II 90372/89, 4

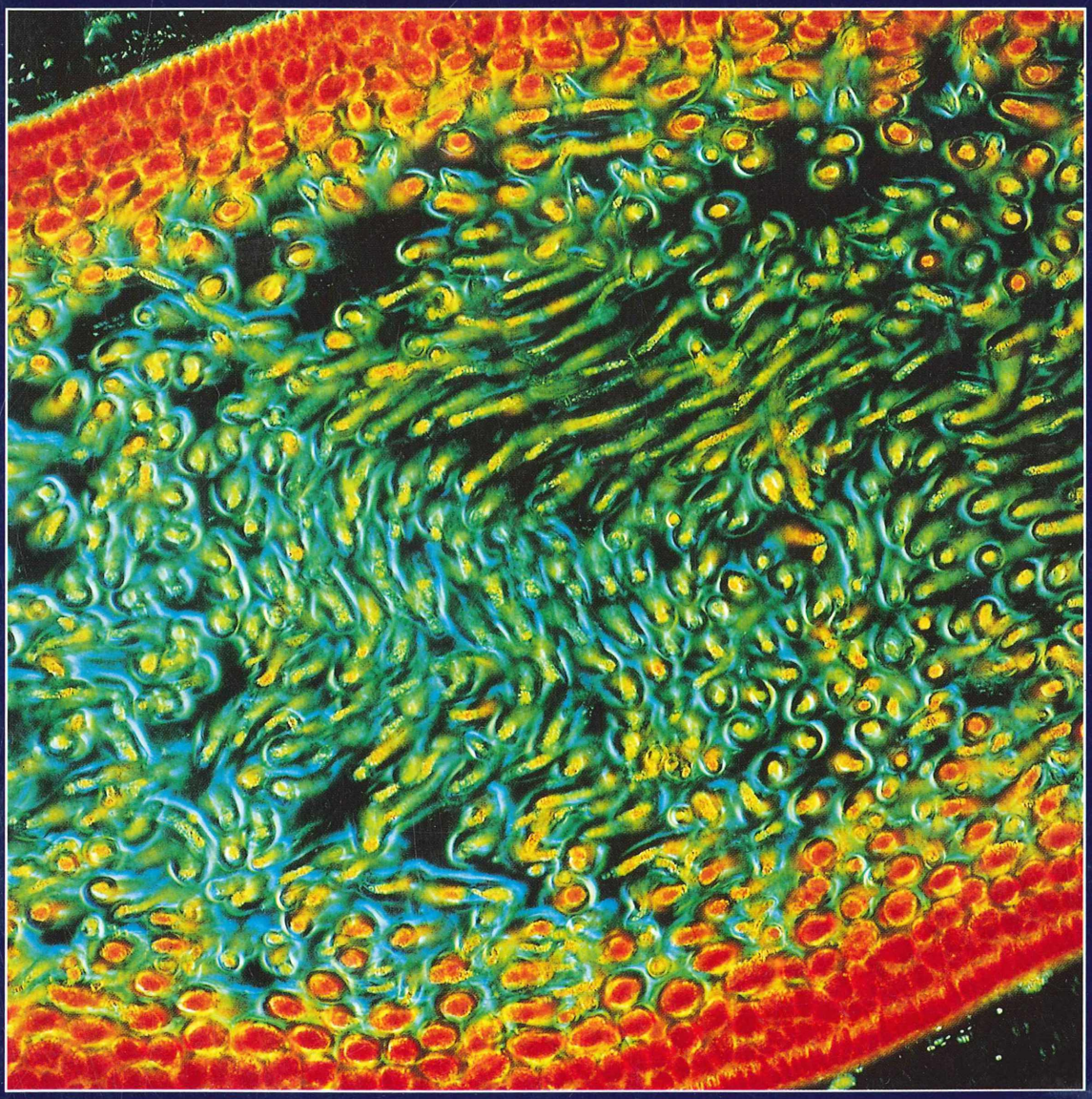
urnals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS

URBAN & FISCHER

Juli 2000
89. Jahrgang
Heft 4
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

193 *Ileonema simplex* – Ein Ciliat mit einem außergewöhnlichen Mundorganell
Martin Kreutz und Philipp Mayer

197 Beobachtung von morphologischen Besonderheiten an *Diplophrys archeri*
Steffen Wiehart

201 Dreimal *Fucus vesiculosus*
Hans Brogmus, Erich Lüthje und Otto Reuter

207 Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben Teil II: Die Epidermis der Samenschale von *Cobaea, Collomia* und *Salvia*
Eberhard Schnepf

213 Leben in der Grenzschicht – Festsitzende mikroskopische Organismen des Fließwassers nutzen eine physikalisch-ökologische Nische
Werner Nachtigall

227 Fossiles Algenvorkommen im See von Schollene
Eberhard Raap und Ralf Nötzel

231 Räumlich mikroskopieren und fotografieren
Rudolf Drews

237 Pilze mit Gallenbildung
Ignaz Kälin

243 Neue Erkenntnisse über Raubmilben bei der Erkundung der Regenwälder von Südamerika
Wolfgang Karg

249 Chromosomenfärbung – Was man von der Kernteilung wissen sollte, was man von ihr problemlos sichtbar machen kann
Eberhard Schnepf

Rubriken

199, 212, 235, 248
Kurze Mitteilungen

200
Nachrichten

230
Neue Medien

247
Aus der Industrie

254
Buchbesprechung

255
Mikro-Markt

256
Impressum

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail (ToC Alert Service) erhalten

Melden Sie sich an:
http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

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

Umschlagabbildung: Thallusquerschnitt von *Fucus vesiculosus*. Siehe Artikel H. Brogmus *et al.*, S. 201–206.

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

Ileonema simplex – Ein Ciliat mit einem außergewöhnlichen Mundorganell

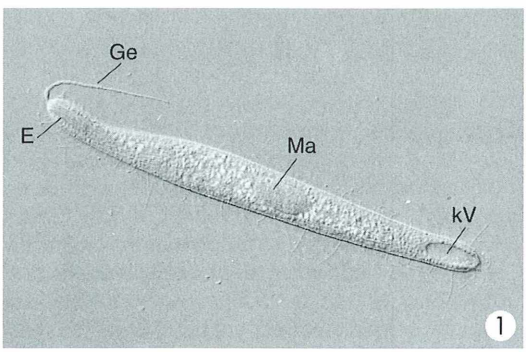
Martin Kreutz und Philipp Mayer

Als Mikroskopiker kann man oft außergewöhnliche Lebensformen beobachten, die sich im Mikrokosmos verbergen. Die frühen Mikroskopiker müssen von der Vielfalt der Formen fasziniert gewesen sein und heute ist es nicht anders. Oft liegen von diesen frühen Beobachtungen nur Zeichnungen oder Beschreibungen vor und man kann sich manchmal kaum vorstellen, dass das Gezeichnete real existieren soll. So ist es auch mit dem Ciliaten *Ileonema simplex*, der eine Art Mundgeißel besitzt, die von dem ersten Beobachter (Penard, 1922) beschrieben wurde. Danach gab es leider keine weiteren Beobachtungen mehr von diesem ungewöhnlichen Ciliaten.

Im Oktober 1998 und Winter 1999 ergab sich für uns eine Gelegenheit, die bisher vorliegenden Berichte zu diesem Ciliaten zu überprüfen. *Ileonema simplex* scheint nur sehr selten vorzukommen; uns ist nur ein Fundort bekannt. Es handelt sich um einen nordwestlich von Konstanz gelegenen Braunwassertümpel. Dort fanden wir ihn im ausgedrückten *Sphagnum*-Moos und in kleinsten Schlenken, welche sich um mehrere Tümpel herum gruppieren. Die stärkste Population beobachteten wir im November 1999 in einer aus einer dieser Schlenken gezogenen Probe. Nach einigen Tagen bei Zimmertemperatur bildeten sich an der Wasseroberfläche kleine, circa 2 mm große Flocken, die eine außerordentliche Artenvielfalt an Ciliaten, Flagellaten und Rotatorien beherbergten. Darunter fand sich in großer Zahl auch *I. simplex*, pro herauspipettierte Flocke etwa 50 Exemplare. Dadurch bot sich eine Gelegenheit, den Ciliaten genauer zu untersuchen und zu vermessen.

Die Mundgeißel

Die Identifizierung von *I. simplex* gelingt äußerst einfach, da der Ciliat ein peitschenartiges Organell am Cytostom aufsitzen hat, welches wir hier als Mundgeißel bezeichnen möchten (Abb. 1 und 2). Diese Mundgeißel ist schon bei schwächeren Vergrößerungen gut



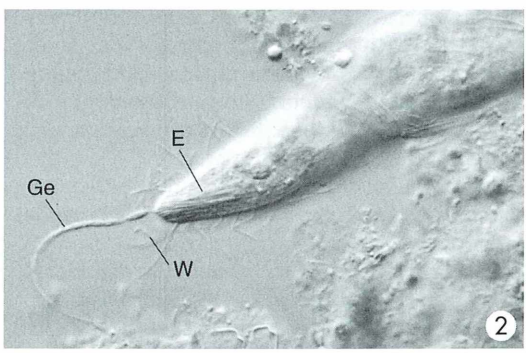


Abb. 1: *I. simplex*, freischwimmendes, gestrecktes Exemplar mit gut sichtbarer Mundgeißel (Ge), 150 µm lang; kV kontraktile Vakuole, E Extrusom, Ma Makronucleus. Vergr.: 420×. –
Abb. 2: *I. simplex* an Detritusflocke, Extrusomen (Toxicysten) (E). Ciliatur um die Mundregion (W), Geißel (Ge) gestreckt, etwas segmentiert. Ciliat 160 µm groß, Geißel 48 µm lang. Vergr.: 720×.

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

Tabelle 1: Ergebnis der Vermessung von *Ileonema simplex*

	n	X_{Mw}	X_{Min}	X_{Max}
Länge des Tieres	28	141	98	191
Breite des Tieres	28	26	15	34
Länge des Makronucleus	18	18	15	22
Breite des Makronucleus	18	11	8	20
Länge Mundgeißel	10	37	20	54

sichtbar und schließt Verwechslungen mit anderen Gattungen aus. Sie ist nach unseren Messungen durchschnittlich 37 µm lang (Tab. 1). Sie verjüngt sich gleichmäßig zum Ende hin. Keinesfalls hatte die Mundgeißel jedoch eine dünnere und dickere Hälfte, wie Kahl (1935) es für *I. dispar* beschreibt. Eine Verwechslung mit *I. ciliata* ist auch auszuschließen, da diese Art zwei Makronuclei besitzt.
Das Vorhandensein dieses seltsamen Organells wird in der Literatur nur dreimal erwähnt (Kahl, 1935; Kudo, 1966; Penard, 1922). Unklar blieb, ob es sich hierbei um ein Artefakt handelt – beispielsweise um eine Schleimabsonderung unter Deckglasdruck – oder um ein Gattungs- bzw. Artmerkmal. Wir können das dauernde Vorhandensein dieser Mundgeißel jedoch bestätigen. Sie scheint aus einem homogenen, gelatinösen Material zu bestehen. Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man, dass sie mitunter segmentiert ist (Abb. 2). Außerdem scheint es, dass diese segmentierten Schleimabsonderungen auf einer Art Filament aufgereiht sind. Wir haben auch eingehend eine vermeintliche Beweglichkeit der Geißel überprüft. Im Allgemeinen wird die Geißel passiv hinterhergeschleppt. Hin und wieder entsteht jedoch der Eindruck einer peitschenartigen Bewegung. Dies ist jedoch eindeutig nur ein Bewegungseffekt, wenn die Mundgeißel in den Cilienschlag der Mundbewimperung gerät.
Beim Auflegen eines Deckglases hat es den Anschein, dass viele Exemplare ihre Mundgeißel verlieren. Von uns konnte jedoch zweimal deutlich beobachtet werden, dass die Geißel nicht nur abgeworfen, sondern auch resorbiert werden kann. Dabei verschluckt der Ciliat die Mundgeißel mit dem Cytostom. Der Vorgang dauert nur wenige Sekunden. *I. simplex* hat jedoch auch die Möglichkeit, die Mundgeißel einzuschmelzen. Besonders unter Deckglasdruck kann man erkennen, wie die Mundgeißel scheinbar mit der Pellikula verschmilzt. Es bleibt kein erkennbarer Vorsprung oder Ähnliches zurück. Dieser Vorgang konnte von uns mehrfach beobachtet werden. Er dauert rund zwei Minuten (Abb. 6).

Spekulationen zur Funktion der Mundgeißel

Über den Zweck der Mundgeißel kann nur spekuliert werden. Eine Tastfunktion scheint nicht in Frage zu kommen. Oft konnten wir Berührungen der Mundgeißel durch potentielle Beuteorganismen (Ciliaten, Flagellaten) beobachten, was jedoch ohne Reaktion blieb. *I. simplex* ist sehr flexibel und dringt in Ritzen und Höhlungen von Detritus- und Zoogloeaflocken ein, in denen er sich vor und zurück bewegt (Abb. 4). Bei dieser Suchbewegung wird die Geißel in jedem Fall nur passiv mitgeschleppt und es deutet nichts auf eine sensorische Funktion hin.

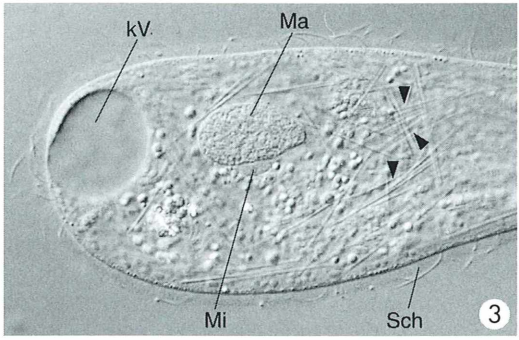
Extrusome

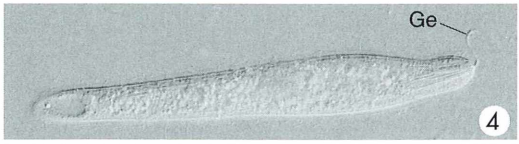
Das Cytostom wird, wie bei vielen anderen Ciliatenräubern, durch ein ganzes Bündel parallel angeordneter Extrusomen (Toxicysten) gebildet (Abb. 2). Oft findet man diese auch frei im Plasma verteilt (Abb. 3). Dabei handelt es sich mit großer Wahrscheinlichkeit um Entwicklungsstadien. Sie sind durchschnittlich 21 µm lang und scheinen keine Verdickung oder Verjüngung an den Enden zu besitzen. Dass es sich bei diesen Organellen um Extrusomen handelt, ist damit belegt, dass wir mehrere Exemplare finden konnten, die ausgeschleuderte Toxicysten aufwiesen.

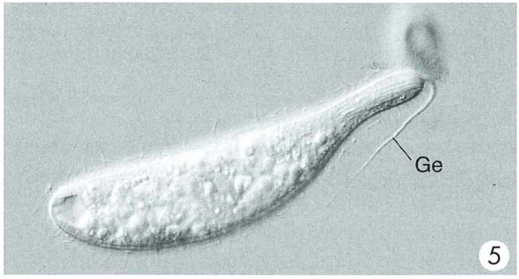
Ergebnis der Vermessungen

Neben dem Nachweis der Mundgeißel als konstantes Artmerkmal nutzten wir die Gelegenheit, *I. simplex* auch genauer zu vermessen. Es gelang uns, 28 Exemplare in die Vermessungen einzubeziehen. Die Vermessung erfolgte mit dem 40×-Objektiv und ausschließlich an frei schwimmenden Exemplaren. Die Resultate sind zusammengefasst in Tabelle 1 dargestellt. Die durchschnittliche Körperlänge beträgt nach unseren Messungen 141 µm und ist somit circa 40 µm geringer als Kahl (1935) sie angibt. Es

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







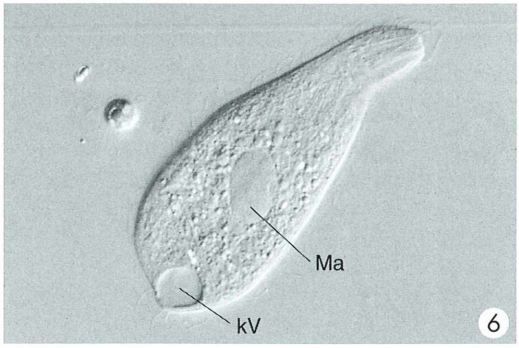


Abb. 3: Sehr gut zu erkennen sind die frei im Plasma verteilten Extrusomen (lange Toxicysten) (Pfeilspitzen), der Makronucleus (Ma), der Mikronucleus (Mi) und die kontraktile Vakuole (kV) von *I. simplex;* Sch Schleimhülle. Vergr.: 830×. – Abb. 4: *I. simplex* dringt in Zoogloeaflocke ein und schwimmt dabei vor und zurück, die Geißel (Ge) wird dabei nur passiv mitgeschleppt. Vergr.: 350×. – Abb. 5: Ein kleines Exemplar von *I. simplex,* (115 µm lang) mit einer sehr langen Mundgeißel (Ge) von 54 µm. Vergr. 460×. – Abb. 6: Exemplar, das die Mundgeißel (Ge) resorbiert hat. Makronucleus (Ma) und kontraktile Vakuole (kV) sind gut zu erkennen. Vergr.: 350×.

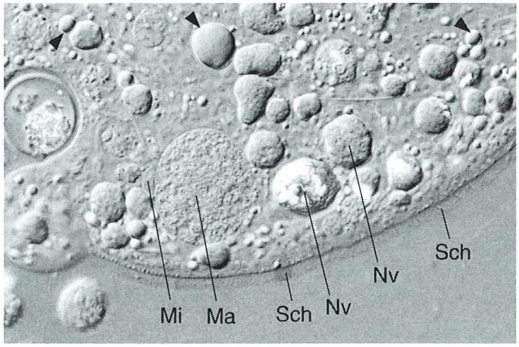


Abb. 7: *I. simplex* etwas gequetscht, die Schleimhülle (Sch) ist deutlich zu erkennen ebenso wie Nahrungsvakuolen (Nv), farblose Öltröpfchen (Pfeilspitzen) sowie Makronucleus (Ma) und Mikronucleus (Mi). Vergr.: 820×.

waren jedoch auch bei unseren Exemplaren solche mit 190 µm Körperlänge dabei. Die Länge der Mundgeißel unterliegt nach unseren Messungen auch sehr hohen Schwankungen und korreliert keinesfalls mit der Körperlänge des Ciliaten. So maß die Mundgeißel eines 115 µm langen Exemplars 54 µm (Abb. 5).
Den meist ovalen und selten runden Makronucleus findet man in der Zellmitte (Abb. 3 und 6). An ihn angelagert befindet sich der ebenfalls ovale Mikronucleus mit einer durchschnittlichen Größe von 5,5 × 2,5 µm. Wir konnten kein Exemplar mit zwei Mikronuclei beobachten. Die kontraktile Vakuole liegt am Hinterende des Ciliaten (Abb. 1). *I. simplex* besitzt eine gut ausgeprägte Schleimhülle (Abb. 3 und 7). Sie ist konstant 2,0–2,5 µm dick, scharf begrenzt und zeigt auch bei Ölimmersion keine Feinstruktur. Zur Mundöffnung hin verjüngt sie sich, sodass diese von der Schleimhülle ausgespart bleibt.

Lebensraum von Ileonema simplex

Wir haben die Zusammensetzung der Probe von November 1999 genauer studiert, da sich hier eine förmliche Massenentwicklung ergeben hat, im Vergleich zum sonstigen Aufkommen dieser Art. Die Lebensbedingungen und die Artenzusammensetzung muss sehr günstig für *I. simplex* gewesen sein, insbesondere was die Anwesenheit von potentieller Beute angeht.

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

Dass *I. simplex* sich von Ciliaten oder Flagellaten ernähren muss, kann man schon am Aufbau des Cytostoms (Toxicysten) und an den Nahrungsvakuolen erkennen. Diese waren meist farblos, manchmal etwas bräunlich (Abb. 7). Oft waren farblose Öltropfen zu beobachten. *I. simplex* schwimmt nur langsam und bewegt sich eher kriechend auf einer Unterlage fort. Typisch ist das Eindringen in Ritzen und Höhlungen, wobei der Zellkörper eine hohe Flexibilität zeigt.

Als langsamer Schwimmer scheint *I. simplex* stark an die Detritus- und Zoogloeaflocken gebunden zu sein. Hier fanden wir nicht nur die meisten Exemplare von *I. simplex*, sondern auch viele andere Bakterien und Ciliaten fressende Arten. An Bakterien fressenden Ciliaten konnten wir beispielsweise *Frontonia angusta, Cyrtholophosis mucicola, Paramecium bursaria, Blepharisma musculus, Glaucoma scintillans* und *Cinetochilum margarithaceum* identifizieren. Als Ciliatenfresser und somit potentielle Nahrungskonkurrenten von *I. simplex* fanden wir *Spathidium* spec. und *Lacrymaria* spec. Weiterhin war eine hohe Anzahl der Flagellaten *Cryptomonas* und *Chilomonas* zu sehen. Die Rotatorien waren auschließlich durch *Lepadella ovalis* und *Cephalodella gibbosa* vertreten.

Noch erforderliche Untersuchungen

Durch die Seltenheit von *I. simplex* kommen die Untersuchungen an diesem interessanten Ciliaten natürlich nur langsam voran. Als nächstes Ziel wäre es unserer Ansicht nach wichtig, *I. simplex* bei der Nahrungsaufnahme zu beobachten, was dann auch vielleicht Licht auf die Funktion der Mundgeißel werfen würde. Wir hoffen, mit diesem Artikel den Lesern *I. simplex* näher gebracht zu haben und vielleicht kommen zukünftig weitere, wichtige Untersuchungen und Beobachtungen aus den Reihen der Amateurmikroskopiker.

Literaturhinweise

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

Kudo, R. R.: Protozoology, 6th ed. Thomas, Springfield/Illinois 1966.

Pénard, E.: Études sur les Infusoires d'eau douce. Georg et Cie, Genève 1922.

Verfasser: Dr. Martin Kreutz,
Magdeburger Str. 2, D-78467 Konstanz,
und Philipp Mayer, Heimeckerstraße 2a,
D-79183 Waldkirch

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

Beobachtung von morphologischen Besonderheiten an Diplophrys archeri

Steffen Wiehart

Ähnlich wie bei der in jüngster Zeit von Hippe (1998, 1999) und Brantner (1999) diskutierten Amöbe *Gymnophrys cometa* lassen sich auch bei der Art *Diplophrys archeri* einige morphologische Besonderheiten beobachten, die in der zugänglichen Bestimmungsliteratur nicht ausdrücklich erwähnt werden.

Bei der Untersuchung von Amöben konzentrieren sich die ersten Beobachtungen auf die Ausbildung der Pseudopodien. Sind Rhizo-, Filo-, Axo-, Lobo-, Lamelli- oder gar Reticulopodien vorhanden?

Filopodien versus Lobopodien

Von mir konnten bei *Diplophrys archeri* bisher sowohl Lobopodien als auch Filopodien beobachtet werden, wie sie auch in der Literatur wiedergegeben sind (Abb. 1). Die Ausbildung von Filopodien wurde häufiger festgestellt als die von kurzen wurzel- oder buschförmigen Pseudopodien. Begleitende Lobopodien bei der Ausbildung von Filopodien traten jedoch nur äußerst selten auf. In den wurzelförmigen Pseudopodien waren stets zahlreiche Körnchen vorhanden.

Die Funde wurden mehrfach, aber nicht häufig in eutrophen kleinen Teichen gemacht. In einem Fall wurden im abgesetzten Kot überwinternder Fische in der einige Tage bei Zimmertemperatur stehenden Probe zahlreiche Exemplare von *Diplophrys archeri* gefunden. Diese Massenvermehrung hielt jedoch nur wenige Tage an. Dabei konnten beide Formen der Pseudopodien im selben Milieu nebeneinander beobachtet werden, wobei die Ausprägung von Filopodien eindeutig überwog. Ein Übergang von der einen in die andere Form konnte aber nicht festgehalten werden.

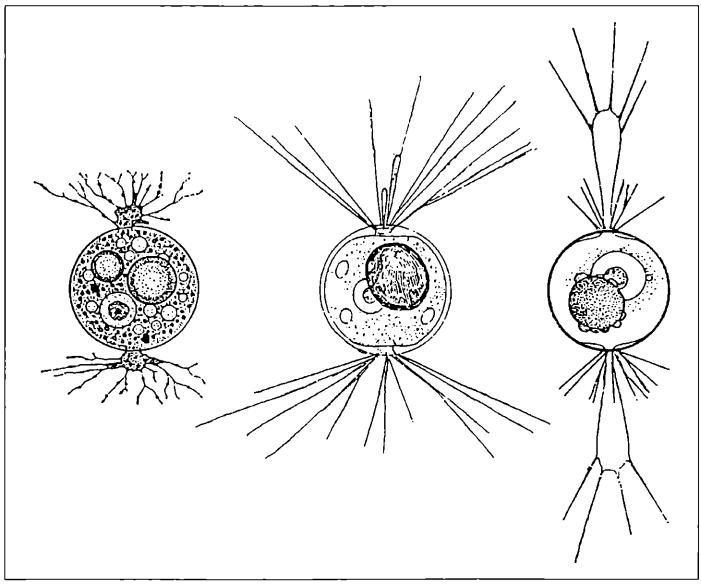


Abb. 1: *Diplophrys archeri*, links aus Streble und Krauter (1988), Mitte aus Penard, rechts aus Middelhoek (Mitte und rechts entnommen aus Berger *et al.*, 1997).

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

Komplexe Filopodien

Eine genauere Untersuchung der Exemplare mit Filopodien offenbarte eine relativ komplizierte Form in der Ausbildung. Es gab Bifurkationen zum Teil mit Plasmatropfen an den Verzweigungen, fiederige Auswüchse von Pseudopodien am Austritt aus den Schalenöffnungen, die das Pseudopodium scheinbar zopfartig umflechten, und Knickungen, wobei die Formänderungen sehr schnell erfolgten. Zum Teil wurden mit den Endabschnitten einzelner Pseudopodien pendelnde Bewegungen ausgeführt (Undulipodien). Ein Teil dieser Beobachtungen war nur unter Anwendung der Dunkelfeldmikroskopie zu machen, wobei der Kondensor immergiert sein musste.
Immer traten auch einige etwa tangential zum Zellkörper gehaltene Pseudopodien auf. Die Gesamtzahl der Pseudopodien je Öffnung betrug circa 10. Im Bereich der Schalenöffnungen waren Detritusteilchen und Bakterien angesammelt, ohne dass diese erkennbar eingefangen wurden (Abb. 2). Es scheint, dass die Ausbildung längerer Filopodien mehr der Fortbewegung dient, da die betreffenden Exemplare eine relativ rasche Ortsveränderung zeigten.

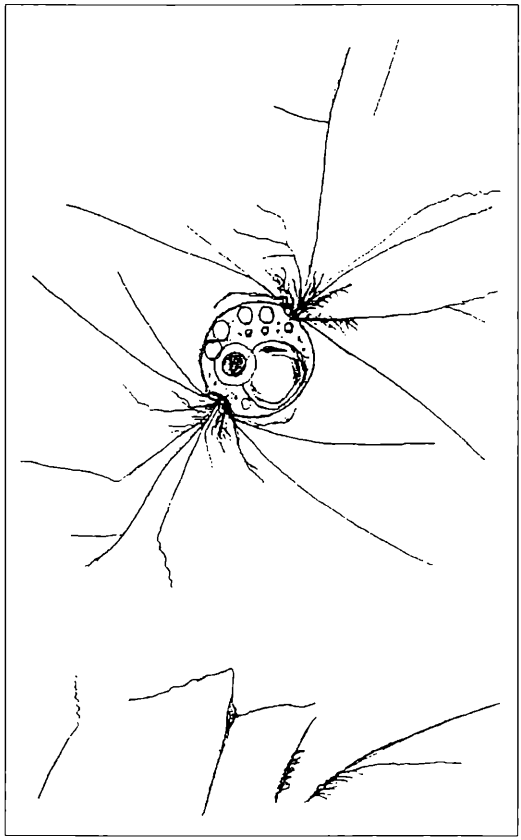


Abb. 2: Ausbildung der Pseudopodien bei *Diplophrys archeri*.

Fremdes auf der Schale

Eine weitere Beobachtung ist die Anlagerung von Fremdpartikeln (Detritus, Diatomeenschalen) auf der Schalenoberfläche (Abb. 3). Dabei wird kein festes Gehäuse gebildet, sondern die angelagerten Körper sind gegenüber der Zelle als auch untereinander leicht verschiebbar. Das ist etwas verwunderlich, denn *Diplophrys archeri* hat eine Schale aus kleinen, lichtmikroskopisch nicht erkennbaren Plättchen.
Diese Beobachtung wurde zweimal aus Proben von relativ weit entfernten Gewässern gemacht, einmal in einem Gartenteich in Sangerhausen und einmal in einem Altarm des Narev in Ostpolen, einige Kilometer östlich der Einmündung der Bibrza. Da von mir bisher nur wenige Beobachtungen gemacht werden konnten, ist eine Entscheidung, ob diese morphologische Besonderheit eine Reaktion auf spezielle Umwelteinflüsse ist oder vielleicht auch Varietäten darstellt, nicht mit Sicherheit möglich.
Es wäre interessant zu erfahren, ob jemand ähnliche Beobachtungen gemacht hat und möglicherweise weitere Hinweise dazu geben kann.

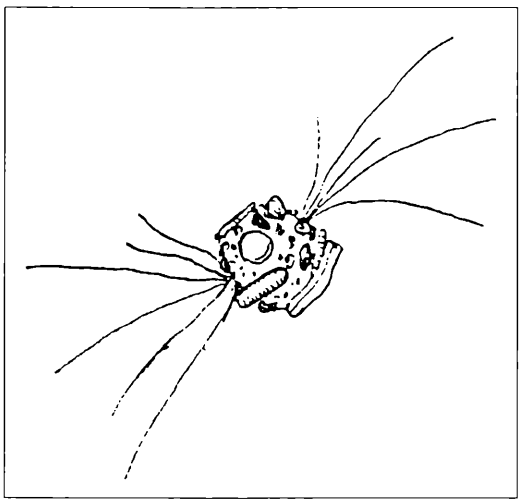


Abb. 3: Auflagerung von Fremdteilen auf *Diplophrys archeri*.

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

Literaturhinweise

Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
Brantner, K.: Weitere Beobachtungen an *Gymnophrys cometa*. Mikrokosmos *88*, 297–300 (1999).
Hippe, E.: *Gymnophrys cometa* – drei Gespenster? Mikrokosmos *87*, 177–179 (1998).
Hippe, E.: Neues über *Gymnophrys cometa*. Mikrokosmos *88*, 224 (1999).
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 8. Aufl. Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1988.

Verfasser: Steffen Wiehart,
Am Rosengarten 31, D-06526 Sangerhausen

Kurze Mitteilung

Kondensor selbst reparieren?!*

Mitten in einem Fotoobjektiv liegen die Blendenlamellen gut geschützt vor äußeren Einflüssen. Dass sie irgendwann einmal nicht mehr so richtig wollen, festkleben oder aus der Fassung geraten, kommt selten vor. Anders verhält es sich mit den Lamellen im Mikroskopkondensor. Sie liegen meist offen, ungeschützt vor Staub und Feuchtigkeit. Da kann man schon einmal beim Staubwischen an der Kondensorunterlinse eine oder mehrere Blendenlamellen aus ihrer Fasson bringen, sie durch Anhauchen befeuchten oder mit dem Finger und einem Lappen versehentlich Fett auf die Lamellen übertragen. Irgendwann, vielleicht erst nach zwei, drei Jahrzehnten, beginnen sie, aneinander zu kleben, werden schwergängig, und das ganze Lamellenrund wölbt sich beim Zusammenziehen nach oben oder unten durch. Eine solche Kondensorblende ist unbrauchbar geworden.

Nicht verzagen, sondern den Kondensor aufschrauben. Man muss sich natürlich sorgfältig merken – oder besser notieren –, wie jedes einzelne Teil abgenommen wurde, in welcher Lage es wieder zu montieren ist. Manche Kleinteile sehen von vorn und hinten, von links und rechts, von oben und unten auf den ersten Blick völlig gleich aus, achsensymmetrisch sozusagen. Dass sie das doch nicht sind, merkt man erst beim Zusammenbau, wenn es vielleicht zu spät ist. Jetzt weiß man nicht mehr, ob es links- oder rechtsherum sein muss. Darüberhinaus sehen die Blendenlamellen von oben und unten zunächst völlig gleich aus, sind es aber in vielen Kondensoren nicht. Da sitzt zum Beispiel auf der Lamelle ein kleiner Zapfen, oben eine winzige Idee weiter links als der gleiche Zapfen unten an der Lamelle. Wer das nicht gleich sieht, kann später Stunden brauchen, um den richtigen Sitz auszutüfteln. Auf Anhieb gelingt das dann nur durch Zufall.

Die Lamellen und ihre Fassung werden in Benzin gereinigt. Sind sie fettig, empfiehlt sich sogar Xylol und anschließend 100% Isopropylalkohol, dann Benzin. Sorgfältig mit einem sauberen Tuch oder einem nicht fusselnden Papier abtrocknen. Die Lamellen müssen völlig trocken sein, dürfen niemals mit Fett oder Öl in Berührung kommen. Überhaupt hat kein Schmiermittel an einem Kondensor etwas verloren. Jetzt ist es auch eine gute Gelegenheit, die innen liegenden Kondensorlinsenflächen ebenfalls mit leicht verdunstendem Benzin zu reinigen. Dann die Blende einfach wieder einbauen. Hat man sich alles gut gemerkt, eventuell, um ganz sicher zu gehen, sogar kleine Skizzen angefertigt, kann eigentlich nichts schief gehen.

Aber ach! Von den Lamellen, die man alle schön im Kreisrund anordnen wollte, überlappend wie schieferne Dachziegel, sind am Ende drei oder vier übrig. Wohin damit? Sie müssen jetzt weiter im Rund unter die schon aufgelegten Lamellen bugsiert werden, ganz vorsichtig, damit jene sich nicht verschieben, denn sie sind federleicht.

Wenn man endlich die Lamellen dachziegelartig im Kreisrund in ihrer Fassung liegen hat, hüpft an irgendeiner Stelle doch wieder eine

* Dieser Artikel erschien vorweg in Heft 18, März 2000, von *μ Mitteilungen der Mikrobiologischen Vereinigung München*. Für die Abdruckgenehmigung dankt die MIKROKOSMOS-Redaktion.

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

heraus, und beim Versuch, sie wieder ordendlich einzufügen, hüpfen noch weitere. Manchmal hilft ein kleiner Trick. Man betrachte genau den Ring mit dem Blendenhebel, wie die Löcher angeordnet sind, wie man ihn aufsetzen muß, damit der Hebel bei offener Blende am Rand der für ihn vorgesehenen Aussparung steht. Sitzen zum Schluß nicht alle Lamellenzapfen sauber in ihren Löchern, setzt man trotzdem den Abschlussring mit dem Hebel auf die Lamellen, und zwar so, dass man ihn in Richtung Öffnen bewegen kann. Beim Drehen am Ring bekommt er einige Lamellen an ihren oberen Zapfen zu fassen und schiebt sie an die richtige Position, wo die unteren Zapfen in die Löcher einrasten, aber bei weitem nicht alle. Deshalb jetzt den Ring wieder ganz vorsichtig abheben, ohne die Lamellenzapfen aus ihren Löchern zu ziehen, und wieder so wie zuvor aufsetzen, wiederum in Richtung Öffnen drehen. Weitere Lamellen rasten mit ihrem Zäpflein in ihr Löchlein. Und so weiter und so fort. Bald springen wieder einige Lamellen heraus oder es fällt eine Wohungstür krachend zu und uns vor Schreck eine Lamelle aus der Fassung. Keine Panik. Wir müssen lediglich wieder von vorne beginnen.

Man sollte solche Aktionen an einem verregneten Samstag beginnen, am besten morgens, spätestens aber gleich nach dem Mittagessen. Dann kann man eventuell schon in Ruhe die Abendnachrichten im Fernsehen anschauen und hat einen wundervollen Kondensor mit leichtgängigen Blendenlamellen. Warum an einem Samstag? Nun, die Aperturblende sah an einer Stelle doch ein ganz klein wenig deformiert aus. Ich beäugte misstrauisch den Arbeitstisch. Da! Was lag doch da hinter einer Pinzette verborgen? Richtig, eine Blendenlamelle! Keine Panik. Man braucht in einem solchen Falle nur den Kondensor aufzuschrauben, alle Lamellen neu einzulegen und den Kondensor wieder zusammenzuschrauben. Wie gut, dass der nächste Tag dann ein Sonntag ist.

Klaus Henkel, Dachau

Nachrichten

Schleimpilze – Lebensformen zwischen Tier und Pflanze Ausstellung: 19. 10. 2000 – 23. 03. 2001 in Linz

Die Lebewesen mit dem wenig schmeichelhaften Namen Schleimpilze zeichnen sich durch eine überaus interessante Farben- und Formenfülle aus. Ebenso ungewöhnlich stellen sich auch ihre Lebenszyklen dar. Die oft exotisch anmutenden und farbenprächtigen Myxomyceten kann man durchaus bei uns vor der Haustür finden.

Veranstaltungsort: Biologiezentrum des Oberösterreichischen Landesmuseums, Johann Wilhelm Kleinstr. 73, A-4040 Linz-Dornach, Tel.: 0043/732/759733-0. Öffnungszeiten: Mo–Fr 9–12 Uhr, Mo/Di/Do 14–17 Uhr, Sa/So/Fei geschlossen. Es steht wieder ein reich bebildeter Katalog zur Verfügung.

Speziell für die Ausstellung wurde ein Vermittlungsprogramm erarbeitet, das sich an Kinder und Jugendliche wendet. Information und Führungsanmeldung: Telefon 0043/732/774482-54.

Wäre es eigentlich nicht schön, ein MIKROKOSMOS-Autor zu sein?

Sie haben Dinge im Mikroskop gesehen, die Sie faszinieren. Sie denken, dass es auch andere Mikroskopiker gibt, die sich dafür interessieren könnten. Warum teilen Sie Ihre Beobachtungen und Ideen nicht Ihren Interessens-Freunden mit, die darauf warten, im MIKROKOSMOS über eine Anregung lesen zu können?

Senden Sie uns Ihr Manuskript. Es gibt nicht nur ein paar „Auserlesene", die im MIKROKOSMOS als Autoren auftreten dürfen. Ganz und gar nicht! Jeder darf und – vor allem – kann es. Überwinden Sie sich! Nehmen Sie die Hürde und senden Sie uns Ihr Manuskript zu. Haben Sie keine Bedenken, wenn Sie zu den Anfängern gehören: Wir kennen Ihre Probleme und wir helfen Ihnen – wie so vielen anderen zuvor – gerne, Ihren Artikel in die rechte Fasson zu bringen.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Dreimal Fucus vesiculosus

Hans Brogmus, Erich Lüthje und Otto Reuter*)

Als markante Großalge unserer Meeresküsten ist der Blasentang vielen Strandgängern bekannt. Badende meiden ihn im Uferbereich als glitschiges Hindernis, Kinder haben ihr Vergnügen daran, die zähen Blasen mit den Fingern zu knacken. Lohnend ist auch die mikroskopische Untersuchung!

Fucus vesiculosus tritt in großen Beständen an Hafenmauern, Molen und Küstenschutzeinrichtungen wie Steinschüttungen und Holzwerk auf. An der Nordsee wird sein amphibischer Standort innerhalb von etwa 25 Stunden zweimal überflutet; zwischenzeitlich fällt er trocken. In der Ostsee fehlen ausgeprägte Gezeiten, aber anhaltende Winde verursachen auch hier beträchtliche Wasserstandsschwankungen. Gezeiten und Wind sorgen für Bewegung im Wasser. Daran ist *Fucus* angepasst: Sein olivgrüner bis gelbbräunlicher, riemenförmig abgeflachter Thallus ist gummiartig flexibel. Bemerkenswert ist die Fähigkeit des Blasentangs, sich gegen Eis zu schützen. Finnische Meeresbiologen beobachteten, dass die Art in der nördlichen Ostsee schon im Herbst ihre Thalli absinken lässt, bevor sich eine geschlossene Eisdecke bildet. Die Braunalge bleibt dann den ganzen Winter über unbeschadet unter dem Eis.
Auch für die Liebhabermikroskopie ist *Fucus vesiculosus* ein interessantes Objekt. Im Folgenden soll der Blasentang aus drei verschiedenen Perspektiven näher vorgestellt werden.

Mit spitzer Feder

Gasgefüllte Blasen, die meist paarig an Verzweigungsstellen des Thallus sitzen (Abb. 1), richten die Alge im Wasser auf und optimieren die Lichtaufnahme. Diese Gasblasen werden nur im Frühjahr gebildet. Bei der Ostseeform mit schmalem Thallus *(F. baltica)* können sie fehlen. Der zweihäusige Blasentang bildet an fertilen Thallusenden verdickte, blasig aufgetriebene, eingeschlechtliche Fruchtkörper (Rezeptakeln) aus, die länglich, zugespitzt, einfach oder gabelig verzweigt sein können (Abb. 2). Alljährlich nach ihrer Reife werden sie abgestoßen.
Beim Sammeln von Blasentang fällt auf, dass die Pflanzen schleimig sind. Der Schleim (Fucoidin) schützt die Braunalge vor Austrocknung,

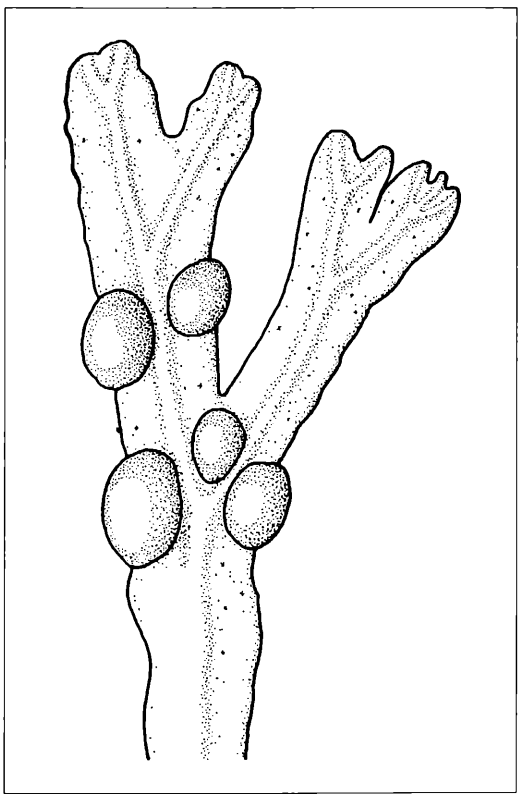


Abb. 1: Verzweigtes Thallusende mit Gasblasen.

*) Zeichnungen: H. Brogmus; Präparate und Abbildungen 8–14: O. Reuter; Textzusammenstellung und Abbildungen 15–19: E. Lüthje

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

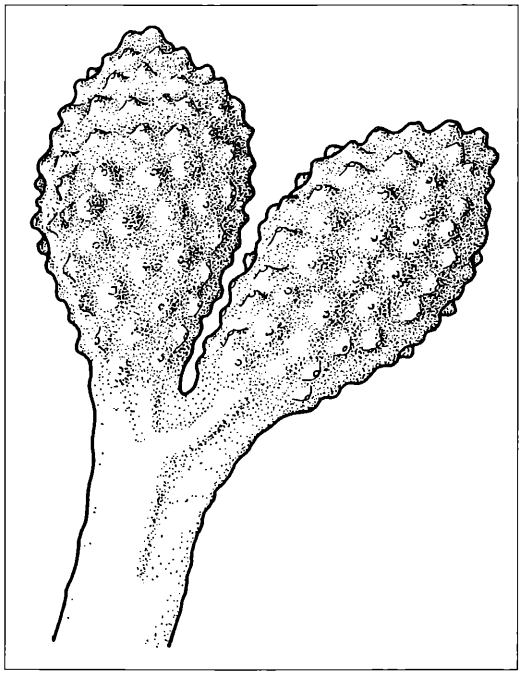


Abb. 2: Fruchtkörper (Rezeptakeln).

wenn sie trockenfällt, und sorgt dafür, dass die Photosynthese nicht unterbrochen wird.
Ein einfaches Untersuchungsobjekt sind die hellen Faserbüschel, die man mit Hilfe der Stereolupe (10–20fach) auf beiden Seiten der Mittelrippe bis zum Rand des Thallus sehen kann (Abb. 3). An manchen Stellen befinden sich 15 Faserbüschel auf einem Quadratzentimeter. Ein Querschnitt durch ein Fasergrübchen (Abb. 4) legt die mehrzelligen, etwa einen Millimeter langen Fasern frei. Sie sind im jungen Zustand hell, später bräunlich. Etwa 100 davon entspringen einem Grübchen. Die Funktion der Faserbüschel ist nicht wirklich geklärt. Es gibt Vermutungen darüber, dass sie etwas mit dem Nährstoffhaushalt beziehungsweise dem vorliegenden Nahrungsangebot zu tun haben. Einzelheiten der Zellen im benachbarten Thallusgewebe wie zum Beispiel die Zellwände sind kaum zu erkennen. Das liegt an dem für Braunalgen charakteristischen Pigment Fucoxanthin, das neben dem Chlorophyll in den Zellen eingelagert ist. Es verleiht den Braunalgen ihre typische Färbung.
Bei einem Schnitt quer über eine Fruchtkörperspitze entweichen Luft und ein zäher Schleim. Auch dieses Gas trägt dazu bei, die Thalli im Wasser aufrecht zu halten. Blickt man durch die Stereolupe auf die Schnittfläche, so sind außen kleine, rundlich-ovale Gruben zu erkennen. Es handelt sich um Konzeptakeln, in denen bei weiblichen Pflanzen die Oogonien, bei männlichen die Spermatogonien gebildet werden. Ihre Öffnungen liegen in warzigen Erhebungen, die man schon mit bloßem Auge sehen kann. Im Inneren der

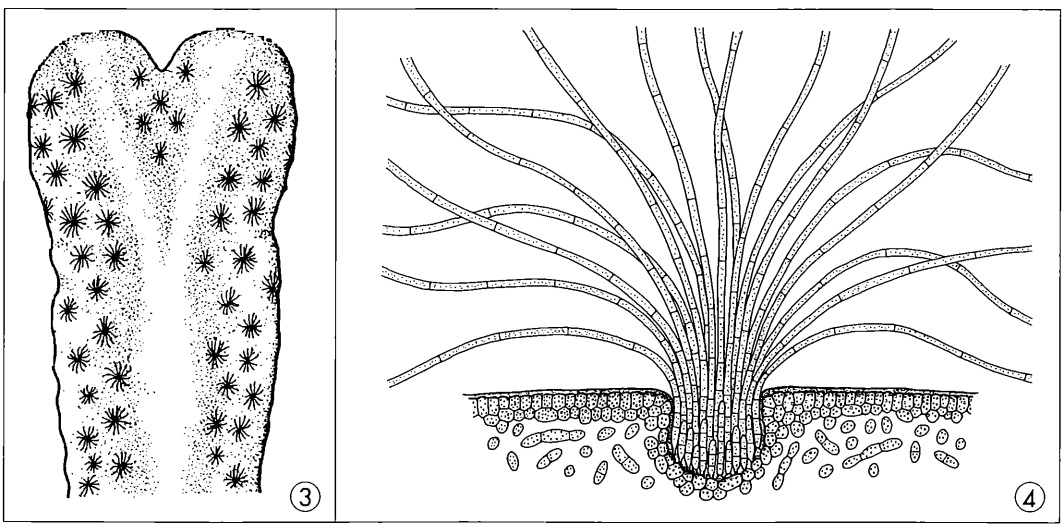


Abb. 3: Faserbüschel auf dem Thallus. – Abb. 4: Querschnitt durch ein Fasergrübchen.

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

Fruchtkörper befindet sich ein zartes, spinnenwebartiges Gebilde aus hellen, fädigen Zellen. Beim Anschneiden der Konzeptakeln entweichen Oogonien bzw. Spermatogonien, die man bei 400facher Vergrößerung im abgedeckten Wassertropfen gut beobachten kann. Reife Geschlechtsprodukte sind nur periodisch in Intervallen von etwa 14 Tagen verfügbar (Kornmann und Sahling, 1983). Der Spermatogonienschleim ist orangerot, die Oogonienmassen wirken graugrün. Aus den weiblichen Konzeptakeln ragen kleine Haarbüschel hervor (Abb. 5). Es sind sterile Haare (Paraphysen); sie umgeben die Oogonien. Entsprechendes findet sich auch um die Spermatogonien herum. Im dunklen, großen, eiförmigen Oogonium entstehen acht Eizellen, die von einer dreischichtigen Hülle umgeben sind. Die äußere platzt bei der Reife, die beiden übrigen im Meerwasser bzw. im Wassertropfen unter dem Mikroskop (wenn man etwas Geduld aufbringt). Vor dem Aufplatzen sieht man unter dem Mikroskop im ungünstigen Fall nur vier blass olivgrüne Eizellen (Abb. 6a). Verschiebt man das Deckgläschen ein kleines Stück, sind sechs zu sehen (Abb. 6b). Die Eizellen nehmen vor dem Austreten aus der Hülle rundlichere Formen an (Abb. 6c).

Abbildung 7 zeigt einen Medianschnitt durch ein Konzeptakel mit einem Durchmesser von einem Millimeter mit unzähligen länglich-ovalen Spermatogonien, die auf verzweigten, kurzen Zellfäden sitzen. Die Spermatogonien sind kleiner als die Oogonien. Ihr Inhalt erscheint körnig; es handelt sich um 64 Spermatozoiden. Ihre Hüllwand besteht aus zwei Schichten. Die innere platzt nach den Austreten aus dem Konzeptakel im Meerwasser. Die Spermatozoiden werden durch den Lockstoff Fucoserraten zu den Eizellen gelockt. Eines dringt in eine Eizelle ein und befruchtet sie. Dieser Vorgang ist nur mit Fixierung, Färbung und etwas erhöhtem Deckglas (Wachsfüße, Deckglassplitter) zu beobachten (Braune *et al.*, 1982).

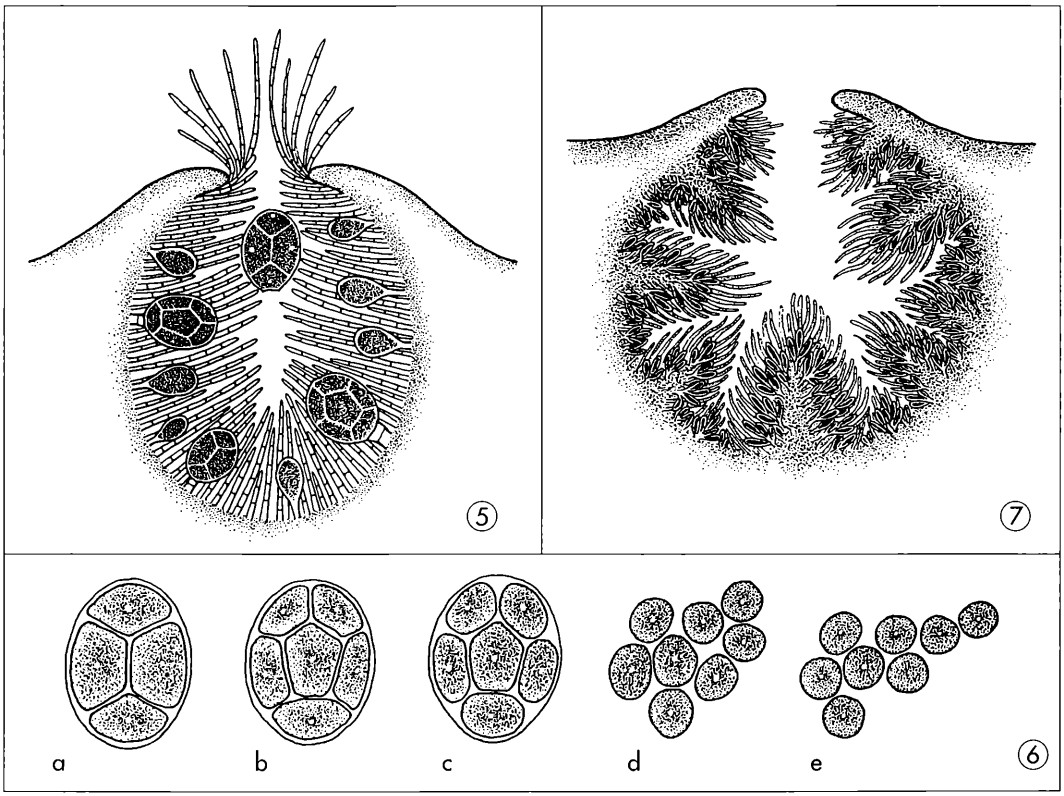


Abb. 5: Konzeptakel einer weiblichen *Fucus*-Pflanze. – Abb. 6a–e: Oogonium mit Eizellen und freie Eizellen. – Abb. 7: Konzeptakel einer männlichen *Fucus*-Pflanze.

 te vorbehalten; http://www.elsevier.de/

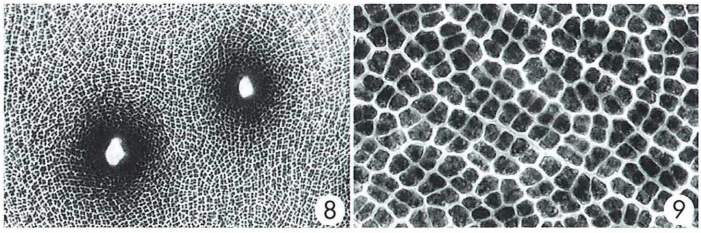


Abb. 8: Flächenschnitt eines Rezeptakels mit zwei Konzeptakelöffnungen; Sudan IV, ca. 180×. Abb. 9: wie Abb. 8; ca. 290×.

Untersuchungsmaterial (männliche und weibliche Fruchtkörper) kann man bestellen bei: Andreas Wagner, Meeresstation Helgoland, Biologische Anstalt Helgoland, Postfach 180, 27438 Helgoland.

Mit scharfer Klinge

Die schleimige, biegsame Meeresalge ist für den Mikroskopiker nicht eben der einfachste Untersuchungsgegenstand. Was ist bei der Herstellung von *Fucus*-Dauerpräparaten zu beachten?
Frischmaterial wird in Seewasser-Formol (3–5%ig, max. 10%ig) fixiert und für eine kürzere Lagerung in Seewasser-Formol 3–5%ig, für längere Aufbewahrung in 70%igem Alkohol oder in einem Alkohol-Glycerin-Wasser-Gemisch 1:1:1 konserviert. Um Handschnitte anzufertigen, überführt man das Material in 70%igen oder 94%igen Alkohol. Dann wird es mit alkoholbenetzter Klinge geschnitten. Die Schnitte kommen in 70%igen oder 94%igen Alkohol – nicht in Wasser! Bei Überführung in Wasser quellen die Thallusschnitte sehr stark auf und verschleimen dabei. Man erhält keine brauchbaren Präparate.
Für Flächenschnitte (Abb. 8–10) wird das Thallusstück eine kurze Zeit lang (einige Minuten; ausprobieren) in demineralisiertes Wasser gelegt; dann schneidet man es zwischen zwei Objektträgern mit der Klinge.
Oftmals, zum Beispiel für die Untersuchung der Spermatogonien, empfehlen sich Quetschpräparate (Abb. 11 und 12). Durch das Quetschen wird das Gewebe aufgelockert. Wichtig: Vor dem Quetschen müssen die Schnitte aus dem Alkohol in Wasser überführt werden. Nach rund 5 Minuten kann das Präparat gequetscht werden.
Zum Färben der Schnitte eignen sich wässrige Lösungen weniger gut. Zu empfehlen sind alkoholische Lösungen von Etzolds Fuchsin-Safranin-Astrablau-Gemisch, Astrablau-Safranin, Chrysoidin und Bismarckbraun (Abb. 12 und 13). Die Farblösungen sollen 70% Alkohol haben. Man überführt die Schnitte aus dem 70%igen oder 94%igen Alkohol in die alkoholische Farblösung. Die gefärbten Schnitte werden kurz in 94%igem Alkohol ausgespült.

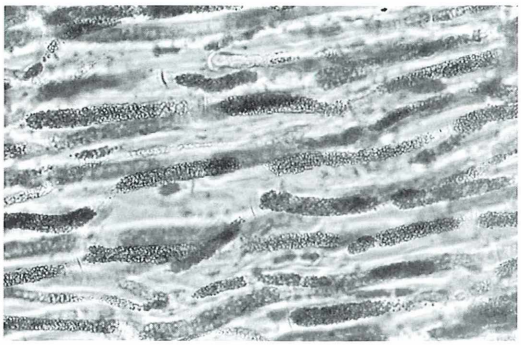


Abb. 10: Flächenschnitt der Thallus-Mittelrippe, Konservierung in 94%igem Alkohol; ungefärbt; ca. 175×.

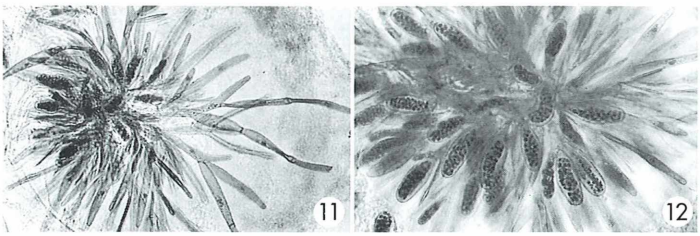
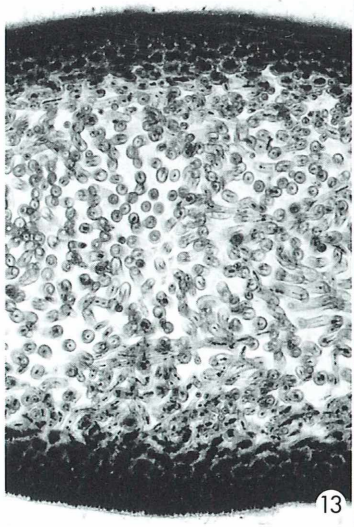


Abb. 11: Quetschpräparat eines männlichen Konzeptakels; Paraphysen und Spermatogonien. Haemalaun nach Mayer; ca. 120×. – Abb. 12: Spermatogonien in einem Quetschpräparat; Haemalaun nach Mayer; ca. 175×.

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



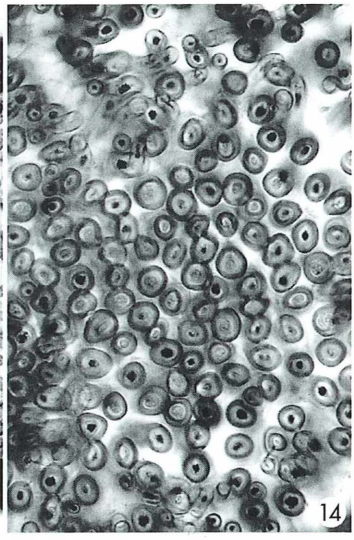
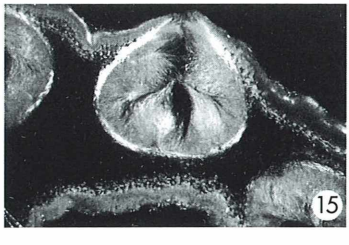


Abb. 13: Querschnitt der Thallusmittelrippe, Bismarckbraun; ca. 50×. – Abb. 14: Querschnitt durch die Thallusmittelrippe; Bismarckbraun; ca. 120×.

Anschließend kommen sie sofort in 100%igen Isopropanol (für ca. 1–2 Minuten). Danach gibt man die Schnitte in ein Blockschälchen mit Euparal (erforderlichenfalls mit Glasstab untertauchen). Bis zum Einschluss zwischen Objektträger und Deckglas können die Schnitte circa 2 Stunden in Euparal bleiben.
Wollen wir Quetschpräparate einbetten, erfolgt die Färbung mit wässrigen Lösungen. Die Schnitte werden nach der Färbung mit demineralisiertem Wasser abgespült. Nun kommen sie in ein Blockschälchen mit 60 °C warmer Glyzeringelatine, die eventuell mit der Farblösung gemischt ist. Bis zum Einschluss zwischen Objektträger und Deckglas sollten die Schnitte bei 60 °C circa 5 Minuten, bei Einschlussfärbung rund 30 Minuten in der Gelatine verbleiben. Nach dem Aufenthalt in Euparal im Blockschälchen wird wie üblich eingeschlossen.
Der Einschluss in Glyzeringelatine wird durch Quellung und Verschleimung des Materials erheblich erschwert. Dies gilt insbesondere für Rezeptakelquerschnitte. Bei Flächenschnitten wird der Einschluss durch Aufkleben eines Rahmens aus Klebefolie, dessen Innenraum nur wenig größer als das einzuschließende Objekt ist, erleichtert. Der Rahmen verhindert das Abschwimmen des gequollenen und verschleimten Schnittes unter dem Deckglas. Recht gut lassen sich dagegen Querschnitte durch den basalen Teil des Thallus und die bandartig abgeflachten Verzweigungen (Abb. 13 und 14) zu Glyzeringelatinepräparaten verarbeiten.

Mit dem Fotomikroskop

Natürlich wird man gelungene *Fucus*-Schnitte zunächst einmal im Hellfeld fotografieren (Abb. 8–14) – allein schon, um sie mit den Standards bei Braune-Lemann-Taubert zu vergleichen.
Aber der Blasentang hat es ästhetisch in sich. Hier lohnt es, beleuchtungsmäßig „in die Vollen zu gehen" und Dunkelfeld, polarisiertes Licht mit Zwischenobjekten (günstig: Folien in Diafassung auf dem Polarisator) sowie Rhein-



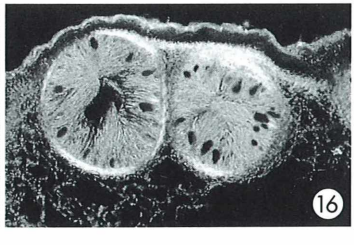


Abb. 15: Männliches Konzeptakel; Dunkelfeld, Rheinbergbeleuchtung, polarisiertes Licht, Zwischenobjekt; ca. 20×. – Abb. 16: Weibliches Konzeptakel; Dunkelfeld, Rheinbergbeleuchtung, polarisiertes Licht, Zwischenobjekt; ca. 20×.

© Copyright 2010 Elsevier GmbH. All rights reserved; http://www.elsevier.de/

Abb. 17: Quetschpräparat eines männlichen Konzeptakels; Dunkelfeld, Rheinbergbeleuchtung, polarisiertes Licht, Zwischenobjekt; ca. 40×.

bergfilter anzuwenden. Aparte Effekte schafft beispielsweise die Farbkombination grün-violett, alternierend auf die vier Filtersektoren verteilt!

Derart liebevoll illuminiert, entfaltet *Fucus vesiculosus* eine eindrucksvolle Motivpalette. Thallusquerschnitte heben sich vor dem Dunkelfeldhintergrund eindrucksvoll ab (Titelbild). Ihre Chromatophorenschicht kann man geradezu aufglühen lassen. Ein strahlendes Enterieur präsentieren besonders im polarisierten Licht die Konzeptakeln (Abb. 15 und 16) mit ihren zahllosen Paraphysen. Vielleicht das Eindrucksvollste bieten jedoch die Quetschpräparate: Da können Schleim- und Spermaausstoß auf einem Farbdia zum Vulkanausbruch und prachtvollen Riesenfeuerwerk geraten (Abb. 17 und 18)!

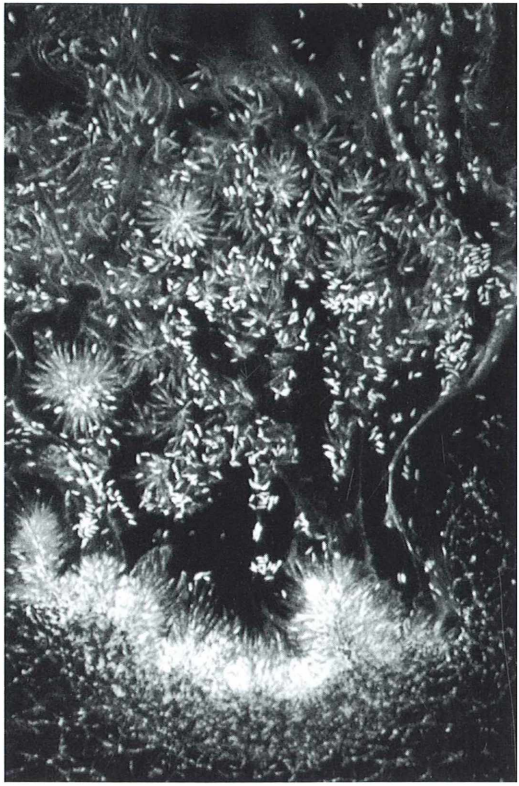


Abb. 18: Schleim und Spermatogonien eines gequetschten Konzeptakel-Querschnittes; Dunkelfeld, Rheinbergbeleuchtung, polarisiertes Licht, Zwischenobjekt; ca. 75×.

Literaturhinweise

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum II, 2. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1982.

Kornmann, P., Sahling, P.-H.: Meeresalgen von Helgoland. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg 1983.

Lüning, K.: Meeresbotanik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1985.

Verfasser: Hans Brogmus, Salzmannstraße 6, D - 33793 Bielefeld; Dr. Erich Lüthje, Kruppallee 13, D - 24146 Kiel; Otto Reuter, Dilichstraße 2, D - 35578 Wetzlar

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

Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben

Teil II: Die Epidermis der Samenschale von Cobaea, Collomia und Salvia

Eberhard Schnepf

Nachdem im ersten Teil dieser Reihe die Gallertschläuche von *Cuphea*-Samenepidermen und die Schleimhaare der Samenschale von *Ruellia* vorgestellt worden sind (Schnepf, 2000), werden hier im zweiten, abschließenden Teil die schraubenförmigen Zellulose-Fäden und -Fibrillen in den Samenepidermiszellen von *Cobaea, Collomia* und *Salvia* gezeigt.

Sie sind eingebettet in bzw. angelagert an ein stark quellbares, gallertartiges Material, in dem feine Zellulose-Fibrillen die Ausdehnung in nur einer Richtung erzwingen. Auch diese Strukturen dienen dazu, den Samen fest im Boden zu verankern.

Die Samenhaare von Cobaea scandens

Cobaea scandens, die Glockenrebe, ist eine Zierpflanze, die an Mauern und Gittern rankt und häufig angepflanzt wird. Die Samen sind daher im Fachhandel leicht erhältlich. *Cobaea scandens* gehört zu den Polemoniaceae, den Himmelsleitergewächsen, und hat wie andere Vertreter dieser Familie eine verschleimende Samenschale.

Die Samen sind dicht mit länglich-ovalen, einzelligen Haaren bedeckt (Abb. 1A), die beim trockenen Samen kollabiert sind und schuppenartig der Oberfläche anliegen (Abb. 1C). Wenn sie befeuchtet werden, schwellen sie an, strecken sich, platzen und setzen einen einzigen Zellulose-Faden frei (Abb. 1B), der etwa 3 cm lang ist. Im intakten Haar ist dieser Faden dicht aufgewunden, meist in über 150 Windungen (Abb. 1A, B, D). Er hat einen Durchmesser von 1–2 µm und bildet die innerste Lage der Zellwand des Haares (Abb. 1E, F) (Schnepf, 1974). Außen ist das Haar von einer Cuticula und einer sehr dünnen Primärwand bedeckt. Zwischen dieser und dem Zellulose-Faden liegt eine Schicht, die leicht quellbares Material enthält, in das feine Zellulose-Fibrillen eingebettet sind (Abb. 1F). Der Kontakt zwischen dieser Quellschicht und der Primärwand ist nur gering; beim Einbetten der Samen für die mikroskopische Untersuchung löst er sich oft (Abb. 1F).

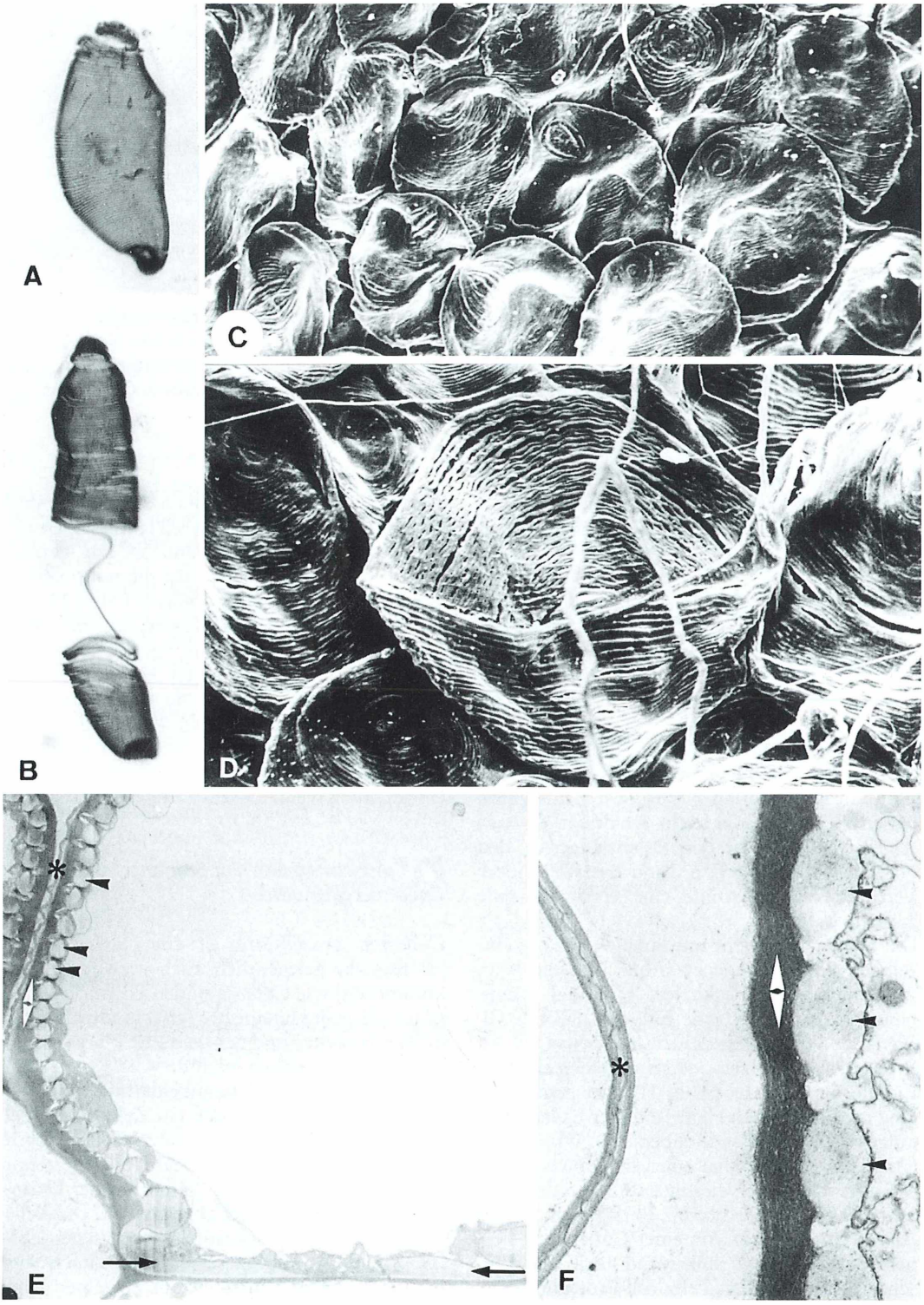
Die Quellschicht nimmt Wasser auf und treibt den Zellulose-Faden heraus. An der Spitze des Haares wird der Faden zu einer spiraligen Platte (Abb. 1C), ähnlich an der Basis. Hier fehlt die Quellschicht (Abb. 1E), so dass hier der Faden mit der Wand der darunter liegenden Zelle und dadurch mit dem Samen fest verbunden ist, auch wenn an ihm gezogen wird.

Die Epidermiszellen der Samenschale von Collomia grandiflora

Collomia grandiflora ist eine alte Gartenpflanze, die gelegentlich auch verwildert vorkommt und wie *Cobaea* zu den Polemoniaceen gehört. Wie der lateinische (griechischer Stamm kolla = Schleim) und der deutsche Name Leimsaat anzeigen, haben auch die *Collomia*-Arten eine verschleimende Samenepidermis.

Die Epidermiszellen bilden ein Zylinderepithel (Abb. 2A), in dem die einzelnen Zellen durch sehr dünne Seitenwände voneinander getrennt sind (Abb. 2B). Im reifen Samen ist der Protoplast der Epidermiszelle abgestorben. Die Zelle enthält dann einen schraubig gewundenen Zellulose-Faden (Abb. 2A), der aber auch aus mehreren Teilen und sogar aus einzelnen Ringen bestehen kann und 1–2 µm dick ist.

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



Dieser Faden ist umgeben von einer Gallerte, die aus einem pektinähnlichen (Färbung mit Rutheniumrot), stark quellbaren Material und eingelagerten sehr feinen Zellulose-Fibrillen besteht (Schnepf und Deichgräber, 1983a). Diese Gallerte erfüllt den ganzen Raum zwischen dem Rest des Protoplasten und der dünnen Seitenwand, bildet also quasi eine Säule. Die Zellulose-Fibrillen sind helikal-ringförmig quer zur Längsachse des Haares orientiert, parallel zum Zellulose-Faden (Abb. 2B, 2D). Dadurch verändert sich der Durchmesser der Gallertsäule kaum, seine Länge aber beträchtlich, wenn der Samen befeuchtet wird und die Gallerte quillt (Abb. 2D), ein weiteres Beispiel für den Antimizellar-Dehnungssatz (Schnepf, 2000). Dabei wird die Außenwand gesprengt und die Zellulose-Helix tritt hervor, bleibt aber immer von der Gallerte umhüllt (Abb. 2C, 2D). Erst wenn man die Gallerte mit einer Pinzette auszieht, verwischen sich die Grenzen zwischen den Zellen.

Der Nachweis, dass es sich beim Faden und bei den Fibrillen um Zellulose handelt, lässt sich mit Calcofluor White (Abb. 2D) und mit Chlor-Zink-Jod führen. Darüber hinaus lassen sich die Fibrillen auch mit Anilinblau fluochromieren, einem Nachweisreagenz für β,1-3-Glucane (Schnepf und Deichgräber, 1983a). Bei einem Samen, der ein bis zwei Stunden in Wasser gelegen hat, lässt sich die Masse der ausgetretenen Zellulose-Fäden nebst dem Quellmaterial leicht mit dem bloßen Auge erkennen.

Die Epidermiszellen der Samenschale von Salvia

In der heimischen Flora gibt es mehrere Salbei-(*Salvia*-)Arten. Wenn man ihre Samen befeuchtet, tritt sehr schnell ein feinfilziger Überzug hervor. Es handelt sich, ähnlich wie bei *Collomia,* um den ausgetretenen Inhalt der zylindrischen Samenschalen-Epidermiszellen (Haberlandt, 1924).

In den Abbildungen 3A und 3B ist dieser Inhalt zu sehen; hier ist seine Quellung stark reduziert, weil die Schnitte in eine Chloralhydrat-Lösung gelegt wurden. Er besteht aus einer hyalinen, gallertartigen Masse, in die ein helikal gewundenes Zellulose-Band eingelagert ist, was meistens aus drei dicht nebeneinander liegenden Fäden besteht (Abb. 3B, D). In der Zellmitte liegt der längliche Rest des Protoplasten. Gallerte und Zellulose-Band sind also auch hier eine modifizierte Zellwand. Auch wenn diese, mitsamt dem Protoplastenrest, schon weit aus der Zelle getreten ist, bleibt die Säulenform noch erkennbar (Abb. 3C). Erst wenn man dann an der Gallertmasse mit einer Pinzette zieht, verwischen sich die Grenzen (Abb. 3D).

Auch hier dürften wie bei *Collomia* feine Zellulose-Fibrillen die Gallertsäule zusammenhalten und eine Ausdehnung in nur einer Richtung erzwingen; eine detaillierte Untersuchung dazu steht aber noch aus.

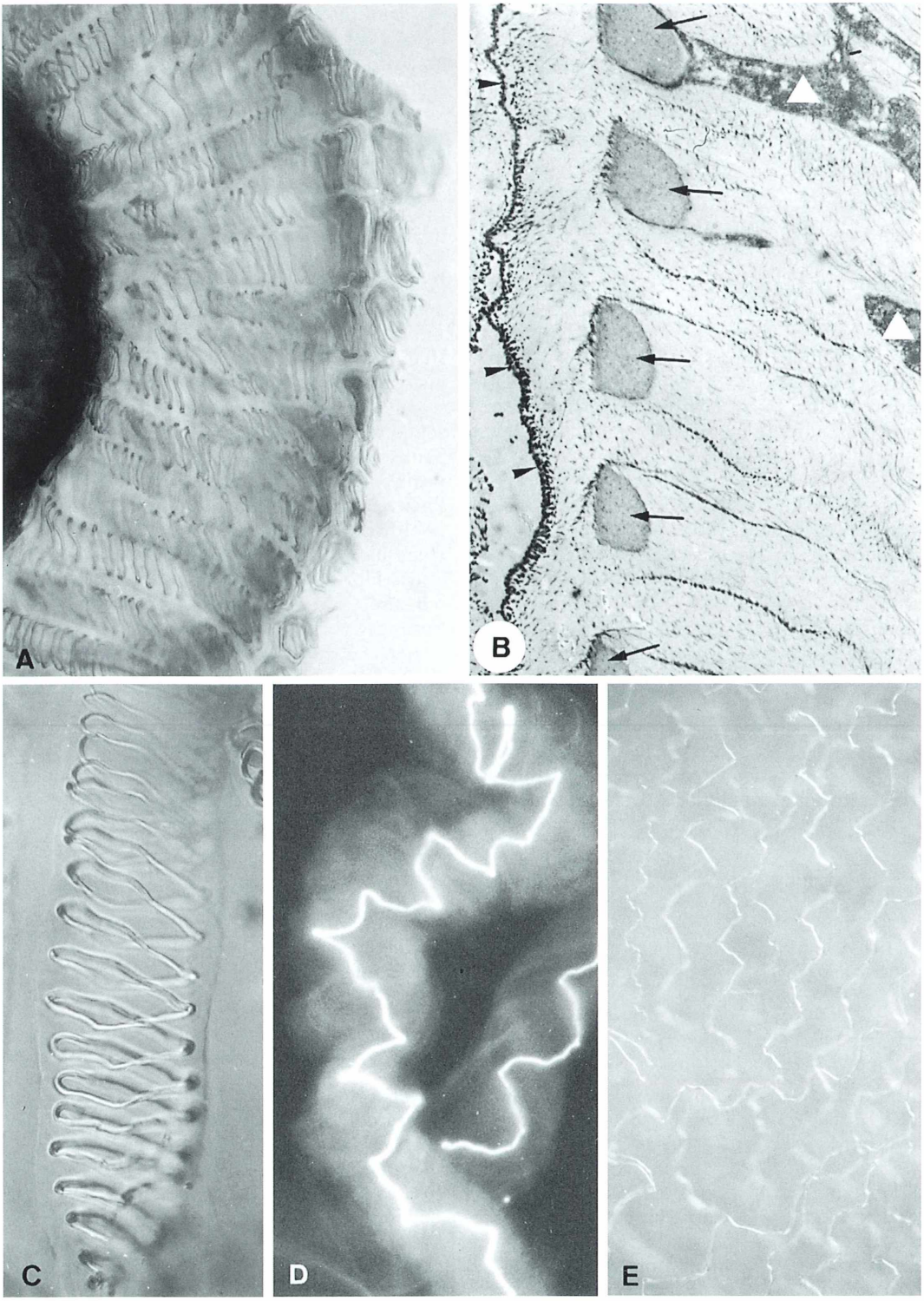
Diese verschleimenden, klebenden Samenepidermen – und übrigens auch die klebrigen Hüllen um den Samen der Mistel – sind also ästhetisch reizvolle und interessante Objekte für den Mikroskopiker; weitere Beispiele für ähnliche Untersuchungen findet man zum Beispiel bei Haberlandt (1924) und Küster (1956).

Abschließend sollte noch erwähnt werden, dass in allen diesen Fällen Mikrotubuli parallel zu den entstehenden Zellulose-Fibrillen liegen, also wohl an deren Ausrichtung beteiligt sind (Schnepf, 1974; Schnepf und Deichgräber, 1983a und 1983b).

◄

Abb. 1: *Cobaea scandens;* Samenhaare. A Leicht gequollenes Haar. Zellulose-Färbung mit Chlor-Zink-Jod, Hellfeld, 130×. B Leicht gequollenes und gequetschtes Haar; die Zellulloseschraube besteht aus einem einzigen Faden. Zellulose-Färbung mit Chlor-Zink-Jod, Hellfeld, 130×. C Aufsicht auf die Oberfläche eines trockenen Samens. Rasterelektronenmikroskopie (REM), 180×. D Aufgerissene Haarzelle. REM, 425×. E Schnitt durch die Basis eines fast reifen Haares; Seitenwand mit dünner Cuticula und Primärwand (Stern), Quellschicht (weiße Pfeilspitzen) und innen der vielfach quergeschnittene Zellulosefaden (schwarze Pfeilspitzen); die Basalplatte an der Wand zur subepidermalen Zelle (Pfeile) liegt der Primärwand direkt an. Transmissionselektronenmikroskopie (TEM), 3500×. F Ähnlich E, stärkere Vergrößerung. Die Quellschicht (weiße Pfeilspitzen) hat sich von der Primärwand (Stern) getrennt, Querschnitte durch den Zellulosefaden (schwarze Pfeilspitzen). TEM, 16 000×.

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



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

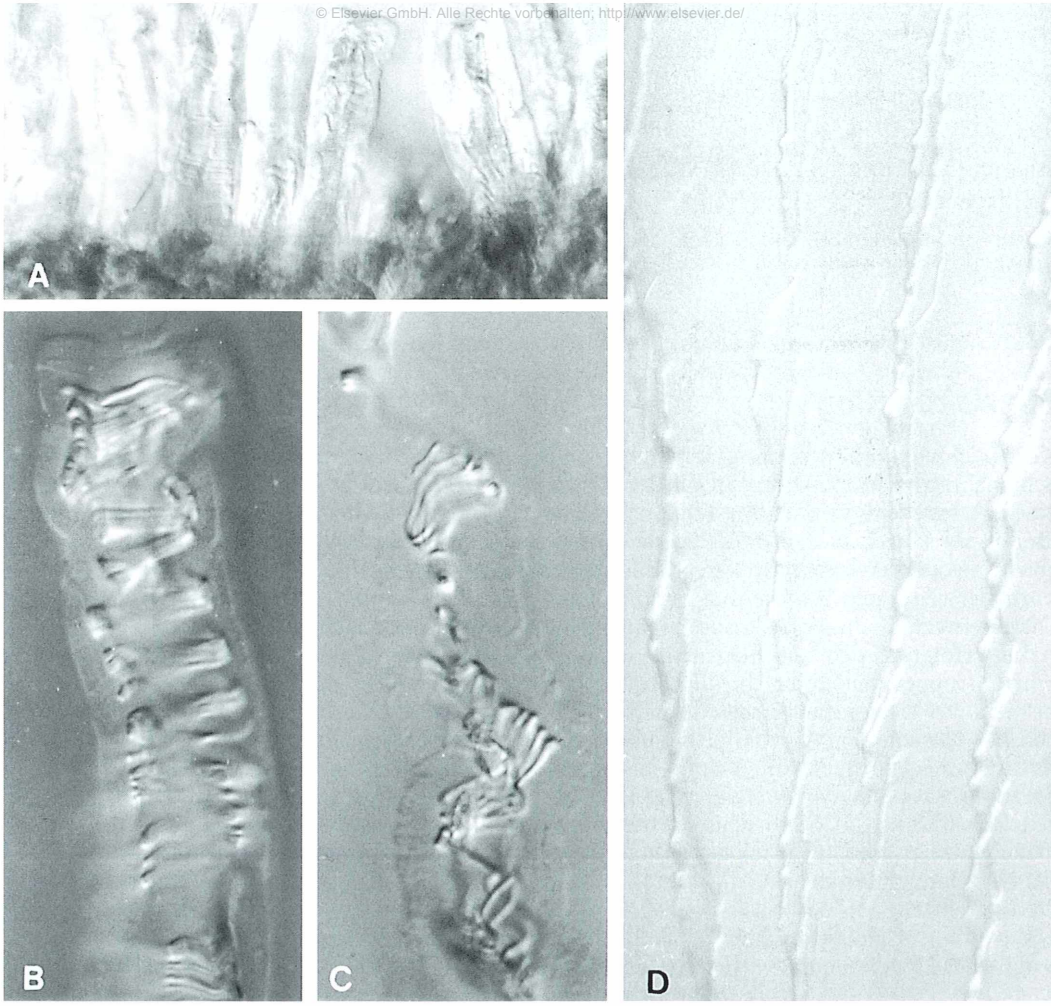


Abb. 3: *Salvia viridis*. A Ausgetretener, aber nicht voll gequollener Inhalt der Samenschalen-Epidermiszellen. Präparation in Chloralhydrat, DIK, 510×. B Ausgetretener, aber nicht voll gequollener Inhalt einer Samenschalen-Epidermiszelle. Die Zellulose-Schraube, die in Gallerte eingebettet ist, besteht aus 2–3 Bändern. Präparation in Chloralhydrat, DIK, 1330×. C Stärker verquollener Inhalt einer Samenschalen-Epidermiszelle. Der Durchmesser der Gallertsäule ist unverändert. DIK, 1330×. D Ausgezogene Zellulose-Schrauben, die jeweils aus 2–3 Bändern bestehen. DIK, 410×.

◄

Abb. 2: *Collomia grandiflora*. A Querschnitt durch die Samenepidermis; die Epidermiszellen sind leicht verquollen; Außenwand mit Cuticula abgesprengt; sichtbar die Zellulose-Schraube, die jede Zelle erfüllt. Hellfeld, 200×. B Längsschnitt durch eine fast reife Epidermiszelle, links die sehr dünne Primärwand zur Nachbarzelle (Pfeilspitzen); in der Gallerte, die den Raum zwischen der Primärwand und dem Rest des Protoplasten (weiße Dreiecke) erfüllt, ist die Zellulose-Schraube mehrfach angeschnitten (Pfeile). In der Gallerte liegen viele quer geschnittene Zellulose-Fibrillen, die als dunkle Punkte erscheinen, weil sie von einem kontrastreichen Material umhüllt sind. TEM, 6400×. C Ausgetretene Zellulose-Schraube, von Gallerte umhüllt. DIK, 1180×. D Ausgetretene und ausgezogene Zellulose-Schrauben, umhüllt von feinen Zellulose-Fibrillen. Fluorchromierung mit Calcofluor White, 800×. E Ausgezogene Zellulose-Schrauben. DIK, 200×.

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

Literaturhinweise

Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie. 6. Aufl. Engelmann, Leipzig 1924.

Küster, E.: Die Pflanzenzelle. 3. Aufl. Fischer, Jena 1956.

Schnepf, E.: Microtubules and cell wall formation. Portugaliae Acta Biologica, Sér. A, *14*, 451–462 (1974).

Schnepf, E., Deichgräber, G.: Structure and formation of fibrillar mucilages in seed epidermis cells. I. *Collomia grandiflora* (Polemoniaceae). Protoplasma *114*, 210–221 (1983a).

Schnepf, E., Deichgräber, G.: Structure and formation of fibrillar mucilages in seed epidermis cells. II. *Ruellia* (Acanthaceae). Protoplasma *114*, 222–234 (1983b).

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

Kurze Mitteilung

Ein Askus-Ring

Kennzeichnend für die große Gruppe der Schlauchpilze (Ascomycetales) ist der Besitz eines Askus, ein terminales, schlauchartiges Organ am Myzel, in dem sich die Meiose abspielt, aus der nach einer weiteren Teilung die normalerweise acht Askosporen hervorgehen. Die Freisetzung dieser Askosporen aus dem Askus erfolgt bei den verschiedenen systematischen Gruppen mit unterschiedlichen Mechanismen. Bei Vertretern verschiedener Gattungen der Familie der Verrucariales wurden die Öffnungsmechanismen mit dem Epifluoreszenzmikroskop unter Verwendung des Fluoreszenzfarbstoffes Calcofluorwhite untersucht. Dazu wird ein isoliertes Stück des Hymeniums, der Myzelschicht, in der sich die Aski befinden, 2 Minuten lang mit einer wässrigen 0,1%igen Lösung von Calcofluorwhite (= Fluorescent Brightener 28 von Sigma) versehen. Dann wird über das Hymenium vorsichtig ein Deckglas gelegt und leicht angedrückt, so dass sich die Aski ohne Zerreißen der Wandschichten spreiten. Die überschüssige Farbe wird etwa 30 Sekunden lang mit Leitungswasser abgespült. Die Beobachtung erfolgte am Zeiss Axioskop mit einer HBO 50-Lampe und dem Zeiss Filtersatz 01. Calcofluorwhite hat eine starke Affinität zu linearen Polysacchariden in β-Konfiguration und färbt zahlreiche β-Glukane an. Gegen einen dunklen Hintergrund färben sich die Hyphenwände der Verrucariales im Fluoreszenzmikroskop stark an, während die gelartige Matrix zwischen den Aski nur schwach gefärbt wird. Durch die Anfärbung der Zellwände kann gezeigt werden, dass die Öffnung des Askus bei *Verrucaria* nach selektivem Verschleimen der apikalen Exotunica-Schichten erfolgt. Bei einigen Vertretern der Ordnung der Verucariales kann außerdem eine ringförmige Struktur (Abb. 1) in der Spitzenregion des Askus mit Calcofluorwhite angefärbt werden, die am inneren Rand der Endotunica gelegen ist, daher auch wohl innerer Ring genannt wird. Dieser Ring ist jedoch nicht charakteristisch für alle Arten der Gattung *Verrucaria*; manche Vertreter entwickeln niemals diesen Ring. Auch wurde keine Korrelation der Anwesenheit des inneren Ringes mit der Größe der Askosporen gefunden. Er wird aber geregelt und deutlich in den Aski der Arten *Leucocarpia biatorella* und *Psoroglaena stigonemoides* gesehen. Der innere Ring dürfte als neues Merkmal für die Klassifikation von Askomyzeten, die in Symbiose mit Algen in Flechten (Lichenes) leben, möglicherweise eine Bedeutung bekommen, sobald weitere Gattung untersucht worden sind.

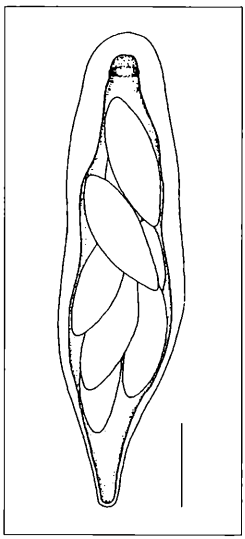


Abb. 1: Der Askus von *Leucocarpia biatorella*, mit Calcofluorwhite angefärbt, zeigt im apikalen Ende des Schlauches den inneren Ring, darunter die 8 Askosporen. Länge des Balkens: 20 µm (aus Grube, 1999).

Grube, M.: Epifluorescence studies of the ascus in Verrucariales (lichenized Ascomycotina). Nova Hedwigia *68*, 241–249 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Leben in der Grenzschicht – Festsitzende mikroskopische Organismen des Fließwassers nutzen eine physikalisch-ökologische Nische

Werner Nachtigall

Die höchste Fließgeschwindigkeit über umströmten Felsen an Wasserfällen beträgt etwa 6 m s^{-1}. Auf Luft umgerechnet entspricht das einer 14-fach höheren Geschwindigkeit von 84 m s^{-1} oder rund 300 km h^{-1}: hier tobt vergleichsweise der allerstärkste Orkan! Aber auch Geschwindigkeiten um 2 m s^{-1}, typisch für heruntergischtende Bergbäche, übertragen auf die kleinen Organismen einen gewaltigen Strömungsdruck. Ein festsitzendes Lebewesen erfährt damit einen immensen Strömungswiderstand. Es sollte augenblicklich weggerissen und fortgespült werden. Doch gibt es hier zahlreiche Aufwuchsorganismen, von Kieselalgen bis zu Ciliaten (Abb. 1 und 8), dazu flachgebaute Insektenlarven, die gerade hier leben. Wie schaffen sie es, nicht abgespült zu werden?

ffensichtlich liegt des Rätsels Lösung in der Kleinheit der Mikroorganismen, der den Aufwuchs nur wenig über den Untergrund hochragen lässt. Und in dieser Region herrschen, wie gezeigt wird, völlig andere Strömungsbedingungen als im „freien Wasser"

Die Grenzschicht

Dass es unmittelbar am Gewässerbett eine Wasserschicht geben muss, in der eine andere Geschwindigkeit herrscht als im freien Wasser, das zeigt eine einfache Überlegung.
Gehen wir in Gedanken vom Inneren eines mit, sagen wir, 2 m s^{-1} umströmten Steins am Grunde eines Bergbachs aus, hinein in das umströmende Wasser. Irgendwann kommt die oberste Molekülschicht des Steins, und wir gelangen in die erste Molekülschicht des Wassers. Zwischen diesen beiden direkt aneinandergrenzenden Schichten herrschen immense Adhäsionskräfte. Deshalb haftet die genannte Wasserschicht am Stein. Das gilt immer, wenn Fluide wie Wasser oder Luft Festkörper umströmen: Haftbedingung der Fluidmechanik.
Direkt am Stein herrscht also die Geschwindigkeit $v = 0$ m s^{-1}, weiter draußen die angenommene Geschwindigkeit der freien Strömung $v_\infty = 2$ m s^{-1}. (Das Zeichen ∞ (Unendlich) bei v ist (leider) eingeführt zur Kennzeichnung der „freien Strömung" Es bedeutet natürlich nicht, dass die Geschwindigkeit hier unendlich groß wäre!)
Könnte man sich von außen mit einer feinen Strömungssonde dem Stein nähern, so würde man feststellen, dass noch in einem Abstand im Millimeterbereich – nehmen wir einmal an, von 1,0 mm – die Geschwindigkeit v_∞ der freien Strömung zu messen wäre. Erst noch näher am Stein sinkt die Geschwindigkeit messbar ab, bis sie schließlich direkt an der Steinoberfläche den Wert 0 m s^{-1} erreicht.
Die dünne Schicht, in der dieser Geschwindigkeitsabfall erfolgt, nennt man Grenzschicht. Die Strecke zwischen $v = 0$ und $v = v_\infty$, senkrecht zur Kontur des Steins heißt Grenzschichtdicke δ; eine Präzisierung dieser Definitionen steht weiter unten. Die graphische Darstellung des Geschwindigkeitsverlaufs in der Grenzschicht nennt man das Grenzschichtprofil.

Eine Überlegung zum Grenzschichtprofil

Das einfachste derartige Profil, das man sich vorstellen könnte (das es zwar in dieser ausgedehnten Form tatsächlich nicht gibt, aber blei-

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

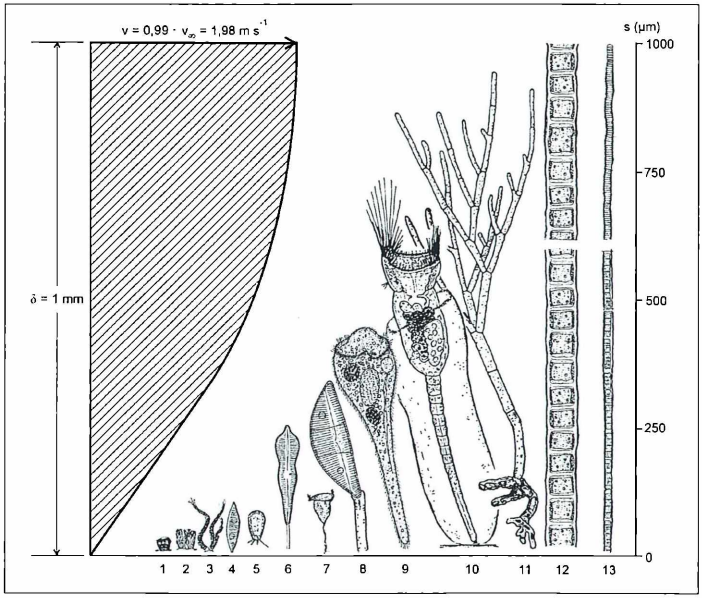
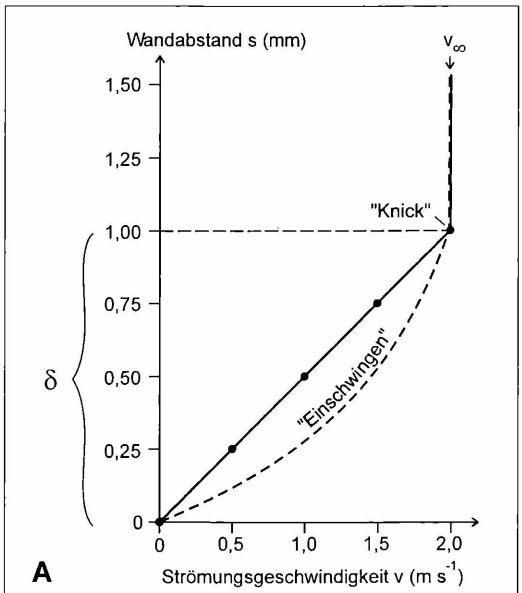


Abb. 1: Sessile oder anheftungsfähige Mikroorganismen, im allgemeinen (auch) im Fließwasser vorkommend, im Vergleich mit einer laminaren Grenzschicht von 1 mm Dicke. Vergleiche dazu Abbildung 3 A (unten) und das im Text erläuterte „Normbeispiel" eines mit 2 m s^{-1} umströmten Bergbachkiesels. Abbildungen und Längenangaben aus Streble und Krauter (1988), in der Größe der rechten Skala angepasst. 1 *Nostoc verrucosum* (Cyanobakterie, 7 µm). 2 *Chamaesiphon fuscus* (Cyanobakterie, 20 µm). 3 *Calothrix parietina* (Cyanobakterie, 30 µm). 4 *Fragilaria capucina* (Kieselalge, 40 µm). 5 *Euglypha laevis* (Schalenamöbe, ≤ 60 µm). 6 *Gomphonema acuminatum* (Kieselalge, Körperlänge ≤ 70 µm). 7 *Vorticella* spec. (Glockentier, mit Stiel ≥ 60 µm). 8 *Cymbella cistula* (Kieselalge, Körperlänge 180 µm). 9 *Stentor* spec. (Wimpertier, ≤ 400 µm). 10 *Collotheca calva* (Rädertier ≤ 520 µm). 11 *Cladophora* spec. (Grünalge, Jungform, ≤ 1000 µm). 12 *Ulothrix zonata* (Grünalge, Jungform, ≤ 1000 µm). 13 *Lyngbia martensiana* (Cyanobakterie, Jungform, ≤ 1000 µm)



v (m s^{-1})	0	0,5	1,0	1,5	2,0
s (mm)	0	0,25	0,5	0,75	1,0

B

ben wir kurz einmal bei diesem Denkbeispiel) wäre ein „lineares Geschwindigkeitsprofil" (Abb. 2A).

Die Strömungsgeschwindigkeit v nimmt in diesem Denkbeispiel mit zunehmendem Wandabstand s linear zu von v = 0 m s^{-1} (bei s = 0 mm) auf v = v_∞ = 2 m s^{-1} (bei s = 1 mm) zu. Nach der allgemeinen Geradengleichung y = mx + b $\left(m = \frac{\Delta y}{\Delta x}\right.$ Steigung der Geraden, b Ordinatenhöhe bei x = 0$\left.\right)$ ergibt sich mit y = s und x = v die spezielle Beziehung $s = \frac{1}{2}v + 0$ oder s = 0,5 v (s in mm, v in m s^{-1}). Damit kann man leicht die Wertetabelle der Abbildung 2B berechnen, deren Werte als gefüllte Kreise in Abbildung 2A eingetragen sind.

◄

Abb. 2: Denkbeispiel eines linearen Geschwindigkeitsprofils für eine Grenzschichtdicke von δ = 1,0 mm und eine Geschwindigkeit der freien Strömung von v_∞ = 2 m s^{-1}. Präzisierung: siehe Abbildung 3A. A Auftragung. B Wertetabelle. Weitere Erläuterungen sind im Text gegeben.

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

Ein Blick auf Abbildung 2A zeigt freilich sofort, dass das so nicht gehen kann. Bei $s = \delta = 1{,}0$ mm soll ja $v_\infty = 2$ m s^{-1} erreicht sein und weiter außen immer konstant bleiben, wie die eingezeichnete durchgezogene Linie verdeutlicht. Das bedeutet einen „Kurvenknick", der ja nun gar nicht einsehbar ist. Gefühlsmäßig würde man einen „ausgeglichenen" Verlauf annehmen, mit dem die Geschwindigkeit auf ihren Endwert „zustrebt" oder „einschwingt", etwa so, wie er als gestrichelte Linie eingezeichnet ist. Wir kommen gleich darauf zurück.

Laminare Strömung, ihr Geschwindigkeitsprofil und das Prandtl'sche Grenzschichtkonzept

Wir haben oben von der Wasserschicht gesprochen, die der Oberfläche des festen Körpers direkt anliegt. Darüber kann man weitere Wasserschichten annehmen, die übereinanderliegen wie die Spielkarten in einem Kartenstoß. Jede weiter oben liegende Schicht strömt ein wenig schneller, und nachdem $s = \delta = 1{,}0$ mm erreicht ist, strömen alle noch weiter oben liegenden Schichten gleich schnell. Sofern keine Störung vorliegt, existiert (unter bestimmten Randbedingungen) bei strömenden Fluiden tatsächlich eine solche „Schichtenströmung" Man nennt sie laminare Strömung (von lat. lamina, Schicht).

Sofern die Geschwindigkeit konstant ist, strömt ein Fluidteilchen in einer solchen Schicht auf einer geraden oder stetig gekrümmten Bahn in gleichen Zeiten um gleiche Strecken (Abb. 3A). Messungen haben gezeigt, dass sich das Profil einer laminaren Grenzschicht eher in Form einer Parabel darstellt, „parabolisches Geschwindigkeitsprofil", wobei aber der wandnahe Bereich gut durch eine Gerade annäherbar ist („wandnaher, linearer Ast des Profils"). Unsere Annahme von Abbildung 2 gilt also schon, aber nur in Wandnähe, nicht über die gesamte Grenzschichtdicke ausgedehnt.

Die Parabel nach Abbildung 3B sieht ganz ähnlich aus wie unsere in Abbildung 2A gestrichelt eingezeichnete „Kurve nach Gefühl". Den Endwert $v_\infty = 2{,}0$ m s^{-1} erreicht die Parabel theoretisch aber erst „asymptotisch" im Unendlichen (bei $s \to \infty$). Auf die Strömung bezogen bedeutet das, dass man eine „Grenzschichtdicke" eigentlich gar nicht angeben kann, weil die „Endgeschwindigkeit" von 2 m s^{-1} ja erst unendlich weit von der Festkörperoberfläche entfernt erreicht werden würde.

Der deutsche Strömungsmechaniker Ludwig Prandtl (1875 bis 1953), der Klassiker der Strömungslehre, auf den auch das Grenzschichtkonzept zurückgeht, hat aus der Not eine Tugend gemacht.

Prandtl hat zum einen definiert, dass die Grenzschichtdicke δ diejenige Strecke ist, über die die Geschwindigkeit von $v = 0$ auf $v = 0{,}99 \quad v_\infty$ (also 99% der Geschwindigkeit der freien Strömung) zugenommen hat. Das entspricht einerseits „fast exakten Verhältnissen" und macht die Sache nun andererseits praktikabel.

Und noch eine – etwas mutvoll erscheinende – Feststellung hat Prandtl getroffen. Wenn die

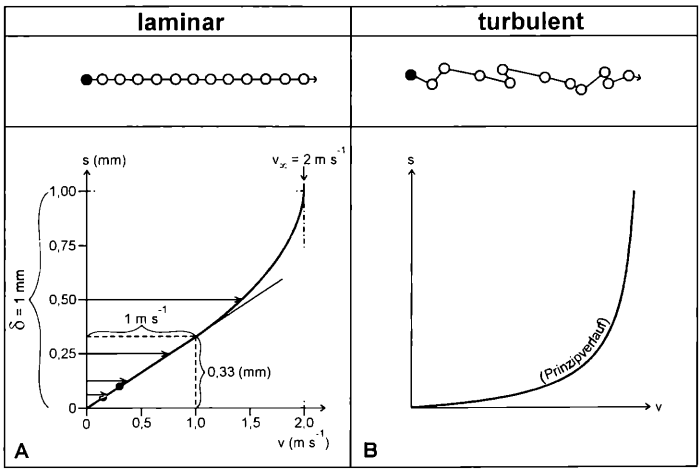


Abb. 3: Laminare (A) und turbulente (B) Strömungen, ihre Grenzschichtprofile und Geschwindigkeitsverteilungen. Eingetragen sind die Kenngrößen für δ und v von Abbildung 2.

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

„spielkartenartig" übereinander liegenden Fluidschichten aneinander entlangströmen – die weiter außen liegende stets mit etwas größerer Geschwindigkeit –, dann „reiben sie aneinander", übertragen also Kräfte. Das äußert sich so, dass auf den umströmten Körper eine Kraft wirkt: ein Widerstand. Theoretisch ginge diese Reibungsübertragung von Schicht zu Schicht bis ins Unendliche so weiter. Prandtl's zweite praktikable Festlegung: Reibung herrscht nur „innerhalb" der Grenzschicht (also im Bereich $s \leq \delta$. Weiter außerhalb ($s > \delta$) verläuft die Strömung reibungsfrei. Auch das entspricht „fast exakten Verhältnissen", denn für $s > \delta$ sind ja die Geschwindigkeitsunterschiede der einzelnen Schichten nurmehr winzig klein.
Durch diese beiden Annahmen wird die Sache nun praktisch beherrschbar. Dass Flugzeuge überhaupt so fliegen und Unterseeboote so schwimmen wie man sie berechnet hat, das beruht letztlich auch auf der Anwendung des Prandtl'schen Grenzschichtkonzepts.

Turbulente Strömung und ihr Geschwindigkeitsprofil

Von turbulenter Strömung sprechen die Fluidmechaniker, wenn einer Teilchenströmung nach Art der Abbildung 3A zufällige, feine Schwankungen in alle möglichen Richtungen überlagert sind. Diese können das Teilchen senkrecht zu seiner Bahn hin und her tanzen und in Richtung der Bahn mal schneller, mal langsamer sich bewegen lassen oder in sonst irgendeine Richtung weisen (Abb. 3B).
Der Turbulenzbegriff ist somit festgelegt. Er wird aber oft falsch angewendet. Mit „Wirbeln" hat er zunächst einmal nichts zu tun, höchstens im Sinne einer gewissen „Feinstwirbeligkeit" (Windwirbel, die Bäume schwanken lassen und Flugzeuge hin und her kippen können, werden ungeschickterweise häufig als „atmosphärische Turbulenz" bezeichnet. Die Strömung in solchen großen Wirbeln kann aber durchaus laminar verlaufen!)
Die genannten feinen und zufälligen Schwankungen des Fluidteilchens kommen daher, dass es von benachbarten Teilchen zufällige Stöße erfährt. Das geschieht, wenn die Feinströmung ungeordnet – also nicht in parallelen Bahnen oder Schichten – verläuft. Natürlich wird das somit angestoßene Teilchen seine Energie an ein anderes Teilchen weitergeben, mit dem es zufällig zusammenstößt, und so fort. Durch die vielen Stoßvorgänge, die ja im allgemeinen „von außen kommend" in die Grenzschicht hineinwirken, wird in einer turbulenten Grenzschicht mehr Energie in den wandnahen Bereich gebracht als in einer laminaren. Das heißt, die wandnahe Strömung verläuft vergleichsweise rascher. Das turbulente Grenzschichtprofil stellt sich damit „völliger" oder „bauchiger" dar als das laminare (vergleiche Abb. 3A und 3B). Es können damit auch größere (Reibungs-)Kräfte auf die Wand eines umströmten Körpers übertragen werden. Das heißt, der turbulent umströmte Körper kann einen größeren Widerstand erfahren als der laminar umströmte. Wir wollen diesen Aspekt hier aber nicht weiter verfolgen; an Hand biologischer Beispiele näher beschrieben ist er in Nachtigall (2000).

Grenzschichtdicke, abhängig von der Laufstrecke. Umschlag und Ablösung

Kehren wir zurück zu dem umströmten Stein des Bergbachs, auf dem mikroskopisch kleine Organismen angesiedelt sind und zarte, häufig flachgebaute Wasserinsektenlarven sitzen können. Wie entwickelt sich eine Grenzschicht vom „Staupunkt" aus?
Nehmen wir an, der Stein sei im Querschnitt ellipsoid und werde im Gedankenversuch an einem Träger im freien Wasser gehalten (Abb. 4A). Die auftretende Strömung teilt sich im vorderen Staupunkt. Dort wird sie auf Null abgebremst, und es entwickelt sich, vom Staupunkt aus, rund um den Stein, eine Grenzschicht zunehmender Dicke. Diese ist zunächst laminar. Sie kann nach einiger Laufstrecke – wenn der Stein groß genug ist – in die Turbulenz umschlagen. Erfahrungsgemäß löst sich die Strömung kurz hinter der größten Dicke des umstömten Körpers ab: kleinere Störungen schaukeln sich auf, die Grenzschicht gerät ins Schwingen, rollt sich auf und löst sich in Form von Wirbelpaketen ab. Hinter dem Stein ist die Strömung voll verwirbelt; man spricht von einem „Totwasser"
In der Abbildung 4A ist die Grenzschicht nicht eingezeichnet, doch sind die Stromlinien angedeutet. Sie drücken sich zusammen, sobald die Körperkontur „ansteigt" also bis zur Mitte des ellipsoid gedachten Steins. Das heißt, die Umströmung außerhalb der Grenzschicht verläuft

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

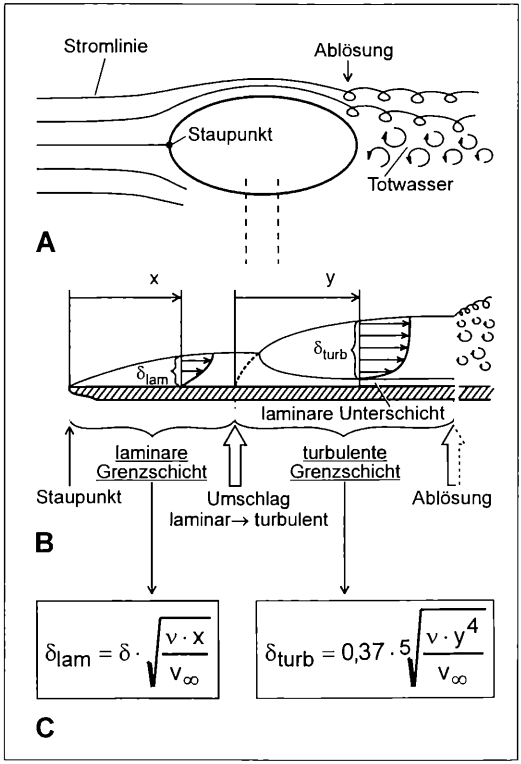


Abb. 4: Entwicklung von Grenzschichten, Umschlag und Ablösung. A Umströmter, suspendierter Stein mit Stromlinien-Einzeichnung. B „Reibungsblatt" mit Grenzschicht-Einzeichnung. C Formeln zur Dicke δ der laminaren und turbulenten Grenzschicht

hier rascher, und der Strömungsdruck auf die Körperwand, der „Wanddruck", sinkt; vergleiche ein Physiklehrbuch zum Stichwort „Bernoulli-Gleichung" Soweit kann nicht viel passieren. Hinter der größten Körperbreite aber laufen die Stromlinien wieder auseinander, die Geschwindigkeit sinkt und der Wanddruck steigt. Nun wird es schwierig, gerade für eine energiearme, laminare Grenzschicht. Durch den Druckanstieg wird sie abgebremst, kann wandnah sogar ihre Strömungsrichtung umkehren, zerfällt und löst sich wirbelig ab.

Grenzschichten sind gut untersucht an dem sogenannten Reibungsblatt, einer dünnen, vorne einseitig zugeschärften, ebenen Blechplatte, die parallel (Anströmwinkel = 0 °) angeströmt wird. Diese ist zwar nicht so gewölbt wie ein Stein, aber man kann sie in Gedanken um den Stein herumlegen („Staupunkt Platte" auf „Staupunkt Stein"), und die im Folgenden geschilderten und formelmäßig zusammengestellten Vorgänge ohne große Fehler auf den umströmten Körper übertragen, zumindest was die Reibungsvorgänge und die Veränderungen in der Grenzschicht anbelangt.

Vom Staupunkt des Reibungsblatts aus bildet sich eine zunächst laminare Grenzschicht aus. In Strömungsrichtung nach hinten wird ihre Dicke immer größer. An einer Stelle in Abbildung 4B ist ein laminares Grenzschichtprofil eingezeichnet. Die Grenzschichtdicke δ als Funktion des Abstands x vom Staupunkt kann man nach der Formel in Abbildung 4C, links, berechnen.

Nach einiger Laufstrecke (die ebenfalls berechenbar ist, hier nicht näher angeführt) schlägt die laminare Grenzschicht in die Turbulenz um und verdickt sich gleichzeitig. An einer Stelle ist in Abbildung 4B ein turbulentes Grenzschichtprofil eingezeichnet. Auch diese turbulente Grenzschicht verdickt sich mit zunehmendem Abstand y von ihrem „Fußpunkt" aus weiter; ihre lokale Dicke ist nach der Formel in Abbildung 4C, rechts, berechenbar. Schließlich kommt es zum Zerfall und zur Ablösung der turbulenten Grenzschicht.

Steht das Reibungsblatt nur ein wenig schräg zur Strömung (Anstellwinkel ≠ 0), kann eine Ablösung bereits viel weiter vorne, im Bereich der laminaren Grenzschicht, auftreten. Bei unregelmäßigen Körpern sind die Umschlags- und Ablösungspunkte lokal unterschiedlich und kaum vorherzusagen.

Doch zurück zum überschaubaren Fall einer laminaren Grenzschicht, wie sie im „ansteigenden Bereich" eines umströmten, glatten Steins auftreten wird.

In Abbildung 3A ist ein laminares Grenzschichtprofil nach der klassischen Theorie von Blasius (1908) mit den Kenngrößen unseres Modellbeispiels ($\delta = 1$ mm, $v_\infty = 2$ m s^{-1}) eingezeichnet. In einigen Abständen ist die jeweils resultierende Geschwindigkeit mit Pfeilsymbolen eingezeichnet. Wie erkenntlich steigt die Geschwindigkeit von $s = 0$ bis $s \approx 0{,}33$ mm (das entspricht 1/3 der Grenzschichtdicke δ) von $v = 0$ bis $v \approx 1$ m s^{-1} (das entspricht 1/2 der „Endgeschwindigkeit" v_∞). Wenn man ein Lineal anlegt, erkennt man schön, dass die Geschwindigkeitszunahme in diesem Bereich linear erfolgt, gerade so, wie in unserem Denkbeispiel der Abbildung 2A. Mit den beiden

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

Endwerten dieses Bereichs kann man ein Steigungsdreieck m = Δ s/Δ v bilden. In unserem speziellen Fall berechnet sich die Steigung zu 0,33 (mm)/1 (m s^{-1}) = 0,33 (mm/m s^{-1}). Damit heißt die spezielle Gleichung s = 0,33 v, aufgelöst nach der Geschwindigkeit: v = 3 s (s in mm, v in m s^{-1}).

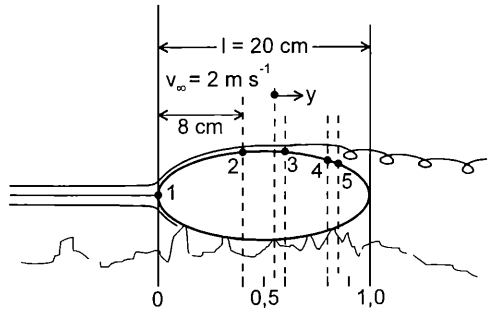
Im allgemeinen Fall beträgt die Steigung (und das kann man nun als grobe Faustregel auch für andere Fälle nehmen) m = 1/3 δ/1/2 v_∞ = 2/3 δ (mm)/v_∞ (m s^{-1}). Damit heißt die allgemeine Gleichung s = (2/3 δ/v_∞) v, aufgelöst nach der Geschwindigkeit: v = 3/2 s v_∞/δ (s in mm, v und v_∞ in m s^{-1}).

Benutzen wir die letztere Gleichung zur Berechnung zweier wandnaher Punkte unseres Geschwindigkeitsprofils für Abbildung 3A. Einen Zehntelmillimeter von der Wand entfernt (s = 0,1 mm = 1/10 δ) beträgt die Geschwindigkeit v = 2/3 1/10 · 2/1 = 0,3 (m s^{-1}).

Einen Zwanzigstelmillimeter von der Wand entfernt beträgt die Geschwindigkeit dann nur noch 0,15 m s^{-1}, also lediglich 7,5% der Geschwindigkeit in der freien Strömung! Diese beiden Rechenwerte sind in das Profil von Abbildung 3, links, als gefüllte Kreise eingezeichnet.

Vorausgesetzt, man kann von einer laminaren Grenzschicht ausgehen, lässt sich somit die Geschwindigkeit an jedem Ort im Abstand x vom Staupunkt und in jeder Höhe s über der Festkörperoberfläche berechnen beziehungsweise abschätzen. Man berechnet zuerst die lokale Grenzschichtdicke nach $\delta_{lam} = 5\sqrt{\frac{\nu \cdot x}{v_\infty}}$ und dann damit die lokale Geschwindigkeit nach $v \approx 3/2\,\frac{s\,v_\infty}{\delta_{lam}}$ (jeweils δ_{lam} und s in mm, x in m, v und v_∞ in m s^{-1}, ν in m^2 s^{-1}).

Das kann interessant sein, wenn man beispielsweise abschätzen will, welche Strömungsbedingungen eine mit ansitzendem Gallertstiel 30 µm lange Kieselalge *Gomphonema divaceum* (Eigenlänge einer kleinen Form 25 µm, der Mittelpunkt der Alge liegt dann 37,5 mm über der Oberfläche) im Abstand von 3 cm vom Staupunkt vorfindet. Versuchen Sie's mal! Was schließen Sie aus dem Ergebnis?



Punkt 1: Staupunkt
x = 0
δ = 0
$v_{\delta/4}$ = 0

Punkt 2: Zunehmende Kontur
laminare Grenzschicht
x = 0,4 l
δ_{lam} = 1,00 mm
$v_{\delta/4}$ = 0,75 mm s^{-1}

Punkt 3: Umschlagpunkt
x = 0,6 l

Punkt 4: Abnehmende Körperkontur
turbulente Grenzschicht
x = 0,8 l
y = 0,25 l
δ_{turb} = 1,85 mm

Punkt 5: Punkt der turbulenten Ablösung
x = 0,85 l
y = 0,3 l

Abb. 5: Ausgewählte Punkte an einem umströmten Stein von l = 20 cm Länge mit Angabe der Grenzschichtdicken, ausgewählter Grenzschichtgeschwindigkeit und Strömungskennzeichnungen

Ein Beispiel für Grenzschichtdicke und Fließgeschwindigkeit

Was besagt nun all das für die Biologie? Gehen wir von einem eingängigen Beispiel aus. Ein 20 cm langer Stein, etwa nach Art der Abbildung 5, liege oberflächlich so auf dem Grund eines sommerlich warmen Bachs, dass sich ein Staupunkt und eine einigermaßen ungestörte Umströmung ausbilden kann. Mit welcher Grenzschichtdicke und Strömungsgeschwindigkeit innerhalb der Grenzschicht ist zu rech-

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

nen, wenn die Randbedingung „ $v_\infty = 2\ m\ s^{-1}$“ weiter gelten soll, der Umschlagspunkt laminar/turbulent bei 0,6 l und der Ablösepunkt bei 0,85 l (l = Steinlänge) liegt?
Als „typische Lage“ sei einmal ein Punkt im Abstand von 8 cm (0,4 l) vom Staupunkt, als „typische Geschwindigkeit in der Grenzschicht“ sei die Geschwindigkeit bei einem Viertel der Grenzschichtdicke δ angeführt, bezeichnet als $v_{\delta/4}$.
Bei 0,4 l, also 8 cm hinter dem Staupunkt des (glatten) Steins, herrscht noch laminare Strömung. Hierfür berechnet sich:

$$\delta_{lam} = 5 \cdot \sqrt{\frac{\nu\ x}{v_\infty}} = 5 \cdot \sqrt{\frac{1{,}01\ \ 10^{-6}\,(m^2\,s^{-1}) \cdot 0{,}08\,(m)}{2\,(m\,s^{-1})}} =$$

$$5\ \ \sqrt{0{,}04 \cdot 10^{-6}\,(m^2)} = 1\ \ 10^{-3}\,(m) = 1\ mm$$

$$v_{\delta/4} \approx 3/2\ \ \frac{s \cdot v_\infty}{\delta_{lam}} = 1{,}5 \cdot \frac{\delta_{lam}}{4} \cdot \frac{2\,(m\,s^{-1})}{\delta_{lam}} = 0{,}75\ m\,s^{-1}$$

Die Abbildung 5 zeigt einige weitere Rechenwerte unter Verwendung der angegebenen Formeln.
Die Grenzschichtdicken sind also für diesen großen, sehr rasch umströmten Bachkiesel durchaus bescheiden. Sie schwanken zwischen 0 und höchstens 1,8 mm. Die Fließgeschwindigkeit in der Grenzschicht schwankt in diesem Beispiel immer zwischen 0 m s^{-1} und 2 m s^{-1}, jedoch in unterschiedlicher Weise (laminar oder turbulent) und über unterschiedliche Strecken (das heißt, Grenzschichtdicken).
Die Anströmgeschwindigkeit steht im Nenner der Gleichung. Bei größeren Geschwindigkeiten wird die Grenzschicht also dünner. Das ist im Prinzip schlecht für etwas höheren Aufwuchs, denn gerade dann, wenn es „gefährlich schnell“ wird, muss er sich „stärker ducken“; die Besiedelung rasch umströmter Oberflächen wird in doppelter Hinsicht schwierig. Bei geringerer Fließgeschwindigkeit dagegen sind die Widerstandsbeiwerte sowieso kleiner, und hier wird die Grenzschicht auch noch dicker (Abb. 6), sodass Organismen einer gegebenen Größe mit einem geringen prozentualen Anteil der jeweils typischen Geschwindigkeit v_∞ angeströmt werden. Hier gibt es also einen doppelten Vorteil. Das geht so weit, dass die Grenzschicht bei kleinsten Geschwindigkeiten der freien Strömung (im Bereich von wenigen cm s^{-1} bis etwa 1 dm s^{-1}) im Vergleich zur Größe der Aufwuchsorganismen so immens dick wird, dass

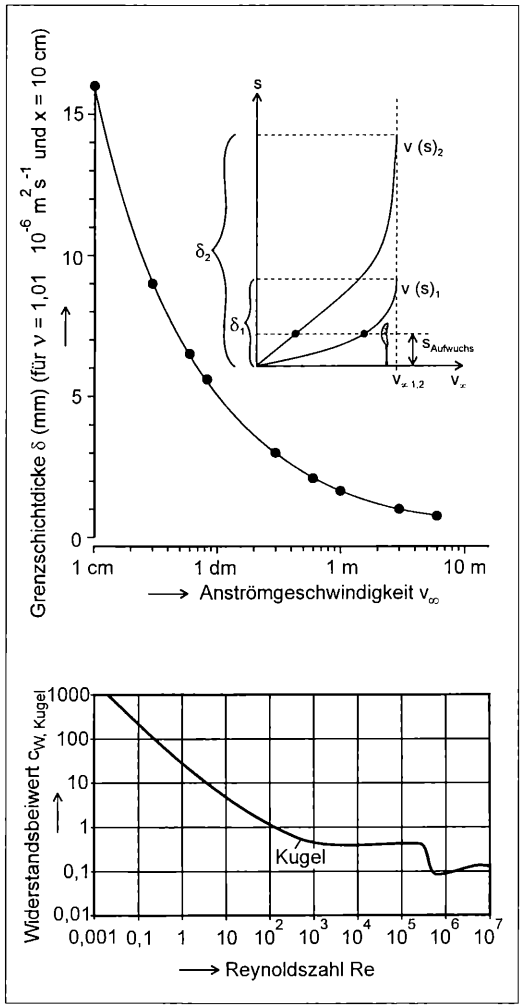


Abb. 6: Grenzschichtdicke und c_W (Re)-Abhängigkeit. A Grenzschichtdicke für v = const und x = const (siehe Ordinate) abhängig von der Geschwindigkeit v_∞, die letztere logarithmisch aufgetragen. Bei sehr kleiner Anströmungsgeschwindigkeit im Bereich weniger cm s^{-1} werden die Grenzschichten immens dick, ≥ 1 cm. Einschaltbild: Bei größeren Grenzschichtdicken δ_2 (> δ_1), d.h. kleineren v_∞, erfährt ein Aufwuchsorganismus gegebenen Abstands „$s_{Aufwuchs}$ von der Festfläche“ einen geringeren Anteil an der dort herrschenden Geschwindigkeit $v_{\infty\,2}$ (< $v_{\infty\,1}$). B Abhängigkeit des Kugel-Widerstandsbeiwerts $c_{W\,Kugel}$ von der Reynoldszahl Re.

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

die hier vorgestellten Überlegungen an Relevanz verlieren (Einschaltbild in Abb. 6).
Für Organismen, die gerade ein Viertel so groß sind wie die jeweils betrachtete Grenzschichtdicke, sind die Anströmungsgeschwindigkeiten am Oberende des Organismus um komfortable 63% (Punkt 2) bis etwa 40% (Punkt 4, berechnet nach einer hier nicht angegebenen Beziehung) geringer als in der freien Strömung, und je niedriger der „Aufwuchs" ist, desto weniger rasch wird er angeströmt. Für $\delta/10$ liegt die Reduktion im Laminarfall bereits bei über 90%! Entsprechend geringer sind die Widerstandskräfte, denen der Organismus ausgesetzt, desto weniger wird er abgebogen und desto weniger wird sein Aufwuchsteil (Fußscheibe, Gallertstiel oder Ähnliches) auf Biegung, tangentiale Zerrung oder auf Zug beansprucht. Am Steinende, im langsam und verwirbelt strömenden Totwasser, können sich schließlich lange Fadenalgen und selbst Moose ansiedeln (siehe unten).
Diese Überlegungen kann man noch ein wenig quantifizieren. Festsitzende mikroskopisch kleine Organismen, die in rasch strömenden Fließgewässern leben, müssen einen möglichst geringen Widerstand erzeugen. Dies nicht nur deshalb, weil sie sonst abgerissen werden könnten; bei zu starker Abbiegung und Schwankung wäre auch die normale Formhaltung, etwa das Entfalten des Cilienkranzes von Glockentierchen oder des Räderapparats von Rädertierchen, und somit auch die charakteristische Art der Nahrungsaufnahme nicht mehr möglich.

Einige Kenngrößen

Kurz angeführt seien einige fluidmechanische Kenngrößen, die wir für die weitere Betrachtung brauchen. Sie sind bei Nachtigall (1977, 1998) ausführlich definiert und in ihrer gegenseitigen Abhängigkeit besprochen.

Widerstand F_W. Der strömungsmechanische Widerstand F_W ist eine Kraft, gemessen in Newton (N), die an jedem umströmten Körper auftritt und in Strömungsrichtung weist. Es gelten die Beziehungen $F_W = c_W\ A\ 1/2\ \rho\ v^2$ (Newton'sches quadratisches Widerstandsgesetz, gilt für alle Körper und, wenn man die c_W (Re)-Abhängigkeit einbezieht, für alle Re-Zahlen) und $F_W = 3\ \pi\ \eta\ d\ v$ (Stokes'sches lineares Widerstandsgesetz, $F_W \sim v$, gilt für Kügelchen bei kleinen Re-Zahlen Re < 0,1).
In unserem Fall bedeutet c_W den Widerstandsbeiwert eines Kügelchens, d (m) den Durchmesser eines Kügelchens, A (m^2) die Stirnfläche, das heißt die Kreisfläche, in der das Kügelchen erscheint, wenn man es aus der Anströmungsrichtung betrachtet, ρ (kg m^{-3}) die Dichte des strömenden Mediums (bei Wasser rund 10^3 kg m^{-3}), η (kg m^{-1} s^{-1}) die dynamische Zähigkeit des strömenden Mediums, bei Wasser von 18 °C → 10^{-3} (kg m^{-1} s^{-1}), v (m s^{-1}) die Anströmgeschwindigkeit. Überlegungen zum Stokes'schen Gesetz bezüglich des Absinkens kleiner Planktonformen stehen bei Nachtigall (1998, 1999 a und b).
Widerstandsbeiwert c_W. Der Widerstandsbeiwert c_W ist eine dimensionslose Kenngröße, die die Fähigkeit eines Körpers bezeichnet, Widerstand zu erzeugen. Ein großer c_W-Wert bedeutet große Widerstandserzeugung. Tropfenförmige Körper haben kleine c_W-Werte, Fallschirmformen, auch baumartig verästelte Formen, haben große c_W-Werte.
Reynoldszahl Re. Die Reynoldszahl Re ist ebenfalls eine dimensionslose Kenngröße: Re = v l/ν. Hierbei ist v (m s^{-1}) die Fließgeschwindigkeit, l (m) eine charakteristische Körperlänge, bei Kugeln der Durchmesser, ν (m^2 s^{-1}) die kinematische Zähigkeit des strömenden Mediums, für Wasser von 0 °C gilt ν = 1,78 10^{-6}; für Wasser von 20 °C gilt ν = 1,01 10^{-6} m^2 s^{-1}. Kleine Reynoldszahlen kennzeichnen die Strömungssituation kleiner und/oder langsam umströmter Körper. Näheres zu biologischen Beispielen bei Nachtigall (1977).
c_W (Re) Beziehung. Der Widerstandsbeiwert c_W ist eine Funktion der Reynoldszahl. Mit kleiner werdender Reynoldszahl steigt er (Abb. 6B; vergleiche auch Nachtigall 1998, S. 74 und 1999 b, S. 234). Kleinere Gebilde besitzen also per se die Eigenschaft, vergleichsweise größere Widerstände zu erzeugen (!). Wir werden weiter unten sehen, wie wichtig das ist. Für biologische Phänomene wurde diese Eigenschaft bislang nur wenig mitbedacht, für das hier vorliegende Problem noch gar nicht.

Wie wirkt sich das Positionieren in der Grenzschicht auf die Widerstandserzeugung aus?

Zu dieser Frage können wir qualitativ überlegen, welche Parameter wohl für kleineren oder

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

größeren Widerstand sorgen. Gehen wir davon aus, dass die Erzeugung geringen Widerstands für den angeströmten Organismus günstig ist, die Erzeugung großen Widerstands ungünstig.
A: Kleinere Aufwuchsorganismen haben eine geringere Re-Zahl und damit einen größeren c_W-Wert: ungünstig.
B: Kleinere Aufwuchsorganismen leben in der Grenzschicht näher an der umströmten Festfläche und damit bei drastisch geringerer Geschwindigkeit: günstig; sehr bedeutsam.
In Abbildung 7 ist unter Übernahme der Randbedingungen von Abbildung 2 eine schematische Überlegung illustriert: Ein gedachter Organismus mit einem Kugelköpfchen von 1/10 mm Durchmesser (nur dessen Widerstand ist betrachtet) sitze auf unterschiedlich langen Stielchen außerhalb (Nr. 1), an der Grenze (Nr. 2) und innerhalb (Nr. 3–6) der Grenzschicht. Betrachten wir ausführlicher den Fall 1:

ad 1: $v = 2\ m\ s^{-1}$; $l = d = 10^{-4}$ m;

$$A = \left(\frac{d}{2}\right)^2 \pi = 7{,}85 \quad 10^{-9}\ m^2;$$

$$Re = v \quad l/\nu = 2 \quad 10^{-4}/1{,}01 \quad 10^{-6} = 198$$

Für einen Kugelkörper dieser Reynoldszahl kann man aus der Abbildung 6B einen c_W-Wert von etwa 0,8 ablesen. Damit berechnet sich der Widerstand zu

$$F_W\ (N) = 0{,}8 \quad 7{,}85 \quad 10^{-9}\ (m^2) \quad 1/2 \quad 10^3\ (kg\ m^{-3}) \quad [2\ (m\ s^{-1})]^2 = 1{,}26 \quad 10^{-5}\ N.$$

Wir setzen diesen Widerstand für ($v \rightarrow v_\infty$) sowie die Geschwindigkeiten $v_1 = v_2$ und den zugehörigen c_W-Wert von 0,8 jeweils gleich 100%. Analog gelten für die weiteren Fälle die Werte von Abbildung 7A.
Mit zunehmender Kleinheit des Organismus (hier: bei immer geringerem Abstand seines Kugelköpfchens vom äußeren Ende der Grenzschicht) sinkt einerseits die Reynoldszahl Re, andererseits der absolute Widerstand F_W (in N) oder der relative Widerstand F_W (in %), weil die Anströmgeschwindigkeit v drastisch kleiner wird. Demgegenüber spielt die Erhöhung des c_W-Werts mit kleinerer Re-Zahl offensichtlich nicht die beherrschende Rolle; sie wird von dem erstgenannten Phänomen überkompensiert.
In der Abbildung 7A sind neben den Grenzschichtkenngrößen auch berechnete Widerstände für den Kugelkörper von 1/10 mm angegeben, und zwar der tatsächliche Widerstand F_W, und ein fiktiver Widerstand $F_W{}^*$:

$F_W = c_W\ A\ 1/2\ \rho\ v^2$ (c_W (Re) berücksichtigt)
$F_W{}^* = 0{,}8\ A\ 1/2\ \rho\ v^2$ ($c_W = c_{W\ für\ v_\infty} \rightarrow$ const gesetzt)

Diese beiden Widerstände sind – um der Anschauung zu entsprechen und einen Vergleich mit Abbildung 7B zu ermöglichen – auf der Abszisse (horizontale Achse) der Graphik der Abbildung 7C als Funktion von s (vertikale

Punkt Nr.	s			v		Re	c_W		F_W		$F_W{}^*$	
	mm	%	Bruchl. von δ	$m\ s^{-1}$	%	(-)	(-)	%	N	%	N	%
1 + 2	≥ 1	≥ 100	≥ δ	2,0	100	198	0,8	100	$2{,}51\ 10^{-5}$	100	$2{,}51\ 10^{-5}$	100
3	0,5	50	1/2 δ	1,6	80	158	1,0	125	$2{,}01\ 10^{-5}$	80	$1{,}61\ 10^{-5}$	64
4	0,25	25	1/4 δ	0,8	40	79	1,5	188	$7{,}54\ 10^{-6}$	30	$4{,}02\ 10^{-6}$	16
5	0,125	12,5	1/8 δ	0,4	20	40	2,5	313	$3{,}14\ 10^{-6}$	13	$1{,}01\ 10^{-6}$	4
6	0,063	6,25	1/16 δ	0,2	10	20	2,9	363	$9{,}11\ 10^{-7}$	3,6	$2{,}51\ 10^{-7}$	1

A

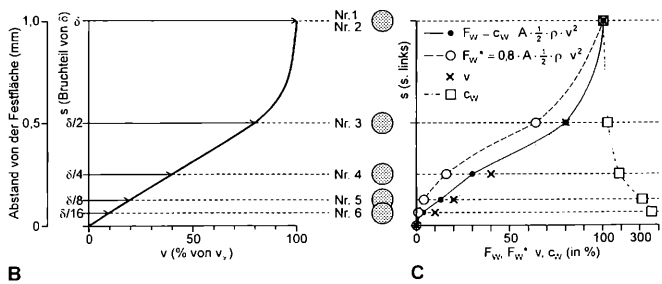


Abb. 7: Geschwindigkeitsverlauf, Verlauf der Kenngrößen Reynoldszahl Re und Widerstandsbeiwert c_W sowie Verlauf des Widerstands F_W eines Normkügelchens von 1/10 mm Durchmesser in der laminaren Grenzschicht des Textbeispiels ($v_\infty = 2\ m\ s^{-1}$, $\delta = 1$ mm) mit zunehmendem Abstand s von der Festfläche. A Tabelle, B Grenzschichtverlauf und Lage des Kügelchens außerhalb (1) und innerhalb (3–6) der Grenzschicht. C Auftragung von Werten der Tabelle A. Zur Kennzeichnung der Größe F_W und der fiktiven Größe $F_W{}^*$ vergleiche auch den Text.

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

Achse) aufgetragen. Zusätzlich ist die prozentuale Geschwindigkeit und der prozentuale Widerstandsbeiwert aufgetragen. (Um dem üblichen Auftragungsmodus zu entsprechen (F_W = Abhängige → vertikale y-Achse, s = Unabhängige → horizontale x-Achse) betrachte man die Graphik bei umgeblättertem Blatt gegen eine starke Lichtquelle von hinten, mit der s-Achse horizontal.)
An dem Vergleich wird die relative Bedeutung der c_W (Re)-Abhängigkeit erkennbar:
$F_W > F_W^*$, wegen c_W (Re).
Nach der Tabelle und den Auftragungen ist einzusehen, dass eine möglichst geringe Längenerstreckung des Aufwuchsorganismus in die Grenzschicht hinein – einfach gesagt also eine möglichst geringe Größe – letztlich die ausschlaggebende Rolle für eine Reduktion des Strömungswiderstands spielt. Dabei ist es besonders wichtig, dass der Organismus den unteren Teil der Grenzschicht möglichst nicht überragt, denn hier nimmt die Geschwindigkeit dramatisch ab. Weiter außen in der Grenzschicht (wo sich v asymptotisch dem Grenzwert v_∞ nähert) ist dieser Effekt nicht so groß.
Es sei in diesem Zusammenhang aber bemerkt, dass die Schlüsse aus diesen einfachen Denkbeispielen der vergleichenden Bestätigung bedürfen. Die c_W(Re)-Abhängigkeit eines jeden umströmten Körpers, für die in den zitierten Abbildungen Beispiele kugel- oder im Querschnitt kreisförmiger Körper gegeben worden sind, führt bei kleinen Re-Zahlen zum dramatischen Anstieg seiner Fähigkeit, Widerstand zu erzeugen (c_W(Re)-Abhängigkeit). Es könnte aber sein, dass die quadratische Abhängigkeit bei kleineren Re-Zahlen die Verhältnisse nicht mehr genau trifft; wir haben jedenfalls bei kleinen Insektenrümpfen und kleineren Re-Zahlen Exponenten < 2 gefunden. So könnte sich bei weiterer Forschung das Bild vielleicht auch modifizieren. Es könnte im Grenzfall sogar sein, dass es widerstandserhöhende und widerstandsvermindernde Vorgänge gibt, die sich gerade aufheben, sodass es widerstandsmäßig eigentlich gleichgültig ist, an welcher Stelle der betrachtete mikroskopisch kleine Organismus in einer Grenzschicht sitzt, mit anderen Worten, ob er auf mehr oder minder langen Stielchen sitzt oder praktisch keinen Stiel hat. Wie dem auch sei: Bei geeigneten glatten Aufwuchsflächen kann ein sessiler Mikroorganismus einer Grenzschicht gar nicht entkommen. Auch wenn der Organismus innerhalb der Grenzschicht noch relativ großen Widerstand erzeugt, profitiert er im laminaren Fall doch von deren stetigeren Strömungsverhältnissen; er würde nicht so stark hin und her geschüttelt werden und könnte sich gegebenenfalls besser entfalten und ernähren. Die nähere Forschung muss zeigen, ob solchen Grenzüberlegungen eine gewisse Relevanz zukommt.

Wie verhält es sich mit der Form?

Nun sind ja nicht alle Aufwuchsorganismen kugelförmig wie pleurokokkale Grünalgen oder tragen angenähert kugelförmige Köpfe wie ein Glockentier. Ganz im Gegenteil. Längliche Formen (z. B. *Synedra vaucheriae*) oder stark verzweigt Gebilde (z. B. *Cladophara glomerata*) sowie langgezogene Trichterformen (z. B. *Stentor coeruleus*) herrschen vor. Würde man diese auf die Größe eines Regenschirms vergrößern und im Strömungskanal untersuchen, so würde man sehr unterschiedliche, insgesamt aber relativ kleine c_W-Werte finden, so etwa zwischen 0,2 und 1,6 (Faktor 8).
Bei den kleinen Re-Zahlen, um die es hier geht, sind die c_W-Werte aber, wie erwähnt, relativ groß, jedoch nicht mehr sehr unterschiedlich. Ganz grob geschätzt mögen sie etwa zwischen 50 und 150 liegen (Faktor 3).
Mit anderen Worten: Während es sich bei hohen Reynoldszahlen lohnt, eine Form „fluidschlüpfrig" zu evoluieren (ob das nun ein Delphin ist oder eine Autokarosserie) lohnt sich dies im Bereich kleiner und kleinster Reynoldszahlen nicht mehr. Hier nähern sich die widerstandserzeugenden Eigenschaften von unterschiedlichen Körperformen an, und sie sind ohnehin relativ hoch (vergleiche dazu auch Nachtigall 1999 a).
Und wie steht es um die eingangs kurz erwähnten flachen Insektenlarven, etwa die der Eintagsfliegen-Gattung *Ecdyonurus*? Hier sind die Verhältnisse anders. Diese „angedrückten Formen" werden unter Umständen kaum unterspült. Die Strömung verläuft über ihren Körper, und gegebenenfalls bildet sich eine eigene Grenzschicht aus. In ihrer am weitesten aufragenden Rückenregionen herrschen neben Widerstandskräften auch Auftriebskräfe, die sie ablösen können, und die es zu kompensieren gilt. Über diese interessanten Grenzschichtbewohner wird an anderer Stelle berichtet werden.

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

Konsequenzen für die Besiedelung der Grenzschicht

Für die Ansiedlung von mikroskopischen Organismen in den Grenzschichten schnell fließender Gewässer kommt es also nicht so sehr auf die Form an; wichtig erscheint praktisch nur die Kleinheit. Organismen, die so klein sind, dass sie sich in wandnahen Grenzschichtbereichen starken Geschwindigkeitsabfalls ansiedeln können, profitieren am meisten. Sie leben praktisch in einer „Stillwassernische", auch wenn die Außenströmung dahintost.

Ort der Besiedlung

Da die Grenzschichtdicke vom Staupunkt an strömungsabwärts zunimmt, ist es nicht gleichgültig, an welcher Stelle eines umströmten Steins sich ein Mikroorganismus niederlässt. In Staupunktnähe ist die Grenzschicht noch sehr dünn. „Größere" Organismen, die „weiter hinten" problemlos existieren, können dort unter Umständen nicht mehr leben, würden aus der Grenzschicht herausragen und weggespült werden. Demgemäß ist die Vorderregion solcher Steine auch vergleichsweise geringer besiedelt. Auf den Steinen leben nur wenige Arten des Makrobenthos, die meisten leben unter den Steinen, Ciliaten eingeschlossen.
Weiter hinten kann die Grenzschicht bereits in die Turbulenz umgeschlagen und damit dicker geworden sein. Für die Bewohner kann dies Nachteile und Vorteile haben. Nachteile insofern, als in turbulenten Grenzschichten die Geschwindigkeiten und damit auch die Widerstandskräfte in Wandnähe größer sind als in laminaren (vergl. Abb. 3B).

Turbulente Grenzschichten

Turbulente Grenzschichten an glatten Flächen – etwa an umströmten, größeren Steinen – sind somit im klassisch-technischen Sinne gut zu beschreiben. Anders ist dies bei turbulenten Strömungen über rauhem Bachgrund, etwa über einem Gemenge unterschiedlich grobkörniger Sedimente. Hier können sehr komplizierte Effekte auftreten, je nach Fließgeschwindigkeit, Wassertiefe, Oberflächenstruktur (Art des Substrats und Korngröße), Rauhigkeitsgrad der Oberfläche, Anteil des interstitiellen Wasservolumens und anderer Parameter mehr. Diese sind nicht Gegenstand der vorliegenden allgemeinen Betrachtung. Drei Aspekte sollen aber doch kurz angedeutet werden (Dittrich und Träbing haben 1999 dazu einen Übersichtsartikel vorgelegt).
Zum Einen ist der Grenzschichtverlauf auch im Stationärfall komplizierter. Es werden drei Bereiche unterschieden, nämlich der hier betrachtete, ein Übergangsbereich nahe der Oberfläche der Rauhigkeiten und ein Bereich zwischen den Rauhigkeiten, in dem die Fließgeschwindigkeit nur noch gering ist und nur wenig und linear abnimmt.
Dies zieht zum Zweiten Effekte auf die Mikrobesiedelung zwischen den Rauhigkeiten und auf das „hyporheische Interstitial" nach sich.
Zum Dritten gibt es pulsierende Grenzschichtablösungen und Wiederanlegungen („burst-Zyklen") über periodisch sich formierende kleine Hufeisenwirbel, die ebenso periodisch zerplatzen und somit Druckschwankungen erzeugen. Diese Druckschwankungen pumpen ihrerseits das interstitielle Flüssigkeitsvolumen – also das Wasservolumen zwischen den feinen und feinsten Sedimentkörnern – kräftig durch. Dies ist die Voraussetzung für die beachtliche Produktionsleistung der hier lebenden Mikroorganismen.

Laminare Unterschichten

Unter jeder turbulenten Grenzschicht gibt es noch eine äußerst dünne und langsam strömende laminare Unterschicht (Abb. 4B). Damit wird auch die Re-Zahl sehr klein. Sehr kleine Organismen, die aus dieser Unterschicht nicht oder kaum herausragen, sind damit wieder fein heraus. In der laminaren Unterschicht kann die Fließgeschwindigkeit nämlich sehr klein sein, für unser Modellbeispiel etwa 1 cm s^{-1}.
Im Bereich $Re \leq 0{,}1$ gilt das Stokes'sche Gesetz genau, und die Theorie ergibt damit für den Widerstandsbeiwert kleiner Kügelchen die einfache Beziehung $c_W = 24/Re$.
Für eine kokkale Grünalge von 1/100 mm Durchmesser berechnet sich die Reynoldszahl bei Zimmertemperatur gerade zu $Re = 0{,}1$, und der Widerstandsbeiwert dieser kugelförmigen Kleinalge wird damit gleich $c_W = 240$. Wir können nun den Widerstand dieser Alge auf zweierlei Weisen berechnen:

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

Newtonsche Widerstandsbeziehung für beliebige Körper

$$F_W = c_W A \, {}^1/_2 \, \rho \, v^2$$

Stokes'sche Widerstandsbeziehung für Kügelchen

$$F_W = 3 \pi \eta d v$$

Es werden die folgenden Kenngrößen eingesetzt: $c_{W\,Kugel} = 240$ (für Re = 10^{-1}), $d_{Kugel} = 10^{-5}$ (m) und damit $A_{Kugel} = \left(\frac{d}{2}\right)^2 \pi = 7{,}85 \quad 10^{-11}$ (m^2), $\rho = 10^3$ (kg m^{-3}), $\eta_{20\,°C} \approx 10^{-3}$ (N m^{-1} s^{-1}), $v = 10^{-2}$ (m s^{-1}).

Damit ergibt sich
$F_{W\,Newton} = 9{,}42 \quad 10^{-10}$ N
$F_{W\,Stokes} = 9{,}43 \quad 10^{-10}$ N

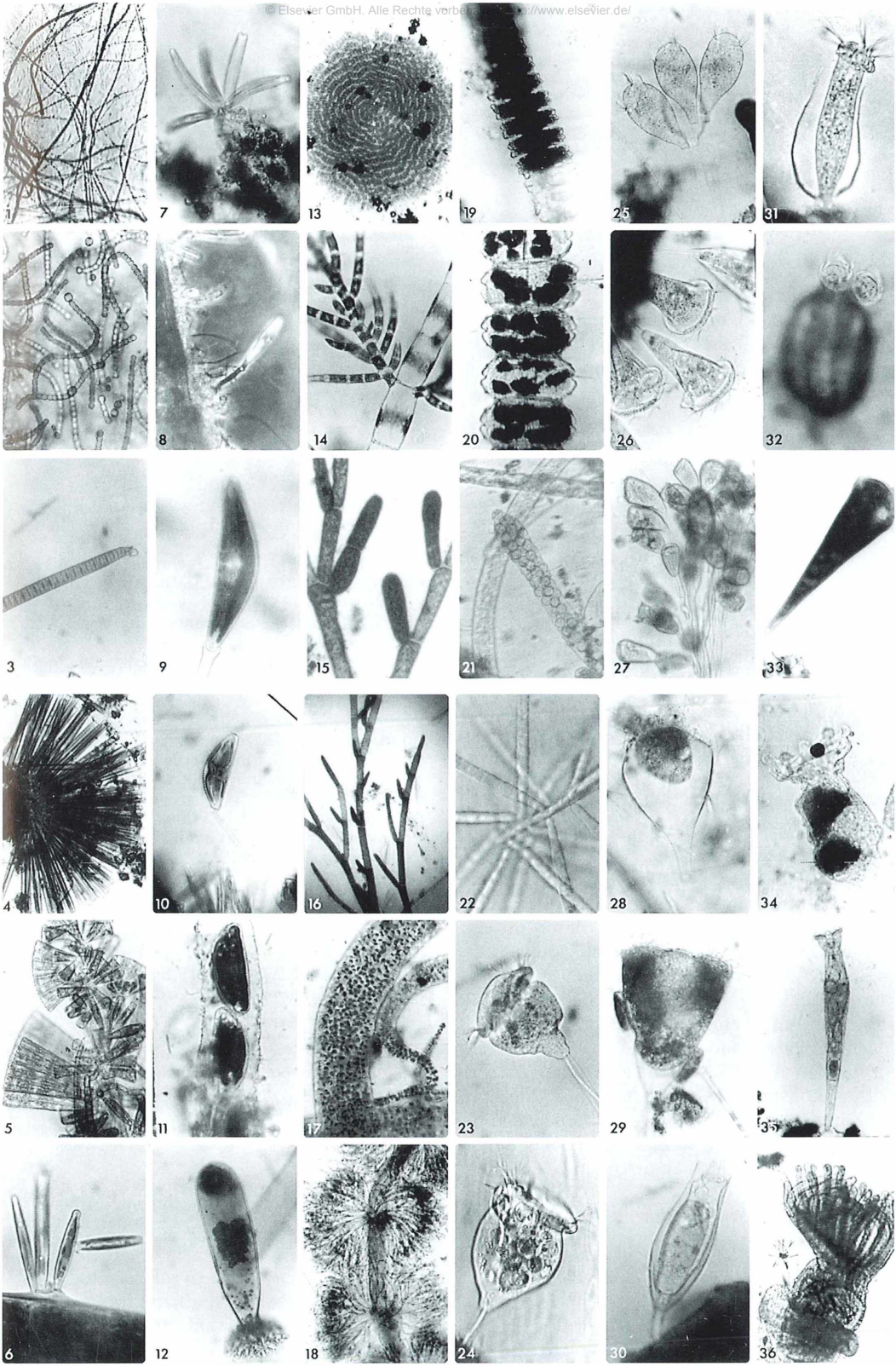
Trotz des gewaltig hohen c_W-Werts beträgt der Widerstand dieser Miniaturform nur etwa 10^{-9} N. Man macht also in jedem Fall ein gutes Geschäft, wenn man sich in der laminaren Unterschicht verbergen kann.
Weiter darf nicht vergessen werden, dass die – oft eng aneinanderstehenden – Aufwuchsorganismen die bodennahe Grenzschicht selbst wieder beeinflussen und weiter beruhigen. So können mikroskopisch kleine Ruhewasserbereiche entstehen, in denen Stillwasserorganismen, wie kleine, vagile Ciliaten, leben und sich entwickeln können, die „weiter draußen" keine Chance hätten (vergleiche einige Lebewesen von Abbildung 8).
Turbulente Grenzschichten haben aber auch den Vorteil, dass sie besser durchmischt sind. Nahrungspartikelchen können bis in Bodennähe transportiert werden, was partikelfressendem Seston zugute käme. Der Aufwuchs veratmet Sauerstoff und nimmt gelöste Stoffe auf. Mit frischem Wasser werden auch mehr Sauerstoffmoleküle und mehr Moleküle gelöster Stoffe an die feste Oberfläche transportiert; diese Region wird verstärkt ventiliert, versorgt und entsorgt. Es wäre denkbar, dass dies bei starker Sauerstoffzehrung beziehungsweise Stoffabsorption eine besondere Rolle spielt.
Wenn sich Grenzschichten ablösen, entsteht ein stark verwirbeltes, relativ langsam bewegtes „Totwasser" Hier sind oft größere pflanzliche Organismen angeheftet, wie Algenstränge (z.B. *Cladophora* spec.), in tieferen Lagen auch Bachquellmoos (*Fontinalis antipyretica*) oder die Fiederbüschel des Flutenden Hahnenfußes (*Ranuculus fluitans*). Innerhalb dieser flottierenden Massen finden sich weitverzweigte, langsam durchströmte, schattige Hohlraumsysteme, wiederum ein Ort für Organismen, die in der freien Strömung weniger gut überleben könnten.

▶

Abb. 8: Beispiele für mikroskopische Aufwuchsorganismen, die in Grenzschichten von Fließgewässern leben (können). Nr. 2 in Gallertpolstern, Nr. 8, 9, 10 auf Gallertstielen, Nr. 13 in flächigen Lagern, Nr. 23–27 langgestielt, Nr. 28–32 kurzgestielte Gehäuse, Nr. 33 und 35 temporär anheftend. Bei längeren fädigen Strukturen Länge nicht angegeben.

Fädige Bakterien: 1 *Beggiatoa leptomitiformis*. Cyanobakterien: 2 *Nostoc* spec., d ≈ 50 µm, 3 Eine mittelgroße Aufwuchsform. Kieselalgen: 4 *Nitzschia* spec. (?), l ≈ 40 µm, 5 *Meridion circulare*, l ≈ 60 µm (und *Gomphonema* spec.), 6 *Fragilaria capucina* (?), l ≈ 40 µm, 7 *Eunotia* spec., l ≈ 80 µm, 8 *Gomphonema* spec., l_{gesamt} ≈ 80 µm, Stiel dunkel, 9 *Cymbella* spec., l ≈ 30 µm, 10 *Cymbella rostrata*, l ≈ 180 µm, 11 *Cymbella* (*caespitosa* (?)) in Gallertfaden. Grünalgen: 12 Auswachsende Grünalge mit Haftapparat, l ≈ 40 µm, 13 *Coleochaete scutata*, d ≈ 20 µm, 14 *Draparnaldia glomerata*, 15 *Microthamnion* spec., 16 *Cladophora* spec. Goldalgen: 17 *Hydrurus foetidus*. Rotalgen: 18 *Batrachospermum moniliferum*. Fädige Zieralgen: 19 *Desmidium swartzii*, bei geringer Geschwindigkeit in Moorgräben, 20 *Desmidium grevillii*, bei geringer Geschwindigkeit in Moorgräben. Pilze: 21 *Saprolegnia thureti*, 22 *Dendrospora* spec. Wimpertiere: 23 *Vorticella* spec., l ≈ 130 µm, 24 *Vorticella* spec., l ≈ 180 µm, 25 *Opercularia* spec., $l_{Köpfchen}$ ≈ 50 µm, 26 *Zoothamnium* spec., $l_{Köpfchen}$ ≈ 50 µm, 27 *Carchesium* spec. (?), $l_{Köpfchen}$ ≈ 60 µm, 28 *Acineta* spec., l ≈ 200 µm, 29 *Tocophrya* spec., l ≈ 50 µm, 30 *Cothurnia* spec. (?), l ≈ 80 µm, 31 *Cothurnia* spec., l ≈ 70 µm, 32 *Platycola coelochila*, l ≈ 120 µm, 33 *Stentor* spec., l ≈ 800 µm. Rädertiere: 34 *Collotheca* spec., l ≈ 800 µm, 35 *Rotaria* spec., l ≈ 700 µm. Moostiere: 36 Polypid eines Moostierchens, l ≈ 1000 µm, bei geringer Geschwindigkeit.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbe[illegible] http://www.elsevier.de/



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

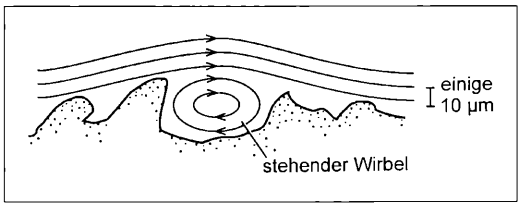


Abb. 9: Skizze eines stehenden Wirbels hinter einem größeren Vorsprung einer mikrorauhen Oberfläche.

Lokale Nischen auf der umströmten Oberfläche

Unser Modellbeispiel, der große, ellipsoide, glattgeschliffene Kiesel, der von einer ganzen Anzahl von Aufwuchsorganismen (Abb. 8) besiedelt werden kann, ist so weit nicht hergeholt. Es gibt ihn zuhauf in Bächen und Flüssen, und Ambühl (1959) hat ähnliche Steine bereits in seiner klassischen Arbeit betrachtet. Häufig aber wird die Oberfläche uneben sein, in mikroskopischem wie im makroskopischem Maßstab zerklüftet und rauh. Sofern sich eine Grenzschicht überhaupt halbwegs ungestört ausbilden kann, wird sie durch die Reliefierung verändert werden. Mikrorauhigkeiten machen sie beispielsweise vorzeitig turbulent, mit Konsequenzen für die lokale Besiedlung. Oft aber können sich Grenzschichten nach Art des Lehrbuchs gar nicht erst ausbilden. Die umströmte Oberfläche zerfällt dann in ein Feinmosaik von Mikrohabitaten, sodass auf engstem Raum die unterschiedlichsten Strömungsnischen geboten werden. Beispielsweise kann sich hinter einem Miniaturvorsprung ein sogenannter stehender Wirbel ausbilden (Abb. 9), für den Aufwuchs eine recht reguläre und zeitlich konstante Miniaturströmung, die ihm ganz andere (sicher günstigere) Lebensbedingungen bietet als sie wenige Millimeter daneben in lokal abgerissenen Strömungsbereichen herrschen.

Die hier angegebenen kennzeichnenden Daten können also nur als eine Art Mittelung oder Idealisierung gesehen werden. Nichtsdestoweniger treffen die Rechnungen im Mittel die richtige Größenordnung und geben eine Vorstellung von dieser eigentümlichen physikalischen Nische, die das Mikrobenthos als ökologische Nische besiedelt.

Danksagungen

Für kritische Durchsicht, insbesondere der Legende zu Abb. 8, danke ich Herrn Dr. E. Mauch. Für die Anfertigung der Zeichnungen danke ich Frau A. Gardezi, für das Schreiben des Manuskripts Frau I. Stein.

Literaturhinweise

Ambühl, H.: Die Bedeutung der Strömung als ökologischer Faktor. Schweiz. Zschr. Hydrologie *21*, 133–254 (1959).

Blasius, H. (1908): Grenzschichten in Flüssigkeiten mit kleiner Reibung. Z. Math. Physik. *56*, 1–37 (1908).

Bohl, W.: Technische Strömungslehre. Vogel, Würzburg 1971.

Dittrich, A., Träbing, K.: Turbulenzbedingte Prozesse kleiner Fließgewässer. Wasserwirtschaft *89*, 306–311 (1999).

Nachtigall, W.: Zur Bedeutung der Reynoldszahl und der damit zusammenhängenden strömungsmechanischen Phänomene in der Schwimmphysiologie und Flugbiophysik. Fortschr. Zool. *24*, 13–56 (1977).

Nachtigall, W.: Wasserleben in mikroskopischen Dimensionen – eine physikalisch-ökologische Nische besonderer Art. Mikrokosmos *87*, 71–77 (1998).

Nachtigall, W.: Warum sinken Plankter so langsam ab? Eine physikalisch-ökologische Betrachtung. Mikrokosmos *88*, 157–166 (1999a).

Nachtigall, W.: Sinkversuche mit Copepoden. Mikrokosmos *88*, 233–235 (1999b).

Nachtigall, W.: Biomechanik. Grundlagen, Beispiele, Übungen. Springer, Berlin 2000.

Prandtl, L., Betz, A.: Vier Abhandlungen für Hydrodynamik. Springer, Berlin 1927.

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

Verfasser: Prof. Dr. Werner Nachtigall, Zoologisches Institut, Universität des Saarlandes, Postfach 15 11 50, D-66041 Saarbrücken

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

Fossiles Algenvorkommen im See von Schollene

Eberhard Raap und Ralf Nötzel

In einer durch die Eiszeit geprägten Landschaft liegt im Kreis Havelberg im Land Brandenburg, etwa 20 km nordwestlich von Rathenow, die kleine, über 100 Jahre alte Gemeinde Schollene. Im Westen, gleich an der Gemeinde Schollene anschließend, liegt in einem Naturschutzgebiet eingeschlossen der Schollener See. Er besitzt eine Wasserfläche von circa 196 ha und ist von Sumpf- und Moorflächen und einem Schilf- und Röhrichtbestand umgeben, der allerdings unbegehbar ist. Die Schlammablagerungen in diesem See stehen im Mittelpunkt des folgenden Berichtes.

er Ort Schollene ist leicht von der A2 aus Richtung Hannover kommend – Abfahrt Burg, Genthin Richtung Rathenow – zu erreichen. Etwa 2 km vor Rathenow kreuzt die Straße die B 188 und nach etwa 16 km nördlich gelangt man nach Schollene. Aber auch über Brandenburg, Premnitz über Rathenow ist das Ziel leicht erreichbar (Abb. 1).

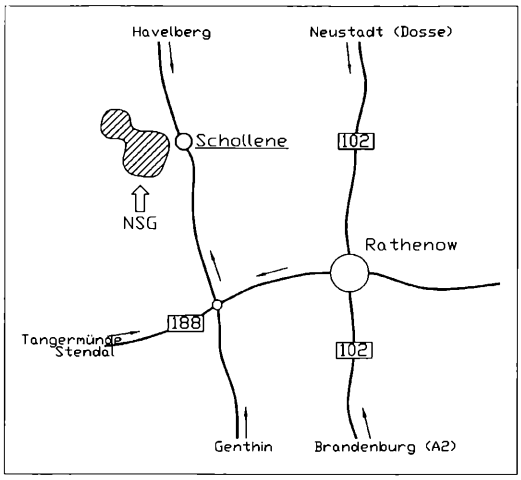


Abb. 1: Anfahrtskizze für das Naturschutzgebiet Schollene.

Charakteristik des Schollener Sees

Der Schollener See ist sehr flach und stark verlandet, charakteristisch sind seine schwimmenden Schilfinseln. Das Naturschutzgebiet hat seine besondere Bedeutung als Rast- und Brutgebiet einer artenreichen Vogelwelt; besonders Raub-, Wasser-, Sumpf- und verschiedene Singvögel sind hier zu Hause. Hervorzuheben ist auch eine Lachmöwenkolonie, die schon viele Jahre hier beheimatet ist.

Der geologische Aufbau des gesamten Gebietes wird bestimmt durch die einstige eiszeitliche Weichselvereisung. Geschiebemergel, sandigkiesige Moränen haben die Landschaft geprägt. In den entstandenen Senken und Becken haben sich organische Schlämme abgelagert, so auch im Gebiet des jetzigen Schollener Sees. Seit über 12.000 Jahren befindet sich hier eine eiszeitliche, schlammige Algenlagerstätte mit einer Mächtigkeit bis zu 12 Metern. Dieser hier abgelagerte Schlamm ist stabilisiert, durch Luftabschluss keimfrei und fast geruchslos.

Heilwirkung des Schlammes

Etwa um das Jahr 1920 wurde durch den damals in den Gemeinde Schollene praktizierenden Arzt Dr. Michaelis der Schlamm auf seine Heilwirkung hin untersucht, da die ortsansässigen Bauern und Fischer diesen Schlamm seit altersher zur Behandlung von rheumatischen und gichtischen Erkrankungen und zur Beschleunigung der Wundheilungen nutzten. Durch klinische Untersuchungen konnte die Heilwirkung dieses Naturschlammes bestätigt werden. Bis zur heutigen Zeit wird er gefördert und als anerkannter Heilschlamm von einer ortsansässigen Firma unter der Bezeichnung PELOSE vertrieben. Der Name wurde von der griechischen Bezeichnung pelos (= Schlamm) abgeleitet und als Begriff hierfür eingeführt.

Der Schollener Seeschlamm ist fast ausschließlich pflanzlichen Ursprungs. Geringe Mengen

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

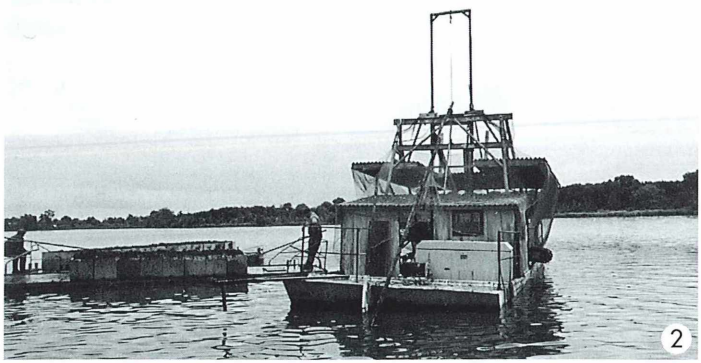
an Fett und Eiweiß weisen darauf hin, dass öl- und eiweißführendes Plankton an der Entstehung dieser Schlammlagerstätte weitgehend beteiligt war.
Wir hatten Gelegenheit, das Arbeitsteam bei der Schlammförderung zu begleiten. Der See ist fast bis zum Wasserspiegel mit Schlammsediment gefüllt. Man konnte beim Fahren zur Förderstelle an der rotierenden Schiffsschraube des Bootes feststellen, dass die obere Sedimentschicht aufgewühlt wurde.

Schlammförderung

Von einem Ponton aus werden zwei metallene Stecherschächte in den Schlammgrund gedrückt und anschließend mit dem aufgenommenen Schlamm nach oben gefördert. Der nicht ausgereifte, aufgelagerte frische Schlamm wird verworfen und der Heilschlamm durch Öffnen der Bodenklappen entnommen (Abb. 2 und 3) Der gelbgrüne Schlamm wird noch etwas vorentwässert. Mittels eines groben Siebes werden bei einer Nachbehandlung störende größere Einschlüsse – wie zum Beispiel Holzteile – entfernt. Anschließend wird der Schlamm – in Fässern oder Kleinpackungen verpackt – für medizinische Zwecke in den Handel gebracht. Der Schlamm ist stabilisiert und geruchslos; selbst nach längerer Aufbewahrung sind Veränderungen kaum feststellbar.

Algenvorkommen im Schlamm

Für uns Mikroskopiker ist das Schlamm-Material von Schollene wegen seiner Vielzahl von Algenarten sehr interessant, wie bereits Rosenberg (1935) feststellte. Im nicht aufbereiteten Schlamm fallen vor allem die vielen Zellhüllen der verschiedensten Arten der Grünalge *Pediastrum* auf. Häufig findet man *Pediastrum*



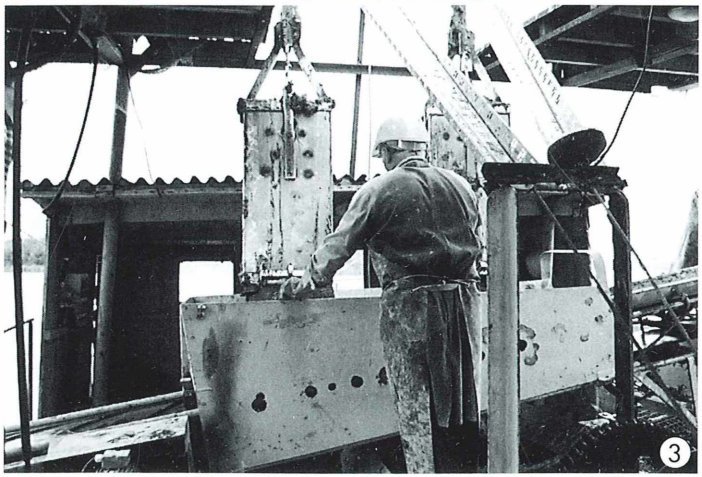


Abb. 2 und 3: Schlammförderung. Abb. 2: Arbeits-Ponton. Abb. 3: Entleerung der Schlammstecher.

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

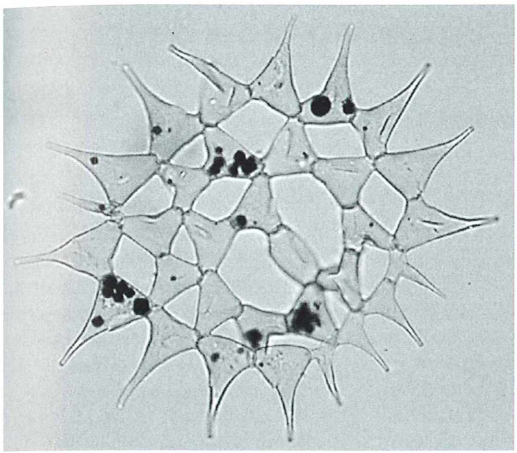


Abb. 4: *Pediastrum* spec. mit eingelagerten Eisenverbindungen.

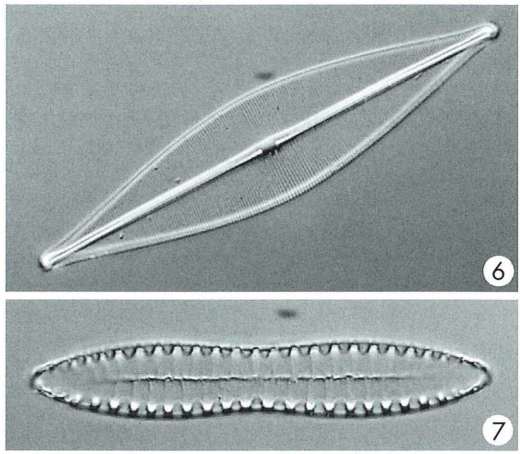


Abb. 6 und 7: Diatomeen vom Fundort. 6 *Navicula cuspidata*. 7: *Surirella linearis* var. *constricta*; aus einer Schlammprobe vom Schollener See.

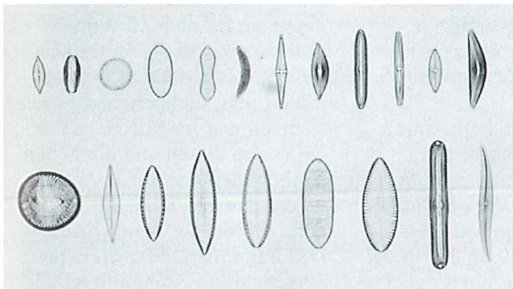


Abb. 5: Einige am Fundort vorkommende Diatomeen.

boryanum, aber auch andere Arten sind vertreten. Auffällig sind bei der mikroskopischen Betrachtung die eingelagerten Eisensalze bzw. Schwefelverbindungen, die sich als dunkle Punkte bemerkbar machen (Abb. 4). Auch die Grünalge *Scenedesmus caudatum* kann man im Sediment finden.

Nach einem Säureaufschluss mit konzentrierter Schwefelsäure und anschließender Oxidation bieten uns die reichlich vorhandenen Diatomeen, vor allem ihre Artenvielfalt, ein interessantes mikroskopisches Erlebnis. Wichtig ist, dass vor dem Säureaufschluss eine gründliche Vorbehandlung mit Salzsäure erfolgt und anschließend die reichlich vorhandenen gelösten Karbonate herausgewaschen werden.

Einige wenige Vertreter der vorhandenen Diatomeen möchten wir im Bild mit dem Ziel vorstellen, die Aufmerksamkeit auf dieses bemerkenswerte Algenmaterial zu lenken, damit sich jeder Interessent selbst durch eigene Untersuchungen an diesen wunderschönen, gut erhaltenen Formen erfreuen kann (Abb. 5–7).

Schlamm-Material kann man über Apotheken unter der Bezeichnung PELOSE beziehen. Bei einer Abgabemenge von 2 kg (Preis ca. 8,– DM) bleibt noch genügend Schlamm zum Mikroskopieren übrig, sollte man den Schlamm in erster Linie medizinisch in Anspruch nehmen müssen.

Literaturhinweise

Hentschel, P., Reichhoff, L., Reuter, B., Rossel, B.: Die Naturschutzgebiete der Bezirke Magdeburg und Halle. Urania-Verlag, Leipzig 1983.

Pelose – Heilschlamm. Firmenprospekt der Fa. Pelose, Schollene.

Rosenberg, E.: Über ein neues einheimisches Heilschlammvorkommen. Mikrokosmos *29*, 29–31 (1935).

Verfasser: Eberhard Raap, Georg-Schumann-Straße 15, D-06526 Sangerhausen, und Ralf Nötzel, Zur Kempe 7, D-57250 Netphen

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

MIKROKOSMOS-Autoren als Selbstverleger

Wenn man eine vielleicht kleine, aber doch sehr interessante Buchidee hat, ist es derzeitig sicherlich nicht so einfach, dafür einen Verleger zu finden. In der immer enger werdenden Verlagslandschaft muss von den professionellen Anbietern mehr und mehr darauf geachtet werden, dass die Finanzen stimmen. Das führt zwangsläufig dazu, dass Werke, von denen hier die Rede sein soll, keine entsprechende Verbreitungsmöglichkeit finden. Was soll man da machen? Man wird als Autor notgedrungen zum Selbstverleger werden müssen, wie es seit geraumer Zeit schon die einen oder anderen, in der Mikroskopiker-Szene bekannten Fachleute handhaben.
Nun haben auch zwei seit Jahren bekannte MIKROKOSMOS-Autoren diesen Weg eingeschlagen, nämlich Norbert Gregor Günkel aus Wartenberg und Klaus Henkel aus Dachau.

Norbert Gregor Günkel: Färbungen

Norbert Gregor Günkel bietet eine praktische *Zusammenstellung von Methoden der Mikroskopie in Übersichten* an. Es werden in benutzerfreundlichen Fließdiagrammen 24 gängige Präparationsmethoden von Alizarinviridin-Chromalaun und Azanfärbung über die Hämatoxyline und Hämalaun bis Safranin, von der Bakterienfärbung über pflanzliche und tierische Schnitte bis hin zur Paraffintechnik für Mikrotom-Schnitte und Methoden für Protozoen erläutert. Hinzu kommen eine Tabelle der verwendeten Chemikalien sowie eine Verdünnungstabelle für Alkohol. Eine nach Farbstoffen und Aufgabenstellung zusammengestellte Inhaltsübersicht sowie Literaturhinweise runden dieses als Ringbuch konzipiertes, sehr sorgfältig zusammengestelltes Werk ab. Es bietet die Möglichkeit, einzelne, jeweils von einer praktischen Klarsichthülle umgebene Blätter aus dem Ordner herauszunehmen und direkt an den Arbeitsplatz zu legen. Außerdem sind somit natürlich individuelle Ergänzungen möglich.
Das *Methodenbuch* kann durch Einsendung einer Kopie des Überweisungsformulares über 30,– DM mit dem Verwendungszweck *Methodenbuch* auf das Konto Nr. 10 67 00 34 22 bei der Sparkasse Vogelsbergkreis, BLZ 530 611 30, an Norbert Gregor Günkel, Rudloser Straße 59, 36367 Wartenberg, bezogen werden.

Klaus Henkel: Alles Wissenswertes über die Erntemilbe

Die Broschüre von Klaus Henkel trägt den Titel *Herbstbeiß – Die Erntemilbe Trombicula autumnalis und die Trombidiose – Biologie und Verbreitung, Infektion und Abwehr*. Das im April dieses Jahres erschienene, kartonierte µ-Sonderheft der Mikrobiologischen Vereinigung München weist einen Umfang von 44 Seiten auf und informiert über alles, was man über diese Plagegeister wissen sollte, die, wie den Eingangsworten zu entnehmen ist, bereits dazu führten, dass Menschen ihr liebgewordenes Haus veräußert haben, da der Garten ringsum von der Erntemilbe derartig verseucht war, dass eine friedliche Koexistenz mit selbigen Organismen nicht mehr möglich erschien. Klaus Henkel hat zahlreiche Aspekte zur Biologie dieses Parasiten beleuchtet: Woher kommen sie, wie erkennt man sie, wie leben sie, was unternimmt man schließlich gegen sie? Vielfach war im MIKROKOSMOS von diesen und ähnlichen Milben die Rede.
Gegen eine briefliche Einsendung eines Obulus in Höhe von 10,– DM kann man die reich bebilderte sehr gut recherchierte Zusammenstellung von Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13, 85221 Dachau, erhalten.
Die MIKROKOSMOS-Redaktion hofft auf eine rege Resonanz aus der Leserschaft auf diese beiden Angebote.
Übrigens, jeder, der vergleichbare Zusammenstellungen anzubieten hat, aber keine professionellen Vertriebswege sieht, darf sich gerne bei der Redaktion melden. Wir werden uns um die notwendige Publizität in der Mikroskopikergemeinschaft bemühen.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Räumlich mikroskopieren und fotografieren

Rudolf Drews

In der Evolution hatten diejenigen Organismen, die durch symmetrische Anordnung von zwei mit Linsen ausgestatteten Lichtsinnesorganen zum räumlichen Sehen befähigt waren, gegenüber anderen hinsichtlich Orientierung und Nahrungserwerb einen Vorteil. Dem Menschen verschafft diese Errungenschaft der Evolution heutzutage nicht nur mehr Sicherheit im Straßenverkehr, sondern befähigt ihn, in Wissenschaft und Technik Lagebeziehungen der Elemente komplizierter Strukturen optisch zu begreifen. Darüber hinaus befriedigt räumliches Sehen ein natürliches Bedürfnis des Mikroskopikers.

äumliches Sehen ist – abgesehen von der Physik des Lichtes und den chemischen Reaktionen in der Netzhaut – ein Verrechnungsvorgang des Gehirns: Zwei ursprünglich getrennte Informationen in Form von zwei leicht unterschiedlichen Bildern desselben Gegenstandes werden zu einem einzigen Raumbild verarbeitet.

Theoretische Grundlagen des 3D-Sehens

Um zu verstehen, welcher Art der kleine Unterschied zwischen den beiden Bildern ist, braucht man zum Beispiel nur eine flache Hand (mit der Kante in etwa 30 cm Abstand zur Nasenspitze gerichtet) einmal mit dem linken, danach mit dem rechten Auge zu betrachten; besonders eindrucksvoll ist eine mehrfache schnelle Wiederholung des Vorgangs. Man stellt fest, dass sich die beiden Bilder dadurch voneinander unterscheiden, dass sie mit den beiden Augen je unter einem anderen Betrachtungswinkel entstehen. Der räumliche Eindruck tritt also immer dann ein, wenn den Augen gleichzeitig zwei Bilder angeboten werden, die denselben Gegenstand unter einem leicht veränderten Betrachtungswinkel in der Augenebene (Horizontalen) zeigen (Abb. 2). Man kann es auch so ausdrücken: Von einem räumlichen Gegenstand sieht das linke Auge mehr von der linken Seite des Gegenstandes, das rechte mehr von der rechten Seite (Abb. 1). Oder: Das linke Auge sieht links mehr in die Tiefe, das rechte mehr rechts. Die Situation ist etwas komplizierter, wenn es sich um mehrere Gegenstände handelt, die sich zudem in unterschiedlicher Entfernung von der vertikalen Augenebene befinden.

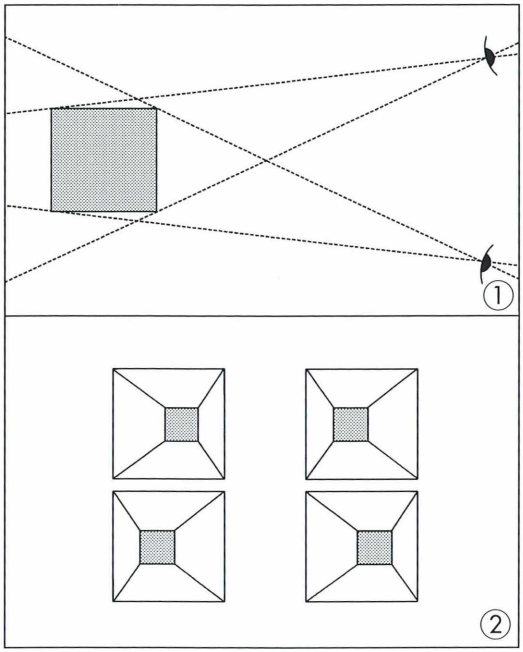
3D in der Praxis

In der Fotografie und in der Mikroskopie gleichermaßen, die beide primär nicht räumlich abbilden, ist es also zur Herstellung eines räumlichen Eindrucks notwendig, den Augen zwei Bilder desselben Gegenstandes, welche die genannten Bedingungen erfüllen, anzubieten. In der üblichen Fotografie werden entweder zwei etwas unterschiedliche Bilder gleichzeitig mit der Raumbildkamera aufgenommen, oder man fotografiert dasselbe Objekt von zwei Standpunkten aus, die etwa den natürlichen Augenabstand voneinander haben. Solche Fotografien kann man mit einem sogenannten Stereobetrachter visuell zu einem Raumbild vereinen. In der Mikrofotografie ist die gleichzeitige Aufnahme von zwei unterschiedlichen Bildern, die durch zwei getrennte Strahlengänge entstanden sind, realisiert worden, sie ist jedoch unverhältnismäßig aufwendig. Einfachere Wege der räumlichen Mikrofotografie sowie Möglichkeiten räumlichen Sehens mit dem Mikroskop werden im Folgenden vorgestellt. Dabei wird auch ein Blick zurück geworfen auf die Versuche in dieser Richtung in den zwei vergangenen Jahrhunderten.

3D in der Mikroskopie damals und heute

Für das dreidimensionale Sehen und für die Herstellung stereoskopischer Aufnahmen mit

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



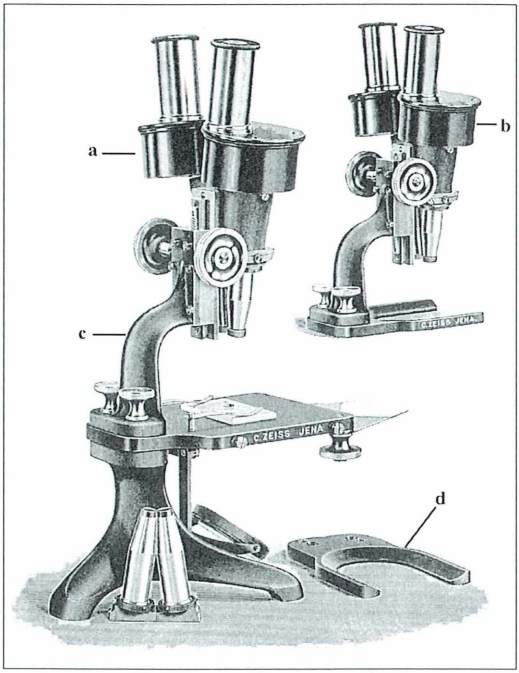


Abb. 1: Ein mit beiden Augen betrachteter Würfel, der sich in diesem Beispiel auf der Mittelebene zwischen beiden Augen befindet, wird von dem linke Auge von schräg links, von dem Rechten von schräg rechts gesehen. Beide Bilder auf der Netzhaut werden vom Gehirn zur Deckung gebracht und zum Raumbild vereinigt. – Abb. 2: Die Abbildung zeigt vier – angenommen fotografische – Bilder eines hohlen Pyramidenstumpfes, und zwar in der oberen Reihe beim Einblick von unten in das Innere, in der unteren Reihe in der Aufsicht von oben. Bei den linken Abbildungen war der Aufnahmestandpunkt der Kamera etwas nach rechts verschoben, bei den rechten Abbildungen etwas nach links. Die reale Versetzung nach links oder rechts beträgt etwa einen halben Augenabstand, gemessen von der vertikalen Achse durch den Pyramidenstumpf. Werden nun die beiden Bilder (linkes und rechtes) zur Deckung gebracht (Schielmethode, siehe später), ergibt sich ein Raumbild. Hier ist besonders bemerkenswert, dass die linken Bilder denjenigen entsprechen, die entstehen, wenn man sich axial vor dem Pyramidenstumpf befindet und diesen mit dem rechten Auge sieht. Die rechten Bilder entsprechen dem Eindruck bei Betrachtung mit dem linken Auge. Die Beobachtungen zeigen also: Das linke Auge entwirft auf der Netzhaut ein anderes Bild als das rechte. Die Bilder unterscheiden sich durch einen geringen unterschiedlichen Betrachtungswinkel in der Horizontalen. Die beiden Bilder werden im Gehirn zu einem Raumbild vereinigt. Fotografische Teilbilder eines räumlichen Gegenstandes müssen sich in ähnlicher Weise voneinander unterscheiden wie die Bilder auf der Netzhaut. Bei Betrachtung fotografischer Aufnahmen zum Zwecke der Vereinigung zum Raumbild müssen die Fotografien seitenvertauscht werden. Unterbleibt diese Maßnahme, entsteht im Unterschied zum stereoskopischen Bild ein sogenanntes pseudokospisches Bild: Was in der Realität vorn ist, befindet sich in diesem Fall hinten und umgekehrt.

Abb. 3: Stereomikroskop nach dem Greenough-Typ. Heute sind Stereolupen vielfach noch ebenso gebaut (aus dem Katalog von Carl Zeiss Jena „Mikroskope und Mikroskopische Hilfsapparate", 35. Ausgabe 1912/13).

© Elsevier GmbH. Alle Re

dem Mikroskop muss, wie ausgeführt wurde, das eine Bild etwas anders aussehen als das andere, so, als ob das linke Auge etwas weiter links um das Objekt herumsähe als das rechte und umgekehrt. Dieser Effekt kann auf unterschiedlichen Wegen realisiert werden:

1. Wohl auf Chérubin d'Orléans zurückgreifend, der 1678 das erste Binokular-(Stereo-)mikroskop konstruierte, das aus zwei völlig identischen Mikroskopen mit zwei auf das Objekt gerichteten Objektiven bestand, entwarf der Amerikaner Greenough 1892 einen Konstruktionsplan für ein im Prinzip ähnlich aufgebautes Stereomikroskop. Carl Zeiss baute 1897 dieses Gerät, wobei sogenannte Porrosche Prismen (seit 1900 auch von Ernst Leitz verwendet) das Bild aufrecht und seitenrichtig wiedergaben (Abb. 3).
2. Zuvor führte Ernst Abbe 1881 das stereoskopische Okular ein (Abb. 4). Durch eine Doppellochblende im Filterhalter und durch Prismen wird das Strahlenbündel in zwei aufgespalten. In den Austrittspupillen der Okulare werden zum Zwecke streoskopischen Sehens die inneren Hälften des Strahlenbündels mit Halblenden abgedeckt.
3. Stereoskopisches Sehen (Binokulartubus immer vorausgesetzt) ist auch durch eine Aufspaltung des Strahlenganges unmittelbar hinter dem Objektiv möglich. Das geschieht durch das sogenannte Wenhamprisma, das in der zweiten Hälfte des 19. Jahrhunderts gebräuchlich war (Abb. 5 und 6).
4. 1852 konstruierte J. L. Riddel aus New Orleans ein Stereomikroskop mit einem Objektiv. Zwei Spiegel sorgten für zwei getrennte Strahlengänge, die jeweils in ein Okular trafen. Heutzutage besitzen die meisten großen Stereolupen (-mikroskope) ebenfalls nur ein Objektiv (großen Durch-

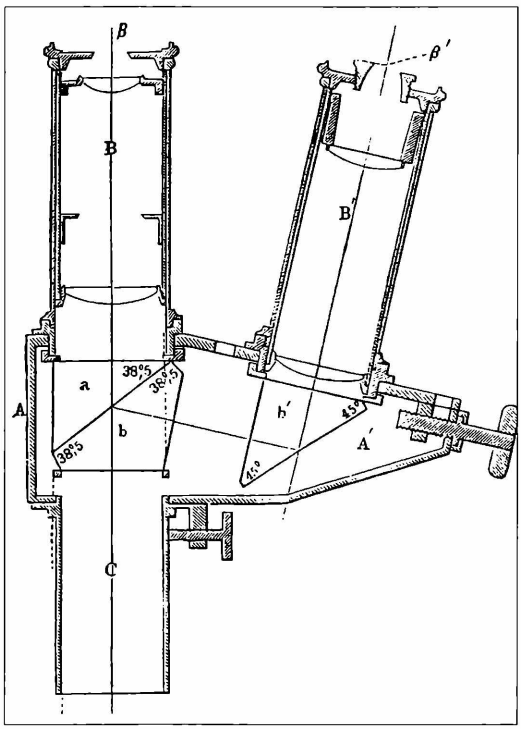


Abb. 4: Stereoskopisches Okular nach Abbe (aus demselben Katalog wie Abb. 3).

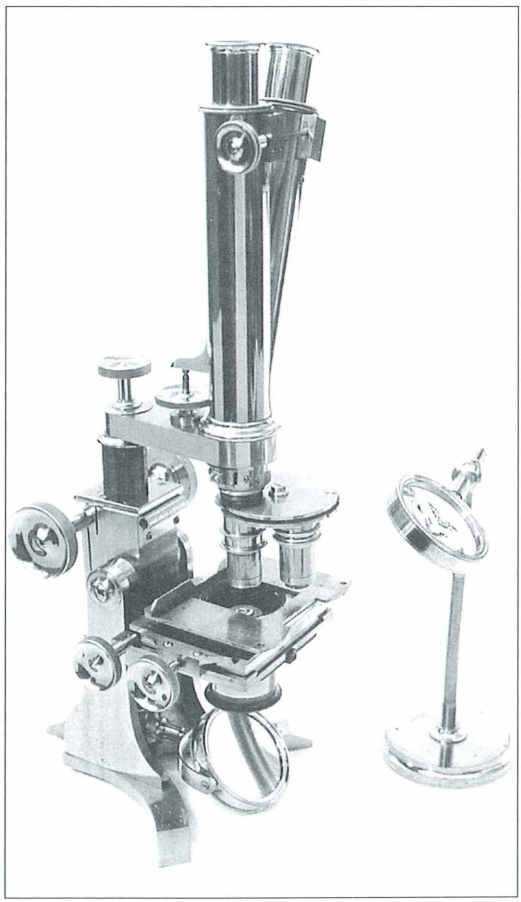
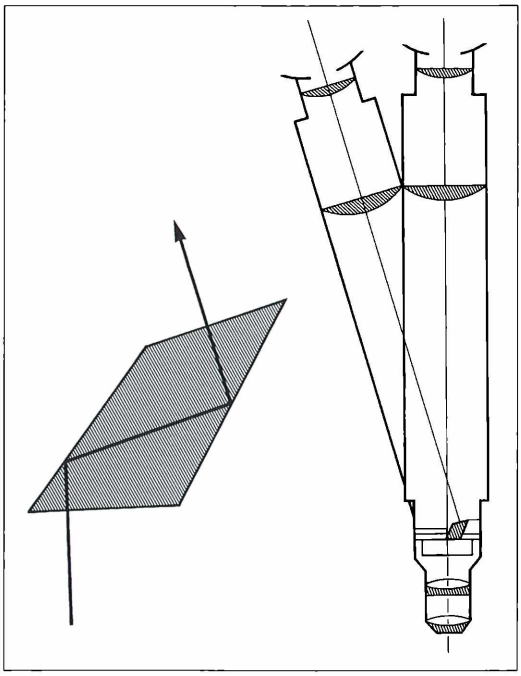


Abb. 5: Stereomikroskop mit Wenhamprisma von Baker, London, um 1875.

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



◄
Abb. 6: Strahlengang im Wenhamprisma und in den Mikroskoptuben des Baker-Mikroskops (nach Frey, 1873).

messers). Die beiden in die Okulare treffenden Strahlengänge gehen jeweils durch den Randbereich des Objektivs. Für Foto-(Video-)aufnahmen wird der Strahlenverlauf auf das Objektivzentrum umgelegt.

5. In neuester Zeit werden nach einem Verfahren der Firma Zeiss Polarisationshalbfilter benutzt, um zwei Strahlengänge zu erzeugen. Sie unterscheiden sich in der Schwingungsrichtung des Lichtes voneinander. Korrespondierende Polarisationsfilter in den Okularen ermöglichen die Rezeption der beiden unterschiedlichen Bilder. Nach Angaben der Firma resultiert daraus eine 15% höhere Auflösung und eine 2–3fach höhere Schärfentiefe gegenüber zweidimen-

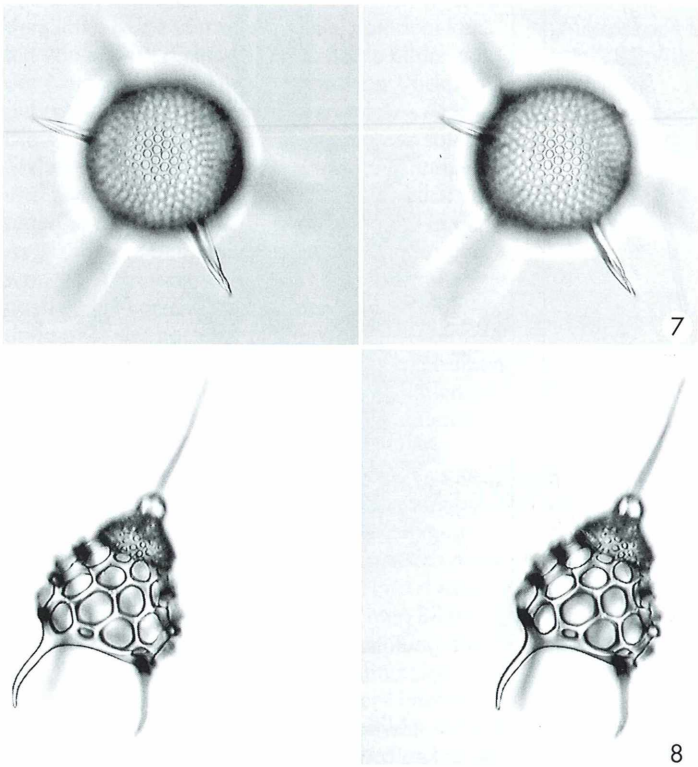


Abb. 7 und 8: Zwei unterschiedliche Radiolarienarten. Die beiden korrespondierenden Teilaufnahmen sind mit jeweils leicht veränderter schiefer Beleuchtung hergestellt worden. Das virtuelle Raumbild lässt sich leicht mit der „Schielmethode" erzeugen: ausgestreckten Finger in ca. 20–25 cm Abstand von den Augen fixieren; Doppelbild mittig über der Fingerspitze in ca. 20–30 cm vom Finger entfernt positionieren. Unter stetigem Fixieren der Fingerspitze Bildabstand so lange variieren, bis drei Bilder sichtbar werden. Das Bild in der Mitte erscheint nun räumlich.

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

sionaler Betrachtung. Im Gegensatz zum Stereomikroskop nach dem Greenough-Typ, wo nur maximale Vergrößerungen bis 200fach möglich sind, kann nach dem Zeiss'schen Verfahren wie mit einem üblichen Mikroskop vergrößert werden.

3D-Fotografie

Zur Herstellung stereoskopischer Fotografien müssen die beiden Teilbilder aufgenommen werden. Das bedeutet, dass an jedem Okular ein Bild gefertigt werden muss. Eine weitere Möglichkeit bei stationärer Kamera am Fototubus oder am Monokularmikroskop ist durch unterschiedliche Beleuchtung von zwei Bildern gegeben, die nacheinander aufgenommen werden. Ein älteres Verfahren benutzt die schiefe Beleuchtung, wobei ein Bild „etwas schiefer" beleuchtet wird als das andere. Eine effektvolle Abänderung dieses Verfahrens besteht bei einer DIC-Einrichtung, wo man dem einen Bild einen etwas längeren „Schlagschatten" geben kann als dem anderen. Beide Teilfotografien werden dann wie üblich mit einem Stereoskop optisch zu einem dreidimensionalen Eindruck vereinigt (Abb. 7 und 8).

Literaturhinweise

Appelt, H.: Stereoskopisches Sehen im monoobjektiv-binokularen Mikroskop mit Hilfe von Rotgrünfiltern. Mikrokosmos *71*, 386–387 (1982).

Beck, R.: Erwin Lihotzky (1887–1941). Mikrokosmos *80*, 68–74 (1991).

Carpenter, W. B.: The Microscope and its Revelations. I. & A. Churchill, London 1891.

Frey, H.: Das Mikroskop und die mikroskopische Technik. Verlag W. Engelmann, Leipzig 1873.

Göke, G.: Stereoskopische Mikrofotografie. Mikrokosmos *70*, 306–311 (1981).

Göke, G.: Streifzüge durch die Geschichte der Mikroskopie, 3. Mikroskope für spezielle Aufgaben. Mikrokosmos *78*, 139–143 (1989).

Göke, G.: Farbkontrastierung und Stereobilder mit polarisiertem Licht und doppelbrechenden Platten. Mikrokosmos *79*, 28–30 (1990).

Harting, P.: Das Mikroskop. Vieweg und Sohn, Braunschweig 1866. Nachdruck B. M. Israel, Amsterdam 1970.

Wolf, R., Fischbach, K.-F.: Räumliches Sehen im Lichtmikroskop, T. 1 und T. 2, Mikrokosmos *74*, 257–266 und 292–298 (1985).

Zeiss-Werkschrift: Raumbildmikroskopie. Innovation/Lambda *1*, 6–8 und 26 (1998).

Verfasser: Rudolf Drews, Str. 366, Nr. 3,
D - 13503 Berlin

Kurze Mitteilung

Nachweis von Mikroorganismen in Basalt

Es gibt mehrere Untersuchungen aus den 90er Jahren, die im Innern von geologischen Substraten die Anwesenheit von Mikroorganismen nachweisen. Es wurden sogar intakte, lebensfähige Zellen von Mikroorganismen unter der Oberfläche von Gesteinen und Felsen gefunden. Für eine Quantifizierung müssen allerdings, unter den nötigen Vorsichtsmaßregeln gegen eine Oberflächenkontamination, die Gesteinsstücke aufgelöst werden, wobei deren Struktur zerstört wird.

Jetzt wurde über eine neue Methode berichtet, die mikrobiologische Zellen in petrographischen Dünnschnitten sichtbar macht und Einzelzellen lokalisieren kann. Der Vorteil dieser neuen Methode liegt darin, dass nach der Zählung und Identifizierung der Zellen die gleichen Schnitte einer Elektronenstrahlanalyse unterworfen werden können.

Die Methode wurde an Basalt-Proben entwickelt. Diese stammten aus einer etwa 2 km dicken pleistozänen Basaltschicht, die ältere miozän-pliozäne Tuffe überlagert und entstammt einem Schild-Vulkan, der in der Snake-River-Ebene des Staates Idaho, USA, gelegen ist. Das untersuchte Material stammt aus einer Tiefe zwischen 62,6 und 127,0 Meter. Die Proben wurden einem Bohrkern entnommen, der unter Hochdruck-Wasserdampf erbohrt wurde. Die steril entnommenen Proben wurden oberflächlich mit der Flamme sterilisiert. Die erhaltenen Basalt-Fragmente wurden sodann in sterile 15 ml Zentrifugenröhrchen überführt und mit 4% Glutaraldehyd fixiert.

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

Die Teilproben und die Kontrollen (4 Stunden lang bei 450 °C hitzesterilisiert) wurden sodann zum Durchlässigmachen der Zellmembranen mindestens 30 Minuten lang in 70%iges Methanol bei 4 °C überführt.
Die Anfärbung erfolgte mit zwei verschiedenen Fluoreszenzfarbstoffen: Propidium-Jodid (PI), und POPO-3. Die Ethidium-Homodimere und die dimeren Cyanid-Farbstoffe haben eine hohe Affinität zu den Doppelstrang-Nukleinsäuren und binden nur schwach an Einzelstrang-Oligonukleotide. Beide Fluorochrome zeigen rote bis orange Fluoreszenz, so dass diese sich leicht von der blauen Autofluoreszenz des Basalts unterscheiden lassen. Beide Fluorochrome werden von der Firma Molecular Probes geliefert unter den Katalog-Nummern PI P1304 und POPO-3 P3584; in Europa werden die Farbstoffe von Molecular Probes BV, Poortgebouw, Rijnsburgerweg 10, NL-2333 AA Leiden, Niederlande, geliefert.
Das Färbe-Protokoll ist Folgendes: 1. Propidium-Jodid (5 µg/ml) wird in einer wässrigen Stammlösung geliefert, so dass der Umgang mit dem mutagenen Pulver umgangen werden kann. 2. POPO-3 (0,1 µg/ml, gelöst in PBS [PBS besteht aus Kochsalz (8 g/l), KCl (0,2 g/l), wasserfreiem Na_2HPO_4 (1,44 g/l) und KH_2PO_4 (0,24 g/l)]. Die Stammlösungen werden bei –20 °C bewahrt. Die Färbezeit für PI ist mindestens 1 Stunde, für POPO-3 mindestens 1,5 Stunden. Nach dieser Färbung werden die Gesteinsstückchen in ein frisches Zentrifugenglas überführt und 3× mit 0,2 M PBS gewaschen. Alle Lösungen sind steril filtriert worden. Die Proben werden während der Färbeprozedur im Dunkeln und bei 4 °C gehalten. Die Steinstückchen werden nun im Dunkelraum bei Rotlicht, um eine Ausbleichen der Fluoreszenzfarbstoffe zu verhindern, zu Dünnschnitten verarbeitet. Durch Schleifen auf Diamantstaub-Kissen wird eine flache Oberfläche geschaffen. Als Schmiermittel dient 0,2 M PBS. Die flache Fläche wird sodann auf die angefeuchtete Oberfläche eines Glasobjektträgers (25 × 50 mm) aufgeklebt. Eine parallel zur Glasoberfläche liegende glatte Oberfläche wird mit einer Steinsäge erhalten, die mit einer aufsteigenden Reihe von Diamantpuder-Kissen (360, 600, 1500) poliert wird. Danach wird die Oberfläche der durchsichtigen Dünnschliffe mit sterilen PBS abgespült, um Staub- und Basaltteilchen zu entfernen. Nach Trocknung sind die Dünnschliffe für die mikroskopische Beobachtung geeignet, wobei sie bis zur Inspektion im Dunkeln aufbewahrt werden müssen, um ein Ausbleichen des Fluoreszenzfarbstoffes zu verhindern; sie dürfen auch nicht mit den Fingern berührt werden, damit Verschmutzungen mit externen fluoreszierenden Teilchen und Staubpartikel vermieden werden.
Die mikroskopische Untersuchung erfolgt mit einem Epifluoreszenzmikroskop mit einer 100× Ölimmersion. Wichtig ist die Verwendung eines nicht fluoreszierenden Immersionsöles. Als Primärfilter (grün) dient ein Exitationsfilter von 572 ± 15 nm. Vergrößerungen von 1000, 1250 und 1600× sind angebracht.
Das beschriebene Protokoll macht es möglich, die Lage der Mikroorganismen in Beziehung zur Textur des Gesteins zu setzen, da in den petrographischen Dünnschnitten die Zellen nicht von ihren mineralischen Kontaktflächen abgelöst werden. Es ergab sich unter anderem, dass im Gegensatz zu Oberflächenproben im Innern des Basalt die Verteilung der Bakterienzellen nicht homogen ist.

Tobin, K. J., Onstott, T. C., de Flaun, M. F., Colwell, F. S., Fredrickson, J.: In situ imaging of microorganisms in geological material. J. Microbiol. Meth. *37*, 201–213 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Pilze mit Gallenbildung

Ignaz Kälin

Wenn wir Pilzler durch Wald und Feld streifen (beileibe nicht nur aus kulinarischen Gründen), bewegen wir uns in der Natur mit ihren fein abgestimmten Gleichgewichten und vielseitigen Vernetzungen. In diesem Netz - soweit es der Mensch nicht stört - haben Lebensbeginn und Lebensende als markante Fixpunkte ihre zentrale Bedeutung. Das heißt: Der Tod ist nicht nur Tod, sondern ist meist Wiederbeginn eines anderen Lebenskreises. Der nachfolgende Artikel beschreibt eine Zwischenphase, wo Pilz und Insekt aufeinander angewiesen und eingestimmt sind, ohne dass der gesamte Pilzpartner sein Leben lassen muss.

m vorliegenden Fall handelt es sich um den Pilz *Ganoderma applanatum* (Flacher Lackporling), vergesellschaftet mit der Pilzfliege *Agathomyia wankowiczi*. Dieser Porling wurde, bevor er genauer untersucht wurde, als *Heterobasidion annosum* (Wurzelschwamm) eingeordnet; die mikroskopische Sporenkontrolle zeigte dann aber eindeutig, dass es sich um *G. applanatum* handelt.

Der Fundort

Als Fundort ist mir in Einsiedeln vorläufig nur eine Stelle bekannt, woher auch das Untersuchungsmaterial dieses Berichtes stammt: Waldwanderweg Wänibergkrete, LK Einsiedeln, Nr. 1132, 1:25'000, Koord. 699 812 / 218 760, 1050 ü. M. In der Literatur wird der Pilz als kommun und häufig vorkommend beschrieben, was eventuell auf tiefere Höhenlagen zurückzuführen ist. In Abbildung 1 wird der Fundort vorgestellt. Es handelt sich beim Substrat um den Wurzelstock einer Buche (*Fagus silvatica*). Es war ein guter Fund, sind doch am gleichen Wurzelstock frische, unberührte Fruchtkörper vorhanden, aber auch solche verschiedenen Gallenbefalls.

In den meisten Pilzbüchern wird dieser Pilz vorgestellt, in einigen mit dem Hinweis auf das Vorhandensein von Pilzgallen (darüber mehr weiter unten). Hier gebe ich zu *Ganoderma applanatum* nur noch einige Details, die nach dem Studium der entsprechenden Literatur als erwähnenswert erscheinen:

- *G. applanatum* gehört zu den Polyporaceae, ist ein Basidiomycet und perennierend (mehrjährig);
- helle Myzelschichten bezeichnen die einzelnen Vegetationsperioden;
- er ist ein Fäulniserreger, welcher die beiden wichtigsten Holzkomponenten, nämlich Cellulose und Lignin, abbaut und somit die sogenannte Weißfäule verursacht;
- *G. applanatum* wird auch als Designerpilz oder artist's fungus bezeichnet, was darauf hinweist, dass man auf seiner Porenschicht zeichnen kann (Abb. 2); die sehr kleinen Porenöffnungen bestehen aus feinsten, weißen Hyphen; durch deren Verletzung wird das eigentliche braune Röhrengewebe freigelegt (Abb. 3–8);
- die zimtbraunen Sporen werden in den Tubuli (Röhren) in ungeheurer Zahl gebildet (Weber, 1993; Webster, 1983: bis zu 20 Millionen pro Minute bei großen Exemplaren); sie sind doppelwandig, wovon die Innenschicht oberflächig stachelig ausgebildet ist (Abb. 9 und 10);
- auch auf der Oberflächenkruste eines zu oberst platzierten Pilzes ist eine relativ dicke Sporenschicht festzustellen. Zur Erklärung dieses Phänomens gibt es derzeitig zwei Hypothesen: 1. Durch die große Aktivität bei der Sporenproduktion erwärmt sich der Pilz, und der warme Luftstrom reißt die Sporen in die Höhe und lagert sie auf der Oberfläche ab. 2. Die Sporen besitzen eine positive elektrostatische Aufladung und werden so auf die Hutoberfläche verfrachtet, wobei diese Oberfläche dann eine negative Aufladung haben müsste.

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

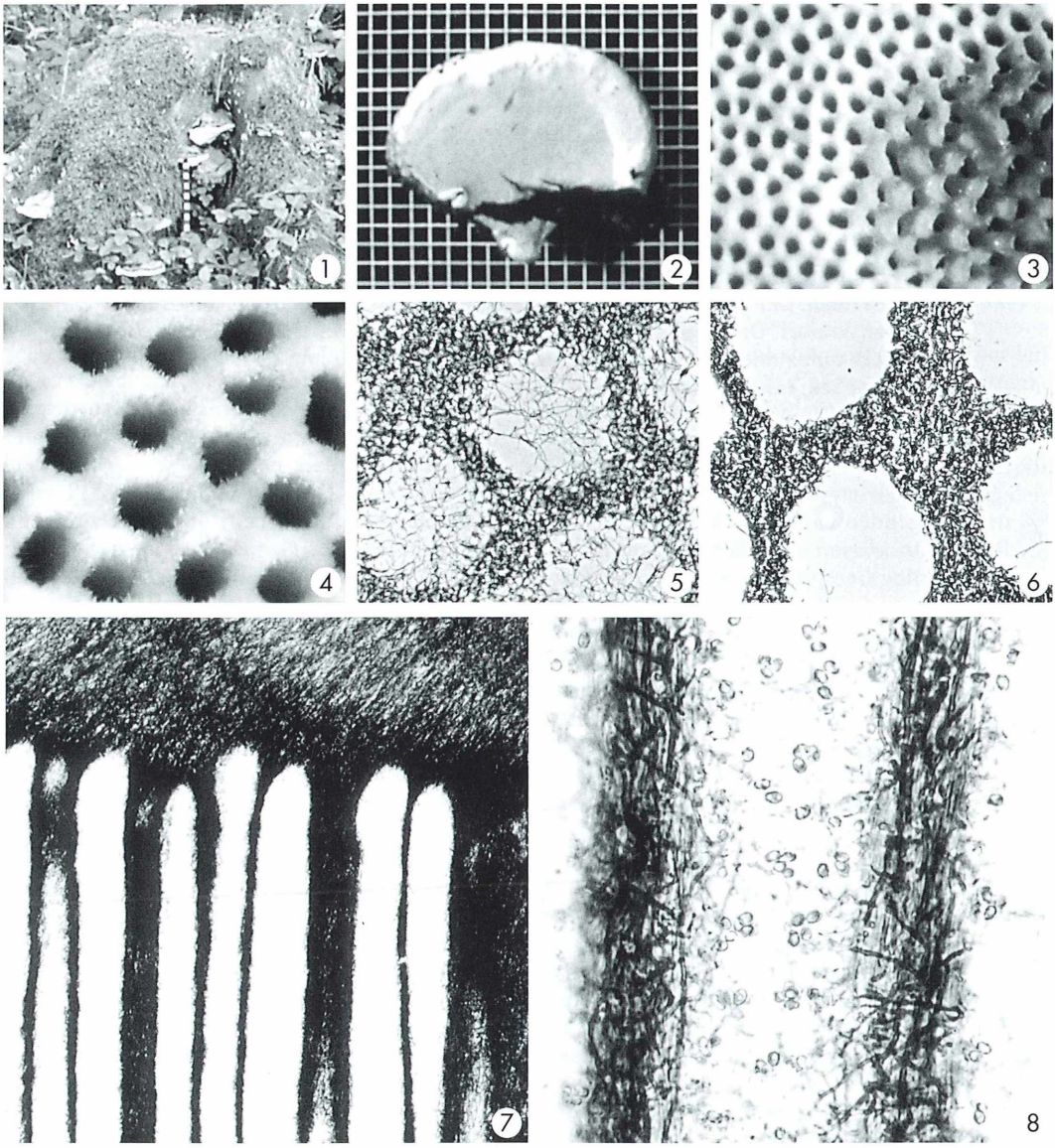
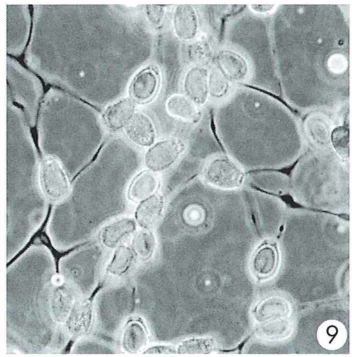


Abb. 1–8: *Ganoderma applanatum*. Abb. 1: Standortaufnahme der *G. applanatum*-Porlinge an einem Buchenwurzelstock. Im Moos und im Stammanlauf viele weiße *Xylaria hypoxylon*. Der schwarz-weiße Maßstab entspricht jeweils 1 cm. Abb. 2: Normaler, untangierter Fruchtkörper von *G. applanatum*. Innerhalb der helleren Randzone findet sich die dunklere Porenöffnungszone mit einigen Verletzungen (auf 5-mm-Fadennetz). Abb. 3: Ungestörte (links) und durch Druck zerstörte Porenöffnungen (rechts); Vergr. 15:1. Abb. 4: Feinstes Hyphengeflecht um die Porenöffnungen; Vergr. 50:1. Abb. 5 und 6: Flachschnitte durch die äußerste Zone (Abb. 5) und eine tiefer gelegene Region des Hyphengeflechts (Abb. 6); Vergr. 100:1 und 120:1. Abb. 7: Längsschnitt der Hutunterseite mit ansetzenden Basen der Röhren; Vergr. 35:1. Abb. 8: Hymenialschicht mit Sporengruppen mehr oder weniger auf Basidien lokalisiert innerhalb der Röhrenwandung; Vergr. 350:1.

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



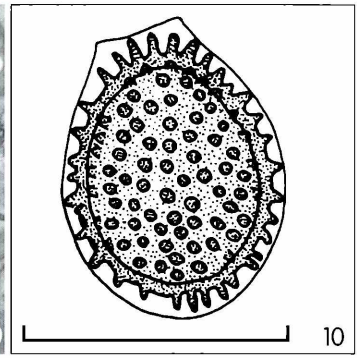


Abb. 9: *G. applanatum*-Sporen in Spinnennetzfäden. Gewisse Spinnennetzfäden weisen für den Beutefang mikroskopisch kleine Leimtröpfchen auf. Hier haben sich Sporen in den Netzfäden verfangen. Phasenkontrast; Vergr. 680:1. Abb. 10: *G. applanatum*-Basidiospore in der Schemazeichnung. Durchsichtige, äußere Schicht, in welche die stachelige Innenschicht eingebettet ist. Der stumpfe Teil ist die Sporenspitze. Maßstrich 10 µm (aus Webster, 1983).

Prinzip der Gallenbildung

An *G. applanatum* können Gallen beobachtet werden. Gallen werden auch Biaiomorphosen genannt, was heißt, dass durch Einwirkung pilzlicher, pflanzlicher oder tierischer Organismen Wachstumsstörungen und Morphosen (Gewebsveränderungen, Wucherungen) am Wirtskörper – in diesem Falle am Pilz – auftreten (Abb. 11). Solche Änderungen werden auch Cecidien genannt.

Es sind zwei Hauptgruppen in Bezug auf die Verursacher zu unterscheiden:

- Phytomorphosen = Phytocecidien, wobei bakterielle, pilzliche und pflanzliche Organismen die Veränderungen verursachen (Bakterien in Wurzelknöllchen, Schlauchpilze induzieren Hexenbesen, Rostpilze an Nutzpflanzen).
- Zoomorphosen = Zoocecidien. In dieser Sparte sind die Verursacher sehr vielfältig und erstrecken sich über Milben, Nematoden, Blattläusen, Gallmücken, Gallwespen, Blattwespen, Pilzmücken und -fliegen bis zu Käfern und Schmetterlingen.

Der Wirkungsmechanismus bei der Gallbildung ist sehr interessant, aber auch sehr differenziert. Bei tierischen Verursachern ist es meist das weibliche Tier, das für die Eiablage die Wirtspflanze aufsucht. Durch den Einstich des Legestachels und die Ablage des Eies in den Wirt (Pflanze oder Pilz) können gleichzeitig Wirk- und Wachstumsstoffe (Auxine, Aminosäuren) injiziert werden, welche den Wirt zur Ausbildung der jeweils artspezifischen Gallen zwingen. In der Regel sondern die sich aus den Eiern entwickelnden Larven entsprechende Stoffe ab und verursachen morphologische Veränderungen. Die sich bildende Galle bietet dem sich ebenfalls entwickelnden Insekt ein optimales Ambiente in Bezug auf Mikroklima, Schutz und Nahrung.

Variationen in der Gallenbildung

Die Natur ist aber – wie in so vielen Fällen – auch hier nicht an ein einziges Ablaufschema gebunden. In gewissen Gallen läuft die Entwicklung komplett vom Ei bis zum Vollinsekt ab; in anderen Gallen (u.a. bei *G. applanatum)* bleiben die Larven nur bis vor der Verpuppung in der Galle. Die Verpuppung selbst und die weitere Entwicklung zum Vollinsekt erfolgt außerhalb des Wirtes. Auch die Lokalisierung der Gallen ist außerordentlich vielfältig, kann sie doch fast alle Organe der Pflanzen tangieren wie beispielsweise Wurzel, Stengel, Blatt, Knospen, Hymenophor.

Gallenbildung an Ganoderma applanatum

Für die Erläuterung der Verhältnisse muss nochmals auf den Anfang des Artikels verwiesen werden. Die mögliche zeitliche Abfolge in Bezug auf das Untersuchungsmaterial kann folgendermaßen interpretiert werden: Entdeckung des befallenen Buchenwurzelstockes; Feststellung, dass gewisse Fruchtkörper von *G.*

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

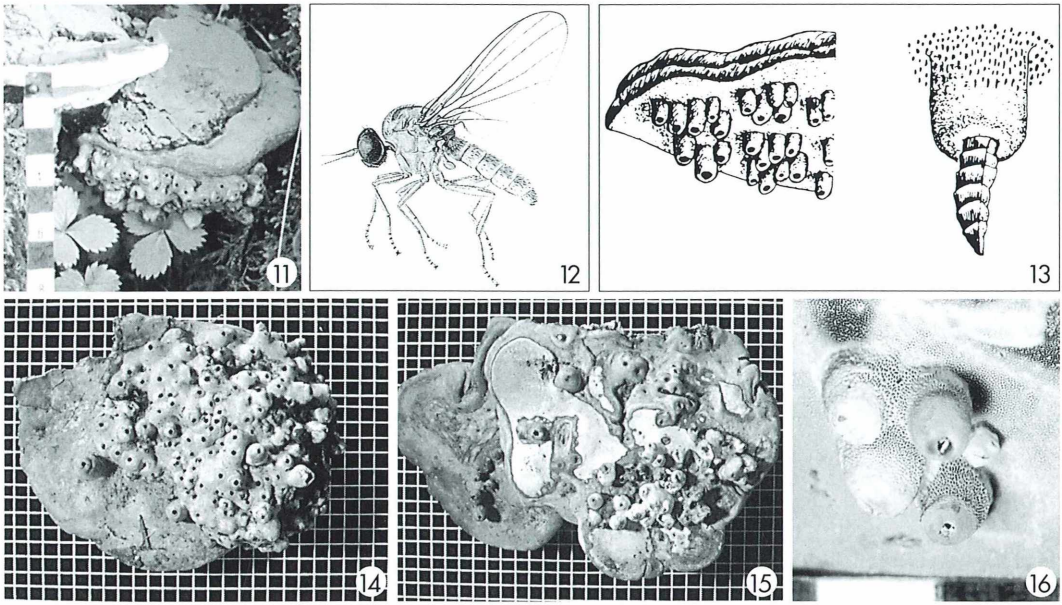


Abb.11: Normaler (vorn) und Gallen infizierter (hinten) *G. applanatum*-Pilz; schwarz-weißer 1cm-Maßstab. Abb 12: Die Gallen verursachende Pilzfliege *Agathomyia wankowiczi* (aus Eisfelder und Herschel, 1966). Abb. 13: Zeichnung der Fruchtkörper mit Zitzengallen (links); einzelne Galle mit auschlüpfender Larve vor der Verpuppung (rechts) (aus Jahn, 1990). Abb. 14: Stark mit Gallen infizierter *Ganoderma*-Pilz mit nur noch sehr rudimentärer Porenschicht (auf 5-mm-Fadennetz). Abb. 15: Nur teilweise mit Zitzengallen infizierter *Ganoderma*-Pilz. Die hellen Stellen weisen mehr oder weniger ungestörte Porenmündungen auf; wo diese etwas dunkler erscheinen, liegen Fingerdruckstellen vor (auf 5-mm-Fadennetz). Abb. 16: Zitzengallen, teils noch gedeckelt, teils offen mit Porenöffnungen außen am Zitzenkegel; weißer Balken unten entspricht 1 cm.

applanatum mit Gallen besetzt sind; Mitnahme eines Fruchtkörpers (welcher in der Folge als Fruchtkörper I bezeichnet wird); unter vorigem Fruchtkörper weitere Fruchtkörper, die fast komplett mit Gallen besetzt sind (Fruchtkörper II) (Abb. 11).

Zunächst erfolgt eine Kurzcharakterisierung der die Gallenbildung auslösenden Pilzfliege *Agathomyia wankowiczi* (Abb. 12). Das Insekt ist nur 5 mm lang, von dezent orangeroter Farbe und besitzt große braunrote Facettenaugen. Der Thorax ist hochgewölbt und die daraus entspringenden Flügel fein geädert.

Nach der Eiablage im Hymenophor entwickeln sich Insektenlarve und Galle (Abb. 13). Die Pilzfliegenlarve verlässt nach einer gewissen Entwicklungszeit durch eine Öffnung die Zitzengalle, um außerhalb auf oder im Boden die Entwicklung zur Puppe und zum Vollinsekt zu beenden.

In Kenntnis der Biozönose Pilz *G. applanatum* – Pilzfliege *A. wankowiczi* kann das Untersuchungsmaterial besser interpretiert werden. Der Fruchtkörper II ist fast ganz mit Gallen besetzt; vom ehemaligen Hymenium mit Porenöffnungen ist nur mehr ein kleiner Teil stark verkümmert zu sehen. Außerdem weist nur ein kleiner Teil der Gallen die typische, Namen gebende Zitzenform auf, während die andern Gallen mehr oder weniger miteinander verwachsen sind und nur eine leicht höckrige Oberfläche aufweisen (Abb. 14).

Der Fruchtkörper I ist nur teilweise mit Gallen besetzt. Im näheren und weiteren Umfeld der Zitzengallen sind die Porenöffnungen noch deutlich vorhanden, wobei die teilweise dunklere Verfärbung durch Fingerabdruck entstanden ist. Hier sind die Gallen mehrheitlich als Zitzen ausgebildet, teilweise sogar als Zwillings- oder Mehrfachzitzen (Abb. 15 und 16).

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

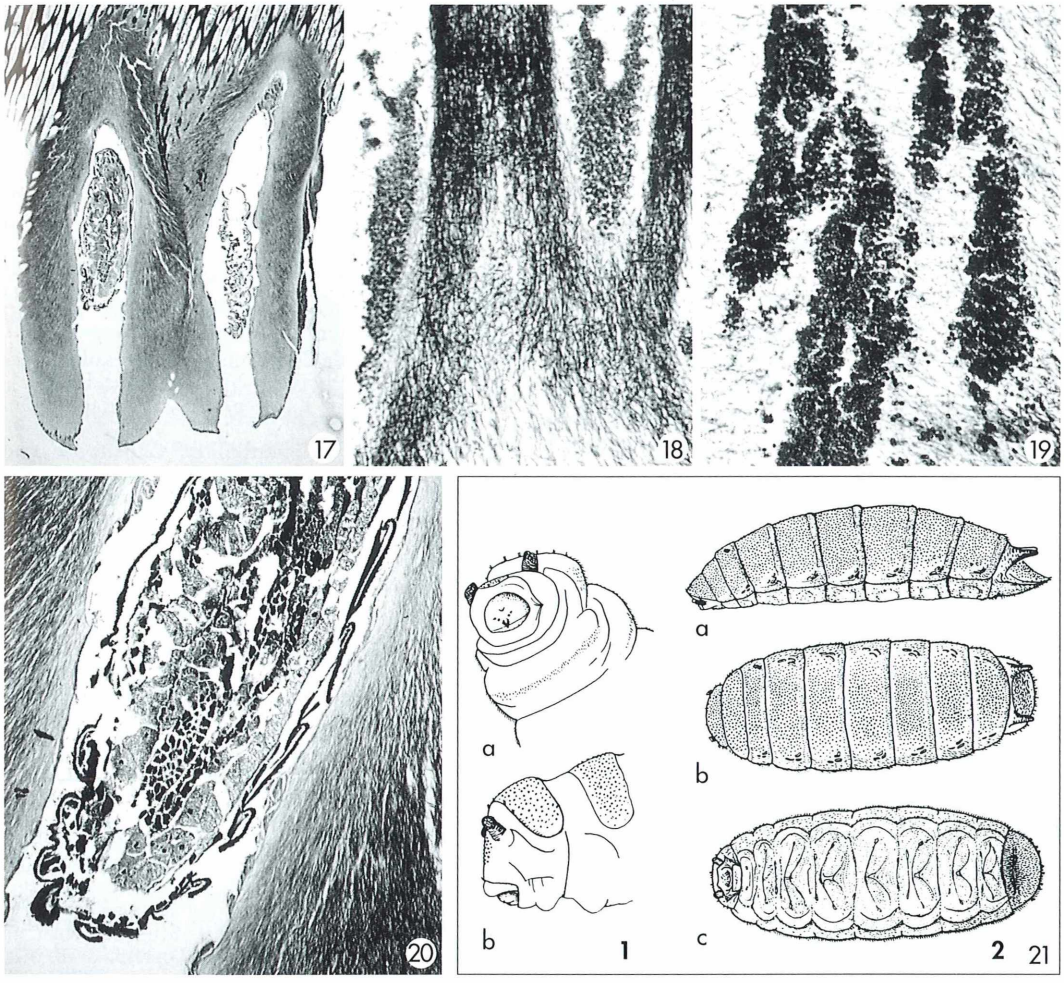


Abb. 17–21: Gallenlarve von *A. wankowiczi* und ihre Auswirkungen. Abb. 17: Röhrenlängsschnitt mit besiedelter Zwillingsgalle; Vergr. 4:1; Abb. 18: Abartig wucherndes Röhrengewebe; Vergr. 90:1; Abb.19: Sporenstau infolge von Röhrenverschluss durch Verdrängungswachstum; Vergr. 100:1; Abb. 20: Längsschnitt durch eine *A. wankowiczi* Larve in einer Zitzengalltasche; Vergr. 20:1; Abb. 21: Schematische Darstellung des Vorderendes (1 a, b) und des Habitus einer *A. wankowiczi*-Larve (2 a–c) (aus Weidner und Schremmer, 1962); effektive Larvenmasse in mm 4–5 lang, 2 breit, 1,6 dick.

Der Hauptunterschied zu Fruchtkörper II liegt also im minderen Befall und deshalb im größeren Vorkommen am ungestörten Porenhymenium.

Die makroskopisch-anatomischen Verhältnisse beider Gallenpilzjahrgänge sind sich gleich. Von der normalen Porenöffnungsschicht degeneriert in Richtung Galle diese Schicht immer mehr zu einer sehr dauerhaften Kruste, die sogar das Innere der Galle komplett überzieht. Zwischen Galle und noch vorhandener Röhrenschicht hat sich ein leicht hellbraunes Hyphengeflecht entwickelt, das sich aber um die eigentlichen Gallentaschen dunkler verfärbt hat. Diese Gallentaschen können auch in tiefere, frühere Röhrenschichten reichen.

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

Die Agathomyia-Galle verursacht Sporenstau und die Larve entwickelt sich in der Zitze

Durch die Ablage eines *Agathomyia*-Eies und die Entwicklung der Larve gelangen Stoffe in das Pilzröhrengewebe, welche die beteiligten Gewebsschichten zu verändertem Wachstum veranlassen (Abb. 17). Das gesamte Röhrengewebe wuchert (Abb. 18) und bildet durch Verdrängungswachstum die Zitzengallen (Abb. 16). Durch dieses Wachstum kann es zu einem Sporenstau kommen (Abb. 19).
Es gelang, Längsschnitte von *Agathomyia*-Larven in den Gallen zu dokumentieren (Abb. 20). Fettgewebe, das zur Umwandlung der Puppe zum adulten Insekt eingesetzt wird, ist ebenso dargestellt wie Darmabschnitte des Verdauungstraktes der Larve (Abb. 21). Im polarisierten Licht treten besonders eindrücklich Muskelzüge des Tieres in Erscheinung.
Durch rhythmisches Aufpumpen mit Luft oder Hämolymphe im Zusammenspiel mit den Muskelsträngen kann sich die Larve mit Hilfe der rückwärts gerichteten, chitinisierten Dornen und Borsten gallenauswärts begeben. Diese Art der Bewegung ist natürlich auch nach dem Fall der Larve auf den Humus von Wichtigkeit, um sich in das Bodensubstrat einzugraben, wo über die Verpuppung die Entwicklung zum Vollinsekt erfolgt und somit der Entwicklungskreislauf der Pilzfliege geschlossen wird.

Angewandte Methoden

Die Makro- und Mikroaufnahmen erfolgten mit einer Canon-T-90-Kleinbildkamera plus entsprechenden Zusatzgeräten. Das Material für die Schnitte wurde über eine Mischung aus tertiärem Butylalkohol und Paraffinöl als Intermedium in Paraplast eingebettet. Ungefärbte und mit Säurefuchsin/Toluidinblau gefärbte, 15 µm dicke Schnitte wurden in üblicher Weise zu Dauerpräparaten verarbeitet.

Literaturhinweise

Breitenbach, J., Kränzlin, F.: Pilze der Schweiz, Bd. 2, Nichtblätterpilze. Verlag Mykologia, Luzern 1986.
Eisfelder, I., Herschel, K.: *Agathomyia wankowiczi* Schnabl, die "Zitzengallenfliege" aus *Ganoderma applanatum*. Westfälische Pilzberichte 6: 5–10 (1966).
Jacobs, W., Renner, M.: Biologie und Ökologie der Insekten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1988.
Jahn, H.: Pilze an Bäumen. Patzer Verlag, Berlin 1990.
Jülich W.: Die Nichtblätterpilze, Gallertpilze und Bauchpilze. In: H. Gams, Bd. II b / 1, 1984.
Kosmos-Lexikon der Naturwissenschaften. Frankh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1953.
Linskens, H. F.: Pollenkörner in Spinngeweben. Mikrokosmos *84*, 195–196 (1995).
Marchand A.: Champignons du Nord et du Midi, Bd. 4. Société Mycologique des Pyrénées Méditerranéennes 1976.
Meyer, E: Plant galls and gall inducers. Gebr. Borntträger, Berlin 1987.
Schubert, R., Wagner, G.: Botanisches Wörterbuch. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1993.
Seifert, G.: Entomologisches Praktikum, 3. Aufl. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1995.
Weber, H.: Allgemeine Mykologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
Webster, J.: Pilze – Eine Einführung. Springer Verlag, Berlin 1983.
Weidner, H., Schremmer, F.: Zur Erforschungsgeschichte, zur Morphologie und Biologie der Larve von *Agathomyia wankowiczi* (Schnabl), einer an Baumpilzen gallenerzeugenden Dipterenlarve. Mitteilungen des Zoologischen Instituts und Museums der Universität Hamburg 2, 358–365 (1962).
Wilding, N. et al.: Insect-fungus interaction. Symposium of the Royal Entomological Society, 14. Academic Press, London 1989.

Verfasser: Ignaz Kälin, Senkgraben 2, CH-8840 Einsiedeln SZ, Schweiz

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

Neue Erkenntnisse über Raubmilben bei der Erkundung der Regenwälder von Südamerika

Wolfgang Karg

Die Regenwälder von Südamerika bieten Lebensraum für eine unvorstellbare Fülle verschiedenartiger Lebewesen. Ihre Bedeutung ist oft noch unbekannt. Mehr und mehr wird uns klar, dass zahlreiche Arten noch gar nicht beschrieben wurden. In verschiedenen Forschungsbereichen wird an der Erkundung der Formenvielfalt gearbeitet. Bei der Untersuchung der Raubmilbenfauna wurden ebenfalls neue Arten entdeckt. Sie wirken regulierend auf die Vermehrung anderer Kleinstlebewesen. Unerwartet ergaben sich Indizien für den Ursprung einer besonderen Raubmilbengruppe im Laufe der Erdgeschichte.

Der tropische Regenwald gehört zu den letzten Geheimnissen der Erde. Die bisher beschriebenen etwa zwei Millionen Arten werden wahrscheinlich von einer weitaus höheren Zahl unbekannter Arten aus den tropischen Urwäldern übertroffen.
Die Erforschung der tropischen Arten lässt wichtige Erkenntnisse über ihr Zusammenwirken sowie über die Entwicklung der Lebensvielfalt auf der Erde erwarten. Andererseits wird eine erschreckende Vernichtung der Regenwälder betrieben. Dies alles hat Naturschützer und Biologen auf den Plan gerufen, Zusammenhänge zu untersuchen. Klar ist, dass die Regenwälder auf das Klima der gesamten Erde einen außerordentlichen Einfluss ausüben.

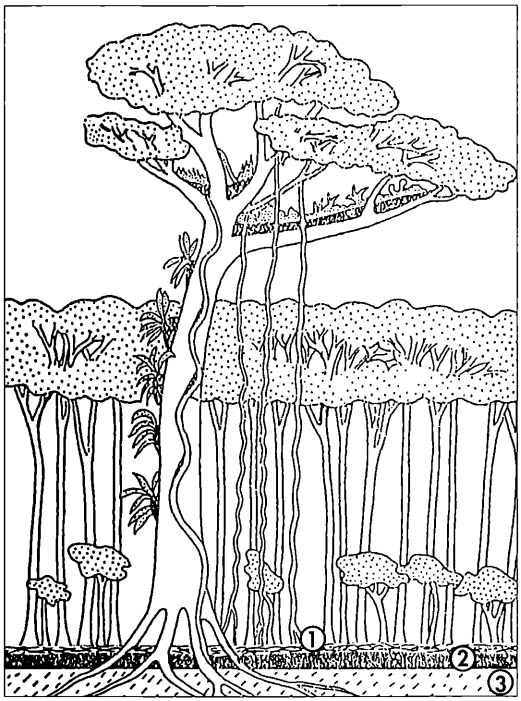
Neue Milbenarten

Am wenigsten wurden bisher Fauna und Flora der tropischen Regenwälder im Mikrobereich erkundet. Seit etwa 20 Jahren untersucht der Autor in Zusammenarbeit mit anderen Spezialisten einige Milbengruppen. Das Tiermaterial wurde auf Expeditionen in Süd- und Mittelamerika gesammelt. Besonders eine ungarische Forschungsgruppe arbeitete oft unter schwierigen und strapazenreichen Bedingungen im Urwald, um Proben aus verschiedenen Bereichen der Vegetation zu entnehmen. Im Mittelpunkt der eigenen Untersuchungen standen Familiengruppen der parasitiformen Raubmilben. Aus gezielten ökologischen Forschungsvorhaben in verschiedenen Ländern konnte die regulierende Bedeutung dieser kleinen Raubtiere in der Kultur- und Naturlandschaft eingehend nachgewiesen werden. Sie verhindern, dass andere Tiergruppen im Mikrobereich Massenvermehrungen entwickeln und zu Schädlingen werden können.
Die Proben aus den Regenwäldern erbrachten eine Fülle verschiedener Arten, die auf ein sehr komplexes Beziehungsgefüge der vielfältigen Lebensformen hinweisen. Mikroorganismen und Kleintiere verwandeln abgestorbene Bäume, Laub und Tierexkremente zu fruchtbaren Humusverbindungen. Trotzdem bleibt die Humusschicht relativ dünn (circa 10 cm, Abb. 1), da unter den tropischen Bedingungen alle Reserven sehr schnell wieder umgesetzt werden und neuem Pflanzenwachstum dienen. Die Bäume erreichen hier Höhen bis 80 m.
Die untersuchten Milben stammten vor allem aus der Humusschicht und aus der darüber liegenden Laubschicht, außerdem aus Moos und Humusansammlungen in Astgabeln der Bäume. Die Entdeckung neuer Milbenarten war faszinierend (Abb. 2–4).

Überraschende Funde

Es ergaben sich neue Gesichtspunkte für die Verwandtschaft der Milbenarten und für ihre Entwicklung. Am meisten aber überraschte ein Befund, der zuerst fast unglaublich erschien: In

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

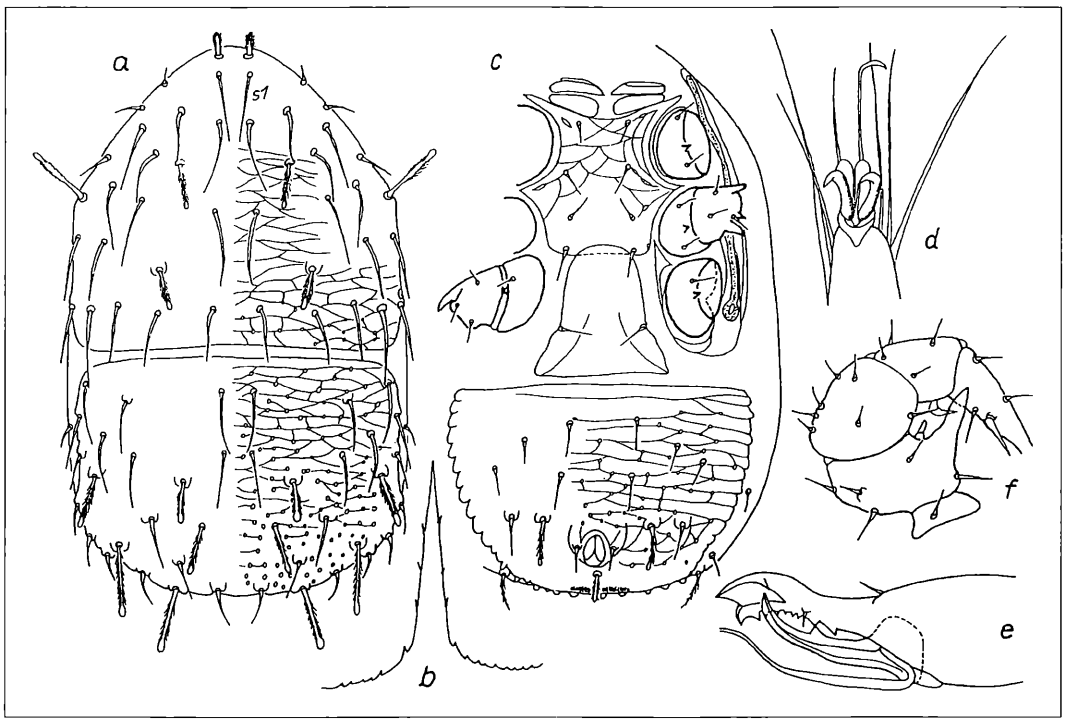


① Laubstreu, ② Humusschicht, ③ Mineralschicht.

◀
Abb. 1: Im tropischen Regenwald wächst die Vegetation üppig in mehreren Etagen. Schnell wird der organische Abfall umgesetzt, die Humusschicht bleibt dadurch dünn.

den Regenwäldern der Hochgebirge von Südamerika leben neben den neuen Formen auch einige Arten, die aus den Wäldern Europas gut bekannt sind. Dazu gehört eine durch Größe und schnelle Bewegung auffallende Art: *Pergamasus crassipes* (Abb. 5). Wir stellten die Art bereits vor einiger Zeit im MIKROKOSMOS

Abb. 2: Genaue mikroskopische Zeichnungen der Diagnosemerkmale dokumentieren die neuen Arten. Dies wird durch die Anwendung eines Zeichenapparates gewährleistet. Mit Hilfe eines Okularmikrometers werden Körperschilde und Haarbildungen exakt gemessen. a Rückenschild, b Vorderspitze, c Bauchschild (200×), d Klauen des 1. Beinpaares, e Beißwerkzeug (Chelicere des Männchens) (1000×), f spezieller Greiffinger am 2. Bein des Männchens (200×): belegen eine neue Art der Gattung *Gamasellus*.
▼



© Elsevier GmbH. Alle Rechte

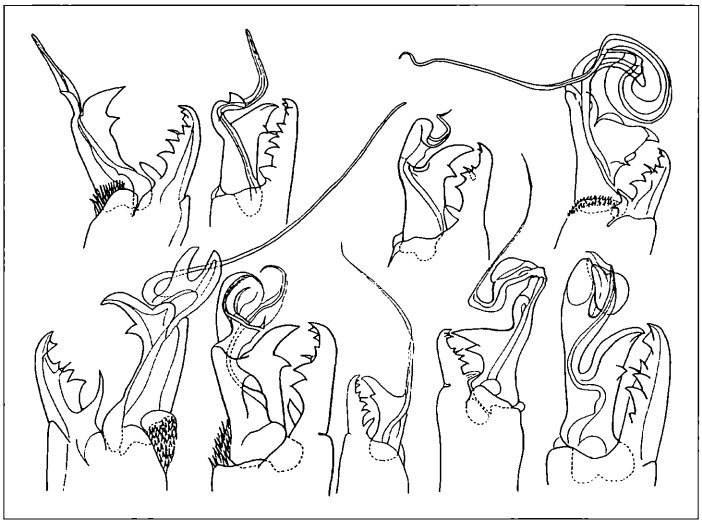


Abb. 3: Bei den Männchen der Gattung *Geogamasus* haben sich bizarre Formen des Spermaüberträgers entwickelt. Ursprünglich hat er die Form eines Fingers vorn am beweglichen Glied der Cheliceren (oben links). Nach dem Schlüssel-Schlossprinzip verhindert die arteigene Form eine Vermischung der Arten. Bisher wurden 26 neue Arten dieser speziellen Regenwaldgattung entdeckt.

vor (Karg und Karg, 1999). Bei den nun weltumfassenden Untersuchungen der Raubmilben in den letzten Jahren stellte es sich heraus, dass die Art rund um den Globus verbreitet ist (Abb. 6). Nur in Afrika konnte sie nicht entdeckt werden. Dies trifft auch für die verwandten Gattungen und Arten zu (Unterfamilie Pergamasinae).

Bereits die französische Wissenschaftlerin Athias-Henriot wies auf diese eigenartige Verbreitung hin. Unsere Untersuchungen der Regenwälder von Ecuador, Argentinien und Chile

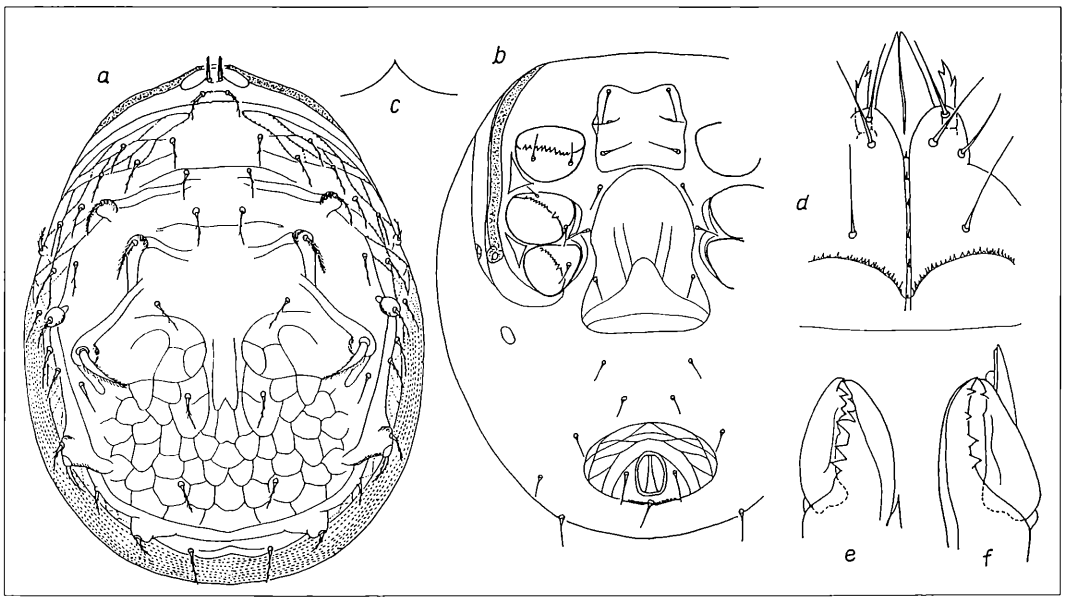


Abb. 4: a Wie eine Laune der Natur erscheinen die Strukturen auf dem Rückenschild dieser neuen Milbenart. b Die Bauchschilde dagegen weisen eine sehr ursprüngliche Form auf. Erst die Mikrostrukturen im Bereich der Mundwerkzeuge lassen erkennen, dass es sich um eine Art der Gattung *Ameroseius* Berlese handelt. c Vorderspitze der Deckplatte, d Hypostom unter der Mundöffnung, e und f Beißwerkzeuge (Cheliceren) beim Weibchen (e) und beim Männchen (f).

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

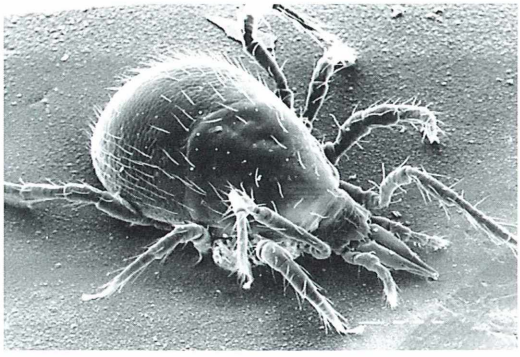


Abb. 5: Relativ große und schnelllaufende Raubmilbenart *Pergamasus crassipes*, Körperlänge 1,5 mm (REM-Aufnahme: W. Karg und G. Casperson).

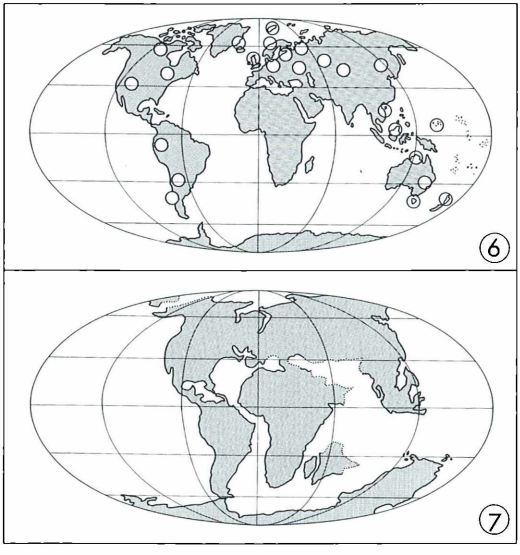


Abb. 6: Verbreitung der *Pergamasus*-Raubmilben rund um den Erdball (weiße Kreise), nur in Afrika fehlen dieser Arten. Abb. 7: Verteilung der Kontinente in der oberen Kreidezeit vor 70–100 Millionen Jahren (nach Paturi, 1996). Dieses Bild der Erde ist geeignet, die Verbreitung der *Pergamasus*-Raubmilben zu verstehen. In dieser Zeit entstanden und verbreiteten sich zugleich die Laubbäume, in deren Streu diese Raubmilben leben können.

vervollständigten die Befunde dieser kreisförmigen Verbreitung. Mit Hilfe der Biogeographischen Methode der Paläogeographie können wir heutzutage aus der Tierverbreitung Rückschlüsse auf den Ursprung einer Tiergruppe ziehen.

Milben und Erdgeschichte

Die Kontinente der Erde haben sich im Laufe der Erdgeschichte verändert. Zum Ende des Erdaltertums vor 225 Millionen Jahren bestand nur ein einziger einheitlicher Kontinent, die Pangäa. Ursprüngliche Milbenformen konnten sich überall ausbreiten. Japanische Wissenschaftler konnten die Aufspaltung einer Gruppe von Wassermilben der Küstenregionen in verschiedene Gattungen einer Unterfamilie (Rhombognathinae) auf den Zerfall des allumfassenden Erdteils Pangäa vor 200 Millionen Jahren zu Beginn der Juraperiode des Erdmittelalters zurückführen. Es bildeten sich damals der Nordkontinent Laurasia (Nordamerika und Eurasien) und der Südkontinent Gondwana.

Für eine andere Milbengruppe zeigten wir auf, dass die Herausbildung ihrer Gattungen und Arten durch die Aufspaltung des Gondwanalandes im weiteren Verlauf der Erdgeschichte vor 100 bis 150 Millionen Jahren bewirkt wurde (Karg, 1998).

Die Verbreitung der genannten *Pergamasus*-Raubmilben weist auf die darauf folgende Periode der Erdgeschichte hin: Zum Ende der Kreidezeit vor 70 bis 100 Millionen Jahren trennte sich Afrika von Südamerika; zwischen den anderen Erdteilen gab es jedoch noch Verbindungsbrücken (Abb. 7). Wir wissen, dass sich in dieser Zeit große Veränderungen in der Vegetation der Erde vollzogen. Auf allen Kontinenten verbreiteten sich erstmalig die Laubbaumarten. Damit waren die Lebensbedingungen für diese größeren Raubmilben gegeben, denn sie benötigten die lückenreiche Laubstreu, um Jagd auf andere Kleintiere zu machen. Während kleinere, mehr ursprüngliche Milbengruppen schon seit dem Altertum der Erdgeschichte existierten, konnten sich nun auch die größeren, schnelllaufenden Formen der *Pergamasus*-Raubmilben herausbilden.

Wir wissen heute nicht, wo sich die ersten *Pergamasus*-Raubmilben entwickelten – vielleicht in Europa, denn hier wurden viele Arten ge-

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

funden. Von hier verbreiteten sie sich kreisförmig um den Erdball. Sie konnten jedoch nicht auf den zu dieser Zeit isolierten afrikanischen Kontinent gelangen.
Hiermit sollten erste Erkenntnisse aus den Milbenuntersuchungen der tropischen Regenwälder vorgestellt werden. Zusammen mit anderen Forschungsrichtungen sind in Zukunft noch viele neue Entdeckungen zu erwarten.

Literaturhinweise

Abé, H.: Rhombognathine mites. Hokkaido University Press, Sapporo 1998.
Athias-Henriot, C.: Terrestrial parasitiforme Gamasida I. – The families Phytoseiidae, Pergamasidae, Eviphididae and Zerconidae. The Zoology of Iceland, vol. III, part 57d (1980).
Karg, W.: Zur Kenntnis der Eugamasides Karg mit neuen Arten aus den Regenwäldern von Ecuador (Acarina, Parasitiformes). Mitteilungen des Museums für Naturkunde Berlin, Zoologische Reihe *74*, 185–214 (1998).
Karg, W.: Die Entdeckung einer Milbenfamilie des Urkontinents Gondwana. Mikrokosmos *87*, 328–333 (1998).
Karg, W., Karg, U.: Überraschende Begegnung mit Raubmilben im Hochgebirge. Mikrokosmos *88*, 193–196 (1999).
Paturi, F. R.: Die Chronik der Erde. Weltbildverlag, Augsburg 1996.

Verfasser: Prof. Dr. habil. Wolfgang Karg,
Hohe Kiefer 152, D-14532 Kleinmachnow

Aus der Industrie

Neues Produkt von Nikon: Fluoreszenztaugliches, inverses Routinemikroskop Eclipse TS100

Neben den aufrechten und inversen Forschungsmikroskopen der Eclipse-Serie von Nikon ist nun auch ein Fluoreszenz taugliches, inverses Routinemikroskop dieser Serie erhältlich. Beide Typen, TS100 und TS100F (F Fotoausgang) (Abb. 1), sind ideal für den Einsatz in der Zellkulturbeobachtung, aber auch für Injektionstechniken geeignet.
Das bewährte optische System CFI60, eine Kombination von CF-Optik und Unendlich-Optik, wurde in das neue Mikroskop integriert. Bezüglich der optischen Qualität wurden auch in dieser Mikroskopklasse keine Kompromisse gemacht. Ein Zeichen hierfür ist zum Beispiel die Sehfeldzahl 22.
Die Fluoreszenzmikroskopie hat sich im Lauf der letzten Jahre von der „High-End-Anwendung" zur Routinemethode entwickelt. Und so sind beide TS100-Typen jederzeit für Fluoreszenzanwendungen aufrüstbar. Es können hierfür zwei Filterblöcke eingesetzt werden und als Lichtquelle wird eine 50 W Quecksilberdampflampe verwendet.
Als einzige Geräte ihrer Klasse kann man die Mikroskope TS100 und TS100F mit dem qualitativ hochwertigen, räumlichen Kontrast, dem Hoffmann Modulation Kontrast, ausstatten. Der Phasenkontrast als wichtigstes Kontrastverfahren für biologische Proben ist optisch insofern verbessert worden, als der normalerweise übliche Halo-Effekt durch eine konstruktive Veränderung der Phasenringe so verringert wird, dass beispielsweise Zellteilungen in einem Präparat, die bislang häufig durch besagte Halo-Effekte verdeckt waren, genauer beobachtet oder feinere Details in einem dicken Präparat analysiert werden können.
Natürlich können an den Photoausgang des TS100F alle derzeit gängigen Mikrofotografie-Einrichtungen, Video- und Digitalkameras angeschlossen werden.

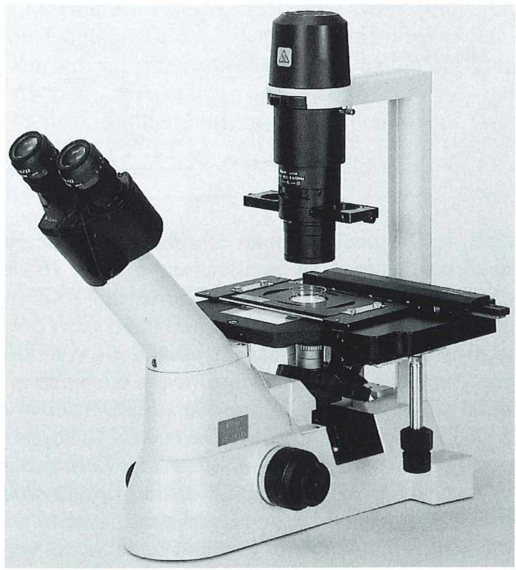


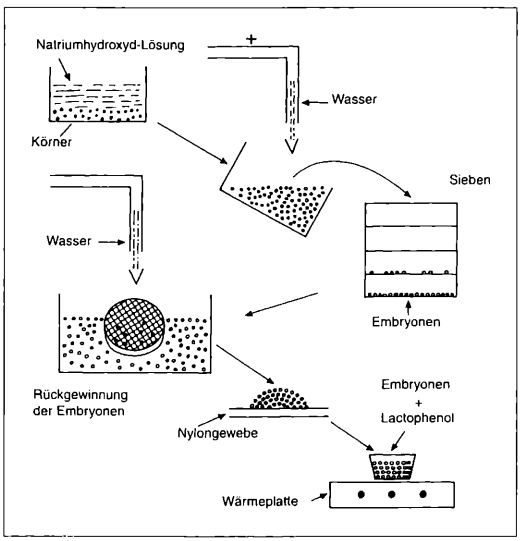
Abb. 1: Fluoreszenztaugliches Inversmikroskop Eclipse TS100 von Nikon.

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

Kurze Mitteilung

Nachweis des Flugbrand-Myzels in Weizen- und Gersten-Embryonen

Die kugel- oder eiförmigen Sporen (Chlamydosporen) des pflanzenparasitischen Flugbrand-Pilzes (Durchmesser 5–9 µm) werden durch den Wind verbreitet. Sie keimen nach kurzer Zeit auf den Narben der Getreideblüten. Die Myzelfäden dringen zum Fruchtknoten vor und erreichen den Embryo. Dort verbleibt das Myzel im Ruhezustand bis zur Aussaat des Getreidekornes. Die Stärke des Pilzbefalls kann nach Abtrennung des Embryos von der Karyopse (Abb. 1) mikroskopisch ermittelt werden.



Die isolierten Embryonen der Gerste werden dazu 2 Stunden lang in eine Methylenblau-Lösung getaucht (1 Gramm Methylenblau, auch Baumwollblau genannt, in 1000 g Milchsäure gelöst). Anschließend werden die Embryonen auf einen Objektträger gelegt und mit dem aufgelegten Deckglas vorsichtig zerdrückt. Bei 150facher Vergrößerung erscheint das Myzel von *Ustilago nuda* im Gerstenembryo blau gefärbt.

Bei Weizenembryonen muss die Technik etwas angepasst werden: Vor der Isolation der Embryonen (Abb. 1) müssen die Weizenkörner etwa 16 Stunden lang in eine 5%ige Natrium-Hydroxid-Lösung, die 1‰ Trypanblau enthält, eingetaucht werden. Die weitere Untersuchung erfolgt wie bei den Gersten-Karyopsen. Das Myzel von *Ustilago tritici* in den Weizenembryonen erscheint bei 200facher Vergrößerung leicht blau, aber wesentlich feiner als bei *Ustilago nuda*.

Die Lokalisierung des Parasiten-Myzels variiert entsprechend der Getreide-Rasse: Bei den einen ist es im Innern zu beobachten, da das Myzel tief eindringt und sich im Innern des Embryos befindet; bei anderen hingegen bleibt es mehr äußerlich lokalisiert, da die Sporen zur Keimung auf der Oberfläche des Perikarp haften blieben.

Champion, R.: Identifier les champignons transmis par les semences (Erkennen und Bestimmen samenübertragbarer Pilze) Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer *52*, 230–234 (1999).

H. F. Linskens, Njmegen

Abb. 1: Die verschiedenen Schritte der Isolation von Getreideembryonen: Die Karyopsen (Getreidekörner) werden 16 Stunden lang in einer 10%igen Natrium-Hydroxid-Lösung bei Raumtemperatur eingeweicht (etwa 80 Gramm Körner auf 1000 ml Lösung). Nach dieser Behandlung sind die Körner zersetzt, während die Embryonen unversehrt geblieben sind. Man gewinnt die Embryonen mit handwarmen Wasser und mit Hilfe einer Serie von übereinandergestapelten Sieben mit einer Maschenweite von 1,5, 2, 3 und 4 mm. Wenn die Siebe in ein mit Wasser gefülltes Gefäß eingetaucht werden, dann schwimmen die Embryonen. Sie werden in ein Nylonsieb gegossen, das man in eine Schale von 6 cm Durchmesser ausgießt. Dann wird Lactophenol zugegeben. Das Lactophenol nach Amann besteht aus 1 g kristallisierter, chemisch reiner Karbolsäure, 1 g Milchsäure, 2 g Glyzerin und 1 g destilliertem Wasser; die frische Lösung ist farblos, bräunt aber unter Lichteinfluss rasch und muss daher in einer braunen, lichtschützenden Flasche aufbewahrt werden.
Die Schale mit den Embryonen in Lactophenol wird auf einer Wärmeplatte zum Kochen gebracht (30 Sekunden bis einige Minuten). Die durchscheinenden Embryonen werden vollständig klar. Das Myzel kann unter dem Präpariermikroskop oder einer Lupe (20–40fache Vergrößerung) erkannt werden. Kontaminierte Embryonen können mit Hilfe einer Lanzettnadel entnommen werden.

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

Mikro-Einsteiger

Chromosomenfärbung – Was man von der Kernteilung wissen sollte, was man von ihr problemlos sichtbar machen kann

Eberhard Schnepf

Es wird eine einfache Methode vorgestellt, mit der es schnell gelingt, die Chromosomen in den Stadien der Meiose und Mitose sichtbar zu machen: eine Färbung mit Karminessigsäure. Günstige Objekte zum Studium der Meiose sind die Staubgefäße (Antheren) aus den Knospen von Liliengewächsen.

Die biologisch orientierten Leser wissen, dass in der Meiose der diploide (doppelte) Chromosomensatz, der bei der Verschmelzung der Zellkerne der Gameten entstanden ist, auf den haploiden (einfachen) Satz reduziert wird (Reduktionsteilung). Das geschieht in der Meiose I, in der die von der Mutter und vom Vater eingebrachten Chromosomen zufallsmäßig getrennt werden.

Häufig stellt man also die Meiose als notwendige Folge der Befruchtung dar. Eigentlich müsste man aber umgekehrt sagen, dass die Befruchtung notwendig ist, um die Meiose stattfinden zu lassen. Denn in der Meiose werden nicht nur die Chromosomenpaare (die homologen Chromosomen) getrennt, sondern auch die Gene zwischen den homologen Chromosomen ausgetauscht, neu kombiniert. Die Durchmischung des mütterlichen und väterlichen Erbgutes erzeugt genetisch verschiedene Nachkommen. Das ist ein evolutionärer Vorteil bei der Selektion, wenn sich die Umweltbedingungen ändern.

Voraussetzung für die Neukombination der Gene, des Crossing-over, ist, dass sich die homologen Chromosomen eng aneinander lagern, sich paaren. Sie bestehen dann bereits aus je zwei Chromatiden. Diese Paarung und der Genaustausch ist ein komplizierter Prozess. Er findet in der Meiose-Prophase statt und dauert relativ lange, bei den unten genannten Objekten weit über eine Woche. In der Meiose-Prophase unterscheidet man verschiedene Stadien (siehe unten), die aber natürlich ineinander übergehen. Auf die Meiose I folgt dann die Meiose II, bei der die beiden Chromatiden der Chromosomen, die jetzt durchmischtes Erbgut tragen, voneinander getrennt werden.

Die Paarung der Chromosomen in der Prophase und die morphologische Entsprechung des Crossing-over, das heißt die Bildung von Chiasmata (vom griechischen „Chi", weil sich die Chromosomen X-förmig überkreuzen), lassen sich an günstigen Objekten leicht sichtbar machen. Besonders geeignet dafür ist die Meiose, die der Bildung der Pollenkörper vorausgeht.

Die Objekte

Gut geeignet sind Pflanzen mit wenigen, großen Chromosomen. Dazu gehören die meisten Liliengewächse (Liliaceen im weiteren Sinn). Vorteilhaft ist außerdem, wenn man Pflanzen mit großen traubigen oder ährigen Blütenständen nimmt. Bei diesen findet man die einzelnen Stadien, die in einer Knospe zeitlich aufeinander folgen, in den nebeneinander stehenden Knospen. Solche Pflanzen sind zum Beispiel die Zimmerpflanzen *Aloe, Gasteria, Haworthia* und die Gartenpflanzen *Eremurus, Kniephofia, Galtonia*. Die Meiose-Prophase beginnt in den Pollensäcken der Antheren von

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

ganz jungen Knospen. Diese sind dann meist erst ein Zehntel so lang (oder weniger) wie die Knospen vor dem Aufblühen.
In diesen noch nicht voll entwickelten Antheren kann man mit derselben Methode dann oft auch Stadien der Mitose, der normalen Kernteilung, beobachten. Wenn man nur diese studieren will, nimmt man aber besser die Wurzelspitzen von Küchenzwiebeln, Hyazinthen oder ähnlichen Zwiebelgewächsen. Die Bildung der Wurzeln lässt sich leicht in einem Hyazinthenglas oder einem ähnlichen Gefäß induzieren. Dazu sollte der Zwiebelboden dicht über der Wasseroberfläche stehen, aber nicht eintauchen. Natürlich sind auch die Wurzelspitzen vieler Keimpflanzen brauchbar.

Die Methode

Die Blütenstände, die auch ganz junge Knospen enthalten sollten, oder die Wurzelspitzen fixiert man mit einer Mischung aus 98%igem Äthanol und Eisessig (3:1), am besten nur 1–4 Stunden lang. Wenn man die Knospen dann nicht gleich verarbeitet (was zu empfehlen ist), bewahrt man sie in 70%igem Äthanol auf. Es empfiehlt sich, vor der Färbung die Knospen dem Alter nach in kleinen Gefäßen zu ordnen. Dafür sind unter anderem auch Plastik-Platten mit Vertiefungen geeignet. Das erleichtert dann sehr, die richtigen Meiose-Stadien zu finden.

Zum Färben der Chromosomen hat sich Karminessigsäure bewährt. Man stellt sie her, indem man 45 ml Eisessig mit 55 ml Aqua dest. versetzt und der Mischung circa 5 g Karmin zusetzt. Dann kocht man das Ganze 30–60 Minuten unter Rückflusskühlung (Vorsicht: Siedeverzug durch Siedesteinchen verhindern!). Nach dem Abkühlen wird die Lösung filtriert und ist dann, gut verschlossen, unbegrenzt haltbar. Für die Kern- und Chromosomenfärbung schwieriger Objekte empfiehlt es sich, der Farblösung eine Spur eines Eisen-II-Salzes zuzusetzen.

Die Antheren werden aus den Knospen präpariert und in der Farblösung auf dem Objektträger zerquetscht. Dabei sollte der Inhalt der Pollensäcke austreten. Dann erhitzt man den Objektträger, am besten über der Flamme eines Spiritus-Brenners. Dabei sollte man vermeiden, die Karminessigsäure zum Kochen zu bringen (Vorsicht, auch hier kann es zum Siedeverzug kommen!). Wenn man genügend Zeit hat, lässt man die gequetschten Antheren längere Zeit (über Nacht) in der Karminessigsäure liegen. Entsprechend verfährt man mit den Wurzelspitzen.
Die Kerne und Chromosomen sind dann in der Regel gut gefärbt und können direkt, in der Farblösung, beobachtet werden. Dauerpräparate lassen sich leicht und schnell herstellen. Dazu saugt man Eisessig durch das unter dem Deckglas liegende Präparat, um überschüssiges und ausgefälltes Karmin zu entfernen. Anschließend saugt man eine Phenol-Lösung (90% Phenol, 10% Aqua dest.; Vorsicht: Phenol ätzt, Hautkontakte vermeiden) und dann Nelkenöl durch das Präparat, säubert den Rand und umschließt (nicht allseitig) das Deckglas mit Euparal oder einem ähnlichen Einbettungsmittel. Phenol hellt auf und macht die Bilder klarer, ist also auch dann zu empfehlen, wenn keine Dauerpräparate hergestellt werden sollen. Es ist also möglich, in wenig mehr als einer Stunde aus Frischmaterial ein Dauerpräparat anzufertigen, das allerdings dann noch aushärten muss.

Die Ergebnisse

Zunächst soll der Ablauf der Meiose und danach der der Mitose dargestellt und besprochen werden.

Meiose

In den Abbildungen 1–15 ist der Ablauf der Meiose und die dann folgenden Entwicklungsprozesse bei der Pollenbildung einer *Aloe* dargestellt. In den Anfangsstadien bilden die Pollenmutterzellen einen zusammenhängenden Zellkomplex (Abb. 1). Die Kerne sind auffallend groß (vergleiche Abb. 1 mit Abb. 16). Die Prophase der Meiose I beginnt mit dem *Leptotän* (Abb. 2). Die Chromosomen werden als dünne, lange Fäden sichtbar, die scheinbar ungeordnet locker den Kern ausfüllen.
Die Paarung der homologen Chromosomen beginnt im *Zygotän* (Abb. 3, 4), meistens an Stellen, an denen die Chromosomenenden an der Kernhülle ansetzen, was aber in den lichtmikroskopischen Präparaten nicht zu erkennen ist. Im Elektronenmikroskop sieht man,

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

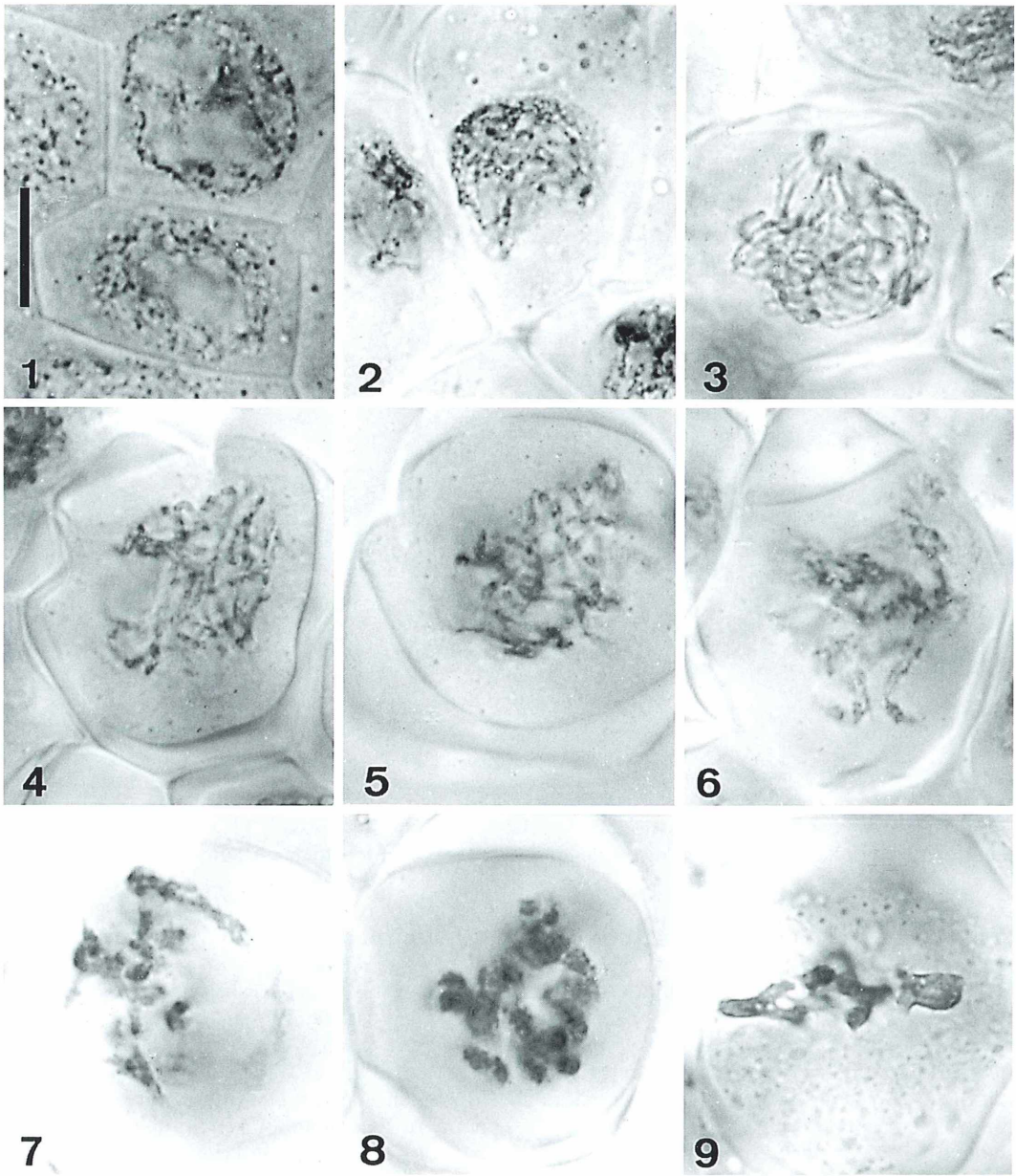


Abb. 1–9: Meiose-Prophase bis Metaphase I bei der Pollenentwicklung von *Aloe*.
1 Pollenmutterzellen, Interphase. 2 Leptotän. 3 Frühes Zygotän. 4 Spätes Zygotän. 5 Pachytän. 6 Diplotän. 7 Diplotän, Chiasmata. 8 Diakinese. 9 Metaphase I. Maßstrich = 10 µm.

dass die sich paarenden Chromosomen durch einen „synaptonemalen Komplex", eine bandförmige Struktur, zusammengeführt und zusammengehalten werden. Bei dieser Paarung verhakeln sich die Chromosomen nur selten ineinander. Das zeigt, dass der scheinbaren Unordnung im Kern doch eine hohe Ordnung zugrunde liegt. Im frühen Zygotän trennen sich die Pollenmutterzellen voneinander und werden von einer stark lichtbrechenden Hülle aus

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

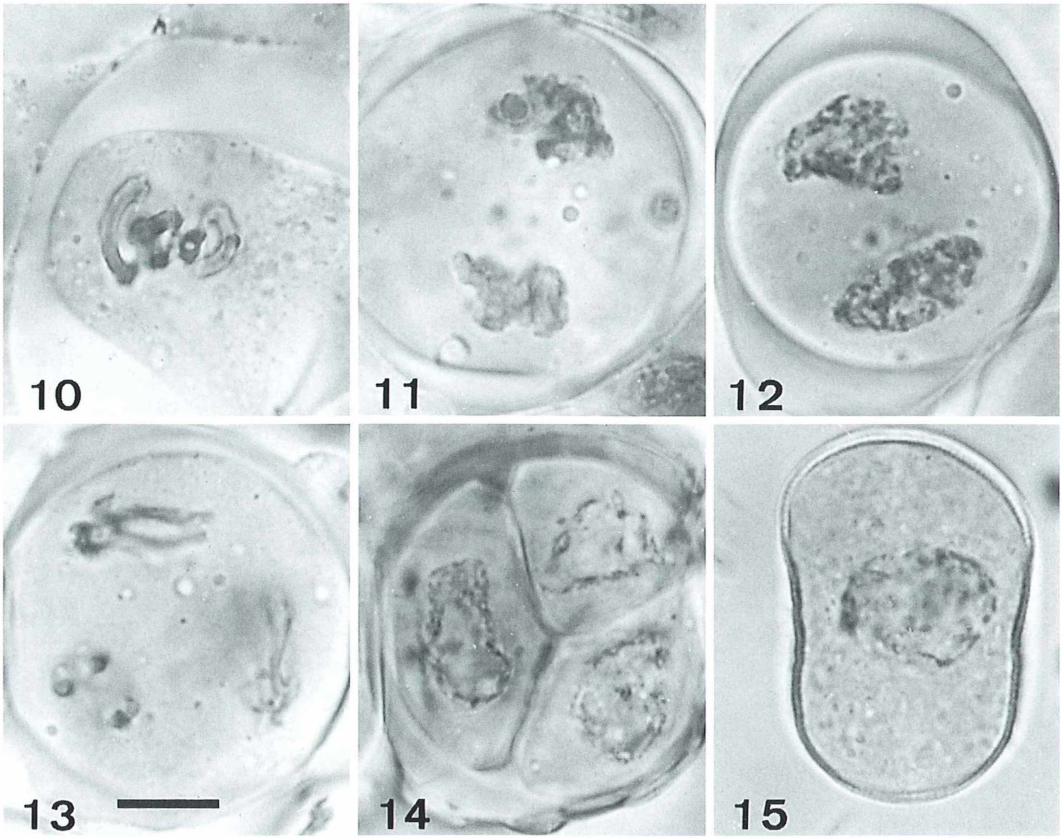


Abb. 10–15: Meiose und Pollenentwicklung bei *Aloe*. 10 Frühe Anaphase I. 11 Telophase I. 12 Interkinese. 13 Anaphase II. 14 Tetrade. 15 Reifendes Pollenkorn. Maßstrich = 10 µm.

Callose umschlossen. Dadurch wird ein Stoffaustausch zwischen ihnen und den vegetativen Zellen des Antherengewebes verhindert.

Im *Pachytän* (Abb. 5) ist die Paarung abgeschlossen. Die Chromosomen haben sich weiter verkürzt und verdickt. In diesem Stadium läuft das Crossing-over ab. Die Chromatiden brechen auseinander und fusionieren wieder, wobei es zum Austausch von DNA-Abschnitten kommt. Bei der Reparatur der Brüche wird etwas DNA synthetisiert.

Im Pachytän und dem darauf folgenden *Diplotän* (Abb. 6) kann man an günstigen Stellen – optischen Querschnitten durch die gepaarten Chromosomen – sehen, dass hier nun vier Chromatiden eng zusammengefügt sind. Fotografieren lässt sich das nur schlecht. Im Diplotän beginnen die Paare sich wieder zu trennen. Sie bleiben an den Stellen des Crossing-overs noch längere Zeit zusammen: die Chiasmata werden sichtbar (Abb. 7). Dabei verkürzen und verdicken sich die Chromosomen weiter.

Die schraubige Kontraktion der *Aloe*-Chromosomen ist deutlich in der anschließenden *Diakinese* (Abb. 8) zu erkennen. Bei manchen anderen Pflanzen bilden die gepaarten Chromosomen in der Diakinese Ringe, weil sie dann nur noch mit ihren Enden zusammenhängen.

Schließlich ordnen sich die nun stark verkürzten Chromosomen-Paare in der Äquatorialplatte der *Metaphase I* (Abb. 9). Es folgt die *Anaphase I* (Abb. 10), in der die Chromosomen auseinander weichen, die *Telophase I* (Abb. 11), in der sie sich wieder verlängern und verknäulen, eine kurze *Interkinese* (Abb. 12), so bei *Aloe*, aber nicht bei allen Pflanzen, und dann die *Meiose II*, die wie eine haploide Mitose abläuft, mit Pro-, Meta-, Ana- (Abb. 13) und Telophase. Diese Stadien lassen sich

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

nur schlecht komplett in einem Foto abbilden, weil die Spindelachsen aufeinander senkrecht stehen, die Teilungen also in verschiedenen Ebenen ablaufen. Nach der Telophase II werden Zellwände gebildet, welche die vier tetraedrisch angeordneten Zellen, nun Meiosporen genannt, voneinander trennen (Abb. 14). Aus ihnen entwickeln sich dann die Pollenkörner (Abb. 15). Dabei löst sich die Callosehülle, welche die Tetraden umgibt, auf.

Mitose

Mitose-Stadien aus dem vegetativen Gewebe der *Aloe*-Antheren sind in den Abbildungen 16–19 dargestellt. In der *Prophase* (Abb. 16) formieren sich die Chromosomen aus dem Kernchromatin und verkürzen und verdicken sich dann. Sie bestehen dann schon aus zwei Chromatiden. Die DNA-Replikation hat in der S-Phase der vorgegangenen Interphase stattge-

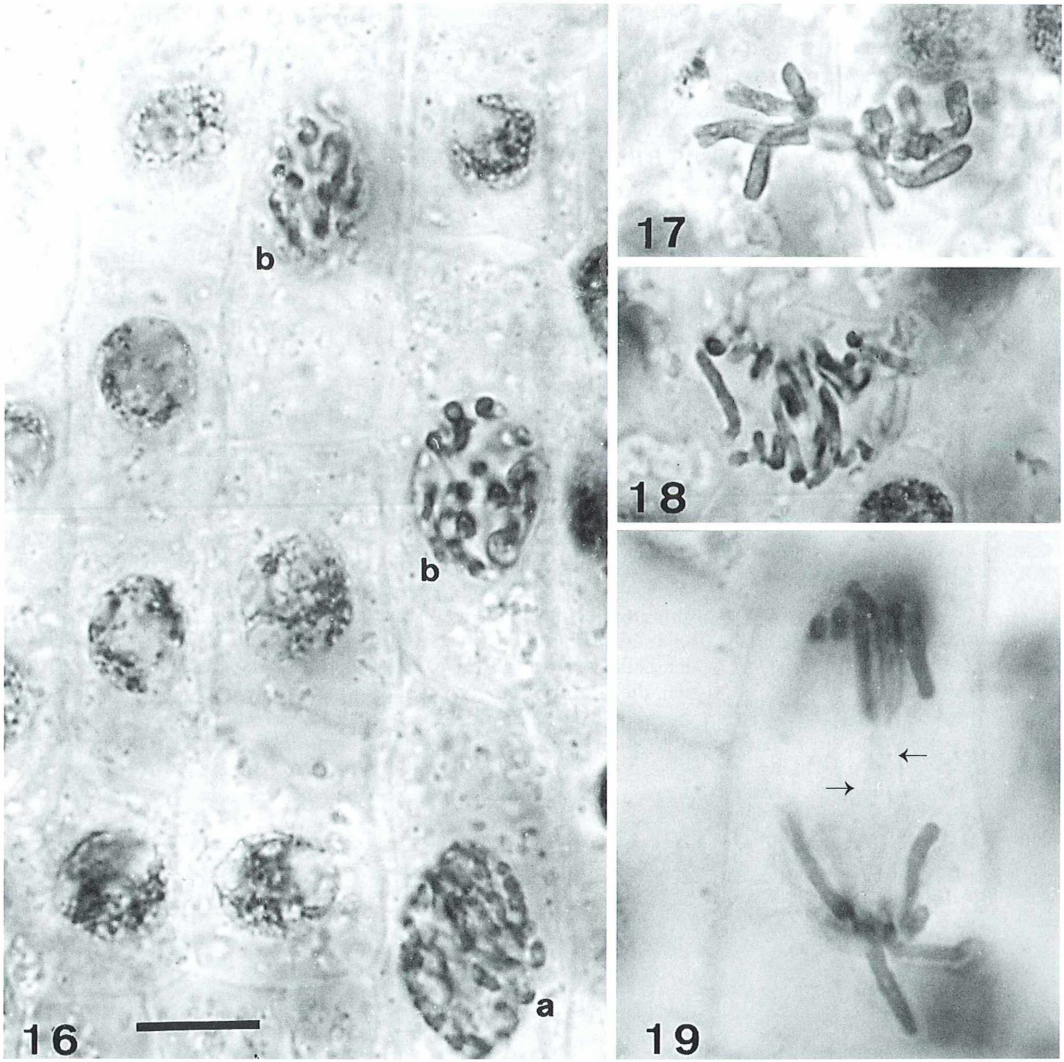


Abb. 16–19: Mitosen aus dem Antherengewebe von *Aloe*. 16 Kerne in Interphase und in früher (a) und später (b) Prophase. 17 Metaphase; gut zu sehen ist, dass die Chromosomen aus zwei Chromatiden bestehen. 18 Frühe Anaphase. 19 Späte Anaphase; Spindelfasern andeutungsweise zwischen den auseinander weichenden Chromosomen erkennbar (Pfeile); Maßstrich = 10 µm.

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

funden. Am Ende der Prophase fragmentiert die Kernhülle. Die Chromosomen ordnen sich dann in der *Metaphase* (Abb. 17) mit ihren Kinetochoren in der Äquatorialplatte. An den Kinetochoren setzen die Mikrotubuli der Mitose-Spindel an, die allerdings bei der Alkohol-Eisessig-Fixierung weitgehend zerstört werden (siehe aber die Spindelfasern in Abb. 19). In der *Anaphase* (Abb. 18, 19) werden die beiden Chromatiden, aus denen jedes Chromosom besteht (Abb. 17), voneinander getrennt. Sie werden an den Kinetochoren zu entgegengesetzten Polen gezogen, die dabei auch noch etwas auseinander rücken. Die Chromatiden-Arme hängen nach. In der *Telophase* dekondensieren die Chromatiden, die nun zu Chromosomen geworden sind. Die Kernhülle bildet sich neu. Der Nukleolus, der sich am Ende der Prophase aufgelöst hatte, entsteht wieder am Ende der Telophase.

Während die Meiosen in einer Anthere, ja sogar in einer Blüte, ziemlich synchron ablaufen, sind die Mitosen weitgehend asynchron. Außerdem läuft die Mitose hier in wenigen Stunden ab. Dabei nimmt die Prophase meist über die Hälfte der Zeit ein. Dementsprechend findet man Mitose-Prophasen in den Präparaten relativ häufig (Abb. 16). Wenn man aber aus der Häufigkeit der Mitose-Stadien ihre Zeitdauer berechnen will, muss man bedenken, dass bei vielen Pflanzen, vor allem in den Wurzelspitzen, die Mitosehäufigkeit von der Tageszeit abhängig ist. Leider – für den Cytologen leider – liegt das Mitose-Maximum bei Pflanzen meist in den Stunden kurz nach Mitternacht.

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

Buchbesprechung

Metzner, H.: Vom Chaos zum Bios. Gedanken zum Phänomen Leben. S. Hirzel Verlag, Stuttgart, 2000, 391 Seiten, 75 sw-Abbildungen, 23 Tabellen, gebunden, DM 68,00, ISBN 3-7776-0934-X.

Der Evolutionsgedanke ist wohl das umfassendste Konzept der Naturwissenschaften, das alle Wissensbereiche von der Organisation der Materie bis zur Entstehung der Organismen verklammert. Dieser gewaltige Bogen, der mit der Basis der Teilchenphysik beginnt und bei den Betriebsabläufen der Biosphäre endet, ist das Rahmenthema des vorliegenden Werkes. Sein Autor, der viele Jahre als chemischer Pflanzenphysiologe an der Universität Tübingen forschte und zuletzt Präsident der Europäischen Akademie für Umweltfragen war (er erlebte das Erscheinen seines Buches bedauerlicherweise nicht mehr), unternimmt darin eine gedankliche Reise durch die Systeme und Systemhierarchien der experimentell zugänglichen Welt. Er erläutert die atomare und molekulare Dimension der Materie, skizziert in Umrissen die Entstehung des Kosmos und lenkt schließlich den Blick auf die Welt der Organismen. Wichtige Themenfelder dieses (etwa zwei Drittel des Gesamtumfangs ausmachenden) Buchteils sind Bau und Stoffwechsel der Zelle, Reize und Reizreaktionen, die Gestaltbildung der Lebewesen oder die Grundlagen der Vererbung. Angesichts dieses umfassenden Programms kann das Werk kein Lehrbuch sein. Es erweist sich vielmehr als höchst kenntnisreich zusammenschauendes Lesebuch, das praktisch alle wichtigen Einsichten und Einschätzungen der modernen Naturwissenschaften diskutiert und somit wesentliche Bausteine für ein zeitgemäßes Weltbild liefert. Es wendet sich ausdrücklich nicht an Fachwissenschaftler und ist daher erfreulicherweise für alle zugänglich, die sich gerne mit den Erträgen der Wissenschaft auseinandersetzen. Ein bemerkens- und lesenswertes Werk.

Bruno P. Kremer, Köln

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

Mikro-Markt

Neu
Mikro-Markt online
Zum Kombipreis (Print + online)
Anzeigenpreis plus 30% online-Aufschlag
Nähere Infos unter Tel.: 03641/62 64 45

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (5/2000): 27. Juli 2000

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

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

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:
URBAN & FISCHER Verlag, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena

Probleme beim Ausbau des Mikroskops?
Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie" enthält die passende Optik und viele Bauteile.
R. Göke, Am Widey 7, 58095 Hagen,
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Große Stückzahlen **Objektive f. Zeiss Jena Mikroskope** zu verk. Auch ph; phv; pol u. HD-Ausführungen. Ebenfalls Okulare u. Ok.-Strichplatten. Fa. Bowa, Industriestr. 8, 37079 Göttingen; Tel: 0551-50 63 90, Fax: 5 06 39 20

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

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

STEREOMIKROSKOP E-REIHE

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

MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.
Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
Tel.: ·31.26.323.4473, Fax ·31.26.323.2833
email: euromex@tref.nl, web: http:/www.euromex.nl

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

Verkaufe:
1. Die legendäre Tübinger Histologie (102 Präp., Heidenhain, Präparator Graf). Erstklassig.
Prof. Sigmund: Pathol. Histologie d. Menschen (100 Präp. m. Buch), Prof. Sigmund: Allg. Anatomie d. Wirbellosen (100 Präp. m. Buch), Prof. Sigmund: Vergl. Histologie der Wirbeltiere (ausser Säuger) 50 Präp. mit Begleitbuch.
2. **Mikrokosmos** 1922-1944 in 5 Sammelbänden. 1968-1999 geb. in Einzelbänden.
3. Dazu **Mikrokosmos Handbücher** (Eckert & Stehli etc. 33 in 4 Bänden (sog. Handbücher f. d. mikrosk. Technik bzw. Arbeit, von 1913 bis 1941) Bücher komplett nur an Selbstabholer.
Angebote bitte schriftl. an: Dr. A. Pöhlmann, Herm.-Friese-Str. 28, 37154 Northeim

Verkaufe: Olympus Typ BHC mit Fototubus, Hellfeld + Phasenkontrast, Olympus Auflicht Fluoreszenzeinrichtung für BH Stative, Olympus „S" Plane 2/4/10/20/40. Tel. 02 11/49 04 62

Impressum
Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de
Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena.
Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de
Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena,Telefon (03641)62 64 45, Fax (03641)62 64 21.
Anzeigenleitung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D - 10747 Berlin, Telefon (030) 801 10 18, Fax (030) 801 66 61. Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.
Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.
Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.
Erscheinungsweise (2000): 1 Jahrgang mit 6 Heften.
Abo-Preise (2000): 118,– DM*; Einzelheftpreis: 24,– DM*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,– DM* *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.
Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).
Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Konto-Nr. 390 76 56, BLZ 820 700 00 und Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249 903, BLZ 860 100 90.
Copyright: Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.
Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.
Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D - 72072 Tübingen.
Diese Zeitschrift wird ab Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.
Printed in Germany

Mitglied der Deutschen Fachpresse
Deutsche Fachpresse

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Elsevier, Spektrum, Springer, Springer-Verlag, vorbehalten, www.spektrum.de

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

Mikrokosmos
510543 1 (6)
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

des Lebens!

ischen Nachschlagewerk

zur Biologie sind Sie perfekt gerüstet für das neue Jahrtausend!

Nutzen Sie den günstigen Subskriptionspreis:
Wenn Sie bis zum *31.12.2000* bestellen, sparen Sie DM 750,- gegenüber dem späteren Ladenpreis!

Das Wissen der Biologie auf dem neuesten Stand!

- **14 Alphabetbände** mit jeweils ca. 450 Seiten, gebunden. Dazu ein ausführlicher Registerband (Band 15) mit über 100.000 Informations-Fundstellen.
- Verfaßt von mehr als 200 namhaften Autoren. Betreut wird das Werk von sechs Fachberatern.
- Über 70.000 Artikel zu allen Gebieten der Biowissenschaften, darunter 40.000 Artikel zur allgemeinen Biologie (Botanik, Zoologie, Mikrobiologie) und Biochemie, 30.000 Artikel zu Organismen.
- 1.000 biographische Artikel über bedeutende Botaniker, Zoologen, Mikrobiologen, Biochemiker und Mediziner. Außerdem etymologische Begriffserklärungen zu mehr als 30.000 Stichwörtern.
- Über 6.000 Abbildungen, Strukturformeln, 2.000 Tabellen und 600 zum Teil mehrfarbige Bildtafeln.
- Über 40 enzyklopädische Artikel von renommierten Experten zu aktuellen Themen der Biowissenschaften.
- Erscheinungstermine: Bd. 1-4: bereits erschienen, Okt. 2000 (Bd. 5), Febr. 2001 (Bd. 6). Die Folgebände erscheinen danach im Abstand von vier Monaten. Im Jahre 2004 wird das Werk abgeschlossen sein. Die CD-ROMs sind ca. zwei Monate nach Erscheinen des entsprechenden Printbandes erhältlich.

Angebot 1

Gesamtausgabe Buch

Bestellen Sie jetzt die Gesamtausgabe Buch (insgesamt 15 Bände) zum günstigen Subskriptionspreis von nur DM 248,- (öS 1.811,-/ sFr 220,-) pro Band – zahlbar bandweise nach Lieferung.
Dieses Angebot gilt nur bis zum 31.12.2000.
Wenn Ihre Bestellung bis zu diesem Termin bei uns eingegangen ist, haben Sie insgesamt DM 750,- gespart (gegenüber dem späteren Ladenpreis).
ISBN 3-8274-0320-0

Angebot 2

Gesamtausgabe CD-ROM*

Bestellen Sie jetzt die Gesamtausgabe CD-ROM zum günstigen Subskriptionspreis von nur DM 248,- (öS 1.811,-/ sFr 220,-) pro CD-ROM – zahlbar jeweils nach Lieferung.
Dieses Angebot gilt nur bis zum 31.12.2000.
Wenn Ihre Bestellung bis zu diesem Termin bei uns eingegangen ist, haben Sie insgesamt DM 750,- gespart (gegenüber dem späteren Ladenpreis).
ISBN 3-8274-0342-1

Angebot 3

Gesamtausgabe Buch und Gesamtausgabe CD-ROM

Der Subskriptionspreis für diese Kombination beträgt DM 372,- (öS 2.716,-/sFr 331,-) pro Band und CD-ROM – zahlbar bei Lieferung des jeweiligen Bandes und der jeweiligen CD-ROM.
Bei Eingang Ihrer Bestellung bis 31.12.2000 sparen Sie hier sogar DM 1.125,-! gegenüber dem späteren Ladenpreis!
ISBN 3-8274-0341-3

Bestellungen und Anfragen an:
(Tel.-Nr.) 0 62 21-91 26 46
(Fax-Nr.) 0 62 21-91 26 38
(Email) dress@spektrum-verlag.com

Ausführliche Informationen unter: www.spektrum-lexika.de

Spektrum
AKADEMISCHER VERLAG
Vangerowstr. 20 · D-69115 Heidelberg

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2000

Band/Volume: 89_4

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 89_4 1