

1190372

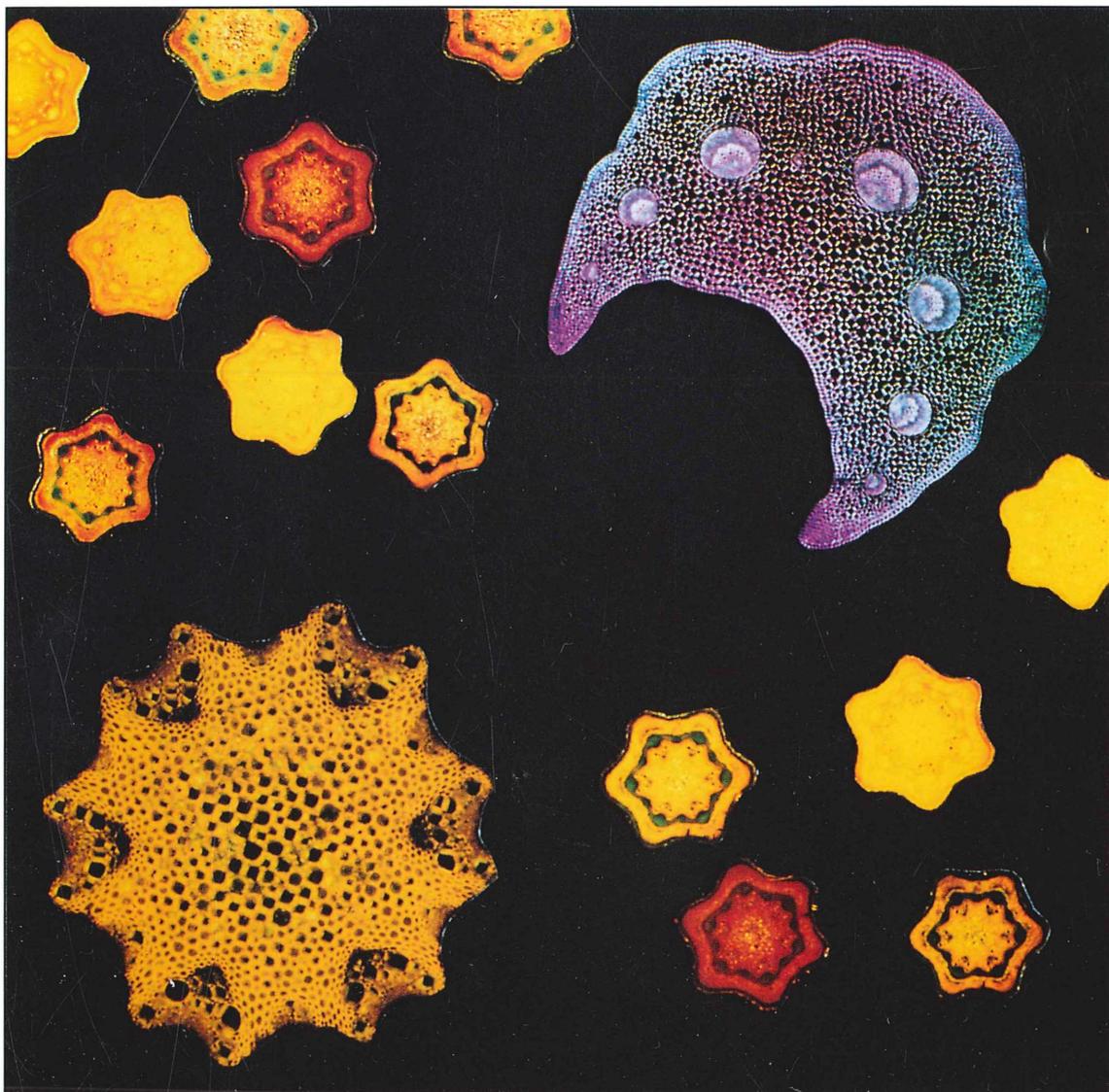
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; <http://www.elsevier.de/>

E 20582

MIKROKOSMOS

84. Jahrgang/Heft 6

November 1995



**GUSTAV
FISCHER**

ISSN 0026-3680

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)

und Bruno P. Kremer (Köln)

Redaktionsassistentin: Annett Burzlaff (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 321** Schwimmbewegungen der Salinenkrebblarve
Alfred H. Gitter
- 325** Bilder aus dem Leben des Strauchtierchens
Zoothamnium arbuscula
Heinz Schneider
- 335** Stiel-Übungen
Erich Lüthje
- 339** Mikroskopie kulinarisch: Die Erdnuß
Max Gruber
- 345** *Heliochona scheutenii* und *Spirochona gemmipara*
als Besiedler von *Gammarus tigrinus*
Karl Heinz Rustige
- 349** Über die Entwicklung der Zähne
Dietmar Krause und Gerhard Jennemann
- 357** Plasma in Bewegung, Teil II
Morten Motzfeldt Laane und Morten Paul Pedersen
- 369** 40 Jahre vollautomatisches Kameramikroskop
Michael Zölffel
- 375** Plankton fangen und transportieren
II. Der Transport: Braucht Plankton Atemluft
oder die volle Pulle?
Klaus Henkel

Rubriken

- 323**
Aus der Industrie
- 324, 334, 343, 355,
363, 368, 378**
Kurze Mitteilungen
- 337**
Mikro-Lyrik
- 365**
Mikro-Galerie
- 373**
Mikro-Quiz
- 379**
Buchbesprechungen
- 382**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 383**
Nachricht
- 383**
Mikro-Markt

Umschlagabbildung: Mikroskopische Collage von Stielquerschnitten. Siehe Artikel Lüthje, S. 335–336.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 108,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 78,-), Einzelheft DM 22,- (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten).

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

Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste 1. 10. 1994.

Verlag: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Wollgrasweg 49, 70599 Stuttgart, Tel. 07 11/45 80 30

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 schriftliche 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.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1995

Satz: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt

Druck und Einband: Gulde-Druck GmbH, Tübingen; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.

Printed in Germany

Schwimmbewegungen der Salinenkrebslarve

Alfred H. Gitter

Die Videomikroskopie erlaubt es, den Zeitverlauf von Vorgängen, die im Bruchteil einer Sekunde ablaufen, zu untersuchen. Stroboskopische Beleuchtung ermöglicht kurze Belichtungszeiten bei ausreichender Lichtintensität und damit scharfe Bilder. Mit diesem Verfahren wurde die Bewegung der schwimmenden Salinenkrebslarve dokumentiert.

Dem Aquarianer wohlbekannt ist der Salinenkrebs (*Artemia salina*), auch Salzkrebschen genannt, welcher zu den schalenlosen niederen Krebsen (Unterklasse *Anostraca* = Schalenlose) gehört. In einer gut belüfteten Salzlösung schlüpfen aus den Kresseiern die als Fischfutter verwendeten Larven. Für den Mikroskopiker sind sie ein leicht zugängliches und interessantes Untersuchungsobjekt. Über Aufzucht und lichtmikroskopische Darstellung des Salzkrebschens hat Váth (1994) im MIKROKOSMOS berichtet. Letztere Arbeit hat mich angeregt, lebende Salinenkrebslarven genauer zu betrachten. Die Schwimmbewegungen der Larven sind aber so schnell, daß man die Positionsänderungen der Extremitäten mit einer Lupe allein nicht gut erkennen kann.

Technik

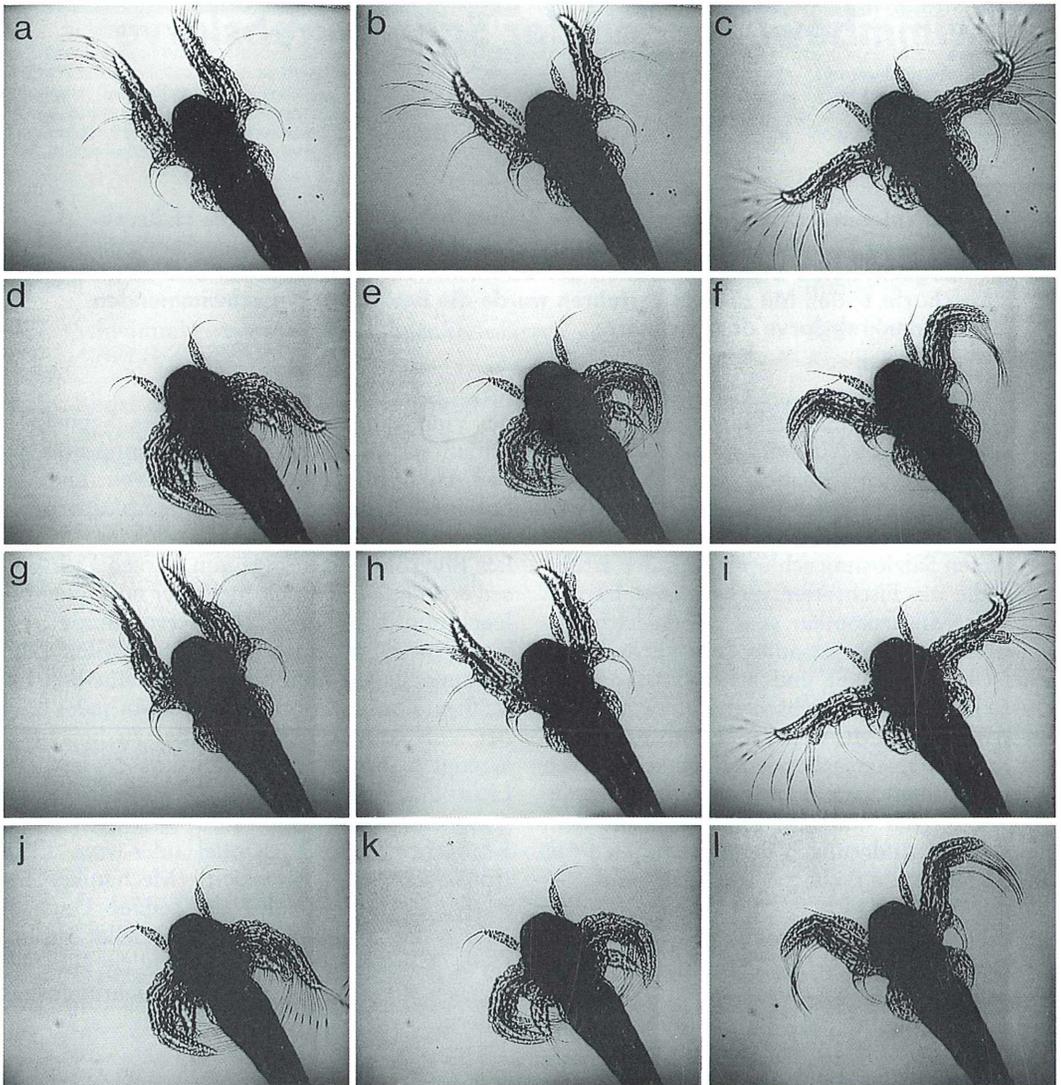
Der Bewegungsablauf läßt sich mit einer Videokamera am Mikroskop aufnehmen. Je nach Typ der verwendeten Kamera wird das Bild des Objekts entweder 25mal oder 50mal pro Sekunde vom CCD-Chip der Kamera eingelesen. Im ersten Fall werden 25 verschiedene ganze Bilder (englisch *frames*), bestehend aus je zwei gleichen Halbbildern (englisch *fields*), produziert; im zweiten Fall sind es 50 verschiedene Halbbilder. Die Halbbilder des Videosignals stellen die gesamte Bildfläche mit der halben Zeilenzahl der ganzen Bilder dar. Mit einem Videorecorder, der die Betrachtung von Einzelbildern erlaubt, kann man die Bilder aufzeichnen und später analysieren.

Um scharfe Aufnahmen zu bekommen, muß man die Belichtungszeit für jedes Bild kurz halten. Eine Möglichkeit hierfür ist die Verwendung des Schnellverschlusses, den viele moder-

ne Videokameras enthalten. Der Schnellverschluß vermindert aber die Lichtintensität, so daß das Bild zu dunkel werden kann. Eine Alternative stellt die Beleuchtung mittels eines Stroboskops dar. Das Stroboskop, das mit einer Blitzröhre eine Folge von kurzen Lichtpulsen erzeugt, wird an die Stelle der normalen Beleuchtungseinrichtung (Niedervoltlampe) gesetzt. Im allgemeinen wird ein stabiler, paßgenauer Einbau unnötig sein und eine behelfsmäßige Konstruktion genügen. Um jedes Bild der Videokamera genau einmal zu belichten, erzeugt man mit dem Stroboskop 25 bzw. 50 Lichtblitze pro Sekunde. Ein für diesen Zweck geeignetes Stroboskop kann man z.B. vom Kraftfahrzeugzubehörhandel oder vom Elektronikfachhandel erwerben. (Mechaniker benutzen Stroboskope für die genaue Untersuchung der Motordrehzahl.) Schnelle Stroboskope können sehr kurze Lichtblitze (Leuchtdauer <100 µs) mit genügender Lichtintensität liefern.

Beobachtungen

Die Schwimmbewegungen von amerikanischen Artemienlarven wurden in einer dünnen Salzwasserschicht auf einem normalen Objektträger ohne Deckgläschen beobachtet. Die Tiere lagen auf dem Boden des Objektträgers und konnten wegen der geringen Wassertiefe nicht wegschwimmen, so daß sie im Sehfeld des Mikroskops blieben. Andererseits genügte die Wassertiefe für Schwimmbewegungen. Zur Beobachtung wurden ein Objektiv Epiplan 8× (Zeiss; numerische Apertur 0,2) und eine Videokamera mit CCD-Chip (F10, Panasonic) verwendet. Die Abbildung zeigt eine Folge von 12 Bildern, die in Abständen von 20 ms aufge-



nommen wurden. Die Belichtungszeit betrug jeweils etwa 15 μ s (halbmaximale Breite des einzelnen Lichtblitzes, mit Photodiode und Oszilloskop gemessen).

Die Abbildung zeigt einen Metanauplius des Salinenkrebsses. Das ist eine Larve, die das frühe Nauplius-Entwicklungsstadium beendet hat und einen verlängerten und bereits segmentierten Körper besitzt. Es sind die für Naupliuslarven typischen Körperanhänge zu sehen: ein erstes Paar von kleinen, einästigen Antennen (Antennulae), welche für mechanische Reize empfindliche Sinnesorgane tragen; ein zweites Paar von großen, zweiästigen Ruderantennen, den Hauptfortbewegungsorganen der Larve und

Zwölf Phasen des Schwimmens einer Artemienlarve (von dorsal betrachtet), aufgenommen im Abstand von jeweils 20 ms. Jeder Zyklus der Schwimmbewegungen dauerte 120 ms; – a) Beginn des ersten Schlagzyklus. – b–d) Die Rückwärtsbewegung der zweiten Antennen erzeugte eine nach vorn gerichtete Kraft. Vorwärtsbewegung der Mandibeln. – e–g) Vorwärtsbewegung der zweiten Antennen (mit geringerem Wasserwiderstand dank der zusammengelegten Borsten). Rückwärtsbewegung der Mandibeln. – g) Beginn des zweiten Schlagzyklus. – h–l) Gleicher Bewegungsablauf wie im ersten Zyklus (b–f). Erfaßte Präparatfläche 0,93 mm \times 0,71 mm.

ein Paar von Mandibeln (Oberkiefer), welche insbesondere in frühen Entwicklungsstadien zur Fortbewegung beitragen.

Die Bildserie zeigt verschiedene Phasen des Schwimmens. Die Antennulae werden beim Schwimmen nach vorn gerichtet, so daß sie dem Wasser wenig Widerstand bieten; sie beteiligen sich aber nicht aktiv an der Fortbewegung. Die zweiten Antennen sind als Spaltfüße ausgebildet und tragen viele Borstenfortsätze. Bei der Vorwärtsbewegung der Antennen nähern sich die Fortsätze einander und vermindern so die Fläche, die sich gegen das Wasser bewegt. Bei der Rückwärtsbewegung der Antennen spreizen sich die Fortsätze und wirken als breites Ruder, welches das Tier vorwärtsdrückt. Die Mandibeln des Metanauplius sind ebenfalls spaltfußförmig, aber wesentlich kleiner als das zweite Antennenpaar. Sie tragen daher nur wenig zur Fortbewegung bei. Die Bewegungen der beiden Extremitäten eines Paares sind stets synchron und gleichsinnig, aber die Bewegungen der Mandibeln sind gegenläufig

zu denen der zweiten Antennen: Während sich das eine Paar nach vorn bewegt, bewegt sich das andere nach hinten. Wenn man mehrere Schlagzyklen verfolgt, erkennt man, daß die Bewegungen auch im Detail sehr regelmäßig sind. Während der seltenen und kurzen Ruhephasen werden die Antennulae zur Seite geklappt.

Literaturhinweise

- Inoué, S.: Video Microscopy. Plenum Press, New York, London 1986.
 Schrehardt, A.: Der Salinenkreb *Artemia*. 1. Organisation des erwachsenen Tieres. Mikrokosmos 75, 230–235 (1986).
 Schrehardt, A.: Der Salinenkreb *Artemia*. 2. Die postembryonale Entwicklung. Mikrokosmos 75, 334–340 (1986).
 Vath, R.: Beobachtungen bei der Aufzucht von *Artemia salina*. Mikrokosmos 83, 349–354 (1994).

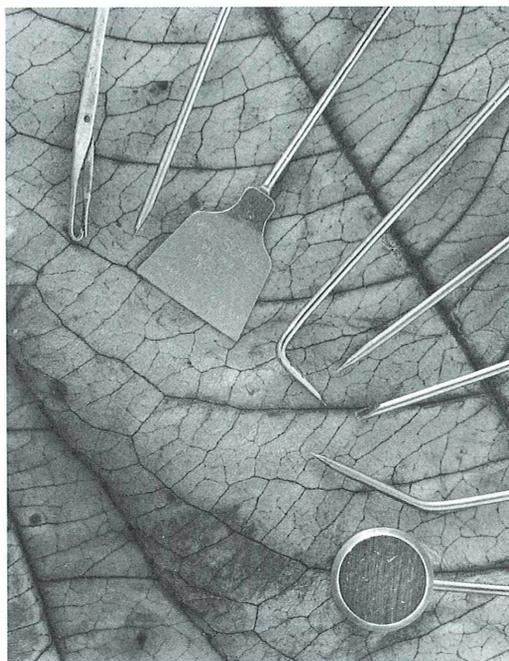
Verfasser: Dr. Alfred H. Gitter, Institut für Neuro- und Verhaltensbiologie, Universität Münster, Badestr. 9, D-48149 Münster

Aus der Industrie

Mikrowerkzeuge

Wer mikroskopiert, braucht geeignetes Werkzeug. Und das ist gar nicht so einfach zu bekommen. Ursprünglich für die mikrotechnische Industrie im Silicon Valley entwickelt, gibt es nun auch bei uns eine Auswahl von 30 verschiedenen Werkzeugen für feinste Arbeiten unter dem Mikroskop. Nadeln, Messer, Maßstäbe und vieles mehr in unterschiedlichen Abmessungen von 0,5 mm bis hin zu unglaublichen 0,025 mm. Alles in höchster Präzision gefertigt. Anwendung finden diese Instrumente sowohl bei Wissenschaftlern aller Fachrichtungen als auch beim engagierten Hobbyforscher.

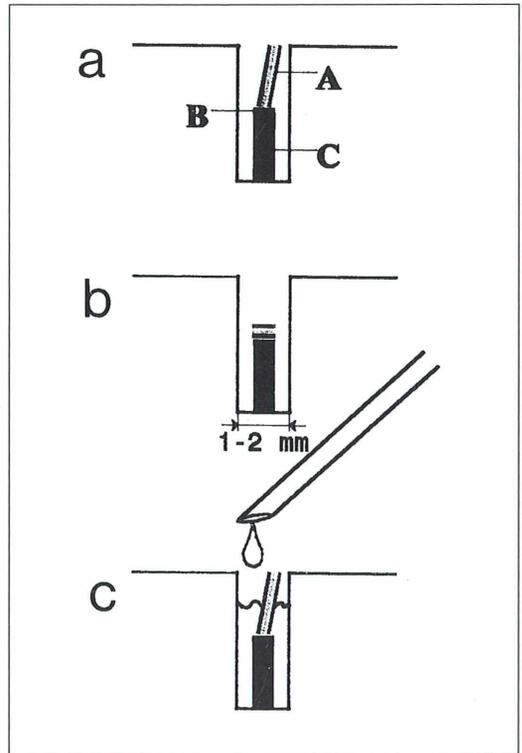
Informationen erhalten Sie bei Mikrotechnik Dipl. Ing. Klaus Herbst, Nerotal 16, 65193 Wiesbaden, Tel. 06 11-59 01 15, Fax 06 11-59 06 35.



Kurze Mitteilung

Untersuchung von Autolacken

Bei den Ermittlungsarbeiten zur Aufklärung von Straftaten stehen der Polizei modernste Methoden zur Verfügung. Ein wichtiges Gebiet ist die Identifizierung von Fluchtfahrzeugen anhand von Unfallschäden. Zur Analyse von Autolackspuren bedient man sich vor allem der Lichtmikroskopie. So verfügt das Bundeskriminalamt über eine zentrale Autolacksammlung, die bereits mehr als 40 000 Originallackproben von Fahrzeugen umfaßt. Im Fahndungsfall können durch Lackspur-Untersuchungen mittels Mikroskopie Unterscheidungen nach Hersteller, Typ und Baujahr des Fahrzeuges erfolgen. Da moderne Autos stets mehrschichtig lackiert sind, ermöglicht die Kenntnis der Zusammensetzung von Grundierung, Füller, Vor-, Basis-, Klar- und Deck-Lacken Auskunft über den Wagentyp. Besondere Bedeutung haben lichtmikroskopische Vergleiche von Lacken, wenn zum Beispiel ein Unfallflüchtiger ermittelt werden soll. Dazu werden am Unfallort oder am Unfallopfer gefundene Lacksplitter untersucht, die meist einen Durchmesser von < 1 mm haben. Die Herstellung von Querschnitten macht diese Mikrosuren der mikroskopischen Analyse zugänglich. Dazu werden die Partikel in einem Kunstharzblock aus Polyacrylat mit ebener Oberfläche eingebettet (Einbettmittel Kulzer 4004) (Abb.). Nach einer Trocknungszeit von 30 Minuten bei etwa 60 °C werden Dünnschnitte (3 µm) hergestellt. Die so erhaltenen Präparate können sowohl im Hellfeld-Durchlicht als auch im Polarisationsmikroskop auf Merkmale der Pigment- und Füllstoffgemische und auch hinsichtlich des Lackaufbaues untersucht werden. Vergleiche mit der zentralen Autolacksammlung ermöglichen die Identifizierung. Die Analyse der Pigmente selbst erfolgt mit Hilfe der Mikroskopphotometrie. Für die Auflichtmikroskopie können die Lackteilchen ebenfalls in Polyacrylharz eingebettet werden, die dann angeschliffen und abschließend poliert und bei einer Vergrößerung zwischen 200- und 1000fach analysiert werden.



Arbeitsschema für die Herstellung von Dünnschnitten von Autolack-Partikeln. Die Lacksplitter (A) werden entweder schräg (a) für Querschnitte oder parallel (b) für Parallelschnitte zur Oberfläche auf einem Doppelklebeband (B) ausgerichtet, das zuvor mit einer der Klebeflächen auf einem Holzstäbchen (C) fixiert worden ist. Nach Absenken des Holzstabes in ein vorbereitetes Bohrloch wird die Höhlung in dem Kunstharzblock (Kulzer 4004) mit einem Glycolmethacrylat (Kulzer 7100) ausgegossen (c). (Stoecklein, Tuente, 1994).

Allen, T. J.: Modifications of sample mounting procedure and microtome equipment for paint-sectioning. *Forensic Science International* 52, 93–100 (1991).

Stoecklein, W., Tuente, J.: Lichtmikroskopische Analysenverfahren – Hilfsmittel zur Aufklärung von Unfallfluchtdelikten, *Zeiss Information/Jenaer Rundschau* 3, 18–22 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Bilder aus dem Leben des Strauchtierchens *Zoothamnium arbuscula*

Heinz Schneider

Im Protozoenaufwuchs an Pflanzen und unbelebten Gegenständen sind die Bäumchenkolonien der Peritrichen attraktive Objekte. Besonders Carchesien und Zoothamnen mit ihren kontraktile Stielen erregen die Aufmerksamkeit des Mikroskopikers, denn sie bieten vielfältige Möglichkeiten zum Untersuchen, Vergleichen und Experimentieren.

Zoothamnium *arbuscula* ist der stattlichste Vertreter dieser Gruppe im Süßwasser. Seine Kolonien können bis 6 mm groß werden und sind wegen ihrer typischen Reizreaktionen unverkennbar. Zudem gibt es bei dieser Art zwei Typen von Zooiden, die sich nach Form und Größe auffallend unterscheiden.

Vorkommen und Fundstellen

Die Fundberichte kennzeichnen *Z. arbuscula* als Bewohner mesotropher bis eutropher stehender und – seltener – fließender Süßgewässer. Dort besiedeln die Bäumchenkolonien bevorzugt die Unterseite der Schwimmblätter von Nymphaeaceen sowie Stengel und Blätter untergetauchter Wasserpflanzen. Furssenko (1929) weist auf eine Bevorzugung von *Elodea* hin. Obwohl die Art europaweit nachgewiesen wurde und möglicherweise Kosmopolit ist, wird sie bei uns als selten angesehen (Foissner et al., 1992). Die hier im Bild vorgestellten Exemplare stammen aus einem eutrophen Altwasser bei Neuburg in der Südpfalz. Dieser Fundort ist vom Rheinstrom durch das Wehr eines Pumpwerks abgetrennt und zeigt daher nur minimale Fließgeschwindigkeit. Sein pH liegt bei 7,5. Die Ufer sind von einem stark entwickelten Röhrichtgürtel umgeben und nur an wenigen Stellen zugänglich. *Zoothamnium*-Bäumchen sind hier von April bis in den November hinein vor allem an Sprossen und Blättern von Laichkräutern sowie an den Unterseiten der Schwimmblätter von Teichrosen zu finden.

Frischpräparate zur Beobachtung und Mikrofotografie

Die großen Kolonien sind im Sammelglas meist schon mit dem bloßen Auge, mit Sicherheit aber unter Zuhilfenahme einer Taschenlupe auszumachen. Die Besiedler auf der hellen Unterseite von Teichrosenblättern zu erkennen, kann anfangs schwer fallen. Am besten sammelt man Stücke des mit Zoothamnen besetzten Substrats und überführt diese zu Hause in ein größeres, mit filtriertem Fundortwasser beschicktes Gefäß. Filtriert wird durch Netzgaze oder direkt durch das Planktonnetz. So sondert man Freßfeinde, wie z.B. Rädertiere und Raumschmarotzer, aus. Vor direkter Sonneneinstrahlung geschützt, kann man die Tiere dann bei einer Temperatur um 18–20 °C leicht eine Woche lang lebend halten. Gut ist es auch, dafür zu sorgen, daß die Tiere möglichst ihre Normalhaltung einnehmen können, d.h., daß sie vom Substrat herab kopfunter ins Wasser hängen. Zur Untersuchung trennt man dann jeweils einzelne Kolonien mit Pinzette, Lanzettadel und Schere von ihrer Unterlage ab und überführt sie auf einen mit einem großen Wassertropfen beschickten Objektträger. Da *Z. arbuscula* äußerst empfindlich auf Deckglasdruck reagieren, sollte das Deckglas von Wachsfüßchen oder von Glas- oder Kunststoffstreifen getragen werden, so daß darunter ein Wasserfilm von etwa 200 µm gesichert ist. Unter diesen Bedingungen kann man noch gut die Planachromate und Neofluare der Maßstabzahlen 6,3:1, 10:1, 16:1 und 25:1 im Interferenzkontrastverfahren einsetzen.

Frühe Entwicklungsstadien von *Zoothamnium* erhält man leicht, indem man frei gewordene

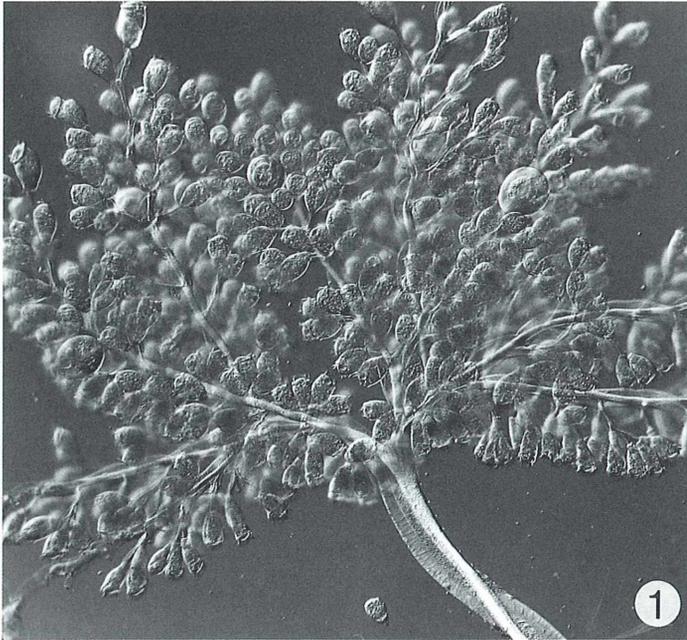


Abb. 1: Krone eines reifen *Z. arbuscula*-Bäumchens mit Mikro- und Makrozooiden. Gut sichtbar ist der Übergang des Koloniestämmchens in zwei Hauptäste 1. Ordnung.

Schwärmer zwingt, sich gleich auf einem Objektträger anzusiedeln. Dazu hält man Kolonien mit reifen Makrozooiden zur laufenden Kontrolle in einer kleinen (im Durchmesser etwa 10 cm) Petrischale, wo frei schwimmende Ciliosporen leicht entdeckt werden. Man braucht sie nur herauszupipettieren, auf einen mit einem großen Wassertropfen versehenen Objektträger zu übertragen und das Präparat unbedeckt in einer feuchten Kammer zu halten. Die meisten Tiere durchlaufen so unbeschadet ihre Schwarmperiode, auch wenn diese 10 und mehr Stunden andauert, und sind zuletzt genötigt, sich auf dem Objektträger festzusetzen. Die sesshaft gewordenen Tiere können dann samt ihrem „Wohnsitz“ in einem großen Glas mit filtriertem Fundortwasser bereit gehalten, für die Dauer einer Untersuchung entnommen, in der beschriebenen Weise mit einem Deckglas versehen und nach Abschluß der Arbeit wieder ins Zuchtgefäß zurückgegeben werden. Bei sorgfältigem Umgang mit diesen Lebendpräparaten bleiben die Tiere tagelang einsatzfähig.

Aufbau der *Zoothamnium arbuscula*-Kolonie

William Ayrton, der die Art 1902 als *Zoothamnium geniculatum* vorgestellt hat, bietet eine etwas enthusiastisch, aber nichtsdestoweniger treffende Charakterisierung. Für ihn ist es „... the appearance of a most beautiful living miniature tree in which the small zooids represent the leaves and the large reproductive zooids the fruit...“. Wohl jeder Mikroskopiker, der zum ersten Mal ein wohlentwickeltes *Arbuscula* (lat.: Bäumchen) sieht (Abb. 1), wird diesem Vergleich zustimmen. Selbst Abbildung 2 läßt noch etwas von diesem Eindruck spüren. Doch gilt es, jetzt die Poesie beiseite zu lassen und das Verzweigungssystem der Kolonie genauer zu betrachten: Der Hauptstiel der Kolonie – er ist der besseren Präparierbarkeit und Übersichtlichkeit halber im Präparat abgetrennt worden – hat sich beim Übergang in den Kronenbereich dichotom (= gabelig) verzweigt. Von den dadurch entstandenen beiden ersten Hauptästen ist im Bild der eine nach links, der andere nach rechts oben orientiert. Jeder hat seinerseits drei weitere Äste hervorgebracht, wovon der erste im Hauptast unten links nochmals eine dichotome Verzweigung geliefert hat. So ist die charakteristische neunstrahlige *Arbuscula*-Scheindolde entstanden, von deren Aufbau nur

äußerst selten Abweichungen vorkommen. Diese neun Hauptäste tragen alternierend kurze Seitenzweige, die mit Mikrozooiden (Mikronten) oder wiederum mit Seitenzweigen besetzt sind. Die reproduktiven Zooide (Makrozooide oder Makronten) sitzen an sehr kurzen Stielen in den Winkeln zwischen Haupt- und Seitenzweigen.

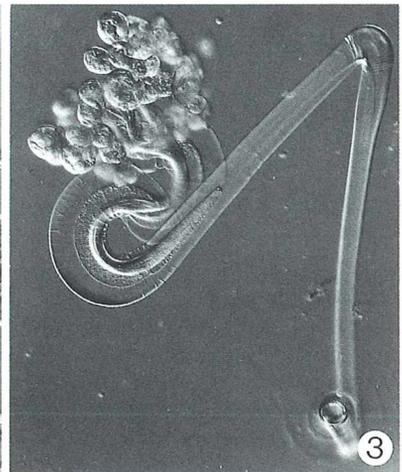
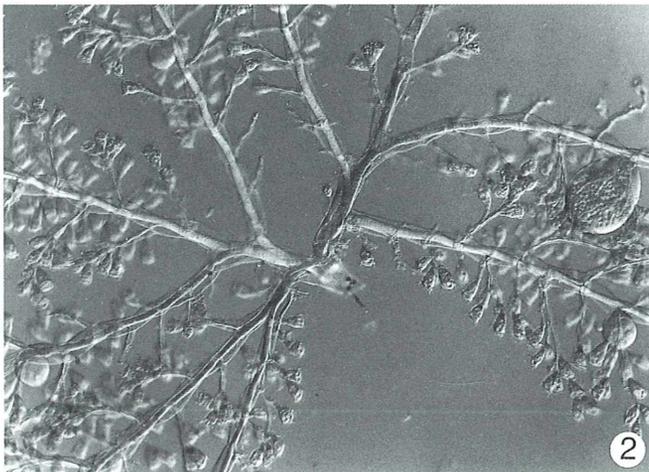
Schreckreaktion

Selbst bei Einsatz der schwächsten Interferenzkontrastfähigen Optik (Planachromat 6,3:1) ist eine reife *Arbuscula*-Kolonie nicht in einem einzigen Übersichtsbild zu erfassen. Schon der Hauptstiel, der von der Fußplatte bis zur Gabelung über 3 mm lang ist, läßt sich nur dann ganz darstellen, wenn man das Tierstöckchen zu einer Schreckreaktion veranlaßt. Auf diese Weise ist Abbildung 3 entstanden, das ein sehr junges Exemplar im Augenblick vollendeter Kontraktion zeigt. Dazu wurde vorher bei dem auf dem Objektträger feststehenden Tier durch Reizung die Richtung seiner Ausweichbewegung ermittelt und dann das Präparat so orientiert, daß das erneut gereizte Objekt bei der Aufnahme voll ins Bild geraten mußte. Am Ergebnis läßt sich nun der Aufbau des Stieles und seine Funktionsweise erkennen. Der Hauptstiel erweist sich als differenziertes System aus drei gut unterscheidbaren Gliedern. Ein hoher Grundstiel sitzt mit seinem Sockel unbeweglich am Substrat und ist mit einem in sich ebenfalls starren Mittelstück durch das Gelenk, das Knie oder Scharnier verbunden. Erst der oberste

Hauptstielabschnitt ist wirklich kontraktile. Im Stielinnern kann man das Spasmonem gut erkennen. Das Spasmonem besteht aus einem kontraktilem Protein, das in Abhängigkeit von Calcium seine Struktur ändert und verkürzt. Dadurch kontrahiert sich der Stiel. Wird das Calcium aktiv entfernt, so dehnt sich das Protein passiv aus und der Stiel erreicht wieder seine volle Länge. Das Spasmonem zieht vom Stamm aus ohne jegliche Unterbrechung durch die Hauptäste in die Krone und von hier über die feinsten Ästchen bis in die Zooide hinein. Stielabwärts aber reicht es nur in das starre Mittelstück. Das Ende geht dann in die Sehne über, die durch das Knie zum Grundstiel läuft und dort an dessen Innenwand haftet.

Im Gegensatz zu *Carchesium*, dessen Spasmonem an den Verzweigungen der Kolonie jeweils unterbrochen ist, reagiert *Zoothamnium arbuscula* bei Reizung nicht partiell, sondern total, weil sein Stielmuskel ein gemeinsames Organell aller Zooide ist. Es zeigt sich dabei aber, daß sich der kontraktile Stielabschnitt nicht wie bei *Carchesium* in eine Spirale legen kann, sondern nur eine S-förmige Windung zustande bringt. Obwohl dadurch gleichzeitig auch die Krone der Kolonie zur Kugel zusammengezogen wird, erweist sich beim Rückzug aus einer

Abb. 2: In der Aufsicht zeigt die Krone zwei Koloniehälften mit Hauptästen der 2. Ordnung, von denen der erste (im Bild links) dichotom verzweigt ist. – **Abb. 3:** Die junge Kolonie zeigt in Schreckstellung die drei Bauelemente ihres Stieles.



Gefahrenzone die Auswirkung der Spasmonemkontraktion auf den Kniegelenkmechanismus weitaus am effektivsten. Ein Blick auf diese Gelenkzone in Abbildung 3 macht dies deutlich: Die Kontraktion des Spasmonems führt dazu, daß das Zwischenstück des Hauptstiels im Gelenk hart an den Grundstiel herangezogen wird. Dabei wird von der Krone eine wesentlich längere Rückzugstrecke durchmessen, als dies die S-Krümmung des oberen Hauptstielabschnittes allein zu leisten vermag. Ayrton fand diese Konstruktion so staunenswert, daß er für das vermeintlich neue *Zoothamnium* den Artnamen *geniculatum* einführte. Er wies auf die große Ähnlichkeit dieses Tieres mit *Z. arbuscula* hin, konnte aber die Identität beider Formen wohl deshalb nicht erkennen, weil in der zeitgenössischen Literatur, z. B. in Kents „Manual of Infusoria“ das kontraktile Element bei *Z. arbuscula* bis in den Stielgrund hinabreichend dargestellt und statt der typischen Kontraktionsfigur mit gebeugtem Kniegelenk eine Zickzack-Krümmung des Stieles gezeichnet und beschrieben wird (vergl. Kent, Fol. II, Pl. XXXVII, Fig. 1 u. 3).

Mikrozooid

Die jungen Kolonien von *Z. arbuscula* führen zunächst nur Mikrozooiden. Diese sind, was Gestalt und Größe betrifft, untereinander weitgehend gleich. Sie haben leicht asymmetrische Glockenform, sind unter dem Peristomrand etwas eingezogen und besitzen eine glatte Pellicula. Voll gestreckt messen sie 40–70 µm und sind 25–35 µm breit. Ihre adorale Wimperspirale zieht in etwa 1 1/4 Windung zum Vestibuleingang. Nahe dem Discus liegt die pulsierende Vakuole. Vom Kernapparat ist der Makronucleus in der Zellmitte deutlich sichtbar. Im Lebendpräparat ist jedoch kein Mikronucleus deutlich auszuweisen. (Ayrton, 1902; Wesenberg-Lund, 1925). Nach Furssenko (1929) liegt er entfernt vom Großkern, etwa vor dem Vestibulum und soll auch in den Mikrozooiden sichtbar zu machen sein. Die Mikrozooiden sind zwar teilungsfähig, vermögen aber keinen zweiten Wimperkranz zu bilden und wie ein Telotroch davonzuschwimmen. Sie bleiben zeit lebens sessil. Werden sie von ihrer Kolonie getrennt, so sind sie bewegungslos und müssen zugrunde gehen.

Makrozooid

Makrozooiden gehen aus sogenannten Nodularindividuen hervor (Furssenko, 1929), d. h. aus Mikrozooiden, die an Abzweigungspunkten der Äste sitzen. In einer jungen Kolonie bilden sich die zwei ersten Makronoten aus Zellen an der Basis desjenigen Hauptstammes, der als letzter aus dem Achsenzweig der linken bzw. rechten Koloniehälfte hervorgegangen ist. Wenn diese Erstlinge nahezu reif sind, können Entwicklungsstadien von Makrozooiden auf allen neun Hauptzweigen eines Bäumchens beobachtet werden. Sie entstehen nicht gleichzeitig, sondern sukzessiv nach einer vorgegebenen Ordnung. Wie Furssenko feststellte, verläuft ihre zonale Verteilung entlang der Hauptäste basifugal und in der Aufsicht der Kolonie ringförmig. In produktiven Kolonien findet man daher Zellen unterschiedlicher Entwicklungsstadien, aus denen der Werdegang zum Makrozooiden abgelesen werden kann. Die Umwandlung wird durch rasches Wachstum eingeleitet, wobei nicht nur die Plasmamasse der Zelle, sondern auch ihr Makronucleus und die pulsierende Vakuole gewaltig an Größe zunehmen, während zunächst alle der Ernährung dienenden Organellen erhalten bleiben (Abb. 4). Die anfangs noch vorhandene Aktivität der Strudleinrichtung dieser Stadien ist dadurch belegt, daß sie noch Nahrungsvakuolen in ihrem Cytoplasma führen. Gravierende Veränderungen kommen schließlich darin zum Ausdruck, daß der Peristomapparat zurückgezogen, das



Abb. 4: Ausschnitt einer *Z. arbuscula*-Krone mit Mikrozooiden und zwei Makrozooiden in unterschiedlichen Entwicklungsstadien.

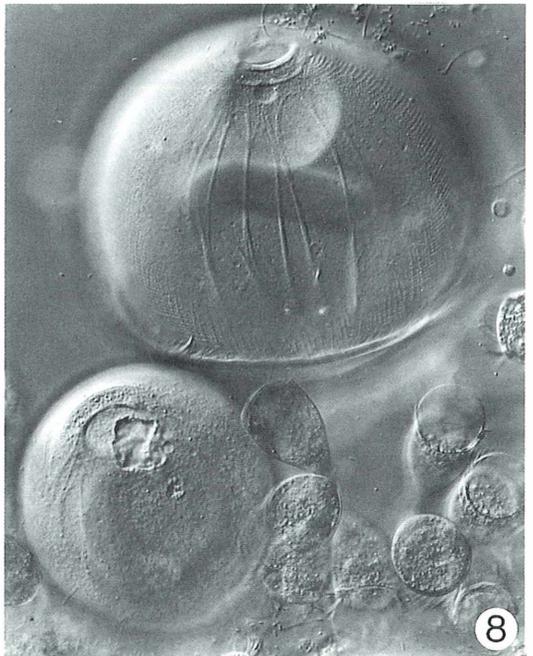
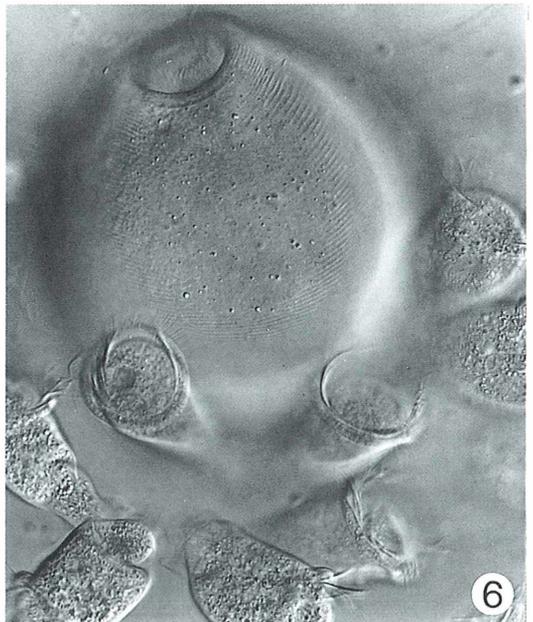


Abb. 5: Kennzeichnend für die heranreifenden Makrozooiden ist die Oberflächenskulptur ihrer Pellicula. Abb. 6: Die adoralen Organellen der Makrozooiden bleiben erhalten, doch scheinen sie verkleinert, weil die Ränder des Peristoms über der Scheibe stark zusammengezogen sind. Abb. 7: Optischer Schnitt durch die pulsierende Vakuole und den Peri-

stombereich. Als Zeichen der bevorstehenden Reife des Makrozooiden erscheint im stielnahen Bereich eine ringförmige, dunkel granulante Zone. Abb. 8: Die kräftigen, meridional verlaufenden Myonemstränge und der undulierende Wimperring lassen die bevorstehende Ablösung des Zooiden erwarten.

Vestibulum sehr eng wird und sich der Cytopharynx verkleinert. Bald sind dann auch keine Nahrungsvakuolen mehr vorzufinden. Daß die Makrozooiden trotz des Funktionsverlustes ihres Oralapparates bis zur Reife weiterhin kräftig wachsen, ist dadurch zu erklären, daß sie über das gemeinsame Stielsystem „auf Kosten“ der ganzen Kolonie, d.h. der Mikrozooiden ernährt werden. Wesenberg-Lund bezeichnet die Mikrozooiden daher auch als nutritive zooids. Die Abbildungen 5–8 zeigen die wichtigsten Veränderungen der heranreifenden Makrozoiten. Es fällt auf, daß sich beim Fokussieren vom Randbereich des größer gewordenen Zooids her eine Strichzeichnung bemerkbar macht, die wie eine Schraffur wirkt. Bei Einstellung auf die Zelloberfläche (Abb. 5) stellt sich dann heraus, daß sich die während des Zellwachstums immer dicker gewordene Pellicula mit einem sehr feinen, aber deutlich erkennbaren Streifenmuster bedeckt hat. Im unteren Drittel (d.h. dem Stielpol zugewandt) ist außerdem ein Wimperring angelegt, der, wie seine Ränder im Bild anzeigen, auch schon undulierende Bewegungen ausführt. Nahe der Vorderseite des Zooids zeichnet sich als dunkler Fleck die sehr große pulsierende Vakuole ab. Eine etwas tiefere Einstellung des Mikroskops (Abb. 6) läßt die Streifung der Pellicula verschwinden und gibt jetzt den Blick auf den vorderen Zellrand frei, aus dem die funktionslos gewordene Peristombewimperung herauschaut. Man kann sie im Lebendpräparat von Zeit zu Zeit zitternde Bewegungen ausführen sehen. Ein andauernder Wimperschlag kommt allerdings nicht zustande. Abbildung 7 schließlich gibt die Situation im optischen Schnitt wieder, wobei der Ansatz dieser Ciliatur, die prall gefüllte pulsierende Vakuole und Teile des sehr eingegengten Schlundapparates sichtbar werden. Außerdem sind hier die beiden Schenkel des Makronucleus und weiter stielwärts die dunkel granulierten Scopula zu sehen. Die Myonemsysteme der Zelle sind angedeutet, treten aber erst bei der Einstellung in Abbildung 8 deutlich hervor.

Entstehen einer neuen Kolonie

Der reife Makrozooid löst sich schließlich von seinem Stiel und schwimmt als Ciliospore davon (Abb. 9). Er ist meist von ausgeprägt konischer Gestalt und bewegt sich, wie die dunkel granulierten, ringförmige Zone erkennen läßt,

mit dem Skopula-Pol – also dem morphologischen Hinterende – voran. Im Bereich des größten Zelldurchmessers erkennt man den Wimperkranz und in gleicher Höhe mit diesem zeichnet sich im Zellinnern der Makronucleus ab. Im schmalen Vorderende der Zelle ist der Ort der pulsierenden Vakuole auszumachen.

Auch wenn andere freischwimmende Organismen von vergleichbarer Größe im Gefäß vorhanden sind, kann man die Ciliosporen leicht wiedererkennen, denn sie schwimmen unter Rotation um ihre Längsachse auffallend schnell und zügig. Bei Kontakt mit Hindernissen – etwa der Wand der Zuchtchale – reagieren junge und ältere Schwimmstadien unterschiedlich. Erst vor kurzer Zeit frei gewordene Ciliosporen prallen vor dem Hindernis förmlich zurück und setzen dann mit einer scharfen Wendung ihren Weg mit unverminderter Geschwindigkeit fort. Schwärmer, die schon längere Zeit wandern, gleiten dagegen an dem Hindernis entlang und verharren oft auch unter Rotation auf der Stelle. Rotation auf der Stelle kennzeichnet zuletzt auch das Ende der mobilen Phase und die beginnende Anheftung. Die undulierenden Bewegungen des Wimperkranzes werden schließlich eingestellt und die Zelle liegt dann still. Da sie jetzt dem Beobachter die Peristomseite zukehrt, vermag dieser von weiteren Ereignissen zunächst nichts erkennen. Aufgabe der Bewegung kann natürlich auch bedeuten, daß der Schwärmer abgestorben ist, und man ist daher leicht versucht, sich durch Manipulationen am Präparat vom Vitalitätszustand der Zelle zu überzeugen. Besser unterläßt man das aber, denn bei positivem Ausgang des Tests erreicht man nur, daß das Objekt unter Zurücklassung seiner Stielanlage wieder davonschwimmt. Sicheres Zeichen erfolgter Ansiedlung ist, daß sich die Zelle von der Unterlage etwas abgehoben hat und unbeweglich über der Glasfläche zu schweben scheint. Bei vorsichtigem Neigen des Objektträgers folgt sie nun nicht mehr der Fließbewegung des Wassers. Legt man jetzt ein Deckglas auf, so wird das Objekt, das nun nicht anders mehr ausweichen kann, weil die Stielbildung schon im Gange ist, seitwärts in die Profilansicht gekippt, und man erkennt beim Fokussieren den Sockel und den im Entstehen begriffenen Grundstiel. Abbildung 10 zeigt die Situation, wie sie sich etwa eine Stunde nach Einstellung der Rotationsbewegungen des Schwärmers bietet. In diesem Stadium ist meist noch der Saum des

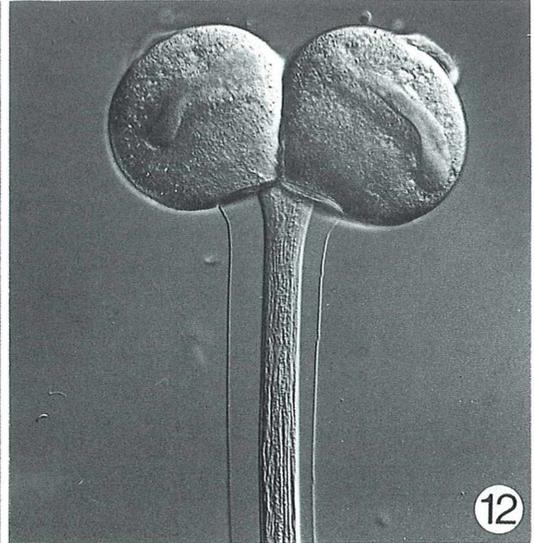
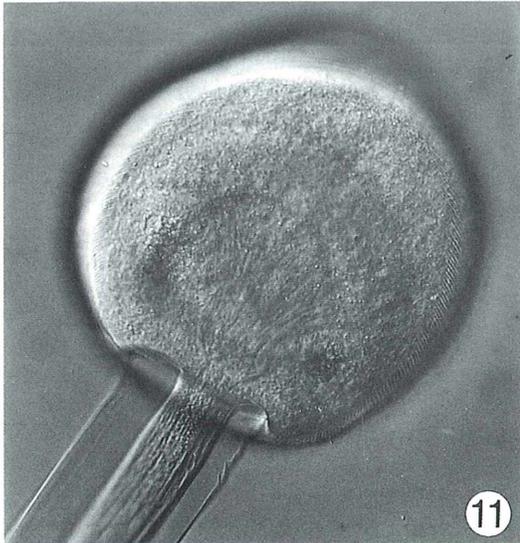
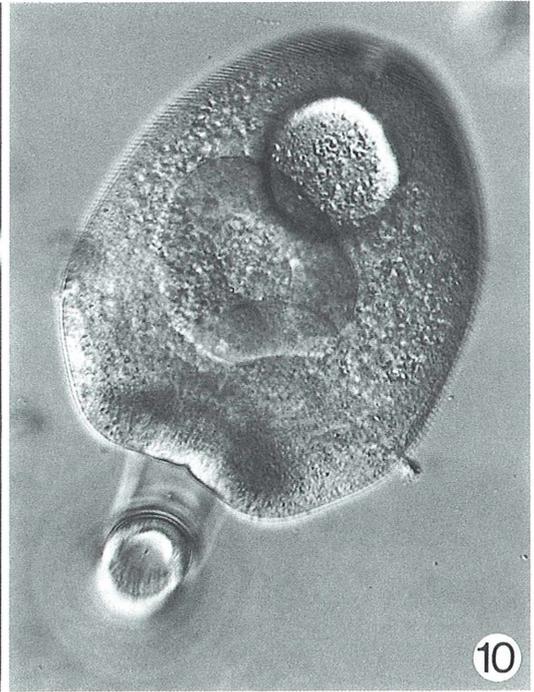


Abb. 9: Frei schwimmende Ciliospore. Abb. 10: Ciliospore bei der Stielbildung. Abb. 11: Ausläufer des Spasmonems ziehen als Myonemsystem in den Zellkörper hinein. Das Spasmonem selbst liegt in einer Ausstülpung der Plasmamembran. Um die Plasmamembran herum liegt faseriges extrazelluläres Material. Abb. 12: Aus dem ersten Teilungsschritt resultieren zwei geringfügig ungleiche

Zellen. Bei den abgebildeten Exemplaren ist die Querstreifung der Pellicula kaum mehr erkennbar. In vielen anderen Fällen jedoch war die Skulptur der Oberfläche sogar im Vierzellenstadium noch vorhanden.

Wimperkranzes sichtbar und für einige Zeit können dann auch noch schwache undulierende Bewegungen wahrgenommen werden. Im Verlauf von vier bis fünf Stunden erreicht der Grundstiel seine definitive Länge. Am Übergang zu dem breiter abgesetzten Hauptstiel zeichnet sich in Form einiger Ringe die Grenze zwischen den beiden Stielabschnitten ab. Gleichzeitig erscheint am Hinterende der Zelle knospenhaft die Anlage des Stielmuskels, der nun in den scheinbar hohlen Hauptstiel hineinwächst. Immer deutlicher tritt auch die Muskelscheide hervor und wenn dann die Sehne mit der Innenwand des Grundstiels verbunden ist, vermag der bis dahin völlig steife Stiel bei Berührung die charakteristische Schreckbewegung auszuführen. In Zuchtversuchen, die im Temperaturbereich zwischen 18 und 22 °C vorgenommen wurden, vollendeten die Schwärmer vom Zeitpunkt des Festsetzens an gerechnet, den Aufbau des Stielsystems innerhalb von 9–10 Stunden. Diese Werte decken sich weitgehend mit den von Wesenberg-Lund ermittelten Zeiten.

Neuentstehung des Stiels

Die vergleichsweise mächtige Ausdehnung ihres Stiels macht *Zoothamnium arbuscula* zum idealen Objekt für die Demonstration der Entwicklung und Funktion dieses Organellsystems. Man erkennt hier besonders deutlich, daß der Stiel als extrazelluläres Produkt im Bereich der Scopula entsteht, während das Spasmonem als kontraktile Struktur mit dem Plasma der Zelle in Verbindung steht (Abb. 11). Mit Recht bewundern wir das hochkomplizierte und wohlfunktionierende System. Staunen werden wir aber auch, wenn wir bedenken, daß die Zelle, während sie dieses Organell hervorbringt, keinerlei feste Nahrung aus ihrer Umgebung aufnehmen kann, weil ihr Peristom noch nicht in Funktion ist und daß sie trotzdem keinen äußerlich erkennbaren Substanzverlust erlitten hat. Die bis heute noch nicht endgültig geklärte Frage nach der Herkunft des Baumaterials hat schon die älteren Forscher beschäftigt. Wesenberg-Lund greift eine Beobachtung Engelmans (1862) auf und weist darauf hin, daß die bei der Makroporenentwicklung im stielnahen Zellpol angehäuften dunkle Granulamasse während der Ausprägung des kontraktilen Systems und der Bildung des Stielmuskels zuse-

hends verschwindet. Seiner Meinung nach könnte das bedeuten, daß die dunkle Masse in gewisser Weise ein Reservestofflager für den Aufbau des Stiels und seines Muskels darstellt.

Zellteilung

Bald nachdem der Stiel seine volle Länge erreicht hat, setzt die Teilung des Köpfchens ein. Anzeichen dafür sind eine Verbreiterung der Zelle und die Veränderung des Makronucleus, der sich nun als Band quer über die Zellmitte streckt. In Abbildung 12 ist die Trennung der Tochterzellen zwar noch nicht endgültig vollzogen, aber es zeigt sich schon, daß es zwischen beiden einen geringfügigen Größenunterschied gibt. Der wird nach dem nächsten Teilungsschritt bei zweien der dann resultierenden vier Zellen noch deutlicher in Erscheinung treten. Man kann feststellen, daß in den frühen Entwicklungsstadien einer Kolonie ungleich große Teilungsprodukte eine gewöhnliche Erscheinung sind, und daß außerdem auch die Zellteilungen nicht immer synchron einsetzen. Wegen der räumlichen Ausdehnung der heranwachsenden Kolonie ist es bald nicht mehr möglich, die genaue Zahl der Zellen festzustellen, ohne die Architektur des Bäumchens zu zerstören. Abbildung 13 zeigt eine zwischen acht und neun Stunden alte Kolonie, die, wenn die erkennbaren Teilungen abgeschlossen sind, aus zehn Mitgliedern bestehen wird. Ihr Hauptstiel hat sich bereits dichotom geteilt. Man kann hier gut die longitudinal verlaufende Fibrillenstruktur und die Muskelscheide mit ihrer Körnchenstruktur sehen. Der Stiel befindet sich in einer S-Krümmung, wobei quer verlaufende Beugungslinien des Stiels und die Transversalstreifen der Muskelscheide sichtbar werden. Diese charakteristischen Linien und Streifen finden wir auch im Stiel des in Abbildung 3 dargestellten, etwa 30 Stunden alten Exemplars.

Zuchtversuche

Bei den Zuchtversuchen gelang es mir, einzelne Kolonien bis zur Produktion der ersten Makrozooide zu bringen, so daß auch deren Ciliosporen in Zucht genommen werden konnten. Das frühe Ende der gerade noch reproduktiv gewor-

Abb. 13: Junge Kolonie im 10-Zellenstadium. Die dichotome Verzweigung des Hauptstiels ist deutlich sichtbar.



denen Bäumchen kündigte sich dann damit an, daß sich in zunehmendem Maße Schwebepartikel in ihrer Krone verfangen, was als Ergebnis des nachlassenden Wimperschlages der Mikrozooiden infolge schwindender Vitalität zu werten war. Sicher führte auch die oftmals wiederholte Entnahme aus dem Zuchtgefäß und die Vorbereitung zur mikroskopischen Untersuchung zum vorzeitigen Absterben mancher Kolonien.

Konjugation

Zur Schilderung der Lebendbilder des *Z. arbuscula* sollte natürlich auch die Darstellung der Konjugation gehören. Wesenberg-Lund berichtete, daß dieser Akt an sehr jungen Kolonien noch vor der Entstehung der ersten Makrozooiden stattfindet, nach Furszenko (1929) aber gibt es besondere Konjugationskolonien, gekennzeichnet durch den Besitz von zehn Hauptästen. In meinen eigenen Fängen und Zuchten habe ich bisher leider weder die Bildung von Mikrogameten noch eine Konjugation finden können. Grund genug also, die Beobachtungen in einer folgenden Vegetationsperiode wieder aufzunehmen.

Dank

Herrn Prof. Dr. Wilhelm Foissner vom Zoologischen Institut der Universität Salzburg danke

ich herzlich für die Überlassung schwer beschaffbarer Literatur.

Literaturhinweise

- Ayrton, W.: On *Zoothamnium geniculatum*, a new infusorian. Journ. Quekett Microscopical Club, Ser. 2, Vol. VIII, no. 52, 407–410 (1903).
- Entz, G.: Die elastischen und kontraktiven Elemente der Vorticelliden. Math. Naturwiss. Ber. aus Ungarn 10, 1–48 (1893).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Bd. II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsber. d. Bayer. Landesamt. f. Wasserw. München 1992.
- Furszenko, A.: Lebenscyclus u. Morphologie von *Zoothamnium arbuscula* Ehrenbg. (Infusoria, Peritricha). Arch. Protistenkunde 67, 376–500 (1929).
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa. I Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 4. Peritricha und Chonotricha. Tierwelt Dtl., 30.Tl., Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
- Kent, W. S.: Manual of the infusoria. Vols I–III. David Bogue, London 1880–1882.
- Müller, M.: Das Strauch-Glockentier *Zoothamnium* – Beobachtungen an einer Protozoenkolonie. Mikrokosmos 69, 222–225 (1980).
- Müller, M.: Das Strauchtier *Zoothamnium* – Beobachtungen an einer Protozoenkolonie II. Mikrokosmos 69, 334–338 (1980).
- Wesenberg-Lund, C.: Contributions to the biology of *Zoothamnium geniculatum* Ayrton. K. danske Vidensk. Selsk. Skr. 10, 1–53 (1925).

Verfasser: Prof. Dr. Heinz Schneider, Oberer Steinweg 21, D-76829 Landau

Kurze Mitteilung

Schnitte von in Plastik eingebetteten Organen

In den späten 70er Jahren wurde eine neue Methode der Aufbewahrung von biologischem Material entwickelt: die Einbettung ganzer Organe in durchsichtigem, gehärtetem Plastik. Diese Plastifizierung erlaubt die Erhaltung zahlreicher pflanzlicher und tierischer Objekte auf eine ungiftige, geruchlose und praktische Weise, so daß Demonstrationsmaterial für zoologische, anatomische und pathologische Kurse leicht aufbewahrt und immer wieder zugänglich gemacht werden kann. Heute werden viele Objekte in Silikon eingebettet. In Deutschland wird dazu meist Biodur (Lieferant Dr. V. Hagen, Rathausstraße 18, 69126 Heidelberg) verwendet.

Man hat sich die Frage gestellt, ob das einmal in Plastik eingebettete Material auch später wieder für mikroskopische Untersuchungen zu verwenden ist. Dazu bieten sich zwei Wege an: entweder eine zweite Einbettung des plastifizierten Materials in Paraffin oder Epon, oder die Deplastifizierung und anschließende frische Einbettung in Paraffin oder Epon.

Die vergleichende Untersuchung kanadischer Biologen empfiehlt für die Einbettung, Schnittherstellung und Färbung von plastifiziertem tierischem Material kleine Stückchen (etwa 1 mm^3) aus dem harten Silikonblock herauszuschneiden und in 2 % Osmiumtetroxid in 0,1 mol Natriumcacodylatpuffer 2 h lang bei Zimmertemperatur nachzufixieren. Die Blöckchen werden dann in Alkohol dehydriert und in Epon 812 oder Paraffin nach der üblichen Methode eingebettet. Zieht man aber die Deplastifizierung vor, dann werden Gewebestückchen ($1 \times 1 \times 0,5 \text{ cm}$) in einer gesättigten Lösung von Natriummethoxid in wasserfreiem Methanol etwa 90 h lang leicht geschüttelt, bis das polymerisierte Silikon herausgelöst ist. Dann werden etwa 1 mm^3 große, deplastifizierte Stückchen herausgeschnitten, in einer abnehmenden Alkoholreihe hydriert, in Osmiumte-

troxid nachfixiert und in Epon 812 oder Paraffin eingebettet.

Das Ergebnis der Studie war, daß sich die anatomischen Präparate, welche in Silikon S10 Polymer (Biodur) eingebettet waren, im transparenten Plastik gut erhalten hatten, wenn man von geringen Farbänderungen absieht.

Für die nachträgliche anatomische Untersuchung ist die ursprüngliche Fixierung von entscheidender Bedeutung. Zwar wird durch die Deplastifizierung mit anschließender erneuter Einbettung die Herstellung guter Schnitte erleichtert, doch beeinflusst die Prozedur des Entzuges von Silikon die Ultrastruktur bei den verschiedenen Gewebetypen unterschiedlich. Milzschnitte waren nur brauchbar, wenn die ursprüngliche Fixierung in 0,56 % Glutaraldehyd, 2 % Formalin in 0,1 ml Phosphatpuffer pH 7,4 unter Zusatz von 1,2 mM MgCl_2 und 2,5 mM CaCl_2 für 48 h bei Zimmertemperatur erfolgt war. Eine reine Formalinfixierung war unzureichend. Pankreasgewebe war hingegen äußerst empfindlich gegenüber der Deplastifizierung; die mikroskopische Untersuchung zeigte, daß durch den Prozeß des Herauslösen des Silikons auch Zellmaterial, insbesondere Ribosomen und Membranen, zerstört wurden. Es scheint also möglich zu sein, das in Plastik eingebettete biologische Material auch nachträglich der lichtmikroskopischen Untersuchung zugänglich zu machen, – jedoch nur dann, wenn die erste Fixierung richtig und gewebespezifisch war. Offensichtlich muß auch die Methode für das Herauslösen des stabilisierenden Silikonmaterials für jeden Gewebetyp speziell ermittelt werden. Retroskopie, epidemische Studien von in Plastik archivierten pathologischen Proben scheinen also in der Zukunft möglich zu werden, wenn man die speziellen angepaßten Methoden entwickeln kann.

Grondin, G., Grondin, G. G., Talbot, B. G.: A study of criteria permitting the use of plastinated specimens for light and electron microscopy. *Biotechnique & Histochemistry* 69, 219–234 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Stiel-Übungen

„Stengel quer“ zwischen Anatomie und Astronomie

Erich Lühje

Zu den schönsten Seiten der Hobbymikroskopie gehört es, wenn sich ein wohl-bekanntes Standardthema unversehens in ein Mikroskopiererlebnis verwandelt. So gehört die Untersuchung von Stengelquerschnitten zur Routine der Schulmikroskopie. Aber die Betrachtung der Gewebemuster und Färberesultate vermag gerade auch unter ästhetischen Aspekten Schüler und Lehrer gleichermaßen zu fesseln.

Ohne Frage ist, äußerlich besehen, der Stiel einer Pflanze gegenüber Blättern und Blüten das unattraktivste oberirdische Organ. Umso interessanter ist sein mikroskopisch erschließbares Innenleben. Mein Biologiekurs des 11. Jahrgangs testete die Stiel-Sicherheit zweier Arten folgendermaßen: Je ein annähernd gleich dicker Stengel der Großen Brennessel und des Kriechenden Hahnenfußes wurden über ca. 10 cm lichte Weite auf zwei Halterungen gelegt und Zug um Zug mit 50 g-Gewichten belastet (Abb. 1). Es wurde geradezu spannend, als der Hahnenfuß bei 250 g einknickte, die Nessel aber bis 450 g standhielt. Beide Stengel wurden nun aufgeschnitten und in Phlorogluzin-Salzsäure getaucht. Nach wenigen Minuten trat – schon mit der Handlupe deutlich zu erkennen – das Festigungsgewebe leuchtend rot hervor, dessen jeweilige Ausbildung die unterschiedliche Biegefestigkeit verursacht.

Stiel-volle Ferien

In den Herbstferien sammelte ich auf der Suche nach weiteren Stiel-Figuren Stengel von Sumpfschilf, Weißer Taubnessel, Knotiger Braunwurz, Waldrebe, Gemeinem Beifuß und Großem Wegerich (Blattstiel). Nach kurzer Konservierung in circa 70 %igem Alkohol schnitt ich die Objekte mit einem Rasierklingen-Mikrotom (Allmikro). Zum Färben benutzte ich Astrablau, Safranin und Auramin, also einfachste Mittel und Methoden. Am Mikroskop setzte ich u.a. polarisiertes Licht, verschiedene Rheinberg-Filter sowie Farbscheiben auf dem Leuchtfeld ein.

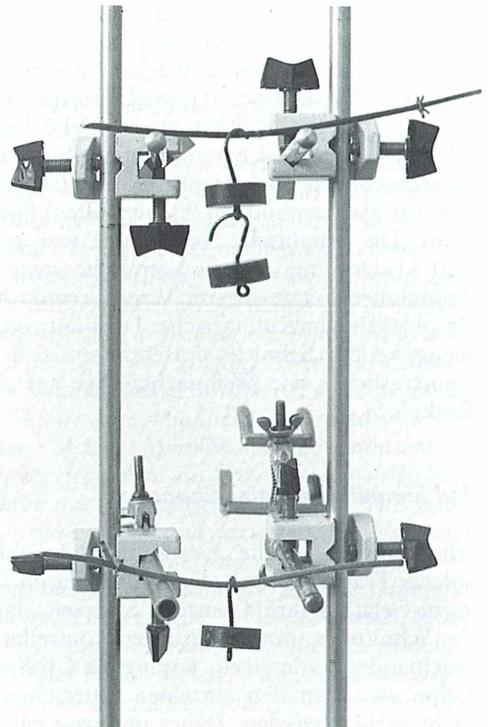


Abb. 1: Biegetest zweier gleichdicker Sproßabschnitte der Großen Brennessel (oben) und des Kriechenden Hahnenfußes (unten). Bei diesem Versuch konnte die Nessel zwei 50 g-Gewichte tragen, während der Hahnenfuß unter derselben Belastung sofort einknickte. Der Querschnitt zeigt, daß beide Stengel für ihre Aufgabe als senkrechte Sproßachse bzw. waagerechter Ausläufer jeweils unterschiedlich gebaut sind.

Was sich mit diesen Mitteln gestalten ließ, verblüffte und begeisterte mich gleichermaßen. Wiederholt wurde die Restfamilie zur Schau der Farbräusche und Formenvielfalt ans Mikroskop zitiert. Mancher Schüler ließ sich Abzüge der Mikrofotos machen. Für den Biologiehörsaal wurden vier große Bildträger mit verschiedenen Postern bestückt und aufgehängt.

Stiel-Wandel

Nach dieser Aktion warteten alle Objektträger, Deckgläschen und Schnitte in einem Joghurtbecher auf den großen Abwasch. Immer noch kreisten meine Gedanken um die Stengelquerschnitte, und schließlich klaubte ich alle Schnitte wieder aus der Seifenlauge heraus. Meine Absicht war es nun, Kollagen aus mehreren Schnitten herzustellen. Zunächst fotografierte ich am Mikroskop bei 4facher Objektivvergrößerung z.B. die Hälften zweier Seifenkrautschnitte (safraninrot bzw. auramingelb gefärbt) als benachbarte Riesengestirne oder *Clematis*-Schnitte als Sternbild am (blaugelbpolten) Firmament. Die botanische Astronomie war geboren! Alsdann mutierte die kosmische Szene bei Aufnahmen mit geringerer Vergrößerung (Makroobjektiv) ins Kulinarische: Die bunt zusammengestellten Schnitte präsentierten sich im Kamerasucher wie Weihnachtskekse auf dem Backblech.

Auf himmlischer Stiel-Ebene

Allerdings hatte die Gestaltungsmöglichkeit solcher Präparate nach der Einbettung in Glycerin-Gelatine ihre Grenzen. Einerseits lagen die Schnitte in unveränderlicher Konstellation beieinander, andererseits konnte die Größenrelation zwischen den einzelnen Querschnitten nicht variiert werden. Daher unterzog ich das Thema einer letzten Wandlung: Aus Abzügen verschiedenen Formats schnitt ich „Himmelskörper“ aus. Der Blattstielschnitt des Wegerichs suggerierte einen Halbmond, *Clematis*-Schnitte ergaben vollendete Sterne, und der Beifußstengel mit auramingefärbtem Festigungsring wurde zur lodernden Sonne. Auch das Innere eines *Clematis*-Schnittes gab ein strahlendes Zentralgestirn ab. Die Kanten der ausgeschnittenen Himmelskörper färbte ich mit schwarzer Tusche; dann legte ich die Ob-

jekte zum Fotografieren auf schwarze Pappe. Bei bedecktem Himmel ergaben TTL-Messungen einer Graukarte die richtigen Belichtungs-werte für die Reprintfotos.

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

MIKROBIELLE MATERIALZERSTÖRUNG UND MATERIALSCHUTZ

Schädigungsmechanismen
und Schutzmaßnahmen

Herausgegeben von Dr. H. Brill, Norderstedt
Bearbeitet von W. Anker, Hamburg, H. Brill,
Norderstedt, U. Eigener, Hamburg, H.-C.
Flemming, Garching, W. Paulus, Krefeld,
E.-H. Pommer, Limburgerhof, W. Sand,
Hamburg

1995. Etwa 368 S., 40 Abb., 27 Tab.,
geb. etwa DM 109,-

Inhalt: Auswirkungen mikrobieller Materialzerstörung • Biofilme und mikrobielle Materialzerstörung • Metalle • Mineralische Werkstoffe • Synthetische organische Materialien • Konservierung von wassergemischtem Kühlschmierstoffen • Farben, Putze und Lacke • Mikrobielle Kontamination von Kosmetika • Mikrobizide • Allgemeine Schutzmaßnahmen gegen biogene Materialzerstörung

Preisänderungen vorbehalten.

Daß Mikroskope nicht nur für Wissenschaftler interessant sind, sondern auch die Fantasie von Schriftstellern der klassischen deutschen Literatur beflügeln, beweist das Märchen „Meister Floh“, das E. T. A. Hoffmann 1822 schrieb. Fantastische Magie und gleichermaßen satirische und kritische Betrachtungen über Kunst und Wissenschaft sind in diesem Märchen vereint. Leuwenhöck (gemeint ist sicherlich Antony van Leeuwenhoek, der ein Mikroskop zum ersten Mal wissenschaftlich anwandte) und Swammerdamm, ein Zeitgenosse Leeuwenhoeks und ein damals bekannter Zoologe und Anatom, verkörpern in dieser Geschichte Magier und Wissenschaftler zugleich, die in ihrem Streben nach wissenschaftlicher Erleuchtung den Blick für die Schönheit der Natur verlieren. Das Mikroskop dient ihnen dabei als wichtigstes Werkzeug, um die Geheimnisse der Natur zu entschlüsseln. Hier nun Auszüge aus diesem Werk:

Meister Floh

Ein Flohbändiger namens Leuwenhöck gastierte mit seinem Flohzirkus in der Stadt. Die Leute kamen in Scharen, besahen sich belustigt den Flohzirkus und waren verwundert über die zu allen möglichen Kunststückchen dressierten Flöhe. „... auch solche Personen kamen, denen an derlei possierlichen Künsteleien eben nicht viel gelegen, um ein Werk zu bewundern, das dem Flohbändiger ein ganz anderes Ansehen und die wahre Achtung der Naturforscher erwarb. Dies Werk war ein Nachtmikroskop, das wie das Sonnenmikroskop am Tage, einer magischen Laterne ähnlich, den Gegenstand hell erleuchtet mit einer Schärfe und Deutlichkeit auf die weiße Wand warf, die nichts zu wünschen übrigließ. Dabei trieb der Flohbändiger auch noch Handel mit den schönsten Mikroskopen, die man nur finden konnte und die man gern sehr teuer bezahlte.“ Mit einem Mal waren jedoch alle Flöhe fort, die Leute sahen sich betrogen und gingen erzürnt auf Leuwenhöck los. Dieser konnte sich nur noch mit Hilfe seiner Vasallen aus dem Mikrokosmos gegen die Wütenden wehren: „Alles lebte darin, ein ekelhaftes Gewirr der scheußlichsten Kreaturen erfüllte den ganzen Raum. Das Geschlecht der Pucerons, der Käfer, der Spinnen, der Schlammtiere, bis zum Übermaß vergrößert, streckte seine Rüssel aus, schritt daher auf hohen haarigen Beinen, und die gräulichen Ameisenräuber faßten, zerquetschten mit ihren zackigen Zangen die Schnaken, die sich wehrten und um sich schlugen mit den langen Flügeln, und dazwischen wanden sich Essigschlangen, Kleisteraale, hundertarmigte Polypen durcheinander, und aus allen Zwischenräumen kuckten Infusions-Tiere mit verzerrten menschlichen Gesichtern.“ Als die wütenden Leute vertrieben waren, verschwand das Insektenvolk und Leuwenhöck erklärte Pepusch, einem häufigen Gast seiner Veranstaltungen und zugleich hoffnungslos verliebt in die Pflögetochter Leuwenhöcks Dörtje Elverdink, daß ihm der Herrscher der Flöhe, Meister Floh, entkommen sei. Die Flöhe verweigerten nun ihren Dienst. Überdies sei ihm seine Pflögetochter, die wegen ihres hübschen Antlitzes auch ein Grund für die zahlreichen Gäste gewesen war, davongelaufen. Zutiefst betrübt erzählt Leuwenhöck Pepusch eine Geschichte, die sich vor langer Zeit zugetragen hat:

Sekakis, König von Famagusta, hatte zusammen mit seiner Blumenkönigin eine Tochter, die wunderschöne Prinzessin Gamameh. Zu Gamamehs Unglück verliebte sich der Egelprinz in sie und küßte sie zu Tode. Ein Genius nahm sich der Sterbenden an und entwand mit ihr in den Himmel. Viele Jahre später fanden zwei Magier, Leuwenhöck und Swammerdamm, Gamameh auf wunderbare Weise mit ihren Mikroskopen im Blütenstaub einer Tulpe wieder. Gemeinsam belebten sie Gamameh mit ihren optischen Gläsern wieder: „Wir reflektierten ihr Bild mittelst eines herrlichen Kuffischen Sonnenmikroskops und lösten dieses Bild geschickt los von der weißen Wand, welches ohne allen Schaden vonstatten ging. Sowie das Bild frei schwebte, fuhr es wie ein Blitz in das Glas hinein, welches in tausend Stücken zersplitterte. Die Prinzessin stand frisch und

lebendig vor uns.“ Obwohl das Werk gelungen war, zerstritten sich die Magier darüber, wer von beiden den größeren Anteil an der Wiederbelebung hätte. Leuwenhöck nahm die wiederbelebte Gamameh alias Dörtje Elverdink in sein Haus auf und überließ seinem Kollegen dafür ein magisches Glas.

Herr Peregrinus Tyß, unbescholten, vermögend und in den besten Mannesjahren, verliebte sich unsterblich in Dörtje Elverdink und nahm sie mit in sein Haus. Noch in der gleichen Nacht erschien ihm ein kleines Ungeheuer. Dieses war jedoch nichts anderes als der Meister Floh, der dem Leuwenhöck entkommen war. Meister Floh bat Peregrinus um seinen Schutz und die Erlaubnis künftig in seiner Halskrause sitzen zu dürfen. Der Herrscher der Flöhe wollte mit seinem Volk nicht länger dem Leuwenhöck untertan sein, befürchtete jedoch dessen Nachstellungen. Meister Floh beschwor den Peregrinus, sich nicht mit Dörtje Elverdink einzulassen, da sie in Wirklichkeit nur eins in ihrem Besitz haben wolle: den Meister Floh. Der Floh bot dem Herrn Tyß als aufrichtiges Zeichen seiner Freundschaft ein winziges mikroskopisches Glas an, das er dem Herrn Tyß, sobald er danach verlangte, ins Auge setzen wollte. Das magische Glas verlieh dem Besitzer, wenn er es im Auge trug, die Fähigkeit, die Gedanken seiner Mitmenschen lesen zu können: „Es ist nichts anderes als ein Mikroskop, welches ein sehr geschickter, kunstvoller Optiker aus meinem Volk verfertigte, als er noch in Leuwenhöcks Dienste war. Euch wird das Instrument etwas subtil vorkommen, denn in der Tat ist es wohl an einhundertzwanzigmal kleiner als ein Sandkorn, aber der Gebrauch läßt keine sonderliche Größe zu. Ich setze das Glas nämlich in die Pupille eures linken Auges, und dieses Auge wird dann mikroskopisch.“ Peregrinus war erfreut über die Freundschaft des Meister Floh und den Besitz des magischen Mikroskops und gelobte, ihn nicht auszuliefern. Er war verblüfft über die Wirkung des magischen Glases: „... Jetzt ist es Zeit“, lispelte Meister Floh, und in dem Augenblick fühlte Peregrinus in der Pupille des linken Auges einen geringen, schnell vorübergehenden Schmerz. Er wußte, daß Meister Floh ihm das mikroskopische Glas ins Auge gesetzt, doch fühlwahr, diese Wirkung des Glases hatte er nicht ahnen können. Hinter der Hornhaut von Swammers Augen gewahrte er seltsame Nerven und Äste, deren wunderbar verkreuzten Gang er bis tief ins Gehirn zu verfolgen und zu erkennen vermochte, daß es Swammers Gedanken waren.“

Peregrinus Tyß ist nun im weiteren abenteuerlichen Verlauf des Märchens, das in voller Länge zu schildern den Rahmen sprengen würde, hin- und hergerissen zwischen seiner tiefen Liebe zu Dörtje Elverdink und seiner wahren Freundschaft zu Meister Floh. Oft gerät er in Versuchung, sich Dörtje hinzugeben und Meister Floh an sie auszuliefern. Leuwenhöck läßt unterdessen nichts versucht, um Dörtje Elverdink wieder in sein Haus zu holen. Bis zu dieser Stelle ist genug verraten. Wer mehr von den wundersamen Abenteuern des Herrn Tyß erfahren möchte, greife selbst zum Buch.

Mikroskopie kulinarisch: Die Erdnuß

Max Gruber

Der Chlaus-Abend der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich Anfang Dezember letzten Jahres hat sie mir gebracht – die Ideenverbindung zwischen Mikroskopie und den ‚Spanischen Nüßli‘: wir könnten doch die als Nascherei in der Weihnachtszeit so beliebte Erdnuß einmal mikroskopisch untersuchen! Und so ging ich denn vorerst mal „über die Bücher“, um mich zu informieren.

Dabei bin ich auf gar mancherlei Wissenswertes gestoßen – unter anderem auch auf die Aufsätze von Thaler (1936/37) und Ziesak (1953/54) im MIKROKOSMOS, die genau dieses Thema, die mikroskopische Untersuchung der Erdnuß, behandeln. Doch vorerst einige wissenswerte Angaben über Botanik, Herkunft, Kultur und Verwendung der Erdnuß.

Hülsenfrüchter ohne Hülse

Die Erdnuß, auch Aschantinuß oder Spanisches Nüßli genannt, ist die Frucht der zur Ordnung der Leguminosen (Hülsenfrüchter) gehörenden *Arachis hypogaea* (griech.: hypogaeos = unterirdisch). Die Erdnußpflanze ist ein einjähriges Kraut von etwa 40 cm Höhe. In den unteren Blattachseln entwickeln sich Blütenstände mit 3–7 goldgelben Blüten. Nach der Befruchtung verlängert sich der Grund des Fruchtknotens, krümmt sich abwärts und bohrt die sich entwickelnde Frucht etwa 5–8 cm tief in den Erdboden, wo sie zur Reife kommt. Die reife Frucht ist eine etwa 2–6 cm lange, hellgelb bis bräunliche echte Nuß mit runzeliger Oberfläche. Sie enthält meist zwei, seltener einen oder drei bis sechs länglich-rundliche, ölhaltige Samen, die von einer dünnen, spröden, rotbraunen, sich leicht ablösenden Samenschale bedeckt sind. Die Samen bestehen aus zwei großen Keimblättern (Kotyledonen) und dem dazwischen liegenden Embryo. Die äußere Hülle entspricht der Hülse von Bohnen, Erbsen und anderen Leguminosen; die Erdnuß ist somit im botanischen Sinne eine Nuß.

Die Erdnußpflanze hat eine verhältnismäßig kurze Wachstumszeit; sie braucht ein warmes Klima und reichlich Niederschläge während

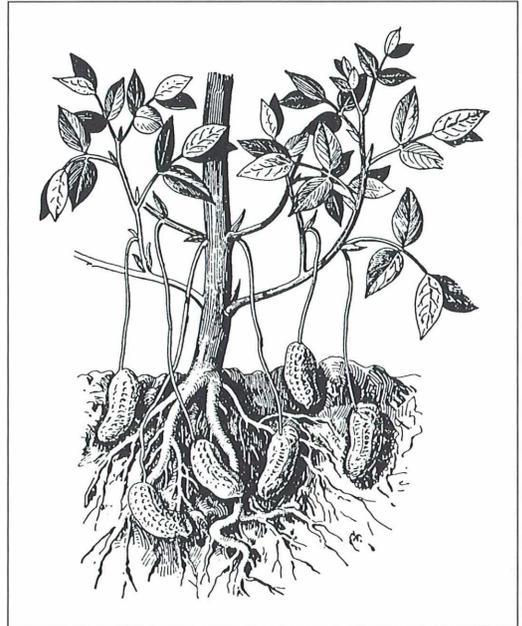


Abb. 1: Habitus einer Erdnußpflanze (*Arachis hypogaea*). (Nach Gassner, 1983).

der Blütezeit und der Fruchtreife. Da sie auch bei geringer Lichtintensität gedeiht, kann sie gut in Kaffee-, Kautschuk- und anderen Plantagen als Unterkultur angebaut werden. Hauptproduzenten sind vor allem Indien, China und die USA. In Europa wird die Erdnuß im Balkan und in Spanien kultiviert. Im Jahre 1982 belief sich die Welternte auf über 18 Millionen Tonnen.

Bei der Ernte wird mit Spezialgeräten oder in Handarbeit die Pfahlwurzel der Erdnußpflanzen abgeschnitten und die Pflanze zusammen mit den Früchten aus dem Boden gezogen. Die

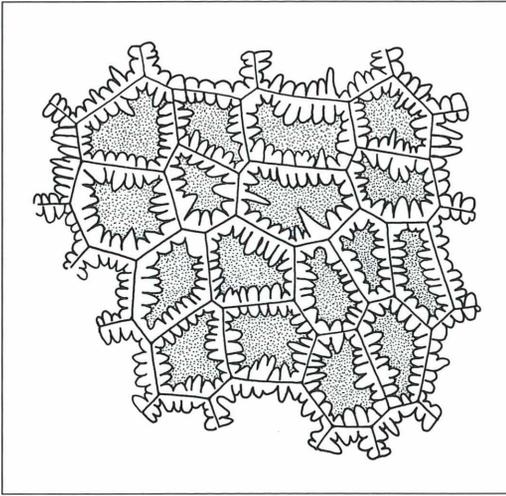


Abb. 2: Schema der Samenschalen-Epidermiszellen mit den charakteristischen Zellwandverdickungen. (Nach Gassner, 1983). Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

Erdnüsse werden auf Zeltplanen zum Trocknen ausgebreitet, bevor man sie, in Säcke abgefüllt, in Lagerhäusern einlagert und dann auf den internationalen Markt bringt. Viele pflanzliche und tierische Schädlinge bedrohen schlecht gepflegte Plantagen und Lager. Besonders einige *Aspergillus*-Arten können große Schäden verursachen; die von *Aspergillus flavus* produzierten Aflatoxine können beim Genuß schimmeligere Erdnüsse zu schweren Vergiftungen führen. Erdnuß-Samen können sowohl roh als auch leicht geröstet gegessen werden. Vor allem aber dienen sie zur Gewinnung von Erdnußöl (Arachisöl, huile d'arachide). Ihr Ölgehalt beträgt 40–50 %; außerdem enthalten sie etwa 26 % Proteine und 19 % Kohlenhydrate. Die nach dem Abpressen des Öles anfallenden Rückstände dienen in der Form von Preßkuchen als hochwertiges Viehfutter. Das Erdnußheu wird Rindern und Pferden gefüttert. Das Erdnußöl dient als gutes Speise- und Salatöl sowie zur Herstellung von Margarine und Erdnußbutter. In Schokoladenfabriken und Konditoreien werden Erdnüsse als Ersatz für Mandeln verarbeitet. Für die Lebensmittelkontrolle erwächst daraus die Aufgabe, solche Verfälschungen in den Produkten nachzuweisen. Dies ist mit Hilfe des Mikroskops einwandfrei möglich, denn in solcher Weise verfälschte Produkte weisen stets auch Reste von Erdnuß-Samenschalen auf; die-

se aber besitzen in Form charakteristischer Verdickungen der radialen Epidermis-Zellwände ein untrügliches Merkmal zur Identifizierung. Und damit kommen wir zur mikroskopischen Untersuchung.

Weiche Schale, harter Kern

Als erstes untersuchen wir die Samenschale. An einem gut gelungenen, wenn auch nicht ganz leicht herzustellenden Querschnitt kann man erkennen, daß die Samenschale aus drei Zellschichten besteht. Die oberste Schicht, die Epidermis, umfaßt kubische Zellen, deren radiale Wände charakteristische, dreieckig nach innen vorspringende Verdickungen aufweisen; sie sind in der Aufsicht gut zu erkennen. Unter der Epidermis folgen eine Hypodermis aus großen, dünnwandigen Zellen und darunter ein dünnes Schwammgewebe.

Ein kleines Stück der Samenschale wird mit der Pinzette abgezupft und mit der braunen Außenseite nach oben auf einem Objektträger mit einem Tropfen Chloralhydrat-Lösung (Anmerkung 1) und einem Deckglas bedeckt. Das Präparat wird über der Gasfeuerzeug-Flamme 2–3 s lang bis zum Kochen erhitzt, um die Luftblasen zu vertreiben. Nach dem Erkalten wird der Ruß von der Unterseite des Objektträgers mit einem feuchten Filterpapier weggeputzt, worauf das Objekt bei etwa 400facher Vergrößerung mikroskopiert wird. Man beachte insbesondere die als Merkmale der Erdnuß typischen Zellwand-Verdickungen.



Abb. 3: Samenschalen-Epidermiszellen der Erdnuß mit den charakteristischen Zellwandverdickungen.

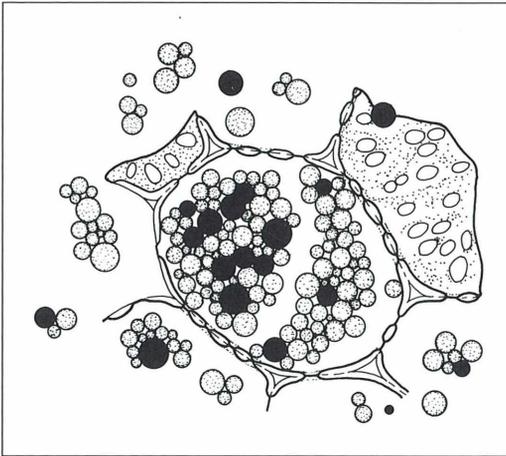


Abb. 4: Keimblattzellen der Erdnuß mit Stärkekörnern und Öltropfen. (Nach Gassner, 1983). Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

Zur Herstellung eines Dauerpräparates wird das Deckglas entfernt und das Häutchen 3×2 –3 min lang in Wasser, dann je 2 min lang in 50 % und 70 % Alkohol gewaschen und einige Minuten lang unter mikroskopischer Kontrolle in Chlorazolschwarz-Lösung (Anmerkung 2) gefärbt. Nun wird das Präparat 3×2 min lang in Isopropylalkohol gewaschen und dann in Euparal eingedeckt.

Besonders klare Bilder der uns hier interessierenden Strukturen ergeben Epidermis-Präparate nach der Schabe-Methode nach Leunig (1935/36). Vor etwa 10 Jahren hat uns Sonia Türler von der MGZ in einem Praktikum mit dieser, auf die Präparation von Laubblatt-Epidermen ausgelegten Methode bekannt gemacht, leider ohne eine Beschreibung zu hinterlassen. Das Verfahren sei deshalb hier in Anlehnung an Leunig (1935/36), jedoch in modifizierter, an die Bearbeitung von Erdnuß-Samenschalen angepaßter Form wiedergegeben.

Um die spröden, sehr zerbrechlichen Samenschalen besser manipulierbar zu machen, werden sie für einige Tage in ein Gemisch von gleichen Teilen Alkohol und Glycerin eingelegt, wobei die Häutchen geschmeidig werden und der rotbraune Farbstoff weitgehend herausgelöst wird. Ein etwa 5×12 mm großes Stückchen aufgeweichter Samenschale wird mit der Epidermis nach unten in einen großen Tropfen Wasser auf einem Objektträger gelegt. Mit ei-

ner scharfen Rasierklinge werden nun die über der Epidermis liegenden Zellschichten weggeschabt, bis die dem Glas anliegende Epidermis allein übrigbleibt. Dabei drückt man das eine Ende des Häutchens mit dem Mittelfinger der linken Hand auf dem Objektträger fest und schabt mit der Klinge in der rechten Hand in ganz leichten Strichen vom festhaltenden Finger weg über den freien Teil des Objektes, das immer von Wasser bedeckt sein soll. Man darf nicht ungeduldig werden und es mit ein wenig Druck schneller schaffen wollen! Die letzten Hypodermis-Reste werden durch ganz besonders sanftes Schaben entfernt und dann mit Wasser weggespült. Zum Schluß wird der zum Festhalten benutzte Teil des Häutchens abgeschnitten. Nun wird das Epidermis-Häutchen mit der Außenseite nach oben auf einen sauberen Objektträger gelegt und mit einem wasserlöslichen Einschlußmittel, wie z.B. Glycerin-gelatine, Gray-Wess oder Hydro-Matrix bzw. (nach Entwässerung in Isopropylalkohol) mit Euparal eingedeckt. Tritt dabei zu starke Aufhellung ein, so wird ein zweites Stück vor dem Eindecken mit Chlorazolschwarz gefärbt.

Vorratshalde in den Kotyledonen

Von den Keimblättern, d.h. vom eßbaren Kern der Erdnuß, werden ganz kleine, sehr dünne Flächenschnitte angefertigt und in einen Tropfen Sudan-III-Lösung (Anmerkung 3) gelegt. In ganz kurzer Zeit nehmen die Erdnuß-Tropfen

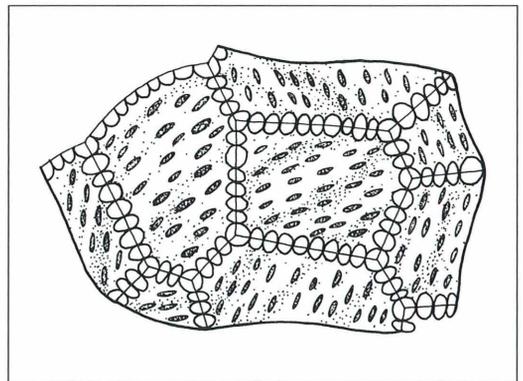


Abb. 5: Schema von subepidermalen Zellen der Erdnuß-Hülse, mit starker Tüpfelung der tangentialen und papillenförmigen Verdickungen der radialen Zellwände. (Nach Gassner, 1983).

den Fettfarbstoff auf und treten in und neben dem Schnitt als gelbe Kugeln in Erscheinung. In einem zweiten, in Wasser liegenden Flächenschnitt erkennt man im polarisierten Licht in den Zellen zahlreiche rundliche Stärkekörner an ihrem typischen Achsenkreuz. Saugt man nun einen Tropfen Lugolsche Lösung unter dem Deckglas durch, so erscheinen die durch das Jod gefärbten Stärkekörner als dunkelblaue bis schwarze Punkte im Zellgewebe. Etwas schwerer erkennbar sind die durch das Jod bräunlich gefärbten, aus Proteinen bestehenden Aleuronkörner. Die Zellen der Keimblätter sind isodiametrisch und haben ziemlich derbe, grobgetüpfelte Zellwände. Von der Oberfläche der runzeligen Hülse werden ebenfalls winzig kleine, sehr dünne Flächenschnitte hergestellt und zur Untersuchung in Chloralhydrat-Lösung eingelegt. Unter der kleinzelligen Epidermis liegt eine Schicht regelmäßig gebauter, isodiametrischer Zellen, deren Wände stark getüpfelt sind; die Radialwände weisen Reihen von halbrund-höckerförmigen Verdickungen auf, die den Zellwänden im Schnittpräparat ein perlschnurartiges Aussehen vermitteln.

Die tiefer liegenden Gewebe sind so stark von verholzten Fasern und bizarren Steinzellen durchsetzt, daß die Herstellung von Dünnschnitten fast unmöglich ist. Die Zellen der Hülse werden deshalb besser an mazeriertem Material untersucht. Zum Mazerieren ist das Schulzesche Gemisch wohl am besten geeignet. Kleine Splitter der Hülse werden in einem Reagenzglas mit 2 ml konzentrierter Salpetersäure und einigen Kaliumchlorat-Kristallen versetzt. Nach Auflösung des Chlorats wird das Gemisch über kleinem Flämmchen oder in heißem Wasser vorsichtig erwärmt bis zur Entwicklung

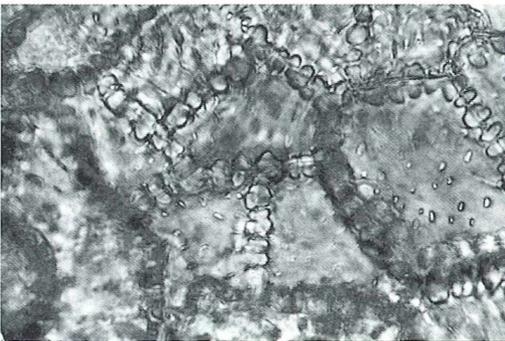


Abb. 6: Flachschnitt durch die subepidermalen Zellen der Erdnuß-Schale.

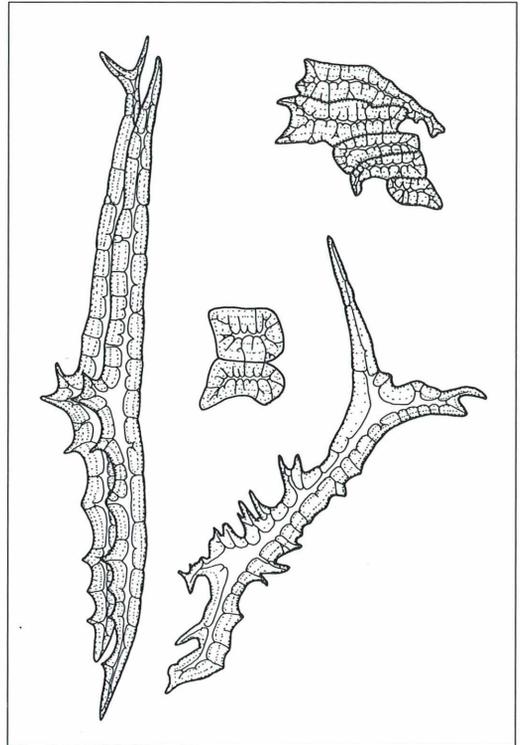


Abb. 7: Steinzellen aus der Fruchtschale (Hülse) der Erdnuß. (Nach Gassner, 1983).
Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

von Gasbläschen. Da die entweichenden Gase sehr schädlich sind, wird diese Arbeit unter einem Abzug oder im Freien verrichtet; dabei ist stets eine Schutzbrille zu tragen wegen eventueller Explosionsgefahr. Man läßt nun die handwarme Mischung etwa 15 min lang stehen und ersetzt dann die Säure durch mehrmals zu wechselndes Wasser. Das gründlich ausgewaschene Material kann man z.B. mit Fuchsin-Safranin-Astrablau nach Etzold (1983) färben und nach Entwässerung mit Isopropylalkohol in Euparal eindecken.

Anmerkungen

1. Chloralhydrat-Lösung: 8 g Chloralhydrat werden in einer Mischung von 5 ml dest. Wasser und 2,5 ml Glycerin gelöst.
2. Chlorazol-schwarz-Lösung: 0,1 g Chlorazol-schwarz E (= Direkttiefschwarz) von Chroma werden in 10 ml Brennspritus gelöst. Die Lösung wird nach 24 h filtriert.

3. Sudan III-Lösung: 10 mg Sudan III werden in 5 ml Isopropylalkohol gelöst und mit 5 ml Glycerin gemischt.
4. Lugolsche Lösung: 0,2 g Jod + 1 g Kaliumjodid werden zunächst in 1 ml dest. Wasser gelöst und hierauf mit Wasser auf 20 ml verdünnt.

Literaturhinweise

Etzold, H.: Eine kontrastreiche, simultane Mehrfachfärbung für pflanzenanatomische Präparate: Fuchsin-Safranin-Astrablau. *Mikrokosmos* 72, 213–219 (1983).

Gassner, G.: *Mikroskopische Untersuchung pflanzlicher Lebensmittel*. 5. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.

Leunig, L.: Die Schabemethode zum Isolieren der Blattepidermis. *Mikrokosmos* 29, 39–40 (1935/36).

Thaler, H.: Die mikroskopischen Merkmale der Erdnuß. *Mikrokosmos* 30, 63–65 (1936/37).

Ziesak, W.: Mikroskopische Untersuchung von Erdnuß und Haselnuß. *Mikrokosmos* 43, 157–159 (1953/54).

Verfasser: Max Gruber, Mühlerain 24, CH-8706 Meilen (Schweiz)

Kurze Mitteilungen

Aktivität in bakteriellen Biofilmen

Bakterien überziehen feste Unterlagen in Massen und bilden darauf einen Film, den sogenannten Biofilm. Es ist wichtig zu wissen, ob solche Massenkulturen von Bakterien an Oberflächen physiologisch aktiv sind. Man kann dazu eine Probe des Bakterienrasens abimpfen und in Kultur nehmen, um dessen Aktivität zu untersuchen. Dies ist eine zeitraubende Methode. Rascher ist die Fluoreszenzmikroskopie. Dazu können zwei verschiedene Fluoreszenzfarbstoffe eingesetzt werden: 5-Cyano-2,3-dityl-Tetrazoliumchlorid (CTC) von Polyscience Inc. und Rhodamin 123 (Rh 123) von Eastman Kodak Co. CTC ist ein löslicher Redox-Indikator, der durch atmende Zellen zu fluoreszierenden CTC-Formanzankristallen reduziert wird. Rh 123 wird in die Bakterienzelle eingebaut, seine Fluoreszenz kann mit dem Auflichtmikroskop (z. B. Leitz Ortholux II mit Epifluoreszenzbeleuchtung und einer 100 W Quecksilberdampfleuchte) wahrgenommen werden. Die Bakterienfilme auf rostfreien Stahlplättchen werden zunächst leicht abgespült und dann in eine 0,04%ige (entsprechend etwa

4 mM) CTC-Lösung in doppelt destilliertem Wasser für 1–2 h bei 35 °C inkubiert. Danach werden die Plättchen 5 min lang in 5 % Formalin-Lösung eingetaucht, um den Biofilm zu fixieren. Die darauf folgende Gegenfärbung mit DAPI (4',6-Diamidino-2-phenylindol) in einer Konzentration von 1 µg/ml dauert 3 min. Der Färbung mit Rh 123 (5 µg/ml) in Phosphatgepufferter Salzlösung (pH 7,2) muß eine Vorbehandlung, welche die Permeabilität der äußeren Zellmembran der Bakterien verbessern soll, vorangehen: Die Biofilme werden in Tris-Hydrochlorid (50 mmol/l) und Dinatrium-EDTA (5 mmol/l bei pH 8,0) für 5 min eingetaucht. Dann erfolgt die Färbung mit Rh 123 bei 35 °C, die Färbezeit ist optimal 2 h.

Die beiden Methoden der Färbung mit CTC bzw. Rh 123 erlauben es, die physiologische Aktivität der Bakterienzellen zu bestimmen, ohne den Biofilm zu zerstören. Quantitative Auswertung ist möglich.

Yu, F. P., McFeters, G. A.: Rapid in situ assessment of physiological activities in bacterial biofilms using fluorescent probes. *J. Microbiol. Met.* 20, 1–10 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Schnellfixierung von Farnmaterial

Fixierung und Einbettung von Farnmaterial für die mikroskopische Untersuchung ist schwierig, weil die Zellen stark vakuolisiert sind und das Gewebe sich durch einen hohen Gehalt an Tanninen (Gerbstoffen) und sporopolleninartigen Substanzen auszeichnet. Eine neu entwickelte Methode fügt daher nach der Fixierung eine Tanninsäurebehandlung ein.

Das Farngewebe wird in 2,5 % Glutaraldehyd in 0,1 molarem Natrium-Cacodylat-Puffer (pH 7,2) mit Zusatz von 0,15 mol Saccharose bei Zimmertemperatur 1 h lang fixiert. Danach werden die Gewebestückchen in dem reinen Puffer gespült und anschließend in 2 %iger Lösung von Osmiumtetroxid in dem gleichen Puffer eine Stunde nachfixiert. Nach erneutem Spülen in reinem Puffer wird das Gewebe einer Behandlung in 1 %iger Lösung von Tanninsäure für 1 h unterzogen, der eine dreimalige Spülung in destilliertem Wasser, jeweils 1 min lang, folgt. Nach Entwässerung in einer Aceton-Serie (20, 50, 75, 95, 100 %), jeweils 2 × 3 min in

jeder Konzentration, erfolgt die übliche Einbettung: zunächst in einem 1:1 mit Aceton verdünnten Spurr-Medium 30 min lang, dann in reinem Spurr-Einbettungsmedium 10 Minuten lang, worauf die Polymerisation bei 99 °C innerhalb einer Stunde erfolgt.

Für die Fixierung von ausgewachsenen Wedeln mit sporogenen Geweben werden die Glutaraldehydkonzentration auf 8 % in 0,05 Mol Puffer und die Zuckerkonzentration auf 0,3 mol erhöht. Will man infiziertes Material (nach Bakterien- oder Pilzinfektion) untersuchen, dann wird zusätzlich vor der Tanninbehandlung noch eine 10minütige Färbung mit 3 % wässrigem Uranylacetat in Puffer eingefügt. Die ganze Prozedur sollte dann nach Möglichkeit im Vakuum erfolgen.

Die zusätzliche Fixierung mit Tanninsäure verbessert die Sichtbarkeit der Membranen erheblich.

Devi, S., Lall, V. K., Garg, P., Saxena, A., Tiwari, M.: An improved method for rapid fixation and embedding of pteridophyte plant material. *Biotechnique & Histochemistry* 69, 99–101 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

DAS SYSTEM DER METAZOA I

Ein Lehrbuch der phylogenetischen Systematik

Von Prof. Dr. Peter Ax, II. Zoologisches Institut und Museum, Universität Göttingen
1995. 226 S., 99 Abb., geb. DM 48,-

„Das System der Metazoa“ sucht einen neuen Weg in der Lehre und versteht sich als eine Alternative zu herkömmlichen Lehrbüchern, welche nach wie vor typologische Einteilungen in nicht-monophyletische Artengruppen enthalten und mit den Kategorien von Linné operieren. Die Phylogenetische Systematik hat demgegenüber zum Ziel, die Verwandtschaftsbeziehungen zwischen allen Organismen der Erde aufzudecken und die stammesgeschichtliche Ordnung in der lebenden Natur in ein ihr äquivalentes System umzusetzen. Das dreibändige Lehrbuch wurde unter den strengen Maßstäben der Theorie und Methodologie der phylogenetischen Systematik erstellt und stellt ein Gefüge konfliktfrei vereinbarter Verwandtschaftshypothesen dar.

Band I behandelt nach einer Beschreibung der Lebewesen der realen Welt und ihrer Einordnung in ein System des Menschen den Weg der Errichtung des phylogenetischen Systems und die Begründung der Metazoa als ein Monophylum.

Heliochona scheutenii und *Spirochona gemmipara* als Besiedler von *Gammarus tigrinus*

Karl Heinz Rustige

Die beiden Ciliatengattungen *Heliochona* und *Spirochona* gehören zur Ordnung der Chonotrichida, deren Vertreter fast ausschließlich Malakostraken (Höhere Krebse) besiedeln. Die Arten der Gattung *Heliochona* kommen nur im Meer und Brackwasser vor. Dort besiedelt die stenohaline Art *Heliochona sessilis* die Kiemenränder von *Gammarus locusta*, *G. oceanicus* und *G. salinus* bei Salinitäten zwischen 1,5 und 3,0 ‰. Die Pleopodenäste dieser Gammariden werden von *H. scheutenii* besiedelt, die außerdem noch auf den Brackwasserarten *G. duebeni* und *G. zaddachi* zu finden ist. Diese Ciliatenart kommt in Gewässern mit Salzgehalten von circa 0,05–3,0 ‰ vor und kann daher als euryhalin eingestuft werden (Fenchel, 1965).

Extrem euryhalin ist ebenfalls *Heliochona psychra*, die bislang nur in Alaska (Nuwuk Lake) bei Salzgehalten von 0,5–6,0 ‰ auf den Pleopoden von *Gammarus setosa* nachgewiesen werden konnte (Matsudo, Mohr, 1965; Mohr et al., 1970). Die Arten der Gattung *Spirochona* besiedeln dagegen fast ausschließlich Süßwassergammariden (*G. balcanicus*, *G. fossarum*, *G. komareki*, *G. pulex*, *G. roeseli* und verschiedene Baikalgammariden). Bislang konnten nur *Spirochona halophila* und *Spirochona spec.* in Amerika auf *Anisogammarus spec.* im Brackwasser und marinen Biotopen nachgewiesen werden (Matsudo, Mohr, 1968; Mohr et al., 1970).

Lebensraum

Der extrem euryhaline Amphipode *Gammarus tigrinus* ist ursprünglich ein Bewohner der nordamerikanischen Atlantikküste, wo er die tidebeeinflussten Flußmündungen und Ästuarie besiedelt. Mit dem Ballastwasser von Frachtschiffen wurde er vermutlich nach Großbritannien verschleppt, wo er sich in den Küstengewässern sehr rasch ausbreitete. Da durch die extreme Versalzung der Weser und Werra die autochthone Gammaridenfauna vernichtet wurde, wurden 1957 bei Freudenthal 1000 Exemplare von *G. tigrinus* als Ersatz in der Werra ausgesetzt. Dieser bei höheren Salzgehalten konkurrenzlose Amphipode breitete sich in der Weser und Werra rasch aus, die er heute fast

vollständig besiedelt. Er gehört in Weser und Werra zu den häufigsten Makroinvertebraten und nimmt hier eine zentrale Stellung in der aquatischen Nahrungskette ein (Bäthe, 1992; Herbst, 1982).

Die Epizoenfauna von *G. tigrinus* wurde bislang nur von Bierhof und Roos (1977) in den Niederlanden untersucht. Dabei konnten insgesamt 30 Ciliatenarten nachgewiesen werden. Beim Vergleich mit den Epizoenfaunen anderer Gammariden des Brackwassers und mariner Biotope läßt sich nur eine gemeinsame Art feststellen (*Epistylis gammari*). Auch die Epizoenfaunen der limnischen Gammariden weisen nur wenig Gemeinsamkeiten mit der von *G. tigrinus* auf (*Epistylis gammari*, *Haplocaulus distinguendis*, *Zoothamnium affine*, *Z. parasiticum*, *Z. varians* und *Vorticella microstoma*).

Im Rahmen eines größeren Projekts zur Ciliatenbesiedlung von Weser und Werra, das in Kooperation mit dem Niedersächsischen Landesamt für Ökologie (NLÖ) in Hildesheim durchgeführt wird, wird zur Zeit u.a. die gesamte Epizoenfauna auf *G. tigrinus* in Weser und Werra untersucht. Dabei konnte zum ersten Mal *H. scheutenii* auch auf *G. tigrinus* in der Oberweser (Boffzen, Hajen, Hess. Oldendorf und Minden) und Werra (Heldra) nachgewiesen werden. Diese Ciliatenart besiedelt wie bei den bislang untersuchten Gammariden des Meeres und Brackwassers ausschließlich die Borsten der Pleopodenäste (Abb. 1). Ein hoher Trägerspezifitätsgrad ist also gekoppelt mit einer großen trägertopographischen Spezifität.

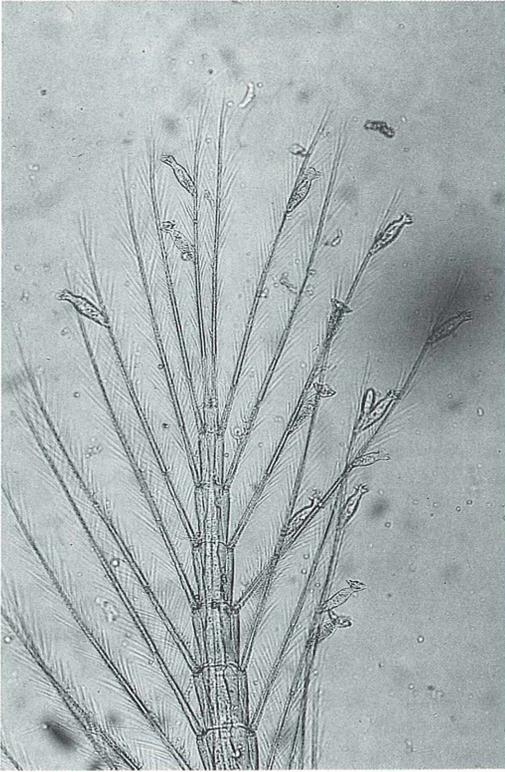


Abb. 1: Pleopodenast von *Gammarus tigrinus* besiedelt mit *Heliochona scheutenii*. 125x.

Zooidgestalt

Die Zooidgestalt von *H. scheutenii* weist insgesamt eine größere Variabilität auf als von Kahl (1935) angegeben wird. Die vasenförmigen Zooide erreichen eine Gesamtlänge von 65–95 μm und werden 25–37 μm breit. Die Trichterhöhe schwankt zwischen 16–24 μm , die Trichterbreite zwischen 30–38 μm . Der Trichterrand ist mit 6–9 μm langen Stacheln besetzt, die vermutlich als eine Art Nahrungssieb fungieren. An der Innenseite des Trichters befinden sich zwei Cilienfelder, die den Strudelapparat bilden und die Nahrung zum Cytostom transportieren. Den Zooiden fehlt wie allen anderen Chonotrichida eine kontraktile Vakuole. Es zeigte sich, daß der heteromere, 10–14 μm große Makronukleus rund bis leicht oval ist und nur wenig unterhalb des Trichters liegt (Abb. 2).

Vegetative Fortpflanzung

Die vegetative Fortpflanzung erfolgt durch äußere Knospung (Exogemmina), bei der die Knospen nicht nur wie bei *Spirochona gemmipara* im Bereich der Zooidmitte, sondern fast überall am Zooid unterhalb des Trichters entstehen können. Die durch Knospung gebildeten Schwärmer besitzen eine unbewimperte, leicht konvexe Oberseite und eine nur wenig konkave Unterseite, auf der sich zwei Cilienfelder ausbilden. Sie dienen zunächst der Fortbewegung und bilden nach der Festheftung den Strudelapparat im Trichter der adulten Tiere. Die abgelösten Schwärmer schwimmen meistens nicht frei durchs Wasser, da sie schlechte Schwimmer sind. Sie kriechen statt dessen ähnlich wie *Euplotes*-Arten im Substrat entlang, um möglichst schnell wieder dasselbe Trägertier zu besiedeln. Außer der häufiger auftretenden normalen Knospung konnten Knospungen beobachtet werden, bei denen zunächst eine normale Knospe gebildet wird, dann aber eine Ein-

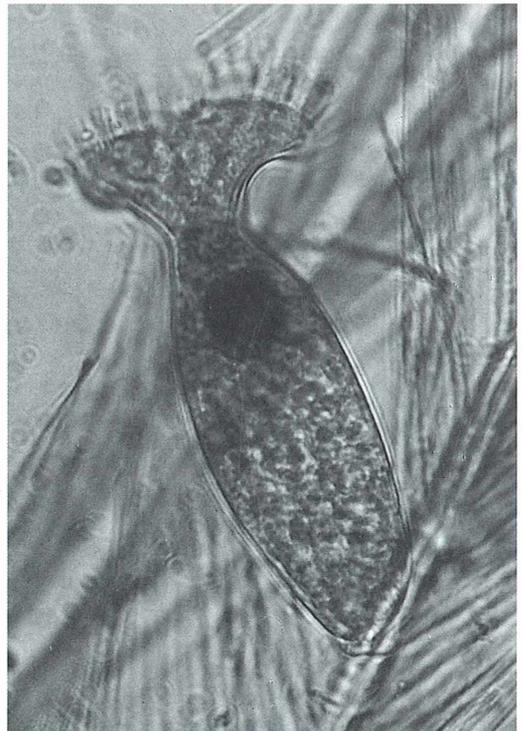


Abb. 2: Lage und Form des Makronukleus von *Heliochona scheutenii* (angefärbt mit Methylgrün-Pyronin). 1250x.

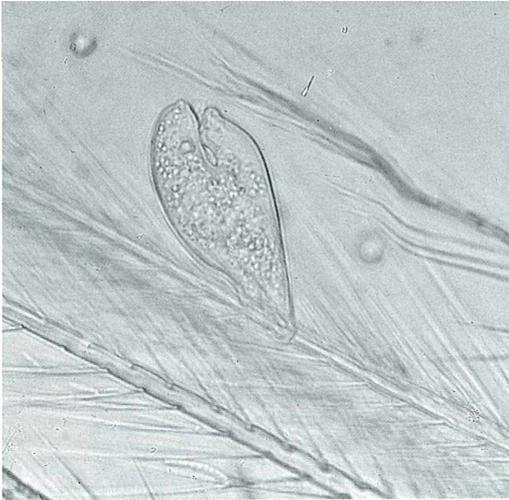


Abb. 3: Reaktive Schwärmerbildung bei *Heliochona scheutenii*. 500x.

schmelzung des Trichters und eine Reduzierung des ursprünglichen Zooiden erfolgt (Abb. 3). Bei dieser reaktiven Schwärmerbildung bleibt nach der Ablösung des Schwärmers nur ein kleiner Rest des ursprünglichen Zooiden zurück. Als Ursache für diese Knospungsart wird von Mohr et al. (1970) eine kurz bevorstehende Häutung angegeben, da entsprechende Knospungen auch auf den Exuvien der Gammariden beobachtet werden konnten. Eine multiple Knospung, die von Matthes (1982) allgemein für Chonotrichida beschrieben wird, konnte bei *H. scheutenii* bislang nicht beobachtet werden. Ebenso wenig eine Konjugation, bei der zwei benachbarte Zooide verschmelzen, einer der Partner sich vom Substrat löst und resorbiert wird. Dieser Prozeß konnte nur bei *Spirochona gemmipara* beobachtet werden (Abb. 5).

Verfrachtungsversuche

Heliochona scheutenii wird zwar ebenso wie das Trägertier als euryhalin eingestuft, ihr Milieuspektrum deckt sich aber nicht ganz mit dem von *G. tigrinus*. Während *G. tigrinus* in der Oberweser und Werra noch bei süßwasserähnlichen Verhältnissen auftritt (bei ca. 900 $\mu\text{S}/\text{cm}$), ist *H. scheutenii* schon längst ver-

schwunden. Dies läßt sich auch durch Verfrachtungsversuche mit *G. tigrinus* bestätigen. Dazu wurden jeweils 15–20 mit 0,2 %iger Essigsäure behandelte Gammariden in eine mit Fallaub versehene Gammaridenbox gesetzt (Abb. 4). Diese wurden in einer Bach- (Johannisbach, Bielefeld) und Flußregion (Aa, Bielefeld) exponiert, deren Leitfähigkeit bei 625–780 bzw. 750–990 $\mu\text{S}/\text{cm}$ lagen und deren Wasserqualität der Güteklasse II (mäßig belastet) bzw. III (stark verschmutzt) entsprach. Bei den Verfrachtungsversuchen zeigte sich, daß *G. tigrinus* in den beiden limnischen Fließgewässerregionen nicht von *H. scheutenii* besiedelt wird. Statt dessen konnte insbesondere bei den Kiemenepizoen eine süßwassertypische Besiedlung festgestellt werden. Zum Beispiel besetzt *Spirochona gemmipara*, ein typischer Kiemenbesiedler der Süßwassergammariden, auch die Kiemenränder von *G. tigrinus* (Abb.

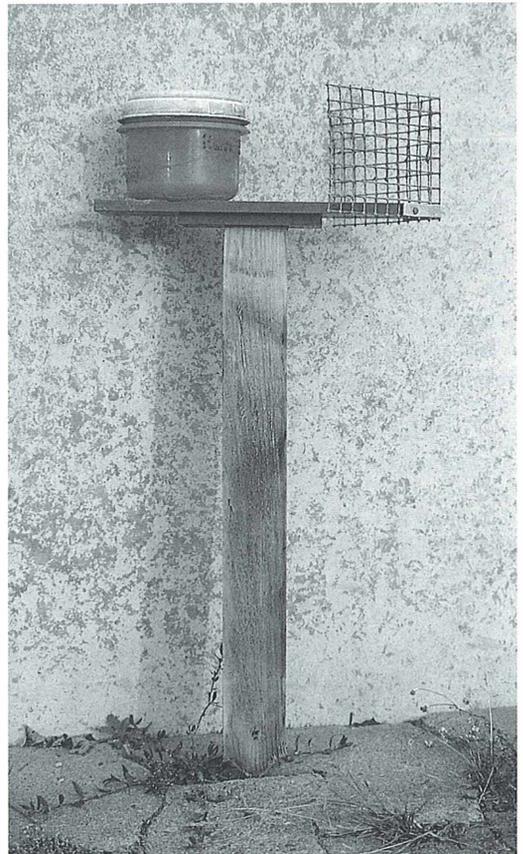


Abb. 4: Gammaridenbox für Expositionsversuche mit *Gammarus tigrinus*.

5). Allerdings in geringerer Anzahl als auf *G. pulex* und nur in der Bachregion, deren Wasserqualität der Güteklasse II zugeordnet werden kann. In der Flußregion, deren Wasserqualität der Güteklasse III entspricht, tritt *Sp. gemmipara* nicht auf. Hinsichtlich der Zooidgröße von *Sp. gemmipara* lassen sich trägerbedingte Unterschiede feststellen. Während die vasenförmigen Zooide auf *G. pulex* bis zu 125 µm lang und 38 µm breit werden, erreichen sie auf *G. tigrinus* nur eine Gesamtlänge von 95 µm und eine Breite von 35 µm.

Besiedlungsverhalten

Das gleiche Besiedlungsverhalten wie bei *Sp. gemmipara* zeigte sich übrigens auch bei *Dendrocometes paradoxus*, einem weiteren typischen Kiemenbesiedler der Süßwassergammariden (Abb. 6). Diese Suktorienart besiedelt *G. tigrinus* ebenfalls mit geringerer Individuendichte als *G. pulex* und nur in der mäßig belasteten Bachregion. Hinsichtlich der Zooidgröße konnten bei dieser Ciliatenart keine Unterschiede zur Besiedlung bei *G. pulex* festgestellt werden (Durchmesser von 75–90 µm).

Das unterschiedliche Besiedlungsverhalten in der mäßig belasteten Bach- und stark verschmutzten Flußregion läßt sich darauf zurückführen, daß es sich bei den beiden Ciliatenarten *Sp. gemmipara* und *D. paradoxus* um verschmutzungssensitive Arten handelt (Rustige, Mannesmann, 1993). Es zeigt sich also insgesamt, daß nicht allein trägerspezifische Faktoren (z. B. unterschiedliche Strömungsverhältnisse, verschiedene Oberflächenstrukturen und physiologische Unterschiede) eine Rolle spielen, sondern biotopspezifische (z. B. Salinität

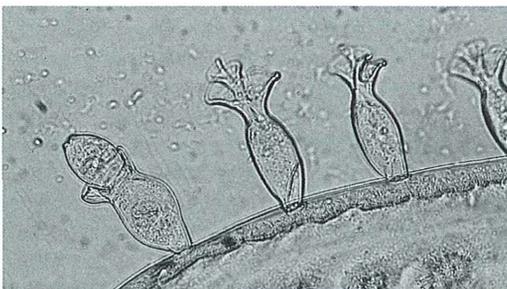


Abb. 5: *Spirochona gemmipara* auf dem Kiemenrand von *Gammarus pulex* (links Konjugation). 500×.

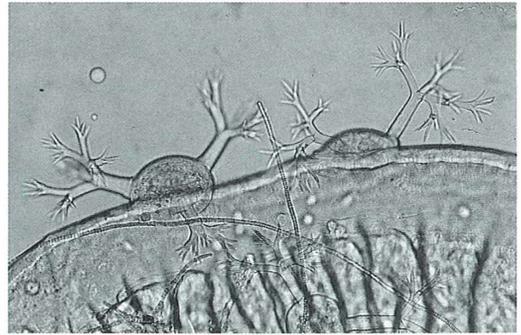


Abb. 6: *Dendrocometes paradoxus* auf einer Kieme von *Gammarus pulex*. 300×.

und Saprobität) die Verbreitung der epizoiden Ciliaten erheblich beeinflussen können.

Literaturhinweise

- Bäthe, J.: Die Makroinvertebratenfauna der Weser. Ökologische Analyse eines hochbelasteten, anthropogenen Ökosystems. Ehopan-Verlag, Witzendhausen 1992.
- Bierhof, M. J., Roos, P. J.: Sedentary Ciliates from two Dutch Freshwater *Gammarus* species. *Bijdr. tot de Dierk.* 46 (2), 151–170 (1977).
- Fenchel, T.: On the ciliate fauna associated with the marine species of the amphipod genus *Gammarus*. *Ophelia* 2, 281–303 (1965).
- Herbst, V.: Amphipoden in salzbelasteten niedersächsischen Oberflächengewässern. *Gewässer und Abwässer* 68/69, 35–40 (1982).
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa. I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). 4. Peritricha und Chonotricha. In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeressteile. Teil 30. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
- Matthes, D.: Seßhafte Wimpertiere. Peritricha, Suctorina, Chonotricha. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt 1982.
- Matsudo, H., Mohr, J. L.: A New Species of *Heliochona*, *H. psychra* n.sp. (Ciliata: Chonotrichida), from Nuwuk Lake, Alaska. *J. Protozool.* 12, 523–527 (1965).
- Matsudo, H., Mohr, J. L.: *Oenophorachona ectenolaemus* n.g., n.sp. and *Spirochona halophila* n.sp., Two New Marine Chonotrichous Ciliates. *J. Protozool.* 15, 280–284 (1968).
- Mohr, J. L., Matsudo, H., Leung, Y. M.: The ciliate taxon Chonotricha. *Oceanogr. Mar. Biol. Ann. Rev.* 8, 415–456 (1970).
- Rustige, K. H., Mannesmann, R.: Die Verbreitung der *Gammarus*-Epizoen und ihre Bedeutung im Rahmen der Gewässeranalyse. *Limnologica* 23 (1), 39–45 (1993).

Verfasser: Karl Heinz Rustige, Universität Bielefeld, Fakultät für Biologie, Arbeitsgruppe Prof. Dr. R. Mannesmann, Postfach 10 01 31, D-335 12 Bielefeld

Über die Entwicklung der Zähne

Dietmar Krause und Gerhard Jennemann

Der Verlust des ersten bleibenden Zahnes ist für viele ein Ereignis, das sie ihr Leben lang nicht vergessen. Und der Verlust des letzten natürlichen Zahnes, der den Menschen in früherer Zeit nahezu lebensunfähig machte, ist auch heute noch für manchen eine außerordentlich schmerzliche Erfahrung. Die Notwendigkeit einer richtigen Zahnpflege und damit der Prophylaxe gegen Volkskrankheiten wie Karies, Parodontose oder Plaque (Zahnbelag) dürfte aufgrund der umfangreichen Aufklärungsarbeit in den letzten 20 Jahren unbestritten sein und entspricht der Bedeutung unserer Zähne für die Gesundheit. Andererseits zeigen neuere Untersuchungen auch eine deutliche Beziehung zwischen der Anfälligkeit für bestimmte Zahnkrankheiten und der genetischen Disposition eines Patienten dafür auf.

Die Aufgabe der Zähne ist die mechanische Zerkleinerung von Nahrung, die der Mensch als heterotrophes Lebewesen zum Aufbau körpereigener Substanzen aufnehmen muß. Mit dem mechanischen Aufschluß und der anschließenden Einspeichelung der Nahrungsbestandteile beginnt die Verdauung, die bereits in der Mundhöhle durch den Abbau von Kohlenhydraten einsetzt.

Alle Zähne werden während ihres gesamten Lebens sowohl mechanisch als auch chemisch stark beansprucht. Bakterien, die in jeder Mundhöhle vorhanden sind, bilden infolge mangelnder Reinigung mikrobiellen Zahnbelag. Wird ihnen häufig Zucker aus Speisen oder Getränken zugeführt, so bilden sich im Rahmen ihres Stoffwechsels schädliche Säuren in der Plaque, die den Zahn angreifen und schlimmstenfalls zerstören können.

Bei vielen Nichtsäugern ist die Form der Zähne eines Individuums ziemlich gleichartig. Bei den meisten Säugetieren und beim Menschen führte die verschiedenartige Ernährungsweise zur Spezialisierung einzelner Zahngruppen des Gebisses (Schneide-, Eck-, Mahlzähne). Im prinzipiellen Aufbau sind jedoch alle Zähne gleich. Die Zahnkrone ist der sichtbare Teil des Zahnes oberhalb des Zahnfleisches. Im Bereich des Zahnfleisches liegt der Zahnhals. Und die Zahnwurzel ist der Teil des Zahnes, der in der Alveole, einer Vertiefung im Kieferknochen, steckt. Befestigt werden die Zähne durch den bindegewebigen Zahnhalteapparat, das Parodontium.

Zahnanlage

Die Anlage der Zähne erfolgt recht früh in der Embryonalentwicklung (Abb. 1). Geschichtetes Plattenepithel der Mundhöhlenschleimhaut senkt sich im Bereich der zukünftigen Zahnanlage streifenförmig als sogenannte Zahnleiste schräg mundhöhlenwärts in die Tiefe (Abb. 2). Bald darauf entsteht an der Spitze der Zahnleiste eine Verdickung, die Anlage des epithelialen Schmelzorgans (Abb. 3 a–d). Sie bildet später den Schmelz. Embryologisch gehen die Schmelzbildungszellen unmittelbar aus dem äußeren Keimblatt (Ektoderm) hervor, während die anderen beiden Hartsubstanzen des Zahnes aus dem unterhalb der Zahnleiste gelegenen mesodermalen Gewebe abstammen.

Die Zahnknospe, d.h. die Epithelverdickung an der Zahnleiste, vergrößert sich im Laufe der Entwicklung (Abb. 3 d). Sie wird durch den ihr entgegenwirkenden Wachstumsdruck aus dem darunterliegenden mesenchymalen Gewebe gestaucht und erhält die Form einer Kappe. Schließlich, indem der Rand des Schmelzorgans weiter vorwächst und die Vertiefung immer stärker wird, erhält sie eine Glockenform (Abb. 3 e). Sie ist nur noch über eine dünne stielartige Verbindung mit der Zahnleiste verbunden. Für die Anlage der bleibenden Zähne wächst aus dem epithelialen Verbindungsstrang, an dem die Zahnknospe der Milchzähne sitzt, seitlich eine Ersatzzahnleiste aus (Abb. 3 e und 4). Seitlich der glockenförmigen Zahnanlage fällt ein Knorpelgebilde auf, das zwar in vielen Hi-

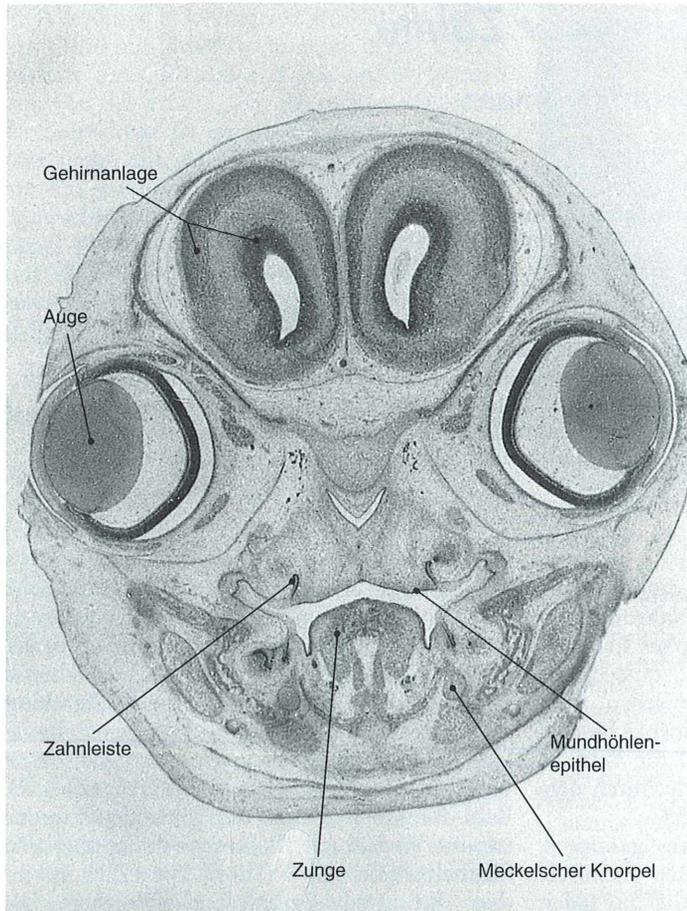


Abb. 1: Frontalschnitt durch die Kopfregion eines Meerschweinchen-Embryos (30. Tag der Entwicklung). H.-E.-Färbung. 25x.

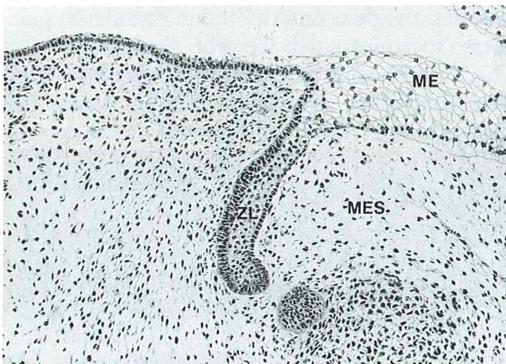


Abb. 2: Schnitt durch die Mundhöhlenregion im Bereich der Zahnleiste (Meerschweinchen). ME Mundhöhlenepithel, ZL Zahnleiste, MES mesenchymales Gewebe. H.-E.-Färbung. 75x.

stologie-Büchern auf Abbildungen bezeichnet, aber selten erklärt wird. Deshalb soll hierauf etwas näher eingegangen werden. Bei diesem Knorpel handelt es sich um den sogenannten Meckelschen Knorpel, einen Teil des 1. Kiemenbogenknorpels (Abb. 1 und 4).

Im Gegensatz zu den Fischen ist die Kiemenregion bei den höheren Säugetieren nur eine vorübergehende Erscheinung während der Embryonalentwicklung. Zur Abstützung des Schlunddarms werden sechs Kiemenbögen ausgebildet. Sie sind maßgeblich an der Entwicklung des Gesichtes, der Mund- und Nasenhöhle, des Ohres, Halses, Kehlkopfes und Schlundes beteiligt. Der 1. Kiemenbogen wird auch Kieferbogen genannt. Das vordere, hier sichtbare, Ende des 1. Kiemenbogenknorpels (Meckel-Knorpel) degeneriert im Laufe der weiteren Entwicklung, und aus dem umgebenden Mes-

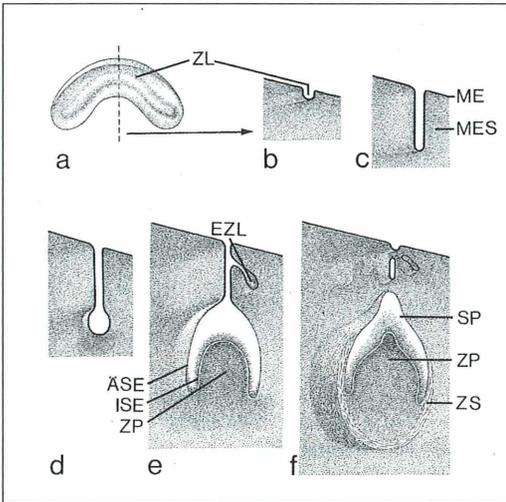


Abb. 3: Schematische Darstellung der Entwicklung von Zahnleiste und Zahnglocke. – a) Kieferbogen mit früher Zahnleiste (ZL); – b) Querschnitt durch die Zahnleiste; – c) Einwachsen des Mundhöhlenepithels (ME) als sogenannte Zahnleiste in das mesenchymale Gewebe (MES); – d) Unter der Spitze der Zahnleiste verdichtet sich das Gewebe und wächst der Zahnleiste entgegen. Dies führt dazu, daß das Wachstum in der mittleren Region der Zahnleiste langsam am Stillstand kommt, während die Randbereiche weiterwachsen können (vgl. Abb. 3 e); – e) Das Schmelzorgan erhält die Form einer Glocke, die von einem äußeren (ÄSE) und einem inneren Schmelzepithel (ISE) begrenzt wird. Das glockenförmige Schmelzorgan umschließt die Zahnpapille (ZP). Am Verbindungsstrang zum Mundhöhlenepithel wächst seitlich eine Ersatzzahnleiste (EZL) aus; – f) Um die Schmelzpulpa (SP) und die Zahnpapille (ZP), die bereits die Form des entstehenden Zahnes erkennen läßt, entwickelt sich das bindegewebige Zahnsäckchen (ZS). Zu diesem Zeitpunkt wird die Verbindung zum Mundhöhlenepithel aufgelöst.

enchym entwickelt sich durch desmale Ossifikation der Unterkiefer (Abb. 4). Dem Meckelschen Knorpel kommt dabei sozusagen die Aufgabe eines Platzhalters zu. Der dorsale, hintere Abschnitt wird in die Ohranlage einbezogen. Er verknöchert und wandelt sich in die Gehörknöchelchen, Hammer und Amboß, um. Der mittlere Teil des Meckelschen Knorpels wird aufgelöst (Schumacher, 1991).

Die glockenförmige Zahnanlage orientiert sich so, daß ihre Längsachse parallel zur Zahnleiste verläuft; dadurch weist die spätere Kaufläche des Zahnes in Richtung auf die Mundhöhlenoberfläche. Kommt es zu Störungen bei der Orientierung der Zahnanlagen, können die Zähne in falscher Richtung durchbrechen oder ganz im Kiefer verweilen.

Der von der Glockenform des Schmelzorgans überwölbte Raum entspricht in seiner Form der Krone des betreffenden Zahnes und modelliert ihn sozusagen (Abb. 3 f.). Hier liegt verdichtetes, bereits leicht differenziertes Bindegewebe, die Zahnpapille (Abb. 4). Sie stellt das Ausgangsgewebe für Dentin und Zahnpulpa dar.

Schmelzorgan

Am Schmelzorgan selbst unterscheidet man eine Schicht äußerer Schmelzepithelzellen und eine Lage hochprismatischer innerer Schmelzepithelzellen (Abb. 4). Letztere kleiden den eingedellten Teil des Schmelzorgans aus und liefern die den Schmelz der Zahnkrone bildenden hochprismatischen Zellen, die Adamantoblasten (Abb. 5, 6). Zwischen diesen beiden Zellschichten bildet sich das Epithel des Schmelz-

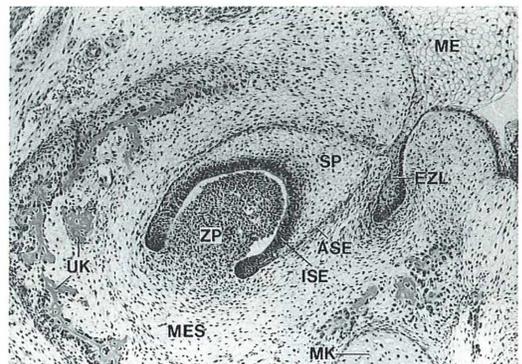


Abb. 4: Zwischen den äußeren und inneren Schmelzepithelzellen (ÄSE und ISE) des Schmelzorgans entwickelt sich die Schmelzpulpa (SP). Unterhalb des Schmelzorgans verdichtet sich das embryonale Bindegewebe zur Zahnpapille (ZP), dem Ausgangsgewebe für das Dentin (vgl. auch Abb. 3 e). Meer-schweinchen. H.-E.-Färbung. EZL Ersatzzahnleiste, UK Unterkieferknorpel, ME Mundhöhlenepithel, MES mesenchymales Gewebe, MK Meckelscher Knorpel. 50x.

organs zur Schmelzpulpa um, d.h. infolge der Ansammlung einer eiweißreichen Flüssigkeit erweitert sich der Zwischenzellraum, die Zellen werden sternförmig und entwickeln lange Fortsätze.

Um jedes Schmelzorgan und die dazugehörige Zahnpapille differenziert sich eine bindegewebige Kapsel, das Zahnsäckchen (Abb. 3 f und 5), auf das später noch während der Zementbildung eingegangen wird.

Die Schmelzbildung wird eingeleitet durch Differenzierung der Zellen des inneren Schmelzepithels zunächst zu Präadamantoblasten, die alle für Sekretzellen typischen Zellorganellen aufweisen. Sie sind nicht mehr teilungsfähig. Durch Vergrößerung und Sekretionsbeginn werden sie zu Adamantoblasten. Ihr Produkt ist die Schmelzmatrix. Sie besteht zu etwa 3 % aus nicht-kollagenen Proteinen. Bei der anschließenden Mineralisation treten nadelförmige Kristalle in der Matrix auf, die aus einem Calciumphosphat-Calciumcarbonat-Fluorid-Komplex bestehen und circa 97 % der Schmelzmatrix ausmachen. Sie sind annähernd längs orientiert und formieren sich zu Schmelzprismen von charakteristischer Form, die als extrazelluläre auch lichtmikroskopisch erkennbare Fortsetzung einer Gruppe von drei bis vier Adamantoblasten ausgebildet werden (Tomessche Fortsätze).

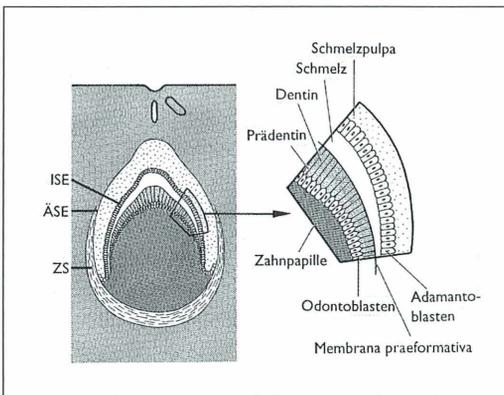


Abb. 5: Halbschematische Darstellung des schmelz- und dentinbildenden Gewebes. Die Membrana praeformativa bildet die Grenzmembran zwischen dem ektodermalen Gewebe der Schmelzpulpa und dem mesenchymalen Gewebe der Zahnpapille. Vergleiche mit den Abbildungen 3 f und 6. ISE inneres Schmelzepithel, ÄSE äußeres Schmelzepithel, ZS Zahnsäckchen.

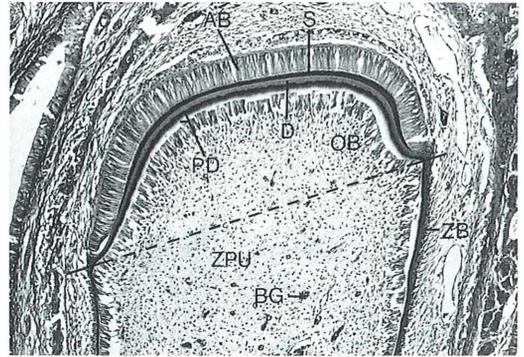


Abb. 6: Längsschnitt durch einen sich entwickelnden Zahn einer Ratte mit den charakteristischen Hartsubstanzen. Die eingezeichnete Linie verläuft auf Höhe des späteren Zahnhalses. Oberhalb der Linie entwickelt sich die Zahnkrone, unterhalb die Zahnwurzel. AB Adamantoblasten, S Schmelz, OB Odontoblasten, D Dentin, PD faseriges Prädentin, ZB Zementoblasten, BG Blutgefäß, ZPU Zahnpulpa in der Entwicklung. Azan-Färbung. 75x.

Mineralisation

Die Mineralisation des Zahnschmelzes verläuft in zwei Phasen. In der ersten Phase bekommt der Schmelz etwa 25 % seines späteren anorganischen Bestandes. In der zweiten, relativ rasch folgenden Phase vergrößern sich die Schmelzkristalle durch Kristallwachstum. Wenn eine bestimmte Schmelzdicke erreicht ist, wandeln sich die sezernierenden Adamantoblasten in resorbierende Zellen um und entziehen dem Schmelz überschüssige Matrix und Wasser. Dadurch kommt es zur Schmelzreifung. Stets bleibt zwischen den Prismen unverkalkte Matrix (Kittsubstanz) erhalten.

Karies an der Zahnkrone beginnt mit einer Schädigung des Schmelzes. Von mechanischen Läsionen abgesehen, wie dem Putzen mit einer Zahncreme, die grobe Schmirgelkörner enthält, handelt es sich vor allem um Entkalkungsvorgänge an der Schmelzoberfläche durch die Entstehung von Säuren (Milchsäure) beim Zuckerabbau durch Bakterienenzyme.

Induktive Faktoren des Schmelzorgans veranlassen einige Zellen der Zahnpapille, sich über die Zwischenstufe von Präodontoblasten zu einer Lage hochprismatischer dentinbildender Odontoblasten gegenüber dem inneren

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)
und
Bruno P. Kremer (Köln)

84. Jahrgang · 1995



**GUSTAV
FISCHER**

II 90372/84

Oberösterreichisches
Landesmuseum Linz/D.
Bibliothek

Inv. Nr. 207/1995

Verlag: Gustav Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Wollgrasweg 49, 70599 Stuttgart, Tel. 07 11/45 80 30
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 schriftliche 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 Fernsehendung, 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.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1995

Satz: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt

Druck und Einband: Gulde-Druck GmbH, Tübingen; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.

Printed in Germany

ISSN 0026–3680

Verfasserverzeichnis

- Anken, R. H., Mezler, M., Beinroth, S., Kappel, T.: Ansichten von Aufsichten: Pflanzenhaare 201
- Arens, W.: Der Pantopode *Callipallene phantoma* im Raster-elektronenmikroskop 129
- Beckmann, M.: Kompostmieten als Lebensraum 261
- Beer, H. G.: Verbesserung der mikroskopischen Bildauf-lösung durch Infrarotmikroskopie 183
- Beinroth, S., Mezler, M., Kappel, T., Anken, R. H.: Ansich-ten von Aufsichten: Pflanzenhaare 201
- Benecke, M.: Einfache Darstellung des Nervensystems und weiterer Strukturen junger Blutegel (*Hirudo medicinalis* Linne 1758) 311
- Breithaupt, M.: Astrablau-Fuchsin-Färbung nach Roeser 235
- Brunner, E., Siegert, A., Hartl, E.: Stereomikroskopie und Rasterelektronenmikroskopie 155
- Bürgis, H.: Sinnesorgane bei Blatthornkäfern III. 71
- Burzlaff, A.: Rastertunnel- und Rasterkraftmikroskopie – die andere Art des Sehens 239
- Burzlaff, A.: Ein Phantom des Meeres – Dinoflagellaten als Ursache für Massenfischsterben 95
- Drews, R.: Schöne Kieselalgen aus der Ostsee 29
- Frahm, J.-P.: Eine einfache Einrichtung zum Zeichnen mikro-skopischer Präparate 59
- Frahm, J.-P.: Der Selbstbau eines Foto-Makroskops 141
- Gangloff, P.: Sand unter dem Mikroskop III. 219
- Gitter, A. H.: Schwimmbewegungen der Salinenkrebslarve 321
- Gitter, A. H.: Perlschnurkettenbildung von roten Blutkörper-chen 273
- Göke, G.: Praktische Hilfsmittel für die Polarisationsmikro-skopie 269
- Gradias, M., Hausmann, K.: Cilien und Flagellen aus dem Computer – Entstehung des Filmes Motilität 159
- Gruber, M.: Die Erdnuß 339
- Hartl, E., Siegert, A., Brunner, E.: Stereomikroskopie und Rasterelektronenmikroskopie 155
- Hausmann, K., Gradias, M.: Cilien und Flagellen aus dem Computer – Entstehung des Filmes Motilität 159
- Hausmann, K., Zölffel, M.: *Rhynchomonas nasuta*: Ein Fla-gellat mit Freßbrüssel 19
- Heidenreich, H.: Ein einfaches Einstellgerät für Aufnahmen mit der Amateurkamera 305
- Hendel, R.: Metaphern aus der Mikrowelt 147
- Henkel, K.: Plankton fangen und transportieren I. Der Fang mit dem Planktonnetz 283
- Henkel, K.: Plankton fangen und transportieren II. Der Transport 375
- Jennemann, G., Krause, D.: Über die Entwicklung der Zähne 349
- Jurčák, J.: Blütenpflanzen im Wasser 1
- Jurčák, J.: Die Tomate – mikroskopisch betrachtet 65
- Jurčák, J.: Das Maiglöckchen 175
- Kappel, T., Mezler, M., Beinroth, S., Anken, R. H.: Ansichten von Aufsichten: Pflanzenhaare 201
- Kleinow, W., Wratil, H.: Innenansichten eines Rädertiers: Rasterelektronenmikroskopie an Anschnitten von *Brachi-onus plicatilis* 7
- Krause, D., Jennemann, G.: Über die Entwicklung der Zähne 349
- Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung 197
- Kürten, S.: Digitale Bildverarbeitung in der Mikroskopie I. 111
- Kürten, S.: Digitale Bildverarbeitung in der Mikroskopie II. 249
- Laane, M. M., Pedersen, M. P.: Plasma in Bewegung I. 287
- Laane, M. M., Pedersen, M. P.: Plasma in Bewegung II. 357
- Linskens, H. F., Stumm, C.: Dornen und Stacheln – pflanz-liche Abwehr- und Haftorgane 277
- Linskens, H. F.: Pollenkörner in Spinnweben 195
- Lüthje, E.: Das Seegrassblatt – eine botanische Luftmatra-ze 81
- Lüthje, E.: Der Mann im Moos – ein verschmähter Lieb-haber? 299
- Lüthje, E.: Stiel-Übungen 335
- Markstrahler, U.: Der Strandhafer *Ammophila arenaria* – ein Beispiel für eine optimierte Konstruktionsform 225
- Mayer, P.: Leben im Faulschlamm 211
- Mayer-Brinkmann, A., Tillmann, U.: *Oblea* auf Beutefang 135
- Mezler, M., Beinroth, S., Kappel, T., Anken, R. H.: Ansich-ten von Aufsichten: Pflanzenhaare 201
- Neubert, W.: Wir bestimmen Rädertiere I. 99
- Neubert, W.: Wir bestimmen Rädertiere II. 165
- Nickel, M.: Paläoprotozoologie: Einzeller im Bernstein 23
- Pedersen, M. P., Laane, M. M.: Plasma in Bewegung I. 287
- Pedersen, M. P., Laane, M. M.: Plasma in Bewegung II. 357
- Postner, H.: Mikrokristalle im polarisierten Licht 89
- Rustige, K. H.: *Heliochona scheutenii* und *Spirochona gemmipara* als Besiedler von *Gammarus tigrinus* 345
- Sang, H.-P.: Joseph von Fraunhofer – ein Pionier der Mikro-skopoptik 13
- Schneider, H.: Bilder aus dem Leben des Strauchtierchens *Zoothamnium arbuscula* 325
- Seifert, H. W.: *Bythotrephes longimanus* – das Lang-schwanzkrebschen I. 25
- Seifert, H. W.: *Bythotrephes longimanus* – das Lang-schwanzkrebschen II. 117
- Seifert, H. W.: *Opbryoxus gracilis* 257
- Sieger, M.: Mikroskopische Beobachtungen an gesunden und kariösen Zähnen des Menschen I. 35
- Sieger, M.: Mikroskopische Beobachtungen an gesunden und kariösen Zähnen des Menschen II. 117
- Siegert, A., Brunner, E., Hartl, E.: Stereomikroskopie und Rasterelektronenmikroskopie 155
- Staudacher, F.: Wie nah kommt die Technik der Kunst? 43
- Stumm, C., Linskens, H. F.: Dornen und Stacheln – pflanz-liche Abwehr- und Haftorgane 277
- Tillmann, U., Mayer-Brinkmann, A.: *Oblea* auf Beutefang 135
- Trockenbrodt, M.: Die Reaktion der Baumrinde auf Verlet-zungen 307
- Vermathen, H.: Modifizierte Einbettung nach Spurr in der botanischen Mikrotechnik 205
- von der Dunk, K.: *Orthodontium lineare* – ein Moos erobert Europa 49
- Walz, H.: Eine Reise durch die Wunderwelt des Mikrokos-mos 365
- Wratil, H., Kleinow, W.: Innenansichten eines Rädertiers: Rasterelektronenmikroskopie an Anschnitten von *Brachi-onus plicatilis* 7
- Zahrt, M.: Herstellung eines Planktonnetzes 291
- Zölffel, M.: Die Ölfilmeinbettung – eine ideale Unter-suchungsmethode für die Hochauflösungsmikroskopie kleinster Organismen 91
- Zölffel, M.: 40 Jahre vollautomatisches Kameramikro-skop 369
- Zölffel, M., Hausmann, K.: *Rhynchomonas nasuta*: Ein Fla-gellat mit Freßbrüssel 19

Kurze Mitteilungen

- Adelwandsteiner, H.: Modifizierte Aufklebemethode 218
- Heidenreich, H.: Bildverbesserung durch Mattfolie 90
- Heidenreich, H.: Ein Tip für junge Mikroskopiker: leichtere Konoskopie 115
- Hippe, E.: Unterwassermikroskopie 164
- Kronberg, I.: Mikrofauna in Manganknollen der Tiefsee 97
- Linskens, H. F.: Flagellaten fressen Bakterien 6
- Linskens, H. F.: Mikrokosmos auf Rohrkolbenblättern 56
- Linskens, H. F.: Anatomie der Iris-Blätter 94
- Linskens, H. F.: Nematophage Pilze sichtbar gemacht 163
- Linskens, H. F.: Beobachtung der Keimung von Orchideensamen 179
- Linskens, H. F.: Wurzelstruktur und Überflutung 185
- Linskens, H. F.: Kapillarmikroskopie 199
- Linskens, H. F.: Eisaktiver Stoff aus Kieselalgen 238
- Linskens, H. F.: Der Duft des Weißklees 238
- Linskens, H. F.: Isolierung pflanzlicher Embryosäcke 246
- Linskens, H. F.: Pollenschläuche in Herbarmaterial 251
- Linskens, H. F.: Wie lange bleiben Samen keimfähig? 252
- Linskens, H. F.: Neue Vitalfarbstoffe 260
- Linskens, H. F.: Atlas der Blattanatomie 268
- Linskens, H. F.: Der kleinste eukaryotische Organismus 276
- Linskens, H. F.: Diatomeen hindern Entwicklung der Ruderfußkrebse 282
- Linskens, H. F.: Ein See ist ein Mikrokosmos 282
- Linskens, H. F.: Methanbakterien und Arthropoden 293
- Linskens, H. F.: Silberimprägnierung im Mikrowellenofen 297
- Linskens, H. F.: Untersuchung von Autolacken 324
- Linskens, H. F.: Schnitte von in Plastik eingebetteten Organen 334
- Linskens, H. F.: Aktivität in bakteriellen Biofilmen 343
- Linskens, H. F.: Schnellfixierung von Farnmaterial 344
- Linskens, H. F.: Nachweis von extrazellulärer DNA 355
- Linskens, H. F.: Kontrast im Mikroskop 356
- Linskens, H. F.: Chemische Orientierung von Braunalgen-Gameten 363
- Linskens, H. F.: Größe der Pollenkörner 368
- Linskens, H. F.: Polarisationsoptischer Nachweis von Peroxiden 378
- Linskens, H. F.: Farben, Farbstoffe, Farblösungen – Qualitätskontrolle oder Standardisierung 313
- Nickel, M.: Parasitismus vor 400 Millionen Jahren 275

Sachregister

- Aaronstabgewächs 1
 Abtastnadel 241
Achmanthes 32
 Achsensystem 221
Acorus gramineus 1
 Acron 129
 Adamantoblasten 352
 Aerenchym 185
 Akronema 20
 Aktomyosinfilamente 361
 Algenblüte 6
 Algenlaus 86
 Ameloblasten 36
 Ammonium 262
Ammophila arenaria 225
 Amphiesma 135
 Amphipode 345
 Analysator 89, 269
 Antheridium 299
 Anuli 311
 Apatitkristalle 121
 – kristallit 36
 aquatische Ökologie 282
Arachis hypogea 339
 Armlauchteralge 275
Artemia salina 321
 Arthropoden 293
 Ästhetikkultur 43
 Astigmata 263
 Astrablau-Fuchsin-Färbung 235
 Aufklebemethode 218
 Autolacke 324
 autösisch 53
 Axiophot 372
- Bakterienfilm 343
 Bärtierchen 98
 batch-to-batch-variation 313
 Bauchmark 311
 Baumrinde 307
 Baustatik 226
Beauchampiella eudactylosum 106
Berberis vulgaris 278
 Berberitze 278
 Bernstein 23
 Besiedlungsverhalten 348
 Bewegungsmuster, plasmatisch 357
 Biegefestigkeit 226
 Bildauflösung 183
 Biostatik 226
 Blatt
 – äquifaziales 4
 – isolaterales 4
 – oleoides 268
 – proteoides 268
 – anatomie 268
 Blatthornkäfer 71
 Blepharoplast 21
 Bluteigel 311
 Bodoniden 20
 Bonitierung 262
 Borstenfeld 74
Brachionus diversicornis 103
 – *plicatilis* 7
Brachionella spiralis 215
 Braunalgengameten 363
 Breitblättriger Rohrkolben 56
 Brombeere 278
Bythotrephes longimanus 25
- C/N-Verhältnis 262
Caenomorpha medusula 216
 – *uniserialis* 216
- Calcium 327, 362, 364
Calipallene phantoma 129
Caloneis 32
Campylodiscus 32
Carchesium 327
Carduus 280
 CCD-Scanner-Zeilen-Kamera 249
 CdS-Fotosensoren 287
 Cerebralganglion 311
Cetonia aurata 71
Chara 276
 – *contraria* 276
 – *delicatula* 276
 Cheliceren 130
Chrysochromulina 136
 Cilien 159
 Ciliospore 330
 Cingulum 135
Cirranter 215
 Cladoceren 25, 275
 Clypeus 72
Cocconeis 32, 86
 Collembola 263
 compartmentalization of decay
 in trees 307
 Computergrafik 160
Convallaria majalis 175
 Copepoda 282
Coscindoiscus 32
Crataegus monogyna 277
Crenothrix 24
Cryptomeria japonica 307
Cyrtolophosis 23
- Dactylium* 24
Daphnia 258
 Dasmotrophie 96
 Datalogger-Box 287
 Dentin 35, 117, 351
 – kanälchen 119
 – karies 117
 Deplastifizierung 334
 Diatomeen 29, 282
 digitale Bildverarbeitung 111, 249
 Dinoflagellaten 282
 Dinokaryon 135
 Dinophyceen 135
 diözisch 53
Diploneis 32
Diplopsalis 136
 Dispersion 219
 Distel 280
 DNA, extrazellulär 355
 DNS-Fluorochromierung 22
 DNS-Ringe 21
 Doppel-T-Träger 228
 Doppelbrechung 89, 219
 Dornen 277
 Dünenpflanzen 226
 Dünnschliff 117
 Dünnschlifftechnik 35
- Ebnersche Linie 118
 Ectocarpen 363
 Ehrenberg, Christian G. 47
 Ehrenberg-Jubiläum 210
Eichhornia crassipes 49
 Einbettung nach Spurr 205
 Einstellgerät 305
 eisaktiver Stoff 238
Eisenia fetida 263
 elektrische Dipole 273
 elektrische Polarisierbarkeit 273
- Elektrophorese 273
 elliptisch polarisiertes Licht 270
Elodea canadensis 49
 Enchytraeidae 263
Enchytraeus albidus 265
 Endodermis 66
 Entkalkung 39, 117
Entomoneis 32
Eosphora najas 170
 Epidermis 3, 68, 83, 341
 Epiphyten 56
 Epon 812, 206
 Epoxidharze 205
 Erdnuß 339
 Erythrocyten 273
Euchlanis meneta 170
Eudactyloa eudactyloa 106
 – *manfredi* 108
 – *wulferti* 108
 Exogemmina 346
- Facettenaugen 72
 Fangfäden 195
 Färbverfahren 235
 Farbstoffe 313
 Faulschlamm 211
 feeding veil 137
 Fernsehkamera 111
 Fichte 307
 Fischsterben 6
 Fissur 35
 Fissurenkaries 123
 Flächentragfähigkeit 229
 Flagellen 159
 Fluoreszenzfarbstoffe 260
 Fokussierhilfe 305
 Folienpolarisator 269
 Foramen apicis 353
 Fornices 258
 Foto-Makroskop 141
 Fraunhofer, J. von 13
 Fraunhofer-Glashütte 14
 frontale Verkalkung 121
 Furkalkrallen 27
- G2-Phase 358
 Gamasine 263
 Gammaridenfauna 345
Gammarus tigrinus 345
 Ganglien 311
 Gärkammer 293
 Gasdiffusion 185
 Giemsa 235
 Glimmerplättchen 269
 globuläre Verkalkung 121
 Glykolmethacrylat 205
 GMA-Kunststoff 235
 Goldrute 49
 Gondwana 50
Gonyaulax tamarensis 96
 Grasblättriger Kalmus 1
 Großer Wegerich 186
Gymnodinium 135
Gyrosigma 32
- Haeckel, E. 247
 Haftscheibe 311
 Herkulesstaude 49
Heliobona scheutenii 345
Heracleum mantegazzianum 49
 Herbar 252
 – material 251
 Himbeere 278

- Hirudo medicinalis* 311
 Histogramm-Erstellung 112
 Hochauflösungsmikroskopie 91
 Hoffmann, E. T. A. 337
 Hüllblätter 300
 – zellen 72
 Huminstoffe 262
Hyaloflora 24
 Hypodermis 175
 Hypoxie 185
- Ilex aquifolium* 280
Ilicryptus 258
Impatiens parviflora 49
 Indikatrix 222
 Infrarotfotografie 183
 Interferenzfilter 89
 Interglobulardentin 118
 intertubuläres Dentin 120
 Intestinum 8
Iris-Blattanatomie 94
 Isolierung von Kieselalgeschalen 30
- Japanische Sicheltnan 307
- Kallose 251
 Kameramikroskop 369
 Kanadische Wasserpest 49
 Kapillarmikroskopie 199
 Karies 38, 123
 Kaufurche 35
 Keimdotterstock 8
Keratella quadrata 172
 Kieselalgen 29, 238, 282
 Kieselgur 29
 Kinetoplasten 21
 Knickfestigkeit 228
 Knop-Lösung 21
 Knospung 346
 Kollagenfibrillen 121
 Kompartimentierung 307
 Kompensator 223, 269
 Komplexauge 25, 258
 Kompostmiete 261
 Kompressionskammer 91
 Kontinentaldrift 50
 Konoskopie 115
 Konstruktionsform 225
 Kontrast 356
 Kopfschild 72
 Kotyledonen 341
 Kristallachsensystem 220
 – klassen 90
 Kristallographie 219
 Kunst und Technik 43
- lab-to-lab-variation 313
 Labialpalpen 72
 lambda-Platte 89
 lambda/2-Folie 270
 Lamellicornia 71
 Langschwanzkrebschen 25
 laterale Auflösung 245
 Lateralgorgane 132
Lecane acus 171
 – *closterocerca* 171
 – *elongata* 172
 Leitbündel 68
 – bikollateral 68
 – kollateral 5
 – perixylematisches 3
Lepadella 102
 – *amphitropis* 103
 – *patella* 103
 Leydig, F. von 25
Licmophora 32
- Lignifizierung 307
 Limnologie 282
 Look-up-table-Darstellung 112
Lycopersicum esculentum 65
- Macrothriciden 257
 magnetische Dipole 273
 – Polarisierbarkeit 273
 Maiglöckchen 175
 Makrophyten 56
 Makroplasmidium 358
 Makrozooid 328
Manfredium eudactylosum 108
 Manganknollen 97
 Massenfischsterben 95
 Mastax 8
 Mastigoneme 20
 Mattfolie 90
 Mäusedorn 280
 Maxillarpalpen 72
 Mechanorezeptor 72
 Meckel-Knorpel 350
 Mesophyll 5, 68, 83, 268
 Metanauplius 322
 Methanbakterien 293
Metopus cf. caducus 215
 – *contortus* 215
 – *es* 213
 – *pulcher* 215
 – *striatus* 215
 microscopia ludicra 147
 Mikrokristalle 89
 mikromechanische Kräfte 244
 Mikroplasmidium 357
 Mikrotechnik 205
 Mikrozoid 328
 Millersche Indizes 222
 Mineralisation 352
 Mineralogie 219
 Mitose 359
Moebbergarctus manganensis 98
 Moos 49, 299
 Motilität 159
 Mundhöhlenepithel 350
Mytilina mucronata 170
- Naupliusauge 258
Navicula 32
 nematophage Pilze 163
 Neophyt 49
 Nephridien 311
 Neurotoxin 96
 Nitrat 262
Nitzschia 32
Nycotberus ovalis 294
Nymphon 129
- Oblea rotunda* 35
 Odontoblast 118, 352
 Oesophagus 8
 Ölfilmeinbettung 91
 Ölkammermethode 93
Ophryoxus gracilis 257
 Opisthosoma 129
 optische Achse 219
 – Orientierung 219
 optischer Charakter 219
 Orchideensamen 179
 Oribatida 263
Orthodontium lineare 49
 Osmotrophie 136
Ostreococcus tauri 276
 Oszillationsmuster 357
 Owenske Konturlinie 118
- Palaeonitella* 275
 Paläoprotozoologie 23
 Palisadengewebe 68, 83
 – parenchym 178
 Panphot 370
 Pantopoden 129
 Paraffinöl 92
 paralytic shellfish poisoning 95
 Paraphysen 300
 Parasitismus 275
 PAS-Hämatoxylin 235
 Pasteur, L. 295
 Paul, J. 147
 Pedipalpen 130
 Pedunkel 138
 Pendelströmung 289
 Periodontium 353
 Periphyton 56
 Peristom 330
 peritubuläres Dentin 120
 Perlschnurkettenbildung 273
 Peroxide 378
 pflanzliche Embryosäcke 246
 Phagotrophie 135
 Phanerogamen 51
 Phellem 65
 Pheromon 363
 Phloem 2
 – strahlen 175
 Phosphatmangel 6
 Photo-CD 111, 249
 Photomikroskop 369
 Phyllokladien 280
Physarum polycephalum 287, 357
 Phytoplankton 282
Picea abies 307
 Picoplankter 276
 piezoelektrisches Material 241
Plagiopyla nasuta 216
 Planktonfang 283, 375
 – netz 283
 – netzherstellung 291
 – transport 283, 375
Platago major 186
 Plauebakterien 39
 plasmatisches Bewegungsmuster 287
 Plasmodium 357
 Plastifizierung 334
 Plattentektonik 50
 Pleopoden 345
 Pleurosigma 32
 Polarisation 219
 Polarisationsmikroskopie 269
 Polarisator 269
 polarisiertes Licht 89
 Pollen-Samenanlagen-Index 251
 Pollenkörner 368
 Pollenschläuche 251
 Polymerisation 205
Polytrichum piliferum 299
 Porenplatten 76
 Prädentin 121
 Prodontoblasten 352
Pringsheimiella scutata 86
 Prismenstab 36
 – streifen 37
 Proboscis 19, 130
 Prostigmata 263
 Pronema 53
Protoperdinium 136
Prunus serotina 49
 – *spinosa* 277
Prymnesium 136
 Pseudocoel 10
 Pseudofarben 112
 pseudoskopisches Bild 270

- Pseudopodium 137
 Pycnogoniden 129
 Quarzplättchen 269
 Rädertier 7
 – bestimmung 99, 165
 Rasterelektronenmikroskopie 155
 Rasterkraftmikroskopie 239
 Rastertunnelmikroskopie 239
 Reibungswiderstand 232
 Retraktor 9
 Retziusstreifen 35, 37
 Rezeptor 72
 Rhizodermis 2, 65, 175
 Rhizoid 53
 Rhizom 3, 81, 86, 175
Rhynchomonas nasuta 19
Robinia pseudoacacia 277
 Rohrkolbenbltter 56
Rosa pimpinellifolia 278
 – *sweginzowii* 278
 Rosenkäfer 71
 Rot I. Ordnung 270
 Rotatorien 7
 Rote Tide 95
 Rottphase 261
Rubus fruticosus 278
 – *idaeus* 278
 Ruderfußkrebse 282
Ruscus aculeatus 280
 Ruska, E. 109
 Saatgutpotential 252
 Saftblätter 300
 Salinenkrebstarve 321
 Samensammlung 252
 – schale 340
 Sand 219
 Sauerstoff-Kohlensäure-Gleichgewicht 376
 Sauerstoffmangel 185
 Scan-Kamera 249
Scaridium eudactylosum 106
 – *longicaudum* 108
 schiefe Beleuchtung 197
 Schmeckhaare 72
 Schmelz 35
 – prismatischer 36
 – bildungszellen 349
 – büschel 35
 – epithel 351
 – furche 35
 – karies 35
 – lamellen 35, 38
 – prismen 35, 119
 – pulpa 351
 – wirbel 37
 Schnellfixierung 344
 Schreckreaktion 327
 Schwammgewebe 83
 – parenchym 178
 Schwanzdorn 25
 Schwärmerbildung 347
 Schwimmborste 25, 258
Scytonema 24
 Sedimentation, fraktionierte 30
 Seegras 81
 – blatt 81
 Sensillum 72
 –, stumpf-kegelförmig 79
 –, digitiform 79
 –, olfaktorisch 72
 –, gustatorisch 72
 Setae nataores 25
 Seten 51
 Sharpeysche Fasern 353
 Silberimprägung 297
 Siliziumdioxid 29
 Sinneszellen 72
 Sklerenchym 5, 176
 Sklerophyllie 268
 Skopula 330
Solanum lycopersicum 65
Solidago canadensis 49
 – *gigantea* 49
Sorodiscus 276
 Spasmonem 327
Sphaerotilus 24
 Sphäritenkreuz 270
 Spina 258
 Spinnewebe 195
Spirochona gemmipara 345
 Sporophyten 51
 Spreizklimmer 280
 Stacheln 277
 Standardisierung 313
 Stechpalme 280
 Stereomikroskopie 155
 stereoskopische Beobachtung 270
 Sternhaar 201
 Stielquerschnitt 335
 Strandhafer 225
 Strauchtierchen 325
 Stroboskop 321
 Strömungsmuster 357
 Suberin 65
 Suberinisierung 308
 Subitaneier 26
 Sulcus 135
 Sumpfpflanze 1
Surirella 32
 synözisch 53
 Taster 78
 Tasthaare 72
 Technik und Kunst 43
Testudinella patina 105
 Tomate 65
 Tomessche Fortsätze 352
 – Körnerschicht 118
 Trauben-Kirsche 49
Trentepohlia 24
Trichamoeba villosa 217
 Trichom 201
Trichospira inversa 217
Trichotria tetractis 105
 Trichterfissur 41
Trifolium repens 238
 Trophi 8
 Tropokollagen 353
 Tunneleffekt 239
Typha latifolia 56
 Ultraphot I 370
 Unterwassermikroskopie 164
 Uropodina 263
 van Leeuwenhoek, A. 181
 Verfrachtungsversuche 347
 Versauerung 186
 Videomikroskopie 321
 Vitalfarbstoffe 260
 Vollwellenfolie 270
 Vorkeim 53
 Wachstumslinien 122
 Wasserhyazinthe 49
 Wasserregulation 232
 Weißklee 238
 Wundperiderm 308
 – reaktion 307
 Wurzelhaare 65
 – haut 2
 – rinde 2
 – stock 3, 175
 Xylem 2
 Xylemstrahlen 175
 Zahn 35, 117
 – anlage 349
 – durchbruch 354
 – entwicklung 349
 – hals 349
 – knospe 349
 – krankheiten 349
 – krone 349
 – leiste 349
 – schmelz 117
 – wurzel 349
 Zellzyklus 358
 Zentralzylinder 175
 zirkular polarisiertes Licht 270
 Zooid 346
Zoothamnium arbuscula 325
Zostera marina 81
 zusammengesetztes Mikroskop 149
Zygabikodinium 136

Schmelzepithel anzuordnen (Abb. 5, 6). Sie sezernieren zunächst ein nichtmineralisiertes Material, das aus Grundsubstanz und kollagenen Fibrillen bestehende Prädentin. Durch Mineralisation entwickelt sich daraus das Dentin mit einer dem Knochen sehr ähnlichen Zusammensetzung.

Die Odontoblasten befinden sich jedoch nicht in der Hartsubstanz, sondern an deren innerer Oberfläche. Im Dentin liegen nur die Ausläufer seiner Bildungszellen, die Odontoblastenfortsätze (Tomessche Fasern), für die Kanälchen ausgespart sind. Sie haben eine stoffleitende Funktion und sind charakteristisch für den histologischen Aufbau des Dentins.

Die übrigen Bestandteile der Zahnpapille werden zur Zahnpulpa, in die Blutgefäße und Nerven einwachsen (Abb. 6).

Zahnwurzel

Im Übergangsbereich zwischen dem äußeren und inneren Schmelzepithel wächst die epitheliale Wurzelscheide aus. Sie bestimmt die Form der Zahnwurzel. An der Wurzelspitze hat jeder Zahn eine Öffnung, Foramen apicis dentis, durch das Nerven, Blut- und Lymphgefäße ein- bzw. austreten (Abb. 8). Nach Auflösung der Wurzelscheide wird die Ausbildung der Zahnwurzel durch die Ablagerung des Zements aus Zementoblasten des Zahnsäckchens vollendet (Abb. 6). Diese Zement sezernierenden Zellen

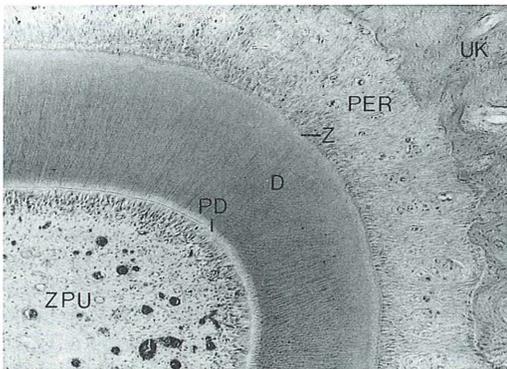


Abb. 7: Transversalschnitt durch den Unterkiefer einer Ratte im Bereich einer sich entwickelnden Zahnwurzel. ZPU Zahnpulpa, PD Prädentin, D Dentin, Z Zement, PER Periodontium mit Sharpeyschen Fasern, UK Unterkieferknochen. H.-E.-Färbung. 50x.

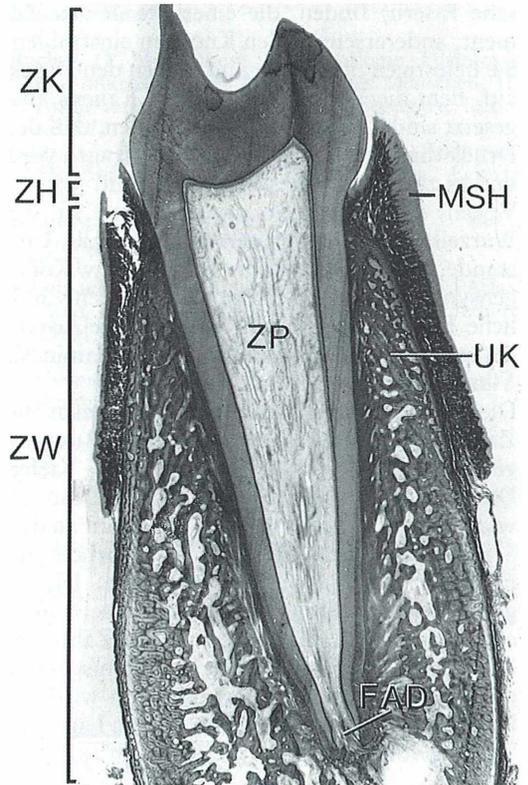


Abb. 8: Längsschnitt durch einen menschlichen Prämolaren. ZK Zahnkrone, ZH Zahnhals, ZW Zahnwurzel, MSH Mundschleimhaut (Gingiva), UK Unterkieferknochen, ZP Zahnpulpa, FAD Foramen apicis dentis. H.-E.-Färbung. 20x.

scheiden Tropokollagen und eine mineralisierende Grundsubstanz ab. Der Zement bedeckt das Dentin der Zahnwurzel und reicht vom Zahnhals bis zur Wurzelspitze, wo er seine größte Dicke besitzt. Die wichtigste Aufgabe des Zements besteht darin, die Sharpeyschen Fasern (s.u.) aufzunehmen und zu verankern (Abb. 7).

Aus dem Material des Zahnsäckchens gehen schließlich noch die Wurzelhaut und das Periodontium hervor. Sie bilden zusammen mit dem Zement und den Alveolarknochen den Zahnhalteapparat (Parodontium).

Die Wurzelhaut verbindet den Zahn mit dem Alveolarknochen bzw. mit dem Zahnfleisch. Im Periodontium (Abb. 7) kann man feine, verflochtene Bündel kollagener Fasern (Sharpey-

sche Fasern) finden, die einerseits in den Zement, andererseits in den Knochen einstrahlen. Sie befestigen die Zähne und fangen den Druck auf, dem die Zähne während des Kauens ausgesetzt sind. Dadurch wird vermieden, daß der Druck direkt auf den Knochen übertragen wird und es zur Knochenresorption kommt.

Wegen des hohen Kollagenumsatzes ist die Wurzelhaut sehr empfindlich gegen alle Umstände, die Einfluß auf die Eiweiß- bzw. Kollagensynthese nehmen. Hierzu gehören entzündliche Erkrankungen aber auch Mangelzustände, wie zum Beispiel chronischer Vitamin C-Mangel, der zum Scorbut führt.

Die Alveolen, jene Vertiefungen, in denen die Zahnwurzeln stecken, nehmen ihren Ausgang von den ersten Verknöcherungen im Kiefer. Diese setzen schon sehr früh in der Zahnentwicklung ein (Abb. 1 und 4). Sie beginnt an den Seitenflächen des Meckelschen Knorpels zunächst in Form einer Knorpelschale. Die eigentliche Modellierung der Alveolen setzt aber erst mit der Zementablagerung am Zahn ein. Der Zahnhalteapparat zeichnet sich insgesamt durch große Plastizität aus. Hiervon wird bei Eingriffen Gebrauch gemacht, um die Lage und Stellung von Zähnen zu verändern.

Zahndurchbruch

Unmittelbar vor dem Zahndurchbruch entsteht aus den Adamantoblasten als letztes die Cuticula dentis (sekundäres Schmelz- und Zahnoberhäutchen). Hierbei handelt es sich um eine besonders widerstandsfähige Schicht, die dem Schmelz und dem Wurzelzement aufgelagert ist. Sie ist fluoridreich und enthält senkrecht zur Oberfläche stehende Kristalle. Danach ist keine Schmelzbildung mehr möglich, da die Adamantoblasten ebenso wie das äußere Schmelzepithel und die Schmelzpulpa während des Zahndurchbruches zugrunde gehen. Die Odontoblasten, als Dentinbildner, bleiben hingegen zeitlebens erhalten. Ihre Aktivität ist allerdings nach dem Zahndurchbruch stark herabgesetzt.

Die Ursachen des Zahndurchbruches sind bis heute unklar und die auslösenden Faktoren werden noch diskutiert. Nachdem die Zahnkrone voll entwickelt ist, wird er dadurch eingeleitet, daß sich im Durchbruchgebiet das reduzierte Schmelzepithel mit den Basalzellen des Epithels vereinen. Die Zähne werden aufgrund

eines sehr starken Wurzelwachstums innerhalb kurzer Zeit herausgeschoben. Kleine Kinder leiden an diesen Tagen bekanntlicherweise besonders unter Durchfall oder Fieber, haben Schmerzen, schlafen schlecht und weinen viel, bevor der Zahn dann zur großen Freude der Eltern und Großeltern zum Vorschein kommt. Beim Durchbruch selbst öffnet sich die aufs Äußerste gespannte orale Epitheldecke über den Schneidekanten der sich herauschiebenden Zähne. Eine Wunde entsteht jedoch nicht. Der erste Zahnwechsel mit etwa 5 Jahren wird dadurch eingeleitet, daß die Zahnwurzeln der Milchzähne resorbiert werden, so daß die bleibenden Zähne die Kronen der Milchzähne herauschieben.

Material und Methode

Die vorliegenden Untersuchungen wurden an verschiedenen Tierembryonen vorgenommen. Es wird dem interessierten Mikroskopiker sicherlich nicht leicht fallen, geeignetes Material selbst zu beschaffen. Darum sei ihm empfohlen, sich eventuell mit Tierärzten oder Forschungsinstituten in Verbindung zu setzen, die bei ihren eigenen Untersuchungen die Mundpartie nicht benötigen.

Das Material wurde 24 Stunden in 4 % Formalin fixiert und anschließend in Bouinscher Lösung für weitere 24 Stunden nachfixiert. Zum Teil mußten die Objekte entkalkt werden, wobei hier EDTA (Ethyldiamintetraessigsäure) verwendet wurde. Aber auch die Entkalkung mit 5 %-iger Salpetersäure bringt gute Ergebnisse. Nicht so geeignet ist die im Romeis für Zähne besonders empfohlene Ameisensäure.

Entwässert wurde für zwei Stunden in Ethanolstufen von 80 %, 90 % und 96 %. Danach wurden die Präparate für je zwei Stunden in zwei Portionen 100 % Isopropanol gebracht. Als Intermedium verwendeten wir vier Stufen Zedernholzöl, in denen das Material jeweils für 8 Stunden verblieb. Die Einbettung der Präparate erfolgte über verschiedene Paraffinstufen mit Schmelzpunkten von 46°, 52° und 56°C, in denen die Objekte je acht Stunden verblieben, bevor sie endgültig eingebettet wurden. Geschnitten wurde an einem Reichert-Jung-Schlittenmikrotom mit Feather-Einmalklingen. Die 4–5 µm dicken Schnitte wurden mit einer Azan-Färbung und mit einer sauren Hämalaun/Eosin-Lösung nach Mayer gefärbt.

Die Aufnahmen entstanden an einem Zeiss-Photomikroskop, das mit Plan-Neofluar-Objektiven ausgerüstet war. Als Filmmaterial wurde ein Ilford Pan F (50/18) eingesetzt. Die Abzüge erfolgten auf Agfa Brovira Speed PE-Papier verschiedener Gradationen.

Danksagung

Unser besonderer Dank gilt Herrn Christian Fiebiger, der die Zeichnungen in den Abbildungen 3 und 5 nach einem Entwurf von G. Jennemann mit viel Sorgfalt, eigener Kreativität und großem Engagement ausgeführt hat.

Widmung

Die vorliegende Arbeit ist Pia Aline Krause gewidmet, die einen der Autoren in den vergangenen Monaten mit ihrer Zahnentwicklung wach gehalten hat und damit den Anstoß für den Artikel gab.

Kurze Mitteilungen

Nachweis von extrazellulärer DNA

Die Desoxyribonukleinsäure (abgekürzt DNS oder international DNA) ist in allen lebenden Zellen Träger der Erbinformation. Das Enzym DNase (Desoxyribonuclease) spaltet die Phosphor-Ester-Bindungen der DNA auf. Die DNasen beginnen also mit der Depolymerisation der hochmolekularen DNA. Viele Mikroorganismen sind in der Lage, diese wichtigen Enzyme aus der Zelle herauszuschneiden. Daher ist es wünschenswert, diese extrazelluläre DNase-Aktivität nachzuweisen. Es gibt zwei verschiedene Methoden, die beide den Farbstoff Methylgrün verwenden.

Methode 1: Die Bakterienzellen einer über Nacht gewachsenen Kultur werden einmal in einer 0,9%igen Kochsalzlösung gewaschen. Dann wird die Konzentration der Zellen in der frischen Salzlösung auf etwa 10^{10} Zellen pro ml eingestellt. Von dieser Suspension werden 25 µl in der Mitte einer Agarplatte (Durchmesser 4 cm; LB-Nährboden von Difco) aufgebracht, die im Nährboden 0,1% Salm-DNA enthält.

Literaturhinweise

- Bucher, O., Wartenberg, H.: Cytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie des Menschen. 11. Aufl., Verlag Hans Huber, Bern, Stuttgart, Toronto 1992.
- Geyer, G.: Histologie und mikroskopische Anatomie. 15. Aufl., VEB Georg Thieme Verlag, Leipzig 1980.
- Junqueira, C., Carneiro, J.: Histologie. 3. Aufl., Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1991.
- Schumacher, G. H.: Anatomie – Lehrbuch und Atlas. Band 1, J. A. Barth-Verlag, Leipzig, Heidelberg 1991.
- Schumacher, G. H., Schmidt, H.: Anatomie und Biochemie der Zähne, 4. Aufl., Gustav Fischer-Verlag, Stuttgart 1990.

Verfasser: Gerhard Jennemann, Alter Kirchweg 11, D-35274 Kirchhain-Stausebach und Dr. Dietmar Krause, Fichtestr. 6, D-35039 Marburg

Bei Zimmertemperatur läßt man den Tropfen antrocknen, indem man die zugedeckte Schale bei 37°C 24 h lang inkubiert. Sodann wird der Agar der Schale mit 4 ml einer Methylgrün-Lösung (0,005% in 64%igem Alkohol) überschichtet. Die Platte bleibt nunmehr bei Raumtemperatur mindestens 3 h lang ruhig stehen. Nach Abgießen der Methylgrün-Lösung erkennt man um die Wachstumszonen einen farblosen Hof, wodurch die Mikroorganismen auf dem ansonsten grün gefärbten Agar lokalisiert werden können.

Methode 2: In eine Petrischale wird ein Agarboden gegossen. Zusammensetzung: 15 ml eines 10 mM Tris-HCl-Puffers, pH 8,0, 10 mM MgCl₂, 100 mM NaCl, 3 mg Salm-DNA, Methylgrün mit einer Endkonzentration von 0,5%, 1,5% Agarose zur Verfestigung des Nährbodens. In diesen Agarboden werden mit einem Glasröhrchen Löcher von 5 mm Durchmesser eingestanzt. Diese werden mit 20 µl der zu testenden Bakteriensuspension gefüllt. Die Platte wird 6 h lang bei 37°C inkubiert. Auf grünem Hintergrund entwickeln sich helle, farblose Zonen um die Löcher, in denen sich

die Suspension mit den Mikroorganismen befand, die extrazelluläre DNA ausgeschieden haben.

Diese beiden Tests wurden bei zahlreichen grampositiven und gramnegativen Bakterien und bei Hefen mit Erfolg angewandt. Die Größe der entfärbten Zone ist ein quantitativer

Hinweis auf die Menge der ausgeschiedenen DNase.

Basse, G., Lorenz, M. G., Wackernagel, W.: A biological assay for the sensitive und quantifiable detection of extracellular microbial DNase. *J. Microbial Methods* 20, 137–147 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kontrast im Mikroskop

In der Lichtmikroskopie gibt es drei Eigenschaften, welche die Qualität eines Instrumentes bestimmen: die Vergrößerung, das Auflösungsvermögen und der Kontrast. Der Laie denkt oft, daß die Vergrößerungsfähigkeit eines Mikroskopes dessen wichtigste Eigenschaft ist. Das Mikroskop dient jedoch in erster Linie der Sichtbarmachung feinsten Details im und am Objekt. Dabei sind die Bedingungen, die zu einer Verbesserung des Kontrastes führen, zugleich auch dieselben, die das Auflösungsvermögen begrenzen! Jeremy Sanderson, Pathologe an der Oxford Universität, hat einen ausführlichen Überblick über den Kontrast bei der Mikroskopie gegeben, der für jeden Mikroskopiker von besonderem Interesse ist.

Das Objektiv eines Lichtmikroskops projiziert ein Bild in die primäre Bildebene. Das Okular dient ausschließlich der Vergrößerung dieses primären Bildes für das Auge oder den Aufnahmeapparat (Kamera, Recorder). Der Kontrast ist also keine Eigenschaft des Objektes, sondern ein Produkt der Wechselwirkung der Objektstruktur mit dem Licht sowie der Leistungsfähigkeit des optischen Systems, diese Information zu dem aufnehmendem Gerät (Auge, Kamera, Recorder) zu übermitteln. Der Bildkontrast wird mit zunehmender Streuung des verwendeten Lichtes geringer. Der Kontrast kann durch geeignete Aperturen innerhalb des optischen Systems verbessert werden. Das ist die Basis z.B. für Phasenkontrast, Modulationskontrast oder Dispersionsfärbung.

Kontrast leitet sich also ab von der Objekt/Licht-Wechselwirkung; er kann durch die Be-

leuchtungsmethode manipuliert und durch das Registriersystem, etwa den elektronischen Verstärker, verbessert werden.

Der Kontrast eines Objektes hängt von den folgenden sechs verschiedenen Arten der Wechselwirkung zwischen Licht und Materie ab: Reflexion, Absorption, Polarisierung, Brechung, Streuung und Fluoreszenz.

Es stehen dem Mikroskopiker zwei Wege offen, den Kontrast zu verbessern:

1. Photographische Techniken: Der Kontrast eines photographischen Negativs ist vor allem durch die Charakteristiken des Films bestimmt; ferner spielen der Grad des optischen Kontrastes und die Art der Entwicklung des Films eine Rolle. Letztere hängt wiederum vom Typ des Entwicklers, der Entwicklungszeit und der Temperatur der Entwicklerlösung ab. Da viele mikroskopische Objekte geringe Kontraste haben, wurden spezielle Filme für die Mikrophotographie entwickelt.

2. Digitale Bildverstärkung, z.B. analoger Videokontrast. Viele biologische Objekte haben einen äußerst geringen Kontrast. Es ist daher für den Lichtmikroskopiker wichtig, daß er sich die verschiedenen Arten der Licht/Materie-Wechselwirkungen klar macht. Der Kontrast kann außerdem sowohl durch Änderung der Einfallsrichtung des Lichtes, als auch durch die Art der Beleuchtung verbessert werden. Die modernste Art der Kontrastverbesserung liegt in der Bildverarbeitung oder Bildwandlung.

Sanderson, J. B.: Contrast in light microscopy: An overview. *Proc. Royal Microscop. Soc.* 29, 263–269 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Plasma in Bewegung

Sichtbarmachung plasmatischer Bewegungsmuster bei *Physarum polycephalum* (Teil II)

Morten Motzfeldt Laane und Morten Paul Pedersen

Der erste Teil dieses Artikels über die Reaktionen von *Physarum polycephalum* auf chemische Einflüsse erschien in MIKROKOSMOS 84, 287–290 (1995).

Ein wesentliches Charakteristikum der azellulären Schleimpilze ist die Pendelströmung des Cytoplasmas. Auf äußere Stimuli antwortet der Organismus mit Veränderungen in der Oszillation der Strömung.

Das Oszillationsmuster

Statt der Kultivierung von *Physarum* auf Agar ist auch das Anlegen einer Flüssigkultur auf MacArdules-Medium möglich. Die Flüssigkultur wird durch einen Schüttler permanent in Bewegung gehalten, so daß die Plasmodien in 1–2 mm große Fragmente zerfallen. Diese ver-

mehren sich innerhalb der nächsten Tage und bilden die sogenannten Mikroplasmodien. Die Form dieser Mikroplasmodien variiert sehr stark: a) kugelförmig, b) hohlkugelförmig, c) ringartig, d) hantelförmig, e) perlenkettenartig oder f) unregelmäßig geformt. Einige Formen sind in Abbildung 4 wiedergegeben.

Diese Mikroplasmodien zeigen die einfachsten Bewegungsmuster. Unabhängig von der Form scheinen die Plasmodien bipolar orientiert zu sein. Das Cytoplasma oszilliert zwischen zwei Polen hin- und her. Abbildung 12 zeigt das eines hantelförmigen Mikroplasmodiums. Die kugeligen Enden des hantelförmigen Plasmodiums wurden jeweils auf eine Fozelle projiziert. Wie aus der Grafik deutlich wird, oszillieren die kugeligen Enden phasenversetzt.

Die Adern eines auf Agar gewachsenen Makroplasmodium dagegen zeigen ein sehr viel interessanteres Strömungsmuster. Auch die Makroplasmodien, vorausgesetzt sie sind nicht zu alt, haben trotz ihrer beträchtlichen Größe von einigen Quadratzentimetern eine Polarität. Ältere Plasmodien zeigen an Verzweigungsstellen häufig lokal begrenzte, sehr komplexe Strömungsmuster (Abb. 6). An solchen Stellen sind die Strömungsmuster phasenversetzt (Abb. 10). Gesunde Plasmodien, zwei bis drei Tage alt, zeigen im Gegensatz zu den älteren Plasmodien an den Verzweigungsstellen stets ein Strömungsmuster, dessen oszillographisch dargestellte Schwingungen in Phase sind. Abbildung 11 verdeutlicht dies. Die vier Kurven zeigen die Schwingungsmuster eines jungen Plasmodiums an vier verschiedenen Stellen. Über Stunden hinweg gleichförmige Oszillationen findet man bei der Untersuchung von Zellen, die sich im Interphasestadium befinden (Abb. 8).

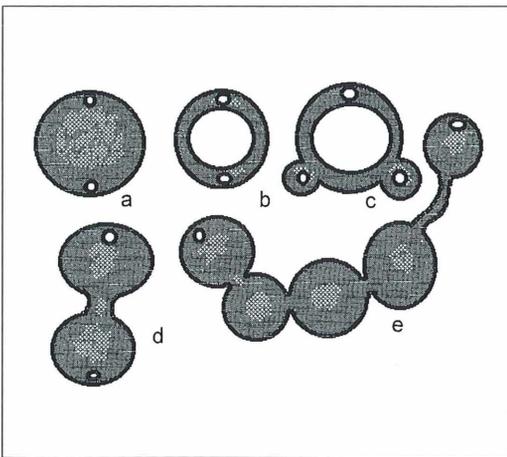


Abb. 4: Mögliche Formen der Mikroplasmodien. – a) Kugelform. – b) Hohlkugelform. – c) Ringform. – d) Hantelform. – e) Perlenkette. O symbolisiert die Zellpole, zwischen denen das Plasma oszilliert.

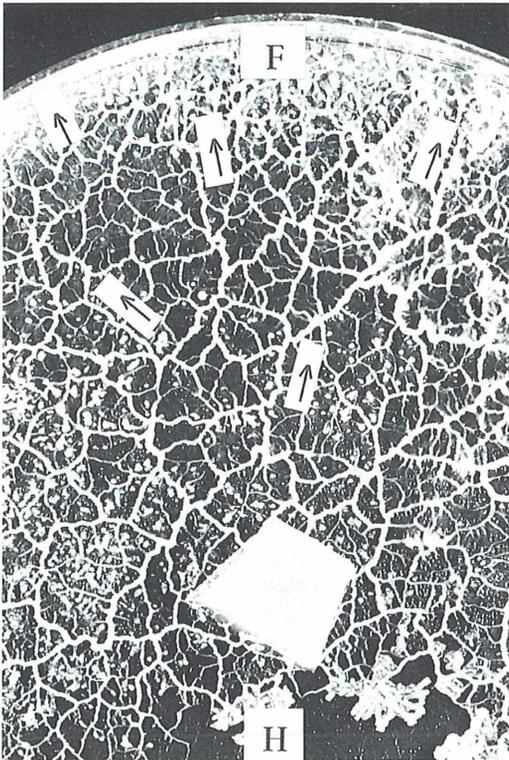


Abb. 5: Das Makroplasmodium ist stark verzweigt. Die Adern können bis zu 2 mm im Durchmesser stark sein. Das gelartige, periphere Cytoplasma enthält Aktomyosinfilamente, die durch Kontraktionen das solartige Plasma im Zentrum der Adern vorantreiben. Das Plasma pendelt auf diese Weise zwischen den Punkten F und H hin und her.

Änderung der Strömungsmuster in Abhängigkeit vom Zellzyklus

Biochemische Abläufe sind in der *Physarum*-Zelle streng synchronisiert (Abb. 7). In diesem Beispiel ereignet sich eine mitotische Zellteilung alle zehn Stunden. Viele biochemische Prozesse ereignen sich während eines Zellzyklus nur ein einziges Mal zu einem genau definierten Zeitpunkt.

Jeder Teil des Zellzyklus weist charakteristische oszillierende Enzyme auf. Die G2-Phase, die etwa 480 Minuten andauert, ist gekennzeichnet von sehr stabilen Schwingungen (Abb. 9). Schwingungen mit unterschiedlicher Periodizität können sich dabei überlagern und zu einer

beinahe völligen Auslöschung der Amplituden führen. Diese Auslöschung kann sich in Intervallen während des Zellzyklus wiederholen. Solche Interferenzen haben ihre Ursache in leicht unterschiedlichen Frequenzen der einzelnen Oszillationsmuster. Bei dem in Abbildung 17 dargestellten Muster handelt es sich um eine sogenannte Metaphaseauslöschung. Mehrere Millionen von 2–4 µm großen Kernen einer *Physarum*-Zelle durchlaufen die Mitose streng synchron. Während der Metaphase kommen viele biochemische Prozesse zum Erliegen. Die Fähigkeit zur komplexen Plasmaströmung bleibt jedoch in vielen Plasmodien erhalten (Abb. 18).

Leider ist es sehr schwierig, einzelne Oszillationsmuster bestimmten Abschnitten des Zellzyklus zuzuordnen. Es sind noch weiterreichende Untersuchungen der Strömungsmuster in Abhängigkeit vom Zellzyklus notwendig. Derartige Experimente stellen den Untersucher auf eine Geduldsprobe, da mehrere Zellzyklen untersucht werden müssen. Die Länge des Zellzyklus kann von Plasmodium zu Plasmodium in

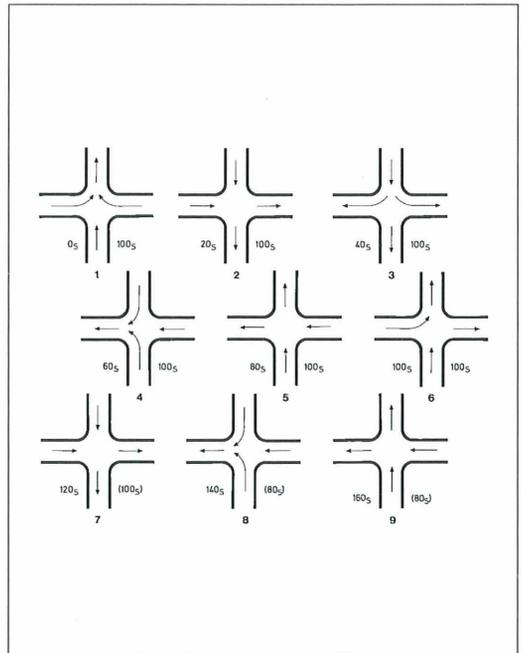


Abb. 6: Komplizierte Oszillationsmuster entstehen an den Kreuzungen zweier anastomosierender Adern. An den übrigen Stellen zeigt die Zelle jedoch einheitliche, gleichmäßige Strömungsmuster.

Abhängigkeit vom Stamm, Alter, der Temperatur und anderen Faktoren schwanken. Ein Zyklus dauert durchschnittlich 8–14 Stunden. Die Dauer der einzelnen Abschnitte eines Zellzyklus ist in Abbildung 7 dargestellt. Es ist vorteilhaft, bei den Untersuchungen mit möglichst wenig Licht zu arbeiten und möglicherweise die Position des Plasmodiums auf dem Mikroskopisch während des Experiments zu korrigieren.

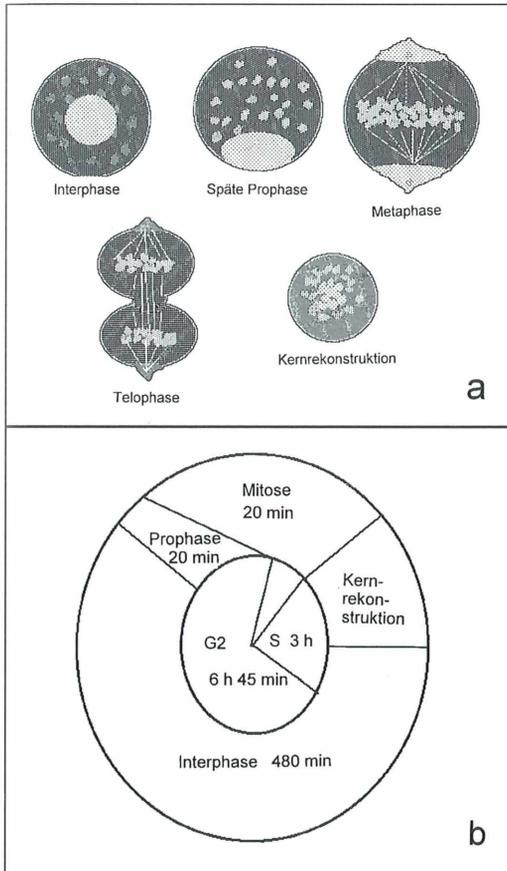


Abb. 7: Der Zellzyklus im *Physarum*. – a) Verschiedene Kernformen wie sie während der Interphase und während der verschiedenen Stadien der Mitose im Phasenkontrast sichtbar sind. – b) Nach der Mitose folgt gewöhnlich die G1-Phase bevor die DNA-Synthese in der S-Phase einsetzt. Nachdem die DNA-Synthese beendet ist, schließt sich die G2-Phase an, die bis zur nächsten Mitose andauert. Bei *Physarum* fehlt die G1-Phase. Sofort im Anschluß an die Mitose setzt die Synthese der DNA ein.

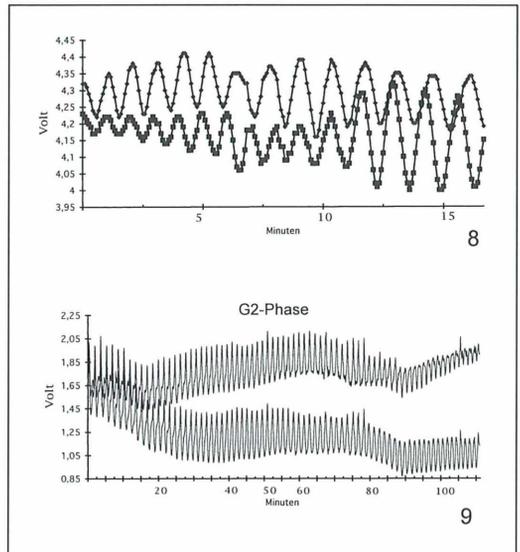


Abb. 8: Detaillierte Darstellung der Oszillationskurven mit hoher Auflösung in der x- und y-Achse. Das sinusförmige Kurvenmuster wird durch die regelmäßigen Änderungen der Dicke des Cytoplasmas und der daraus folgenden unterschiedlichen starken Lichtdurchlässigkeit hervorgerufen. Abb. 9: Diese Graphik zeigt sehr stabile Oszillationen in der isolierten Ader einer drei Tage alten *Physarum*-Zelle, die sich in der G2-Phase befindet.

Versuchsbeschreibung

1. Es empfiehlt sich, zwei Petrischalen mit *Physarum* anzupflanzen. Beide Zellen durchlaufen den etwa zehnstündigen Zellzyklus synchron mit maximal 1–2 Minuten Abweichung. Um ein derart synchrones Verhalten zu erzeugen, muß gewährleistet sein, daß die Kulturen unter absolut identischen Bedingungen gehalten werden. Wärmeabsorptionsfilter im Strahlengang des Mikroskops halten die Temperatur bei längerfristiger Beobachtung niedrig. 2–5 Stunden nach der Überimpfung beginnen die Zellen zu wachsen. Jetzt kann die Kultur „hängend“ auf den Mikroskopisch gestellt und mit den Messungen begonnen werden. Die ersten Kurven erscheinen auf dem Bildschirm als Zeichen der oszillierenden Aktivität des Plasmas. Die Skaleneinheiten auf der y-Achse können mit Hilfe der Maus derart verändert werden, daß die Impulse aus der Zelle als Kurve deut-

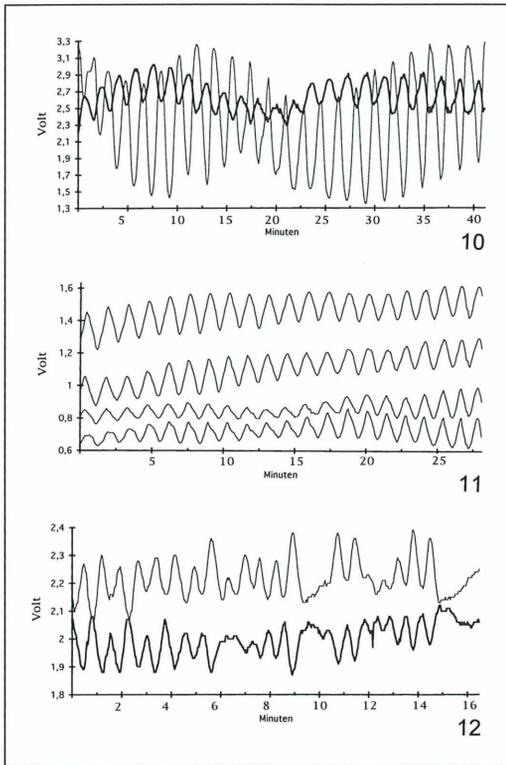


Abb. 10: Beispiel zweier benachbarter Zellabschnitte eines Plasmodiums, deren Plasmaströmungsmuster phasenversetzt sind.

Abb. 11: Die Oszillationsmuster vier verschiedener Meßpunkte an einem jungen Plasmodium sind in Phase. **Abb. 12:** Die beiden kugelförmigen Enden eines hantelförmigen Mikroplasmodiums oszillieren phasenversetzt.

lich sichtbar werden. Es empfiehlt sich, mit einem Intervall von 5 Sekunden zu beginnen und dieses Intervall gegebenenfalls zu variieren. Die Grafik kann in das Excel-Programm übertragen und dort grafisch bearbeitet werden.

2. Aus der Parallelkultur kann man mit einer Uhrmacherpinzette 1–3 mm³ große Stücke der Zelle entnehmen und für lichtmikroskopische Untersuchungen auf einen Objektträger überführen. Um die Zellkerne sichtbar zu machen fügt man einen Tropfen 45 %ige Essigsäure hinzu, wartet 5 Minuten, gibt einen Tropfen essigsäures Orcein hinzu und deckelt das Präparat mit einem Deckgläschen zu.

3. Zieht man das Präparat kurz durch eine Flamme, intensiviert sich die Kernfärbung. Der

Blick durch das Mikroskop zeigt zahlreiche 2–4 µm große Zellkerne. Meist befinden sich die Kerne im Stadium der Interphase.

4. Im regelmäßigen Abstand von 20 Minuten nimmt man im folgenden Proben von der Zelle ab und betrachtet sie unfixiert zwischen dem Deckgläschen und dem Objektträger leicht gequetscht im Phasenkontrast. Die Zugabe von einem Tropfen 0,6 % Na-Citrat führt zu einem Anschwellen der Kerne.

5. Etwa 20 Minuten vor Beginn der Mitose treten eindeutige Veränderungen des Nukleolus jedes einzelnen Kerns auf. Die Nukleoli lagern sich an die Kernhülle und nehmen eine sichelförmige Gestalt an. Dies läßt sich besonders schön im Phasenkontrastmikroskop beobachten.

6. Die ersten Metaphasestadien findet man etwa 20 Minuten nach der Prophase. Die Metaphase dauert nur sechs Minuten an. Um sie nicht zu verpassen, empfiehlt es sich, kurz vor Einsetzen der Metaphase alle 5 Minuten eine Probe zur Untersuchung abzunehmen.

7. Die Anaphase erstreckt sich über einen Zeitraum von sechs Minuten. Kurz darauf nehmen die Kerne eine hantelartige Form an und teilen sich (Laane, 1990). Da die G1-Phase fehlt, schließt sich sofort die S-Phase an und dauert drei Stunden. Während der S-Phase, etwa eine Stunde nach Beendigung der Metaphase, teilen sich die Mitochondrien synchron. Die G2-Phase dauert sechs Stunden und vierzig Minuten an und wird gefolgt von einer 20minütigen Prophase.

Biosensorische Experimente

Eine weitere interessante Nutzungsmöglichkeit dieser Apparatur liegt im Einsatz als biosensorisches System. *Physarum* reagiert auf die Zugabe von löslichen Substanzen toxischer und nicht toxischer Art. Setzt man die Plasmodien Dämpfen von Alkohol (Abb. 13, 14), Ether (Abb. 15, 16), Chloroform, Erdölprodukten, Formalin, Jod, Kampfer oder was einem sonst einfällt aus, so kommen die Plasmaströmungen im Innern der Zelle zum Stillstand. Gibt man einen einzigen Tropfen der Substanzen auf den Boden der Petrischale, reagiert die Zelle mit unregelmäßigen Strömungsmustern, die nach zwei bis drei Minuten ganz aufhören. Die Zelle ist für etwa 20 Minuten paralysiert (Abb. 14). Dann folgt für ungefähr eine Stunde ein unre-

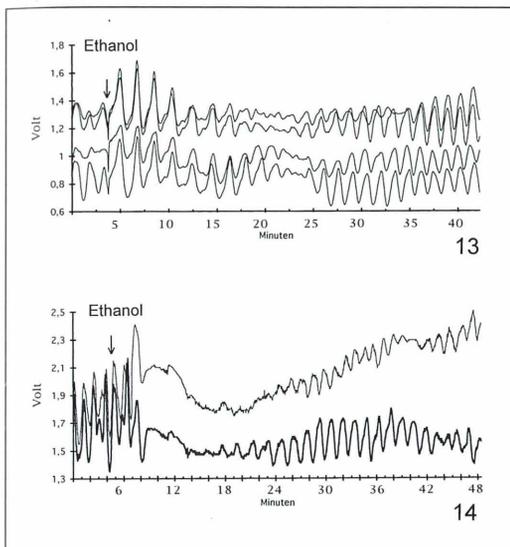


Abb. 13: Schwingungsmuster einer einzelnen *Physarum*-Zelle, die Alkoholdämpfen ausgesetzt ist. 4 Tropfen reiner Ethanol wurden mit 2 ml destilliertem Wasser vermischt und in die Petrischale gegeben. Die aufsteigenden Dämpfe haben eine Verringerung der Amplituden zur Folge. **Abb. 14:** Schwingungsmuster einer einzelnen *Physarum*-Zelle, die Alkoholdämpfen ausgesetzt ist. 10 Tropfen reiner Ethanol wurden mit 2 ml destilliertem Wasser gemischt. Für etwa 20 Minuten kommen die Cytoplasmaströmungen beinahe vollständig zum Erliegen. Die Zelle überlebt die toxische Wirkung des Ethanols. In einer anschließenden „hang over-Phase“ treten unregelmäßige Oszillationen auf, die für einige Zeit anhalten.

regelmäßiges Oszillationsmuster mit stetig steigenden Amplituden. Dies ist wahrscheinlich auf unkontrollierte Aktivität der kontraktilen Elemente zurückzuführen, den Erscheinungen, wie man sie vom Alkoholmißbrauch des Menschen kennt, vergleichbar. Ähnlich wie im Experiment mit einer geringen Dosis Alkohol (Abb. 13) nehmen die Amplituden zunächst in ihrer Intensität zu, erlöschen aber bei längerer anhaltender Vergiftung der Zelle – eine typische Erscheinung bei Alkoholvergiftung. Unveröffentlichte Ergebnisse von Gaever und Laane deuten darauf hin, daß für *Physarum* Methylalkohol toxischer ist als Ethylalkohol. Benzin- und Formalindämpfe töten die Zelle unmittelbar. Synthetisches Motorenöl gibt bei

Raumtemperatur winzigste Mengen von Dämpfen ab. Diese Dämpfe haben kaum Einfluß auf *Physarum*. Gibt man vier bis fünf Tropfen in die Petrischale und wartet einige Sekunden, so überzieht eine dünne Schicht aus Lipidmolekülen die Zelle. Formalindämpfe haben jetzt kaum noch Einfluß auf das Plasmodium. Die Ölschicht schützt die Zelle vor den toxischen Dämpfen. Die Formalinmoleküle können nicht durch den Ölfilm diffundieren. Verschiedene Zuckermoleküle (z.B. d-Galaktan u.a.) sitzen außen der Zellmembran auf und überziehen die Zelle mit einer „Schleimschicht“. Diese Schicht wirkt zusammen mit der Zellmembran als Barriere und schützt die Zelle vor dem Eindringen von Substanzen. Vor nichtflüchtigen Stoffen, die in Wasser gelöst sind, ist die Zelle auf diese Weise weitgehend geschützt.

Aktomyosinfilamente sind im Plasma der *Physarum*-Zelle verteilt und sorgen für die cytoplasmatische Bewegung. Ähnlich wie im Mus-

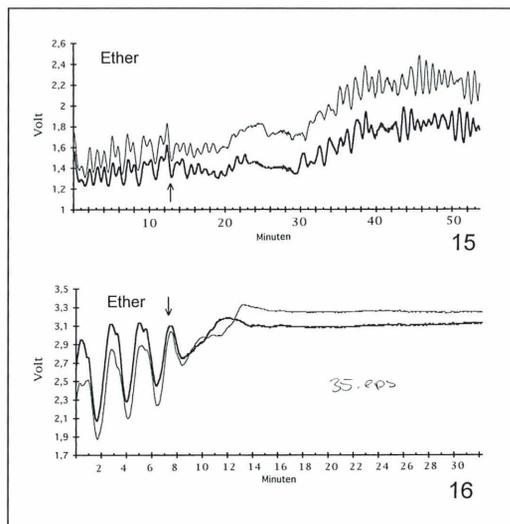


Abb. 15: Schwingungsmuster einer einzelnen *Physarum*-Zelle, die Etherdämpfen ausgesetzt wurde (1–2 Tropfen in der Petrischale). Der Pfeil gibt den Zeitpunkt der Zugabe des Ethers an. Sofort ändert sich das Schwingungsmuster. Zehn Minuten nach Zugabe des Ethers erlöschen die Amplituden für sieben Minuten vollständig. Danach setzen für mehrere Minuten unregelmäßige Oszillationen ein. **Abb. 16:** Reaktion der *Physarum*-Zelle auf eine hohe Dosis Ether (5–6 Tropfen in der Petrischale).

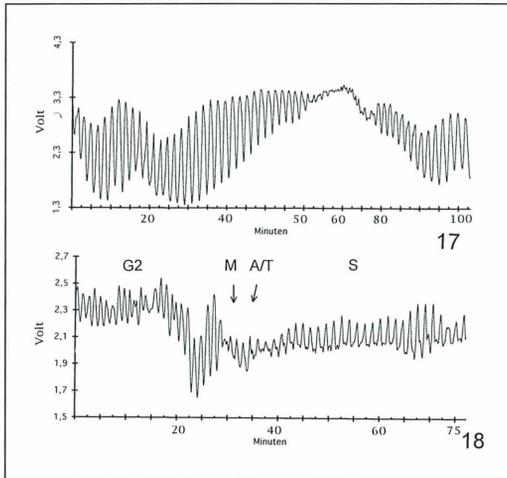


Abb. 17: Das Erlöschen der Amplituden deutet auf eine veränderte Stoffwechselaktivität hin, wie es z. B. während eines Metaphasestadiums in der Mitose von Mikroplasmoiden typisch ist. **Abb. 18:** Veränderungen der Strömungsmuster während des Zellzyklus. Die Feststellung der zeitlichen Abfolge der Mitosestadien erfolgt mit Hilfe einer mikroskopischen Untersuchung einer synchronen Parallelkultur. **G2** G2-Phase, **M** Metaphase, **A/T** Ana-/Telophase, **S** DNA-Synthese.

kel spielt Calcium eine zentrale Rolle bei der Kontraktion der Filamente. Eine hohe Calcium-Konzentration bedingt eine Kontraktion, bei einem geringen Gehalt an freien Calcium-Ionen relaxieren die Filamente. Eine CaCl_2 -Lösung (2000 mg/l, über das 10fache des normalen Ca-Spiegels in einer *Physarum*-Zelle) hat überhaupt keinen oder nur sehr geringen Einfluß auf das Plasmodium. Die Adern eines Plasmodiums können einen Durchmesser von 1 mm oder mehr erreichen und erlauben auch eine direkte Injektion solcher Substanzen in die Zelle hinein. Ein Mikromanipulator ist dafür nicht notwendig. Detaillierte Beschreibungen zu dieser Technik finden sich bei Ueda et al. (1978).

Kohoroda et al. (1983) hat wichtige Zusammenhänge zwischen dem Energiemetabolismus und der Regulation der Plasmaströmung in *Physarum*-Plasmodien aufgedeckt. Substanzen wie KCN und 2-Desoxy-D-Glucose inhibieren nach Injektion in die Zelle die Glykolyse und die Atmungskette. Tropft man eine Lösung von CaCl_2 versetzt mit geringen Mengen DMSO

(Dimethylsulfoxid – ein Carrier, der gelöste Moleküle in die Zelle transportiert) auf die Zelle, so zeigen sich dramatische Effekte. Inwieweit diese Effekte allerdings auf das DMSO zurückzuführen sind, ist noch nicht geklärt. Solche Experimente beweisen, daß die Cytoplasmaströmung in direktem Zusammenhang mit der Aktivität der Mitochondrien steht.

Versuchsbeschreibung

1. Für die Aufbringung der chemischen Substanzen auf die Zelle benutzt man am besten eine gläserne Mikrospritze mit 0,5 oder 1 ml Fassungsvermögen. Auf die Nadel der Spritze steckt man einen flexiblen Teflonschlauch (0,5 mm Durchmesser). Mit einem Stückchen Modellierwachs läßt sich das andere Ende des Schlauches gut am Boden der Petrischale befestigen. Man positioniert den Schlauch entweder so, daß sein Ende das Plasmodium nahe bei der Stelle, an der die Messungen durchgeführt werden, direkt berührt oder frei zwischen Boden und Deckel der Petrischale hängt, um die Auswirkungen der Dämpfe flüchtiger Substanzen zu testen.

2. Die Stelle für die Messungen der cytoplasmatischen Strömungen sollte zwar ganz in der Nähe des direkten oder indirekten Kontaktes zwischen Zelle und Schlauchende liegen, jedoch sollten Kontakt- und Meßstelle nicht überlappen.

3. Bevor die Zelle den Testsubstanzen ausgesetzt wird, sollten für 30 Minuten die Strömungsmuster der unbeeinflussten Zelle gemessen werden, um eine Referenzkurve zu erhalten.

4. Nun kann man 1–2 Tropfen der Testsubstanz injizieren. Die optimale Konzentration und Menge der Substanz muß ausgetestet werden und ist von der Zelle abhängig. Ein im Durchmesser 5 cm messendes Plasmodium überlebt gerade noch einen Tropfen Ether oder absoluten Alkohol, der direkt auf die Zelloberfläche aufgebracht wurde.

5. Wenn ein eindeutiger Effekt sichtbar ist, sollte wenigstens eine Stunde lang gemessen werden. Abschwächungen oder das Erlöschen der Plasmaströmungen treten oft nur vorübergehend für 20–30 Minuten auf. Dann sind wieder deutliche Strömungsmuster sichtbar.

Eine Phasenkontrasteinrichtung am Mikroskop ist wünschenswert, da auf diese Weise auch geringfügige Bewegungen bei hoher Ver-

größerung sichtbar sind. Bewährt hat sich eine 12 V, 100 W Halogenlampe mit Infrarotabsorptionsfilter (BG 38, CuSO₄).

Das Interpretieren der Ergebnisse erfordert Erfahrung. Die Plasmabewegung und das Zellwachstum verändern die lichtabsorptiven Eigenschaften des Plasmas. Die Plasmodien sind nicht nur berührungs-, sondern auch lichtempfindlich und zeigen die Tendenz, sich vom Licht wegzubewegen. Veränderungen abiotischer Faktoren in der Kulturschale (Temperatur, Feuchtigkeit, pH-Gradient) sowie Vibrationen und Instabilitäten im Meßsystem selbst können zu Interpretationsfehlern führen.

Literaturhinweise

- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1977
- Giaever, I., Keese, C.R.: Micromotion of mammalian cells measured electrically. Proc. Nat. Acad. Sci. USA 88, 7896–7900 (1991).
- Giaever, I., Keese, C.R.: A morphological biosensor for mammalian cells. Nature 366, 591–592 (1993).
- Halvorsrud, R., Giaever, I., Laane, M.M., Feder, J., Jössang, T.: Variations in the biological clock of the slime mold *Physarum polycephalum* measured electrically. J. Interdiscipl. Cycle Res. 24, 81–89 (1993).
- Kamiya, N.: The rate of protoplasmic flow in the myxomycete plasmodium. I. Cytologia 15, 183–204 (1950).
- Kamiya, N.: Protoplasmic streaming. Protoplasmatologia 8, 1–199 (1959).
- Kohoroda, W., Shraideh, Z., Baranowsky, Z., Wohlfarth-Bottermann, K.E.: Energy metabolic regulation of oscillatory activity in *Physarum polycephalum*. Cell Tissue Res. 231, 675–691 (1983).
- Laane, M.M.: Der Schleimpilz *Physarum polycephalum* – Ein faszinierender Organismus für biologische Experimente. Mikrokosmos 79, 197–203 (1990).
- Laane, M.M., Halvorsrud, R.: Plasmaströmungen und Zelloszillationen im Schleimpilz *Physarum polycephalum*. Mikrokosmos 82, 50–58 (1993).
- Laane, M.M., Thøgersen, P.-J.: Ein selbstgebauter Mikroskopisch für anspruchsvolle Lichtmikroskopie. Mikrokosmos 63, 344–347 (1974).
- Nachtigall W.: Mikroskopieren. Technik und Objekte. BLV Naturführer. BLV Verlagsgesellschaft, München 1985.
- Preston, T.M., King, C.A., Hyams, J.S.: The cytoskeleton and cell motility. Blackie Ltd., Glasgow, London 1990.
- Samans, K.E., Olenhusen, K.G., Wohlfarth-Bottermann, K.E.: Oscillating contractions in protoplasmic strands of *Physarum*: Infrared reflexion as a non-invasive registration technique. Cell Biology Reports 2, 271–278 (1978).
- Strogatz, S.H., Stewart, I.: Coupled oscillators and biological synchronization. Scientific American 269, 68–75 (1993).
- Somlyo, A.P. (ed.): Recent advances in electron and light optical imaging in biology and medicine. Ann. New York Acad. Sci. 483, New York 1986.
- Sutton, D. (ed.): Electronic light microscopy. Techniques in modern biomedical microscopy. Wiley-Liss Inc., New York 1993.
- Ueda, T., von Olenhusen K.G., Wohlfarth-Bottermann, K.E.: Reaction of the contractile apparatus in *Physarum* to injected Ca⁺⁺, ATP, ADP and 5' AMP. Eur. J. Cell Biol. 18, 76–94 (1978).
- Wohlfarth-Bottermann, D.E.: Tensiometric demonstrations of endogenous, oscillating contractions in plasmodia of *Physarum polycephalum*. Z. Pfl. Physiologie 76, 14–27 (1975).

Verfasser: Morten Motzfeldt Laane, Biological Institute, Department of Botany, P.O. Box 1066, University of Oslo, Blindern 0316, Norway und Morten Paul Pedersen, Biological Institute, Department of Electronics, P.O. Box 1066, University of Oslo, Blindern 0316, Norway

Übersetzung: Annett Burzlaff, Redaktion MIKROKOSMOS

Kurze Mitteilung

Chemische Orientierung von Braunalgen-Gameten

Das Zueinanderfinden der Geschlechter ist bei Pflanzen, die im Wasser leben, ein Problem. Die Algen haben einen chemischen Mechanismus entwickelt, der es erlaubt, daß die männlichen Gameten das weibliche Ei, das sich meist festgesetzt hat, auffinden. Das Ei scheidet nämlich einen Lockstoff aus, der Pheromon genannt

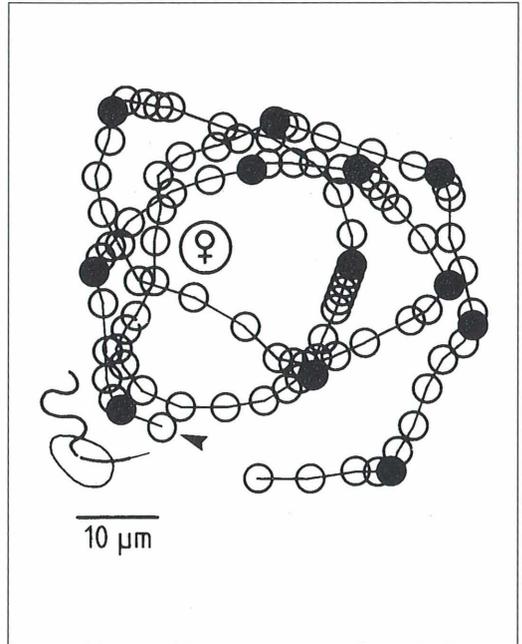
wird, abgeleitet von dem griechischen Wort pherein (hinführen, eine Nachricht bringen).

Bei der fädigen Braunalge *Ectocarpus siliculosus*, einem Kosmopolit, ist ein solches Pheromon (Botenstoff) schon vor längerer Zeit isoliert und identifiziert worden. Es ist ein flüchtiges, lipophiles Kohlenwasserstoffmolekül mit 11 Kohlenstoffatomen und wird Ectocarpen genannt. Das Ectocarpen ist in einer Verdünnung von $1:9 \times 10^{-10}$ M wirksam. Mit steigender

Konzentration des Pheromons werden die Bewegungen der männlichen Gameten rund um das festsitzende Ei immer rascher. Der kreisförmige Weg rund um das Ei wird immer enger (Abb.), so daß schließlich ein Zellkontakt zwischen Ei und männlichem Gamet stattfindet.

Die männlichen Gameten von *Ectocarpus* sind mit zwei, verschiedenen langen Flagellen (Geißeln) ausgerüstet, die an der Seite der Zelle inseriert sind. Diese biflagellat-heterokonten Gameten werden durch die Anwesenheit von Pheromon im Wasser in ihrer Bewegung orientiert, wobei sich die Geißelbewegung beschleunigt. Dabei dient die nach vorne, in Bewegungsrichtung gerichtete, längere Frontgeißel vor allem der Fortbewegung, während die nach hinten gerichtete kürzere Geißel mehr der Richtungssteuerung (Abb.) dient. Die durch das Pheromon ausgelöste Bewegung wird Chemokinese genannt; die durch die kürzere Geißel verursachte, abrupte Bewegung ist eine Chemoklinotaxis. Die Chemokinese bei *Ectocarpus* ist charakterisiert durch ein asymmetrisches Schlagverhalten der Frontgeißel, so daß daraus ein kreisförmiger Schwimmweg resultiert. Die hintere Geißel ist die meiste Zeit inaktiv und gibt nur gelegentlich und schockweise eine Korrektur des Schwimmweges hin zum Pheromongradienten.

Mit Hilfe der Lichtmikroskopie (Interferenzkontrast) und der Hochgeschwindigkeitskinematographie kann die Bewegung der Flagellen genau analysiert werden. Dabei zeigte sich, daß die Konzentration des extrazellulären Calciums (Ca^{2+}) von entscheidender Bedeutung für die Chemokinese der Gameten ist. Im Kulturmedium (Meerwasser) muß sich normalerweise eine Konzentration von 10^{-2} M Calcium befinden. Dabei besteht eine Wechselwirkung mit der Konzentration des im Medium befindlichen Pheromons. Reduktion der Ca-Konzentration bei Abwesenheit von Pheromon verursacht eine lineare Verringerung der Schwimgeschwindigkeit der Gameten. Auch die Festsetzung der Gameten und das Abwerfen der Geißeln hängt vom extrazellulären Ca-Spiegel ab. Auf Grund von Versuchen mit Ca-Hemmstoffen und mit Ca-Kanalmodulatoren kann der Schluß gezogen werden, daß das multifunktionelle, Ca-bindende Regulatorprotein Calmodulin (CaM) die Reaktion der Flagellen vermittelt. Dies CaM, das in eukaryotischen Zellen allgemein vorkommt, muß aber in den Geißeln von Braunalgen noch nachgewiesen werden.



Die Bewegungen eines einzelnen männlichen Gameten von *Ectocarpus* (kleine Kreise und Punkte) um einen festsitzenden weiblichen Gameten (großer Kreis mit ♀) im Zentrum. Beginn der Filmaufnahmen beim Pfeil, Dauer der drei Umkreisungen 4,8 sec. Die offenen, kleinen Kreise geben jeweils die Position des männlichen Gameten wider, die schwarz ausgefüllten Kreise deuten die Position an, in der die hintere Geißel in Aktion trat, so daß der männliche Gamet einen „Haken“ geschlagen hat. Das Zeitintervall zwischen den einzelnen Positionen ist 50 ms. Auffällig ist, daß nach einem „Hakenschlagen“ (dunkler Punkt) die Bewegung des männlichen Gameten offensichtlich verlangsamt ist; dies kommt zum Ausdruck in der Tatsache, daß sich dann die offenen Kreise häufig überschneiden. (Nach Maier, Calenberg, 1994).

Maier, I., Calenberg, M.: Effect of extracellular Ca^{2+} and Ca^{2+} -antagonists on the movement and chemoorientation of male gametes of *Ectocarpus siliculosus* (Phaeophyceae). *Botanica Acta* 107, 451–460 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Eine Reise durch die Wunderwelt des Mikrokosmos

Heike Walz

Diese Mikro-Galerie entstand nicht so, wie es bislang der Fall war, nämlich daß ein Mikroskopiker Fotos mit künstlerischem Anspruch anfertigte und für einen Galerie-Aufsatz verwandte, sondern genau umgekehrt. Die Schülerin der gymnasialen Oberstufe Heike Walz aus Regensburg hat sich für ihre Jahresarbeit im Leistungskurs Kunst die mikroskopische Dimension erschlossen und aus dem, was sie zu Gesicht bekam, anregende Motive ausgewählt, die sie dann mit künstlerischen Mitteln in die gewohnte, also mit unbewaffnetem Auge sichtbare Umwelt versetzte. Zur Entstehungsgeschichte der insgesamt 10 Zeichnungen schreibt sie selbst:

Vor mir auf dem Tisch steht dieses graue Mikroskop – ein eindrucksvolles Stück Technik. Daneben liegen eine Menge Präparate, kleine Schälchen gefüllt mit Teichwasser, Algen und grünlichbraunem Schlamm.

Abb. 1: Eine kleine Kolonie sessiler, gestielter Ciliaten war das Vorbild für diese üppige Straßenlaterne, die vor der historischen Kulisse des Schlosses in Weilburg an der Lahn plaziert wurde.

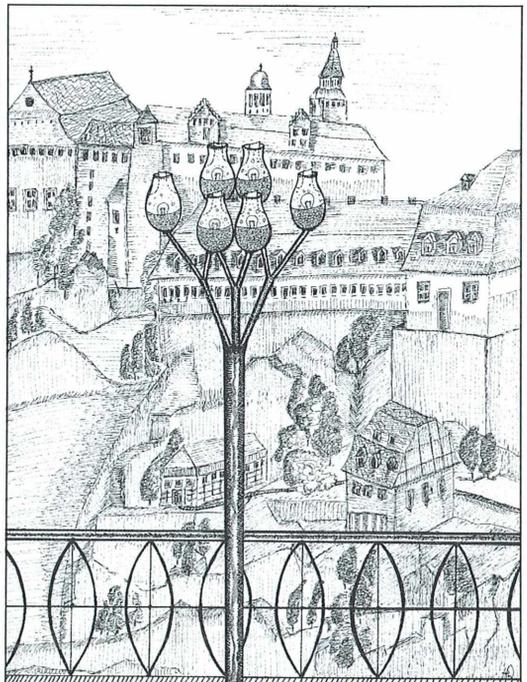
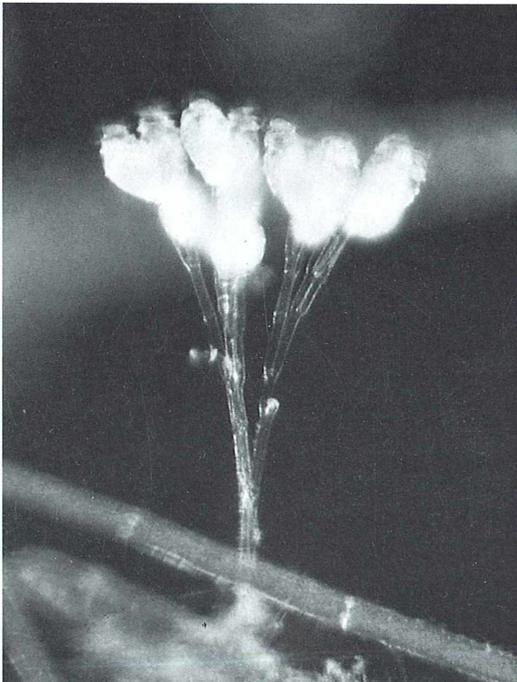


Abb. 2: Die Schalenform einer pennaten Diatomee aus der Gattung *Gomphonema* inspirierte zur Darstellung einer jungen Frau, die verträumt in eine verzaubert-verschleierte Welt blickt.

Ich beuge mich über das Gerät, die Augen wandern über ein rundes, weißes Gesichtsfeld mit verschwommenen, grauen und grünen Strukturen – nichts besonderes los – soll das Spaß machen?

Plötzlich wird das Bild scharf, der graue Nebel verschwindet. Vor mir öffnet sich eine völlig neue, bizarre Welt. Phantastische Gebilde, geometrische Ornamente, noch nie gesehene Formen.

Es wuselt und wimmelt. Immer wieder flitzen kleine Kügelchen durch mein Blickfeld. Ein heilloses Durcheinander, und doch scheint Ordnung dahinterzustecken. Ich sehe kleine Al-

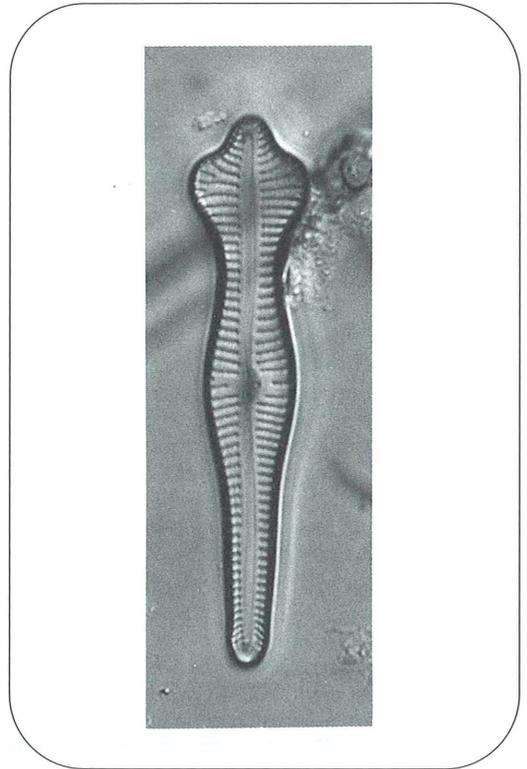
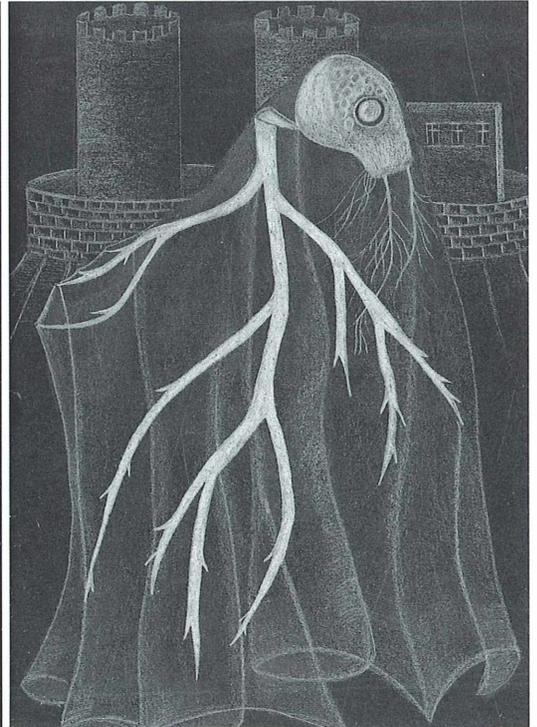
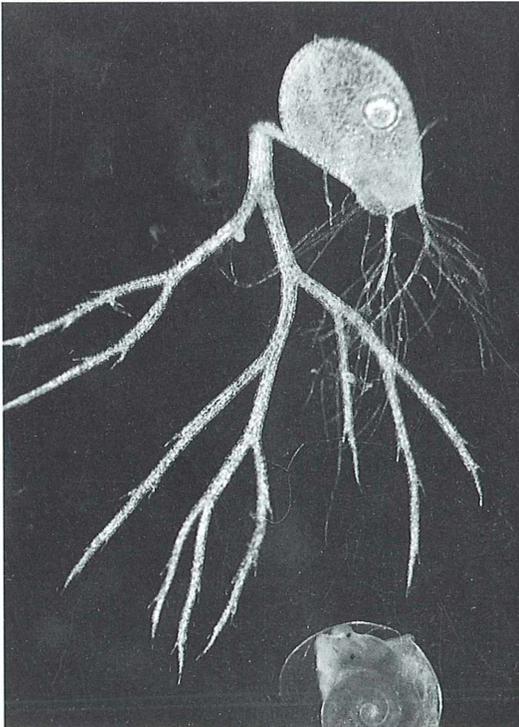
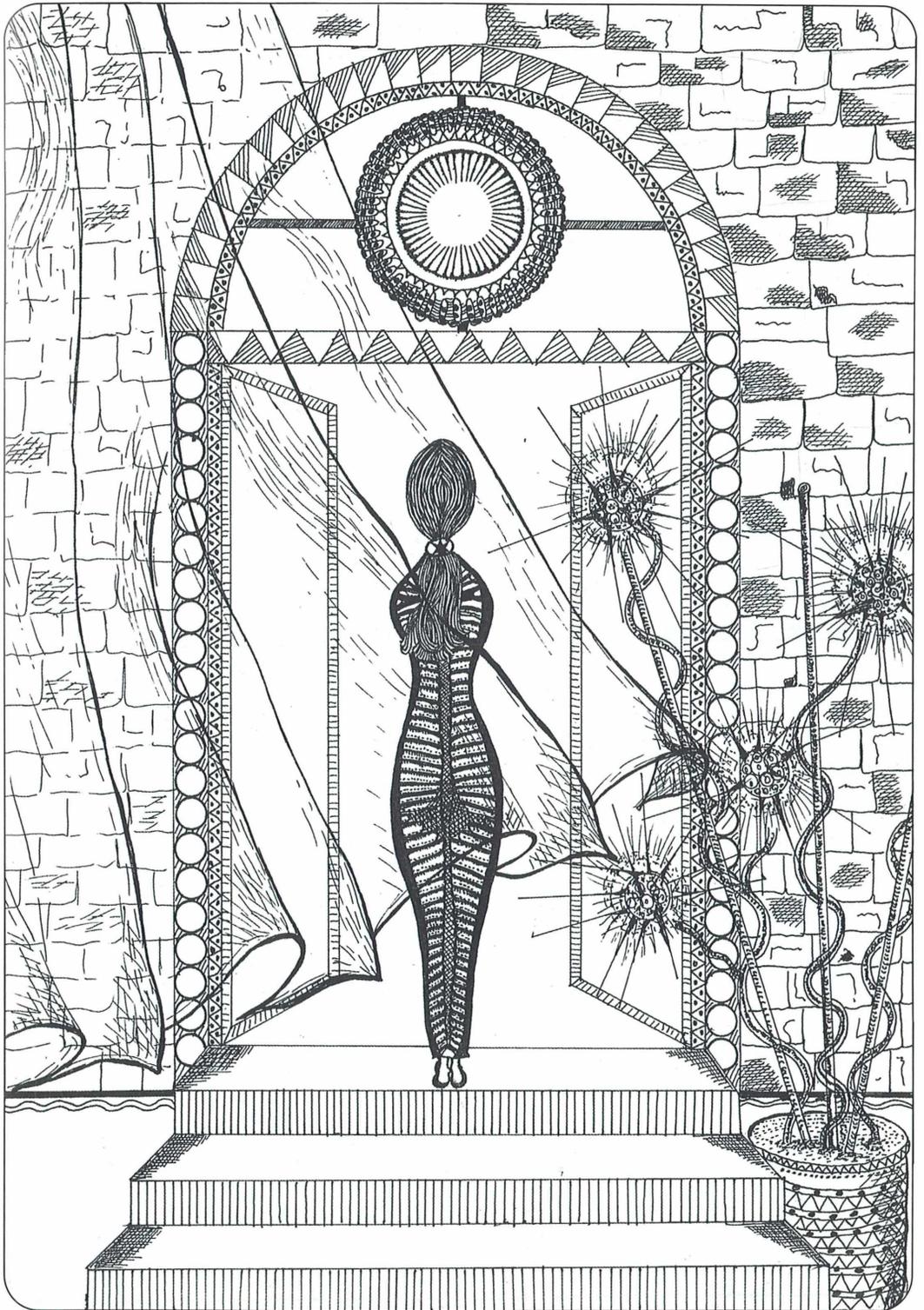


Abb. 3: Die Schluckfalle der in stehenden Gewässern untergetaucht lebenden carnivoren Pflanze *Utricularia* (Lentibulariaceae) wurde in ein bizarres Burg-Gespentz umgesetzt.





genwälder, in denen eigentümliche Bewohner sitzen, manche völlig regungslos, andere voller Aktivität.

Stauend und fast ein wenig betroffen von dieser Schönheit beginne ich zu photographieren. Immer schönere und ausgefallene Motive fesseln meinen Blick.

Aufgrund der Fremdartigkeit, beginne ich sofort dieses Allerkleinste mit Dingen aus der sichtbaren Welt zu verbinden. – Später an mei-

nem Schreibtisch, in einer Hand ein Foto, in der anderen die Tuschefeder, beginne ich, diese Assoziationen zu malen. Es entstehen Bilder, phantastisch, zum Teil realistisch oder einfach nur ein Muster. Sie sollen an meine Reise durch die Wunderwelt des Mikrokosmos erinnern.

Anschrift der Verfasserin: Heike Walz,
Lohgrabenstr. 8, D-93049 Regensburg

Kurze Mitteilung

Größe der Pollenkörner

Die Biologie des Pollen hat in den letzten Jahrzehnten steigendes Interesse erweckt, zum Teil wegen der großen Bedeutung, welche die darin lokalisierte „männliche Information“ beim Befruchtungsprozeß hat. Zudem hat die Möglichkeit, den Befruchtungsprozeß für die Pflanzenzüchtung zu manipulieren, die Wichtigkeit des Pollen verdeutlicht. Eine erneute Untersuchung der Größe des Pollenkornes bei der Gerste hat ergeben, daß eine große Variabilität vorliegt. Innerhalb der Gattung *Hordeum* ist die Größe des Pollenkornes positiv korreliert mit dem Ploidiegrad – das Vielfache des Chromosomensatzes spiegelt sich in der Größe des Pollenkornes wider. Allgemein nimmt die Größe des Pollenkornes mit dem Ploidiegrad zu: Tetraploider (4n) Pollen ist größer als diploider (2n), hexaploider (6n) Pollen ist größer als tetraploider. Bei manchen Arten besteht darüberhinaus ein Pollenheteromorphismus, eine Vielgestaltigkeit innerhalb der Art. So ist z. B. in den Blütchen des Roggens, bei denen die Staubblätter herausgeschleudert werden, das Pollenkorn größer, als in den Blütchen, bei denen die Antheren im Innern verbleiben.

Die Messung der Pollengröße ist relativ einfach: Bei der Öffnung der Blütchen werden die

noch geschlossenen Antheren in einen Tropfen mit 90 % Glycerin und 10 % Wasser auf den Objektträger gelegt. Es dauert im allgemeinen 10 bis 15 min, bis die Pollenkörner freigesetzt werden und vollständig hydriert sind. Da das einzelne Pollenkorn nicht ganz kugelförmig ist, wird stets bei einer Vergrößerung von 400fach mit Hilfe eines Okularmikrometers die längste Achse von 50 Körnern gemessen und dann der Mittelwert errechnet.

Interessant ist auch noch, daß frischer, lebender Pollen in der Glycerin-Wasser-Lösung signifikant größer ist, als in der oft verwendeten Baumwollblau-Farblösung. Dieser Unterschied wurde bei ausgetrocknetem, totem Pollen nicht mehr beobachtet. Hier bieten sich also noch viele interessante Untersuchungsmöglichkeiten an.

Johansen, B., von Bothmer, R.: Pollen size in *Hordeum* L.: Correlation between size, ploidy level, and breeding system. *Sexual Plant Reproduction* 7, 259–263 (1994).

Altmann, T., Damm, B., Frommer, W. F., Martin, T., Morris, P. C., Schweizer D., Willmitzer, L., Schmidt, R.: Easy determination of ploidy level in *Arabidopsis thaliana* plants by means of pollen size measurement. *Plant Cell Reports* 13, 652–656 (1994).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

40 Jahre vollautomatisches Kameramikroskop

Michael Zöllfel

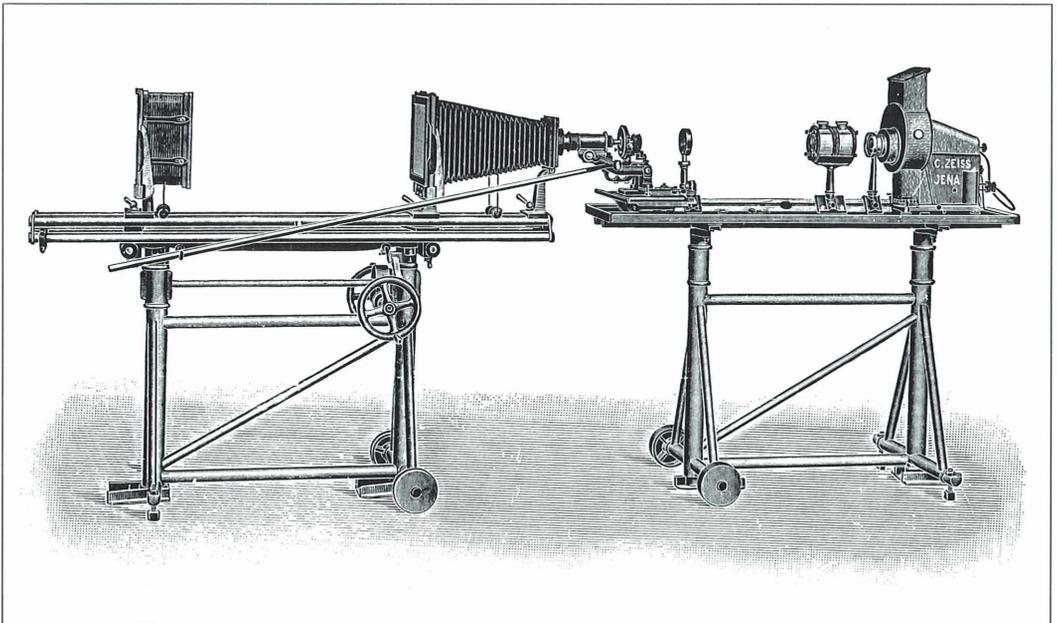
Vor 40 Jahren schuf Kurt Michel im Zeiss Werk, Oberkochen, das erste Kameramikroskop mit Belichtungsautomatik für Kleinbild-Mikrofotografie. Diese runde Zahl ist Anlaß, sich der Entwicklung des Photomikroskops schlechthin zu erinnern.

Im Jahre 1840 fertigte der französische Biologe Donné die ersten Mikrofotografien an. Hierzu wurde das mikroskopische Bild in einem verdunkelten Raum direkt auf eine lichtempfindliche Schicht projiziert. Die erste kastenförmige Umhüllung zur Abschirmung der lichtempfindlichen Schicht vor Nebenlicht, eine einfache Kamera, baute 1844 der Apotheker Meyer in Frankfurt am Main. Wie ihre Nachfolger wurde diese vertikale Kamera von einem Gestell über dem Mikroskop gehalten. In der Frühzeit der Mikrofotografie hatte man nur große Aufnahmeformate zur Verfügung. Wegen der damit verbundenen langen Belichtungszeiten wurde möglichst eine Entkopplung von Kamera und Mikroskop angestrebt. Die erste Kleinformatkamera – ein Vorgänger der Aufsatzkamera – wurde 1863 von Gerlach

geschaffen, wobei bereits eine feste Verbindung zwischen Plattenkamera und Mikroskop benutzt wurde.

Im Laufe der Zeit verbesserte man die Mikroskop-Optik. So berechnete 1884 Ernst Abbe die lichtstarken und farbreinen Achromat-Objektive. Im gleichen Zug mußten auch die passenden „mikrophotographischen Nebenapparate“, die den Fortschritt der Forschung dokumentieren halfen, verbessert werden. Als Höhepunkt dieser Entwicklung darf wohl der 1888 von Roderich Zeiß herausgegebene „Special-Catalog ueber Apparate fuer Microphotographie“ gelten. Bis in die zwanziger Jahre un-

Abb. 1: Große Horizontalkamera mit optischer Bank (Carl Zeiss, Jena).



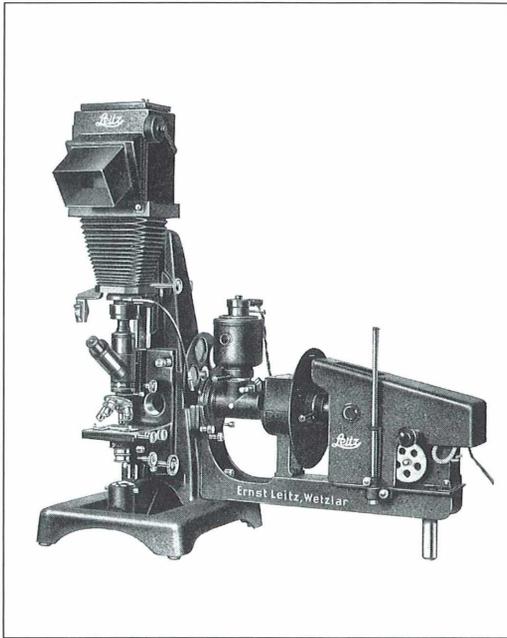


Abb. 2: Panphot für Mikrofotografie im Durchlicht (Ernst Leitz, Wetzlar).

seres Jahrhunderts machten diese ungetümen und meist als horizontale optische Bank konstruierten Mikroskope die Mikrofotografie zu einer schwierigen Kunst (Abb. 1): Die großen Aufnahmeformate erforderten mitunter meterlange Abstände zwischen Objekt und Kamera. Daher waren die Bilder häufig sehr lichtschwach und das Scharfstellen auf der grobkörnigen Mattscheibe bedurfte großer Übung. Das Problem der Belichtungsmessung war noch ungelöst und man behalf sich mit einer Vielzahl von Belichtungsreihen.

Durchbruch des Kleinbildfilms

Dies wurde erst in den dreißiger Jahren anders, als sich Kleinbildfilm und -kamera durchzusetzen begannen. Eine Verkleinerung aller Komponenten ermöglichte der Mikrofotografie den Einzug in die Mikroskoptechnik als Dokumentationsmethode der Wahl. Die ersten speziell entwickelten Kameramikroskope entstanden. Hierbei handelte es sich um Geräte, die nicht, wie bisher üblich, aus vielfach zu anderen Zwecken gebauten Einzelteilen bestanden. Vielmehr trachtete man danach, Mikroskop

und Kamera aus einem Guß zu bauen. Die Vorteile einer solchen Konstruktion liegen auf der Hand: Durch geschlossene Ausbildung des Statives und Einbau der Beleuchtung in dessen Innenraum, vor allem jedoch durch Einbeziehung der Kamera in den Baukörper des Geräts erzielt man einen enormen Zuwachs an mechanischer Stabilität. Es entstanden Geräte wie das aufrechte Kameramikroskop Panphot (1933, Leitz) (Abb. 2) oder das umgekehrte Neophot (1934, Zeiss). Das universelle und modular konstruierte Kameramikroskop für Mittel- und Großformat, das Ultraphot (1936, Zeiss) (Abb. 3), war Vorbild und Ausgangspunkt für die

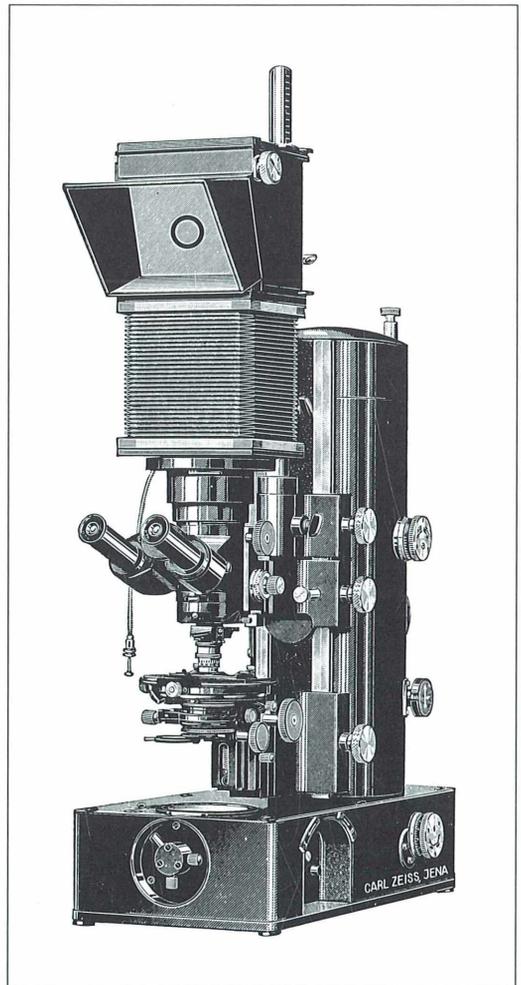


Abb. 3: Das Universalkameramikroskop Ultraphot I (Carl Zeiss, Jena).

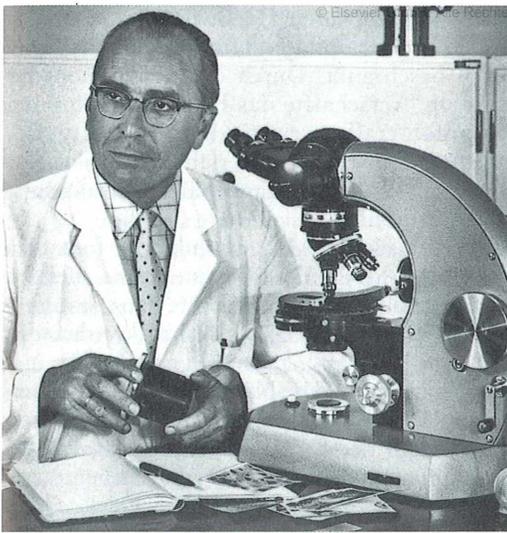


Abb. 4: Dr. Kurt Michel am Photomikroskop I.

Photomikroskop

Der Strahlengang des Phomi (Abb. 5) verdeutlicht die Funktionsweise dieses Geräts: Über ein Prisma wird das vom Objektiv entworfene Bild von einem sehr gut korrigierten Projektiv in der Filmebene abgebildet. Ein Teil des Lichtes wird dabei von einer Strahlenteilerplatte zur Beobachtung und Messung der Beleuchtungsstärke abgelenkt. Die Belichtungsautomatik des Photomikroskops erfaßt die Beleuchtungsstärke der Bildfläche wahlweise integral, mittenbetont oder punktmessend während der

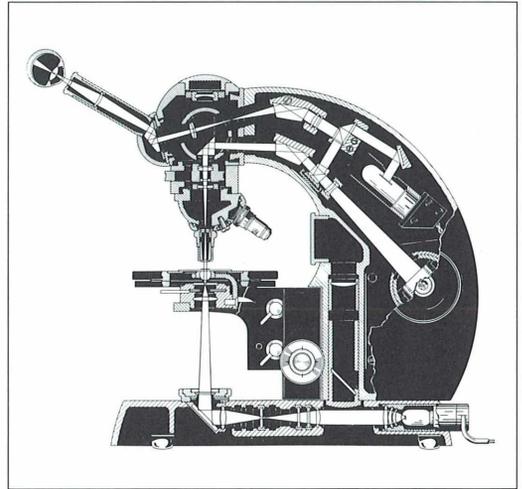


Abb. 5: Strahlengang des Photomikroskops II.

Entwicklung des ersten Kleinbild-Kameramikroskopes. Die Schaffung beider Geräte lag maßgeblich in den Händen von Dr. K. Michel, dem wissenschaftlichen Leiter der Abteilung für Mikroskopie der Firma Zeiss (Abb. 4). Das erste Kleinbild-Kameramikroskop, bereits 1938 von Michel entwickelt, kam kriegsbedingt nie zur Serienreife. Eine Weiterentwicklung dieses Mikroskops wurde von den Rathenower Optischen Werken unter der Bezeichnung Microphot D herausgebracht. Nach dem Krieg gelang die Miniaturisierung der Photozelle sowie anderer elektronischer Bausteine und Michel revolutionierte den Kamerabau durch die Entwicklung der ersten vollautomatisch belichtenden Kleinbildkamera. Diese verband er in äußerst gelungener Form mit einem modular aufgebauten Mikroskop zum ersten automatischen Kameramikroskop, das zunächst den Namen Standard Mikromat erhielt. Rasch wurde dieser jedoch zugunsten der einprägsameren Bezeichnung Photomikroskop aufgegeben. Als „das Photomikroskop schlechthin“ wurde dieses Gerät umgangssprachlich auch als Phomi bezeichnet. Von 1955 bis 1986 wurden Tausende dieser Geräte ausgeliefert. Es wurden drei einander ablösende Modelle entwickelt: Phomi I (1955–1967), Phomi II (1967–1973) und Phomi III (ab 1973).

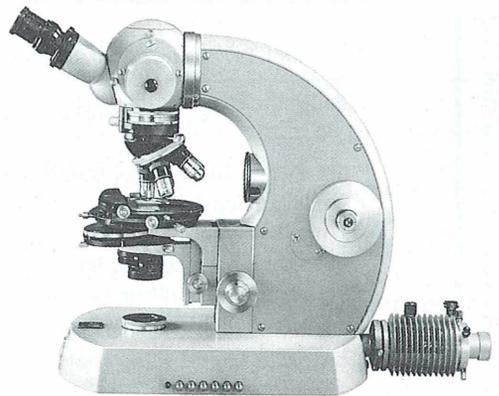


Abb. 6: Photomikroskop II.

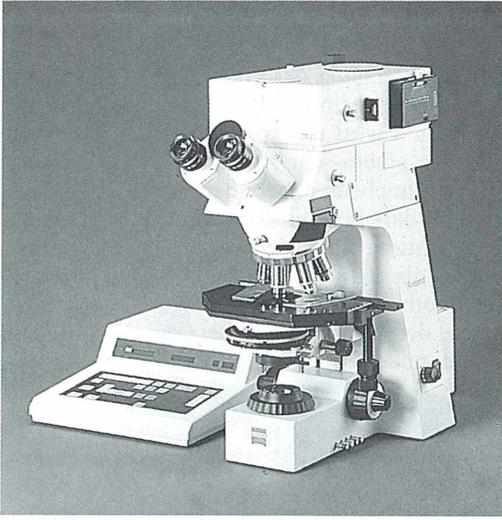


Abb. 7: Kameramikroskop Axiophot mit Unendlich-Optik (Carl Zeiss).

Aufnahme. Die erzielbaren Belichtungszeiten liegen zwischen einer Sekunde und einer Stunde. Manuell kann ab 1/100 Sekunde belichtet werden. Darüber hinaus kann für Momentaufnahmen schnellbeweglicher Objekte noch eine Mikroblick-Einrichtung (Leuchtdauer bis 1/3000 Sekunde, bei 1/10 Sekunde Synchronzeit) eingesetzt werden. Der Benutzer eines Photomikroskops kann sich ganz auf das Mikro-

pieren konzentrieren. Die Bedienung ist auf das Laden der Kleinbild-Filmkassette und das Auslösen beschränkt. Durch diese „Einknopf-Bedienung“ verschaffte das Photomikroskop der Mikrofotografie einen ungeahnten Aufschwung, der es auch unerfahrenen Mikroskopikern ermöglichte, brauchbare Mikrofotografien herzustellen.

Unter den Hobby-Mikroskopikern erfreut sich das Phomi I (Abb. 6) bis heute großer Beliebtheit, zumal gebrauchte Geräte jetzt häufiger angeboten werden. Dieses Mikroskop hat den Vorteil, sehr stabil, universell ausrüstbar und langlebig zu sein. Die Nachfolgemodelle Phomi II und III haben zwar manche Verbesserung hinsichtlich des Bedienkomforts erfahren, die Bildqualität des nur wenige Glaselemente enthaltenden Phomi I aber nicht erreicht.

Inzwischen wurde die Baureihe Photomikroskop durch das modernere, mit Unendlich-Optik ausgestattete Axiophot (Abb. 7) ersetzt.

Dank

Herr Dr. Pfeiffer, Optisches Museum Oberkochen, stellte dankenswerterweise einen Teil der Abbildungen zur Verfügung.

Verfasser: Dipl.-Biol. Michael Zöllfel, Arbeitsgruppe Algen und Hydrobiologie, Institut für Systematische Botanik, Altensteinstr. 6, D-14195 Berlin-Dahlem, und Berliner Mikroskopische Gesellschaft

DIE MOOS- UND FARNPFLANZEN EUROPAS

Von Prof. Dr. W. Frey, Berlin, Prof. Dr. J.-P. Frahm, Duisburg, Dr. E. Fischer und Dr. W. Lobin, Bonn

6., völlig neubearb. Aufl. 1995. XII, 426 S., 149 Abb., geb. DM 78,-

Seit über 50 Jahren ist der Band IV des "Gams" das einzige Werk, in dem die gesamte Moos- und Farnflora Europas dargestellt wird. Er bildet eine verlässliche Grundlage für die Bestimmung und für die Kenntnis der Moos- und Farnpflanzen. Die kompakte Darstellung erlaubt dem Benutzer ein schnelle Übersicht; die aufgeführte Spezialliteratur weist den Zugang zu ausführlichen Beschreibungen.

Der lange Zeit vergriffene Band IV ist jetzt in der sechsten Auflage wieder lieferbar; die umfassende Neubearbeitung und Aktualisierung dokumentiert sich u.a. in einer Verdoppelung der bisherigen Seitenzahl.

Mikro-Quiz

Gesucht wird ...

... ein bedeutender Forscher, der 1840 geboren wurde, und unter ärmlichen Bedingungen zusammen mit seiner jüngeren Schwester in Eisenach aufwuchs. Seine Kindheit war geprägt von Krankheiten. Er litt häufig unter starken Kopfschmerzen und Krämpfen. Trotzdem hielt ihn das nicht davon ab, sich fleißig dem Lernen zu widmen und dadurch in der Schule auffällig gute Leistungen zu erbringen. Der Vater des Gesuchten konnte das Schulgeld für den Besuch eines Realgymnasiums nicht aufbringen. Schließlich zeigten sich aber die Besitzer der Spinnerei, in der der Vater arbeitete, barmherzig und zahlten das Schulgeld für den begabten Sohn. So konnte der Gesuchte das Realgymnasium besuchen. Auch auf dem Realgymnasium fiel er durch besonders gute Leistungen in Mathematik und Physik auf. Mit großem Eifer lernte er Latein, um die lateinisch abgefaßten Veröffentlichungen des Mathematikers Gauss lesen zu können. Mit viel Fleiß und Selbstdisziplin absolvierte er 1857 sein Abitur. Seine Leistungen waren so herausragend gewesen, daß er die letzte Klasse überspringen durfte.

Der Gesuchte wollte nun unbedingt studieren, doch wieder standen finanzielle Probleme im Weg. Trotzdem begann er das Studium der Mathematik und Physik in Jena. Sein Vater unterstützte ihn, so gut er konnte, das restliche Geld brachte der Gesuchte selbst als Privatlehrer auf. Er gewann zweimal mit Geld dotierte Preise für die Lösung von Preisrätseln. Da seine Begabung immer offensichtlicher wurde, erhielt er Spenden aus Eisenach, die ihm das Fortsetzen des Studiums ermöglichten.

Der Gesuchte wechselte im Jahr 1859 zur Universität in Göttingen, wo anerkannte Physiker und Mathematiker lehrten. Die antipreußische Gesinnung der Stadt kam der politischen Einstellung des Gesuchten entgegen. Er lehnte preußischen Militarismus und das Beamtentum aus voller Überzeugung ab. 1861 schloß er sein Studium mit der Promotion ab. Der Habilitation standen wiederum finanzielle Probleme entgegen. Doch wieder hatte der Gesuchte Glück. Der vermögende Privatlehrer Michel Reiss unterstützte ihn mit 1000 Gulden, so daß der Habilitation nichts mehr im Wege stand.

1863 wurde er zum Privatdozenten ernannt. Der Gesuchte hielt nun Vorlesungen vor Studenten, jedoch mußte er erst noch lernen, wie man unterrichtet. Sein rhetorischer Stil war geprägt von Hastigkeit und schwerer Verständlichkeit. Viele Studenten blieben weg, einige wiesen ihn jedoch auf seine Fehler hin, und so gelang es ihm, seine Vorlesungen didaktisch zu verbessern.

Aufgrund seiner Lehrtätigkeit und Mitarbeit in einem optischen Werk kam seine wissenschaftliche Arbeit nur stockend voran. So wurde er erst 1870 zum a.o. Professor ernannt.

In enger Zusammenarbeit mit einem optischen Werk gelang es dem Gesuchten, Objektive für Mikroskope zu berechnen. Die mit den berechneten Objektiven hergestellten Geräte fanden reißenden Absatz und brachten dem optischen Werk einen hohen Gewinn ein, an dem es den Gesuchten teilhaben ließ. Dieser verstärkte seinen Ehrgeiz und es gelang ihm, in Zusammenarbeit mit einem Chemiker die ersten Apochromate herzustellen.

1871 heiratete er Elise Snell und gründete eine Familie. Noch immer war er seiner antimilitaristischen Gesinnung treu geblieben und war geprägt durch das Gedankengut von Marx und Bebel. Diese politische Einstellung ließ ihn im imperialistisch geprägten Kollegenkreis vereinsamen.

Mit geliehenem Geld wurde der Gesuchte stiller Teilhaber an dem optischen Werk, für das er nun schon einige Jahre mit großem Erfolg gearbeitet hatte. Er wurde an den Gewinnen der Firma beteiligt, mußte sich aber im Gegenzug dazu verpflichten, ausschließlich für diese Firma zu arbeiten. 1878 wurde er zum o. Honorarprofessor in Jena ernannt.

1877 wurde der Gesuchte Direktor der Jenaer Sternwarte. Finanzielle Nöte kannte er nun nicht mehr. Die Gewinnbeteiligung am optischen Werk ließ ihn zu einem vermögenden Mann werden. Er leistete sich und seiner Familie einen gewissen Luxus, zu dem gutes Essen und Reisen nach Italien und in die Schweiz gehörten. Sein Arbeitseifer hatte indes nicht nachgelassen. Der Gesuchte arbeitete oft nächtelang wie ein Besessener an seinen optischen

Berechnungen und Konstruktionen und hielt sich mit Zigarren und Tee wach. In diesen Jahren war er sicherlich kein leichter Ehemann. Seine soziale Gesinnung verlor er trotz des immer größer werdenden Reichtums nicht. Das optische Werk, dessen Begründer inzwischen gestorben war, führte er in eine Stiftung über und nannte dieselbe nach dem Firmengründer. Die Betriebsangehörigen kamen in den Genuß des Achtstundentages, des bezahlten Urlaubs, einer Gewinnbeteiligung und Pensionen. Der mittlerweile vermögende Unternehmer hatte seine eigene ärmliche, dem Arbeitermilieu entstammende Herkunft nicht vergessen und seinen starken Willen und scharfen Verstand nicht aufgeben. Er war ein politisch und religiös toleranter Mann und lebte die christlichen Vorstellungen. Die Kirche jedoch war ihm zu dogmatisch und selbstherrlich. Seine Hilfsbereitschaft und seine soziale Einstellung waren bekannt, so wurde er häufig um Beratung in Rechtsfragen und bei anderen Problemen gebeten.

Seine große Spendenbereitschaft brachte ihm jedoch nicht nur Dankbarkeit ein. Sie wurde auch für eine wirtschaftliche Krise der Stiftung im Jahr 1895 verantwortlich gemacht. Die Krise wurde überwunden. Der Gesuchte hatte zu dieser Zeit jedoch bereits seine Stellung in der Geschäftsleitung aus gesundheitlichen Gründen aufgegeben und arbeitete nur noch wissenschaftlich für den Betrieb. Sein altes Leiden, die Kopfschmerzen und Schlaflosigkeit, trieben ihn mehr und mehr in die Drogenabhängigkeit und ließen seinen Körper verfallen. Auch Reisen konnten ihn nicht mehr aufbauen. So verstarb er ein paar Tage vor seinem 65. Geburtstag am 14. 1. 1905.

Annett Burzlaff, Redaktion MIKROKOSMOS

Haben Sie die zu ratende Person erkannt?

Schreiben Sie Ihre Lösung auf eine Postkarte an die Redaktion MIKROKOSMOS, Prof. Dr. Klaus Hausmann, Zoologisches Institut der Freien Universität, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin. Einsendeschluß ist der 30. 11. 1995. Der Rechtsweg ist ausgeschlossen.

Unter den richtigen Einsendungen werden dieses Mal je ein Exemplar folgender Bücher verlost:

- Strasburger, Lehrbuch der Botanik
- Jacobs/Renner, Biologie und Ökologie der Insekten
- Hauck/Quick, Strukturen des Lebens

Der Gesuchte aus Heft 84/5, der selbst kein Arzt und genau genommen auch kein gelernter Biologe war, aber die Medizin durch seine neuen Methoden der Bekämpfung mikrobieller Infektionskrankheiten revolutionierte, war Louis Pasteur (1822–1895). Noch in seinem vorletzten Lebensjahr wird in Paris das renommierte *Institut Pasteur* eröffnet, in dem nach wie vor praxisorientierte Grundlagenarbeit zur Mikrobiologie und Immunologie geleistet wird.

Die Gewinner des Mikro-Quiz sind:

- Rita Hofmann, Daun-Waldkönigen
- Florian Stellmacher, Lübeck
- Peter Tüttenberg, Euskirchen

Die Redaktion gratuliert sehr herzlich!

BESTIMMUNG WIRBELLOSER TIERE

Bildtafeln für zoologische Bestimmungsübungen und Exkursionen

Begründet von Prof. Dr. H. J. Müller, Jena
Überarbeitet und in 3. Auflage neu herausgegeben von Prof. Dr. R. Bähmann, Jena
In Zusammenarbeit mit 20 Fachautoren

3. Aufl. 1995. XVI, 380 S., 331 Tafelseiten mit zahlr. Einzelfig., geb. DM 48,-

Dieses in mehreren Auflagen bewährte und auch bei Anfängern beliebte Bestimmungsbuch wird nach gründlicher Bearbeitung und Neugestaltung zahlreicher Bildtafeln allen Interessenten zur Freude hiermit wieder vorgelegt. Die Anzahl der instruktiven Bildseiten wurde um ein Drittel erweitert.

In den Einführungen zu jeder der rund 20 Tiergruppen wird auf Baueigentümlichkeiten, Besonderheiten der Lebensweise, vorteilhafte Beobachtungs- und Sammelmöglichkeiten aufmerksam gemacht. Das umfangreiche Register erschließt sämtliche in den Bildtafeln verzeichneten wissenschaftlichen und deutschen Tiernamen.

Die bewährten Bestimmungstabellen umfassen hauptsächlich terrestrische und limnische Arten, die ohne größere Probleme identifizierbar sind; bei schwierigen Taxa beschränkt sich der Bestimmungsgang auf Gattung oder Familie. Die bildliche Darstellung der Bestimmungsmerkmale führt durch überwiegend dichotome Entscheidungsschritte übersichtlich und rasch zu den jeweils knapp 2000 Arten und Gattungen wirbelloser Tiere Mitteleuropas.

Preisänderungen vorbehalten.

Plankton fangen und transportieren

II. Der Transport: Braucht Plankton Atemluft oder die volle Pulle?

Klaus Henkel

Im ersten Teil zum Fang und Transport von Plankton gab der Autor Hinweise zu verschiedenen Typen von Planktonnetzen sowie Tips zur Herstellung und zum Umgang damit. Im zweiten Teil erläutert er, wie man das Plankton, nachdem man es gefangen hat, möglichst lebendig bis ins Labor zum Mikroskop transportiert.

In dieser Zeitschrift sehen wir oft schöne Fotos von zarten Organismen, kleinen Gold- und Grünalgen, Zooflagellaten, Amöben, Sonnen- und Wimpertierchen. Wohl bevölkern die größeren, robusteren Formen auch unsere Proben, aber die zarten, die man ohnehin nur schwer sieht, kommen eher in der Literatur vor als in unseren Sammelgläsern. Warum?

Wo sind sie hin, die zarten Wesen?

Als blutiger Anfänger habe ich im nahen Weiher meine ersten Planktonproben gesammelt und in Marmeladegläsern ganz behutsam nach Hause getragen, immer im Körperschatten, damit sie nicht zu warm wurden. Was ich da alles gefunden habe! Und heute? Ist heutzutage Plankton auch nicht mehr das, was es einmal war? Oder gehen wir inzwischen als Profis mit den Organismen lässiger um, wenn wir sie endlich im Netz haben? Wie bringen wir den Fang lebendig heim? Wieso diese Frage? Das kann man doch überall nachlesen, bei Baumeister (1972), Hellwig (1953/54), Mayer (1975), Roeckl (1941), Schubert (1972) und anderen: Aus dem Netzbecher kommt die Brühe in ein Sammelglas, das mit Fundortwasser etwas aufgefüllt und mit Stopfen oder Schraubverschluß dicht gemacht wird. Dann in den Rucksack oder die Umhängetasche damit. Man achtet darauf, daß die Gläser oder Fläschchen nur halb gefüllt sind, mindestens ein Drittel soll noch leer sein, damit für die Sauerstoff-liebenden Formen der Gasaustausch gewährleistet ist. So steht es seit beinahe hundert Jahren in vielen einschlägigen Anleitungen – und ist falsch.

Mit Karacho gegen die Wand

In Rucksack oder Tasche kollern die Gläser und Flaschen kunterbunt durcheinander. Beim Marschieren hört man sie klirren. Oder die Tasche wird auf den Gepäckträger geklemmt und ab geht es über Stock und Stein zum nächsten Wasserloch. So kommt es, daß wir trotz der vielen Luft im Glas kaum die zarteren Organismen finden. In den halbleeren Gläsern schwapppt das Wasser ständig gegen die Wände. Ein passender Vergleich wäre es, wenn unser-eins mit achtzig Sachen andauernd gegen eine Mauer geschmettert würde. Diese Tortur überleben nur wenige robuste Arten mit einem Chitinpanzer oder einer flexiblen, dicken Gallert-hülle. Eine starke Lupe zeigt, was alles an den Wänden der Transportgläser breitgeklatscht, zerschmettert, angebackt ist. Beim Autotransport geht es den Mikroorganismen nicht etwa besser. Auch sachte Bewegungen lassen das Wasser in den Gläsern schwappen. Die winzigen Wellen knallen wie Peitschenenden an die Glaswände. Aber heißt es nicht einhellig „nur halb voll“? Wer die ältere Literatur studiert, findet überraschend oft ein „Nein“! So betont der Schul-Praktiker Voigt (1913): „Bei dem Transporte lebender Planktonorganismen dürfen nicht zu viele in dem Transportgefäße untergebracht werden. Die Fänge sind also ... mit filtriertem (Fundort-) Wasser zu versetzen, bis der Behälter vollständig gefüllt ist, und das Wasser sich in der Flasche beim Tragen nicht bewegen kann. Um ein sicheres Einsetzen des Pfropfens zu ermöglichen, Sorge man dafür, daß durch einen seichten Kerbschnitt an der Seite des Korkstopfens die Luft aus dem Gefäße entweichen kann.“ ... „An heißen Tagen ist es auch rätlich, die Gefäße in feuchte Tücher

einzuschlagen oder ... kleine Säcke aus Leinwand ..., die über den Behältern zusammengebunden werden.“ Der erfahrene Labor-Praktiker Schild (1922) bestätigt das in allen Punkten.

Noch deutlicher sagt es die Redaktion des MIKROKOSMOS als Antwort auf eine Leseranfrage (Mikrokosmos 55, 351, 1967): „Für den Transport von Plankton eignen sich am besten Thermosflaschen, die man randvoll füllt. Es ist sinnlos, in der Flasche einen kleinen Luftraum zu lassen, in der Annahme, man könnte dadurch den Tieren und Pflanzen genügend Sauerstoff zuführen; der Luftraum führt vielmehr dazu, daß das Wasser hin und her geschüttelt wird, und gerade durch dieses Schütteln gehen die meisten Planktonformen, auch die weniger empfindlichen, zugrunde. Plankton während eines Transportes sogar für einige Tage am Leben zu halten, ist aber immer recht schwierig ... dafür sorgen, daß die Temperatur ... nicht oder nur unwesentlich erhöht wird.“

Das Dilemma spürt Hellwig (1954): „... beim Transport jedes Schütteln vermeiden. Man füllt deshalb ... bis zum Rand mit Wasser, so daß es sich nicht bewegen kann. Dadurch kommt man allerdings mit dem Sauerstoffgehalt des Wassers in Konflikt, der sich hier natürlich schneller verbraucht, als wenn er beim Umschütteln wieder ergänzt wird.“

Instinktiv wollen wir dem Wasser Luft bzw. Sauerstoff zuführen, damit Ciliaten, Amöben und *Volvox* nicht ersticken. Aber im Wasser ist alles anders.

Nicht zu wenig Sauerstoff ist das Problem, sondern zu viel Kohlensäure!

Daß man Sauerstoffmangel durch Sauerstoffzufuhr beheben könne, ist zwar naheliegend, aber ein Irrtum. Die Gründe sind vielfältig, das chemische und physikalische Geschehen recht komplex und in der gebotenen Kürze nur andeutbar. Dennoch hier ein Versuch.

In einem Behälter mit lebenden Organismen wird durch Atmung nicht nur im Wasser gelöster Sauerstoff verbraucht, sondern das Wasser auch mit Kohlensäure angereichert. Um so mehr, als wir ja das Sammelglas gleich in der Tasche verstauen, damit es nicht von der Sonne aufgeheizt wird. So stoppen wir durch Lichtzug den Photosyntheseprozess mehr oder

weniger abrupt. Bei den Algen im Glas überwiegt nun der Sauerstoffverbrauch und die Kohlendioxidproduktion durch Atmung. Es wäre also nicht gut, Algenwatten oder Wasserpest mit ins Glas zu geben, wie mitunter empfohlen wird, denn die verringern den Sauerstoffvorrat gleich zweifach: Weniger Wasservolumen und damit weniger Sauerstoff, den sie noch dazu selbst verbrauchen.

Vor allem aber Reduktionsvorgänge verbrauchen Sauerstoff. Wasser im Aquarium oder Sammelglas unterscheidet sich von einem sauberen, natürlichen Wasser vornehmlich in seiner elektrochemischen Gleichgewichtstendenz: In großen oder rasch fließenden Gewässern verläuft sie grundsätzlich in Richtung Oxidation, in einem selbst recht großen Aquarium in Richtung Reduktion. Hierdurch unterscheidet sich auch ein Behälter von einem Korallenriff oder einem Gebirgsbach, nicht aber durch den aktuellen Gehalt an molekularem Sauerstoff.

Ist viel organisches Material im Glas, kommt es bei normalen pH-Werten (über 7) infolge Eiweißzerfalls durch Reduktionsprozesse zur Entwicklung von Ammoniak anstelle des ungiftigen Ammoniums. Kohlensäureüberschuß und Sauerstoffdefizit steigern seine Giftwirkung noch. Im Sammelglas entstehen meist schon nach Minuten durch Eiweißhydrolyse unter anderen auch schwefelhaltige Aminosäuren, extrem starke Reduktionsmittel, die eine Sauerstoffsättigung des Wassers sofort verhindern. Zudem beeinflusst das Redoxpotential die Giftwirkung: Im oxidierten Zustand sind viele Substanzen ungiftig, im reduzierten aber giftig. Giftige Substanzen nehmen also durch Bildung toxischer Stoffwechselprodukte rasch zu, Sauerstoff ab. Luft in der Flasche hilft da nicht, denn das eigentliche Problem ist das gestörte Sauerstoff-Kohlensäure-Gleichgewicht. Im Aquarium stellen wir es durch technische Belüftungssysteme wieder her, die Kohlensäure austreiben. (Die Aquarienbelüftung hat nicht die Aufgabe, Luft – und damit Sauerstoff – ins Wasser zu blasen, sondern Kohlensäure auszutreiben.) Der Sauerstoff diffundiert dann von selbst schnell über die Wasseroberfläche ein. Kohlensäure austreiben ist aber technisch erheblich schwieriger als Sauerstoff zuführen, dennoch Voraussetzung, damit Sauerstoff überhaupt vom Wasser aufgenommen wird. In einem Sammelglas ist das nicht möglich. Wasser mit reduzierenden Eigenschaften läßt sich sowieso nicht sättigen, egal wieviel Sauerstoff

man zuführt. Es wird sofort von den reduzierenden Substanzen verbraucht.

Sauerstoffdefizite entstehen aber nicht nur durch diese Formen der biologischen Veratmung, sondern gerade in kleinen Wasserbehältern durch Ionenumladungen bzw. Elektronenverschiebungen. In diesem Falle ist gar nicht primär der Gashaushalt gestört, sondern das elektrochemische Gleichgewicht, und das Sauerstoffdefizit kann wirkungsvoll nur durch Zufuhr von atomarem Sauerstoff schnell gedeckt werden. Selbst das Austreiben von Kohlensäure und die Zufuhr von molekularem Sauerstoff ist da wirkungslos. Versierte Aquarianer behelfen sich in solchen Notfällen mit Zugabe von atomarem Sauerstoff durch Wasserstoffperoxid, was schlagartig hilft. Zwar reagiert atomarer Sauerstoff sofort und verschwindet um so schneller, je mehr reduzierende Substanzen das Wasser enthält. Aber das elektrochemische Ungleichgewicht wird auf diese Weise verringert, so daß die Aufnahme molekularen Sauerstoffs zum Atmen für Tier und Pflanze wieder leichter ist. Tendiert das elektrochemische Gleichgewicht in Richtung Oxidation, genügen bereits Sekunden, um Wasser bei Luftkontakt mit hinreichend Sauerstoff zu versorgen.

Unser Plankton leidet also nicht so sehr an Sauerstoffmangel. Vielmehr machen ihm Ammoniak, Kohlensäure, sehr giftige Amine (Leichengift) zu schaffen. Oder katalytische Prozesse, die durch das kurzweilige Tageslicht ausgelöst werden, verändern das Redoxpotential ungünstig. Näheres und Kompetenteres über diesen ganzen Komplex bei Hückstedt (1976 a, b).

Die Empfehlung, das Netzplankton im Sammelglas mit filtriertem Fundortwasser zu verdünnen, bis das Glas ganz voll ist, ist um so wichtiger, je länger man das Netz durchs Wasser gezogen und die Planktonprobe konzentriert hat. Alle Praktiker stimmen darin überein, daß dem Plankton von einer Temperaturänderung große Gefahr droht. Heute können wir das mit Thermosflaschen vermeiden, die in robuster Edelstahlausführung erhältlich sind. Aber auch Verdunstungskälte durch nasse Tücher hilft etwas.

Viele Faktoren dezimieren also unser Plankton, der Sauerstoffmangel dürfte dabei eine eher geringe Rolle spielen. Es sei denn, wir fischen Plankton in brütender Sommerhitze und heller Sonne aus einem stehenden Gewässer. An solchen Tagen und vor allem am Morgen danach ist der Sauerstoffgehalt des Wassers ohnehin

sehr niedrig, und es geht dem Plankton dort auch nicht besser als im Sammelglas.

Lohnend ist auf jeden Fall ein Versuch mit der bewährten Peroxidzugabe. Ich gebe hier Hückstedts Rezept an. „Man setzt dem Wasser auf 20 Liter 1,0 Kubikzentimeter einer 15-prozentigen Wasserstoffperoxydlösung zu (= 1 Tropfen pro Liter)“ (Hückstedt 1976 a, S. 16). Hückstedt gibt an, die doppelte Menge sei (bei Fischen) unschädlich, erst die dreifache akut gefährlich. Kieselalgen werden übrigens durch Wasserstoffperoxid sofort zerstört.

Voll bis zum Rand!

Das ist das Fazit. Drei Faktoren dezimieren also das Netzplankton in Sammelgläsern.

- Zu viele Organismen. Folge: Starke Reduktionsvorgänge. Abhilfe: Weniger Plankton im Glas – mit filtriertem Fundortwasser verdünnen (Kaffeefilter).
- Erwärmung. Folge: Absterben und Autolyse. Abhilfe: Thermosflasche, nasse Tücher, Schatten usw.
- Luft im Glas. Folge: Organismen werden an der Glasinnenwand zerschmettert und platzen. Abhilfe: Glas randvoll!

Sammelgläser und Stopfen müssen wirklich sauber sein. An Korkstopfen haften Chemikalien zäh und lange. Gläser spült man zur Sicherheit einige Male mit Fundortwasser, bevor man den Fang hineingibt.

Aller methodischen Sorgfalt zum Trotz bleiben viele Planktonwesen hilflos. Wir können sie nur vor Ort untersuchen.

Literaturnachweise

- Baumeister, W.: Planktonkunde für Jedermann. 6. Aufl., Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1972.
- Hellwig, W.: Planktonuntersuchungen in der Schule (Planktonfang und Planktonkonservierung). Mikrokosmos 43, 234–237 (1953/54).
- Hückstedt, G.: Aquarienchemie. 6. Aufl., Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1976 a.
- Hückstedt, G.: Aquarientechnik. 6. Aufl., Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1976 b.
- Junghanß, B.: Sammelgläser für Planktonexkursionen – sicher untergebracht! Mikrokosmos 57, 256 (1968).
- Mayer, M.: Kultur und Präparation der Protozoen. 5. Aufl., Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1975.
- Roeckl, K. W.: Das Leben der Einzeller. Ein biologisch-mikrotechnisches Praktikum. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1941.

Schild, E.: Über die Erbeutung und Untersuchung der Schwebeorganismen in Gewässern. Mitt. d. Märkischen Mikrobiol. Ver. (E.V.), Berlin 11, 50–154 (1922).

Schubert, A.: Praxis der Süßwasserbiologie. 2. Aufl., Volk und Wissen, Berlin 1972.

Voigt, M.: Die Praxis der Naturkunde, I. Band. Dietrich, Leipzig 1913.

Verfasser: Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13, D-85221 Dachau

Kurze Mitteilung

Polarisationsoptischer Nachweis von Peroxiden

Wasserstoffperoxid (Wasserstoffsuperoxid; H_2O_2) ist ein Produkt des aeroben Stoffwechsels. Es wird in der lebenden Pflanze vor allem als Antwort auf Umweltstress oder den Angriff eines Parasiten gebildet. Offensichtlich hat H_2O_2 auch eine wichtige Funktion bei der Bindung von aromatischen Verbindungen in der Zellwand, z. B. wird Zimtsäure zu Polysacchariden verestert. Da oxidierende Agenzien aber ein großes Risiko für die lebende Zelle sind, haben die Pflanzenzellen allerlei Schutzmechanismen entwickelt, bei denen Enzyme eine große Rolle spielen. Andererseits ist es wichtig zu wissen, wo die Enzyme lokalisiert sind, die für die Produktion von H_2O_2 vor allem in den Zellwänden verantwortlich sind. Neuerdings ist das Element Cer (Ce^{3+}) als Reagens für die histochemische Lokalisation von Oxidasen und Phosphatasen populär geworden, weil damit feine Präzipitate gebildet werden, die sowohl mit dem Elektronenmikroskop als auch dem Konfokalmikroskop nachzuweisen sind. Nun wurde auch eine Methode entwickelt, die man in der Epifluoreszenzmikroskopie (z. B. Axioskop, Carl Zeiss) mit Erfolg zum Nachweis des Cer-Niederschlags von Perhydroxiden anwenden kann. So können also in Schnitten von Pflanzengewebe (z. B. im Epikotyl der Erbse) diejenigen Gewebe lokalisiert werden, in denen sich $Ce(IV)$ -Perhydroxide niedergeschlagen haben.

Segmente aus dem 2. Internodium der Erbse von 2 mm Dicke werden bei Zimmertemperaturen direkt in das Reaktionsgemisch eingelegt; dieses besteht aus: 100 mM Hepes (= N-(2-Hydroxyethyl)piperazine-N'-Ethansulfon-Säure, z. B. von Sigma Nr. H 9897 oder von ICN

Nr. 152451 RT) pH 7,5; 50 mM 3-Amino-1,2,4-Triazol (z. B. von Sigma Nr. A 8056) und 5 mM $CeCl_3$. Nach 1 h werden die Gewebestückchen in die gleiche, aber frische Pufferlösung, mit Zusatz von 1 mM Putrescin (z. B. von Sigma Nr. P 7630) übertragen; sie bleiben darin 12 h, die Lösung wird jedoch nach jeweils 2 und 6 h erneuert. Die Pufferlösungen werden mit abgekochtem, doppelt destilliertem Wasser angesetzt. Die Gewebestückchen werden in der Lösung während der ganzen Inkubationszeit geschüttelt. Anschließend werden die Stengelsegmente zweimal in 100 mM Natrium-Cacodylat-Puffer (z. B. von Fluka Nr. 20840) pH 6,2 und einmal in 100 mM Natrium-Cacodylat-Puffer pH 7,0 jeweils mindestens 15 min lang gespült. Anschließend werden die Gewebestückchen über Nacht bei 4 °C in 2 % Glutaraldehyd fixiert, das in Cacodylat-Puffer pH 7,0 gelöst wurde. Nach der Fixierung und erneuter Spülung in Puffer werden die Gewebe in einer aufsteigenden Alkoholserie bis 100 % entwässert. Das dehydrierte Gewebe kann dann eingebettet und geschnitten werden (Schnittdicke 5 μ m). Die Gewebeschnitte werden im Epipolarisationsmikroskop (Okular 10 \times , Objektiv 40 \times oder 100 \times) beobachtet, wobei möglichst eine Quecksilberhochdrucklampe zur Beleuchtung benutzt wird. Zwischen Polarisationsfilterblock und Lampe wird zum Schutz ein UV-Filter eingesetzt. Die fotografische Dokumentation erfolgt mit einem Schwarz-Weiß-Film (T-Max 400 Kodak).

Liu, L., Eriksson, K. E. L., Dean, J. F. D.: Localization of hydrogen peroxide production in *Pisum sativum* L. using epi-polarization microscopy to follow cerium perhydroxyde deposition. *Plant Physiol.* 107, 501–506 (1995).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Buchbesprechungen

Ehrnsberger, R. (Hrsg.): Bodenmesofauna und Naturschutz – Bedeutung und Auswirkungen von anthropogenen Maßnahmen. Informationen zu Naturschutz und Landschaftspflege in Nordwestdeutschland Bd. 6, Verlag Günter Runge, Cloppenburg, 1993, 452 Seiten, DM 19,80, ISBN 3-926720-11-5.

Die mittelkleinen Bodentiere unter etwa 2 mm und über Einzeller-Größe, also die Bodenmesofauna, wird wissenschaftlich seit Jahrzehnten intensiv bearbeitet. Dieses Bändchen hat nun in großer Breite Grundlagenwissen und moderne angewandte Erkenntnisse über die Mesofauna zusammengestellt, um auch Praktikern des Naturschutzes und der Agrar- und Forstwirtschaft die Ökologie dieser Bodentiere nahezubringen, die in Millionenzahl unsere Böden besiedeln können. Das Themenspektrum der 25 Aufsätze reicht von grundlegenden Einführungen in Bodenzöologie, Streuzersetzung, Agrarökologie, Erfassungsmethoden der Mesofauna und ihrer Funktionen über ihren Wert für Bioindikation des Bodenzustands bis hin zu diversen Schädwirkungen, bezogen z. B. auf Bodenbearbeitung, Bodenversauerung und Kalkung, Wirkungen von Schwermetallen, Klärschlamm, Düngung und Agrochemikalien. Es werden auch größere Bodentiere berücksichtigt, die am Streuabbau mitwirken.

Die Beiträge sind durchaus von unterschiedlicher Qualität, teils allgemein und populärwissenschaftlich, teils Originalbeiträge mit hohem wissenschaftlichen Neuigkeitswert. Dementsprechend wird der interessierte Laie einerseits und der Bodenzöologe andererseits speziell über die Nutzung der Bodentiere für Na-

turschutz und Biotopbewertung unterschiedliche Artikel mit Gewinn lesen. Nebenbei mag dieses Bändchen auch anregen, sich intensiver mit den zahlreichen im Verborgenen lebenden Bodenkleintieren zu befassen, die morphologisch und ökologisch außerordentlich vielseitig sind und deswegen in der Zukunft im Sinne der Zielsetzung dieses Bändchens noch wichtiger werden dürften.

Das Buch ist in der Zusammenstellung der Themen und der Zielsetzung einmalig. Es richtet sich an alle, die als Ökologen, Land- und Forstwirte, Natur- und Umweltschützer in Wissenschaft, Politik und Verwaltung an Boden- und Biotopschutz interessiert sind.

Gerd Weigmann, Berlin

Christen, H. R., Vögtle, F.: Organische Chemie – Von den Grundlagen zur Forschung. Band I–III, Otto Salle Verlag + Verlag Sauerländer, Frankfurt am Main, 1992 (2. Aufl. Band I), 1990 (1. Aufl. Band II), 1994 (1. Aufl. Band III), insgesamt 2170 Seiten, gebunden, insgesamt DM 454,00, ISBN 3-7935-5397-3, 3-7935-5398-1, 3-7935-5498-8.

Mit der Veröffentlichung eines dritten Bandes der Organischen Chemie tragen die Autoren den rasanten Fortschritten der Grundlagenforschung dieser Fachdisziplin Rechnung. Daß es sich in der Tat um eine eng mit den beiden ersten Bänden verknüpfte Weiterführung handelt, wird neben der Beibehaltung der Typographie unter anderem daran erkenntlich, daß die Kapitelnummerierung der ersten beiden Bände weitergeführt wird.

Es würde an dieser Stelle zu weit führen, den gesamten Inhalt dieser drei Bücher wertend zu referieren. So soll als generelles Urteil festgehalten werden, daß es sich um eine ausgesprochen aktuelle Buchserie handelt, die auf sehr hohem Niveau, aber dennoch – bedingt durch die professionell angefertigten Graphiken – sehr anschaulich den aktuellen Wissensstand zur organischen Chemie wiedergibt. Die Abbildungen sind sicherlich dazu angetan, so manche etwas verstaubte Lehrveranstaltung mit aktuellem, der Zeit entsprechendem Illustrationsmaterial auszustatten. Die Tatsache, daß von Band I bereits eine zweite Auflage notwendig wurde, ist ein beredtes Zeugnis für die Akzeptanz dieser Bücher. Neben den bereits in Besprechungen der Bände I und II hervorgehobenen Qualitätsmerkmalen finde ich für den Band III den Tabellenanhang sowie das kurze, aber sehr nützliche Chemie-Lexikon (deutsch-englisch, englisch-deutsch) für besonders erwähnenswert. Beide erleichtern das Textverständnis, wenn es zum Beispiel um die Erklärung von nicht so sehr gebräuchlichen Abkürzungen oder um die Übersetzung fremdsprachiger Fachtermini geht. Daß es in Band III kein alle drei Bände berücksichtigendes Gesamtregister gibt, ist schade, aber auch verständlich. Denn das hätte für die Autoren sicherlich ein nicht unerhebliches Maß an Mehrarbeit mit sich gebracht. Vielleicht soll dieses aber auch darauf hinweisen, daß durchaus an eine Weiterführung dieser Serie in Form weiterer Bände gedacht ist. Abschließend bleibt mir nur festzuhalten, daß es sich bei diesem dreibändigen Werk um eine Standardpublikation handelt, die sicherlich einer sehr langen Verweildauer in den Regalen aktueller Wissenschaftsliteratur entgegensteht. Es besteht kein Zweifel,

daß diese auch fertigungstechnisch absolut hochwertigen Bücher in jede naturwissenschaftlich orientierte Bibliothek gehören. Glücklicherweise zu nennen, der es finanziell bewerkstelligen kann, diese Serie für seine private Bibliothek anzuschaffen.

Klaus Hausmann, Berlin

Dumpert, K.: Das Sozialleben der Ameisen. Parey's Studientexte Nr. 18, 2. neubearbeitete Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 1994, 258 Seiten, DM 42,00 DM, ISBN 3-489-63636-8.

Unter allen Tiergruppen der Wirbellosen ist bei den Ameisen das Sozialleben am weitesten entwickelt und am stärksten differenziert. In diesem Buch werden die unterschiedlichen Aspekte des Soziallebens in großer Breite dargestellt.

Sehr intensiv wird auf die phylogenetische Entwicklung der Ameisen und auf die Evolution der ökologischen, physiologischen, ethologischen und chemisch-ökologischen Phänomene eingegangen, die Voraussetzung für ein differenziertes Sozialleben sind. Schon seit langem faszinieren die Verhaltensleistungen der Ameisen, insbesondere die Kommunikation untereinander, aber auch das Zusammenleben verschiedener Arten miteinander bis hin zur Sklavenhaltung. Evolutionsbiologisch ist von besonderem Interesse, daß innerhalb einer Ameisenart verschiedene Kasten mit unterschiedlichen Formen und Funktionen entwickelt wurden, die jeweils von derselben Königin hervorgebracht werden. Ameisen haben vielfältigste soziale Strategien der Ernährungsbiologie, der Verteidigung, der Ausbreitung und der Ausnutzung spezieller Pflanzen und Tierarten.

In diese zweite neubearbeitete Auflage wurden neue Erkenntnis-

se zu allen Aspekten, insbesondere zur Sinnesphysiologie eingearbeitet. Alle Kapitel wurden grundlegend überarbeitet. Das Buch kann als Standardwerk von allen genutzt werden, die sich mit der phantastischen Soziobiologie der Ameisen beschäftigen wollen. Trotz des mittleren Seitenumfanges ist das Buch ein übersichtliches Kompendium über Ameisen. Der Schreibstil ist terminologisch anspruchsvoll, nüchtern und ausführlich und kommt deshalb eher den Bedürfnissen von Studierenden als von populärwissenschaftlich Interessierten entgegen. Literaturverzeichnis und Register sind entsprechend umfangreich. Auf jeden Fall reizt die Lektüre des Buches zur weiteren Beschäftigung mit der Biologie und dem Verhalten der Ameisen.

Gerd Weigmann, Berlin

Goodsell, D.: Labor Zelle. Molekulare Prozesse des Lebens. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, 1994, 77 Abbildungen, 199 Seiten, gebunden DM 39,80, ISBN 4-540-57101-9.

Das Buch lädt ein zu einer Reise in das Innere der Zelle. Dabei bietet es sehr ungewöhnliche Ansichten der zellulären Bestandteile. Ziel des Buches ist es, auf molekularer Ebene einen Eindruck von der Formenvielfalt, Zusammensetzung, Dichte und Anordnung der Zellbausteine zu geben. Dabei legt der Autor besonderen Wert auf richtige Größenverhältnisse der Moleküle zueinander (wobei sich leicht ein Fehler einschleichen kann, wie gleich die erste Abbildung im Buch zeigt: bei 1000facher Vergrößerung wird man kaum die molekulare Anordnung von Glykokalyx, Proteinen usw. einer Bakterienwand erkennen können). Das Buch ist reichlich mit schwarzweißen Zeichnungen der Moleküle und Zellorganellen illustriert, die den

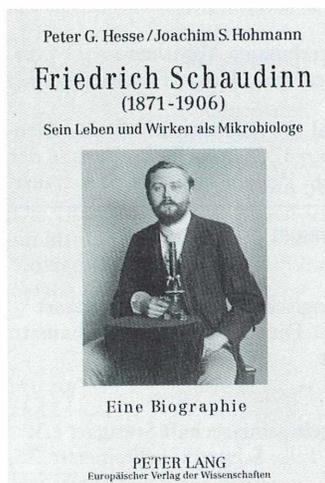
Leser beinahe zum Ausmalen animieren. Wichtige Enzyme werden in Form von Computermodellen dargestellt. Der Text des Buches ist leicht verständlich und auf Leser ohne wissenschaftliche Vorkenntnisse zugeschnitten. Wichtige Prozesse des Zellstoffwechsels, Fakten zum Zellaufbau, aber auch Wirkungsweise von Medikamenten und Vorgänge bei Virusinfektionen werden erklärt. Es ist allerdings fraglich, ob diese im Buch ausschließlich gewählte abstrakte Form der Darstellung geeignet ist, um Laien in die Geschehnisse zellulärer Abläufe einzuführen. Wahrscheinlich wäre ein Kombination mit mikroskopischen Bildern und herkömmlichen Grafiken dazu mehr angehtan. Zweifellos haben Biochemiker Interesse an der graphischen Aufarbeitung von Molekülstrukturen, jedoch erwarten diese einen anspruchsvolleren Text. Insgesamt ist die Idee dieser Darstellungsweise sicherlich interessant und aufschlußreich, die Konzeption des Buches allerdings sollte im Hinblick auf den Leserkreis neu überdacht werden.

Annett Burzlaff, Berlin

Hesse, P. G., Hohmann, J. S.: Friedrich Schaudinn (1871–1906) – Sein Leben und Wirken als Mikrobiologe: eine Biographie. Europäischer Verlag der Wissenschaften, Peter Lang, Frankfurt a.M., 1995, 255 Seiten, 18 Abbildungen, kartoniert, DM 79,00, ISBN 3-631-48140-3.

Mit dem Namen Fritz Schaudinn assoziieren die Mikrobiologen und Mediziner den Entdecker der Syphilis (*Treponema pallidum*), die Protozoologen hingegen denken primär an das von ihm aufgestellte System der Sontentiere (Heliozoen), an die Aufdeckung des Lebenskreislaufs bestimmter Sporozoen (Coccidien), an we-

sentliche Arbeiten über parasitische Amöben (*Entamoeba histolytica*) und nicht zuletzt an die 1901 durch ihn erfolgte Gründung der weltweit ältesten protistologischen Fachzeitschrift, nämlich an das „Archiv für Protistenkunde“. Abgesehen von diesen Höhepunkten des Schaudinn'schen Schaffens ist die Kenntnis über den Werdegang, das Ausmaß und die Bedeutung seiner weiteren Forschung sowie das Wissen um die privaten Umstände seines so kurzen Lebens in der Regel recht dürftig. Genau diese Wissenslücke wird durch die vorliegende Biographie geschlossen.



Das Buch beginnt damit, die Entwicklung und wesentlichen Entdeckungen der Mikrobiologie und Protozoologie bis Schaudinn darzustellen. Somit weiß der Leser, in welchem intellektuellen Umfeld dieser herausragende Forscher tätig wurde. Danach folgt eine minutiöse Darstellung seines Werdegangs, welche durch eine Würdigung seiner wissenschaftlichen Tätigkeit geschlossen wird. Von besonderem Wert ist die de-

taillierte Besprechung der Publikationen von Schaudinn. Das meiner Meinung nach über die zu erwartende Faktenvermittlung einer Bibliographie hinausgehende Außergewöhnliche an diesem Buch sind die zahlreichen wörtlichen Zitate aus der Privatkorrespondenz Schaudinns und aus dem Briefwechsel der für Schaudinns Wirken wichtigen Persönlichkeiten. Dadurch läßt dieses Buch die Lebensumstände, in denen Schaudinn wirkte, für den Leser zur greifbaren, nachvollziehbaren Realität werden. Im Grunde genommen weiß nur ein Autor, der einmal ein vergleichbares Werk publiziert hat, den unsäglichen Arbeitsaufwand zu würdigen, der schließlich zu einem solchen Buch geführt hat. Daß die Reproduktionsqualität der Abbildungen im Kapitel „Bilder aus dem Leben von Fritz Schaudinn“ sehr zu wünschen übrig läßt und daß der Preis dieses Werkes angesichts der generell sicherlich nicht sehr kostenintensiven Herstellungstechnik relativ hoch angesiedelt ist, sollte den historisch orientierten Leser nicht davor zurückschrecken lassen, dieses in gewisser Weise einmalige, ganz offensichtlich von einer innigen Verehrung Schaudinns getragene Werk für die eigene Bibliothek anzuschaffen.

Klaus Hausmann, Berlin

Czihak, G., Langer, H., Ziegler, H.: Biologie. 5. korrigierte Auflage, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, 1993, 995 Seiten, 1350 Abbildungen, gebunden, DM 128,00, ISBN 3-540-56003-3.

Das vorliegende Werk – eine mit knapp 1000 Textseiten Umfang

und rund 2,2 kg Masse eine äußerlich wie inhaltlich gewichtige und hochrangige Buchveröffentlichung – hat sich längst einen festen Platz unter den modernen Standardlehrbüchern erobert. Das auch im Vorwort zur vorliegenden Auflage formulierte Ziel der Buchkonzeption, „ein Arbeits- und Nachschlagewerk zu schaffen, in welchem die Grenzen zwischen den klassischen Fächern der Botanik und Zoologie aufgehoben sind“, haben die 25 beteiligten Textautoren zweifellos erreicht – eine bewundernswerte Leistung, wenn man sich der von der modernen Biologie angehäufte Faktenfülle gegenübersieht und über die Randbereiche etwaiger Spezialinteressen hinaus einen aktuellen Überblick über das Gesamtgebiet gewinnen möchte. Insofern ist dieses Lehrbuch für den Einsatz in Studium und Selbststudium oder als flankierendes Referenzwerk für Lehrer und Schüler der gymnasialen Oberstufe hervorragend geeignet. Sein Informationsangebot reicht von den Grundfakten der Zellbiologie (Bau und Leistungen der Zellen) über Strukturen und Funktionen der Organismen (mit Kapitelschwerpunkten zur Genetik, Fortpflanzung und Sexualität, Entwicklung, Organographie, Verhalten) bis hin zu Darstellungen der Organismen in ihrer jeweiligen Umwelt. Eine exzellente Zusammenschau wichtiger Erkenntnisse und Einsichten, illustriert anhand zahlreicher Graphiken, Diagramme oder Halbtonbilder, die jeder an der Biologie als umfassendem Wissensgebiet Interessierte nutzen sollte. Besonders hervorzuheben ist auch die Tatsache, daß die vorliegende Auflage wieder mit festem, deutlich leserfreundlicheren Einband erschienen ist.

Thomas Waßmann, Bonn

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Kontaktadressen der Mikroskopischen Vereinigungen

Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Kontaktadresse: Günther Zahrt, Kyllmannstr. 7a, 12203 Berlin, Tel.: 8 33 69 17
Treffpunkt: Institut für Zoologie (Kursraum A), Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin
Termine: siehe Programm

Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen

Kontaktadresse: Hans Klemeyer, Suhrfeldstr. 33, 28207 Bremen, Tel.: 04 21/44 20 90, 0 42 06/65 85
Treffpunkt: Raum B 3236 Universität Bremen NW 2, Eingang Leobenerstr./James-Watt-Straße, 3. Stock
Termine: 2. Montag im Monat um 18.00 Uhr

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V.

Kontaktadresse: Gerhard Göke, Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen, Tel.: 0 23 31/3 17 54, Jürgen Stahl-schmidt, Haferkamp 60, 58093 Hagen, Tel.: 0 23 31/ 5 75 09
Treffpunkt: Umweltzentrum Hagen (NWV-Raum), Boeler Str. 39, 58097 Hagen
Termine: siehe Programm

Mikrobiologische Vereinigung Hamburg

Kontaktadresse: Christina Kaeser, Rupertistr. 7a, 22609 Hamburg, Tel.: 0 40/82 61 18
Treffpunkt: Gymnasium Meiendorf, Schierenberg 60e
Termine: siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH)

Kontaktadresse: Karl Brüggemann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33, 05 11/ 3 08 15 10, Michael Butkay, Klapperweg 9, 30966 Hemmingen, Tel.: 0 51 01/23 16, Petra Hasenleder, Wasserkampstr. 10, 30559 Hannover, Tel.: 05 11/ 52 67 09
Treffpunkt: Räume des Instituts für Andrologie der Tierärztlichen Hochschule Hannover, Bünteweg
Termine: 1. Montag im Monat, 19.00 Uhr

Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln e.V.

Kontaktadresse: Dr. Hartmut Eckau, Homburger Str. 10, 50969 Köln
Treffpunkt: Betriebsgebäude des Botanischen Gartens, Amsterdamer Str. 34, 50735 Köln
Termine: siehe Programm

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Kontaktadresse: K. H. Orlishausen, Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel.: 0 95 71/34 77

Mikrobiologische Vereinigung München

Kontaktadresse: Siegfried Hoc, Friedensstr. 32, 82178 Puchheim
Treffpunkt: Lehrsaal 04 (Kellergeschoß des Neubaus) der TU, Lothstr. 17, Haltestelle Lothstraße der Straßenbahnlinie 20, Zugang von der Dachauer- oder Heßstraße
Termine: siehe Programm

Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart

Kontaktadresse: Dr. Dieter Krauter, Landhausstr. 269, 70188 Stuttgart

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e.V.

Kontaktadresse: Dr. Felix Schumm, Schreiberstr. 36, 70199 Stuttgart
Treffpunkt: Übungsraum U150 der Genetik und Mikrobiologie im Gebäude BIO 1 der Universität Hohenheim, Garbenstr. 30, Hintereingang
Termine: jeder 2. und 4. Freitag im Monat, 19.00 Uhr (ausgenommen in den Schulferien)

Mikrographische Gesellschaft Wien

Kontaktadresse: Gretl Schmid, Postfach 25, A-1081 Wien, Erich Steiner, Assmaygasse 11, A-1120 Wien
Treffpunkt: Räume der Mikrographischen Gesellschaft, Marinelligasse 10 a, Wien 2
Termine: Dienstags um 19.15 Uhr

Mikroskopische Gesellschaft Zürich

Kontaktadresse: A. Mahler, Bruggerweg 14, CH-8037 Zürich, Tel.: 01-2 71 39 44
Treffpunkt: Kurs- und Arbeitslokal, Vortragssaal im Schulhaus Ilgen B, Ilgenstr. 15, 8032 Zürich
Termine: siehe Programm

Aus den Arbeits- gemeinschaften

Berliner Mikroskopische Gesellschaft



Programm
November 1995 bis
Februar 1996

09. 11. 1995: Sichtung der Bilder für die Fotoausstellung
23. 11. 1995: Dr. Renate Radek, Berlin:
Fluoreszenzmikroskopie
09./10. 12. 1995: Robin Wacker:
Mikrotomie – Technik und Färbemethoden
14. 12. 1995: Weihnachtsfeier
18. 01. 1996: Prof. Dr. W. Foissner, Salzburg:
Bodenciliaten
01. 02. 1996: Jahreshauptversammlung
15. 02. 1996: Dipl. Biol. Michael Zölffel, Berlin:
Thema wird noch bekanntgegeben

Die Übungsabende beginnen jeweils um 19.30 Uhr im Institut für Zoologie (Kursraum A) der FU Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang: Haderslebener Straße 1–3), 14195 Berlin.

Nachricht

Stürtz-Natur-Kalender 1996

Der renommierte Verlag Stürtz, Würzburg, bietet in seinem reichhaltigen Kalenderprogramm für 1996 unter anderem sehr bemerkenswerte Editionen aus dem Bereich Natur an. Wenngleich derzeit leider noch (?) keine Motive aus dem mikroskopischen Bereich angeboten werden, erscheinen die folgenden Werke insbesondere für Naturliebhaber empfehlenswert: Werner, F.: *Verborgene Schönheiten – Natur-Impressionen* (ISBN 3-8003-0611-5); Ziesler, G.: *Wasser* (ISBN 3-8003-0602-6); Unterweger, W.-D.: *Blumenlandschaften* (ISBN 3-8003-0595-X); Širlo, V.: *Bäume* (ISBN 3-8003-0598-4). Alle Kalender liegen im Großformat (54 × 48 cm) mit je 12 Monatsblättern vor. Angesichts der bestechenden Bildmotive und der ausgesprochen hohen Druckqualität ist der Preis von 39,80 DM angemessen. Hervorragende Weihnachtsgeschenke!

K. Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

Mikro-Markt

Kleinanzeigen im MIKRO-MARKT kosten DM 20,- (bis 4 Zeilen); jede weitere Zeile DM 5,-. Chiffregebühr DM 5,-. Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG, Anzeigenabteilung, Postfach 7201 43, 70577 Stuttgart.

Gesucht: Mikrokosmos, Jhg. 29 bis einschl. 40. Prof. Dr. Werner Nachtigall, Höhenweg 169, 66133 Scheidt

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. Labor f. mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie Ingrid Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98. FAX: 08 4 1/5 68 53

Probleme beim Ausbau des Mikroskops? Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie“ enthält die passende Optik und viele Bauteile. In unserer „Präparate-Liste“ finden Sie u.a. auch Test-Präparate zur Überprüfung des

Leistungsvermögens Ihres Mikroskops.

R. Göke, Bahnhofstraße 27, 58095 Hagen, Telefon 0 23 31/3 17 54.

Leitz Ortholux II m. Trinok. Tubus, 5 Achr. 6–100×, DM 1800,-; zusätzl. Fl 54/0.95 Öl DM 300,-; Trinok. Tubus 400,-;

Zeiss KF 2, m. Halog.-Bel. und Binok. Tubus, 3 Achr. 5–40×, Phako-Kond., 2 WW-Okularen 10×, DM 1600,-;

Zeiss (Jena) „Palmikr. A“ mit 5 Planachr., Rast-Drehtisch, Pol.-Kondensator, Monotubus m. Bertrand-Li und 2 Okul.; DM 1900,-;

Zeiss-Winkel Kursmikroskop., 3 Achr. 5–40×, Monotubus, DM 500,-. Tel. 0 89/57 74 01 ab 19 Uhr

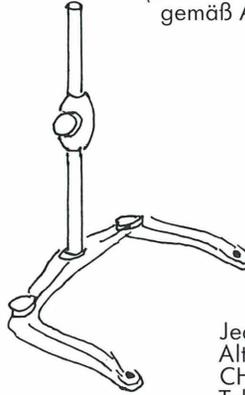
Eine prakt. Anl. zu Mikrofotos mit Pfiff. Broschüre 64 S. A4, schw./w. Nur b. Verf. u. Herausgeber: J. F. Bornhardt, Rosenweg 7, 73447 Oberkochen. 20,- + 5,- Versand. Nur gg. Vorkasse! **Zeiss** Optovar-Schieber 1/1,25/1,6 für Axioskop 1050,-. **Zeiss** Werkzeitschr./Information H. 15 (1955) bis H. 100 (1990) f. vollst. (1 Jhg. fehlt), nur kompl. 250,-. **Schott** Information 1979 bis 1990, 28 Hefte unvollst. 70,-. **Zeiss** Sonderbel.-Einr. für Phomi/Universal 150,-. Durchlicht-Fluoreszenz-Einr. m. Lampenhaus 250 und HG-Lampe für Standard, WL, und and. 750,-. **Zeiss** Spiegelgalvanometer-Ablesegerät m. Galv., nach Vereinb., Deuterium Spektrallampe m. Netzger. nach Vereinb. 073 64/88 23

Das Bestimmungsbuch auf Fotobasis: **Tiere und Pflanzen im Wassertropfen, nach Farbfotos erkannt**, 490 Fotos, DM 36,-. Bezug durch den Fauna-Verlag, Eichenweg 8, 85757 Karlsfeld

VERKAUFE Zeiss: Photomikr. (Auf/Durchlicht) 3600,- VB. Mikroskop m. Drehgleittisch 450,-. Objektive: Zeiss Epiplan H/D 100, 200,- VB. Zeiss Jena 8, 25,-. Lomo 90, 40,-. Leitz Ph 20, 80,-. 100 Öl, Chrom/Messing 150,-. Olympus Planapo 40, 450,-. Hertel/Reuss 10, 40,-, 100, 75,-. Zeiss Lampenhaus 100/Trafo g. Gebot. Tel. 0 30/4 31 59 09

Gesucht

Zeiss-Universalstativ für Contax
(aus den 40er-Jahren)
gemäß Abbildung.



Jean Rügger-Deschenaux,
Alte Landstraße 33,
CH-8803 Rüschiikon,
Tel.: 01-7 24 28 61,
Fax: 01-7 24 29 84

Auflichtmikroskop, invers, trinok. Kreuztisch, 4 Planachromate, 12V 50 Watt Halogen, Hell- und Dunkelf. WF Okulare DM 3500,-, Leitz Ortholux, Auf- und Durchlicht, DM 3000,-. Tel. 02 51/37 59 51

Sonderoptiken • Astronomie • Mikroskopie



Phasenkontrasteinrichtung DM 490.-

Achomate 10x0,30, 20x0,40, 40x0,65, 90x1,25

Phasenkondensator Brennww.: 15,44mm, Hilfsjustierokular

- Neues Forschungs-Stereo-Mikroskop DM 610.-
4,8 - 56x, kompl. in Holzkiste
- Biol. Mikroskop, Binokular, komplett DM 650.-
- Köhler Beleuchtung 8V/20 Watt DM 270.-
- Abbe / König Kondensator, schiefe Beleuchtung DM 280.-
- Achr. 40:1/0,75/Wasser/160/0,17 DM 150.-
- APO 40:1/0,95/160/0,17 DM 240.-
- APO 90:1/1,30/ÖL/160/0,17 DM 150.-
- Citoval/Technival Stereo Mikroskope DM 3250.-

Lagerbest. der NVA (nur solange Vorrat reicht)

100 Seiten Optik am laufenden Band, Katalog "MICRO/MACRO", DM 10.-

BW OPTIK DIREKTVERSAND unschlagbar PREISWERT

Langner-Voss • Lindenstr. 52 • D-45894 Gelsenkirchen TEL. / FAX 02 09 / 39 47 45



25 JAHRE FÜR EINE SACHE



1970 gründeten elf wissenschaftliche Verlage die Uni-Taschenbücher GmbH. Die Gesellschaft versteht sich seit ihrem Bestehen als Kooperation gleichberechtigter Mitglieder mit dem Ziel, Texte für Studenten und Dozenten, für Wissenschaftler in der akademischen Praxis unter dem Zeichen

UTB FÜR WISSENSCHAFT zu veröffentlichen. 1995 sind Gesellschafter: W.Fink, München, Gustav Fischer, Jena und Stuttgart, Francke, Tübingen, Paul Haupt, Bern, Hüthig, Heidelberg, Leske + Budrich, Opladen, J.C.B. Mohr, Tübingen, Quelle & Meyer, Wiesbaden, Ernst Reinhardt, München, Schäffer-Poeschel, Stuttgart, Ferdinand Schönningh, Paderborn, Eugen Ulmer, Stuttgart, Vandenhoeck & Ruprecht, Göttingen.

Seit Gründung sind etwa 1700 Uni-Taschenbücher und Bände der UTB-GROSSEN REIHE aus Geisteswissenschaften, Naturwissenschaften und Medizin, Wirtschafts-, Sozial- und Rechtswissenschaft erschienen. Über 90% aller UTB-Titel sind Originalausgaben (Lehr- und Arbeitsbücher, kommentierte Standardtexte, Klassiker der Wissenschaft und Wörterbücher). Als Autoren konnten in der überwiegenden Mehrzahl Hochschuldozenten im In- und Ausland gewonnen werden. Die verkaufte Auflage ihrer Uni-Taschenbücher beträgt insgesamt über 9.7 Millionen Bände. 25 Jahre Verlagsarbeit für die Wissenschaft bekommen mit dem Jubiläumsband *UTB 2000 Karl Popper Lesebuch einen besonderen Akzent.

Wissenschaft ist nach Popper »Vermutungswissen« und seine ständige Verbesserung. Damit wird der Wissenschaft hoher Rang und hohe Verantwortung zugesprochen: die freie Korrektur der eigenen Irrtümer und zugleich die Einsicht in Grenzen der Erkenntnis. Wenn UTB FÜR WISSENSCHAFT dieser Aufgabe dient, dann hat sie einen Beitrag für die Wissenschaft geleistet und ihr Programm für die Zukunft definiert.

Das UTB-Gesamtverzeichnis 1995 erhalten Sie beim Buchhändler oder direkt von UTB FÜR WISSENSCHAFT Postf. 801124 D-70511 Stuttgart.

*Jubiläumsband
DM/sFr. 10,-, öS 74,-

Karl Popper Lesebuch



J.C.B. Mohr
(Paul Siebeck)

Life-Übertragung

Mikrokosmos
Heft 6/95
Bibliothek des OÖ-Landesmuseu
Museumstraße 14
4020 Linz

1 Bote(6
30022' das Wohl des Menschen geht, steht



Mitsubishi Electric der Medizin hilfreich
CP-50 E, professioneller S-VHS Video-Recorder

zur Serie. in Form ausgereifter S-VHS/VHS Video-

Systeme für aussagefähige Live-Übertragungen:

Recorder, Monitore und Printer mit zertifizierter



Med.GV-Qualifikation. Das heißt,

CP-50 E (H), Farb-Videoprinter

jede Systemkomponente ist für sich ein

Spezialist, und alle gemeinsam bilden

sie ein perfekt eingespieltes

Team. Sicher in der Unter-

stützung von Diagnosen oder zur



bildbrillanten Dokumentation. Mehr Detail-

EM-1490 E, Videomonitor

informationen über die abgebildeten Produkte erhalten

Sie unter der Rufnummer: (021 02) 468-684. Wir sen-

den Ihnen die gewünschten Informationen sofort zu.



MITSUBISHI VIDEOPRINTER CP-50 E(H)



MITSUBISHI ELECTRIC EUROPE GMBH
Electronic Visual Systems
Gothaer Straße 8, D-40880 Ratingen
Tel. (02102) 486-684, Fax (02102) 486-112