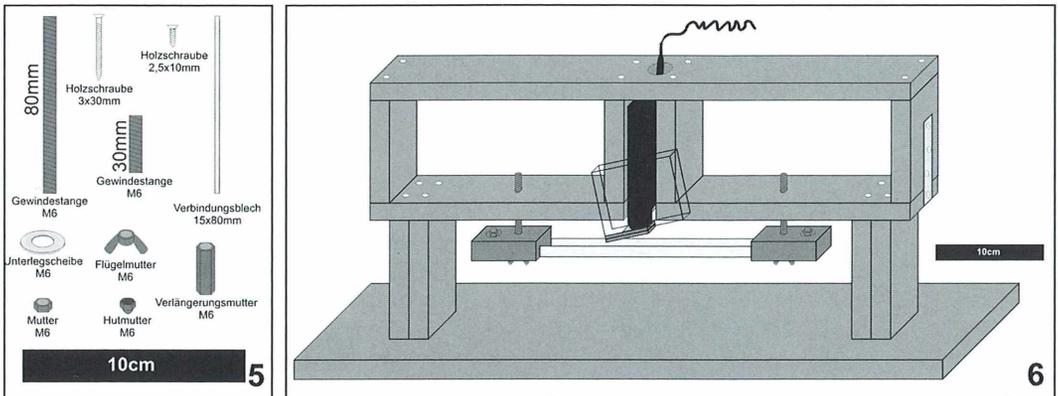


Abb. 5: Wichtig ist die einheitliche Größe der Baumarktmaterialien. So bestehen die Stellschrauben aus Verlängerungsmuttern, Gewindestangen, Muttern, Unterlegscheiben und Flügelmuttern (alle M6). – **Abb. 6:** Die zusammengefügte Teile. Es sollte nur mit Holzschrauben gearbeitet werden. Nägel halten weniger gut und es ist leichter, die Klinge auszuwechseln, wenn eine Klingenföhrung abgeschraubt werden kann.

Ich entschied mich bei dem Objektvorschub für die Schraubengröße M6. Andere Größen sind möglich, aber je kleiner sie sind, desto instabiler wird die Konstruktion. Weitere benötigte Kleinteile sind der Abbildung 5 zu entnehmen. Die Materialien kosten zusammen sehr wenig, vorausgesetzt man hat die Möglichkeit, auch kleine Mengen zu kaufen. Das erste Mikrotom konnte ich für circa 17 Euro bauen, der Rasierapparat wurde mir geschenkt.

Bau der fünf Teile

Das oberste Teil besteht aus vier 9,5 cm langen Stützen, welche an die 50 cm lange Holzleiste geschraubt werden (Abb. 4). Vorher sollte für den Stecker des Rasierapparates ein höchstens 3 cm breites Loch in der Mitte gebohrt werden. Der Abstand der beiden mittleren Leisten wird dem Rasierapparat angepasst. Dieser wird zwischen ihnen eingeklemmt, man kann auch mit einem Kabelbinder nachhelfen (Abb. 1). Um den Apparat anschalten zu können, sägt man ein Stück aus einer der mittleren Leisten heraus.

In die beiden L-Stücke wird ein 1 cm breites Loch gebohrt (Abb. 4). Hier werden die Verlängerungsmuttern eingehämmert. Der Abstand beider Gewinde muss identisch mit dem der Löcher in der Aluschiene sein. Es empfiehlt sich aber, den exakten Abstand erst an den zusammengeschraubten L-Stücken zu messen, den man dann auf die Löcher in der Aluschiene

überträgt. Die ersten drei Teile können nun miteinander verschraubt werden.

Der Objektvorschub besteht aus einer U-Aluschiene (10 × 20 × 1 mm). Von den Wänden wurden links und rechts 6 cm abgesägt. Dort werden die Holzblöcke zur Stabilisierung der Stellschrauben befestigt.

Der Objektvorschub sollte mit den beiden Stellschrauben ohne viel Gewalt in die Gewinde passen. Später wird der Objektvorschub mit diesen Stellschrauben hinaufgeschraubt und so die Dicke der Schnitte bestimmt. Als Griff dient eine Flügelmutter, die mit einer normalen Mutter gegengeschraubt wurde. So entsteht ein Griff, der sehr fest hält.

Die Klingenföhrung wird – wie in den Abbildungen 1 und 6 zu sehen ist – mit zwei Schrauben und dem dritten Nagel an die Holzleisten angebracht.

Die Klingenföhrung

Die Klinge wird an dem Zahnstocher befestigt, indem man ihn in das mittlere Loch dreht und das überstehende Ende mit einer Zange abgeknipt (Abb. 2). Eine stumpfe Zange schafft eine Verformung. Die Klinge ist so zwischen Abrieb (durch Drehen des Zahnstochers durch das Loch) und Verformung gefangen. Ein Tropfen Heißkleber genügt unter Umständen aber auch. Damit die Klinge nicht unkontrolliert schwingt, muss sie geföhrt werden. Sie wird zwischen zwei

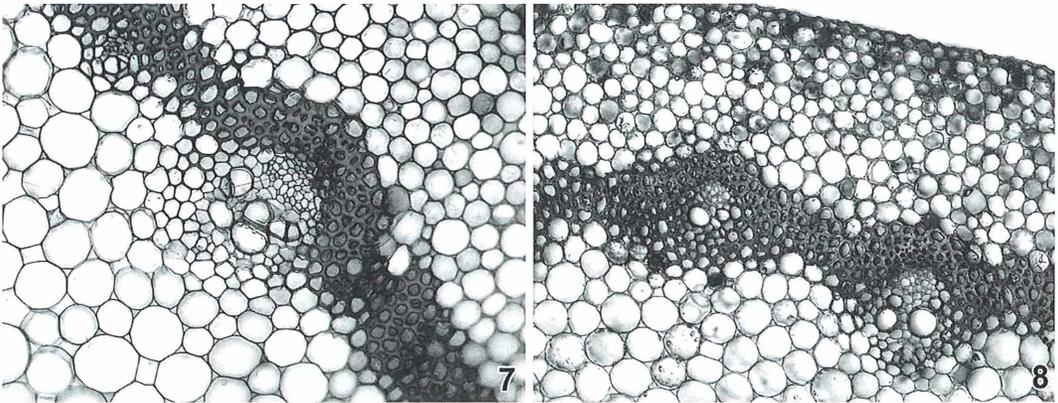


Abb. 7 und 8: *Anthurium andreaeanum*, Große Flamingoblume. – Abb. 7: Querschnitt durch den Blattstängel, Euzald-Färbung, entwässert mit Isopropanol und eingeschlossen in Euparal. Vergr. ca. 50fach. – Abb. 8: Ohne Färbung. Vergr. ca. 50fach.

kleine Sperrholzplatten (40 × 22 × 2 mm) gesteckt (Abb. 3). Damit sie nicht eingeklemmt wird, werden Unterlegscheiben (M2) zwischen die beiden Holzplatten gelegt. Dabei sollte die Klinge nicht mehr als 1 mm Spiel zwischen den Unterlegscheiben haben, sonst gibt sie später unter dem Druck des Objekts nach. Zu wenig Platz bremsst die Klinge. Die dritte Unterlegscheibe verhindert zusätzlich die Quetschung der Klinge, wenn die Klingenföhrung an dem Holzstück befestigt wird. Das Ergebnis ist in Abbildung 2 zu sehen. Ich habe gute Erfahrungen mit einem Klingewinkel von 10–13° gemacht.

Der Schnitt

Ein Pflanzenstängel wird an einem Objektschlitten befestigt. Das kann ein Stück einer Aluflachstange sein. Dafür wird ein Loch in diese gebohrt und ein passendes Stück Alurohr in sie hineingedrückt und/oder geklebt. Zwischen zwei Stücke Holundermark kann so der Stängel in das Rohr gedrückt werden (Abb. 2). Er sollte nur ein wenig (ca. 3 mm) aus dem Holundermark herausragen. Man kann auch das Holundermark mitschneiden, dabei könnten aber durch die schnelle Bewegung der Klinge Teile davon den Schnitt beschädigen. Die Vibration der Klinge überträgt sich leicht auf einen schlecht befestigten Stängel. Er wird stark wackeln, und ein guter Schnitt ist so gut wie ausgeschlossen. Deswegen gibt es die besten Ergebnisse bei einem gut befestigten und

wenig aus dem Stützmaterial herausschauenden Stängel. Eine alternative Fixierung ist beschrieben in Herrmann und Streble (2005).

Vor dem ersten Schnitt mit dem Vibrationsmikrotom wird das Material mit einem scharfen Messer zurechtgeschnitten. Nach und nach kann mit geringer Schnittstärke die Oberfläche gerade geschnitten werden. Als Vorbereitung für den ersten richtigen Schnitt gibt man einen Tropfen Wasser auf die Schnittfläche. Die Klinge sollte ebenfalls mit ausreichend Wasser benetzt werden. So entsteht kurz bevor sich Klinge und Stängel beröhren eine Wasserbrücke. Sobald die Klinge anfängt den Stängel zu schneiden, schwimmt der bereits abgetrennte Teil auf dem Wasserfilm. Er reduziert sehr stark die Reibung. Der fertige Schnitt kann mit einem Pinsel von der Klinge gestrichen werden.

Das Schneiden mit diesem Apparat ist etwas gewöhnungsbedürftig, liefert aber mit ein wenig Geduld sehr schöne Ergebnisse.

Erfahrungen

Eine ideale Konsistenz zum Schneiden mit diesem Gerät hat beispielsweise die große Flamingoblume, denn der Verholungsgrad ist hier optimal (Abb. 7 und 8). Für den Umgang mit den beiden Stellschrauben braucht man nur wenig Zeit. Eine Viertelumdrehung reicht meist für einen guten Schnitt. Dünnere Schnitte sind schwieriger zu erhalten, sie reißen manchmal aus.

Die Kraftübertragung reicht für mittel bis stark verholzte Objekte oft nicht aus. Der Zahnstocher ist flexibel, deswegen ist auch erst eine gute Klingenföhrung möglich. Trotzdem kann man mit etwas Geduld passable Schnitte von mittelstark verholzten Objekten anfertigen (Abb. 9), auch wenn sie etwas dicker werden. Eventuell muss man die Klinge öfter ansetzen.

Bessere Kraftübertragung

Um auch stark verholzte Stängel schneiden zu können, habe ich ein zweites Gerät entworfen. Ich baute die Klingenföhrung eines anderen Rasierapparates auseinander, bis ich auf ein schwarzes Gestell mit drei Stahlstangen gestoßen bin (Abb. 10, unten). Ich befestigte daran eine Alufachstange und einen Holzblock. Die Alufachstange konnte aufgrund von minimal verschobenen Löchern nur mit etwas Kraft auf die drei Stangen gesteckt werden. Das war sehr praktisch, da sie so sehr fest an dem Verbindungsstück steckte. Nun konnte der Holzblock auf die Alufachstange geklebt werden. Die Oberfläche des schwarzen Verbindungsstückes war sehr uneben, der Kleber hatte auf dem Stück Alufachstange mehr Platz. An den Holzblock konnte ich eine Klinge schrauben (Abb.

11). Die Kraftübertragung war um ein Vielfaches größer als die mit dem Zahnstocher. Jedoch vibrierte die Klinge so stark und schnell, dass die meisten Schnitte zerrissen. Nach kurzer Zeit fing der Schnitt auch an zu schäumen. Die Ergebnisse waren schlechter als die der ersten Methode.

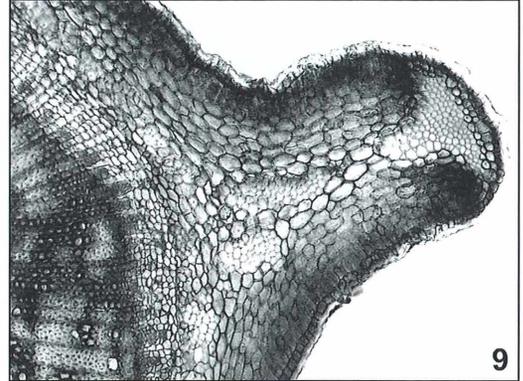


Abb. 9: Schmuckginster. Mit dem Vibrationsmikrotom schwer zu schneidendes Material, da es relativ stark verholzt ist. Deswegen sind die Schnitte etwas dicker als die der Flamingoblume.

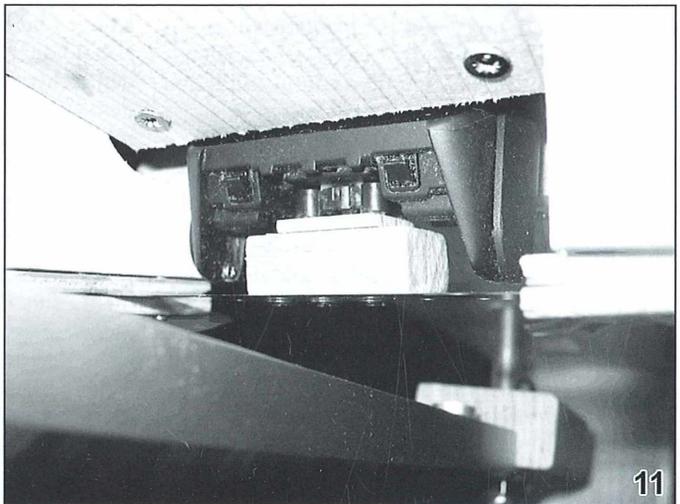
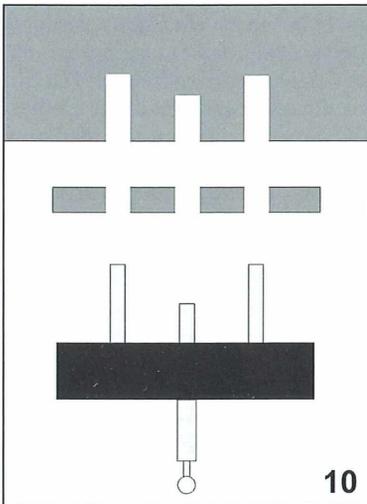


Abb. 10: Optionale Erweiterung. Der Klingenhälter eines Rasierapparates wird mit einer Zange zu-rechtgeknipst. – Abb. 11: Optionale Erweiterung. Die Klinge wurde mit drei kleinen Schrauben auf einen Holzklötz geschraubt (Abb. 10).

Hinweise

Eventuell muss man beim Vibrationsmikrotom einige Bauteile anpassen. Dazu gehört zum Beispiel die Klängenführung. Diese kann mit mehreren Schrauben kalibriert werden. Je nachdem, wie viele Schrauben man wo anbringt (Abb. 3, Schrauben der Klängenführung) und wie fest man sie zieht, werden die Führungseigenschaften bestimmt.

Der bewegliche Kopf des Rasierapparates kann durch Schraubhaken ausgerichtet werden. Man dreht sie einfach mit dem Haken gegen den Ansatz des Rasiererkopfes. Mit einer Zange kann der Haken angepasst werden. Wo sie angebracht werden, ist nicht entscheidend; es gibt viele Möglichkeiten.

Resümee

Es hat mir Spaß gemacht, die vielen Probleme zu lösen. Das Mikrotom eignet sich gut für dünne Schnitte von wenig bis mittelstark verholztem Gewebe. Die dünnsten Schnitte haben sich bei mir bis jetzt immer aufgerollt. Es ist aber möglich, sie zu entrollen und zu Dauerpräparaten weiterzuverarbeiten.

Stark verholzte Stängel mit einer Rinde sollte man dagegen mit einem Handzylindermikrotom und einem Klängenhalter (Herrmann und Streble, 2005) schneiden. Die Einmalklinge in

dem Vibrationsmikrotom würde bei Schnitten durch solches Gewebe zu schnell stumpf werden und stecken bleiben.

Danksagung

Der Klängenhalter von Dr. Herrmann gab den ersten Impuls für diese Konstruktion (Herrmann und Streble, 2005). Für anregende Diskussionen mit Herrn Herrmann und vielen anderen Forumteilnehmern (www.Mikroskopie-Forum.de) danke ich herzlich. Spezielle Fragen über die Pflanzenanatomie und das praktische Arbeiten hat mir Herr Dr. Kramer im Mail-Kontakt beantwortet. Der Fachbereich Biologie des Schulzentrum Walle lieh mir neben einem guten Mikroskop, einem Handzylindermikrotom und einem Mikrotommesser noch viele andere nützliche Dinge und half auch bei Fragen (Herr Oebels, Herr Thiel). Herr und Frau Tüting von der Goetheapotheke in Findorff halfen mir bei Fragen rund um Chemikalien weiter.

Literaturhinweis

Herrmann, K., Streble, H.: Perfekte Handschnitte mit einfachen Hilfsmitteln. *Mikrokosmos* 94, 269–271 (2005).

Verfasser: Carsten Dittmayer, Schüler in der Sekundarstufe II des SZ. Walle in Bremen, Saalfelder Straße 19, 28215 Bremen, E-Mail: CDittmayer@web.de

Nachricht

Hiddensee erleben – Verborgenes mikroskopieren

Wie im letzten Jahr zum ersten Mal findet in diesem Herbst wegen des regen Interesses erneut eine Hiddensee-Woche statt und zwar in der Zeit vom 24. bis 30. September 2007. Es gibt wieder die Gelegenheit, im Verlaufe einer knappen Woche den Charme der Ostsee-Insel Hiddensee, die seit eh und je ein Geheimtipp für Insider ist, mit allen Sinnen kennen zu lernen, durch Wanderungen, durch Radtouren, durch Vogel-Exkursionen und natürlich durch Mikroskopieren. Untergebracht in rustikalen Mehrbett-Bungalows der traditionsreichen Biologischen Station der Universität Greifswald können in einem naturnahen Ambiente in einem eigens für mikroskopische Arbeiten eingerichteten Kursraumgebäude die Proben, die im Verlaufe verschiedener Exkursionen genommen werden, untersucht und analysiert werden. Es stehen gute Bino-kularlupen und Standardmikroskope zur Verfügung.

Wer jedoch sein eigenes Untersuchungsinstrument bevorzugt, sollte es mitbringen. Die Gesamtkosten für die Unterbringung sowie die Kursraumbenutzung sind moderat und belaufen sich auf 100,00 €. Für die Selbstverpflegung steht ein Bungalow mit ausgerüsteter Küche und Essraum zur Verfügung. Die verbindliche Anmeldung muss bis zum 1. August 2007 schriftlich bei Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin, erfolgen. Es stehen 14 Arbeitsplätze zur Verfügung, die chronologisch nach Eingang der genannten Gebühr auf das Konto Hausmann, Commerzbank Berlin, BLZ 100 400 00, Konto-Nr. 144 024 700, vergeben werden. Es gibt keine Möglichkeit der Teilnahme für Interessenten, die nicht in der Station untergebracht sind.

Klaus Hausmann, Berlin

Neue Medien

Neue Mikrofotografie-Seite im Internet

Hobbyfotografen kennen vielleicht schon die Homepage der Fotocommunity im Internet (<http://www.fotocommunity.de/>). Fotos zu verschiedensten Themenbereichen wie alte Fotos, Experimente, Emotionen, Karten und Kalender, Quatsch, Trauer, Weihnachten, Sport, Menschen und etliche mehr können hier betrachtet, heruntergeladen, hineingestellt und kommentiert werden. Davon wird auch rege Gebrauch gemacht. Es ergibt sich eine öffentliche Diskussion mit lobenden oder kritischen Anmerkungen. Die meisten Bilder sind qualitativ sehr hochwertig und zeigen interessante, teils außergewöhnliche Motive, teils ganz normale Alltagsmotive unter besonderem Blickwinkel. Die Webseite ist eine Quelle für Anregungen und auch ganz praktische, fototechnische Tipps. Unter „Fotowissen“ kann man sich rund um das Thema Fotografie informieren und natürlich ebenfalls Artikel beitragen. Die Aktivitäten der Nutzergemeinschaft äußern sich beispielsweise auch in der Durchführung von Fotowettbewerben und Textforen, wo Beiträge und Fragen diskutiert und Neuigkeiten ausgetauscht werden können. Zum persönlichen Kennenlernen trifft man sich bei Stammtischen in verschiedensten Städten.

Thematisch sind die Fotos in verschiedenen so genannten Channels geordnet, die sich in Sektionen gliedern. Seit wenigen Wochen gibt es im Channel Natur beispielsweise neben den Sektionen Landschaft, Pflanzen/Pilze/Flechten, Tiere, Die Elemente, Himmel & Universum auch eine Sektion Mikrokosmos eigens für Mikroaufnahmen, also für Fotos, die mit einer Kamera an Mikroskop oder Lupe bzw. mit Makro-Optik aufgenommen wurden (Sektion: Natur-Kreativ; Untersektion 1: Aufnahmetechniken; Untersektion 2: Mikroskop-Aufnahmen). Objekte können Mikroorganismen, Pflanzen, Tiere sowie deren Strukturen und Objekte der unbelebten Natur sein. Es wird allerdings angemerkt: *Die Fotos sollten nicht nur dokumentarischen Charakter haben, sondern einen ästhetisch-künstlerischen Anspruch.* Die bisher eingestellten Bilder entsprechen diesem Anspruch, wie man hier in Abbildung 1 erkennen kann.

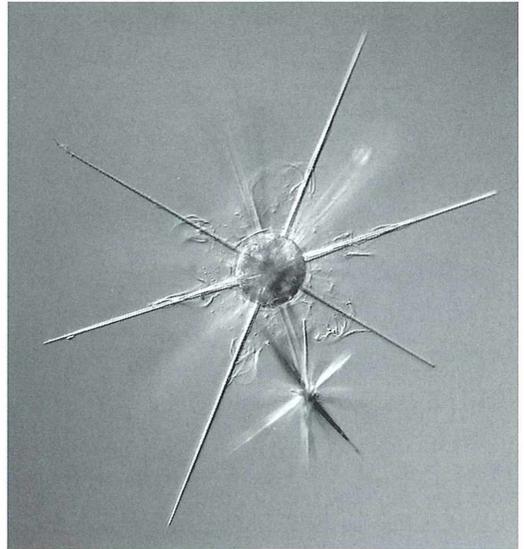


Abb. 1: Treibende Schönheiten. Zwei Radiolarien aus dem Oberflächenplankton des östlichen Mittelmeers südlich von Kreta. Zeiss Axioskop mit Zeiss High-End-Adapter für Canon PowerShot G5. Objektiv Zeiss Neofluar, differentieller Interferenzkontrast (Foto: Bernd Walz, Potsdam).

Das Radiolarienbild wurde von Prof. Bernd Walz, Potsdam, während einer Expedition mit dem Forschungsschiff METEOR im Mittelmeer aufgenommen. Herrn Walz haben wir auch den Hinweis auf diese neue Internetseite für Mikrofotos zu verdanken.

Viele Leser des MIKROKOSMOS machen prachtvoll Mikrofotos, die nicht nur dokumentarischen Charakter haben, sondern auch ästhetisch-künstlerischen Ansprüchen genügen. Vielleicht macht es diesen Lesern Spaß, ihre Fotos einer größeren Gemeinde von Fotoenthusiasten zu zeigen, und auf diese Weise auch Kontakte zu anderen Gleichgesinnten zu knüpfen.

Renate Radek, Berlin

Wachse – rekristallisiert

Eberhard Schnepf

Wachse werden von Pflanzen und Tieren gebildet. Auch mineralische Wachse wie die Erdwaxe und die aus Erdöl gewonnenen Paraffine und synthetische Wachse gibt es. Das Auflösungsvermögen des Lichtmikroskops reicht nicht aus, um die strukturelle Vielfalt von biologischen Wachsen darzustellen, obwohl sie meist auch kristalline Komponenten enthalten. Wenn man aber biologische Wachse erhitzt, schmilzt und sie dann rekristallisieren lässt, erhält man oft größere, optisch manchmal sehr attraktive Kristalle, wie hier an einigen wenigen Beispielen gezeigt werden soll. Diese Methode ist unkompliziert und weniger aufwändig als eine Rekristallisation nach einer Lösung der Wachse in Chloroform oder anderen organischen Lösungsmitteln.

Als Wachse bezeichnet man eine uneinheitliche Gruppe von komplexen, lipophilen Substanzgemischen, die bei Zimmertemperatur fest oder knetbar sind und bei einer Temperatur über 40 °C schmelzen, ohne sich dabei zu zersetzen. Die biologischen Wachse bestehen aus Monoestern und Diestern langkettiger Fettsäuren und langkettigen Alkoholen, aliphatischen Kohlenwasserstoffen, Ketonen, Alkoholen und freien Fettsäuren. Die Kettenlänge beträgt meist 12–35 C-Atome. Wachsester können bis 60 C-Atome enthalten. Übersichten über die Chemie pflanzlicher Wachse geben Thompson (1980) und Kolattukudy et al. (1981).

Pflanzliche und tierische Wachse

Die Zusammensetzung der Wachsgemische ist bei den verschiedenen Pflanzen sehr verschieden. Sie kann auch bei den verschiedenen Organen derselben Pflanze unterschiedlich sein und sich bei deren Entwicklung ändern (Reicosky und Hanover, 1976; Post-Beittenmiller, 1996).

Pflanzliche Wachse von der Wachspalme und von der Carnaubapalme, die am Stamm und an den Blattstielen beziehungsweise an den Blättern dicke Krusten bilden, werden oder wurden genutzt, ebenso wie die Wachse von den Stängeln von Mais und Zuckerrohr. Aus ihnen werden Kerzen, Lacke und Bohnerwachs hergestellt (Franke, 1985). Heute werden sie meist durch billigere synthetische Wachse ersetzt. Bienen produzieren Wachs zum Bau ihrer

Waben. Manche Schildläuse und Blattläuse, beispielsweise die Blutlaus, überziehen sich mit Wachs, wohl zum Schutz. Die männlichen Larven der Wachsschildlaus sind von einem bis zu 25 mm dicken Wachsfraum, dem Pelawachs, bedeckt, das in Ostasien verwendet wird, um Kerzen zu machen.

Funktionen pflanzlicher Wachse

Pflanzen lagern Wachsfilm als Inkrusten in verkorkte und cutinisierte Zellwände ein. Dort hemmen sie den Durchstrom von Wasser – die Transpiration – ebenso wie auch in der Epicuticula von Insekten (Sitte, 2002). Die meisten Landpflanzen, besonders solche, die auf trockenen Standorten wachsen, haben darüber hinaus Wachselagen auf der Cuticula (epicuticuläre Wachse). Diese sind oft schon makroskopisch als reifartiger, abwischbarer Überzug sichtbar, wie bei Pflaumen, Weinbeeren, Rotkohl und vielen Sukkulente.

Die epicuticulären Wachse reduzieren gleichfalls die Verdunstung (Sutter und Langhans, 1982), nicht nur die cuticuläre Transpiration, sondern auch die stomatäre Transpiration, wenn der Vorhof des Schließzellspaltes mit Wachskristallen erfüllt ist (Hanover und Reicosky, 1971), oder wenn Wachskristalle einen Wall um die Spaltöffnung bilden. Bei manchen tropischen Wolfsmilcharten und einigen anderen Pflanzen kann dieser Wachswall zu einem regelrechten Kamin werden (Haberlandt, 1924; Eschrich, 1995; Sitte, 2002).

Die epicuticulären Wachse setzen außerdem die Benetzbarkeit der Blätter herab (Nettig und von Wettstein-Knowles, 1973). Dadurch verhindern sie die Entwicklung von Pilzsporen auf der Blattoberfläche. Epicuticuläre Wachse auf einer papillösen oder andersartig rauhen Epidermis bewirken den Lotus-Effekt (Barthlott und Neinhuis, 1997, siehe auch den MIKROKOSMOS-Artikel von Hausmann, 1999): Von den Blättern abperlendes Wasser reißt Staub, Schmutz und Pilzsporen mit ab, wodurch die Blätter immer makellos sauber bleiben.

Epicuticuläre Wachse machen die Wände im oberen Bereich der Insektenfang dienenden Kannen der Kannenpflanzen (*Nepenthes*) so glatt, dass angelockte Insekten in die Kanne hineinrutschen und nicht wieder heraus können.

Struktur epicuticulärer Wachse

Die Vielfalt der Strukturen, die von epicuticulären Wachsen gebildet werden, konnte erst mit dem Rasterelektronenmikroskop voll erschlossen werden (Amelunxen et al., 1967), vor allem durch Barthlott und seine Mitarbeiter (Barthlott und Wollenweber, 1981; Neinhuis et al., 2001; siehe auch die Abbildungen von Barthlott im „Strasburger“, Sitte et al., 2002). Die Lichtmikroskopie reicht beispielsweise nicht aus, um die Röhrennatur des Wachses von *Pseudotsuga menziesii* klar zu erkennen. Diese Röhren haben einen Außendurchmesser von nur 140 nm und sind 2–3 µm lang (Thair und Lister, 1975).

Es gibt Wachskörnchen, Wachsstäbchen, die meist senkrecht auf der Epidermis-Oberfläche stehen und hohl sind, Wachsfäden, oberflächenparallele Wachsplättchen und senkrecht zur Oberfläche stehende Wachsschuppen, Wachskrusten sowie flüssige und schmierige Wachzübergänge, und alle Übergänge zwischen diesen Typen. Die größeren, geformten Gebilde sind doppelbrechend. Sie haben also eine kristalline Substruktur, obwohl sie nicht aus einheitlichen Molekülen zusammengesetzt sind. Der relative optische Charakter ist negativ, wie schon Frey-Wyssling (1976) beobachtete. Er schloss daraus, dass bei den Wachsstäbchen, die von vielen Gräsern gebildet werden, lineare Wachsmoleküle quer zur Längsachse orientiert sind. Modelle über die Molekülpackung in Wachsröhren haben Jetter und Riederer (1994) entwickelt.

Rekristallisation epicuticulärer Wachse nach dem Schmelzen

Die nach einem Schmelzen entstandenen Wachskristalle sind oft größer als die im nativen Wachs und attraktive Objekte für die Lichtmikroskopie. Zu empfehlen ist dabei die Polarisationsmikroskopie und der Differentialinterferenzkontrast. Meine eigenen Beobachtungen wurden durch einen Zufall initiiert. Bei Versuchen, die Zellkerne in der Kesselwandung von *Aristolochia*-Blüten mit Karminessigsäure zu färben, habe ich Flachschnitte durch die Kesselaußenwand in der Färbelösung auf dem Objektträger über einer Heizspirale bis zum Kochen erhitzt. Nach dem Abkühlen war die Epidermis stellenweise von dendritenartigen Strukturen bedeckt (Abb. 1). Die native Kruste aus feinkörnigem Wachs (Abb. 2) war hingegen verschwunden. Die Dendriten sind doppelbrechend und ihr relativer optischer Charakter ist negativ, wie bei den nativen Wachskristallen. Gelegentlich gab es auch mehr oder weniger rundliche, aus fächerförmigen Plättchen zusammengesetzte Kristallkomplexe (Abb. 3).



Abb. 1: *Aristolochia littoralis*, äußere Wand eines Blütenkessels, Flachschnitt. Rekristallisiertes epicuticuläres Wachs nach Erhitzen in Karminessigsäure. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 600fach.

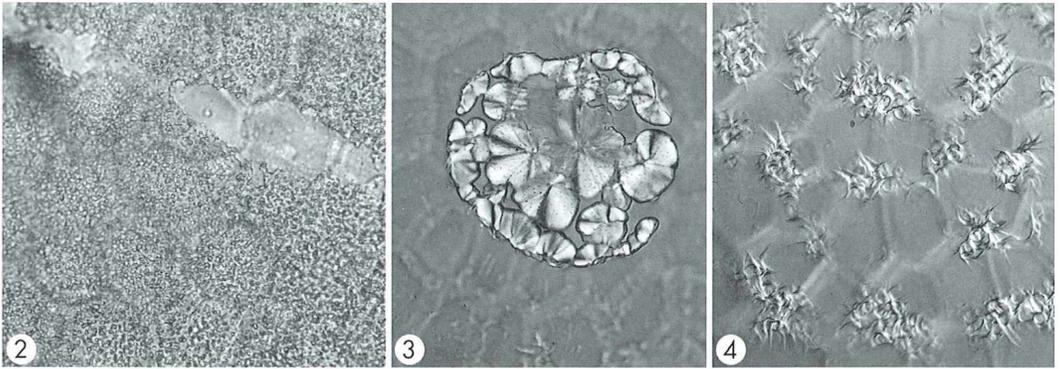


Abb. 2–4: Epicuticuläres Wachs auf der äußeren Wand eines *Aristolochia*-Blütenkessels, Flachschnitte. – Abb. 2: *A. littoralis*. Nativer Wachsüberzug, stellenweise zerrissen. Hellfeld. Vergr. 465fach. – Abb. 3: *A. maxima*. Rekristallisiert nach Erhitzen in Karminessigsäure. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 380fach. – Abb. 4: *A. littoralis*. Rekristallisiert nach Erhitzen in Chloralhydrat. Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 330fach.

Solche rekristallisierten Gebilde ließen sich bei *Aristolochia maxima* und bei *A. littoralis* produzieren, aber nicht bei allen *Aristolochia*-Arten. Bei diesen war dann auf der Kesselaußen-seite auch kein nennenswerter Wachsfilmb sichtbar.

Die Bildung solcher Dendriten und Fächer hängt von der Dauer und der Stärke der Erhitzung in Karminessigsäure ab. Sie liegen oft über Stomata und sind oft assoziiert mit antiklinalen Zellwänden, was wohl mit dem morphologischen und/oder chemischen Relief der Blattoberfläche in Zusammenhang steht. Sie entstehen auch nach Erhitzung in Glycerin, nicht aber nach Erhitzung in Wasser oder Phenol. Wenn man Flachschnitte in Chloralhydrat kocht, rekristallisiert das Wachs zu sichelförmigen Nadeln, die in Anhäufungen meist über den Antiklinen liegen (Abb. 4).

Die Rekristallisation lässt sich also beeinflussen durch die Intensität der Erhitzung, wobei das native Wachs wohl nicht nur geschmolzen wird, sondern leicht flüchtige Komponenten auch aus dem Gemisch verdampfen könnten. Außerdem beeinflusst sicherlich das Medium, in dem geschmolzen wird, die Aggregation der verschiedenen Moleküle. Auf eine Rekristallisation der Wachse nach Ablösung in Chloroform (Lister und Thair, 1981; Jetter und Riederer, 1994) habe ich wegen experimenteller Schwierigkeiten verzichtet. Es hat sich bei solchen Versuchen gezeigt, dass auch die Unterlage, auf der die Rekristallisation abläuft, die

Form der Kristalle beeinflusst (Jetter und Riederer, 1994).

Dendriten wie bei *Aristolochia* habe ich bei der Rekristallisation von epicuticulären Wachsen anderer Pflanzen nur selten beobachtet. Oft bilden sich Plättchen und unregelmäßig geformte Kristalle, ähnlich wie sie auch im nativen Belag vorkommen, aber meist viel größer als dort. Die Blätter vieler Crassulaceen haben sehr dicke Wachsauflagerungen. Sie bilden körnige, leicht zerreißbare Überzüge, in die kleine Kristalle eingelagert sind, ähnlich wie bei *Aristolochia littoralis* (Abb. 2). Abgekratzt, geschmolzen und wieder abgekühlt hat sich die Wachsmasse in eine isotrope, wohl ölige Schicht und darin eingelagerte Kristallplättchen getrennt (Abb. 5). Bei *Echeveria laui* sind diese Kristalle sehr groß und meist keilförmig (Abb. 6). Beim Schmelzen entmischen sich also die Komponenten teilweise.

Eine besondere Art von epicuticulären Wachsen sezernieren manche *Ficus*-Arten, beispielsweise der wegen seiner Robustheit als Zimmerpflanze beliebte *Ficus benjamina*. Am Übergang vom Blattstiel in die Blattspreite befindet sich auf der Blattunterseite eine Wachsdrüse. Diese scheidet bei heranwachsenden Blättern ein etwas schmieriges Wachs aus. Das besteht aus einer öligen, isotropen Substanz, in die Bündel aus Nadeln eingelagert sind (Schneepf, 1972). Diese sind doppelbrechend, etwa 8 µm lang und stehen senkrecht zur Drüsenoberfläche (Abb. 7). Sie schmelzen leicht und rekristal-

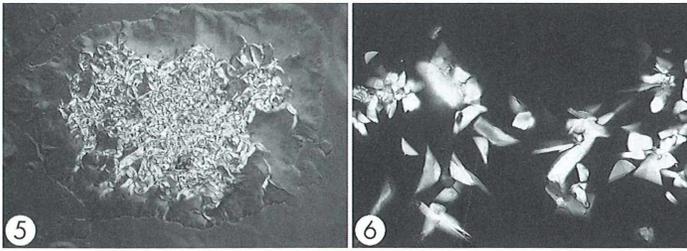


Abb. 5 und 6: Epicuticuläres Wachs, von Crassulaceen-Blättern abgekratzt, erhitzt und rekristallisiert. Polarisationmikroskopie. – Abb. 5: *Pachyphytum oviferum*. Vergr. 200fach. – Abb. 6: *Echeveria laui*. Vergr. 200fach.

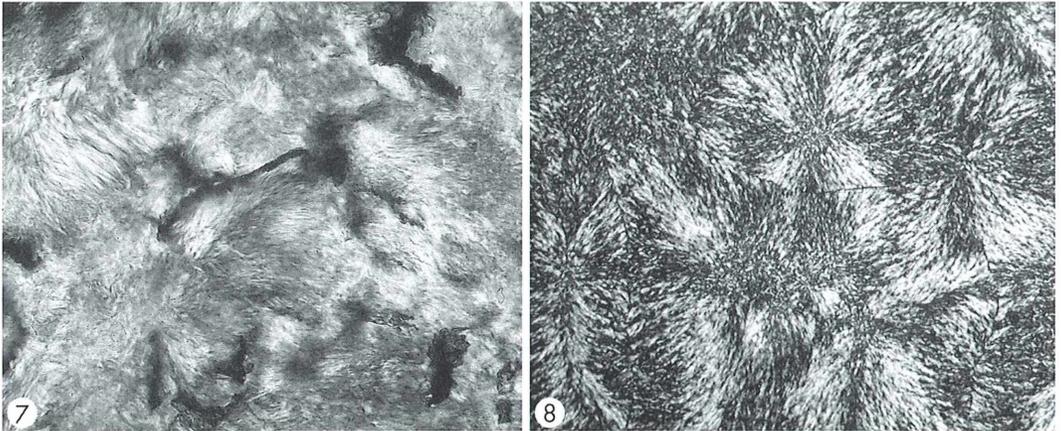


Abb. 7 und 8: Wachs einer Wachsdrüse von *Ficus benjamina*. Polarisationmikroskopie. – Abb. 7: Natives Wachs. Vergr. 400fach. – Abb. 8: Geschmolzen und rekristallisiert. Vergr. 170fach.

lisieren beim Abkühlen wieder zu Nadeln. Diese sind nun etwas größer und bilden oft strahlige Gruppen (Abb. 8). Wenn im Präparat ein Luftbläschen ist, lagern sie sich radiär darum an. Über die Funktion dieser Wachsdrüsen kann man nur spekulieren. Es war auffallend, dass oft Milben in dem Sekret gefangen und erstickt waren.

Es war lange rätselhaft, wie die hydrophoben Wachsmoleküle durch die Zellwand hindurch auf die Blattoberfläche gelangen, ob durch wohl definierte Poren oder durch eine simple Diffusion. Man war sich nur ziemlich einig in der Annahme, dass die Kristallisation der Wachse auf der Cuticula von den physikalisch-chemischen Eigenschaften der Moleküle abhängt und nicht von ihrem Transport (Bermadinger-Stabentheiner, 1995; Post-Beittenmiller, 1996). Heute ist man weitgehend davon überzeugt, dass die Wachsmoleküle zusammen mit dem Wasserstrom der cuticulären Transpiration durch die Zellwand nach außen befördert werden (Neinhuis et al., 2001). Das wird ge-

stützt durch die Beobachtungen von Sutter und Langhans (1982), dass die Wachsbildung von der relativen Feuchte abhängt, und die von Neinhuis et al. (2002), dass submerse Wasserpflanzen keine epicuticulären Wachse haben, wohl aber Teile von solchen Pflanzen, die aus dem Wasser ragen und deshalb transpirieren.

Bienenwachs

Das Bienenwachs besteht hauptsächlich aus Monoestern, Diestern, Kohlenwasserstoffen und freien Säuren. Dazu kommen etwa 200 Komponenten in geringerer Konzentration. Es ist plastisch bei 32 °C und schmilzt bei 61–66 °C (Crane, 2003). Um natives Bienenwachs zu untersuchen, darf man keine Wachskerzen nehmen. Hier ist das Wachs schon geschmolzen gewesen und möglicherweise mit Zusatzstoffen versetzt.

Dünne Waben sind im Mikroskop gerade noch durchstrahlbar. Sie ergeben ein verwirrendes,

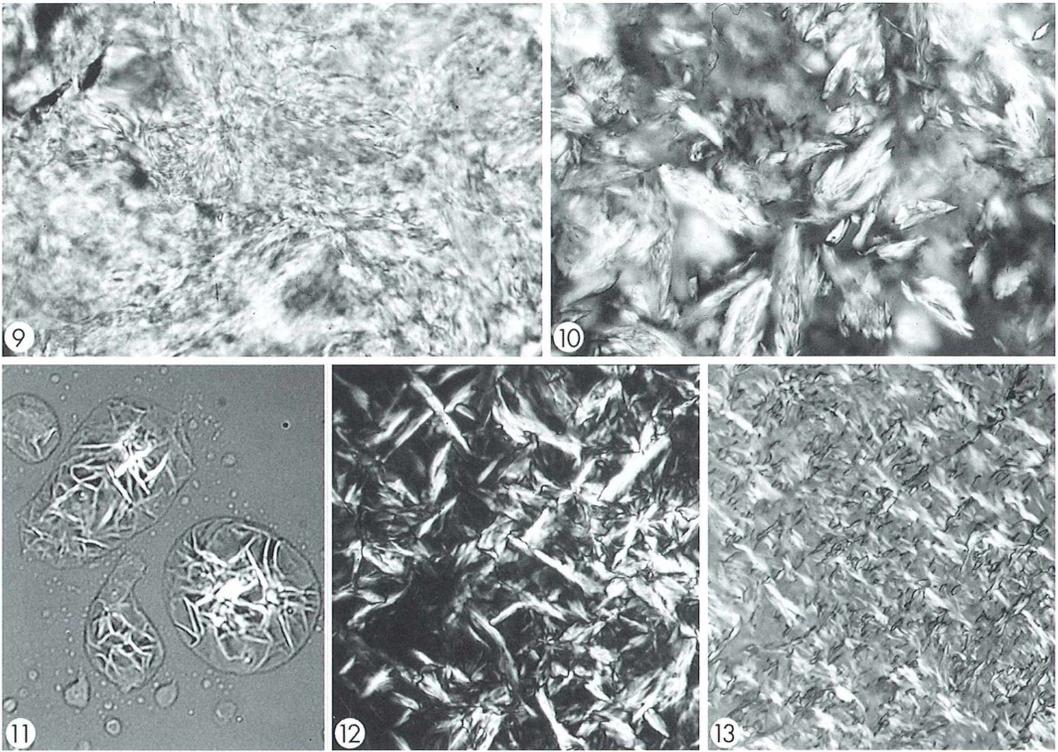


Abb. 9–13: Bienenwachs. – Abb. 9: Seitenwand einer Zelle, nativ. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 400fach. – Abb. 10: Gequetscht, in Phenol. Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 400fach. – Abb. 11: Verschmiert, geschmolzen und rekristallisiert. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 400fach. – Abb. 12: Geschmolzen und rekristallisiert. Polarisationsmikroskopie. Vergr. 400fach. – Abb. 13: In Phenol erhitzt und rekristallisiert. Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 400fach.

unklares Bild. Mehr oder weniger fädige und stabförmige Strukturen sind zu Bündeln vereinigt, die wirr durcheinander liegen (Abb. 9). Wenn man die Wabenwände quetscht, werden kleine, kurze Gruppen von Stäbchen sichtbar (Abb. 10). Ihr relativer optischer Charakter ist negativ, wie bei den pflanzlichen Wachsen.

Wenn Bienenwachs auf dem Objektträger verschmiert, geschmolzen und wieder abgekühlt wird, entstehen Tröpfchen aus einem isotropen Material, in das doppelbrechende Leisten und Plättchen eingebettet sind (Abb. 11). Es kommt also auch hier zu einer gewissen Entmischung. In größeren Ansammlungen beobachtet man nach der Rekristallisation längliche Plättchen (Abb. 12), die ähnlich wie beim nativen Wachs wohl teilweise aus Stäbchen zusammengesetzt sind. Ganz anders sieht das Wachs aus, das in Phenol geschmolzen wurde. Dann entstehen ge-

bogene Nadeln, oft in Büscheln (Abb. 13). Wie bei den epicuticulären Pflanzenwachsen beeinflusst also das Medium die Rekristallisation.

Es ist sicher reizvoll, solche Beobachtungen und Experimente auf weitere tierische und pflanzliche Wachse auszudehnen.

Literaturhinweise

- Amelunxen, F., Morgenroth, K., Picksack, T.: Untersuchungen an der Epidermis mit dem Stereoscan-Elektronenmikroskop. *Z. Pflanzenphysiol.* 57, 79–95 (1967).
- Barthlott, W., Neinhuis, C.: Purity of the sacred lotus or escape from contamination in biological surfaces. *Planta* 207, 1–7 (1997).
- Barthlott, W., Wollenweber, E.: Zur Feinstruktur, Chemie und taxonomischen Signifikanz epicuticularer Wachse und ähnlicher Sekrete. *Trop. Subtrop. Pflanzenwelt* 32, 7–67 (1981).

Phänomen Honigbiene

Mikrokosmos
4/2007

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

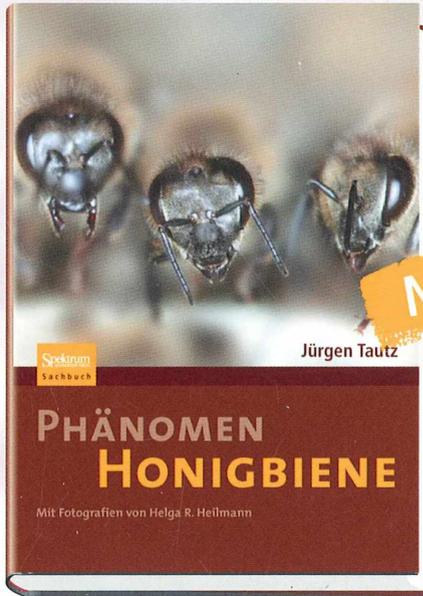
Museumstraße 14
4020 Linz

300229

Bestellen können Sie

- ▶ telefonisch:
(0 70 71) 93 53 69
- ▶ per Fax:
(0 62 21) 912 63 38
- ▶ per mail:
bestellung@elsevier.de

www.elsevier.de



▶ Bienen – so, wie man sie
noch nie gesehen hat ...

1. Aufl. 2007, 280 S., 180 Abb., geb. m. SU
€ (D) 24,95 / € (A) 25,70 / sfr 39,-
ISBN 978-3-8274-1845-6

Jürgen Tautz
Phänomen Honigbiene
Mit Fotografien von Helga R. Heilmann

Ob als Lieferanten von Honig und Wachs, als Meister der sozialen Organisation in einem hoch geordneten Staatswesen oder als Architekten beeindruckend regelmäßiger Wabenkonstruktionen – Honigbienen faszinieren den Menschen seit jeher. Und dank ihrer enormen Bestäubungsleistung bei Kulturpflanzen sind sie für uns schlicht unverzichtbar. Wissenschaftler, die den Geheimnissen dieser Insekten auf der Spur sind, entschlüsseln Schritt für Schritt das „Phänomen Honigbiene“ – und stoßen dabei immer wieder auf neue Überraschungen. Das vorliegende Buch lässt den Leser teilhaben am aktuellen Stand des Wissens und an den oft bahnbrechenden Erkenntnissen, die in den vergangenen Jahren – nicht zuletzt von der BEE-group um Jürgen Tautz in Würzburg – gewonnen worden sind. Zugleich vermitteln die zahlreichen bislang weitgehend unveröffentlichten Aufnahmen der Fotografin Helga R. Heilmann dem Betrachter ein neues visuelles Bild dieser evolutionär so erfolgreichen Organismen.

„Gibt es etwas Spannenderes als die Honigbiene? Vielleicht fällt Ihnen sogar etwas ein, jedoch sollten Sie auch dann gerade einmal dieses neue Buch in die Hand nehmen und das Blättern anfangen – Sie werden nicht mehr loslassen!“

biologen heute (1/2007)

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

Sämtliche Preise verstehen sich zzgl. Versandkosten (Im Inland: € 3,50 pro Lieferung) – Preise unter Vorbehalt

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2007

Band/Volume: [96_4](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 96_4 1](#)