

II 90342/90,6 nals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

November 2001

90. Jahrgang

Heft 6

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

- 321** Editorial
- 323** Limnologie in Deutschland: Dem Leben im Bach auf der Spur
Norbert Gregor Günkel und Miriam Günkel
- 329** Bionik-Objekt: Die Laterne des Aristoteles –
der Kauapparat der Seeigel
Wolfgang Hasenpusch und Torsten Zaiß
- 333** Nektarspalten – „gefesselte“ Stomata?
Karl Peter Gaffal und Stephan El Gammal
- 341** Dauerpräparate mit Glyzeringelatine
Werner Jäntsich
- 345** Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.)
II. Von der Regression des Keimstreifens bis zur schlüpfreifen Larve
Wolfgang Groepler
- 355** Dispersion Staining –
Dispersionsfärbung als analytische Durchlichtmikroskopie
Gerhard Göke
- 361** Mikroskopische Untersuchung von Belebtschlamm
Reinhardt Noll
- 370** Mikroskopische Beobachtungen an lebender menschlicher Haut
Dieter Pohl
- 376** Mikro-Einsteiger:
Mikrokristallisationen
Jean Rügger-Deschenaux

Rubriken

- 322, 328, 343,
368, 380**
Kurze Mitteilung
- 353, 367, 375**
Buchbesprechungen
- 354**
Nachricht
- 369, 381**
Neue Medien
- 382**
Aus den Arbeitsgemein-
schaften
- 383**
Mikro-Markt
- 384**
Impressum

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

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

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

Umschlagabbildung: Weinstein-Kristalle in polarisiertem Licht. Siehe Artikel J. Rügger-Deschenaux, Seite 375–379.

Editorial

Wir leben heutzutage im Zeitalter des aus unserem Alltag nicht mehr wegzudenkenden Computers und des weltweiten Internets mit seinen mannigfaltigen Kommunikations- und Informationsmöglichkeiten. Da ist es nicht verwunderlich, dass unterdessen mehrfach an die Redaktion die Frage herangetragen wurde, ob es nicht möglich sei, die gesamte MIKROKOSMOS-Ausgabe mit ihren 90 Jahrgängen elektronisch zu erfassen und via CD-ROM und/oder Internet zugänglich zu machen. Rein technisch wäre das natürlich schon möglich, da in der Redaktion die Gesamtausgabe unserer Zeitschrift zur Verfügung steht. Nur ist dieses ein logistisches und vor allem finanzielles Problem: Es müssten circa 30.000 Seiten per Hand eingescannt und für einen Datenbankzugriff bearbeitet werden. Ein derartiges Unterfangen überschreitet das für solche Aktivitäten verfügbare Finanzvolumen des MIKROKOSMOS um ein Vielfaches. Und wie der Verkaufserfolg eines entsprechenden Datenträgers aussehen könnte, mag keiner prognostizieren. Es steht zu befürchten, dass die Nachfrage nicht einmal ausreichen würde, zumindest die Herstellungskosten abzudecken.

Vor diesem Hintergrund haben sich Verlag und Redaktion beraten und eine zunächst *kleine Lösung* erarbeitet: Beginnend mit dem nun vorliegenden Heft 6/2001 gibt es mit jedem neuen Heft im Internet auf der Homepage des MIKROKOSMOS unter ARCHIV oder direkt unter der Adresse <http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv.htm> die Option, einen Archiv-Titel abzurufen, der auch zum Herunterladen als PDF-Datei geeignet ist. Sollte eine Xerox-Kopie des entsprechenden Artikels erwünscht sein, kann diese gegen Voreinsendung einer Kostenpauschale in Höhe von 7,50 € von der Redaktion bezogen werden. Zunächst werden die Artikel, welche im MIKROKOSMOS-ARCHIV erscheinen, von der Redaktion ausgewählt. Das kann sich zukünftig ändern: Sollten Sie Interesse an speziellen Themen oder gar an ganz bestimmten Artikeln haben, lassen Sie es die Redaktion wissen (per Brief, e-mail, Telefon oder FAX), damit wir entsprechend reagieren können. Wir sind gespannt, wie dieses neue Angebot aufgenommen wird.

Redaktion MIKROKOSMOS

Kurze Mitteilung

Ökologische Pflanzenanatomie

Eine Gruppe israelischer und ukrainischer Pflanzenanatomen hat gezeigt, dass mit den klassischen lichtmikroskopischen Methoden noch interessantere Probleme der Anpassungsstrategie an extreme Wuchsbedingungen gelöst werden können. Sie untersuchte die strukturellen Charakteristika der Blätter von drei Gehölzarten, da bislang alle einschlägigen Untersuchungen an einjährigen (annuellen) Pflanzen durchgeführt worden sind. Querschnitte von Blättern des Ölbaumes (*Olea europaea*), des Johannisbrotbaumes (*Ceratonia siliqua*) und der Pistazie (*Pistacia lentiscus*) von zwei verschiedenen Standorten wurden auf ihre Struktur untersucht. Dazu wurden 1 cm lange Blattstückchen in einer Lösung von 2% Glutaraldehyd und 2% Paraformaldehyd fixiert, in einer Alkoholreihe entwässert und in Paraffin eingebettet. Die 10 µm dicken Mikrotomschnitte wurden mit Methylenblau oder Fast Green gefärbt und in Kanadabalsam eingebettet.

Die beiden Standorte am Mount Carmel in Israel unterschieden sich in ihrer Exposition: Bei gleichen makroklimatischen und Bodenbedingungen waren die nach Süden exponierten Hänge (Südhang, SA) heiß und trocken; die nach Norden exponierten Hänge (Nordhang, NA) waren feucht und schattig. Im Allgemeinen wurde gefunden, dass die Blätter parallele und artspezifische xeromorphe Anpassungen hatten. Die Blätter aller drei Arten vom SA waren kleiner als diejenigen vom NA. Die Blätter der Olive und des Johannisbrotbaumes am SA waren signifikant dicker als gleichaltrige Blätter vom NA. Diese Dickenzunahme wurde verursacht durch eine größere Dicke der beiden photosynthetisch entscheidenden Parenchymgewebe, dem Palisaden- und dem Schwamm-Parenchym. Ein gleichgerichteter Effekt wurde auch bei der Pistazie beobachtet, war aber ausschließlich durch ein dickeres Schwammparen-

chym bedingt. Eine dickere Epidermis wurde am SA im Vergleich zum NA bei den Blättern von *Olea europaea* und *Pistacia lentiscus* gefunden, während die Situation bei *Ceratonia siliqua* genau umgekehrt war. Die Palisadenzellen vom Johannisbrotbaum und die Pistazienblätter am SA waren signifikant länger im Vergleich zu den Blättern vom NA; eine umgekehrte Tendenz war bei der Dicke der Palisadenschicht der Olive zu beobachten.

Die Ergebnisse zeigen, dass hier eine anatomische Adaptation gegenüber Trockenheit an dem mehr ariden SA vorliegt, die wahrscheinlich durch klimatische Selektion bedingt ist. Offensichtlich sind Blätter sehr flexibel in ihrer Reaktion gegenüber Umweltbedingungen. Ihre Struktur spiegelt deutlicher als die Struktur von Stängel/Stamm und Wurzel die Wirkung des Umweltstresses und der mikroklimatischen Heterogenität wider. Die adaptiven Strategien für Trockenresistenz scheinen von größerer Wichtigkeit an dem warmen, trockenen SA zu sein, während die Adaptation für eine optimale Lichtsituation an den feuchteren NA von größerer Bedeutung ist. Die dickere Epidermis führt zu verminderter Transpiration am SA, wo also ein höherer Trockenheitsstress vorliegt, während am NA der Lichtstress vorherrschend ist.

Literaturhinweis

Nevo, E., Bolshakova, M. A., Martyn, G. I., Musatenko, L. I., Sytnik, K. M., Pavlicek, T., Beharav, A.: Drought and light anatomical adaptive leaf strategies in three woody species caused by microclimatic selection at „Evolution Canyon“, Israel. *Israel Journal of Plant Sciences* 48, 33–46 (2000).

H. F. Linskens, Nijmegen

Limnologie in Deutschland: Dem Leben im Bach auf der Spur

Norbert Gregor Gunkel und Miriam Gunkel

Von den Anfängen der Mikroskopie führt ein direkter Weg zur Limnologie, der sich heute zwei Einrichtungen der Max-Planck-Gesellschaft widmen: Das MPI für Limnologie in Plön und dessen Limnologische Fluss-Station in Schlitz, die jetzt 50 Jahre am Ort ist. Der MIKROKOSMOS begleitete die Anfänge der Station, als Joachim Illies (1948/49) von der Fulda-Expedition berichtete. In der aktuellen Arbeit spielt die Mikroskopie eine wichtige Rolle.

Antoni van Leeuwenhoek, der emsig mikroskopierende Holländer, wird von mehreren Wissenschaften als Gründervater in Anspruch genommen, etwa auch von der Protozoologie. Das spiegelt die Bandbreite der Beobachtungen wider, die der Kaufmann machte und der englischen Royal Society in seinen inzwischen berühmten Briefen mitteilte. Er war, so weit wir wissen, der Erste, der das Leben im Wassertropfen untersuchte und dabei Einzeller und Rädertiere entdeckte. Von einer Wissenschaft Limnologie freilich war Leeuwenhoek noch weit entfernt. Eines allerdings ist unzweifelhaft sein Verdienst: Er weckte die Begeisterung ungezählter Mikroskopiker für den Wassertropfen und machte damit das Leben im Wasser erst zu einem Forschungsgegenstand. Das waren über mehr als zwei Jahrhunderte hinweg Hydrobiologie und Planktologie. Aus dem Bemühen heraus, die Zusammenhänge zwischen den Lebewesen untereinander und mit ihrem Lebensraum besser zu verstehen, entstand dann erst nach und nach die Limnologie, die definiert wird als jene Wissenschaft, die die Systemeigenschaften der Binnengewässer erforscht. Daraus ergibt sich, dass in der Limnologie viele Wissenschaften zusammenwirken: Hydrologie, Zoologie, Botanik, Chemie, Physik, allgemeine Ökologie, Geologie und Bodenkunde.

Hydrobiologie und Limnologie

Die Begeisterung für das Leben im Wassertropfen hat viele der frühen Mikroskopiker geprägt. Die Organismen des Wassers wurden

deshalb bereits im 17. und 18. Jahrhundert untersucht und erforscht. Namen wie Otto Friedrich Müller (*Von den Würmern des süßen und salzigen Wassers*, 1771) oder Johann Abraham Trembly (Entdecker des Süßwasserpolyphen *Hydra*) sind mit diesen Forschungen verbunden, ohne dass sie indessen als Limnologen bezeichnet werden könnten. Denn sie untersuchten rein die Organismen und nicht den Zusammenhang mit ihrem Lebensraum. Dass Gewässer Lebensräume für bestimmte Organismen sind und ein Gewässer ein Mikrokosmos ist, haben erst Junge und Forbes Ende der achtziger Jahre des 19. Jahrhunderts erkannt und formuliert. Forel wird zugeschrieben, den Schritt von der Hydrobiologie zur Limnologie getan zu haben, als er den Genfer See nicht nur biologisch, sondern eben auch chemisch und physikalisch untersuchte. Limnologie nannte er dieses Arbeitsfeld und folgerichtig trug seine Publikation den Titel *Le Leman. Monographie limnologique*. Forel war es auch, der mit seinem *Handbuch der Seenkunde* das erste Lehrbuch des jungen Faches vorlegte.

Die Anstalt in Plön

Wichtige Schritte für den weiteren Ausbau des Faches vollzogen sich in Deutschland. Wer die Mitteilungen der Max-Planck-Gesellschaft zur Einweihung des Neubaus der Hydrobiologischen Anstalt in Plön im Juli 1961 durchblättert, dem fallen zwei Fotografien sofort auf: Der Gründer der Anstalt Otto Zacharias und ihr langjährige Leiter August Thienemann (Abb. 1) werden beide mit einem Mikroskop



Abb. 1: August Thienemann leitete die Hydrobiologische Anstalt 40 Jahre lang und nahm die Gründung der Fluss-Station durch Studenten unter seine Fittiche.

neben sich auf dem Arbeitstisch abgebildet. Zacharias kam eigentlich von der Planktonkunde her, wozu das Mikroskop ja unentbehrlich ist, und erkannte bald, dass die Untersuchung von Stichproben aus einem Gewässer noch keine Rückschlüsse auf dessen Dynamik zulässt, dass es dazu vielmehr noch ganz anderer Daten bedurfte. Er gründete deshalb 1892 die Biologische Station in Plön, eine private Einrichtung, die von der Preußischen Regierung unterstützt wurde.

Nach Zacharias Tod im Jahr 1916 wurde August Thienemann zum neuen Leiter berufen, was er 40 Jahre lang bleiben sollte. Er konnte durchsetzen, dass die Station von der Kaiser-Wilhelm-Gesellschaft (KWG) übernommen wurde. Im April 1917 wurde deshalb die Hydrobiologische Anstalt der KWG ins Leben gerufen. Als ihre Aufgaben definierte Thienemann das *Studium der Wechselwirkungen zwischen dem Lebensraum und seiner Organismenwelt in den Binnengewässern*. Ja mehr noch: Die Beziehungen des Gewässers

selbst zu seiner Umgebung waren einzubeziehen. Für diesen Forschungsansatz reichte der Begriff Hydrobiologie eigentlich nicht mehr aus, nach und nach setzte sich deshalb die Bezeichnung Limnologie durch. Konsequenterweise folgte 1966 die Umbenennung in Max-Planck-Institut für Limnologie.

Thiemanns Nachfolger Harald Sioli beschrieb in einer Rede, mit welchen einfachen Mitteln der frühere Stationsleiter und seine Mitarbeiter an die Aufgabe herangingen, möglichst alle Aspekte des Plöner Sees zu erforschen: Mit Taschenmesser, Lupe und Mikroskop – eine nicht ganz ernst gemeinte Aufzählung, die verdeutlichen sollte, dass es in erster Linie auf das Verständnis der Wissenschaftler für ihr Objekt ankam. Ergebnis dieser Anstrengungen jedenfalls war ein Datenbestand, der Seinesgleichen suchte.

Die Station in Schlitz

Aber bedingt durch die Konzentration auf die leichter überschaubaren stehenden Gewässer gab es auch Lücken in der Arbeit des Plöner Instituts. Deshalb gingen 1948 junge Studenten daran, dies zu ändern. Sie wollten sich um Fließgewässer kümmern und gründeten deshalb die Limnologische Fluss-Station Freudenthal an der Werra. Ein Jahr später bereits wurde das Studenteninstitut der Plöner Anstalt angeschlossen – ein in der Geschichte der MPG einmaliges Vorgehen, das die jungen Leute August Thienemann zu verdanken hatten. Und mit welcher Begeisterung sie zu Werke gingen, hat Joachim Illies in seinem MIKROKOSMOS-Aufsatz über die Fulda-Expedition im September 1948 beschrieben: *Abends im Labor ging die Arbeit dann weiter. Die mitgebrachten Wasserproben wurden genauer analysiert, das biologische Material wurde unter dem Mikroskop untersucht, Pflanzen gepreßt und Bakterienausstriche gemacht. Erst spät nach Mitternacht kroch der letzte von uns in unser Lager, einen warmen Heuhaufen in der Scheune.* Die Konzentration auf das Fulda-Weser-System war kein Zufall. Als einziges liegt es vollständig auf deutschem Boden. In weiteren MIKROKOSMOS-Aufsätzen wurden Ergebnisse der Flussfahrt dokumentiert: Lebensweise und Vorkommen der Spongilliden der Fulda (Müller, 1950) sowie die Kieselalgen der Fulda (Scheele, 1951).

Die im MIKROKOSMOS beschriebene Expedition sollte ungeahnte Folgen haben. Die Studenten stellten nämlich eine Ausstellung über die Ergebnisse zusammen, die sie unter anderem auch in Schlitz präsentierten, denn die Burgstadt liegt an der Fulda. Graf Otto-Hartmann von Schlitz war begeistert von der Ausstellung und wurde zum großzügigen Mäzen. Er stellte 1951 Land und Gebäude für eine Fluss-Station zur Verfügung. Joachim Illies wurde der erste Leiter der Fuldastation (Abb. 2), wie sie damals hieß. Seit 50 Jahren wird in Schlitz also Limnologie betrieben – freilich bald nicht mehr an und in der Fulda, die vor allem in den sechziger Jahren das Schicksal vieler deutscher Flüsse teilte und durch Landwirtschaft und Industrie stark in Mitleidenschaft gezogen wurde. Das Gewässer taugte nicht mehr länger dazu, herauszufinden, wie ein natürliches Fließgewässer funktioniert. Bis zu diesem Zeitpunkt freilich hatten die Mitarbeiter der Fuldastation bereits epochemachende Arbeit geleistet und eine gründliche Bestandsaufnahme der Fulda vorgelegt. Dabei waren ganze Organismengruppen einer Revision unterzogen worden.

Der Schritt zur Ökologie

Die Veränderungen an ihrem Forschungsobjekt machten den Schlitzern bewusst, wie stark die Limnologie mit der Ökologie verknüpft ist. Da

ein Gewässer immer im Austausch steht mit seiner Umgebung, wurden die Forscher tagtäglich mit den Folgen der Umweltkrise der Industriegesellschaft konfrontiert. Erhebliche Umweltprobleme hatte August Thienemann schon nach dem Ende des Krieges prophezeit, und nun musste deutlich gemacht werden, welche Folgen dies für die Lebensräume und insbesondere die so wichtigen Gewässer hatte. *Wer wissen will, was sich durch Umweltprobleme verändert, der muss den ursprünglichen Zustand kennen*, beschreibt Prof. Peter Zwick, Leiter der Arbeitsgruppe, den Ansatz in den sechziger Jahren, als die Schlitzer sich dem Breitenbach (Abb. 3) zuwandten, einem kleinen Fließgewäs-



Abb. 2: Das Gebäude des Instituts wurde der Max-Planck-Gesellschaft durch Graf Otto-Hartmann von Schlitz geschenkt.



Abb. 3: Der Breitenbach wird seit mehr als 30 Jahren von Wissenschaftlern der Limnologischen Fluss-Station untersucht.

ser unweit der Stadt, der heute als der vermutlich am besten untersuchte Bach der Welt gelten darf.

Der Breitenbach

Denkt man sich die Installationen der Limnologen weg, dann ist der Breitenbach ein ganz normaler Bach, wie man ihn aus seinen Kindheits-erinnerungen hervorkramen könnte. Und genau das ist seine Besonderheit. Solche Bäche gibt es nämlich heute kaum noch: Ohne Begrä-digung, ohne Flurbereinigung um sich herum, ohne Siedlungen im Einzugsbereich – einfach nur ein Bach, und deshalb fast so etwas wie eine Kostbarkeit. Ihm spüren die Schlitzer jetzt seit 30 Jahren nach, und ein Ende der Bestands-aufnahme ist nicht abzusehen. Während man manche Aspekte sehr genau kennt – zum Bei-spiel wurden 1970 in einem bestimmten Ab-schnitt des Breitenbaches genau 248.932 schlüpfende Insekten gezählt –, werden andere Fragen erst jetzt gestellt. Wie werden beispiele-weise organische Stoffe durch Mikroorganismen verwertet?

Die aktuelle Aufgabe der Schlitzer Wissen-schaftler ist die gleiche wie seit Jahrzehnten: Herausfinden, was ist. Dahinter allerdings ver-birgt sich eine immense Herausforderung. Denn schon die Definition des Untersuchungs-objektes ist schwierig. Was ist das überhaupt, ein Bach? Hinter einer möglichen Standarddefi-nition wie kleines Fließgewässer verbergen sich eine Menge Fragen. Denn ein Bach verändert sich ständig – nicht nur im Lauf des Jahres, was dem Laien ja noch einsichtig ist, sondern manchmal innerhalb von Stunden. Diese an-dauernden Veränderungen stellen die Wissen-schaftler vor Probleme. Zum Beispiel: Welche Wassermenge fließt wann und auf welchem Weg durch den Breitenbach? Welchen Einfluss haben die sich wandelnden Mengen auf das Le-ben im und am Bach? Lassen sich solche Zu-sammenhänge überhaupt nachweisen? Wenn mehr als 1000 Organismenarten nachgewiesen wurden, welche Rolle spielt dann die einzelne Art? Schon für die Bestimmung mancher Arten braucht es den absoluten Spezialisten. Nicht umsonst steht im Sortierraum der Station ein hoch modernes Operationsmikroskop, unter dem Wissenschaftler oder Studenten ihre Aus-beute vom Ausflug an den Bach sortieren. Da-bei muss genau hingeschaut werden. Überdies

stehen einfache Stereomikroskope an etlichen Arbeitsplätzen zur Verfügung.

Geräte und Methoden - FISH

Dass an den großen Forschungsmikroskopen heute die digitale Bildverarbeitung eingesetzt wird, ist selbstverständlich. Auch ein Spektral-fotometer an einem Instrument ist Standard. Die Fluoreszenzmikroskopie hat sich in den letzten Jahren einen festen Platz erobert. Dr. Jürgen Marxsen, für die Mikrobiologie zustän-dig, hat dazu auch eigene Verfahren entwickelt. Um die von ihm untersuchten Bakterien zu be-stimmen und ihre Rolle im Stoffhaushalt des Breitenbachs zu klären, verwendet der Wissen-schaftler die Fluoreszenz-in-situ-Hybridisie-rung. Dabei wird die DNA-Doppelhelix des bakteriellen Erbguts in zwei Einzelstränge ge-trennt (Denaturierung) und anschließend an bestimmter Stelle mit einem kurzen, passenden (komplementären) DNA-Stück gekoppelt (Re-kombination). Die benötigte Sequenz (Aufein-anderfolge der Einzelbausteine der DNA) für die Detektion eines bestimmten Organismus kann man in speziellen Datenbanken nach-schlagen. Um die spezifische Bindung dieser Gensonde an die DNA des Bakteriums sichtbar zu machen, muss das DNA-Stück außerdem markiert sein, zum Beispiel mit einem fluo-reszierenden Farbstoff wie Cy-3. Meist werden Sonden gegen die DNA der Ribosomen (dort werden die Eiweiße der Zelle hergestellt) ver-wendet, da hier die Markierung aufgrund der Vielzahl von Ribosomen in einer Zelle entspre-chend kräftig ausfällt. Die Sonden lagern sich nur bei jenen Bakterien an die ribosomale DNA an, zu denen sie komplementär sind, so dass je nach verwendeter Sequenz eine spezifische Er-kennung von Arten oder Gruppen von Bakte-rien möglich ist. Diese Kopplung der Sonde an die Wirts-DNA nennen die Wissenschaftler Hy-bridisierung, und da sie *vor Ort* im Organis-mus abläuft, also *in situ*, heißt dieses ganze Verfahren *Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung* (offizielle Abkürzung in der Fachliteratur: FISH). Bestrahlt man nun die Probe unter dem Mikroskop mit Licht einer bestimmten Wellen-länge (Abb. 4), so sendet der an der Gensonde gebundene Farbstoff ein Fluoreszenzlicht aus. In Schlitz wird zumeist grünes Anregungslicht verwendet, das die gesuchten Bakterien orange-farben fluoreszieren lässt. Zusätzlich kann man



Abb. 4: Mit dem Fluoreszenzmikroskop können zum Beispiel Bakterienarten bestimmt werden. Die Forscher benutzen dafür die Methode der Fluoreszenz-in-situ-Hybridisierung.

die Probe mit einem Fluoreszenzfarbstoff (z.B. DAPI) markieren, der bei geeignetem Anregungslicht (ultraviolettes Licht) die gesamte DNA aller Organismen anfärbt und sie dadurch sichtbar macht. Überlagert man nun diese beiden Bilder, erkennt man die gesuchten Bakterien sehr schnell.

Die von Marxsen im Breitenbach festgestellten Bakterienzahlen erstaunen. Zwischen 440.000 und 2,7 Millionen pro Milliliter im Bachwasser, bis zu 11 Milliarden im Sandsediment. Diese hohen Zahlen sind indessen kein Anlass zur Besorgnis, wie Dr. Marxsen betont, denn dies ist der normale Zustand und im Allgemeinen befinden sich keine Krankheitserreger darunter.

Dreißig Jahre forschen an einem Bach – gehen einem da nicht langsam die Fragen aus? Prof. Dr. Peter Zwick, Leiter der Arbeitsgruppe, erläutert, dass jede neue Antwort auch neue Fragen aufwirft. Von einem bereits gewonnenen Gesamtbild des Gewässers fühlen sich die Schlitzer noch ein ordentliches Stück weit weg. Die bisherigen Ergebnisse sollen in den nächsten Jahren in einem Buchprojekt zusammengefasst werden.

Danksagung

Dem Team der Limnologischen Fluss-Station und der Pressestelle der Max-Planck-Gesellschaft danke ich herzlich für Auskünfte und Unterstützung.

Literaturhinweise

- Illies, J.: Die Fulda-Expedition der Limnologischen Flussstation Freudenthal. *Mikrokosmos* 38, 145–149 (1948/49).
- Illies, J.: Eine Köcherfliege im zweistöckigen Haus. *Mikrokosmos* 42, 1–3 (1952).
- Illies, J.: Limnologische Flussstation Schlitz. In: Max-Planck-Gesellschaft: *Berichte und Mitteilungen* 1/76. Max-Planck-Institut für Limnologie Plön/Holstein. S. 51–62, München 1976.
- Jahn, I. (Hrsg.): *Geschichte der Biologie*. 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1998.
- Max-Planck-Gesellschaft: *Jahrbuch 1999*. Verlag Vandenhoeck & Ruprecht, Göttingen 1999.
- Mitteilungen aus der Max-Planck-Gesellschaft zur Förderung der Wissenschaften, Heft 5, München 1961.
- Müller, K.: Lebensweise und Vorkommen der Spongilliden der Fulda. *Mikrokosmos* 39, 77–82 (1950).
- Packroff, G., Zwick, P.: The ciliate fauna of an unpolluted foothill stream, the Breitenbach, 1: Qualitative aspects. *Limnologica* 26, 255–262 (1996).
- Scheele, M.: Einiges über die Kieselalgenbesiedlung der Fulda. *Mikrokosmos* 40, 214–216 (1951).
- Schwoerbel, J.: *Einführung in die Limnologie*, 6. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1987.
- Utermöhl, H., Sioli, H.: Hydrobiologische Anstalt der Max-Planck-Gesellschaft z. F. d. W. in Plön (Holstein). In: *Jahrbuch der Max-Planck-Gesellschaft* 1961, Bd II. S. 448–467.

Verfasser: Norbert Gregor Günkell (Text) und Miriam Günkell (Abbildungen), Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg, e-mail: nguenkel@aol.com

Kurze Mitteilung

Der Apicoplast

Ein neues Zellorganell wurde gefunden: Der Apicoplast. Er kommt vor in den Zellen der parasitischen Protozoengruppe der Apicomplexa, zu denen so bekannte pathogene Protozoen wie *Plasmodium* (der Erreger der Malaria), *Toxoplasma* und *Cryptosporidium* gehören. Der Apicoplast hat eine Breite von circa 0,2 μm und eine Länge von circa 16 μm . Es handelt sich dabei um einen nicht-photosynthetisierenden Plastiden, der möglicherweise durch sekundäre Endosymbiose entstanden ist.

Wenig ist bisher über den Apicoplasten bekannt. Er kommt nur in Parasiten vor, welche einen komplizierten Lebenszyklus mit sexueller und asexueller Vermehrung haben und hier vorzugsweise in einem speziellen Stadium, nämlich in den infektiösen Sporozoiten. Apicoplasten sind charakteristisch für den Stamm der Apicomplexa. Wie Pflanzen haben die parasitischen Apicomplexa also zwei extrachromosomale genetische Elemente: Ein mitochondriales Genom und eine weitere zirkuläre DNA, die in dem nicht-photosynthetisierenden Plastiden lokalisiert ist. Man nimmt an, dass die Apicomplexa mit den Dinoflagellaten verwandt sind.

Beide synthetisieren nämlich Amylopektin als Zuckerspeicherform; beide besitzen auch ein Kalzium-abhängiges Enzym, eine Protein-Kinase, die man in Pflanzen und Apicomplexa findet, nicht aber in typischen tierischen Zellen. Der Hauptunterschied zwischen dem Genom des Apicoplasten und dem Genom der Plastiden von Algen und höheren Pflanzen liegt aber in der Tatsache, dass Gene für die Photosynthese im ersteren vollständig fehlen. Dieser Verlust der Photosynthesefähigkeit ist durchaus auch bei einigen parasitischen Angiospermen, wie beispielsweise bei *Orobanche*, dokumentiert. Bei den Apicomplexa scheint ein solcher Verlust aber schon früh in der Evolution stattgefunden zu haben.

Der Apicoplast ist in den Zellen stets nur in Einzahl vorhanden wie auch das Mitochondrium. Das kleine, ovoide Organell ist immer in der Nähe des Zellkerns lokalisiert und deutlich mit dem Mitochondrium assoziiert (Abb. 1). Die Zahl der begrenzenden Membranen variiert zwischen drei und fünf. Im Stroma finden sich Membransäcke (Thylakoide), die den photosynthetischen Apparat enthielten. Das Vorkommen von mehr als zwei den

Plastiden umgebende Membranen, die aus Galaktolipiden und Sulfolipiden bestehen, ist auch von Algen bekannt.

Den Apicoplasten kann man als degenerierten Plastiden betrachten, dessen Funktion jedoch noch kaum verstanden ist. Wahrscheinlich wirkt er beim Lipid-Stoffwechsel mit. Möglicherweise besteht auch eine enge Kopplung mit den in dem Mitochondrien ablaufenden Prozessen.

Literaturhinweis

Maréchal, E., Cesbron-Delauw, M.-F.: The apicoplast, a new member of the plastid family. *Trends in Plant Science* 6: 2000–2005 (2001).

H. F. Linskens, Nijmegen

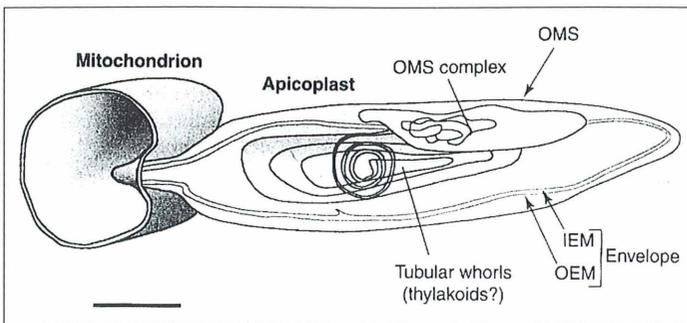


Abb. 1: Hypothetische, dreidimensionale Rekonstruktion des Aufbaues des Apicoplasten von *Plasmodium falciparum*. Die Form des Apicoplasten ist eiförmig; er ist eng assoziiert mit dem Mitochondrium. Die Membranen haben ihre Bezeichnungen erhalten in Anlehnung an die Plastidenmembranen bei Algen, mit denen sie eine gewisse Homologie aufweisen. Es werden unterschieden: Die innere Membran (IEM), die äußere Membran (OEM), und das äußerste Membransystem (OMS). Komplexe Strukturen von abgeplatteten Zisternen vergrößern die innere Oberfläche der OMS. Im Inneren des Apicoplasten werden aufgerollte Röhrrchen beobachtet, wie man sie auch in den Zellen von parasitischen Dinoflagellaten finden kann. Länge des Balkens: 0,2 μm (aus: Maréchal und Cesbron-Delauw, 2001).

Bionik-Objekt: Die Laterne des Aristoteles – der Kauapparat der Seeigel

Wolfgang Hasenpusch und Torsten Zaiß

Als „kompliziert aufgebaut“ wird der Kauapparat der Seeigel in der Literatur zumeist bezeichnet. Im Folgenden soll der fünfzählige, konzentrische Weideapparat der Seeigel mit seinem Mechanismus näher betrachtet werden. An diesem Wunderwerk der Natur kann auch die Bionik, die Übertragung der Natur-Mechanismen auf die Technik, nicht vorübergehen. Einige Beispiele sollen dieses innovative Verfahren der Bionik an der Laterne des Aristoteles beleuchten: Fünfzählige Zeckenpinzette, Kabelklemme, Probennahme- und Schürfwerkzeug und Zigarrenschneider.

Schon der griechische Philosoph Aristoteles, geboren 384 vor Christus in Stagira, Makedonien, Schüler von Platon und Erzieher Alexander des Großen, beschäftigte sich bei seinen Studien der „Zwecktätigen Dinge in der Natur“ auch mit dem Kauapparat der Seeigel. Der Vergleich ihrer Form mit den damaligen Beleuchtungsampeln führte zu ihrer Bezeichnung Laterne des Aristoteles. Eine Reihe von Veröffentlichungen beschreiben die Seeigel und ihren Aufbau. Über den Mechanismus ihres Weideapparates ist jedoch kaum etwas zu finden.

Aufbau des Kauapparates

Die Laterne des Aristoteles befindet sich in der Mitte an der Unterseite der Seeigel (Abb. 1), gehalten von einer Ringmuskulatur, die den Schalenkörper nach unten schließt. Neben dieser Muskulatur halten Sehnen die Laterne in zentraler Position.

Diese Sehnen bewirken auch, dass die Zähne mit einem oberen, auf der Laterne befindlichen Muskelring gehalten werden. Jeweils zwei Sehnenstränge spannen sich, wie die Seile an einer Trommel, von den Enden eines keulenförmigen Knöchelchens am oberen Ringmuskel zu den benachbarten Halbringen an der unteren Schalenöffnung.

Beim Blick auf die Laterne des Aristoteles sind diese fünf Knöchelchen gut zu erkennen. Mit ihrer spitzen Seite stecken sie im oberen Ringmuskel. Am gespaltenen breiteren Ende sind sie mit jeweils zwei Haltesehnen verwachsen

(Abb. 2). Aus der Seitenansicht lassen sich Aufbau und Mechanismus des Kauapparates nur schwer erkennen (Abb. 3).

Abgesehen von dem oberen Ringmuskel, der die Zähne an diesem Ort fixiert, liegen die T-förmig geschwungenen Zähne beweglich in entsprechend gerundeten Führungsschienen benachbarter Führungselemente. Diese Elemente sind von etwa dreieckiger Form. Die innere Dreiecksseite bildet den Fress- oder Mundkanal, von der spitzen unteren Ecke schwingt sich die Außenseite empor.

Zähne

Der T-förmige Aufbau der einige Zentimeter langen und nur wenige Millimeter breiten Zähne ist durch einen Schicht- und Faserverbund gekennzeichnet, wie Rasterelektronenmi-

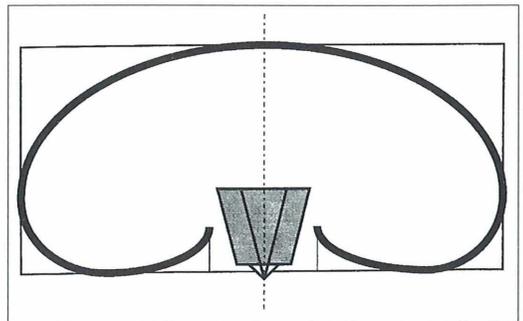


Abb. 1: Kauapparat des Seeigels, die Laterne des Aristoteles.

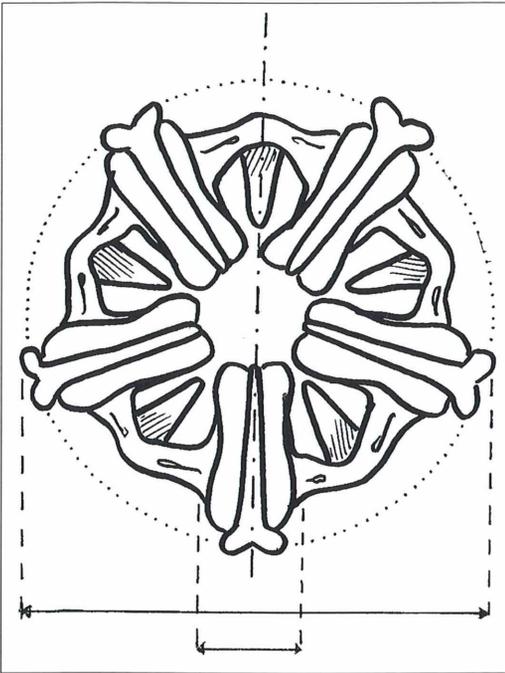


Abb. 2: Laterne des Aristoteles, von oben gesehen: Durchmesser der Laterne und der Mundröhre im Realverhältnis.

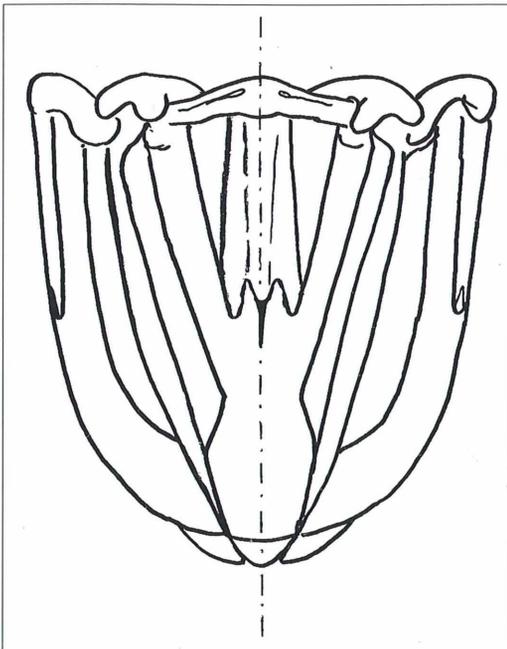


Abb. 3: Laterne des Aristoteles, von der Seite gesehen.

kroskop (REM)-Aufnahmen deutlich belegen (Abb. 4 a–d). Sowohl die in Bissrichtung orientierten Fasern mit einem Durchmesser von etwa 10 μm als auch die schräg aufeinanderliegenden Schichten, vergleichbar mit einem gelegten Spielkartenstapel, um etwa 10 μm versetzt, geben dem Zahn eine erhöhte Stabilität und Druckfestigkeit beim Biss, wie es die Materialbeschaffenheit alleine nicht vermuten lässt. Bei der Zusammensetzung der perlmuttartigen Zahnschichten handelt es sich nach pulverröntgenographischen und mikroanalytischen Untersuchungen um Calciumcarbonat in der Struktur des Calcits, angereichert mit einigen Prozent Magnesiumcarbonat.

Zur Bissfestigkeit des Seeigel-Zahnquintetts trägt auch die Einbettung in die Führungselemente bei. Sie vereinen sich zu Elementen mit einem erstaunlichen Beißmechanismus.

Hält man eine Bleistiftspitze in den Mund eines Seeigels, beißen sich die fünf Zähne durch das Holz. Mit den zusammengebissenen Zähnen lässt er sich so aus dem Wasser eines Aquariums ziehen.

Kaumechanismus

Die fünf Zähne greifen zusammen, wenn die im Kreis angeordneten konzentrischen Führungselemente durch den größeren unteren Ringmuskel nach oben geschoben werden (Abb. 5). Zieht der untere Ringmuskel die Führungselemente nach unten, verschwinden die Zahnspitzen wieder in den kreisförmigen Führungskanälen.

Die Zahnspitzen sind entsprechend gewinkelt, so dass sie fugenlos ineinandergreifen. Mitunter sind sie gar rotationssymmetrisch verdreht (Abb. 6). Das verbessert noch die Schnittwirkung beim Weiden der Seeigel auf Felsen oder Korallen.

Diese konzentrische Greifpinzette der Seeigel animiert geradezu, ihr Funktionsprinzip in technische Anwendungen zu übertragen.

Technische Anwendungen

Einige Anwendungen des Prinzips der Seeigel-Kauapparate sind naheliegend und drängen sich geradezu auf:

Etwa eine Pinzette, bei der fünf gespreizte Greifarme zentral geführt in einen schalenförmigen Ring gedrückt werden. An der Unterseite des

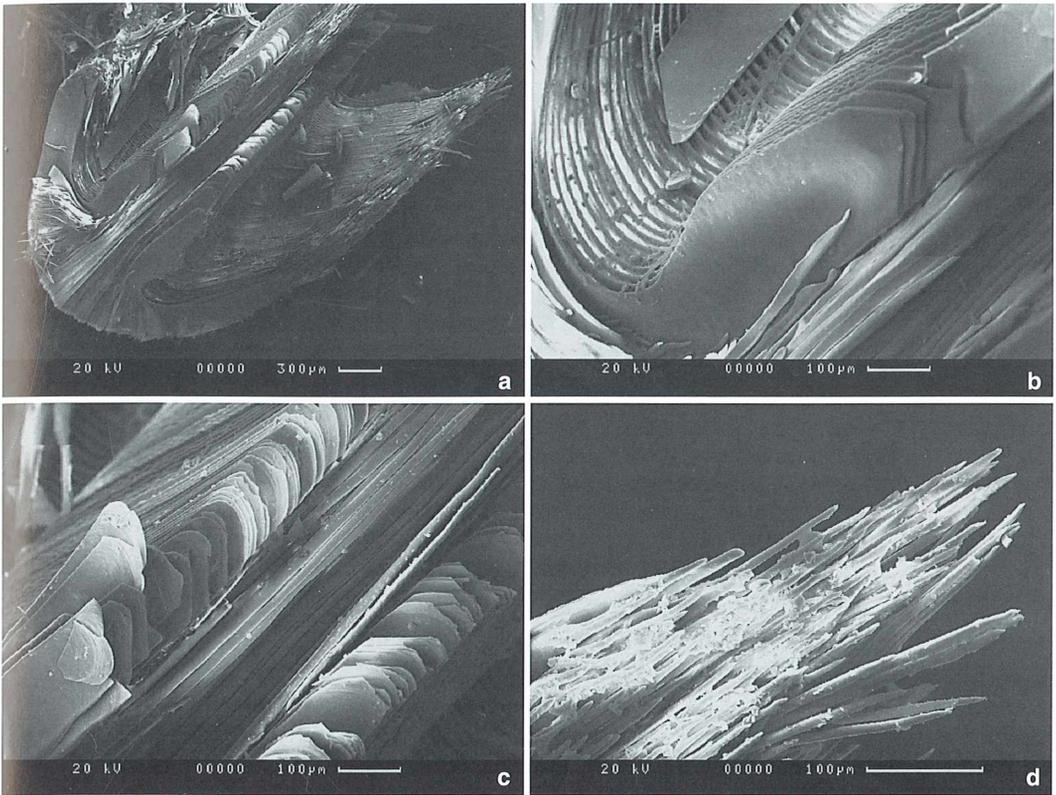


Abb. 4: Sequenz von REM-Aufnahmen unterschiedlicher Vergrößerungen eines Seeigel-Zahnes. a. Zahnspitze, Übersicht. b. Zahnspitze, Details. c. Schichtenstruktur des Zahnes. d. Faserstruktur des Zahnes.

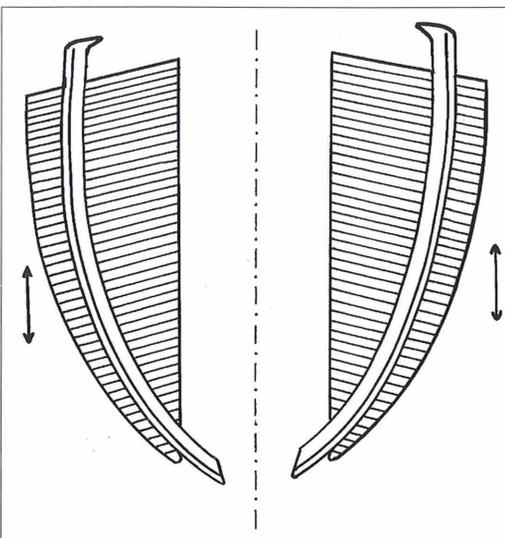


Abb. 5: Kaumechanismus der Seeigel: Fixierte Seeigelzähne in muskelbewegten Gleitschienen.

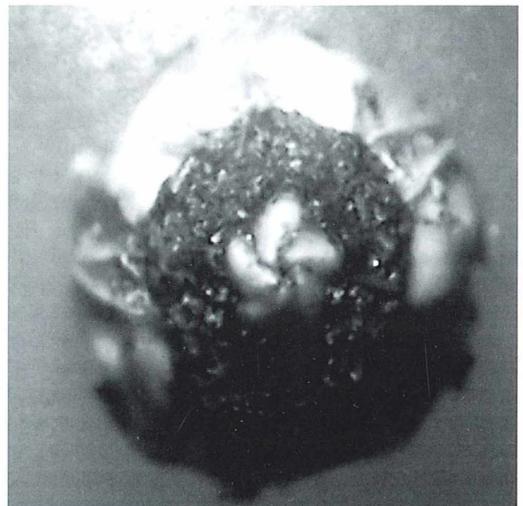


Abb. 6: Makroskopische Aufnahme einer Laterne von unten: Fugenloses Ineinandergreifen mit rotationssymmetrischer Verdrehung.

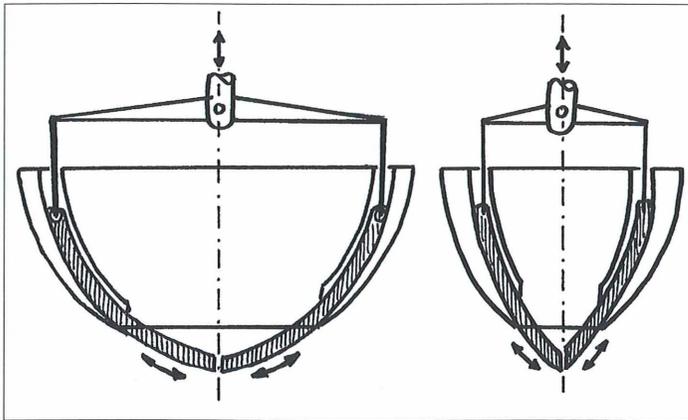


Abb. 7: Greifzange nach Vorbild des Seeigel-Kauapparates. a. flacher Griff. b. tiefer Griff.

Schalenringes greifen die Spitzen der Greifarme zusammen. Die Spitzen sind gerundet, damit sie keine Verletzungen hervorrufen. Das konzentrische Ausquetschen von Talgpfropfen oder Splitter aus der Haut beziehungsweise das Entfernen von Zecken von unseren Beinen oder aus dem Fell unserer Haustiere ist mit einer fünfzähligen Pinzette relativ leicht zu bewerkstelligen.

Schärfer können die Greifzähne dagegen bei Kontakten sein, die über Klemm- oder Schraubmechanismen stromführende Kabel verbinden.

In der Medizin finden Endoskope mit Greiferpaaren zur Probennahme von Geweben innerer Organe ihre Anwendung. Auch hier lässt sich das Greiferpaar durch einen konzentrischen fünfarmigen Greifer ersetzen. Die Krümmung der Führungsschienen bestimmt dabei, wie weit sich die Zähne in das Gewebe hineinarbeiten (Abb. 7a und 7b).

Neben den Anwendungen in der Medizin sind auch Einsätze von mehrzähligen Greifern nach dem Seeigel-Prinzip als Schürfwerkzeuge oder geologischer und meereskundlicher Probennehmer vorstellbar.

Schließlich sei auch an das Schneiden von mundseitigen Zigarrenspitzen gedacht: Bisher schneiden die marktgängigen Apparaturen nur

keilförmige Schnitte. Ein konzentrischer Spitzenschnitt mit einem scharfen fünfzähligen Schneidmesser mit dem analogen Mechanismus einer Aristoteles'schen Laterne ergäbe einen gleichmäßigeren Rauchzug durch den Tabak.

Bei all diesen Anwendungen wird der Konstrukteur in der Regel den Zahnapparat in einer feststehenden Führungsmatrix bewegen. Es ist schon bemerkenswert, dass die Natur den umgekehrten Weg beschreibt: Im Seeigel ist es praktisch der Führungsring, der durch den unteren Ringmuskel auf und ab bewegt wird. Dies ist die schonendere Methode, um auf die an sich fragilen Kalkzähne keine Punktbelastung wirken zu lassen; eine seit Millionen Jahre bewährte Variante.

Unsere Technik muss sich um die Materialzusammensetzung nicht sorgen. Uns steht von Hartmetallen, Keramiken und Verbundstoffen eine weite Palette an geeigneten Werkstoffen zur Verfügung, um stabile Greifzähne herzustellen.

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Hasenpusch und Diplom-Chemiker Torsten Zaiß, Universität Siegen, FB 8: Anorg. Chemie, Adolf-Reichwein-Straße, D-57068 Siegen

Nektarspalten – „gefesselte“ Stomata?

Karl Peter Gaffal und Stephan El Gammal

Die dem Gasaustausch dienenden Spaltöffnungen (Stomata) der landbewohnenden Pflanzen sind aus dem Naturkundeunterricht weitläufig bekannt. Der am häufigsten vorkommende Prototyp besteht aus zwei bohnen- beziehungsweise nierenförmigen Schließzellen, die an den Enden miteinander verwachsen sind, in der Mitte aber einen Spalt zwischen sich frei lassen. Normalerweise besitzen die Schließzellen die Eigenschaft, den Spalt je nach Bedarf zu erweitern oder zu verengen. In mindestens 75 Familien der Angiospermen kommen auf den floralen Nektarien aber auch modifizierte Stomata mit permanent offenem Spalt vor, die sogenannten Nektarspalten. Durch ihren weit klaffenden Spalt tritt der Nektar aus. Hier wird am Beispiel des Roten Fingerhuts (*Digitalis purpurea*) der Frage nachgegangen, welche morphologischen Ursachen der Fixierung des Spaltes zugrunde liegen.

Die Meinung, dass nicht nur der Bau der Schließzellen mit der Funktion der Stomata in engem Zusammenhang steht, sondern auch die Art und Weise, wie die Schließzellen in das benachbarte Gewebe eingebettet sind, wird schon lange vertreten. Das ist klar aus folgender Definition erkennbar: *Unter dem Spaltöffnungsapparat im weiteren Sinne verstehen wir dann die beiden Schließzellen samt den Neben- und Nachbarzellen* (Haberlandt, 1904). Auch in der Folge wird immer wieder darauf hingewiesen, dass bei der Diskussion der Bewegungsmechanik der Spaltöffnungen die Neben- und Nachbarzellen mit berücksichtigt werden müssen (von Guttenberg, 1959; Raschke, 1979; Sharpe *et al.*, 1987). Das gilt nicht nur für deren Turgor, sondern auch für die cytologischen und anatomischen Gegebenheiten. Der Vergleich zwischen unveränderten und modifizierten Spaltöffnungsapparaten des Roten Fingerhuts (*Digitalis purpurea*) wird zeigen, dass vieles für diese Auffassung spricht.

Stomata mit „Bewegungsfreiheit“

Die dem Gasaustausch dienenden Spaltöffnungen auf der Oberfläche der Laubblätter von *D. purpurea* (Abb. 1 und 2) ähneln in ihrem anatomischen Bau dem Typ, wie er bei der Mehrzahl der Angiospermen vorkommt (Haberlandt, 1904). Mit einem Durchmesser von 20–24 µm gehören sie zu den Stomata mittlerer

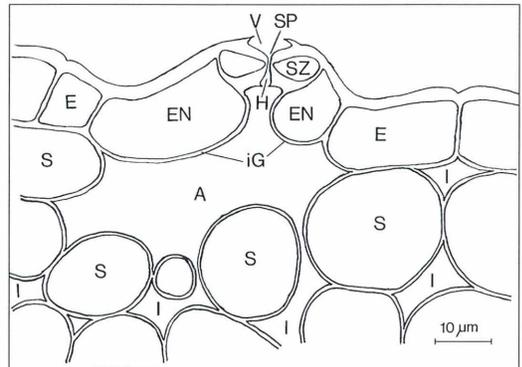


Abb. 1: Querschnitt durch das Gewebesystem eines Spaltöffnungsapparates auf der Laubblatt-Unterseite von *Digitalis purpurea* (in Anlehnung an Voß, 1917). Die Innenseiten der Schließzellen (SZ) und ein mehr oder weniger großer Teil der zartwandigen Innenseiten (iG innere Hautgelecke) von den epidermalen Nachbarzellen (EN) überdachen den substomatären Raum (A Atemhöhle). A ist integraler Bestandteil des Interzellularen Systems (I) und mündet über den Hinterhof (H), eigentlichen Spalt (SP) und Vorhof (V) nach außen. Den Zellen des Schwammparenchyms (S) fehlt ein direkter Kontakt zu den SZ. Bei der mechanischen Interpretation solcher Zellgefüge geht man davon aus, dass Deformationen der Zellen am ehesten dort in Erscheinung treten, wo die Wände dünn sind und wo ihnen der geringste Widerstand entgegengesetzt wird (Ziegler, 1987). Für die epidermalen Nachbarzellen und das Schwammparenchym ist das die Grenze zur Atemhöhle.

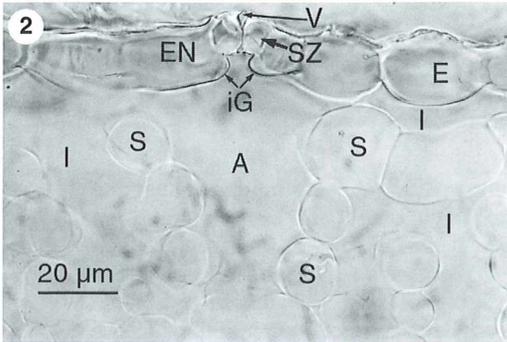


Abb. 2: Handgefertigter Rasierklingschnitt durch die mit Chloralhydrat aufbereitete *Digitalis*-Blatt-Droge (getrocknete Fingerhut-Blätter). Trotz dieser Prozedur sind noch alle strukturellen Merkmale dieses Typs von Spaltöffnungsapparaten erhalten. Besonders deutlich ist der von den inneren Hautgelenken (iG) gebildete Eingang in den substomatären Raum (A) zu erkennen. Andere Abkürzungen der Beschriftung wie in Abbildung 1.

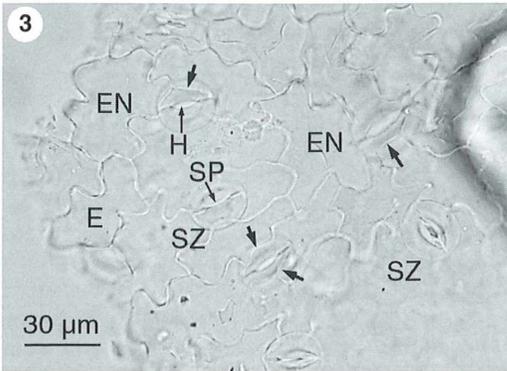


Abb. 3: Mit Chloralhydrat aufgehelltes Fragment aus einer zu Pulver vermahlene *Digitalis purpurea folium*-Droge. Zu sehen ist die Epidermis (E) der Blattunterseite mit anomocytischen Spaltöffnungsapparaten (Pfeile) ist der von den inneren Hautgelenken gebildete Eingang in den substomatären Raum im Focus. Da die inneren Hautgelenke die Schließzellen (SZ) unterfangen (vergleiche Abb. 2), sind letztere außerhalb des Bereichs der Tiefenschärfe.

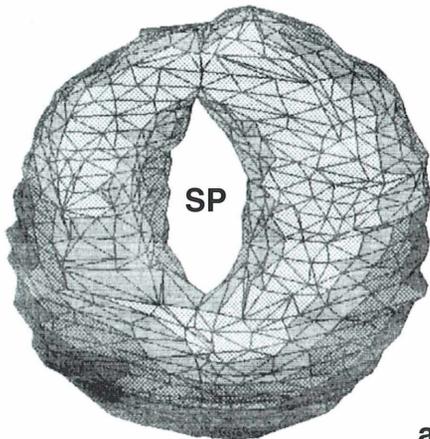
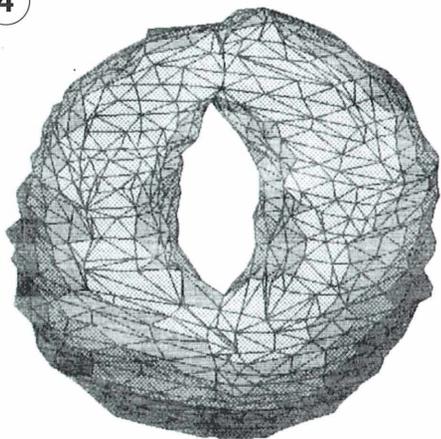
Größe (Heath, 1959). Auf der Blattunterseite werden die beiden bohnenförmigen Schließzellen von zwei bis vier Nebenzellen umgeben, die sich äußerlich nicht von den übrigen Epidermiszellen unterscheiden. Dementsprechend liegen anomocytische Spaltöffnungsapparate vor (Abb. 3). Diese Epidermiszellen haben mehr

oder weniger wellig-buchtige Radialwände, sind schwach gestreckt und circa 75 µm lang (Deutschmann *et al.*, 1991) und damit deutlich voluminöser als die Schließzellen. Aus den zeichnerischen Protokollen (Abb. 1) und aus Abbildung 2 ist Folgendes ersichtlich: 1) Auf jeden Fall existieren innere Hautgelenke im Sinne

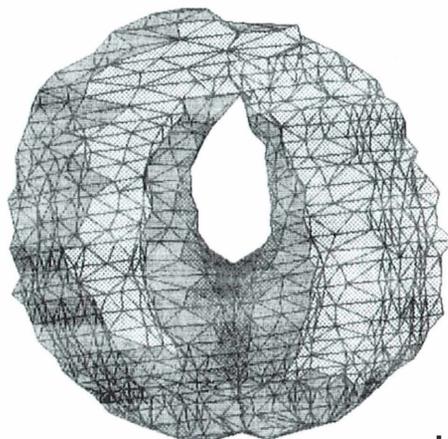
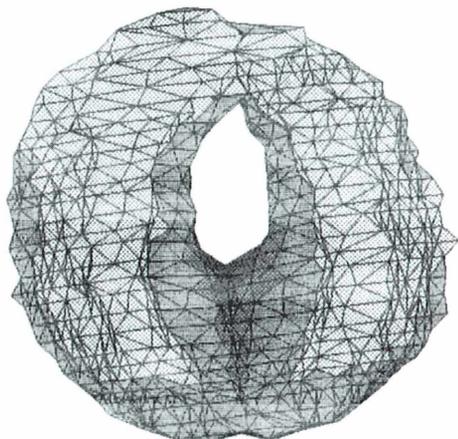


Abb. 4: Stereopaare von computergestützten dreidimensionalen Rekonstruktionen aus Serienschritten (Methode: El Gammal *et al.*, 1989) durch eine Nektarspalte von *Digitalis purpurea*. Über praktische Möglichkeiten zur Erzielung der Tiefenwirkung wurde erst kürzlich im MIKROKOSMOS (Kleinow, 2000) berichtet. a–d. Schließzellen in Aufsicht, a von innen, b von außen betrachtet. Werden die Dreiecksflächen ausgefüllt und schattiert (Flächenmodus), dann sieht man nur eine Seite. Der durchsichtige Gittermodus bietet die Vorteile, dass 1) zwar etwas auf Kosten der Übersichtlichkeit Vorder- und Rückseite zugleich sichtbar werden und 2) zusätzlich Strukturen des Zellinneren (z. B. der Kern (k) in c oder das Lumen der Schließzellen in d–h dargestellt werden können. Im Gittermodus ist allerdings keine Schattierung möglich. In e und f sind die beiden Schließzellen samt Lumen vom Spalt aus betrachtet in Seitenansicht rekonstruiert. Der Vergleich zwischen d und e–f zeigt klar, dass die Rückenwand (R) und die Bauchwand (B) auf Höhe des Spaltes wesentlich dünner sind als die paradermale Innen- (pi) und Außenwand (pA). In g und h sind die beiden Stomahälften senkrecht zum Spalt rekonstruiert. Aus dieser Perspektive werden nicht nur die dicken und dünnen Stellen der Zellwand erkennbar, sondern es wird auch noch ein Einblick in das Lumen (L) gewährt. In i ist eine Hälfte der Grenze zwischen Außenwelt und dem Gewebesystem (Schließzellen, epidermale und subepidermale Nachbarzellen) einer Nektarspalte dargestellt. Der extrem flache substomatäre Raum reicht bestenfalls bis zur Rückenwand der Schließzellen; dort zweigen interzelluläre Lakunen ab.

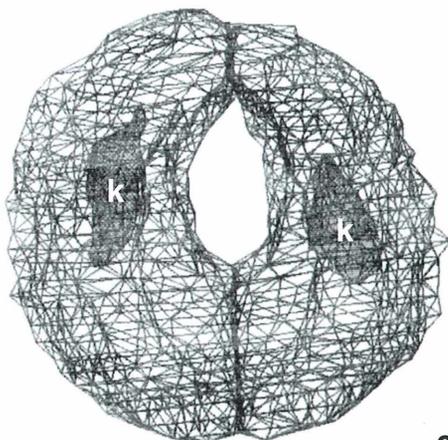
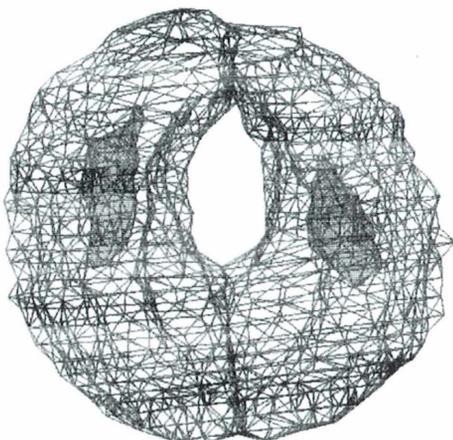
4



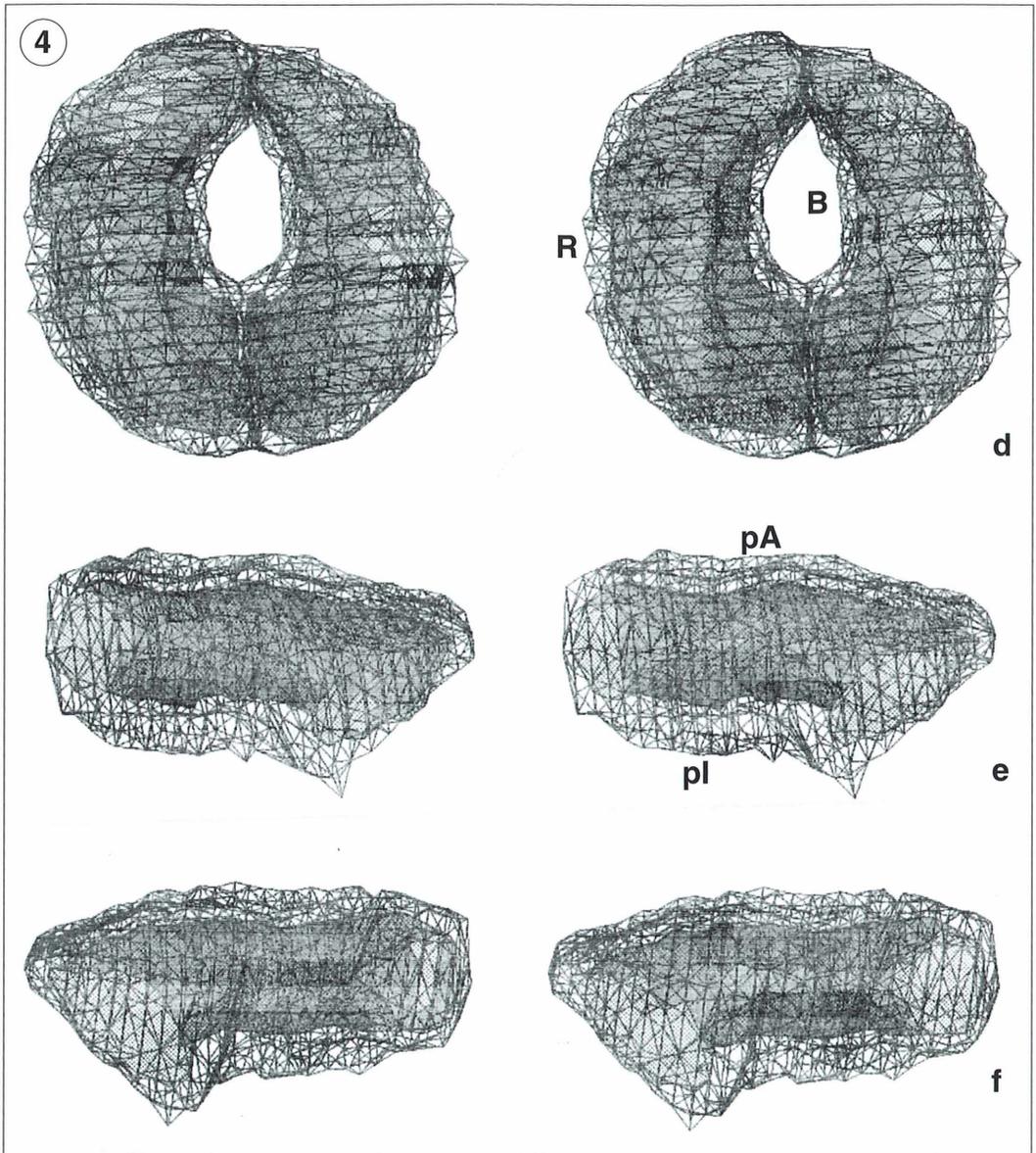
a



b



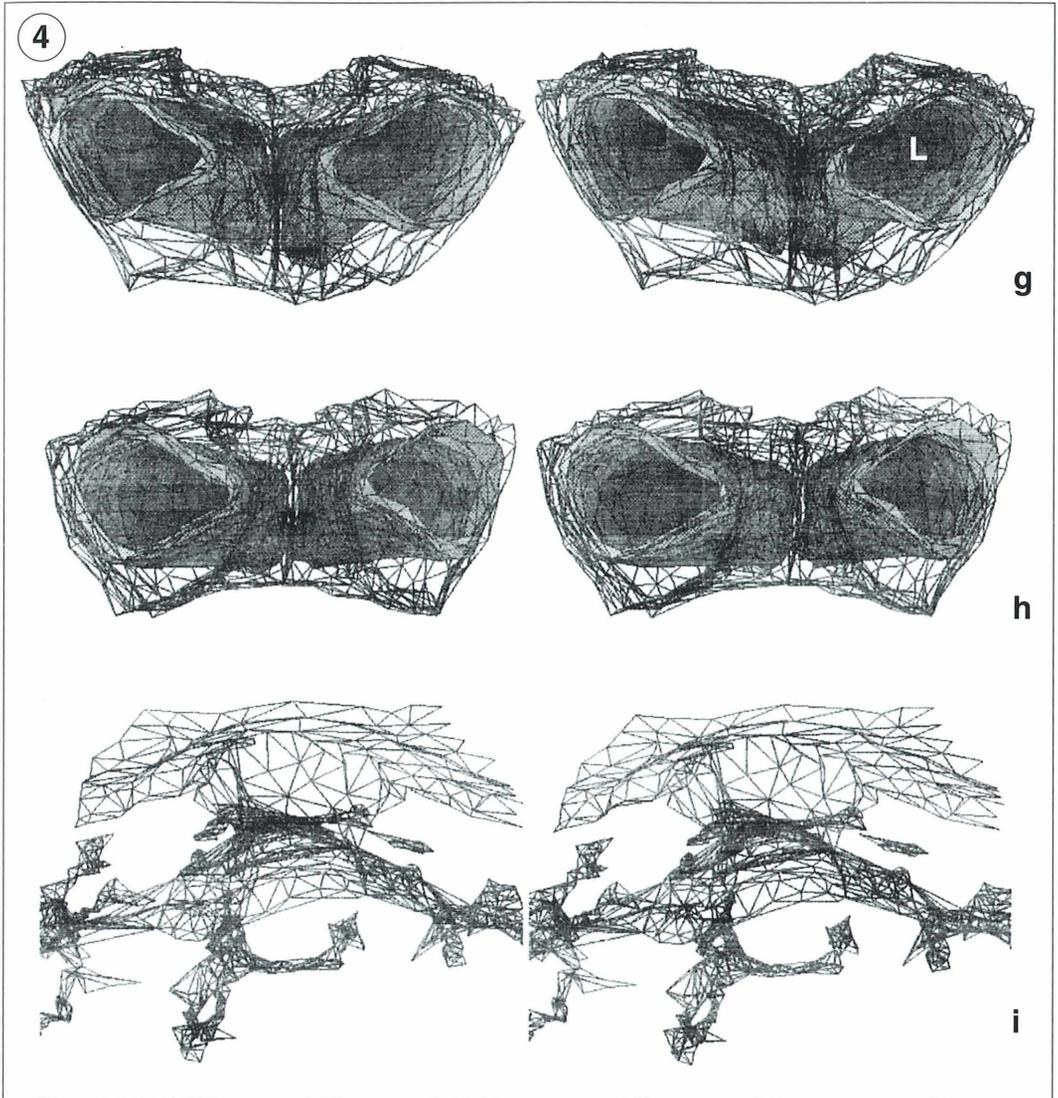
c



von Haberlandt (1904). Das heißt, die Innenwände der epidermalen Nachbarn sind zart und stark ausgebaucht. 2) Wie im Regelfall (Cowan, 1977) haben die Schließzellen keinen direkten Kontakt zu den Mesophyllzellen. Das heißt, es existiert ein geräumiger substomatärer Raum (suprastomatöse Kammer, Atemhöhle), der einerseits über den Spalt mit der Außenwelt und andererseits mit dem Interzellularen in Verbindung steht.

Stomata in der „Zwangsjacke“

Die permanent offenen Spaltöffnungen (Nektarspalten) auf der Oberfläche des floralen Nektariums sind mit einem Durchmesser von 28–33 μm (Gaffal *et al.*, 1998) knapp 40% größer als die Laubblatt-Stomata. Die dreidimensionalen Rekonstruktionen belegen klar, dass sie im Bautyp den Laubblatt-Stomata gleichen (Abb. 4 und 5); die Zellwände sind in



ähnlicher Weise unregelmäßig verdickt. Dieser Umstand erschwert grundsätzlich die exakte Bestimmung des Zellwandvolumens von Schließzellen (Raschke, 1979). Computer-gestützte 3-D-Rekonstruktionen liefern diese Daten sozusagen als Gratisbeigabe. Danach haben die Schließzellen der Nektarspalten ein Gesamtvolumen von $5460 \pm 330 \mu\text{m}^3$, wovon das Lumen $2755 \pm 246 \mu\text{m}^3$ ($n = 4$) einnimmt. Damit entfällt ziemlich genau die Hälfte des Gesamtvolumens auf die Zellwand, was die Vermutung von Raschke (1979) bestätigt. Mit $119 \pm 9 \mu\text{m}^3$ besetzt der Zellkern $4,3 \pm 0,1\%$ des Lumens.

Die Schließzellen werden von durchschnittlich 7 (5–9) Nebenzellen umgeben, die sich ebenfalls nicht von den übrigen Epidermiszellen des Nektariums unterscheiden. Sie haben jedoch eine völlig andere Form und wesentlich geringere Dimensionen als die Epidermiszellen auf der Blattunterseite (Abb. 6). Da die Nektarienepidermis in radialer Richtung etwa gleich hoch ist wie die Schließzellen, belegt Abbildung 6, dass sie ein geringeres Volumen als die Schließzellen haben. Anders als bei den Laubblatt-Stomata sind die Schließzellen der Nektarspalten und die epidermalen Nachbarn mit den darunter liegenden Zellen des Nektarien-

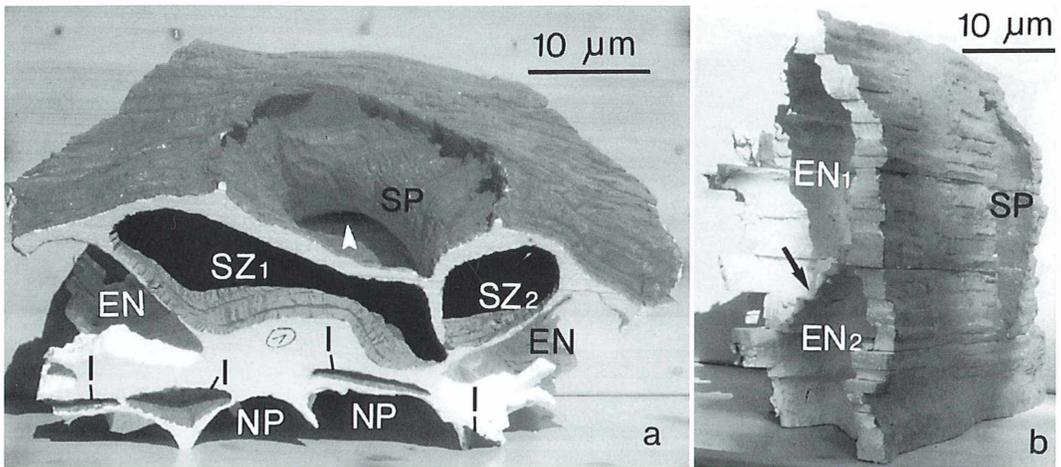


Abb. 5: Auf herkömmliche Weise (Methode: Gaffal und Kreuzer, 1977) aus ultradünnen Serienschritten rekonstruierte Nektarspalten von *Digitalis purpurea*. Solche Modelle haben den Vorteil, 1) dass man sie in kürzester Zeit aus allen Richtungen betrachten kann und, 2) dass angefügte Teile der Schließzellen-Nachbarn (EN, NP) deutlicher erkennbar sind als in den dann überladenen Rechnerbildern.

a: Die zu rund 70 % fertiggestellte Nektarspalte gewährt nicht nur Einblicke 1) in die Lumina der Schließzellen (SZ), 2) in den Spalt (SP) und in den extrem flachen substomatären Raum (Pfeilspitze) und 3) in die subepidermalen Interzellulargänge (I), sondern zeigt auch, wie massiv die Zellwand an der Stelle ist, wo SZ1 mit NP verwachsen ist. **b:** Nektarspalte mit angrenzenden epidermalen Nachbarn (EN) in schräger Seitenansicht. Die Wand (Pfeil) zwischen EN1 und EN2 liegt auf Höhe der Spaltmitte (SP). Das bedeutet, dass die Mitte der SZ-Rückenwand mit dieser radialen Epidermiswand verwachsen ist.

parenchyms verwachsen (Abb. 5 und 7). Auf diese Weise werden erstens der substomatäre Raum auf ein Minimum reduziert und zweitens auch keine inneren Hautgelenke ausgebildet. Der substomatäre Raum der Nektarspalten der Luzerne (*Medicago sativa*) (Teuber *et al.*, 1980) ist ebenfalls sehr viel kleiner als der der Laubblatt-Stomata.

Beim qualitativen Vergleich des cytologischen Feinbaus der Schließzellen bewegungsfähiger Stomata (Thomson und de Journett, 1970; Allaway und Setterfield, 1972; Pallas und Mollenhauer, 1972; Whatley, 1972; Singh und Srivastava, 1973; Faraday *et al.*, 1982; Zhao und Sack, 1999) mit dem der Nektarspalten fielen keine signifikanten Unterschiede auf. Deshalb kann man davon ausgehen, dass der Verlust der Verschlussbarkeit nicht auf eine funktionelle Störung der Schließzellen zurückzuführen ist, sondern höchstwahrscheinlich auf andere Faktoren. Da grundsätzlich eine enge Korrelation zwischen dem Aufbau und der Funktion eines Gewebesystems besteht, bietet sich die Frage an, ob die anatomische Modifikation der Nektarspalten die Fixierung des Spaltes erklären

kann. Diskutieren wir also die funktionelle Bedeutung der einzelnen Abweichungen.

1) Die Nektarspalte hat mehr epidermale Nachbarn, das bedeutet auch mehr epidermale Radialwände, die mit der Rückseite der Schließzellen verwachsen sind. Da sich in der Regel die Schließzellen funktionstüchtiger Stomata während des Öffnungsvorganges in Richtung auf die benachbarten Epidermiszellen bewegen (Ziegler, 1987), sollte beim Verschluss eine Bewegung in entgegengesetzter Richtung erfolgen. Die Radialwände der Nachbarn stehen dabei im Weg.

2) Die Schließzellen sind stellenweise mit den nur dort verstärkten Außenwänden der subepidermalen Zellen verwachsen. Dadurch entsteht eine Sperre, die den Verschluss verhindert.

3) Den epidermalen Nachbarzellen fehlen innere Hautgelenke. Deformationen solcher Hautgelenke begleiten die Bewegungen funktionstüchtiger Stomata, sind aber nur in Verbindung mit der Existenz eines geräumigen substomatären Raumes möglich (Ziegler, 1987). Letzterer ist bei den Nektarspalten kaum vorhanden.

Abb. 6: Epidermis (E) eines mit Natronlauge mazerierten, mit Chloralhydrat aufgehellt und nach Etzold (1983) gefärbten Nektariums vom Roten Fingerhut. Die bohnenförmigen Schließzellen der Nektarspalten variieren stark in ihrer Größe. Die Spalten (SP) sind teilweise verdeckt; vermutlich handelt es sich um Mikrobebewuchs (Gaffal *et al.*, 1998).

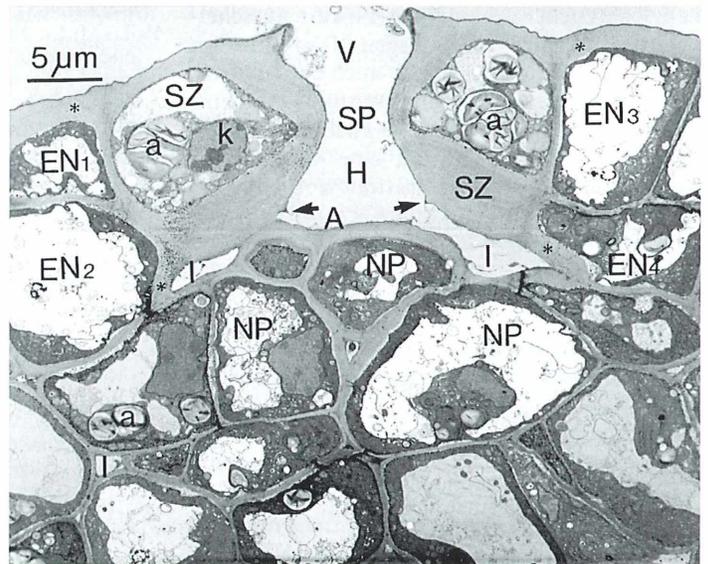
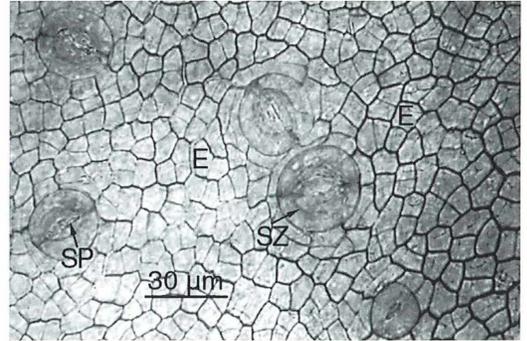


Abb. 7: Schnitt durch die Peripherie eines sezernierenden Nektariums von *Digitalis purpurea*. Die Schnittebene verläuft etwas schräg zur Längsachse der getroffenen Nektarspalte. Als Folge davon ist die linke Schließzelle (SZ) auf Höhe des Kerns (k), also etwa in der Mitte getroffen, die rechte Schließzelle dagegen außerhalb davon. Weiterhin erscheinen Vorhof (V), eigentlicher Spalt (SP) und Hinterhof (H) breiter als sie tatsächlich sind. Die linke SZ ist in der Mitte mit einer subepidermalen Zelle verwachsen. Unterhalb der rechten SZ ist eine der wenigen Verbindungen zwischen H und dem interzellulären Kanalsystem (I) angeschnitten. Wenn man davon ausgeht, dass die Grenze zwischen substomatärem Raum (A) und H auf Höhe der inneren Hörnchen (Pfeile) liegt, dann ist A fast nur auf solche flachen Einmündungen in die Interzellularen beschränkt (vergleiche Abb. 4 i). Die an den stark reduzierten A angrenzenden Wände der subepidermalen Zellen des Nektarienparenchyms (NP) sind deutlich verdickt. Da die Trennwände zwischen den epidermalen Nachbarzellen häufig schräg zur Epidermisoberfläche verlaufen (vergleiche Abb. 5), sind hier vier der Stoma-Nachbarn (EN1-4) angeschnitten. Letztere haben weder ein äußeres noch inneres Hautgelenk (Sterne) ausgebildet. Dementsprechend sind die SZn außen und innen fest und unverrückbar zwischen verdickte und offensichtlich starre Wände eingeklemmt. Als auffälligste Zelleinschlüsse besitzen die SZn wesentlich mehr und in der Regel auch voluminösere mit Stärkekörnern vollgepackte Plastiden (a Amyloplasten). (Aufnahme: G. J. Friedrichs)

Zusammenfassend kann man sagen, dass die Zellwände dieses Gewebesystems aus Schließzellen, benachbarten epidermalen Zellen und subepidermalen Zellen offensichtlich ein starres Skelett bilden, das Bewegungen verhindert oder zumindest stark einschränkt. Dadurch wird in zweckmäßiger Weise erreicht, dass die Nektarspalten genau wie im offenen Zustand gesicherte Ventile ihre Aufgabe unabhängig von den Regelmechanismen der Spaltöffnungsweite erfüllen können. Die Entwicklung einer derartigen Sicherung ist beispielsweise sinnvoll, wenn die Hypothese stimmt, dass eine hohe Rohrzuckerkonzentration im Schließzellen-Apoplasten als Signal wirkt, das bei beweglichen Stomata eine Verengung des Spaltes auslöst (Lu *et al.*, 1997). Da *Digitalis purpurea* einen Rohrzucker-dominanten Nektar ausscheidet, der in einer 16–27%igen Konzentration (Percival und Morgan, 1965) auch cuticulafreie Teile der Schließzellenwand umspült, erscheint die Annahme berechtigt, dass auch im Apoplasten der Schließzellenwand eine vergleichbar hohe Rohrzuckerkonzentration vorliegt, die spaltverengend wirken könnte.

Literaturhinweise

- Allaway, W. G., Setterfield, G.: Ultrastructural observations on guard cells of *Vicia faba* and *Allium porrum*. *Can. J. Bot.* 50, 1405–1413 (1972).
- Cowan, I. R.: Stomatal behaviour and environment. *Adv. Bot. Res.* 4, 117–228 (1977).
- Deutschmann, F., Hohmann, B., Sprecher, E., Stahl, E.: Pharmazeutische Biologie. Drogenanalyse I: Morphologie und Anatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.
- El Gammal, S., Altmeyer, P., Hinrichsen, K.: ANAT 3D: Shaded three-dimensional surface reconstructions from serial sections. Applications in morphology and histopathology. *Acta Stereol.* 8, 543–550 (1989).
- Etzold, H.: Eine kontrastreiche, simultane Mehrfachfärbung für pflanzenanatomische Präparate. *Mikrokosmos* 7, 213–219 (1983).
- Faraday, C. D., Thomson, W. W., Platt-Aloia, K.: Comparative ultrastructure of guard cells of C_3 , C_4 , and CAM plants. In: Ting, I. P., Gibbs, M. (eds.): *Crassulacean acid metabolism*, pp. 18–30. Amer. Soc. Plant Physiologists, Rockville 1982.
- Gaffal, K. P., Kreuzer, D.: The mitochondria of *Polytoma papillatum* at two different stages of the vegetative cell cycle. *Protoplasma* 91, 167–177 (1977).
- Gaffal, K. P., Heimler, W., El Gammal, S.: The floral nectary of *Digitalis purpurea* L., structure and nectar secretion. *Ann. Bot.* 81, 251–262 (1998).
- Guttenberg, H. von: Die physiologische Anatomie der Spaltöffnungen. In: Ruhland, W. (Hrsg.): *Handbuch der Pflanzenphysiologie*, Bd. 17, S. 399–414. Springer-Verlag, Berlin 1959.
- Haberlandt, G.: *Physiologische Pflanzenanatomie*. Engelmann, Leipzig 1904.
- Heath, O. V. S.: The water relations of stomatal cells and the mechanisms of stomatal movement. In: Steward, F. C. (ed.): *Plant physiology, a treatise*, Vol. 2, pp. 193–250. Academic Press, Orlando 1959.
- Kleinow, W.: Eine einfache Vorrichtung zum Betrachten von Stereo-Bildpaaren. *Mikrokosmos* 89, 175–177 (2000).
- Lu, P., Outlaw, W. H., Smith, B. G., Freed, G. A.: A new mechanism for the regulation of stomatal aperture size in intact leaves. Accumulation of mesophyll-derived sucrose in the guard-cell wall of *Vicia faba*. *Plant Physiol.* 114, 109–118 (1997).
- Percival, M., Morgan, P.: Observations on the floral biology of *Digitalis* species. *New Phytologist* 64, 1–22 (1965).
- Pallas, J. E., Mollenhauer, H. H.: Physiological implications of *Vicia faba* and *Nicotiana tabacum* guard-cell ultrastructure. *Amer. J. Bot.* 59, 504–514 (1972).
- Raschke, K.: Movements of stomata. In: Haupt, W., Feinleib, M. E. (eds.): *Encycl. Plant Physiol.* (NS), Vol. 7, pp. 383–441. Springer Verlag, Berlin 1979.
- Sharpe, P. J. H., Wu, H., Spence, R. D.: Stomatal mechanics. In: Zeiger, E., Farquhar, G. D., Cowan, I. R. (eds.): *Stomatal Function*, pp. 91–114. Stanford Univ. Press, Stanford 1987.
- Singh, A. P., Srivastava, L. M.: The fine structure of pea stomata. *Protoplasma* 76, 61–82 (1973).
- Teuber, L. R., Albertson, M. C., Barnes, D. K., Heichel, G. H.: Structure of floral nectaries of alfalfa (*Medicago sativa* L.) in relation to nectar production. *Amer. J. Bot.* 67, 433–439 (1980).
- Thomson, W. W., De Journett, R.: Studies on the ultrastructure of the guard cells of *Opuntia*. *Amer. J. Bot.* 57, 309–316 (1970).
- Vofß, G.: Über Unterschiede im anatomischen Bau der Spaltöffnungen auf Ober- und Unterseite der Laubblätter einiger Dikotylen. *Beih. Bot. Centralbl.* 33, 71–128 (1917).
- Whatley, J. M.: The ultrastructure of guard cells of *Phaseolus vulgaris*. *New Phytol.* 71, 175–179 (1972).
- Zhao, L., Sack, F. D.: Ultrastructure of stomatal development in *Arabidopsis* (*Brassicaceae*) leaves. *Amer. J. Bot.* 86, 929–939 (1999).
- Ziegler, H.: The evolution of stomata. In: Zeiger, E., Farquhar, G. D., Cowan, I. R. (eds.): *Stomatal function*, pp. 29–57. Stanford Univ. Press, Stanford 1987.

Verfasser: Dr. K. P. Gaffal, Brunnenstr. 20, D-91336 Heroldsbach und Dr. S. El Gammal, Dermatologische Klinik, Krankenhaus Bethesda, Euelsbuchstr. 39, D-57258 Freudenberg

Dauerpräparate mit Glyzeringelatine

Werner Jäntsch

Bereits 1862 von Schacht und 1869 von Klebs wurde Glyzeringelatine als Einschlussmittel für mikroskopische Präparate empfohlen (Lee und Mayer, 1901). Inzwischen sind allein auf dem Gebiet der Wassermilbenforschung Tausende von Glyzeringelatinepräparaten angefertigt worden (Viets, 1936; Cook, 1974 und viele andere).

Viets (1936) gibt die Technik des Einschlusses an. Diese ist mit einigem Aufwand verbunden. Das Objekt wird auf dem Objektträger in einem Tropfen verflüssigter Glyzeringelatine ausgerichtet, mit einem Ring aus härterer Glyzeringelatine umgeben, der Raum zwischen Ring und Objekt mit Glyzeringelatine ausgefüllt und das Deckglas aufgelegt. Wenn das Einschlussmittel dabei über den Rand des Deckglases und eventuell auf dieses gelangt ist, muss es wieder entfernt werden, was einen zusätzlichen Zeitaufwand bedeutet. Zuletzt wird ein Verschlussring aus Kanadabalsam, Caedax oder Lack gezogen.

Lage des Objekts

Das Objekt liegt bei dieser Methode auf dem Objektträger. Bei kleineren Objekten ist somit zwischen Deckglas und Objekt ein mit Glyzeringelatine ausgefüllter Zwischenraum vorhanden, der unter Umständen die Untersuchung des Präparates mit stärkeren Objektiven erschwert. Cook veröffentlichte 1974 eine Präparationsmethode, bei der das Objekt auf dem Objektträger zwischen zwei Deckgläsern eingeschlossen wird. Bei dieser etwas umständlichen Methode liegt das Objekt nicht an dem Deckglas, das dem Objektiv zugewandt ist.

Die Einschlussmethode mit Glyzeringelatine lässt sich aber ganz bedeutend vereinfachen. Zum Unterschied zu der herkömmlichen Methode wird das Objekt nicht auf einen Objektträger, sondern auf ein Deckglas übertragen. Dadurch liegen auch die kleinsten Objekte immer unmittelbar am Deckglas und können so auch mit den stärkeren Objektiven untersucht werden. Abbildung 1 zeigt das Gerät.

Präparateherstellung mit Eindeckgerät

Ein mit Deckglassplittern versehener und in das Gerät eingelegter Objektträger zentriert ein Deckglas (Abb. 2). Ein Tropfen verflüssigter Glyzeringelatine wird auf das Deckglas gegeben und das Objekt hierin ausgerichtet. Nach dem Erkalten und Erstarren des Tropfens (Kühlschrankakku) werden auf die Enden des Objektträgers zwei circa 3 mm starke Schaumstoffstücke gelegt und auf diese der für das Präparat vorgesehene Objektträger. Die vorher beiseite gedrehten Halterungen mit Druckschrauben werden nun über den Objektträger bis zur Breitenmitte eingeschwenkt. Das Gerät wird unter das Stereomikroskop geschoben, wenn man nicht vorzieht, die ganze Prozedur von Anfang an unter dem Mikroskop vorzunehmen. Der Objektträger schwebt nun noch frei über dem Glyzeringelatinetropfen. Unter mikroskopischer Kontrolle werden die beiden Druckschrauben nach unten gedreht bis der Glyzeringelatinetropfen den Objektträger berührt. Durch weitere Drehung an den Schrauben läuft der Tropfen in die Breite und zwar nur so weit, dass noch immer ein Luftring unter dem Deckglas erhalten bleibt. Die Richtung der Ausdehnung des Tropfens kann man gut unter dauernder Mikroskopkontrolle beeinflussen,

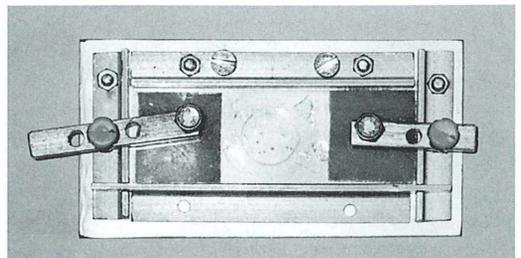


Abb. 1: Das Gerät in Aufsicht.

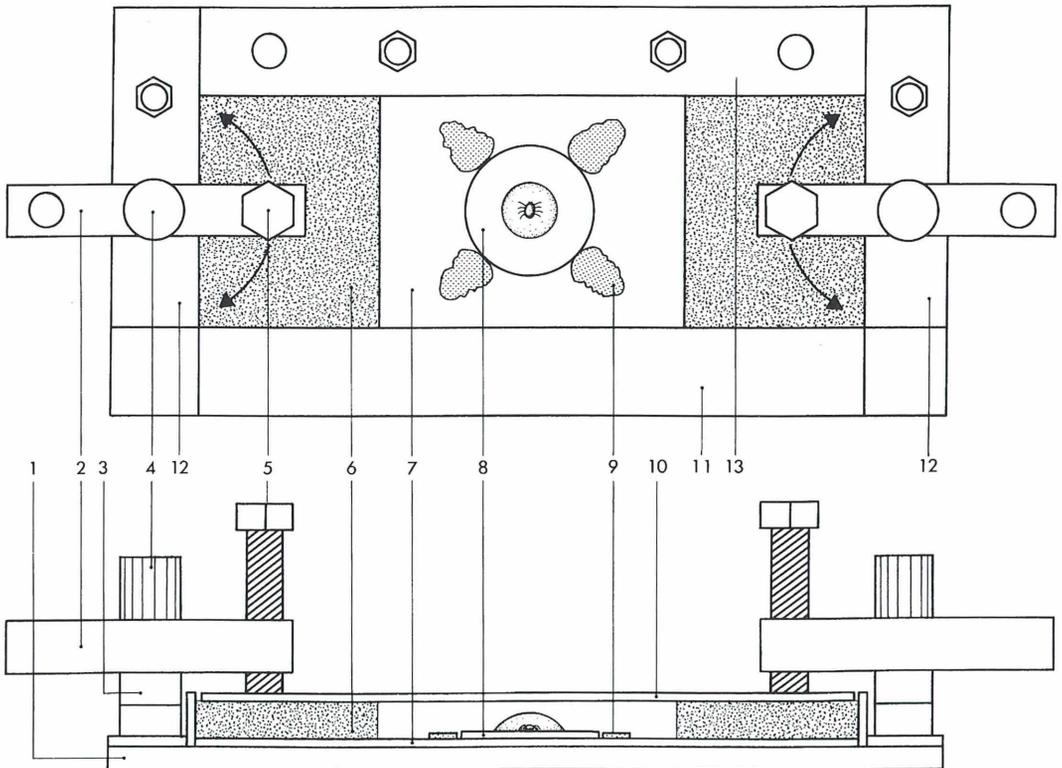


Abb. 2: Konstruktionszeichnung des Geräts (oben in Aufsicht, unten in Seitenansicht). 1 Grundplatte, 2 Halter für Druckschrauben, 3 Führungsachse mit zwei M4-Muttern (Distanz), 4 Hutmuttern, 5 Druckschrauben, 6 Distanzplatten aus Schaumstoff, 7 Objektträger mit aufgeklebten Deckglassplittern, 8 Deckglas, 9 Objektträger für Präparat, 10 Objektträger für Präparat, 11 vordere Winkelschiene, 12 seitliche Winkelschiene, 13 hintere Winkelschiene.

da die Druckschrauben auch seitlich nach beiden Seiten zu bewegen sind. Das Präparat im Gerät lässt man, eventuell durch Auflegen auf einen tiefgefrorenen Kühlschrankakku, erkalten und nach dem Lösen der Schrauben wird

das Präparat dem Gerät entnommen. Mit Caedax oder Ähnlichem ist zuletzt der Luftring zwischen Deckglas und Objektträger auszufüllen. Die ganze Prozedur dauert nur Minuten und man hat ein Präparat, bei dem das Objekt

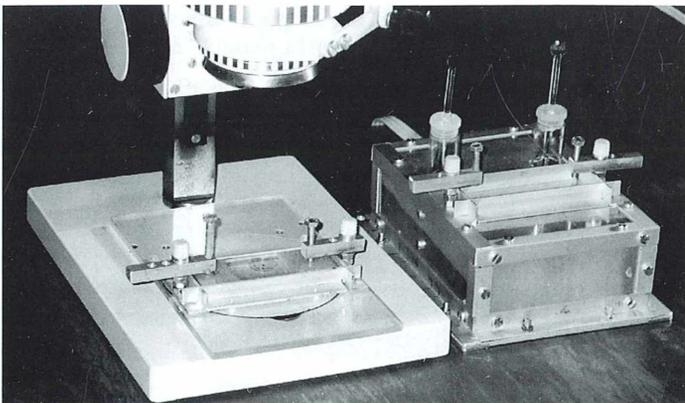


Abb. 3: Das Gerät unter dem Stereomikroskop und daneben auf einem heizbaren Wärmekasten als weiterentwickelte Wärmebank. Auch diesen kann man zusammen mit dem Präparationsgerät unter das Stereomikroskop legen. So lässt sich der Glycerin-gelatinetropfen – wenn nötig längere Zeit – in flüssigem Zustand erhalten, ohne ihn zu überhitzen.

immer dem Deckglas anliegt. Die Methode ist einfach, spart deshalb Zeit und ergibt trotzdem einwandfreie Präparate. Das Gerät lässt sich sicher auch für andere Einschlussmittel außer Glyzerin-gelatine vorteilhaft einsetzen.

Eigenbau des Eindeckgeräts

Für diese Methode benötigt man ein kleines Hilfsgerät, das man selbst fast ganz ohne Handwerker basteln kann. Den Handwerker braucht man nur zum Einschneiden von zwei Gewinden für die Druckschrauben. Benötigt werden (Baumarkt) eine Alu-Grundplatte, 1 cm Alu-Winkelschienen, einseitig auf 0,5 cm abgeseigt, Alu-Schienen 1 × 1 cm oder Ähnliches als Halter für zwei M 4 Schrauben, zwei M 4 Schrauben als Achsen für die Halter, zwei Hut-

muttern zum Feststellen der Halter und weiterhin etwas Schaumstoff, Objektträger und Deckgläser. Aus der Zeichnung in Abbildung 2 sind die erforderlichen Maße abzunehmen. Sie richten sich nach den Maßen der Objektträger. Abbildung 3 zeigt das Gerät unter dem Stereomikroskop und auf einem Wärmekasten.

Literaturhinweise

- Lee, A. B., Mayer, P.: Grundzüge der mikroskopischen Technik, R. Friedländer & Sohn, Berlin 1901.
 Viets, K.: Wassermilben oder Hydracarina. In: F. Dahl (Hrsg.): Tierwelt Deutschlands 31/32, Gustav Fischer, Jena 1936.
 Cook, David R.: Watermite genera and subgenera. Mem. Amer. Ent. Inst. 21, 2 (1974).

Verfasser: Werner Jäntsch, Vielauer Straße 2, D-08112 Wilkau-Haßlau

Kurze Mitteilung

Biofilm-Chemostat

Die meisten Mikroorganismen heften sich in einem nährstoffreichen Medium an eine feste Oberfläche an; sie bilden einen sogenannten Biofilm. Es hat sich gezeigt, dass sessile (festsitzende) und planktische (frei umherschwimmende) Zellen morphologisch und physiologisch nicht identisch sind. Durch die Adhäsion an feste Oberflächen werden bestimmte Gene (z.B. für die Kapselproduktion) aktiviert. Auch die Resistenz gegenüber anderen Mikroorganismen kann bei festsitzenden Zellen erhöht sein. Die Aggregate von angehefteten Mikroorganismen, die Biofilme, bedürften also der Aufmerksamkeit der Mikrobiologen. Diese erfordert aber die mikroskopische Beobachtung unter kontrollierten und definierten Bedingungen. Dazu haben amerikanische Untersucher jetzt eine Technik entwickelt, welche es mit einfachen Mitteln erlaubt, solche biologisch aktiven Populationen von festsitzenden Mikroorganismen im Labor zu untersuchen. Sie entwickelten einen Chemostat für Biofilme.

Im Prinzip besteht dieser Chemostat aus einem 1000 ml Erlenmeyer-Glaskolben, an dem durch den Glasbläser drei Stutzen angebracht sind (Abb. 1): Durch den Stutzen A wird Luft eingeblasen, durch B wird die verunreinigte Nährlösung abgesaugt, bei C werden die suspendierten Mikroorganismen abgesaugt, so dass sie sich an einer festen Oberfläche anheften können.

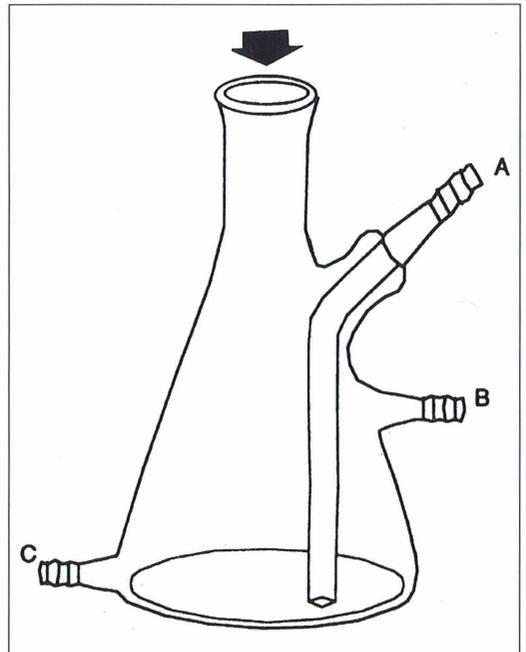


Abb. 1: Chemostat in Form eines Erlenmeyer-Kolbens. A Luftzufuhr, B Abfuhr verbrauchter Nährlösung, C Absaugstutzen für die von den Mikroorganismen besiedelte Nährlösung, die über eine Peristaltik-Pumpe (Abb. 3, C) im Kreislauf durch den Chemostat gepumpt wird.

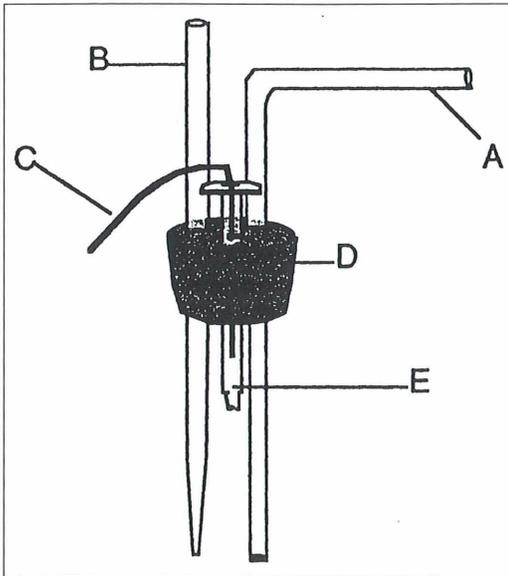


Abb. 2: Der abschließende Gummistopfen (Abb. 1, großer Pfeil), durch welchen die Komponenten des Kreislaufs eingeführt werden. In den drei Bohrungen des Stopfens befinden sich: Eine etwa 20 cm lange, rechtwinklig abgeboogene Glasröhre (A), die mit einem Wattepfropfen verschlossen ist, so dass Luftzutritt möglich ist; eine Pasteur-Pipette (B), durch welche die Nährlösung im Kreislauf zurückfließt; eine 1 ml-Injektionspritze (E), durch deren durchbohrten Kolben ein 3 cm langes Stück eines 50 cm langen kapillaren Millipor-Schlauches (C) ($2,8 \times 9,5$ mm \varnothing) die Zufuhr frischen Nährmediums im Kreislaufbetrieb (siehe Abb. 3) erlaubt.

Die Öffnung des Erlenmeyer-Kolbens (Abb. 1, Pfeil) wird mit einem mehrfach durchbohrten Gummistopfen (Abb. 2) verschlossen. In den drei Öffnungen befinden sich: 1. Eine 1 ml-Injektionspritze ohne Nadel (Abb. 2, E). In ihren Kolben wurde ein Loch für einen dünnen Milliporschlauch (Abb. 2, C) gebohrt, durch welchen frische Nährlösung in den Chemostat zugeführt werden kann. 2. Eine Pasteur-Pipette (Abb. 2, B), durch welche die Nährlösung in den Chemostat zurückfließt. 3. Ein abgeboogenes Glasrohr (Abb. 2, A), das mit einem Wattepfropfen verschlossen wird, so dass gefilterte Luft in das Innere des Chemostaten frei von Kontamination fließen kann. Die Nährlösung strömt im Kreislauf über die Pasteur-Pipette (Abb. 3, E bzw. Abb. 2, B) in den Chemostat zurück.

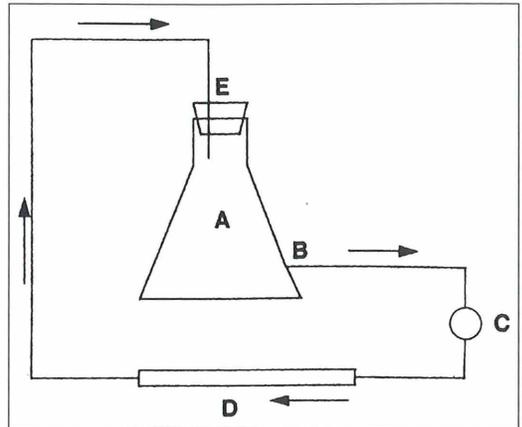


Abb. 3: Kreislaufschema, das den Umlauf der Nährlösung zeigt: Durch den Chemostat (A) über den Abfuhrstutzen (B) zur peristaltischen Pumpe (C) und das circa 60 cm lange Glasrohr (D), in dem sich die Silikonscheibchen befinden, zurück zum Chemostat, wobei die Nährlösung über die Pipette (Abb. 2, B) im Gummistopfen wieder in den Chemostat eintritt. Die Pfeile geben die Fließrichtung an.

Runde Silikonscheiben von 7 mm Durchmesser (Tyler Research, Edmonton AB, Canada) werden von der sterilen Nährlösung in der 60 cm langen Glasröhre (Abb. 3, D) umspült, welche mit den zu untersuchenden Mikroorganismen beimpft wurde. Bei einer Fließgeschwindigkeit von 100 ml/Minute können sich die Organismen an die Silikonscheibchen anheften. Nach 24 beziehungsweise 48 Stunden können die Silikonscheiben entweder direkt im Auflicht mikroskopisch untersucht werden, oder aber mit 5 ml sterilem Phosphat-Puffer gewaschen werden, so dass die planktonischen Bakterien abgespült werden. Die Biofilme können dann von den Silikonträgern abgelöst werden, indem diese fünf Minuten lang in einem Vortex-Mixer geschüttelt werden. In Verdünnungsreihen auf Agarplatten kann dann die Zusammensetzung der Biofilme auch quantitativ erfasst werden.

Literaturhinweis

Whiteley, M., Brown, E., McLean, R. J. C.: An inexpensive chemostat apparatus for the study of microbial biofilms. *Journal of Microbiological Methods* 30, 125–132 (1997).

Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.)

II. Von der Regression des Keimstreifens bis zur schlüpfreifen Larve

Wolfgang Groepler

Erlenblattkäfer lassen sich unter geeigneten Bedingungen recht gut züchten, so dass man die Entwicklung der Eier sehr schön beobachten kann. Während die Entwicklungsphasen vom befruchteten Ei bis zum voll entwickelten Keimstreifen bereits im letzten MIKROKOSMOS-Heft vorgestellt wurden, soll nun in Teil II der Abhandlung die Vollendung der Eientwicklung bis zur schlüpfreifen Larve beschrieben werden.

Wie in Teil I geschildert, umzieht der Keimstreifen Mitte des 4. Entwicklungstages nahezu die gesamte Eioberfläche, wobei Kopf und Thorax auf der Ventralseite liegen und das Abdomen sich über den hinteren Eipol und die ganze Dorsalseite erstreckt. Der Keimstreifen misst damit etwa die doppelte Eilänge.

Verlauf der äußeren Entwicklung

Im weiteren Entwicklungsgang kontrahiert sich der Keimstreifen, was sich in einer vollständigen Regression des Abdomens von der Dorsalseite auswirkt; gleichzeitig wandert der Kopf von der Ventralseite an die Spitze des Eies (Abb. 1a-c). Am Ende des 5. Entwicklungstages liegen sich Kopf und Abdomenende an den Eipolen gegenüber und der Keimstreifen zieht sich nur noch über die Ventralseite hin. Eingeschlossen ist eine große Dotterkugel, die seitlich und auf der Dorsalseite offen, das heißt noch nicht von embryonalem Ektoderm bedeckt ist. Durch Emporwachsen der Flanken breitet sich das Ektoderm dorsalwärts aus, wobei die Dotterkugel immer kleiner wird und dem Embryo endlich in der Rückenmitte wie eine Geschwulst aufsitzt (Abb. 1d). Schließlich vereinigen sich die Flanken in der Mediane und mit diesem Rückenschluss verschwindet auch der Dotter im Inneren, wo er in den Mitteldarm eingeschlossen ist (siehe unten). Gleichzeitig mit dem Rückenschluss beginnt der Embryo in die Länge zu wachsen, was nur durch Einkrümmung möglich ist. Es biegt sich die Hinterleibsspitze dabei zunächst nach ventral um (Abb. 1e) und anschließend wächst der Hinterleib,

angeschmiegt an die Bauchseite des Thorax, bis zum Kopfe vor (Abb. 1f). Damit ist die äußere Gestaltbildung abgeschlossen. Der Embryo hat jetzt etwa die doppelte Eilänge erlangt und benötigt noch einen guten halben Tag bis zum Abschluss der histologischen Reifungsvorgänge. Am 8. Entwicklungstag beginnen die Larven zu schlüpfen (Abb. 2).

Entwicklung von Mesoderm und Leibeshöhle

Im Verlauf des 3. Entwicklungstages entstehen pro Segment zwei vom Mesoderm umschlossene Hohlräume (siehe Teil I), welche als sekundäre Leibeshöhle oder Cölom bezeichnet werden. Daneben bildet sich ventral ein weiterer Hohlraum (Epineuralsinus) durch Zurückweichen des Dotters vom Ektoderm, der die primäre Leibeshöhle repräsentiert. Diese vergrößert sich rasch und übertrifft das Cölom bald an Umfang (Abb. 5).

Das dem Dotter benachbarte Cölomepithel (splanchnische Wand) verdickt sich zunächst (Abb. 3a) und erzeugt später einen kräftigen, medianwärts gerichteten Auswuchs (Abb. 3b), welcher sich von der übrigen Cölomwand trennt und dem sich das Mitteldarmmaterial innen anlegt (Abb. 3c); es entwickelt sich aus diesen Zellen die Darmmuskulatur. Das übrige Wandmaterial der Cölomsäckchen liefert vor allem somatische Muskulatur, Fettkörper und Gonaden.

Besonders erwähnt werden soll noch das Mesoderm, das sich dorsolateral am Übergang von der splanchnischen zur somatischen Cölomwand befindet, weil sich hieraus die Bildner des Dorsalgefäßes (Herz und Aorta) differenzieren.

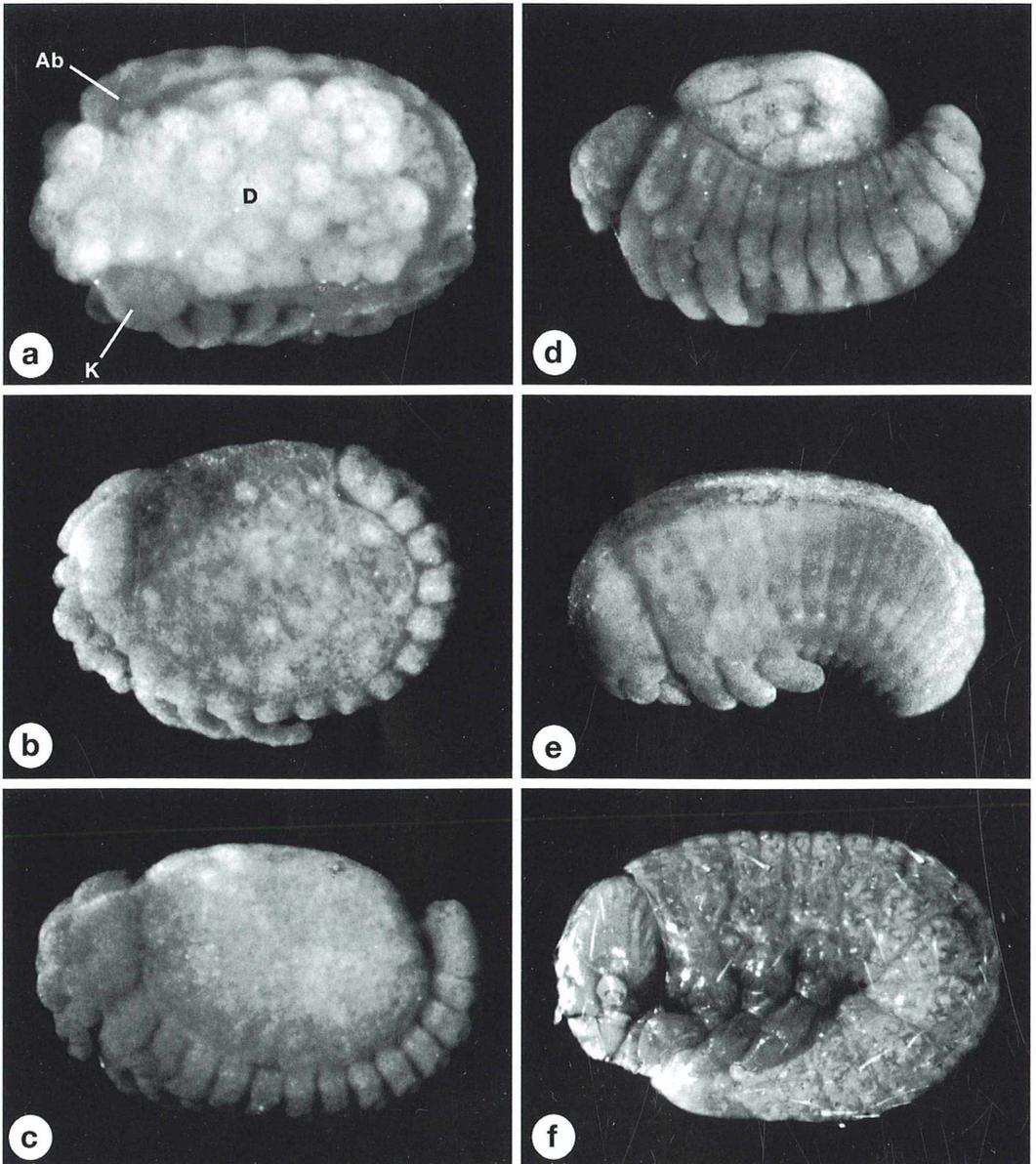


Abb. 1: Entwicklung des Embryos vom 4. bis zum 8. Tag; Seitenansichten. a) Der Keimstreifen überzieht fast die ganze Dotteroberfläche; 3 d 10 h. b) Der Kopf hat sich zum Vorderpol verlagert, das Abdomen hat sich teilweise von der Dorsalseite zurückgezogen; 3 d 20 h. c) Der Keimstreifen hat sich noch mehr kontrahiert, die Dorsalseite ist dadurch vollständig entblößt; 5 d. d) Das Ektoderm ist an den Flanken emporgewachsen, der Dotter daher nur noch dorsal frei liegend; 6 d. e) Der Dotter ist vollständig vom Ektoderm überwachsen und der Rücken bis auf einen schmalen medianen Streifen geschlossen. Der Hinterleib beginnt sich nach ventral einzukrümmen; 6 d 15 h. f) Das Abdomen ist dem Thorax ventral-seits angeschmiegt und fast bis zum Kopf vorgewachsen; 7 d 2 h. Ab Abdomenende, D Dotter, K Kopf.

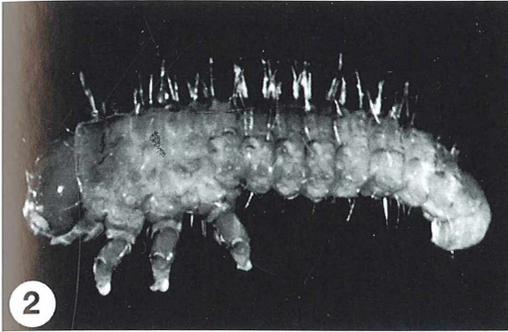


Abb. 2: Frisch geschlüpfte Larve.

Diese Cardioblasten findet man bei etwas älteren Stadien zwischen Ektoderm und der freien Kante der Darmwand, mit der sie gemeinsam dorsalwärts wandern. Die Gestalt der Cardioblasten (Abb. 4a) ist unverwechselbar, etwa einem langgezogenen Dreieck ähnelnd, dessen dorsal befindliche Spitze in einen Fortsatz ausgezogen ist und das mit den Ecken der Basis mit dem somatischen, beziehungsweise splanchnischen Mesoderm verbunden ist. Die Cardioblasten von *A. alni* wurden bereits 1898 von Petrunkevitch aufgefunden, der Autor war sich jedoch bezüglich der Bedeutung dieser Zellen nicht sicher. Ganz ähnlich aussehende Cardioblasten sind übrigens für den Kartoffelkäfer beschrieben worden (Wheeler, 1889; Abb. 84, 85, 93). Mit feinen plasmatischen Fortsätzen

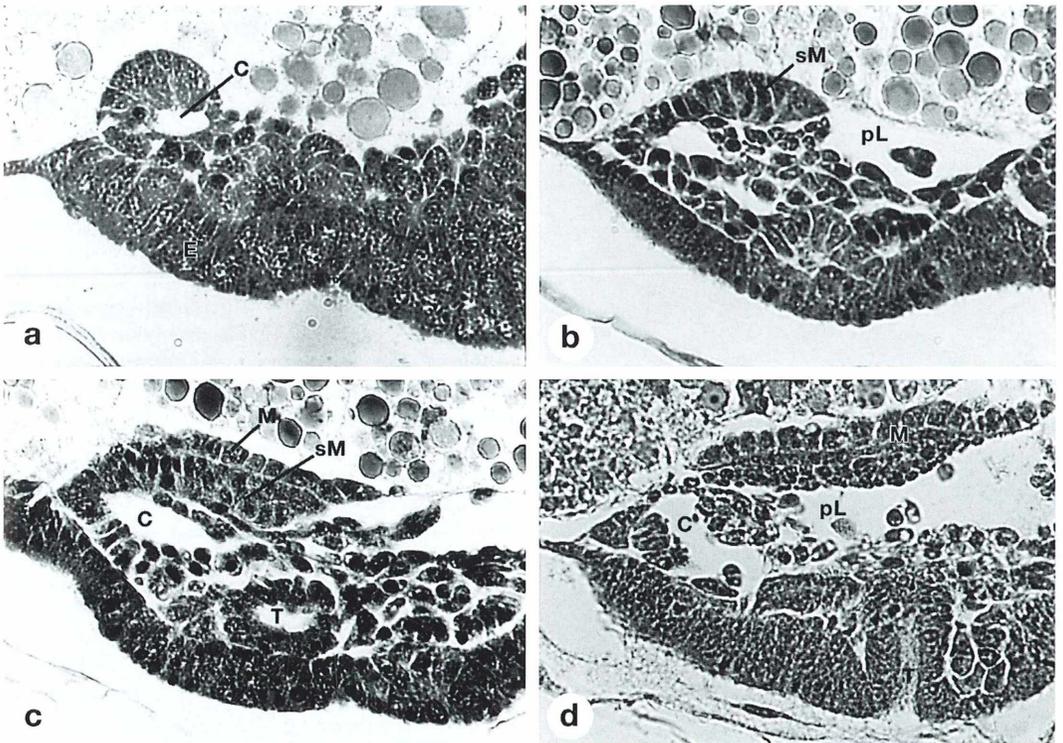


Abb. 3: Entwicklung der Leibeshöhle vom 3. bis zum 5. Tag; Querschnitte. a) Cöloiwand geschlossen, die splanchnische Wand ist verdickt. b) Cöloiwand noch geschlossen, aber der Zellverband ist teilweise gelockert. Die splanchnische Wand hat einen medianwärts gerichteten dicken Auswuchs gebildet; Stadium wie Abbildung 5a. c) Die Mitteldarmanlage breitet sich zwischen dem Dotter und dem splanchnischen Mesoderm aus. d) Das splanchnische Mesoderm hat den Zusammenhang mit dem Cöloepithel verloren, das Cöloiwand steht ventral in offener Verbindung mit der primären Leibeshöhle; Stadium wie Abbildung 5b. C Cöloiwand, E Ektoderm, M Mitteldarmanlage, sM splanchnisches Mesoderm, pL primäre Leibeshöhle, T Trachee.

angeheftet, finden sich mehrere kleinere ovale Zellen an der Basis der Cardioblasten; sie bilden später wahrscheinlich die Muskulatur des Dorsalgefäßes. Wenn die rechten und linken Cardioblasten im Zuge des Darmschlusses auf der Dorsalseite angelangt sind, nehmen ihre

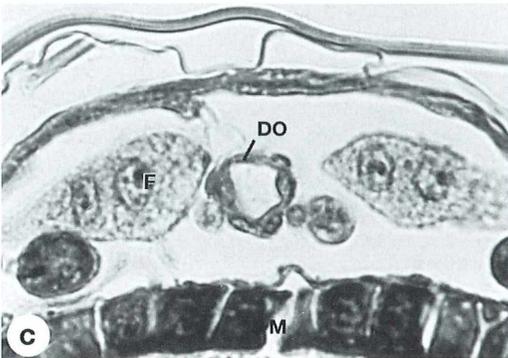
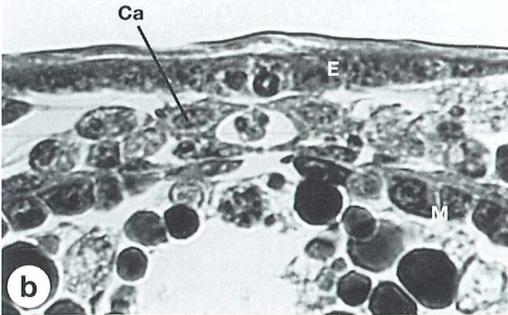
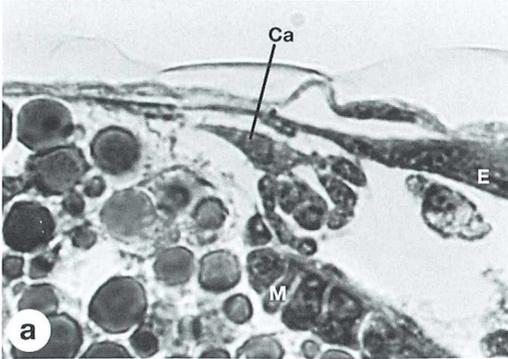
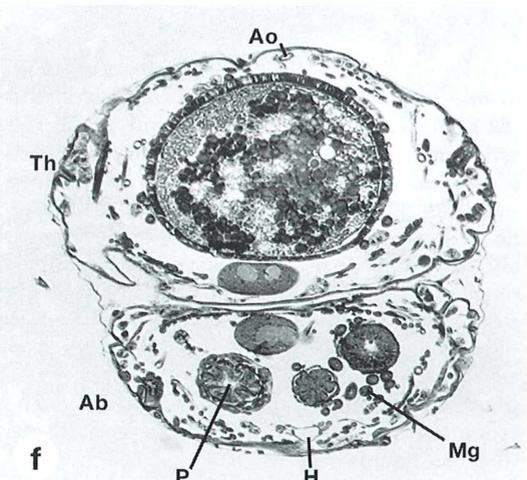
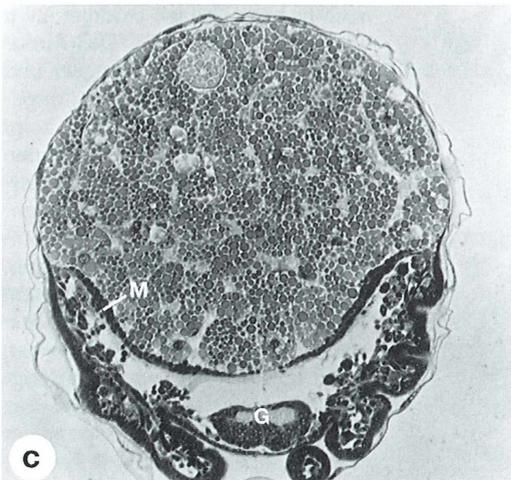
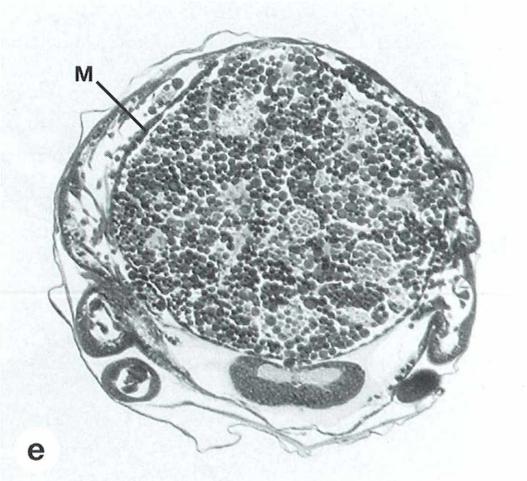
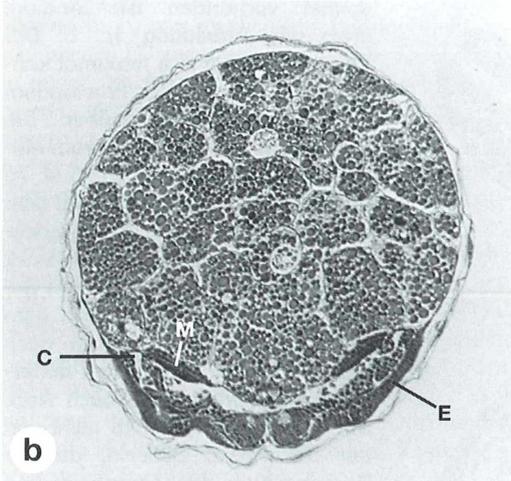
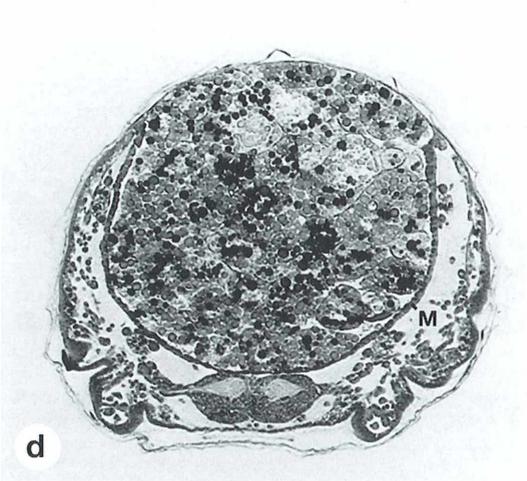
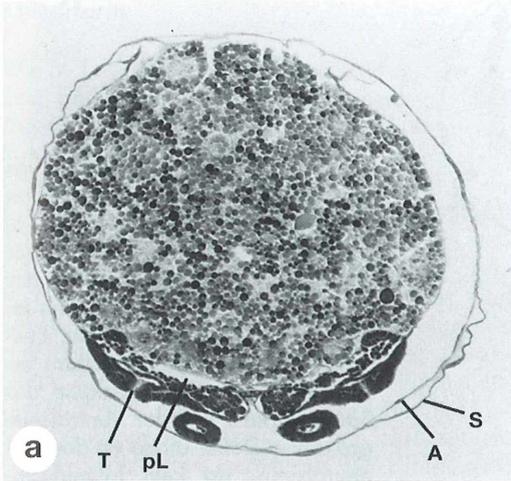


Abb. 4: Entwicklung des Dorsalgefäßes. a) Cardioblast mit anhängenden Myoblasten; 5 d 20 h. b) Cardioblasten beim Zusammenschluss zum Rohr; 6 d 15 h. c) Geschlossenes Dorsalgefäß; 7 d 2 h. Ca Cardioblast, Do Dorsalgefäß, E Ektoderm, F Fettkörper, M Mitteldarm.

median gelegenen Seiten konkave Form an. Durch Vereinigung der oberen und unteren Kanten dieser Zellen entsteht ein geschlossenes Rohr. In das Lumen gelangen von vornherein einige Blutzellen (Abb. 4b). Die Cardioblasten werden später zu flachen Endocardzellen, denen sich außen Muskelzellen auflegen (Abb. 4c).

Bereits zu Beginn des 4. Entwicklungstages beginnt die Auflösung der bis dahin geschlossenen Cölomwand, indem die Zellen ihrem künftigen Entwicklungsschicksal folgend den Gewebverband verlassen. Durch die Öffnung der Wand (Abb. 3d) vereinigen sich sekundäre und primäre Leibeshöhle miteinander. Als Resultat ist eine neue Leibeshöhle, das Mixocöl, entstanden, welches bei allen Insekten die definitive Leibeshöhle darstellt.

►
Abb. 5: Einverleibung des Dotters in den Mitteldarm und Rückenschluss des Ektoderms, Ende des 4. bis Anfang des 8. Entwicklungstages; Querschnitte. a) Keimstreifen mit noch geschlossenem Cölom, die Amnionfalten sind weit auf die Dorsalseite gewachsen (Ausschnittvergrößerung siehe Abb. 7b). b) Die rechte und linke Mitteldarmanlage sind weit voneinander getrennt, der Dotter ist vom inneren Amnionepithel vollständig umhüllt (provisorischer Rückenverschluss); Ausschnittvergrößerung eines entsprechenden Stadiums siehe Abbildung 3d. c) Mitteldarmwand auf der Ventralseite nahezu vollständig geschlossen, ihre Seiten deutlich nach dorsal emporgewachsen. d) Die Wand des Mitteldarmes umschließt den größten Teil des Dotters, das embryonale Ektoderm hat sich bis etwa zur freien Kante des Darmepithels ausgebreitet. e) Die Darmwand ist bis auf einen schmalen dorsalen Bereich geschlossen, das embryonale Ektoderm hat den Rückenschluss nahezu vollzogen. f) Das Abdomen ist dem Thorax ventral angeschmiegt. Der Dotter ist vollständig in den Mitteldarm eingeschlossen; das Proctodäum ist in Schlingen gelegt, daher finden sich drei Anschnitte. A Amnion, Ab Abdomen, Ao Aorta, C Cölom, E Ektoderm, G Ganglion, H Herz, M Mitteldarmanlage (plus splanchnisches Mesoderm), Mg Malpighisches Gefäß, P Proctodäum, pL primäre Leibeshöhe, S Serosa, T Trachee, Th Thorax.



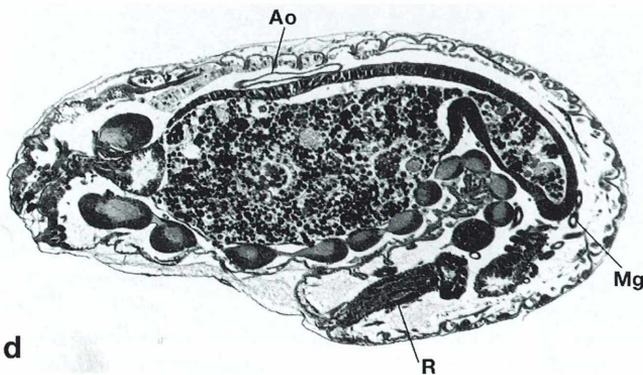
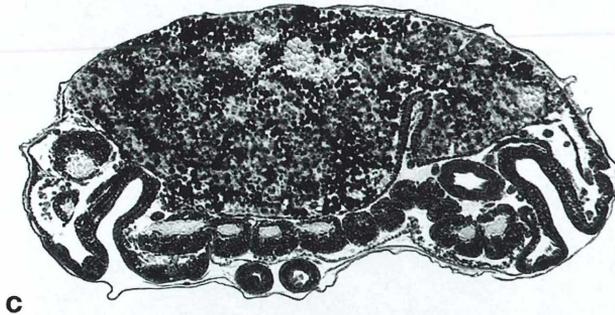
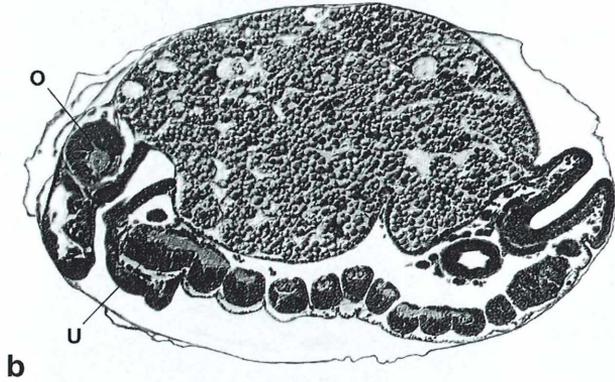
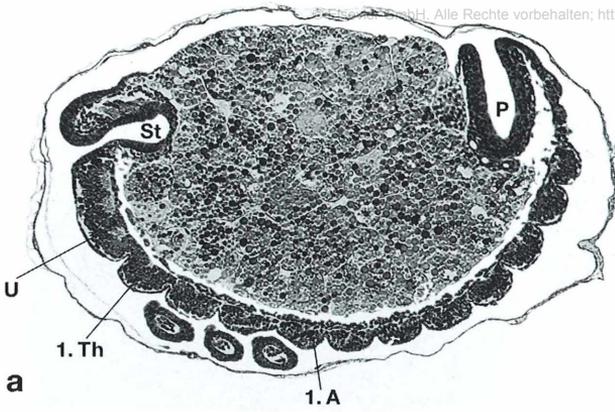


Abb. 6: Entwicklung des Embryos vom Ende des 4. bis zum Beginn des 8. Tages; Medianschnitte. a) Der Keimstreifen hat sich von der Rückenseite zurückgezogen, der Dotter ist dort provisorisch vom inneren Amnionepithel bedeckt. Zwischen Stomo- und Proctodäum erstreckt sich die Ganglienkeite des Bauchmarkes. Auf der Ventralseite grenzt der Dotter direkt an den Epineuralsinus, da kein Mitteldarmepithel vorhanden ist; Stadium etwa wie Abbildung 1c. b) Der Keimstreifen hat sich maximal kontrahiert, Stomo- und Proctodäum liegen einander gegenüber. Die Ventralseite des Dotters ist vom Mitteldarmepithel überzogen; 5 d 16 h. c) Die Abdomenspitze ist mit dem Proctodäum zur Ventralseite gerichtet. Das Proctodäum hat sich stark verlängert und ist in Schlingen gelegt, daher findet sich neben dem längs getroffenen Enddarm auch ein Querschnitt durch einen dotternahen Abschnitt (siehe auch Abb. 5f). Der Dotter ist dorsal nicht von der Darmwand bedeckt, da der Dorsalschluss der Darmp epithelien noch nicht erfolgt ist; Stadium etwa wie in Abbildung 1e. d) Das Abdomen hat sich stark verlängert und der Ventralseite des Embryos angeschmiegt. Das Proctodäum zeigt eine Unterbrechung, da es einen gekrümmten Verlauf hat. Die fortgeschrittene gewebliche Differenzierung macht sich besonders deutlich am Darm und Nervensystem bemerkbar. Der Enddarm (Rectum) hat tiefe Einfaltungen gebildet, weshalb sein Lumen verschlossen wirkt; 7 d 2 h. 1. A 1. Abdominalganglion, Ao Aorta, Mg Malphighisches Gefäß, O Oberschlundganglion (Gehirn), P Proctodäum, R Rectum, St Stomodäum, 1. Th 1. Thorakalganglion, U Unterschlundganglion.

Mitteldarm

Wie in Teil I bereits erläutert, entstehen eine vordere und eine hintere Mitteldarmanlage durch Auswanderung von Zellen aus dem Stomo- und Proctodäum. Diese Zellen breiten sich entlang der ventralen Dotteroberfläche in Richtung auf die Körpermitte hin aus, wobei das Wachstum seitlich rascher erfolgt als median. Man findet deshalb auf einem Medianschnitt anfänglich praktisch kein Mitteldarmgewebe (Abb. 6a), auf Querschnitten dagegen getrennt eine rechte und eine linke Darmanlage (Abb. 5b), deren große kubische Zellen in einem einschichtigen Epithel angeordnet sind (Abb. 3c, d). Die vorderen und hinteren Anlagen vereinigen sich zunächst seitlich. Durch medianwärts gerichtetes Wachstum wird der Dotter auch auf der Ventralseite zunehmend überwachsen, was endlich zur Bildung eines geschlossenen Darmepithels führt (Abb. 5c, 6b). In enger Nachbarschaft zur Mitteldarmanlage breitet sich Mesoderm aus. Dieses anfangs kompakte Gewebe (Abb. 3) bildet sich während der Dotterumwachsung zu einem dünnen, eine Zelllage starken Belag des Darmepithels um.

Die Darmwand umwächst im Folgenden die Dotterkugel innerhalb der provisorischen Rückenbedeckung von ventral nach dorsal (Abb. 5). Da sich an der Front des wachsenden Gewebes stets die Cardioblasten befinden (Abb. 4a), erfolgt etwa gleichzeitig mit der Vereinigung von rechter und linker Darmwand auch die Bildung des Dorsalgefäßes. Zum Zeitpunkt der Einbiegung des Abdomens auf die Ventralseite des Embryos (2. Hälfte des 7. Entwicklungstages) ist das Darmrohr vollständig geschlossen und die Darmzellen beginnen zylindrische Form anzunehmen (Abb. 5f, 6d).

Rückenschluss

Während im Stadium der maximalen Längenerstreckung der Keimstreifen mit seinem Abdomen die ganze Dorsalseite des Eies überzieht, wird diese nach Abschluss der Regression nur noch von Dotter eingenommen. Der Embryo ist aber auf der Rückenseite nicht wirklich offen, da der Dotter von einem Epithel überzogen ist. Entstanden ist das Epithel aus dem Amnion, das sehr rasch als doppelwandige Falte zwischen Dotter und Serosa auf der rechten und linken Körperseite dorsalwärts wächst. An

der wachsenden Front, dort wo das innere in das äußere Blatt der Falte übergeht, bilden die Zellen meist eine nadelartige Spitze (Abb. 7). Wenn die beiden Falten dorsal zusammenstoßen, was am Ende des 4. Entwicklungstages bereits der Fall ist, verlöten die inneren und die äußeren Blätter je für sich. Die innere Gewebsschicht überzieht nun den gesamten Dotter als provisorischer Rückenverschluss und die äußere umgibt den Embryo ringsherum als bis zum Schlüpfen bestehen bleibendes Amnion. In ähnlicher Weise verläuft der Vorgang bei *Chrysomela* (Strindberg, 1913).

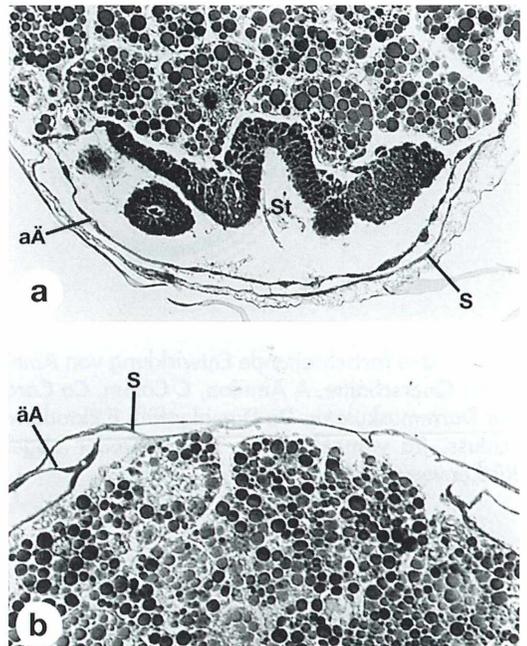


Abb. 7: Entwicklung des Amnions. a) Das embryonale Ektoderm geht seitlich übergangslos in das dünne Amnionepithel über. Das Amnion besteht aus einem inneren Blatt, das dem Dotter genähert ist und einem äußeren, das der Serosa anliegt. Beide Blätter sind spitzwinklig miteinander verbunden. b) Etwas älteres Stadium als in a); Ausschnittvergrößerung aus Abbildung 5a. Die Amnionfalten sind nach dorsal gewachsen, inneres und äußeres Blatt weisen an der Übergangsstelle eine nadelartige Zelle auf. Die inneren Blätter der rechten und linken Seite liegen dem Dotter eng an und verschließen nach ihrer Verwachsung den Rücken des Embryos provisorisch, die äußeren Blätter bilden nach der Vereinigung das definitive Amnion. äA äußeres Amnionblatt, aA inneres Amnionblatt, S Serosa, St Stomodäum.

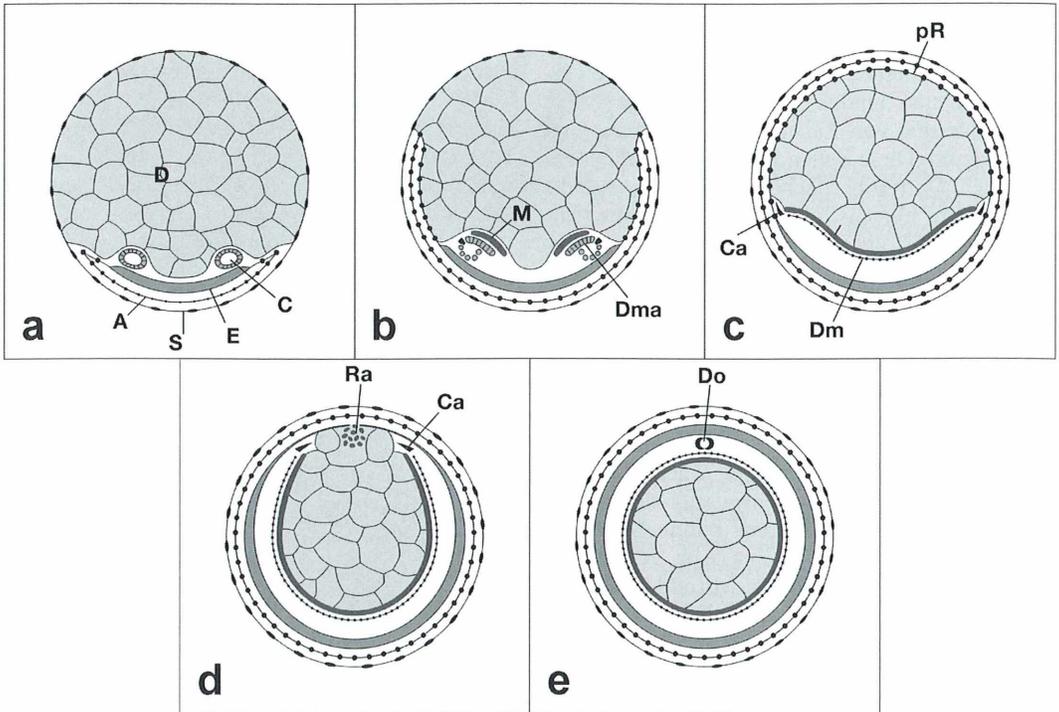


Abb. 8: a–e fortschreitende Entwicklung von Amnion, Dorsalgefäß, Ektoderm und Mitteldarm; schematische Querschnitte. A Amnion, C Cölom, Ca Cardioblast, D Dotter, Dm Darmmuskulatur, Dma Anlage der Darmmuskulatur, Do Dorsalgefäß, E Ektoderm, M Mitteldarmanlage, pR provisorischer Rückenverschluss, Ra vom Ektoderm in den Dotter abgedrängte und zerfallende Zellen des provisorischen Rückenverschlusses.

Der provisorische Rückenverschluss ist lange vor dem Dorsalschluss des Mitteldarmes beendet. Etwa gleichzeitig mit Letzterem findet der definitive Rückenverschluss statt. Er erfolgt durch Emporwachsen des Ektoderms, wodurch die Zellen der provisorischen Bedeckung dorsal zusammengedrängt werden und schließlich in den noch offenen, das heißt nicht von Mitteldarmepithel bedeckten Dottersack gelangen, wo sie zerfallen. Dieser Vorgang läuft etwa in der Mitte des 7. Entwicklungstages ab, wenn die Ventralwärtsbiegung des Abdomens einsetzt. Das Ektoderm der rechten und der linken Seite verwächst nach völliger Verdrängung der provisorischen Rückenbedeckung miteinander, womit der definitive Rückenschluss erreicht ist. In Abbildung 8 a–e werden die in diesem Kapitel beschriebenen Vorgänge schematisch zusammengefasst.

Danksagung

Der Verfasser ist Herrn Rainer Müller vom Zoologischen Institut der Universität Karlsruhe für die Computerbearbeitung folgender Abbildungen zu Dank verpflichtet: Teil I Abbildung 7b, 12, 17c; Teil II Abbildung 6 a–d, 8 a–e.

Literaturhinweise

- Anderson, D. T.: Embryology and phylogeny in annelids and arthropods. Pergamon Press, Oxford 1975.
- Fioroni, P.: Allgemeine und vergleichende Embryologie der Tiere. Springer Verlag, Berlin 1987.
- Fulinski, B.: Ein Beitrag zur Embryonalentwicklung der *Agelastica alni* L. Bull. Acad. Sc. Cracovie, 12–16 (1910).
- Hegner, R. W.: The origin and early history of the germ cells in some chrysomelid beetles. J. Morph. 20, 231–296 (1909).

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

90. Jahrgang 2001



URBAN & FISCHER

Impressum

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

Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena.

Telefon: 03641/626-3, Fax: 03641/62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de

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

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

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

Abo-Service und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon: 03641/62 64 44, Fax: 03641/62 64 43.

Bezugsanweisung: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.

Erscheinungsweise (2001): 1 Jahrgang mit 6 Hefen.

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

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

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

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

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

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

Diese Zeitschrift wird ab Band 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem,

pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2001 Urban & Fischer Verlag

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



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

Verfasserverzeichnis

- Bremer, H.:** Die Färbung der Fische – Einfach im Detail, überwältigend in der Komposition 135
- Fillbrandt, I.:** Das Pfeifengras – Ein Fall für den Ökologieunterricht. Mikroskopische Untersuchungen an *Molinia caerulea* 73
- Gaffal, K. P., Gammal, S. El:** Nektarspalten – „gefesselte“ Stomata? 333
- Gammal, S. El., Gaffal, K. P.:** Nektarspalten – „gefesselte“ Stomata? 333
- George, K. H.:** Tantulocarida (Crustacea, Maxillipoda): Winzige Quälgeister am Meeresgrund 111
- Göke, G.:** 50 Hertz- und Hochfrequenz-Ringlichter für Stereomikroskopie 33
- Göke, G.:** Dispersion Staining – Dispersionsfärbung als analytische Durchlichtmikroskopie 355
- Groepler, W.:** Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.) I. Von der befruchteten Eizelle bis zum voll entwickelten Keimstreifen 283
- Groepler, W.:** Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.) II. Von der Regression des Keimstreifens bis zur schlüpfreifen Larve 345
- Günkel, M., Günkel, N. G.:** Limnologie in Deutschland: Dem Leben im Bach auf der Spur 323
- Günkel, N. G.:** Vielleicht begann es im Kloster – Die Bedingungen für den Erfolg der Mikroskopie 101
- Günkel, N. G., Günkel, M.:** Limnologie in Deutschland: Dem Leben im Bach auf der Spur 323
- Hasenpusch, W., Zaiß, T.:** Bionik-Objekt: Die Laterne des Aristoteles – Der Kauapparat der Seeigel 329
- Hausmann, K.:** Fressen und gefressen werden im Mikrokosmos – Der ewige Kampf ums Überleben und seine Komplikationen 157
- Hausmann, K., Teichert, G.:** Ein Fläschchen Immersionsöl – Immersionsöfläschchen 221
- Hausmann, K., Radek, R.:** Lorenz Oken: Naturwissenschaftler und Naturphilosoph 257
- Hendel, R.:** Diodenbeleuchtung für alle Mikroskope – Eine preiswerte Lösung ohne Bastelei 27
- Hillenkamp, E.:** Einsatz der Digitalkamera Nikon Coolpix 990 in der Mikroskopie 239
- Hippe, E., Kreutz, M.:** *Rhizaspis* – Eine Flagellatengattung ohne Geißel 145
- Hrauda, G.:** Das Innenleben des Guppys (*Poecilia reticulata*) 165
- Jacob, W.:** Kiefernpollen als Nährstoffquelle für Plankter in einem extrem sauren Tagebaurestsee 301
- Jäntsch, W.:** Dauerpräparate mit Glyzeringelatine 341
- Jahnke, J.:** Algenbiofilme auf Bodenoberflächen: Strukturanalyse an Paraffinschnitten 149
- Kälin, I.:** Anatomisch-mikroskopische Notizen zu den zwei Rindenpilzen *Bulgaria inquinans* und *Diatrypella* 41
- Kälin, I.:** Pilz-Fund: Protokoll der Bestimmung einer *Elaphomyces*-Art 85
- Kreutz, M., Mayer, P.:** Beobachtungen an den parasitär lebenden Arten der Suktorgattung *Podophrya* 213
- Kreutz, M.:** Ein neuartiger Parasit von *Euglena acus* 29
- Kreutz, M.:** *Limnias melicerta* – Ein wenig verbreitetes Rädertier in einem ungewöhnlichen Gehäuse 65
- Kuhlmann, H.-W.:** Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*. Teil II: Reizbarkeit und Orientierung 19
- Lenzenweger, R.:** Chlorococcale Grünalgen und Zieralgen in Altwässern am Beispiel der Innauen 129
- Lüthje, E.:** Steilwandmikroskopie im Aquarium 3
- Lüthje, E.:** Mikro-Einsteiger: Das Blatt – Grundorgan und High-Tech-Solarzelle 53
- Lüthje, E.:** United Colours of Botany – Mikroskopische Aspekte der Pflanzenfärbung 120
- Lüthje, E.:** Mikro-Einsteiger: Kristalle in Laubblättern – Botanische Juwelen sichtbar gemacht 181
- Lüthje, E.:** Die Gelenkzellen im Blatt der Gräser – Motor oder Knautschzone? 193
- Mathias, A., Mathias, E.:** Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC 295
- Mathias, E., Mathias, A.:** Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC 295
- Mayer, P.:** *Pseudovorticella chlamydophora* und die anisogame Konjugation bei sessilen Ciliaten 47
- Mayer, P., Kreutz, M.:** Beobachtungen an den parasitär lebenden Arten der Suktorgattung *Podophrya* 213
- Müller, M. C.:** Das leuchtet ein! Vergleich zwischen konventioneller und konfokaler Fluoreszenz-Mikroskopie 277
- Müller, M. C., Kreischer, S.:** Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern). Teil I: Stolonisation am Beispiel von *Autolytus prolifer* 11
- Müller, M. C., Meyran, K.:** Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Anneliden) Teil II. Fragmentation und Regeneration am Beispiel von *Eurythoe complanata* 89

- Nachtigall, W.: Verstellbarer schiefer Strahlengang mit kritischer Beleuchtung 7
- Nachtigall, W.: Deckgläschen schwimmen im Gartenteich 69
- Nachtigall, W.: Kritische Beleuchtung mit Opal-Birnen und Blitzanpassung 117
- Nachtigall, W.: Formatnutzende Mikrofotos schnell bewegter, kleiner Objekte 173
- Nachtigall, W.: Beleuchtungsverstärkung bei der Frilux-Leuchtröhren-Mikroskopbeleuchtung 205
- Nachtigall, W.: Über mikroskopisches Zeichnen 248
- Nachtigall, W.: Eine unkonventionelle Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung 261
- Noll, R.: Mikroskopische Untersuchung von Belebtschlamm 361
- Pavlicek, P.: Der Wasserschlauch *Utricularia ochroleuca* 197
- Pohl, D.: Untersuchung metallischer Bruchflächen mit Lackabdruck und Lichtmikroskop 235
- Pohl, D.: Mikroskopische Beobachtungen an lebender menschlicher Haut 370
- Radek, R., Hausmann, K.: Lorenz Oken: Naturwissenschaftler und Naturphilosoph 257
- Richter, W. M., Kubsch, G.: Zur Geburt des Glaskrebschens *Leptodora kindtii* 79
- Rudolph, K.: Notizen zu zwei Algenfunden im Staat Rio de Janeiro (Brasilien) 310
- Rüegger-Deschenaux, J.: Mikro-Einsteiger: Mikrokristallisationen 376
- Schneider, W.: Protozoen auf Briefmarken 207
- Schönberg, C. H. L.: Schwammnadeln – Ein Skelett aus Glas 265
- Stahlschmidt, J.: Stroboskopie mit Leuchtdioden – Zyklische Bewegungen einfrieren 179
- Teichert, G., Hausmann, K.: Ein Fläschchen Immersionsöl – Immersionsöfläschchen 221
- Voß, H.-J.: Mobile Mikroskopie – Der Einsatz von weißen Leuchtdioden an Exkursions- und Reisemikroskopen 243
- Voß, H.-J.: Mikro-Einsteiger: Als Fischfutter fast zu schade: Der Nematode *Anguilla silusiae* 313
- Weber, O. R.: Hemmung des Wurzelwachstums und Nährstoffmangel-Symptome einer Pflanze in einer durch Elektrolyse beeinflussten Hydrokultur 225
- Wygash, J.: Erfahrungen mit der Video-Mikroskopie an Protisten 307
- Zaiß, T., Hasenpusch, W.: Die Zähne der Papageienfische 37
- Zaiß, T., Hasenpusch, W.: Bionik-Objekt: Die Laterne des Aristoteles – Der Kauapparat der Seeigel 329

Kurze Mitteilungen

- Lenzenweger, R.: Kleine Ursache – fatale Wirkung 380
- Linskens, H. F.: Anatomie der Samenruhe 25
- Linskens, H. F.: Die Elastizität der Exine 68
- Linskens, H. F.: Plastiden in Spermazellen 133
- Linskens, H. F.: Wo die DNS im Zellkern kopiert wird 134
- Linskens, H. F.: Unterscheidung lebender und toter Hefekolonien 142
- Linskens, H. F.: Harzausguss von Gefäßen 172
- Linskens, H. F.: Hilfe bei der Zellteilung 206
- Linskens, H. F.: Trägt die Carnivorie des Wasserschlauchs wesentlich zur Energiebedarfsdeckung dieser Pflanze bei 211
- Linskens, H. F.: Direktbeobachtung der Exocytose von Vesikeln in lebenden Zellen 223
- Linskens, H. F.: Lichtmikroskopische Untersuchung von Emulsionen 238
- Linskens, H. F.: Ökologische Pflanzenanatomie 322
- Linskens, H. F.: Der Apicoplast 328
- Linskens, H. F.: Biofilm-Chemostat 343
- Linskens, H. F.: Asymmetrische Zellwandsynthese der Hefe 368

Sachregister

- Acanthometron* 208
Acer pictum 172
 Acridinorangelösung 150
Actinomonas 157
Actinophrys sol 160, 303
 Adapter, Leica 78
Aelosoma variegatum 366
Aeschynanthus speciosus 53
Agelastica alni 283, 345
Agropyron junceum 193
Aka mucosa 267
 Albinismus 141
 Aleppobeule 210
 Algenbiofilme 149
 Algenfunde 310
 Algenmatten 149
 Alizarinviridin-Chromalaun 150
 Altwässer 129
Ammophila 193
 Amnion 285
 Amnioporus 286
 Amöben, beschalte 3
 Amöben, unbeschalte 3
Amoeba proteus 159, 366
Amphicraspedum murrayanum 208
 Amphinomidae 89
 Amphitrophie 157
 Anacardiaceae 25
 Angola-Becken 113
Anguillula silusiae 313
 Anisogamontie 47
Anisonema 303
 Anneliden 11, 89
 Anpassung, xeromorphe 322
 Antennen 12
 Antikörper 277
 Apicomplexa 210, 328
 Apicoplast 328
 Apikalkomplex 211
Aplocheilus lineatus 138
 Aquarium 3, 165
Arcella 366
 – *megastoma* 5
 Argenteum 139
 Argentum 138
 Aronstabgewächse 225
Asbestopluma 269
 Asci 43, 86
 Ascomyceten 41
Aspidisca 364
 Assimilation 53
 Atökie 11
Atrachya 283
Atyopsis moluccensis 141
Aucuba japonica 181
 Aufwuchs 3
 Aufwuchsorganismen 69
 Augenspülflasche 223
Autolytus prolifer 11
 Autotomie 89
 Autotrophie 157

Babesia canis 210
 Bacillariophyceae 151
 Backenbrecher 40
 Bakterien 149, 363
 Bandwürmer 274
 Bärtierchen 259, 366
 Basalzellschicht 370
Basipodella harpacticola 111
Batrachospermum
 – *brasiliense* 311
 – *gracillimum* 311
 – *macrosporium* 311
 – *puiggarianum* 311
 – *virgatum* 310
 Beck, R. & J. 105
 Belebtschlamm 361
 Belebtschlammflocken 362
 Beleuchtung 117
 – kritische 7, 261
 Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung 261
 Beleuchtungsverstärkung 205
 Bettwanze 57
Betula pendula 68
 Bewegungsreaktion 19
Bicoeca 157
 Bildbearbeitungsprogramme 296
 Bildbearbeitungs-Software 282
 Bildentstehung 277
 – konfokale 277
 – konventionelle 277
 Binsenquecke 193
 Biofilm 343
 Biofilm-Chemostat 343
 Biolum-Mikroskop 27
 Bionik 37, 329
 Birken 68
 Blähschlamm 361
 Blastodermbildung 284
 Blastomere 284
 Blatt 53, 193, 322
 Blaualgen 3, 151
Blepharisma japonicum 241
 Blitz 263
 Blitzanpassung 117
 Blitzbeleuchtung 175
 Blumenbach, Johann Friedrich 258
 Bodenmilben 275
 Bodennematoden 315
 Bogdan-Tage 2000 96
 Bogengänge 169
 Bolcek'sches Ölgemisch 165
 BONITO 176
 Borstenwürmer 3, 11, 89, 366
Bosmina coregoni 79
 Bouin 165

Brachionus sericus 301
 Brachsen 116
 Brachysklereiden 26
 Brasilien 310
 Braunkohlenabbau 301
 Breitenbach 325
 Briefmarken 207
 Bruchflächen, metallische 235
 Buche 68
Bulgaria inquinans 41
 Bulgariaceae 41
 BW-Optik 27

 Calcaree 265
Calcidiscus leptoporus 207
Calluna 302
 Camcorder, digitaler 307
Carchesium 47
 – *polypinum* 364
 Cardioblasten 347
Carex arenaria 193
Caridina japonica 141
 Carnivorie 211
 Caspary'scher Streifen 227
Cephalodella gibba 302
 Cephalothorax 110
Ceratium
 – *hexacanthum* 207
 – *ranipes* 207
 – *vultur* 207
Ceratonia siliqua 322
Ceratospyrus polygona 208
 Chaetophorales 310
 Chamisso, Adelbert von 164
 Chemolithoautotrophie 157
 Chemoorganoheterotrophie 157
 Chemostat 343
 Chevalier, Charles 102
 Chiasma, optisches 166
Chilodonella 161, 365
 Chironomiden 303
Chlamydocapsa 151
Chlamydomonas 302
Chlorococcum minutum 152
 Chlorophyta 151
 Chonotricha 210
 Chonotrichida 48
 Chordarest 165
 Chorion 283
 Chromatophoren 165
 Chromatophorenschicht 137
Chromulina 302
Chrysomela 351
 Chrysophyceae 380
 Ciliaten 159
 – histophage 19
 – sessile 47, 213
 Cilienschlag 179
 Ciliophorea 208
 Cirripedia 111
 Cirrus 91

- Cladocera fluitans* 303
Cliona orientalis 267
Cliothisa hancocki 267
 CLSM 277
 Coccolithophoriden 207
Codonosiga 157
 – *botrytis* 5
Coelastrum
 – *microsporum* 130
 – *sphaericum* 130
 Cöлом 290, 345
Colpidium 163, 365
 Convolvulaceae 25
 Copepoda 111, 210
Cordyceps
 – *capitata* 88
 – *ophioglossoides* 88
 Corium 137
 Corixa 303
Cortiniscus typicus 208
Cosmarium
 – *angulare* 132
 – *formosulum* 132
 – *humile* 132
 – *reniforme* 132
 – *subprotomidum* var. *gregorii* 132
 – *turpinii* var. *podolicum* 132
Crinum purpurascens 68
 Crustacea 110
Cryptosporidium 328
Cumoniscus kruppi 111
 Cyanobacteria 151
 Cyanobakterien 3, 149, 161
Cyprinus carpio 137

Daphnia 366
 Daphnien 23
 DAPI 327
Datura suaveolens 182
 Dauerbruch 235
 Dauerpräparate 341
 Demospongiae 265
Dendrochirus 137
Deoterthron dentatum 111
 Dermis 137, 165
 Diatomeen 161
 Diatrypaceae 41
Diatrypella verrucaeformis 41
Dictyostelium discoides 206
Digitalis purpurea 333
 Digitalkamera 17, 239
 Dihydroxyphenylalanin 137
 Dinoflagellaten 207, 328
Dinophysis acuta 207
 Diodenbeleuchtung 27
 Diosaccidae 110
Discophrya
 – *collini* 216
 – *copernicana* 216
 Diskus-Buntbarsche 137
 Dispersion staining 355

 Dispersionsfärbung 355
 DNS 134
 DNS-Replikation 134
Dodecaceria caulleryi 89
 Döllinger, Ignaz 258
 Donau 129
 DOPA 137
 Dorsalcirrus 12
Dorvillea bermudensis 281
 Dotterenergide 284
 Drusen 181
 Drüsenhaare 202
 Dum-Dum-Fieber 210
 Dunkelfeld 360

 Efeu 53
 Eindeckgerät 341
 Ektoderm 290, 345
Elaphomyces 85
 – *granulatus* 88
 Elektrolyse 225
 Embryo 285
 Embryogenese 315
 Emulsionen 238
Enchytraeus fragmentosus 89
 Endokarp 25
 Endoskope 251
 Energiden 284
 Energiebedarfsdeckung 211
 Engelstrompete 182
Entamoeba invadens 206
 Entenmuscheln 111
Ephedra 68
 Epidermis 137, 165, 193
 Epigamie 11
Epilobium angustifolium 68
 Epiphyt 53
Epistylis 364
 Epithelzellen 370
 Epitokie 11
 EPS 149
 Erlenblattkäfer 283, 345
 Erythrophoren 138
 Essigälchen 313
Euglena 207
 – *acus* 29
 – *caudata* 32
 – *mutabilis* 303
 – *viridis* 32
 Euglenide 366
Eunotia exigua 302
Euplotes 364
Eurythoë complanata 89
 Evolutionsobjekt 77
 Exine 68
 Exkursionsmikroskope 243
 – Hensoldt 245
 – Lomo 247
 – Swift 245
 Exocytose 223
 Exoperidie 86
 Extremitätenanlagen 289

 Fabaceae 25
 Fächergarne 141
 Fadenbakterien 362
 Fadenfisch, Blauer 140
 Fadenwürmer 3
Fagus sylvatica 68
 Fangblasen 197
 Farbe 135
 Farbstoffe 277
 Färbung 135
 – Astrablau-Acridinrot-Chrysoidin 84
 – Azan 165
 – Fuchsin-Safranin-Astrablau 73
 – Goldner 165
 Farbvideo-Kamera 307
 Farbwechsel
 – morphologischer 141
 – physiologischer 141
 Feuerfische 137
 Feuerwurm 89
 Filtrierer 157
 Fingerhut, Roter 333
 Fische 135
 Fischfutter 313
 FISH 326
 Flagellaten 157
 Fleischerpalme 181
 Fließgewässer 324
Floscularia 65
 Flunder 141
 Fluorapatit 40
 Fluoreszenz
 – in-situ-Hybridisierung 326
 – Markierung 277
 – Mikroskopie, konfokale 277
 – Mikroskopie, konventionelle 277
 Fluorophore 277
 Fluss-Station Schlitz 323
 Focal Masking 355
 Folsäure 139
 Foraminiferen 208
 formauflösend 136
 Fortpflanzung, asexuelle 11, 89
 Fragmentation 11, 89
 Frilux-Leuchtröhren 205
Fuchsia 183
 Fuchsie 183
Funaria hygrometrica 155
 Furchung 284
 – superfizielle 284

 Gallenblase 170
Gallionella ferruginea 302
 Galvanotaxis 23
 Galvanotropismus 228
 Gamone 47
 Gangunterschiede 136
 Gasrüse 169

- Gasterosteus aculeatus* 136
 Gastrotriche 173
 Gefäßbündel 172
 Gehäusebau 65, 67
 Gehirn 165
 Geißeltiere 157
 Gelbgrünalgen 151
 Gelbzellen 138
 Gelenkzellen 193
 Gemmiparie 12
 Gemmula 265
 Geraniaceae 25
 Gesteinsdünnschliffe 275, 293
 Gewaltbruch 235
 Gewebe-Entnahmen 251
 GFP 134, 224
 GIMP 296
Ginkgo biloba 182
 Glaskrebs 79
 Glasschwämme 265
Glaucoma scintillans 365
Globigerina 208, 298
 Glockentierchen 5
Glossina 210
 Glyzeringelatine 341
 Gnathocephalon 289
 Goethe, Johann W. 258
 Goldaal 141
 Goldkarpfen 141
 Gonopodium 165
 Götterbaum 182
 Gräser 193
 Green fluorescent protein 134
 Grünalgen 3, 151
 – chlorococcale 129
 Guanin 138
 Guanophoren 138
 Guppy 136, 165
Gyrosigma 241
- Haeckel 208
 Haematozoa 210
Halichondria panicea 269
 Haptocysten 213
 Haptophyceen 207
 Harpacticoida 110
 Harzausguss 172
 Haut 165
 – menschliche 370
 Hautmuskelschlauch 314
 Hautschuppen 165
Hedera helix 53
 Hefe 368
 Hefekolonien 142
 Helferkzellen 206
 Heliozoon 160
Heterococcus 303
 Heterotrophie 157
 Hexactinellida 265
 Hochzeitstracht 141
 Hoden 170
 Höhlenschwamm 269
- Holotricha 208
 Holunder 181
 Holzanatomie 172
 Holzfärbung 84
 Holzschnitte 293
Homalozoon vermiculare 162
 Hornkieselchwämme 265
 Hornschuppen 370
 Hornzellen 370
 Hühnchenentwicklung 275
Hyalodiscus 160
Hydra 323
 Hydrobiologie 323
Hydrocotyle leucocephala 312
 Hydrokultur 225
 Hydroskelett 314
Hydrurus foetidus 380
 Hymenium 44
 Hypodermis 53
- Ichthyophthirius* 19
Idea leuconoe 250
Ilex macrocarpa 172
 Illies, Joachim 323
 Immersionsölfläschchen 221
Impatiens parviflora 120
 Innauen 129
 Insektenkopf 289
 Internationale Mikroskopie-
 Tage in Hagen 143
 Internet 264
 Internet-Adressen 369, 381
 Ionenaufnahme 227
 Ionenregulation 169
 Iridophoren 138
 Isogamontie 47
 Isopren 137
Itoitantulus misophricola 114
- Johannisbrotbaum 322
- Kairomone 19
 Kaiserfisch 141
 Kalar-Azar-Krankheit 210
 Kalkschwämme 265
 Karotin 137
 Karpfen 137
 – blau 140
 Karposporophyten 311
 Karunkel 91
Kavanina schellwieni 208
 Kaviar 23
 Keimstreifen 283, 345
 Kernaustausch 47
 Kiefernpollen 301
 Kiemen 169
 Kieselalgen 3, 151, 161
Klebsormidium subtile 303
 Kleinkrebs 366
 Kleptospicula 266
 Kloster 101
 Knochenfisch 136, 166
- Knop'sche Nährlösung 229
 Knospung 213
 – exogene 216
 Kommunikation 102
 Konfokalmikroskopie 295
 Konjugation, anisogame 47
 Kontrastverfahren 295
 Korallenfische 136
 Körperdecke 166
 Kragenflagellat 5
 Krebs 110
 Kristalle 181
 Kristallisation 376
 Kristallsand 181
 Küchenzwiebel 225
 Kutikula 314
- Lackabdruck 235
Lagerheimia genevensis 130
Lamarckina erinacea 208
 Laser scanning microscope,
 confocal 277
 Laser Scanning Mikroskopie
 292
 Laser-Raster-Mikroskop, kon-
 fokales 277
 Laserscan-Mikroskop 251
 Laterne des Aristoteles 329
 Laubblätter 52, 181
 Laubmoos 155
 Laus 57
 Leber 170
 LED 27
 Lederhaut 137
 Leeuwenhoek, Antoni van
 102, 323
 Leibeshöhle 345
Leishmania
 – *donovani* 102
 – *tropica major* 210
 Leishmaniasis, viscerales 210
 Leitz 107
 – Ernst 108
 Lentibulariaceae 197
Leptoclis 303
Leptodora kindtii 79
Leucaspis delinatus 139
 Leuchtdioden 143, 179, 243
 Leucophoren 138
 Lichtorientierung 20
 Lichtstress 322
Lilium 68
Limnias melicerta 65
 Limnologie 96, 323
 Lipophoren 138
Litonotus 365
 LOMO-Mikroskope 27
Loxophyllum meleagrum 5
 Luzerne 155, 338
- Macrobiotus hufelandii* 259
 Mahlwalzen 40

- Mais 68
 Makrofraktographie 235
 Makrogamonten 47
 Makronährstoffe 227
 Makrosklereiden 26
 Malaria 210, 328
 Malpighische Gefäße 289
 Malvaceae 25
 Malvengewächse 25
Massisteria marina 369
 Matten, mikrobielle 149
 Mauerbiene 275
 Maus 294
 Mauthner'sche Neuronen 166
 Maxillipoda 110
Medicago sativa 338
 Meeres-Diatomee 9
 Megaskleren 265
 Melanin 137
 Melaninsynthese 137
 Melanismus 141
 Melanoiridosome 140
 Melanophoren 137
Melanotaenia 140
 Melanoxanthoiridosome 140
 Merozoiten 210
 Mesoderm 290, 345
 Meteor 114
 Meteorbank 112
Micractinium pusillum 130
Micrasterias americana 145
 Microbial loop 157
Microcoleus vaginatus 152
Microdajus 111
Microthrix parvicella 364
 Mikroblitz 108
 Mikrofertigung 233
 Mikrofotografie 308
 – digitale 143
 – Geschichte 143
 Mikrofotos 173
 Mikrofraktographie 235
 Mikrogamonten 47
 Mikrokristallisation 376
 Mikronährstoffe 227
 Mikropyle 26
 Mikroskleren 265
 Mikroskop, Entwicklung 101
 Mikroskopie, mobile 243
 Mikroskopiertreffen 293, 354
 Mikroskopierwoche, Berliner 273
 Mikroskopische Gesellschaft, Berliner 273
 Minsky, Marvin 278
 Mischlicht 136
 Mixotrophie 157
 Moderlieschen 139
Molinia
 – *arundinacea* 77
 – *caerulea* 73
 Monaco 207
 monochromatisch 136
Monocystis agilis 273
 Moor 73
 Moorbiotop 77
 Mucikarmin 150
 Müller, Otto Friedrich 323
 Muskulatur 165
 Myotom 165
 Mysidacea 142
Myzostoma cirriferum 279
 Nachtschattengewächse 181
 Nährstoffeintrag 302
 Nährstoffmangel 225
Nais 116
 Namibia 113
 Nanotechnologie 233, 300
 Narkotikum 142
 Nasselaria 208
 Naturparkverwaltung der Feldberger Seenlandschaft 176
 Naturphilosoph 257
 Nektarium 339
 Nektarspalten 333
 Nematode 313, 366
 Neonsalmer 139
 Nereididen 11
 Netzhaut 168
 Neuropodium 12, 91
 Nieren 170
 Nierentier 163
Nitzschia palea 302
Nocardia 364
Noctiluca miliaris 207
 Notopodium 91
 Nuchalepalette 12
 Nuchalorgan 16, 91
 Numismatik 35
 Oberhaut 137
Ochromonas 157, 303
Oedogonium 160
 Ohr 169
Oikomonas 302
 Oken, Lorenz 257
 Okenfuß, Lorenz 257
 Ökologieunterricht 73
 Oligochaeta 116
 Ölbaum 322
 Öltröpfchenwurm 366
Olea europaea 322
 Oocyte 283
 Oosom 283
 Opal-Birnen 117
 Opallampe 10
Opercularia 47, 364
Ophryoglena 19
 Orientbeule 210
 Orientierung 19
 Orientierungsexperimente 21
Orobanche 328
Oscillatoria 162
Osmia rufa 275
 Osteosklereiden 26
 Ostracoda 366
Oxytricha pellionella 302
 Ozeanographisches Museum 207
 Paarungstypen 47
 Palisadengewebe 53
 Palpen 12
Panartus diploconus 208
Panicium coronatum 208
 Pantoffeltier 163, 273
 Panzergeißler 207
 Papageienfische 37
Paracheirodon innesi 139
 Paramecien 173
Paramecium 52, 159, 163
 – *putrinum* 213, 214
 Paraphysen 43
 Parapodien 12, 16, 91
 Parasiten 29, 57, 273
Paratanytarsus grimmii 5
 Parenchymgewebe 322
 Parrotfish 37
Parthenocissus inserta 183
 PC 295
 PCNA 134
Pediastrum
 – *boryanum* 131
 – *duplex* 131
 – *simplex* 131
 – *tetras* 131
 Pelagial 11
 Pellicula 48
 Perikarp 25
 Peristom 48
 Peristomium 12
 Perithezien 44
 Peritriche 47, 365
Petalomonas 145
 Pezizales 41
 Pfeifengras 73
 Pflanzenanatomie 322
 Pflanzenfärbung 120
 Pflanzenhistologie 294
 Phagocytose 157
 Phasenkontrast, negativer 360
 Pheromone 19
Philodina 5
Phlebotomus 210
Phormidium 162
 – *foveolarum* 151
 Photokinese 20
 Photolithoautotrophie 157
 Photoorganoheterotrophie 157
 Photophobie 20
 Photosynthese 157
 Phototaxis 20
 Phytoplankton 301
 Phyllopharyngea 208

- Phytoflagellaten 207
 Phytoplankton 133
 Pigmentfarben 136
 Pigmentschicht 168
 Pilze 41
 Pilzhypen 149
Pione vastifica 267
 Piranhas 137
 Piroplasmen 210
Pistacia lentiscus 322
 Pistazie 322
Plagiopyla 369
 Planktologie 323
 Plankton 294
Plasmodium 210, 328
 Plastiden 133
 Plastidenvererbung, biparentale 133
Plathichthys flesus 141
Platynereis dumerilii 92
Pleurosigma angulatum 307
 Plön 323
Poa compressa 194
Podophrya 213
 – *urostylae* 213
 – *fixa* 214
 – *parasitica* 214
 – *sol* 214
 – Cyste 213
Poecilia reticulata 136, 165
 Polkörperchen 283
 Pollen 203
 Pollenkörner 68
Polybostrichus 16
 Polychaeten 11
 polychromatisch 135
 Polycystinea 208
Polyphemus kindtii 83
 Polysaccharide, extrazelluläre 149
 Polysporie 45
Pomacanthus 141
 Porifera 265
Potamopyrgus jenkinsi 176
 Priesterschaft 101
 Proctodäum 288
 Proliferation cell nuclear antigen 134
 Prostomium 12
 Protami 245
 Protisten 307
 Protisten-Biodiversität 369
 Protocorm 289
Protopteridium 207
 Protozoen 207
 Protozoologenkongress, 3. in Leningrad 208
Pseudomicrothorax dubius 161, 162
Pseudosphaerita euglenae 31
Pseudovorticella chlamydo-phora 47
 Pteridin 137, 138
Pterocanium tricolpum 208
Pterois 137
Ptygura 65
 Purine 138
 Rädertierchen 5, 65, 366
 Radiolarien 208
 Rankenfußkrebse 111
 Raphiden 181
 Rasterelektronenmikroskopie 271
 Rastertunnelmikroskop 300
 Reflexion 136
 Regen, organischer 110
 Regenbogenfisch 140
 Regeneration 11, 89, 91
 Regenerationspotential 89
 Regenwurmparasiten 273
 Reifungsteilungen 284
 Reisemikroskope 222, 243, 276
 Reizbarkeit 19
 Reize
 – chemische 19
 – physikalische 19
 Reizerkennung 22
 Replikationsfoci 134
 Reprostativ 308
 Restseen, schwefelsaure 301
Rhizaspis 145
 – *granulata* 145
 – *simplex* 145
 Rhizopoda 207
 Rhodophyceen 310
Rhus 26
 – *aromatica* 26
 – *glabra* 26
 Riesenmuschel 207
 Rindenpilze 41
 Rindermilz 23
 Ringelwürmer 11, 89
 Ringleuchten 33
 – Fluoreszenz 33
 Rispengras 194
 Roggen 133
 Rotalgen 310
 Rotatoria 303
 Rotatorien 301
 Rückenmark 166
 Ruderfußkrebse 111
Sacconereis 16
 Salzsekretionszellen 169
 Salzwiese 273
Sambucus nigra 181
 Samenruhe 25
 Sandsegge 193
 Sauginfusor 5
Scenedesmus
 – *acuminatus* 130
 – *longispina* 130
 – *tenuispina* 130
 Schadensanalytik 235
 Schamblume 53
 Scheinorange 182
 Schelling, Friedrich 257
 Schlagproben 236
 Schlammbetrieb 361
 Schlauder 237
 Schleimpilz 206
 Schleimzellen 165
 Schließzellen 195, 333
 Schlinger 157
 Schmelzverfahren 376
 Schmetterlinge 250
 Schmetterlingsblütengewächse 25
 Schmutzbecherling 41
 Schnellrasterverfahren 279
 Schuppen 137
 Schuppenwurm 294
 Schuster-Flasche 222
Schwagerina carniolica 208
 Schwammnadeln 265
 Schwärmer 213
 Schwärmerbildung 213
 Schwebegarnelen 142
 Schwimmblase 169
 Scissiparie 12
Secale cereale 133
 Seeigel 329
 Seengebiet, Feldberger 274
 Seepocken 111
 Seitenliniensystem 166
Selenastrum
 – *bibraianum* 130
 – *gracile* 130
 Serosa 286
 Shareware-Programm 296
 Silberglanz 138
 Silikat 265
 Sinnes Cilien 12
 Skelett 165
 Smith & Beck 104
 Software 295
 Solanaceen 181
 Solarzelle 52
 Solitärkristall 181
 somatolytisch 136
 Sonnenblumenpollen 296
 Sonnentierchen 160
 Spaltöffnungen 333
 Spannungszustand 235
 Spektrum 135
 Spermatogenese 273
 Spermatophoren 171
 Spermazellen 133
 Spermien 170
 Sphaeriales 41
Sphaerotilus natans 364
 Spicula 314
Spirochona gemmipara 208
 Spongien 265

- Sporen 43, 86
 Sporengenes 87
 Sporopollenin 301
 Sporozoa 210
 Springkraut, Kleines 120
 Spumellaria 208
 Spurenanalysen 25
 Spurenelemente 227
 St. Petersburg 208
 Stäbchen 168
 Stängelquerschnitt 74
 Statolithen 169
Staurastrum
 – *avicula* 132
 – *chaetoceras* 132
 – *inflexum* 132
 – *polymorphum* 132
 – *punctulatum* 132
 – *tetracerum* 132
Steinia platyostoma 213, 214
Stentor 241, 365
 Stereomikroskope 33
 Stichling, Dreistachliger 136
Stigeoclonium
 – *protensum* 311
 – *stagnatile* 312
 Stolonsation 11, 89
 Stomaapparat 195
 Stomata 333
 Stomatodäum 288
 Stör 139
 Storchschnabelgewächse 25
 Strahlengang, schiefer 7
 Strahlscanner 279
 Strandhaferblatt 193
 Streifenhechtling 138
 Stroboskopie 179
 Strudelwürmer 3
 Strudler 157
 Strukturfarben 136
Stygotantulus stocki 111
Stylaria lacustris 17
Stylonychia 159
 – *lemnæ* 213
 Subitaneier 67
 Suchmaschinen 264
 Suktur 213, 365
 Sumachgewächse 25
 Süßwassergarnele 141
 Süßwasserschnecke 5
 S-VHS-Videorekorder 307
 Sylliden 11
Symbiodinium microadriaticum 207
 Symbionten 269
Symphysodon 137
 – *aequifasciatus* 138
 Synchrotronstrahlungsquelle 233
Syngonium podophyllum 225
 Synkaryon 47, 284
 Syrosem 151
Taenia taeniformis 57
 Tagebaurestsee 301
 Tantulocarida 110
 Tantulus-Larve 111
 Teleostei 136
 Teleskope, astronomische 78
 Telotroch 47
 Tentakel 213
 Tentakelcirren 12
Tetraedron
 – *caudatum* 130
 – *schmidlei* 130
Theileria 210
Theopera cortina 208
 Thermoorientierung 22
 Theronten 21
 Thienemann, August 323
 Thorax 289
 Thyrosin 137
 Tiefenschärfe 295
Tilia cordata 183
 Tintenfische 137
 Tomonten 21
 Torfmoos 77
 Totalreflexionsmikroskopie 223
 Toxicysten 163
Toxoplasma 328
 Tracheen 122
 Transpiration 322
 Transport, apoplastischer 227
Transversotrema patialense 294
 Trembly, Johann Abraham 323
Trichogaster trichopterus sumatranus 140
 Trichomscheiden 151
Tridacna gigas 207
 Trockenheitsstress 322
 Trockenpflanzen 194
 Trüffel 45
Trypanosoma
 – *brucei* 210
 – *gambiense* 210
 Trypanosomatiden 210
 Tunnelstrom 300
Typha 68

Ulothrix zonata 303
 Umweltanalytik 233
 Undine 222
Uroleptus piscis 214
 Uropod 141
Urostyla grandis 214
Utricularia 65, 211
 – *australis* 197, 212
 – *bremii* 197, 212
 – *intermedia* 197, 212
 – *minor* 197, 212
 – *ochroleuca* 197, 212
 – *purpurea* 211
 – *vulgaris* 197, 212

 Verdauungstrakt 314
 Video-Mikroskopie 307
 Vitellophagen 284
Vitis vinifera 118
Vorticella 47, 302, 364
 – *campanula* 5
 – *microstoma* 5

 Wachstumskurve 363
 Wasserefeu, Brasilianischer 312
 Wasserflöhe 23
 Wassermilbenforschung 341
 Wasserschlauch 65, 197, 211
 Wasserschwanz, Stinkender 381
 Watson 109
 Weinrebe 118
 Weißabgleich 309
 Wenigborster 116
 Wilder Wein 183
 Wimpertierchen 159
 – sessile 3
 – vagile 3
 Windengewächse 25
 Winterknospen 203
 Winterlinde 183
 Wirbeltierhaut 137
 Wohldenberg 293, 354
 Wollmatinger Ried 96
 Wurzacher Ried 96
 Wurzel 227
 Wurzelwachstum 225

 Xanthophoren 138
 Xanthophyceae 151
 Xanthopterin 139
 Xanthorismus 141
Xestospongia testudinaria 269

 Zacharias, Otto 323
 Zähne 37
 Zahnkärpfling 165
 Zapfen 168
Zea mays 68
 Zeichnen, mikroskopisches 248
 Zeichnungen 136
 Zeiss 108
 – Carl 108
 Zellwandsynthese, asymmetrische 368
 Zerreißproben 236
 Zieralgen 129
 Zooflagellaten 210
 Zooplankton 301
Zoothamnium 47
 Zooxanthelle 207
 Zuckmücke 5

Das Plakat

90 Bände

95 Jahre

MIKROKOSMOS

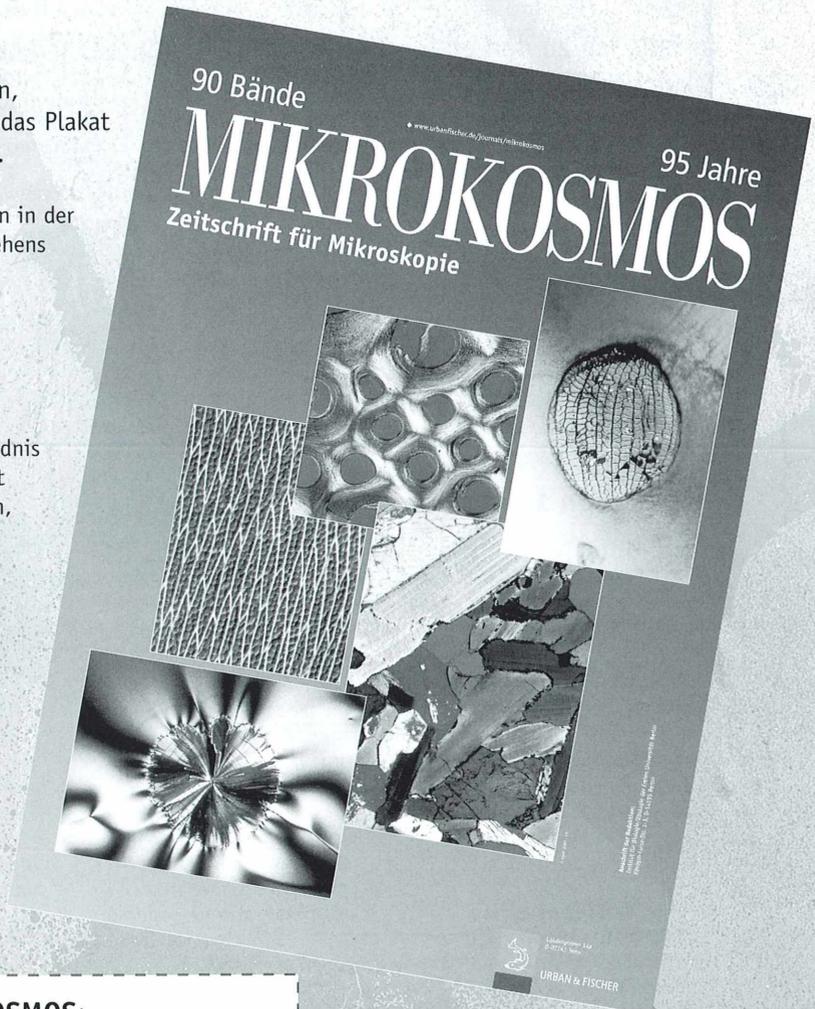
Kostenlos für die ersten 250 Einsender

Gehören Sie zu den 250 ersten Einsendern, erhalten Sie von uns das Plakat **kostenlos** zugesandt.

Die Bestellungen werden in der Reihenfolge Ihres Eingehens bearbeitet.

Benutzen Sie bitte das **Bestellformular** auf der Rückseite.

Bitte haben Sie Verständnis dafür, dass wir Sie nicht benachrichtigen können, falls Sie kein Plakat mehr erhalten können.



Plakat **MIKROKOSMOS**:
vierfarbig, Größe: A2, gefaltet auf A5
Wert: DM 10,-

Das Plakat

90 Bände

95 Jahre

MIKROKOSMOS

★ Ja, falls ich zu den ersten 250 Einsendern gehöre, schicken Sie mir das Plakat **kostenlos** an nachfolgende Adresse.

Sollte ich nicht zu den 250 ersten Bestellern gehören, erhalte ich leider nichts.

Bitte senden Sie das Bestellformular an:

Urban & Fischer Verlag Jena

Doreen Raabe

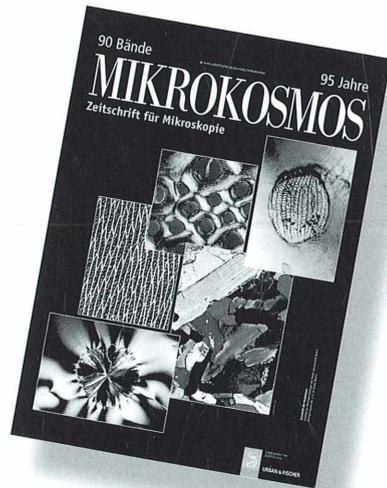
Marketing

Löbdergraben 14a

07743 Jena

oder faxen Sie es an:

03641/62 64 21



Name, Vorname

Straße

PLZ/Ort

Datum/Unterschrift

URBAN & FISCHER



- Henking, R.: Untersuchung über die ersten Entwicklungsvorgänge in den Eiern der Insekten. Z. wiss. Zool. 54, 1–274 (1892).
- Heymons, R.: Die Embryonalentwicklung von Dermapteren und Orthopteren unter besonderer Berücksichtigung der Keimblätterbildung. Gustav Fischer Verlag, Jena 1895.
- Hirschler, J.: Embryogenese der Insekten. In: Schröder, Ch.: Handbuch der Entomologie Band 1, 570–824, Gustav Fischer Verlag, Jena 1928.
- Jura, C.: Experimental studies on the embryonic development of the *Melasma populi* L. (Chrysomelidae, Coleoptera). Zool. Pol. 8, 177–199 (1957).
- Mansour, K.: The development of the larval and adult mid-gut of *Calandra oryzae* (Linn.); the Rice Weevil. Quart. J. Micr. Sci. 71, 313–352 (1927).
- Miya, K.: The embryonic development of a chrysomelid beetle, *Atrachya menetriesi* Faldermann (Coleoptera, Chrysomelidae). J. Fac. Agric. Iwate Univ., Morioka 7, 155–166 (1965).
- Paterson, N. F.: A contribution to the embryological development of *Euryope terminalis* Baly (Coleoptera, Phytophaga, Chrysomelidae). S. Afr. J. Sci. 28, 344–371 (1931).
- Petrunkewitsch, A.: Über die Entwicklung des Herzens bei *Agelastica* Redt. *alni* L. Zool. Anz. 21, 140–143 (1898).
- Rempel, J. G., Church, N. S.: The embryology of *Lytta viridana* Le Conte (Coleoptera, Meloidae). V. The blastoderm, germ layers, and body segments. Canad. J. Zool. 47, 1157–1171 (1969).
- Rempel, J. G., Church, N. S.: The embryology of *Lytta viridana* Le Conte (Coleoptera, Meloidae). VII. Eighty-eight to 132 h: the appendages, the cephalic apodemes, and head segmentation. Can. J. Zool. 49, 1571–1581 (1971).
- Schwartz, V.: Vergleichende Entwicklungsgeschichte der Tiere. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1973.
- Strindberg, H.: Embryologische Studien an Insekten. Z. wiss. Zool. 106, 1–27 (1913).
- Tiegs, O. W., Murray, F. V.: The embryonic development of *Colandra oryzae*. Quart. J. Micr. Sci. 80, 159–284 (1938).
- Weglarska, B.: Fertilization and early stages of development in *Agelastica alni* L. (Coleoptera, Chrysomelidae). Bull. de l'Ac. Polon. des Sciences et des Lettres, Cracovie B 2, 277–302 (1950).
- Wheeler, W. M.: The embryology of *Blatta germanica* and *Doryphora decemlineata*. J. Morph. 3, 291–386 (1889).
- Zakhvatkin, Y. A.: Comparative embryology of Chrysomelidae. Zool. Zh. 47, 1333–1342 (1968).
- Zissler, D.: Entwicklung. In: Dettner, R., Peters, W. (Hrsg.): Lehrbuch der Entomologie, S. 407–437. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Groepler, Pädagogische Hochschule Karlsruhe, Fakultät III, Institut für Naturwissenschaften, Abteilung Biologie, Bismarckstraße 10, D-76032 Karlsruhe

Buchbesprechungen

Dudel, J., Menzel, R., Schmidt, R. F. (Hrsg.): Neurowissenschaften – Vom Molekül zur Kognition, 2. Auflage. Springer Verlag, Berlin 2001, 573 Seiten, 352 Abbildungen, 32 Tabellen, gebunden, DM 99,90, ISBN 3-540-41335-9.

Wenn ein Buch in einer erneuten Auflage auf den Markt kommt, dann deshalb, weil es sich bewährt hat und seine Nische im entsprechenden Buchangebot finden konnte. So verhält es sich offenbar auch mit dem vorliegenden Buch zum Thema Neurobiologie, das 1996 in erster Auflage erschien. Es ist, wie man es erwarten darf, revidiert und auf den aktuellen Wissensstand

gebracht worden. Es konnten drei weitere renommierte Wissenschaftler als Autoren hinzugezogen werden, so dass nun 29 Spezialisten ihr Wissen in dieses Buch einfließen lassen. Den Herausgebern ist es gelungen, das vermutlich ursprünglich inhomogene Manuskriptmaterial in eine gemeinsame Form zu gießen. Jeder, der sich einen aktuellen Überblick über das Wissen der Neurowissenschaften verschaffen möchte, ist mit diesem Buch gut beraten.

Wilhelm Wagner, Essen

Komárek, J., Jankovská, V.: Review of the green algal genus *Pediastrum*; implication for pollenanalytical research. In: Kies, L., Schnetter, R. (eds):

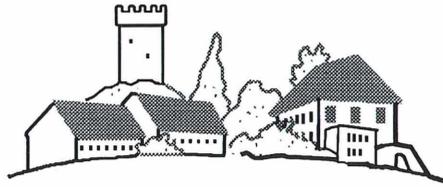
Bibliotheca Phycologica, volume 108. Cramer, Berlin 2001, 127 Seiten, 21 Bildtafeln, 47 Textabbildungen, broschiert, DM 90,00, ISBN 3-443-60035-2.

Dieses Buch sucht nicht nach weitgestreuter Verbreitung, sondern richtet sich an die Spezialisten, die sich mit der Grünalgenart *Pediastrum* auseinandersetzen. Für diese ist das vorliegende Werk, das von Experten auf dem Gebiet dieser Organismen verfasst wurde, sicherlich eine willkommene Bereicherung der speziellen Fachliteratur. In Qualität und Ausstattung entspricht es den gewohnten hohen Standards der Serie Bibliotheca Phycologica.

Thomas Gross, Heidelberg

Nachricht

10. Mikroskopier- treffen auf dem Wohldenberg 29.4.-5.5.2002



Das beliebte Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg kann im nächsten Jahr sein 10. Jubiläum feiern.

Karl Brüggmann als Veranstalter und Organisator lädt wieder alle interessierten Mikroskopiker zu diesem Treffen in der Zeit vom 29. April 2002 bis zum 5. Mai 2002 herzlich ein. Wegen des großen Angebots an lehrreichen Mikroskopiermöglichkeiten haben die Teilnehmer gebeten, das Treffen um einen Tag zu verlängern, so dass nunmehr fünf volle Tage (sechs Übernachtungen) zur Verfügung stehen.

Wie immer ist diese Veranstaltung besonders für histologisch interessierte Mikroskopiker geeignet, da ihr Schwerpunkt auf der Herstellung von histologischen Präparaten liegt. Hierbei verarbeitet jeder Teilnehmer etwa 30 Mikrotomschnitte von botanischen und tierischen/menschlichen Geweben zu wertvollen Dauerpräparaten, wobei verschiedene Mehrfachfärbungen zur Anwendung kommen. Selbständiges Arbeiten und amateurgerechte, semiprofessionelle Methoden garantieren einen guten Erfolg und ermöglichen den Teilnehmern auch ein sicheres Nachvollziehen im häuslichen Labor, zumal viele der benötigten Chemikalien gleich mitgenommen werden können. Es werden auch Schnitte von Kunststoffen (Glykolmethacrylat nach Kulzer) eingebetteten Geweben bearbeitet und mit speziellen Farblösungen gefärbt.

Die Vorbereitungsarbeiten zur Herstellung von Paraffinblöcken und das anschließende Schneiden mit Schlitten- und Rotationsmikrotom wird ebenfalls vorgeführt und kann auch von den Teilnehmern selbst ausgiebig geübt werden. Über eine Videoanlage am Mikroskop können die hergestellten Präparate gemeinsam diskutiert und beurteilt werden. Zum festen Bestandteil des Programms gehört auch das Herstellen eines schönen Gesteinsdünnschliffs. Diese handwerkliche Tätigkeit bereitet allen Teilnehmern immer große Freude und liefert als Ergebnis ein wertvolles Dünnschliffpräparat.

Eine fachbezogene Besichtigungsfahrt ist auch vorgesehen. Sie führt zu einer Institution, die eine enge Beziehung zur Mikroskopie hat. Das genaue Ziel wird später bekanntgegeben.

Die Abende werden mit Diavorträgen, Diskussionen oder weiteren praktischen Arbeiten ausgefüllt. Ferner besteht die Möglichkeit, an einem Abend mikroskopische Geräte und Zubehörteile zu tauschen.

Das Treffen findet in den Gebäuden einer Bildungsstätte statt, die unterhalb der Burganlage "Wohldenberg" mitten im Wald gelegen ist und von der Autobahn A7 (Ausfahrt Derneburg) in 15 Minuten gut erreicht werden kann.

Die Teilnehmer haben bei der Übernachtung die Wahl zwischen Doppelzimmer mit Bad und WC (Belegung mit zwei Personen) 235 EURO/Person, Doppelzimmer mit Bad und WC als Einzelzimmer 275 EURO/Person, Einzelzimmer mit fließendem Wasser, Etagedusche 235 EURO/Person.

Diese Preise enthalten Übernachtung, Frühstücksbüffet, reichhaltiges Mittagessen, Nachmittagskaffee/Kuchen und Abendessen sowie die Kurskosten einschließlich der Verbrauchsmaterialien. Ein Grillabend auf der schönen Hausterasse ist nun schon zur Tradition geworden und bietet die Gelegenheit, beim Einbecker Mai-Bockbier über mikroskopische Themen zu diskutieren und in gemütlicher Runde Erfahrungen auszutauschen.

Ein eigenes Mikroskop ist möglichst mitzubringen.

Die Einzelheiten in Kürze:

Wann: 29.4.2002, 12.00 Uhr bis 5.5.2002, 11.00 Uhr.
Wo: Haus Wohldenberg, 31188 Holle, Autobahn A7 Ausfahrt Derneburg → Holle → Sillium → Wohldenberg. Die nächste Bahnstation ist Derneburg, von dort mit Taxi (ca. 5 km).

Eine verbindliche Anmeldung sollte spätestens bis Anfang März 2002 unbedingt schriftlich oder durch Zahlung des entsprechenden Betrages auf folgendes Konto erfolgen: Karl Brüggmann, Sonnenweg 33, D - 30171 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33, Konto 48559-306 bei Postbank Hannover (BLZ 250 100 30). Da die Teilnehmerzahl auf maximal 25 begrenzt ist, sollten die Anmeldungen möglichst frühzeitig vorgenommen werden.

Dispersion Staining – Dispersionsfärbung als analytische Durchlichtmikroskopie

Gerhard Göke

Dispersion Staining ist eine einfache analytische Methode der Durchlicht-Mikroskopie, die bei der Identifizierung von Mineralien (Nachweis von Silikosen), Mikrokristallen aller Art, Fasern (Asbest und anderen) und sogar von Drogen eingesetzt werden kann. Sie beruht auf der unterschiedlichen Wellenlängenabhängigkeit (Dispersion) der Brechzahl eines mikroskopischen Einschlußmittels und des darin eingeschlossenen Objektes. Dispersion Staining kann wörtlich übersetzt als Dispersionsfärbung bezeichnet werden. Wegen der erforderlichen Blenden in der hinteren Brennebene des Objektivs ist auch der Begriff Focal Masking verwendet worden. Beide Bezeichnungen konnten sich nicht durchsetzen, zumal diese relativ alte Methode außerhalb des englischen Sprachraumes wenig bekannt ist. Die Blenden in der hinteren Brennebene des Objektivs verursachen an den Grenzflächen zwischen Objekt und Einschlußmittel charakteristische Farben, die für eine Stoffidentifizierung geeignet sind.

Dispersion Staining beruht auf dem schon 1885 beschriebenen Christiansen Effekt, dem Auftreten charakteristischer Farben an den Grenzflächen zwischen farblosen Partikeln und einem flüssigen Medium. Die Methode wurde von G. C. Crossmon 1948 in die Mikroskopie eingeführt, von Yu. A. Cherkasov (1957) und K. G. Schmidt (1995) weiter ausgebaut und schließlich in den Jahren 1963 bis 1977 von W. C. McCrone und seinen Mitarbeitern durch zahlreiche Veröffentlichungen zu einem sicheren analytischen Verfahren entwickelt.

Funktionsweise des Dispersion Staining

Durchsichtige Stoffe haben für kürzere Wellenlängen (Blau) in der Regel einen größeren Brechungsindex als für längere (Rot). Flüssigkeiten zeigen diesen Effekt ausgeprägter als Festkörper. Ihre Dispersion ist stärker. Das lässt sich durch die Abbe'sche Zahl ν quantifizieren:

$$\nu = \frac{n_D - 1}{n_F - n_C}$$

In dieser Formel ist n_D die Brechzahl für die Wellenlänge 589 nm (Gelb), n_F die Brechzahl für die Wellenlänge 486 nm (Blau), n_C die Brechzahl für die Wellenlänge 656 nm (Rot).

Wenn man die Brechzahl einer Substanz für verschiedene Wellenlängen in eine Graphik einträgt, so erhält man die Dispersionskurve für dieses Medium. Die Dispersionskurven von zwei farblosen optischen Medien mit vergleichbarer Brechzahl, aber verschiedener Dispersion schneiden sich in einem Punkt, der einem gemeinsamen Wellenpaar (λ_0 , n_0) entspricht. Im Licht der Wellenlänge λ_0 ist die Brechzahl n für beide Medien gleich groß. Abbildung 1

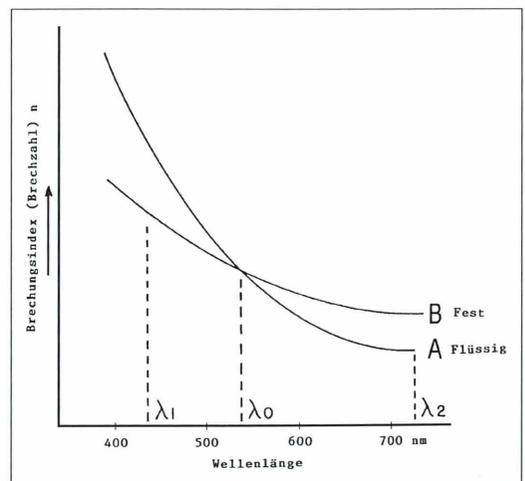


Abb. 1. Die Dispersionskurven der Flüssigkeit A und des festen Stoffes B schneiden sich bei λ_0 (nach McCrone et al., 1963).

zeigt das am Beispiel eines festen Stoffes in *einem* flüssigen Medium. Abbildung 2 enthält die Dispersionskurven von vier flüssigen Medien und nur eines festen Stoffes mit den entsprechenden Schnittstellen λ_0 .

Beim Dispersion Staining wählt man als Einschlussmittel für die zu untersuchende Probe am besten eine Flüssigkeit oder ein festes Harz, bei dem λ_0 im mittleren VIS-Bereich liegt. Probe und Einschlussmittel sollen im grünen, gelben oder orangen Licht die gleiche Brechzahl haben.

Wenn durch eine extrem kleine Aperturblende des Kondensors eine weitgehend axiale Beleuchtung erreicht wird und gleichzeitig in die hintere Brennebene des Objektivs Blenden eingeführt werden, kann man die Wellenlängenabhängigkeit axialer weißer Beleuchtungsstrahlen gut sichtbar machen. Die Irisblende des Kondensors muss auf eine Apertur von etwa 0,05 geschlossen werden. Das ist nicht bei allen Kondensoren möglich. Ich wende deshalb einen Kunstgriff an und stelle schwarze Scheiben mit einem Durchmesser von 32 mm her (Pappe, Kunststoff oder Metall) und bohre in deren Mitte ein Loch mit dem gewünschten geringen Durchmesser. Diese Scheibe lege ich in den Blendenträger des Universalkondensors UFC von PZO oder in den Blendenschieber eines Universalkondensors mit Schieberlager. Die Irisblende der Kondensoren bleibt voll geöffnet.

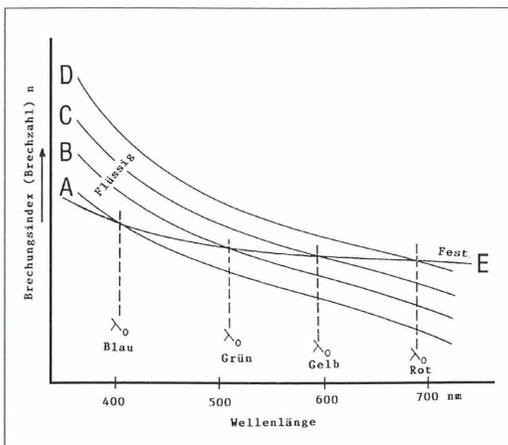


Abb. 2. Die Dispersionskurven der flüssigen Medien A, B, C und D schneiden sich mit der Dispersionskurve des festen Stoffes E im blauen, grünen, gelben und roten Spektralbereich (nach McCrone *et al.*, 1963).

net. Die feine Lochblende ist beim UFC-Kondensator in ihrer Fassung verschiebbar und dadurch zentrierbar.

Es sind zwei achromatische Objektive $10\times/0,24$ bis $0,30$ erforderlich. In die hintere Brennebene des einen Objektivs legt oder klebt man eine Ringblende (Abb. 3). Sie soll einen inneren Durchmesser (freie Öffnung) von 2 mm haben. Man kann sie aus einem Scheibchen schwarzer Pappe, Kunststoff oder Blech anfertigen. Die freie Öffnung wird mit einem Stanzeisen hergestellt. In die Mitte der Hinterlinse des zweiten Objektivs klebt man eine schwarze Zentralblende aus schwarzer Pappe, die einen Durchmesser von 2 bis 3 mm haben soll. Wer das Objektiv schonen will, kann die Zentralblende auch auf ein rundes Deckglas kleben, das in den Objektivschaft passt.

Die Firma McCrone Accessories & Components in Westmont, Ill. USA, bietet spezielle Dispersion Staining-Objektive an, zum Beispiel ein Objektiv $10\times/0,30$ mit einem kleinen Blendenrevolver, der eine Leerstelle, eine Ringblende und eine Zentralblende besitzt, die wechselweise in die hintere Brennebene des Objektivs geschaltet werden können. Auf das zweite Objektiv $10\times$ kann man dann verzichten. Meine oben beschriebene Methode mit zwei Objektiven ist bedeutend billiger.

Justierung der Beleuchtung

Die fast geschlossene Aperturblende des Kondensors muss bei Beobachtung mit dem Hilfsmikroskop (Einstellhilfe) genau zur Zentralblende des Objektivs konjugiert werden. Das setzt einerseits die Einhaltung des Köh-

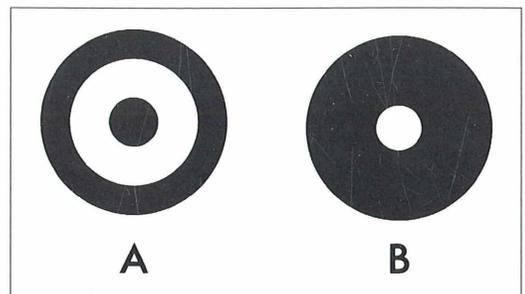


Abb. 3. Blenden in der hinteren Brennebene des Objektivs. A Zentralblende, B Ringblende. Durchmesser der Blenden etwa 2 mm.

ler'schen Beleuchtungsprinzips voraus, andererseits sollte die Kondensorblende unabhängig davon zentrierbar sein, so dass sie mit der Zentralblende des Objektivs genau überlappt werden kann. Das ist nur mit wenigen Kondensoren möglich, weshalb oben auf die Spezialkondensoren hingewiesen wurde. Wenn die Blenden richtig zueinander konjugiert sind, erhält man bei Verwendung der Zentralblende ein gutes Dunkelfeld mit intensiven Dispersion Staining Farben. Die apparative Anordnung unterscheidet sich nur wenig von der beim zentralen Dunkelfeld, das bereits im Mikrokosmos beschrieben wurde (Göke, 1990).

Die Vergrößerungsleistung des Objektivs $10\times$ reicht für fast alle in Frage kommenden Untersuchungen an Partikeln größer als $1\ \mu\text{m}$ vollkommen aus, sofern eine ausreichend helle Lichtquelle zur Verfügung steht. Das gilt auch für die Zuordnung feinsten Asbestfasern.

Man kann die Helligkeit des mikroskopischen Bildes und der Dispersion Staining Farben im Dunkelfeld wesentlich erhöhen, wenn man bei der Köhlerbeleuchtung das Bild der Lichtquelle nicht wie üblich über die volle Öffnung der Aperturblende projiziert, sondern stark verkleinert in deren Mitte, also dort hin, wo sich die kleine Lochblende befindet (Goldberg, 1975). Das ist mit einer zusätzlichen positiven Linse zwischen Kollektor und Kondensor möglich.

Einschlussmittel für Dispersion Staining

Die Einschlussmittel für Dispersion Staining müssen folgende Eigenschaften haben:

Ihre Brechzahl soll in unmittelbarer Nähe einer Brechzahl der zu untersuchenden Substanz liegen, damit sich die Dispersionskurven von Objekt und Einschlussmittel im VIS-Bereich schneiden. Sonst kann man keine Dispersion Staining Farben erkennen.

Die Dispersion des Einschlussmittels soll möglichst hoch sein, damit oberhalb und unterhalb des Schnittpunktes der Kurven große Brechzahlunterschiede zwischen Objekt und Einschlussmittel auftreten. Die Abbe'sche Zahl ν muss also möglichst klein sein. Einige leicht erhältliche Flüssigkeiten erfüllen diese Voraussetzungen, zum Beispiel Salizylsäureethylester $n_D = 1,52$, $\nu = 25$; Zimtsäureethylester $n_D = 1,56$, $\nu = 20$; Zimtaldehyd $n_D = 1,62$, $\nu = 15$. Die Firma Cargill in New Jersey USA bietet im Bereich von $n_D 1,3$ bis $2,1$ drei Sätze von Flüssigkeiten an, deren Brechzahl und Dispersion genau definiert sind. Hinzu kommen einige erhärtende Harze, zum Beispiel Cargille Meltmount $1,582$ mit $\nu = 32$, Cargille Meltmount $1,6602$ mit $\nu = 26$ und Cargille Meltmount $1,70$ mit $\nu = 24$. Diese Harze ersetzen das heute nicht mehr erhältliche Aroclor 5442 mit der Brechzahl $n_D 1,666$ und $\nu = 26,5$. Von der Firma McCrone Microscopes and Accessories in Westmont, Ill. USA, kann man komplette Sätze der Cargille-Flüssigkeiten und die Meltmount-Typen beziehen. Es gibt je einen Satz mit 64 und 31 oder auch nur sechs Flüssigkeiten mit Brechzahlen von $n_D 1,550$ bis $1,700$. Letzterer reicht für die meisten Untersuchungen aus, insbesondere für die heute wichtige Identifizierung von Asbest.

sigkeiten an, deren Brechzahl und Dispersion genau definiert sind. Hinzu kommen einige erhärtende Harze, zum Beispiel Cargille Meltmount $1,582$ mit $\nu = 32$, Cargille Meltmount $1,6602$ mit $\nu = 26$ und Cargille Meltmount $1,70$ mit $\nu = 24$. Diese Harze ersetzen das heute nicht mehr erhältliche Aroclor 5442 mit der Brechzahl $n_D 1,666$ und $\nu = 26,5$.

Von der Firma McCrone Microscopes and Accessories in Westmont, Ill. USA, kann man komplette Sätze der Cargille-Flüssigkeiten und die Meltmount-Typen beziehen. Es gibt je einen Satz mit 64 und 31 oder auch nur sechs Flüssigkeiten mit Brechzahlen von $n_D 1,550$ bis $1,700$. Letzterer reicht für die meisten Untersuchungen aus, insbesondere für die heute wichtige Identifizierung von Asbest.

Untersuchungen mit der Zentralblende

Beim Einschalten des Objektivs mit eingebauter Zentralblende, deren Fläche das Bild der Aperturblende bedeckt, werden alle Strahlen, die am Objekt vorbeilaufen und nicht oder kaum gebrochen werden, blockiert. Hingegen können die vom Objekt abgelenkten Strahlen passieren (Abb. 4). Ein farbiges, recht gut aufgelöstes Bild der Konturen des Objekts erscheint vor

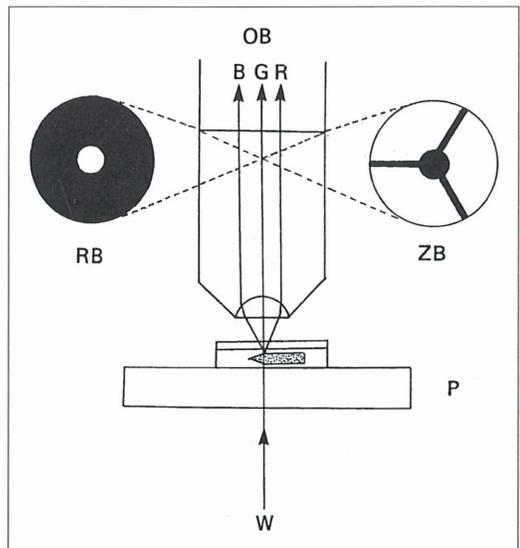


Abb. 4. Dispersion Staining schematisch. W weißes Licht, P Präparat, RB Ringblende, ZB Zentralblende, OB Objektiv, B, G, R blaue, gelbe und rote Lichtstrahlen (aus Göke, 1988).

dunklem Hintergrund; meistens zusammen mit einer farbigen Becke-Linie.

Bei optisch anisotropen (doppelbrechenden) Substanzen werden die Farben im polarisierten Licht in der Normalstellung ermittelt. Als Lichtquelle dient eine auf Tageslicht (CIE C oder CIE A) gefilterte Lichtquelle. Das ist die älteste Methode des Dispersion Stainings, die später mehrfach modifiziert worden ist.

Untersuchungen mit der Ringblende

Wird die Ringblende eingeschaltet (Abb. 4), so werden die von der optischen Achse weggebrochenen Strahlen blockiert. Nur die nicht oder nur wenig abgelenkten Strahlen können passieren. Man beobachtet ein kontrastarmes, schlecht aufgelöstes Bild des Objekts vor einem hellem Hintergrund. Die Außenkanten des Partikels heben sich jedoch farblich ab, und nur darauf kommt es an. Die bei Verwendung der beiden Blenden auftretenden Farben an den Außenkanten der Untersuchungsobjekte sind jeweils für ein bestimmtes Paar (Einschlussmittel + Objekt), also für eine bestimmte Wellenlänge λ_0 charakteristisch und streng reproduzierbar. Sie sind dadurch diagnostisch wertvoll und können analytisch genutzt werden. Außerdem ermöglichen sie die Bestimmung von Brechzahl und Dispersion. Die Farben treten eindeutig nur an den Außenkanten der Objekte auf. Zusätzlich erscheinen farbige Becke-Linien. Anisotrope Objekte wer-

den im polarisierten Licht in der Normalstellung untersucht. Im nicht polarisierten Licht können Mischindizes ermittelt werden. Die Tabelle (Abb. 5) enthält die 1978 von McCrone angegebenen Farben (nach Wülfert, 1999). Auch wenn diese übertrieben differenziert erscheinen, zeigen sie doch in der Praxis eine genaue Unterscheidbarkeit von Dispersion Staining Farben.

Man kann die Dispersion Staining Methode in vielfältiger Weise variieren und an die Untersuchungsobjekte anpassen. Bei Fasern, zum Beispiel bei Asbest, ist es sinnvoll, anstelle von runden die streifenförmigen Blenden zu verwenden. Im Zusammenhang mit dem zentralen Dunkel-feld wurde das im Mikrokosmos schon einmal beschrieben (Göke, 1990). Man benötigt für den Kondensor eine Spaltblende, die man mit unterschiedlichen Spaltbreiten aus schwarzer Pappe und einer runden Klarglasscheibe leicht herstellen kann. Diese Blende wird in den Filter-träger eines normalen Hellfeldkondensors oder in den Blendenschieber eines Universalkondensors gelegt. Elegant ist die Verwendung eines Spaltblendenkondensors mit variabler Spaltbreite, wie er zum Interferenzmikroskop gehört. Auf die Hinterlinse eines Objektivs 10x/0,24 bis 0,30 legt oder klebt man einen schwarzen, etwa ein bis zwei Millimeter breiten schwarzen Papierstreifen. Das ist die Zentralblende.

Ein rundes, in den Objektivschaft passendes Deckglas wird so mit schwarzem Papier oder Klebeband abgeklebt, dass in der Mitte ein klarer, 0,5 bis 1 Millimeter breiter Spalt bestehen

λ_0 [nm]	Farben mit der Ringblende	Farben mit der Zentralblende	
		CIE C	CIE A
325	Blauschwarz	Weiss	Sehr blasses Gelb
380	Dunkelblau	Sehr blasses Gelb	Blasses Gelb
420	Dunkelblau	Blasses Gelb	Blasses Gelb
450	Blau	Helles Grünlichgelb	Gelb
475	Blasses Grünblau	Gelb	Gelb
485	Helles Grünblau	Gelblichorange	Gelb
490	Blaugrün	Rötlichorange	Gelblichorange
500	Grün	Violettrot	Rötlichorange
510	Grün	Rotviolett	Rot
540	Gelblichgrün	Rotviolett	Violettrot
560	Gelbgrün	Rötlichviolett	Rotviolett
570	Helles Grüngelb	Violett	Rötlichviolett
575	Blasses Grüngelb	Blau	Violettblau
590	Gelb	Grünlichblau	Blau
605	Goldgelb	Blaugrün	Grünlichblau
625	Goldgelb	Blaugrün	Grünlichblau
640	Orange	Blasses Blaugrün	Helles Grünlichblau
660	Orange	Blasses Blau	Blasses Grünlichblau
700	Blasses Braunorange	Blasses Blau	Blasses Grünlichblau
740	Braunorange	Sehr blasses Blaugrün	Sehr blasses Grünlichblau
775	Dunkles Braunorange	Sehr blasses Gelbgrün	Sehr blasses Gelbgrün

Abb. 5. Tabelle der von McCrone (1978) angegebenen Farben (nach Wülfert, 1999).

bleibt. Diese kleine Spaltblende wird auf die Hinterlinse eines zweiten Objektivs 10× gelegt. Sie ersetzt die Ringblende der oben beschriebenen klassischen Methode. Unter Beobachtung mit dem Hilfsmikroskop (Einstellhilfe) werden Kondensorspaltblende, streifenförmige Zentralblende und die kleine Spaltblende des Objektivs optisch zueinander konjugiert. Der schwarze Streifen der Zentralblende muss das Bild der hellen Spaltblende genau überlappen. Ebenso muss die kleine Spaltblende im Objektiv mit der Spaltblende des Kondensors genau übereinstimmen. Mit der Zentriervorrichtung des Kondensorträgers ist das leicht zu erreichen. Die Köhlerbeleuchtung wird so eingestellt, dass das Bild der Glühwendel parallel zur Spaltblende

des Kondensors verläuft, um größte Bildhelligkeit zu erzielen. Die zu untersuchende Faser wird auf dem Objektisch so orientiert, dass sie parallel zu den Blenden verläuft. Im übrigen wird diese von Pluta 1989 beschriebene Einrichtung (Abb. 6) für Fasern genau so gehandhabt, wie die oben beschriebene klassische Einrichtung. Die Dispersion Staining Farben und Becke-Linien verlaufen parallel zu den Fasern. Der Vollständigkeit halber soll hier noch eine von Dodd 1969 beschriebene und von McCrone 1972 realisierte Methode beschrieben werden. Es handelt sich um ein strioskopisches Dispersion Staining im Hell- und Dunkelfeld (Abb. 7). Ein normales Mikroskop besitzt anstelle eines Kondensors eine Strioskopie-

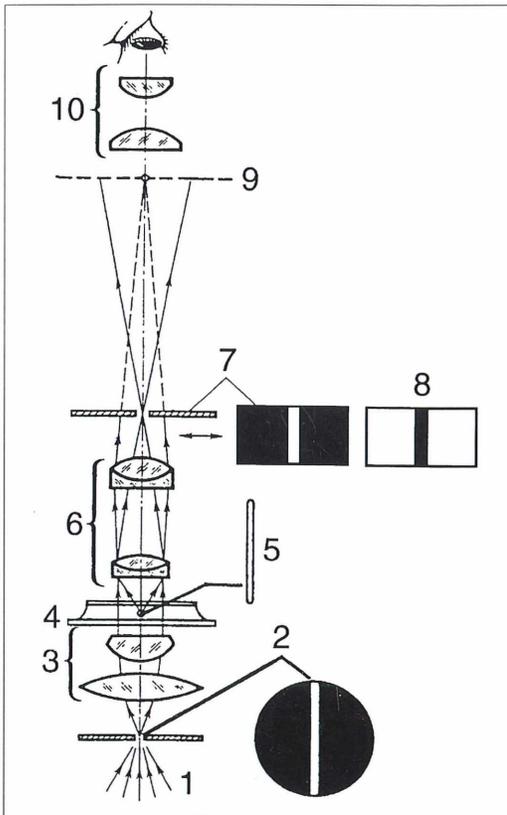


Abb. 6. Dispersion Staining von Fasern (Asbest und andere).
1 Weiβes Licht, 2 Spaltblende, 3 Kondensator, 4 Präparat, 5 Faser, 6 Objektiv, 7 Spaltblende und 8 Streifenblende in der hinteren Brennebene, 9 reelles Zwischenbild, 10 Okular (nach Pluta, 1989).

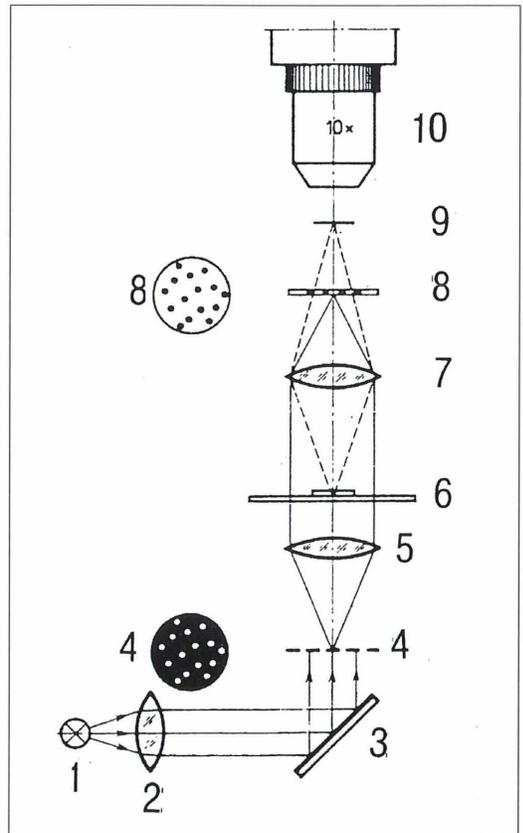


Abb. 7. Strioskopisches Dispersion Staining.
1 Lichtquelle, 2 Kollektor, 3 Spiegel, 4 Platte mit Lochblenden, 5 Kollimatorlinse, 6 Präparat, 7 Übertragungslinse, 8 Negativ von 4, 9 Zwischenbild, 10 Objektiv. Nach Dodd (1969) und McCrone (1972) (aus Pluta, 1989).

Einrichtung. Das Licht einer Glühlampe (1) wird vom Kollektor (2) über einen Spiegel (3) zu einer schwarzen Platte (4) gelenkt, die über 100 winzige Löcher (\varnothing 10 μm) enthält. Diese Löcher werden von einer Kollimatorlinse (5) durch das Präparat (6) und von einer Übertragungslinse (7) zu einer zweiten Platte (8) gelenkt, die das genaue Negativ der schwarzen Platte, jedoch mit winzigen schwarzen Punkten auf hellem Grund ist. Beide Platten sind optisch zueinander konjugiert. Das mikroskopische Objekt wird in der vorderen Brennebene des Objektivs abgebildet. Die Herstellung der beiden Platten ist eine Sisyphusarbeit, die von Dodd und McCrone genau beschrieben wird.

Dunkelfeld und negativer Phasenkontrast

Für die Darstellung von Dispersion Staining Farben im Dunkelfeld gibt es weitere Möglichkeiten, wenn man eine Ringblende für Phasenkontrast in Kombination mit einem Objektiv verwendet, in dessen hinterer Brennebene sich ein lichtundurchlässiger Amplitudenring befindet und beide optisch zueinander konjugiert. Es entsteht ein sehr gutes, zentrales Dunkelfeld, in dem die Dispersion Staining Farben ebenfalls gut zu sehen sind, besonders dann, wenn Amplitudenring und Ringblende möglichst schmal sind.

Die Phasenringplatten für negativen Phasenkontrast haben nur eine Transmission von etwa 3 bis 4%, im Gegensatz zu denen für positiven Phasenkontrast mit einer Transmission von 10 bis 15%. Das macht die Einrichtung für negativen Phasenkontrast ebenfalls für das Dispersion Staining geeignet, unter der Voraussetzung, dass die Dispersionskurven von Objekt und Einschlussmittel verschieden sind. Gute Ergebnisse wurden mit der negativen Phasenkon-

trasteinrichtung KFA von PZO (wird leider nicht mehr hergestellt) und der variablen Phasenkontrasteinrichtung KFZ von PZO erzielt (Pluta, 1989).

Literaturhinweise

- Brown, M. K., McCrone, W. C.: Dispersion staining. Part I. *The Microscope* 13, 311–322 (1963).
- Brown, M. K., McCrone, W. C., Kuhn, R., Forlini, L.: Dispersion staining. Part II. *The Microscope* 14, 39–54 (1963).
- Cherkasow, Yu. A.: Application of focal screening to measurement of indices of refraction by immersion method. (1957 in Russian). Translated in: *Intern. Geol. Rev.* 2, 218–235 (1960).
- Crossmon, G. C.: Optical staining of tissue. *Journal of the Optical Society of America* 38, 417 (1948).
- Dodd, J. G.: Observation with a schlieren microscope. *The Microscope* 17, 1–14 (1969).
- Forlini, L., McCrone, W. C.: Dispersion staining of fibres. *The Microscope* 19, 253–254 (1971).
- Göke, G.: *Moderne Methoden der Lichtmikroskopie.* (Seite 143: Dispersion Staining). Franckh, Stuttgart 1988.
- Goldberg, O.: Darkfield and dispersion staining. *The Microscope* 23, 110–117 (1975).
- Julian, Y., McCrone, W. C.: Identification of asbestos fibres by microscopical dispersion staining. *The Microscope* 18, 1–10 (1970).
- Pluta, M.: *Advanced light microscopy.* Vol. 2. pp. 117–132. Elsevier, Amsterdam 1989.
- Schmidt, K. G.: Phase contrast microscopy and dispersion staining. *Staub* 41, 436–467 (1955).
- Wülfert, St.: *Der Blick ins Bild.* Ravensburger Buchverlag, Ravensburg 1999.

Bezugsquellen für die genannten Hilfsmittel

McCrone Accessories & Components. 850 Pasquinnelli Drive. Westmont, Ill. 60559–5539, USA. Im Internet: www.mccrone.com

McCrone Scientific Ltd. McCrone House, 155 AA Leighton Road, London NW 5 2 Rd. Fax ++44171 267 3383

Verfasser: Gerhard Göke, Am Widey 7, 58095 Hagen

Mikroskopische Untersuchung von Belebtschlamm

Reinhardt Noll

In den modernen, großen Kläranlagen wird die Tätigkeit der Mikroorganismen, welche die organischen Substanzen aus dem Abwasser abbauen und die Nährstoffe reduzieren sollen, gerne als der biologische Reaktor angesehen, der ingenieurmäßig überplant und von EDV gesteuert zu funktionieren hat. Dabei handelt es sich hier um lebende Wesen, deren Wirken sicher nicht nur von Sauerstoffgehalt und Nährstoffkonzentrationen oder anderen berechenbaren Faktoren abhängt. Lebewesen reagieren nicht logisch, sondern biologisch.

Komplizierte Wirkgefüge der Lebensgemeinschaft lassen jeden Belebtschlamm (Abb. 1) zu einem Individuum werden, dessen Reaktionen auf Veränderungen genau registriert und zu einer optimalen Leistung genutzt werden müssen. Hierfür reichen rein chemische und physikalische Methoden wie etwa die Bestimmung von Trockensubstanz, Schlammvolumen und -index, Glühverlust, pH-Wert und Parametermessung zur Steuerung des Sauerstoffgehaltes nicht mehr aus.

Bedeutung der mikroskopischen Belebtschlammanalyse

Eine tägliche, mit nur wenigen Minuten Aufwand durchgeführte mikroskopische Überprüfung am Belebtschlamm kann Veränderungen wie das vermehrte Wachstum von Fadenbakterien, die zu Blähschlamm und dem gefürchteten Schlammabtrieb führen, frühzeitig erkennen lassen, so dass geeignete Gegenmaßnahmen getroffen werden können. Auch andere Erkenntnisse wie die bei den groß dimensionierten Denitrifikationsanlagen schnell eintretende Überalterung und Degeneration oder die Belastung mit toxischen Stoffen lassen sich am mikroskopischen Bild gewinnen. Die Besiedlung der Belebtschlammflocken mit Ciliaten und mehrzelligen Lebewesen, die Flockenform und -konsistenz sind wichtige Kenngrößen und zeigen tatsächliche Belastung und individuelle Reaktionen des Schlammes an. Ein über die Untersuchung angefertigtes Protokoll, eventuell mit

Foto oder Video, stellt schließlich eine gute Grundlage bei der Beurteilung und Beseitigung von Störungen dar.

Die Folgen der Störungen des Belebtschlammes können durch verminderte Reinigungsleistung und Schlammabtrieb nicht nur zu erheblichen Beeinträchtigungen der Umwelt führen, sondern haben für den Anlagenbetreiber auch beträchtliche finanzielle Folgen. Eine einmalige Überschreitung des Überwachungswertes des Erlaubnisbescheides für den CSB (chemischer Sauerstoff Bedarf) um 100% oder eine zweimalige innerhalb von fünf amtlichen Überprüfungen führt zu einer Neufestsetzung des Bezugswertes zur Berechnung der Abwasserabgabe, was eine Vervielfachung der Abgabe bedeuten kann. Nicht selten kommt es auch zu staatsan-



Abb. 1: Belebtschlammbecken einer Kläranlage mit Schaumbildung.

waltlichen Ermittlungen gegen den Anlagenbetreiber und seine Bediensteten, wie Beispiele in der Vergangenheit zeigten.

Der Aufbau der Belebtschlammflocken

Der Belebtschlamm besteht aus anorganischen (mineralischen) und organischen Bestandteilen, gemessen als Glührückstand beziehungsweise als Glührückstand beziehungsweise als Glührückstand. Der organische Anteil wiederum besteht aus den sich an die Flocken anlagernden Abwasserinhaltsstoffen wie Eiweiß, Zucker und Fett sowie aus den Bakterien (Prokaryoten). Auf der Erde gibt es zwischen 1400 und 1600 verschiedene Bakterienarten; nur die wenigsten von ihnen sind pathogen, das heißt, sie lösen bei Menschen, Tieren oder Pflanzen Krankheiten aus. Die meisten Arten gehören im Naturhaushalt zu den Destruenten, die den Bestandsabfall aus der Natur zu mineralischen Stoffen abbauen. Die Größe der Bakterien ist artverschieden und schwankt zwischen 0,2 und 5 µm (1 µm = 1/1000 mm), im Einzelfall bis zu 80 µm. Wegen Ihrer geringen Größe können in einem einzigen Liter bis zu 1 Billarde Bakterien = 1.000.000.000.000.000 = 10^{15} leben, so dass deren Stoffwechselleistungen unglaublich groß sind. Unter günstigen Bedingungen verdoppeln Bakterien sich durch Teilung alle 20 Minuten; ein Bakterium kann theoretisch an einem Tag 72 Generationen an Nachkommen erhalten. Wären nicht Grenzen durch Ernährung und Raum gegeben, würde innerhalb von zwei Tagen aus einem Bakterium eine Biomasse größer als die Masse der Erde entstehen. Weil manche

Bakterien die Eigenschaft besitzen, nach erfolgreichem Längenwachstum und Bildung von Zwischenwänden sich nicht zu trennen, entstehen Bakterienfäden. Aus solchen Fäden baut sich das Gerüst einer Belebtschlammflocke auf (Abb. 2–4). Viele Bakterienarten, insbesondere die Fadenbildner, besitzen Schleimhüllen, die durch Ionen eine elektrische Ladung vergleichbar einem Magneten besitzen. Sie können dadurch andere Bakterien oder Partikel aus dem Abwasser anlagern. So entstehen schließlich die Belebtschlammflocken, die in der Regel 100 bis 200 µm groß werden.

Funktion der Belebtschlamm Bakterien

Die Nahrungsaufnahme der Bakterien erfolgt über winzige Öffnungen der äußeren Hülle, durch die kleine Moleküle aus wenigen Atomen wie Wasser, Gase und Zucker direkt aufgenommen werden können. Die kolloidal im Wasser gelösten Stoffe wie beispielsweise große Eiweißmoleküle tragen auch eine elektrische Ladung und werden an die Schleimhülle der Bakterien angelagert. Sie müssen erst durch die Abgabe von Verdauungsstoffen (Enzyme) zerkleinert werden. Oft müssen die Bakterien diese Enzyme nach vielen Tests an dem Substrat neu bilden und umgestalten, was einige Zeit in Anspruch nehmen kann. Im Bakterienkörper werden diese Stoffe entweder zur Erzeugung von Energie mit Sauerstoff verbrannt oder ohne Sauerstoff vergoren oder dem eigenen Stoffkreislauf beispielsweise zur Erneuerung der Hülle beziehungsweise dem Aufbau von

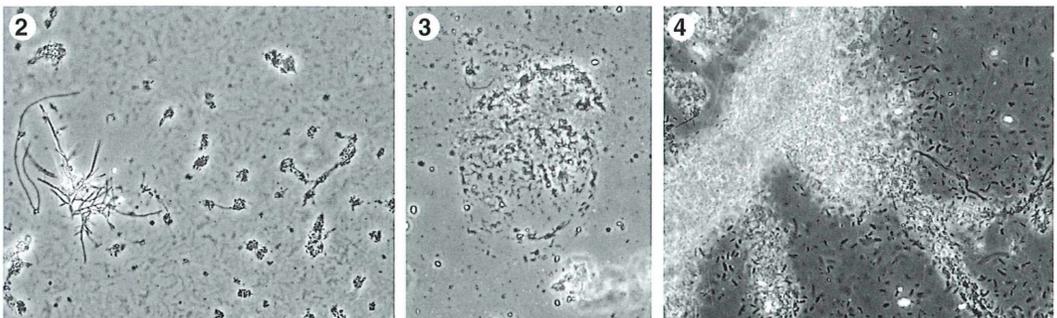


Abb. 2: Fadenbakterien bilden das Grundgerüst der Belebtschlammflocken, an das sich erste freie Bakterien anlagern. – **Abb. 3:** Entstandene Protoflocken werden von immer mehr freien Bakterien besiedelt. – **Abb. 4:** Nachdem sich der Kern weiter verdichtet hat, ist die Entwicklung der Belebtschlammflocken abgeschlossen.

Cytoplasma zugeführt. Überschüsse werden in Form von Reservestoffen gespeichert, um Zeiten ohne Nahrungsaufnahme überstehen zu können. Der direkte Verbrauch der aufgenommenen Stoffe wird als exogene Atmung, der Verbrauch der Reservestoffe als endogene Atmung bezeichnet. Die endogene Atmung verbraucht Sauerstoff, ohne zur Reinigung des Abwassers beizutragen, hinterlässt aber praktisch kaum noch organische Substanz der Bakterien (Schlammstabilisierung).

Wie Bakterien in einer Nährlösung wachsen, zeigt Abbildung 5. Nach einer kurzen Anpassungsphase vermehren sich die Bakterien zunächst langsam. Dann erfolgt eine rasante Zunahme der Biomasse, die sich schließlich durch Nahrungsmangel und gegenseitige Hemmung verlangsamt und zum Stillstand kommt. In einer Kläranlage wird diese Entwicklung durch den Überschussschlammabzug an einer Stelle der Wachstumskurve unterbrochen, wodurch das Schlammalter eingestellt wird. Diese Maßnahme sollte zum richtigen Zeitpunkt erfolgen. Während der exponentiellen Wachstumsphase ist beispielsweise der Sauerstoffverbrauch sowie die Neubildung von Biomasse sehr hoch; viele freischwimmende Bakterien trüben den Ablauf. Bei höherem Schlammalter setzt die Nitrifikation ein, da die Nitrifikanten (Bakterien, die aus Ammonium-Stickstoff (NH_4) durch Oxidation Nitrat-Stickstoff (NO_3) erzeugen) sich nur sehr langsam entwickeln.

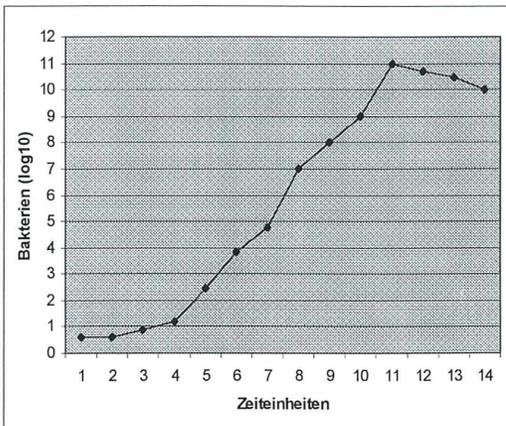


Abb. 5: Wachstumskurve von Bakterien in einer Nährlösung. Zunächst wachsen sie nur langsam an, dann vermehren sie sich aber exponentiell und nach Erreichen einer großen Biomasse nimmt das Wachstum wieder ab.

Wird das Schlammalter sehr hoch, lässt die Reinigungsleistung nach; durch endogene Atmung wird ebenfalls viel Sauerstoff verbraucht und durch absterbende Bakterien der Ablauf eingefärbt.

Übermäßiges Wachstum von Fadenbildnern

Fadenbildende Bakterien formen das Grundgerüst der Belebtschlammflocken. Fast immer kann man im mikroskopischen Bild solche Fäden sehen, die auch aus der Flocke herausragen. Bei einigen Belebtschlämmen wachsen diese Fäden so stark und schneller als die übrigen Bakterien, so dass einzelne Flocken miteinander verbunden werden. Solche Flockengebilde werden dann leichter als Wasser und treiben in der Nachklärung auf. Gasblasenbildung durch Denitrifikation infolge Sauerstoffmangels, Faulgasbildung über Ablagerungen von Schlamm, aber auch geringe Gehalte an mineralischen und damit beschwerenden Bestandteilen können diesen Vorgang dann beschleunigen. In der Theorie erklärt man sich das vermehrte Wachstum dieser Bakterien dadurch, dass sie frei aus der Flocke herausragend ein günstigeres Verhältnis ihrer Oberfläche zu dem zu versorgenden Volumen ihres Körpers haben als die mit einem Teil ihrer Hülle auf der Flocke haftenden anderen Bakterien. Bei erhöhter Zufuhr leicht abbaubarer Stoffe im Abwasser nutzen sie diesen Ernährungsvorsprung, da ja keine neuen Verdauungsenzyme gebildet werden müssen. Tatsächlich sind im Belebtschlamm von Kläranlagen mit leicht abbaubaren Industrieabwasseranteilen (Holz- und Papier-, Gemüse-, Fleisch- und Zuckerverarbeitung) sowie auch bei der Einleitung von angefaulten Abwässern (Staukanal, lange Druckrohrleitungen, hohe Aufenthaltszeiten in der Vorklärung) immer erhöhte Anteile von Fadenbakterien vorzufinden. Bei letzteren treten vermehrt Schwefelbakterien auf, die Schwefelwasserstoff (H_2S) durch Sauerstoff oxidieren und leicht an ihrer Beweglichkeit sowie besonders gut an den leuchtenden Schwefelkörnern im Phasenkontrast erkannt werden können. Mit wenigen markanten Ausnahmen (Abb. 6–8) ist die Bestimmung dieser Fadenbakterien schwierig und sollte dem Fachmann, der die Präparate auch einfärben kann, überlassen werden. Da man aber nur für wenige Arten eine eindeu-

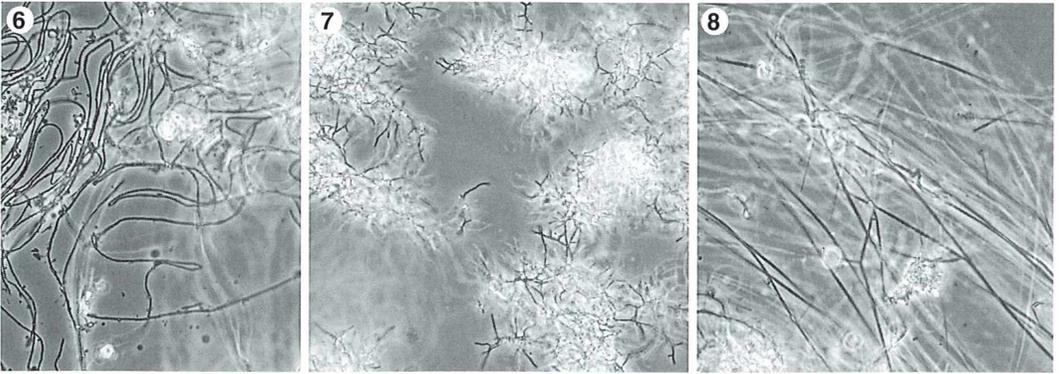


Abb. 6: Unter den Fadenbakterien tritt am häufigsten *Microthrix parvicella* auf. – **Abb. 7:** *Nocardia* wird oft als Verursacher von Blähschlamm identifiziert. – **Abb. 8:** *Sphaerotilus natans* zeigt leicht abbaubare Substanzen wie Zucker an.

tige Zuordnung ihres Vorkommens zu bestimmten Ereignissen kennt, ist die Determination ohnehin nebensächlich. Von Bedeutung dagegen ist die auffallende Zunahme im mikroskopischen Präparat, auf die schnellstens reagiert werden muss.

Flockenmorphologie

Neben dem Gehalt an mineralischen Bestandteilen hat die Größe der Belebtschlammflocken Einfluss auf das Absetzverhalten in der Nachklärung. Da die Flocken sich während des Absetzens zu Dutzenden aneinanderlagern, müssen sie vor dem Mikroskopieren durch kräftiges Schütteln erst einmal getrennt werden.

Die Form der Flocken kann rund, unregelmäßig oder zerrissen sein. Die Ausbildung von Flockenschweifchen weist auf starkes Wachstum und eine Überbelastung hin. Gering belastete und unterernährte Flocken sind rund, sehr kompakt und zeigen einen dunklen Kern mit dünnem Wachstumsrand. Bei hohen Belastungen erscheinen die Flocken durchsichtig und offen. Zerrissene Flocken treten bei hohen mechanischen Belastungen wie Kreislaufbelüftung auf. Viele freischwimmende Bakterien weisen auf toxische Belastungen oder die exponentielle Wachstumsphase bei geringem Mineralgehalt hin.

Der Gehalt an mineralischen Bestandteilen kann den Schlammtrieb auch bei vermehrtem Vorkommen von Fadenbakterien dämpfen. Fasern weisen auf fehlende oder unzureichende Vorklärung hin.

Weitere Lebewesen im Belebtschlamm

Mit bereits geringer Vergrößerung sind an und zwischen den Belebtschlammflocken viele andere Arten der Lebensgemeinschaft zu erkennen, die im und vom Belebtschlamm leben. An erster Stelle sind hier die Wimpertierchen (Ciliaten) zu nennen (Abb. 9–13). Diese Einzeller können grob in drei Gruppen aufgeteilt werden:

Weidegänger

Sie krabbeln sozusagen über die Belebtschlammflocken und weiden diese ab. Beispiele sind Arten der Gattungen *Aspidisca* oder *Euplotes*. Kommen Sie häufig vor, sind die Belebtschlämme mäßig bis gering belastet und weisen eine gute Bakterienerfassung in Flocken auf. Die Abläufe sind meist sehr klar.

Festsitzende Strudler

Sie sitzen mit ihren Stielen auf den Belebtschlammflocken und filtrieren mit einem Wimpernkranz am oberen Ende, das gleichzeitig den Mundbereich darstellt, freischwimmende Bakterien aus der Wasserphase. Beispiele sind Arten aus den Gattungen *Vorticella*, *Opercularia* und *Epistylis* oder *Carchesium polypinum*. Ihr vermehrtes Vorkommen weist auf eine schlechtere Bakterienerfassung in Belebtschlammflocken hin, wobei die Größe des Mundtrichters auch einen Hinweis auf den Belastungsgrad geben kann. Sessile Ciliaten mit großen Öffnungen zum Filtrieren von bakterienarmen Wasserströmen zeigen mäßig bis ge-

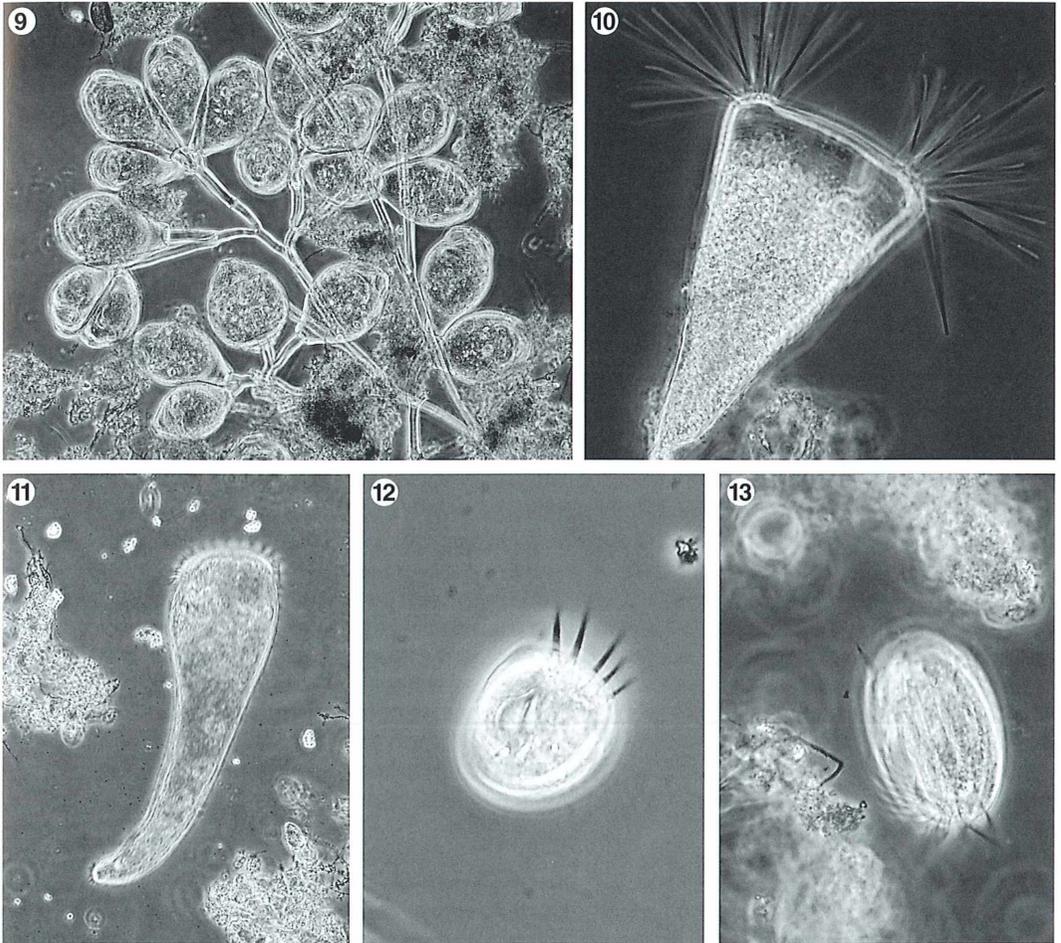


Abb. 9 und 10: Sessile Ciliaten an Belebtschlammflocken – Abb. 9: Kolonie von Peritrichen. – Abb. 10: Suktork mit Tentakeln. – Abb. 11: *Stentor*, freischwimmendes Individuum. – Abb. 12 und 13: Weidegänger. – Abb. 12: *Aspidisca*. – Abb. 13: *Euplotes*.

ring belastete Anlagen an, solche mit kleinen Mundfeldern zur Aufnahme von bakterienreichen Wasserströmen lassen auf hochbelastete Anlagen rückschließen.

Freischwimmende Ciliaten

Sie bewegen sich in der freien Wasserphase zwischen den Flocken und leben hier vorwiegend von freien Bakterien oder räuberisch von Flagellaten (Geißeltierchen) oder anderen Ciliaten. Beispiele sind Arten der Gattungen *Litonotus*, *Chilodonella* und *Colpidium* oder *Glaucoma scintillans*. Viele dieser Arten kommen bei sehr schlechter Bakterienerfassung in Belebtschlammflocken häufiger vor, manche auch,

wenn es zu Schlammablagerungen in der Anlage gekommen ist. Einige – wie beispielsweise *Litonotus* – weisen auf mittlere, andere – wie *Colpidium* oder *Glaucoma* – auf hoch- bis überbelastete Anlagen hin.

Die Bestimmung der Ciliaten ist nur bei wenigen Arten einfach und nach Bildern vorzunehmen (Streble und Krauter, 1988). Vielfach können aus der saprobiellen Einstufung und aus der Ökologie der Arten Erkenntnisse für den Betrieb der Kläranlage gewonnen werden. Bei toxischen Belastungen platzen die Ciliaten, sofern es ihnen nicht vorher gelingt, sich zu einzystieren. Dies geschieht übrigens auch, wenn durch hohe Nitrifikation und geringe Puffe-

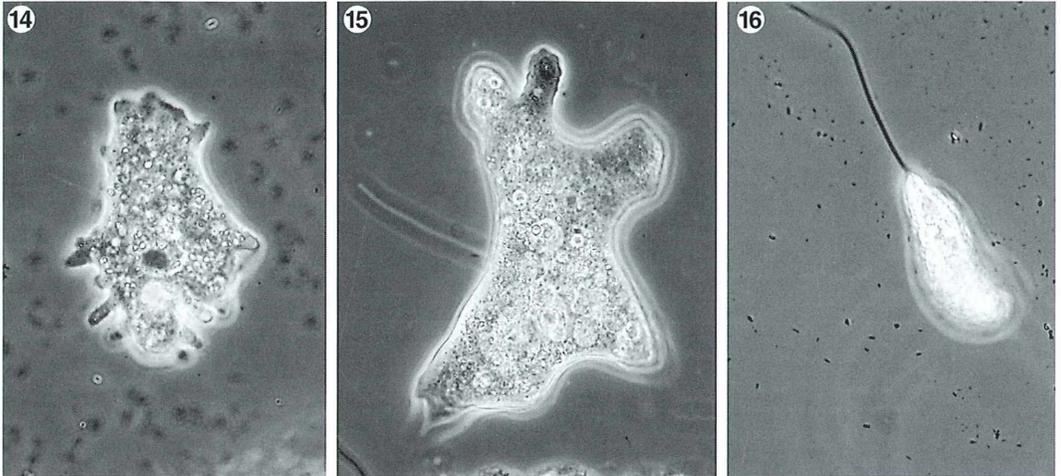


Abb. 14 und 15: Amöben aus Belebtschlammproben. – Abb. 16: Freischwimmender Flagellat (Euglenide).



Abb. 17-19: Häufige Vielzeller aus Belebtschlamm. – Abb. 17: Fadenwurm (Nematode). – Abb. 18: Rädertier (Rotatorie). – Abb. 19: Borstenvorm (Annelide).

rung die Reaktion in den stärkergradig sauren Bereich (unter pH 6) fällt.

Andere Flockenbewohner

Diskusförmige, beschalte Amöben wie *Arcella*-Arten kommen in der Regel auch in älteren Schlämmen vor; unbeschalte nackte Wechselstierchen wie *Amoeba proteus* sind möglicherweise ohne konkrete Bedeutung (Abb. 14 und 15). Einzellige Geißeltierchen (Abb. 16) treten häufig in der Einarbeitungsphase von Belebungsanlagen, aber auch in altem, zerfallendem Schlamm auf. Auch wenn durch toxische Stoßbelastungen die Nahrungskonkurrenz der abge-

storbenen Ciliaten fehlt und viele freischwimmende Bakterien in der freien Wasserphase existieren, vermehren sie sich schnell. Kiesel- und Grünalgen sowie Kleinkrebse der Gattung *Daphnia* oder aus der Gruppe der Ostracoda sind ein Indikator für Unterbelastung; insbesondere können Letztere in überdimensionierten Nachklärungen mit Algenmassenentwicklungen (pH-Wert beachten) selbst große Abundanzen ausbilden. Andere mehrzellige Arten wie Rädertierchen, Borstenvürmer oder Bärtierchen zeigen ein höheres oder erhöhtes Belebtschlammalter an, da ihre Reproduktionszeit – das ist die Zeit von der Eiablage bis zum geschlechtsreifen Tier, das wieder Eier ablegt – entsprechend lang ausfällt (Abb. 17-19). Der Öltröpfchenwurm *Aelo-*

soma variegatum zeigt die Einleitung von Fäkal-schlämmen an.

Zusammenfassung und Mikroskopiertipps

Mit einfachen Mitteln und wenig Zeit kann man aus dem mikroskopischen Bild viele zusätzliche, ja grundlegenden Kenntnisse über die Funktionsweise des biologischen Reaktors Belebtschlamm gewinnen. Über das bessere Verständnis der Vorgänge lässt sich deren Steuerung optimieren. Frühzeitig kann der Blähschlammabbildung oder der Überalterung entgegen-gesteuert und vorgebeugt werden.

Grundlage der mikroskopischen Belebtschlamm-untersuchung muss ein leicht handhabbares, robustes Mikroskop mit guter Beleuchtungseinrichtung sein. Weil Belebtschlamm sehr kontrastarm ist, muss das Mikroskop über eine einfach zu bedienende Phasenkontrasteinrichtung verfügen. Übersicht gewinnt man bei etwa 100facher Vergrößerung (wie 10er Okular und 10er Objektiv), Details können bei 400facher Vergrößerung (10er Okular und 40er Objektiv) betrachtet werden. Dazwischenliegende oder höhere Vergrößerungen sind nicht notwendig. Im unbedingt binokularen Tubus sollte eines der Okulare über eine eigene Scharfeinstellung verfügen, um unterschiedliche Sehschärfen der

beiden Augen des Betrachters auszugleichen. Ein Kreuztisch erleichtert das Absuchen des Objektträgers erheblich. Weitere Ausstattungsvarianten wie Fototubus oder Videoeinrichtungen zur Dokumentation insbesondere bei Störfällen sind sinnvoll und sollten in der Anfangsausstattung zumindest vorgesehen werden.

Literaturhinweise

Eickelboom, D. H., van Buijsen, H. J. J.: Handbuch für die mikroskopische Schlammuntersuchung (deutsche Fassung). F. Hirthammer Verlag, München.

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Auflage, Kosmos-Naturführer, Franckh-Kosmos Verlags GmbH, Stuttgart 1988.

Bayrisches Landesamt für Wasserwirtschaft: Das mikroskopische Bild bei der aeroben Abwasserreinigung – Informationsberichte Heft 1/90, 2. Auflage, München.

Verfasser: Dr. Reinhard Noll, OWL Umweltanalytik GmbH, Westring 59, D-33818 Leopoldshöhe. Tel.: 052 02/98 94 12, Fax: 052 02/98 94 20, e-mail: info@owlumwelt.de, homepage: <http://www.owlumwelt.de>

Der vorliegende Artikel wurde in ähnlicher Form bereits in der Zeitschrift "Mikroskopie", Heft 15, Seite 7–13, April 2001, der Firma Olympus publiziert.

Buchbesprechung

Heinzeller, Th., Büsing, C. M.: Histologie, Histopathologie und Zytologie für den Einstieg. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2001, 307 Seiten, 605 Abbildungen, 47 Tabellen, broschiert, DM 69,00, ISBN 3-13-126831-X.

In der heutigen Zeit der molekular ausgerichteten Biologie und Medizin erscheint ein Buch mit dem obigen Titel auf den ersten Blick nicht mehr zeitgemäß. Wenn man aber etwas weiter denkt, wird wohl sehr schnell klar, dass die Kenntnis um die Histologie

eine fundamentale Voraussetzung für alle darauf aufbauenden Fachdisziplinen ist. Und es muss immer wieder Nachwuchs ausgebildet werden, der dann auch auf diesem Gebiet über ein solides Basiswissen verfügt, das ihn dazu befähigt, mit den natürlicherweise in ihrer Sicht limitierten Fachleuten aus den Spezialgebieten zu kooperieren.

Das vorliegende Buch strebt genau diese Interessengruppe an, die sich sozusagen von der Pike auf ein Grundlagenwissen über Histologie und Zytologie aneignen möchte. Dazu ist das Werk her-

vorragend geeignet, da es neben einem instruktiven Text durch hervorragende Abbildungen brilliert – seien es licht- sowie elektronenmikroskopische Bilder oder graphische Darstellungen in Form von übersichtlichen Diagrammen und 3-D-Rekonstruktionen. Angesichts des moderaten Preises des Buches sollten sich auch Hobbyisten mit (animalisch-) histologischem Schwerpunkt diese Neuerscheinung zulegen, da sie hierdurch den derzeitigen Stand des Wissens um ihr Lieblingsgebiet erfahren.

Thomas Gross, Heidelberg

Kurze Mitteilung

Asymmetrische Zellwandsynthese der Hefe

Die Zellwand der Hefezellen ist eine dynamische Struktur: Sie verändert sich fortwährend durch das Wachstum und die Differenzierung, vor allem aber bei der Zellteilung (Knospung). Die Wand der Hefezellen besteht hauptsächlich aus drei Lagen, die für die mechanischen Eigenschaften der Zelle verantwortlich sind. Etwa 60% besteht aus Glukan, hauptsächlich 1,3- β -Glukan, das durch das Enzym 1,3- β -Glukan-Synthase hergestellt wird. Der genaue Zeitpunkt und der Ort der Aktivität der Glukan-Synthase wird durch verschiedene Mechanismen reguliert. Weiterhin besteht etwa 40% der Wandstruktur aus Mannoproteinen, die hauptsächlich an der Außenseite der Zellwand lokalisiert sind. Man kann zwei Klassen von kovalent verbundenen Wandproteinen unterscheiden: Die Pir-Protein-Familien, welche aus vier verschiedenen Verbindungen besteht, die weitgehend O-glykosyliert und über diese Seitenketten mit dem 1,3- β -Glukan-Netzwerk verbunden sind, und die Starrheit der Wand bedingen. Die andere Gruppe der Zellwandproteine umfasst fast 40 verschiedene Verbindungen. Und schließlich findet man an der Innenseite der Wand eine kleine Menge (circa 1%) Chitin, das an das 1,3- β -Glukan gebunden ist.

Während der Zellteilung, die sich bei der Hefe in der Form einer Knospung abspielt, wird die Zelloberfläche asymmetrisch gedehnt (Abb. 1). Bevor die Knospe ausgestülpt wird, häufen sich die Sekretvesikel an der künftigen Knospungsstelle an. Wenn die Knospe beginnt sich zu entwickeln, werden die Zellwand-Glukane und -Mannoproteine zunächst in der jungen Knospe abgelagert, bald aber hauptsächlich an der Spitze der Knospenzelle. Dies nennt man die apikale Wachstumsphase. Wenn die Knospe etwa zwei Drittel der Größe der Mutterzelle erreicht hat, dann schaltet die Synthese in der Knospenzelle auf isotropes Wachstum um: Das neue Zellwandmaterial wird auf der gesamten Oberfläche der Knospenzelle abgesetzt.

Sobald die Kernteilung vollendet ist, wird ein Septum aus Chitin in der Trennzone zwischen Mutter- und Tochterzelle eingezogen. Diese einschichtige Chitinlage wird als Ring angelegt

und stabilisiert die Knospungszone. An beiden Seiten des primären Septums werden sekundäre Septen aus Chitin gebildet. Sodann wird das primäre Septum enzymatisch durch Chitinase abgebaut, so dass Mutter- und Tochterzelle getrennt sind. Die Chitinringe bleiben auch nach der Trennung der beiden Zellen als eine Art Narbe erhalten. Während des gesamten Teilungs-/Knospungsprozesses werden in der Mutterzelle nur begrenzte Mengen Wandmaterial eingebaut. Nach der Trennung wird

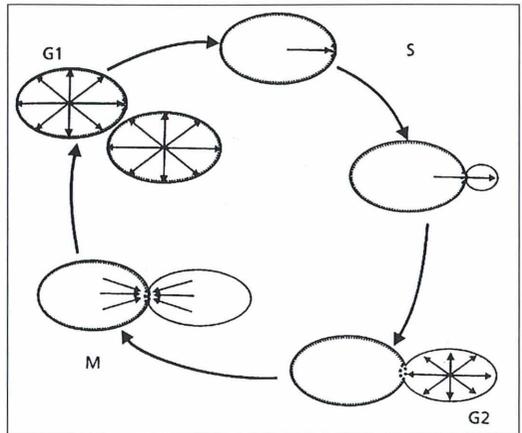


Abb. 1: Asymmetrische Zellwandsynthese während des Zellzyklus der Hefeteilung. Vor der Einleitung eines neuen Teilungsprozesses wird an der künftigen Knospungsstelle ein Chitinring gebildet (S-Phase). Während des Teilungsvorgangs wird in der Mutterzelle kein Wandmaterial abgelagert. Die Tochterzelle wächst zunächst rein apikal, um in der G2-Phase wieder zu isotropem Wachstum überzugehen. Während der Mitose und Zytokinese (M-Stadium) findet die Wandsynthese in der Knospungszone statt, wo das dreischichtige Septum angelegt wird. Nach der Degradation des primären Chitinseptums zeigen die beiden voneinander getrennten Zellen auf der gesamten Wandfläche wieder Zellwandsynthese (G1-Phase). Die Pfeile weisen auf die Polarisierung des Aktin-Zytoskeletts in den betreffenden Stadien der Zellteilung hin. (Aus Smits *et al.*, 2001)

aber die Zellwandsynthese in beiden Zellen fortgesetzt.

Das Aktin-Zytoskelett spielt bei der asymmetrischen Wandsynthese eine entscheidende Rolle. Es kommt zu einer Polarisierung des Zytoskeletts, die nach dem Ablauf der Teilung wieder zugunsten einer isotropen Verteilung aufgehoben wird.

Literaturhinweis

Smits, G. J., van den Ende, H., Klis, F. M.: Differential regulation of cell wall biosynthesis during growth and development in yeast. *Microbiology* 147, 781–794 (2001).

H. F. Linskens, Nijmegen

Neue Medien

Protisten-Biodiversität im Internet

Wir möchten unsere Leser auf eine neue Internet-Adresse (<http://www.mbl.edu/microscope>) aufmerksam machen, die hervorragende Bilder und Kurzinformationen zu Protisten, niederen Pilzen und einigen Bakterien liefert. Aufgebaut wurde die Seite von Prof. Dr. D. J. Patterson von der Universität Sydney, Australien, im Verlaufe des letzten Jahres, in dem er als Gastforscher am Astrobiologie Institut des

Marinen Biologie Labors (MBL) in Woods Hole, USA, tätig war. Man kann Bilder bester Qualität nach alphabetisch aufgelisteten Gattungsnamen, Habitaten oder systematischen Gruppen anzeigen lassen und auch herunterladen (Abb. 1 und 2). Doch dies ist nicht alles. Klickt man ein gesuchtes Objekt an, so erscheint die Abbildung zum einen vergrößert, zum anderen können über eingeblendete Symbole weitergehende Informationen wie beispielsweise molekulare Daten, Verfügbarkeit des Organismus bei der ATCC (American Type

Culture Collection, Kultursammlung) und Literaturhinweise abgerufen werden. Diese Verknüpfungen zu Datenbanken machen diese Seite auch für Benutzer mit höherem, wissenschaftlichen Anspruch sehr interessant. Zusätzlich zu Organismen gebundenen Informationen wird beispielsweise auch Material für die Lehre zur Verfügung gestellt (Power Point Präsentationen), Internet Suchfunktionen und ein Bestimmungsschlüssel, der sich allerdings noch im Aufbau befindet.

Redaktion MIKROKOSMOS

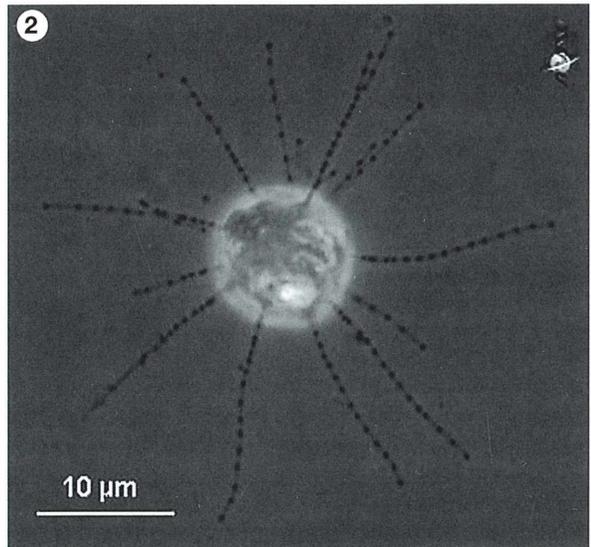


Abb. 1: *Plagiopyla* im differentiellen Interferenzkontrast. Dieser in anoxischen Sedimentschichten lebende Ciliat besitzt einen tiefen, nach links gewundenen Mundtrichter mit dichter Bewimperung. Unter der Plasmamembran liegen Extrusome, der Makronukleus ist rechts unten in der Zelle zu sehen, und die Nahrungsvakuolen enthalten Schwefelbakterien. – Abb. 2: *Massisteria marina*, ein winziger cercomonader Flagellat, im Phasenkontrast. Die Zellen bilden feine, radiär ausgestreckte Pseudopodien, die Extrusome enthalten und normalerweise an das Substrat anheften. Nach dem Zurückziehen der Pseudopodien kann *Massisteria* mit Hilfe zweier kurzer, dorsaler Flagellen umherschweben.

Mikroskopische Beobachtungen an lebender menschlicher Haut

Dieter Pohl

Die Haut bildet die äußere Oberfläche des Körpers. Sie ist somit die Schranke zwischen Umwelt und Körperinnerem. Sie hat wesentliche Funktionen bei der Wärmeregulierung, enthält verschiedene nervöse Sensoren, die uns Wärme, Kälte, mechanische Belastung und anderes mehr empfinden lassen. Die Haut (Cutis) ist das größte Organ des Menschen. Ihre Oberfläche beträgt 1,5 bis 1,8 m² (je nach Körpergröße), ihr Anteil an der gesamten Körpermasse macht 16% aus. Die Haut besteht aus mehreren Schichten. In der untersten, der Basalzellschicht, werden lebenslang ständig neue Hautzellen (Epithelzellen) gebildet. Diese wandern im Verlauf von 20 bis 30 Tagen an die Oberfläche, wobei sie sich in Hornzellen umwandeln. Diese werden flach gedrückt und schlussendlich als Hornschuppen abgestoßen und zwar in Mengen von durchschnittlich 10 g/Tag (Kunsch und Kunsch, 2000).

An der Hautoberfläche gibt es zweierlei Strukturen, nämlich die Felderhaut, die 96,5% ausmacht und die Leistenhaut mit einem Anteil von 3,5%. Letztere bedeckt Handflächen und Fußsohlen und bildet dort die Fingerabdruckmuster (Kunsch und Kunsch, 2000).

Die Haut ist aber auch Indikator für verschiedene Umstände. So lässt die Hautfarbe (beispielsweise Blässe, Rötung, Gelbsucht (Ikterus)) den Fachmann wie auch manche Laien Verdacht auf diverse Krankheiten schöpfen. Eine wichtige Rolle spielt sie aber auch bei der Abschätzung des Alters von Menschen. Eine diesbezügliche Beurteilung wird in aller Regel mit dem unbewaffneten Auge vorgenommen, wobei man sich fast nur an Falten- und Runzelbildung orientiert. Welche Beobachtungen mit dem Mikroskop möglich sind, will die vorliegende Untersuchung zeigen.

Derzeitiger Kenntnisstand

Die Haut des Menschen verändert sich im Lauf des Lebens. Man kennt die zarte Kinderhaut, die eher zur Talgabsonderung neigende, gern mit verstopften Poren versehene Haut in der Pubertät (Jugendakne) und schließlich die Haut des Erwachsenen, die wieder trockener ist und mit zunehmendem Alter ihre Eigenschaften verändert (Steinhardt, 1990). Zu diesen Alterungserscheinungen gehören Elastizitätsverlust ebenso wie die erwähnte Faltenbildung (Prinzinger,

1996). Besonders letztere soll vom Pflegezustand der Haut abhängig sein. Gerade dies wird aber von den meisten Altersforschern verneint, ist also zumindest umstritten (Steinhardt, 1990; Prinzinger, 1996).

Der Verfasser hat schon früher gezeigt, dass die Felderhaut ein Muster aufweist, welches aus polygonal begrenzten Flächen – eben den Feldern, von denen sich der Name ableitet – besteht (Pohl, 1999). Man kann das Muster über einen Lackabdruck leicht abbilden. Daneben wurde am Lehrstuhl für Optik der Universität Erlangen-Nürnberg ein auf Interferenz von Lichtwellen beruhendes Verfahren (Kohärenzradar) entwickelt, mit dem sich das Felderhautmuster sehr schön darstellen lässt (Frankfurter Allgemeine Zeitung, 1999). Zusammen mit der dermatologischen Klinik der Universität versucht man im Hautmuster krankhafte Hautveränderungen frühzeitig aufzuspüren. Die typischen Hautrillen, die das Muster ergeben, verschwinden offenbar, wenn sich ein Melanom bildet. Auch werden Veränderungen untersucht, die während der Wundheilung eintreten. Über Altersveränderungen wird jedoch zumindest in der Literatur für Laien nichts berichtet.

In der oben genannten Literaturstelle (Pohl, 1999) finden sich erste, aber noch unsichere Angaben zu diesem Problembereich. Es ergab sich schon nach wenigen Versuchen, dass die Feldergröße der Haut alters- und geschlechtsabhängig sein könnte. Dies wurde nun eingehender untersucht.

Beobachtungen an der Haut

Alle nachfolgend beschriebenen Beobachtungen wurden an Lackabdrücken gemacht. Diese wurden mit Kollodium hergestellt wie früher bereits näher beschrieben (Pohl, 1999). Hier sei nur ergänzend mitgeteilt, dass Abdrücke von der Haut sehr gut auch mit farblosem Nagel-

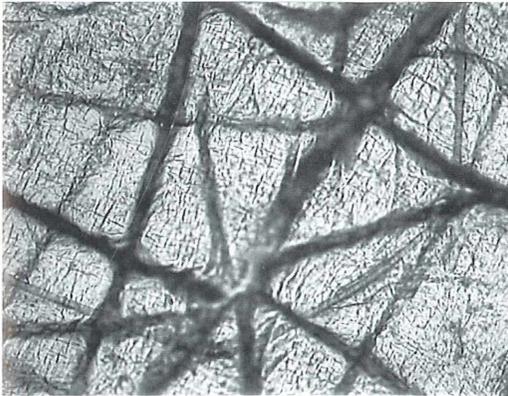


Abb. 1. Muster menschlicher Felderhaut. Die dicken, dunklen Linien sind Feldergrenzen; innerhalb der Felder ist die Struktur der Hornschicht zu sehen. Lackabdruck. Vergr. 60×.

lack gewonnen werden können, der sich nach dem Trocknen mit Tesafilm problemlos ablösen lässt. Wenn nichts anderes vermerkt ist, wurden die Abdrücke stets an der Innenseite des linken Unterarms abgenommen. Diese Hautpartie wird am wenigsten der Sonne und anderen Witterungseinflüssen ausgesetzt, so dass dort die Hautalterung – was immer man darunter verstehen mag – den wenigsten äußeren Einflüssen unterliegt (Steinhardt, 1990).

Abbildung 1 zeigt das typische Muster der gesunden Felderhaut eines Menschen. Man erkennt sowohl die Grenzlinien der Felder, die polygonale Linien bilden, als auch innerhalb der Felder kleine, flächenförmige Elemente, die vermutlich die platt gedrückten Zellen der obersten Hautschicht darstellen.

Die Größe der Felder wird nach einer aus der Metallographie übernommenen Methode bestimmt (DIN 50 601). Es wird ein Bild der interessierenden Hautstellen erzeugt. Man sollte die Vergrößerung so wählen, dass man eine Felderzahl von circa 50 auswerten kann (etwa 30-fache Vergrößerung ist günstig), legt – wie in Abbildung 2 zeichnerisch dargestellt – einen Kreis und zählt, wieviele Felder vollständig im Kreis liegen (n_1) und wieviele vom Kreis geschnitten werden (n_2). Die auf die Kreisfläche

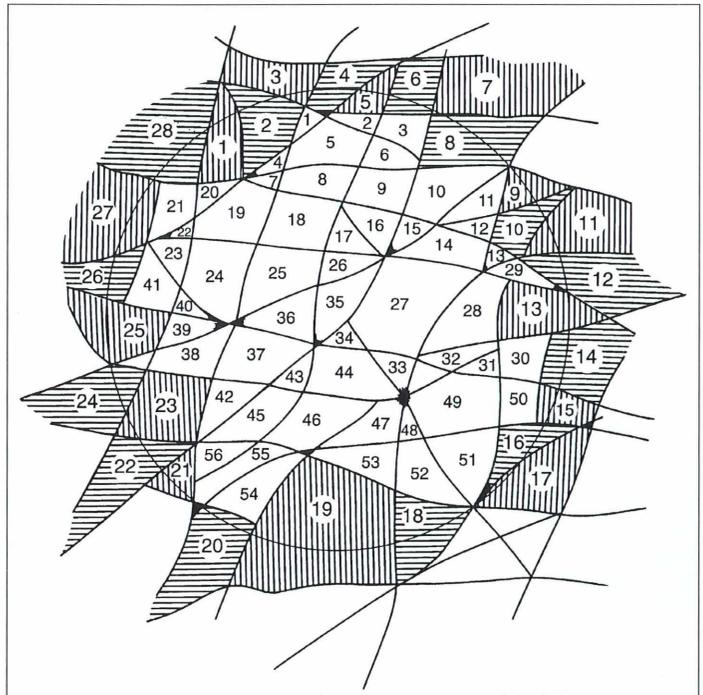


Abb. 2. Verfahren zur Ermittlung der Hautfeldergröße (Einzelheiten siehe Text). Beispiel: Kreisdurchmesser $D = 3,88$ mm (hier 15-fach vergrößert), Kreisfläche $F = 11,84$ mm², $n_1 = 56$, $n_2 = 28$. Daraus ergibt sich: $N = 56 + 14 = 70$; daraus folgt $70/11,84 = 5,9$ Felder pro mm².

entfallenden Felder ergeben sich sodann als Summe von $(n_1 + 0,5 \times n_2) = N$. Daraus und aus der Kreisfläche errechnet man leicht die Anzahl der Felder pro Quadratmillimeter. Der reziproke Wert davon ist die mittlere Felderfläche. Es empfiehlt sich zu jeder Auswertung ein Protokoll anzulegen.

Zunächst musste untersucht werden, ob die Feldergröße am menschlichen Körper variiert, und ob das Hautmuster von alltäglichen Erscheinungen wie Muttermale (Naevi), Sommersprossen und Altersflecken beeinflusst wird. Bei einigen der insgesamt 11 Probanden, die sich zur Verfügung gestellt hatten, ergab sich übereinstimmend, dass die beiden zuletzt genannten keinerlei Störungen des Hautmusters verursachen. Bei Naevi dagegen gibt es offensichtlich mehrere Typen, nämlich solche, die keinerlei Einfluss auf das Hautmuster erkennen lassen und andere, die mehr oder weniger deutliche Unterschiede zum Muster von ungestörten Stellen aufweisen. Diese Unterschiede können sowohl die Größe als auch die Form der Felder betreffen. Ein Beispiel unter mehreren zeigt die Abbildung 3. Es handelt sich um eine Hautveränderung, die man öfter antreffen kann an Hautstellen, die optisch unauffällig sind, aber als raue Stellen ertastet werden können. Hier wären systematische Untersuchungen sicher interessant. Sie erfordern jedoch medizinische Kenntnisse; deshalb wurde dieses Teilgebiet vorerst nicht weiter verfolgt.

Bei der Bestimmung der Feldergröße an verschiedenen Körperstellen des gleichen Probanden ergaben sich relativ kleine Unterschiede.

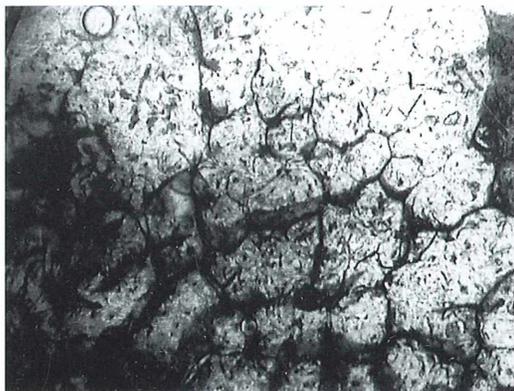


Abb. 3. Störung des Felderhautmusters an einer rauhen Stelle der Haut. Lackabdruck, Vergr. 30 \times .

Die Ergebnisse sind in Tabelle 1 zusammengestellt. Anspruch auf Vollständigkeit wird aus begrifflichen Gründen nicht erhoben.

Ob diese Unterschiede signifikant sind, ja, ob sie überhaupt irgendeine Bedeutung haben, wurde nicht weiter untersucht.

Zeitliche Veränderungen des Hautmusters

Von größerem Interesse war die Frage, ob sich das Hautmuster mit der Zeit verändert. Da einer der Probanden an einer Stelle an der Innenseite seines linken Unterarms eine kleine, aber markante Auffälligkeit trug, war es möglich, bei ihm in regelmäßigen zeitlichen Abständen Abdrücke von stets der gleichen Stelle zu nehmen. Das Ergebnis der Untersuchung, die sich über fast zwei Jahre hinzog, zeigt Abbildung 4. Die Abbildungen 4a und b sind im Abstand von vier Wochen entstanden, Abbildung 4e zeigt die gleiche Hautstelle gut fünf Monate, nachdem Abbildung 4a aufgenommen wurde, und Abbildung 4f nochmals diese Hautstelle knapp zwei Jahre nach Abbildung 4a.

In Abbildung 4c und d sind die Muster von 4a und b gezeichnet. Auffallende Punkte sind mit großen Buchstaben markiert. Gleiche Buchstaben kennzeichnen den gleichen Punkt im Muster. Die Lage von Punkt A lässt erkennen, dass die Abbildungen a und b gegeneinander etwas verschoben sind und zwar ist b gegenüber a um 0,8 mm nach rechts und um 0,18 mm nach unten verschoben. Vergleicht man a und b genauer, so stellt man fest, dass in b die Punkte B, E und F noch gut, die Punkte A und C nicht mehr ganz so gut und der Punkt D überhaupt nicht mehr zu erkennen ist. Einige Linien scheinen in Auflösung begriffen, z. B. \overline{CD} oder \overline{AC} . Von diesen sind nur noch Reste zu sehen. Die

Tabelle 1. Hautfeldergröße an verschiedenen Körperstellen (Proband männlich, 54 Jahre).

Ort des Abdrucks	Felder/mm ²	mittlere Felderfläche in mm ²
Innenseite linker Unterarm	5,3	0,190
Rückseite linke Wade	7,9	0,126
Bauch	6,6	0,150
Mittelwert	6,6	0,155

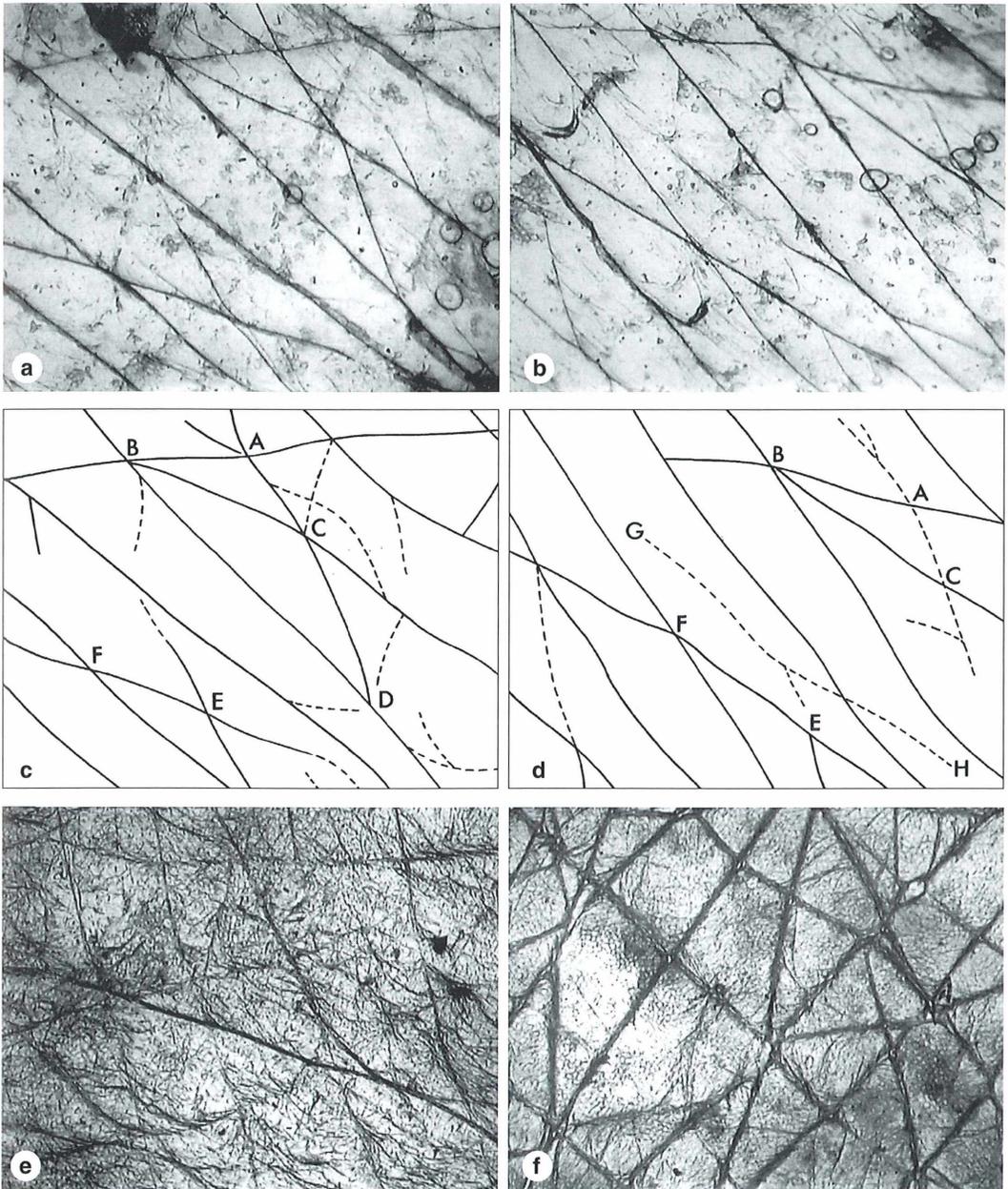


Abb. 4. Veränderung des Hautmusters an ein und derselben Stelle mit der Zeit.
 Zeitpunkt der Abdrucknahme: a am 8.4.1998, b am 10.5.1998, e im September 1998, f im März 2000.
 a, b, e und f sind Lackabdrücke. Vergr. 30-fach; c und d sind Zeichnungen von a und b.

Linie \overline{GH} scheint sich eben erst zu bilden, denn sie ist nur in Abbildung b zu sehen.
 Der Vergleich von 4a und b mit 4e und f zeigt, dass sich nach längerer Zeit das Hautmuster

vollständig verändert. Das bedeutet, dass das Muster der Felderhaut zur Identifizierung von Personen nicht verwendet werden kann, im Gegensatz zum Muster der Leistenhaut.

Schon in einem Zeitraum von vier bis fünf Wochen kann man Auflösungs- und Neubildungserscheinungen an den Feldern wahrnehmen. Man muss annehmen, dass dieser Umbau des Hautmusters kontinuierlich verläuft und von der fortwährenden Anknüpfung neuer und Abstoßung verbrauchter Hornzellen in der obersten Hautschicht verursacht wird.

Einfluss des Lebensalters

Schon am Anfang der Untersuchungen fiel auf, dass das Hautmuster bei älteren Menschen grobmaschiger war als bei jüngeren (Pohl, 1999). Dieser Effekt schien interessant genug, um genauer untersucht zu werden. Hierfür standen insgesamt 11 Probanden (sieben weibliche und vier männliche) im Alter zwischen 3,5 und 72 Jahren zur Verfügung. Einige davon wurden im Lauf von 2,5 Jahren mehrfach gemessen, so dass schlussendlich 16 Messpunkte angefallen sind. Allen wurde an der oben näher beschriebenen Stelle ein Hautabdruck genommen. Zuvor wurde die Abdruckstelle gründlich mit Alkohol gereinigt. Die Größe der Hautfelder wurde nach dem schon beschriebenen Verfahren bestimmt. Trägt man Lebensalter und die Größe der Hautfelder gegeneinander auf, so erhält man Abbildung 5. Eine Korrelationsrechnung ergibt, dass der Zusammenhang $A = 100 - 8,5 \times H$ lautet. Es bedeuten A das Lebensalter in Jahren und H die Anzahl der Felder pro mm^2 . Der Korrelationskoeffizient beträgt in unserem Fall $r = 0,83$. Der Zusammenhang zwischen H und A ist also statistisch hoch signifikant, denn r ist in diesem Fall etwa doppelt so groß wie die Signifikanzschwelle (Cavalli-Sforza, 1974). Die Fehlerrechnung ergab einen wahrscheinlichen Fehler von ± 8 Jahren (Küster *et al.*, 1972). Dementsprechende Grenzlinien sind in Abbildung 5 eingetragen, und man sieht, dass knapp $\frac{2}{3}$ aller Werte innerhalb dieser Grenzen liegen. Deshalb kann davon ausgegangen werden, dass die genannte Fehlerbreite ungefähr der doppelten Standardabweichung entspricht.

Zum Vergleich: Der Rechtsmedizin ist es mit den heutigen Mitteln möglich, das Alter lebender Menschen mit einem Fehler von ± 10 Jahren festzustellen (Penning, 1996). Dies zeigt, dass man mit der Methode der Altersbestimmung mittels Hautabdruck zu vergleichbaren Ergebnissen kommen kann.

Folgerungen

Es scheint so, als wäre die Felderhaut des Menschen ebenso ein relativ leicht zugänglicher Informationsträger wie dies auch die Leistenhaut ist. Die Natur der Informationen, die man aus den beiden Hautstrukturen gewinnen kann, ist allerdings sehr verschieden. Die Felderhaut bildet ein netzförmiges Muster, dessen Maschengröße altersabhängig zu sein scheint. Das Muster unterliegt also zeitlicher Veränderungen. Davon ist nicht nur die Maschengröße betroffen, sondern auch deren Anordnung. Zeitlich nicht veränderlich ist dagegen die allgemeine Maschenform. Sie besteht normalerweise aus polygonal begrenzten Feldern. Maschenform wie -größe können jedoch an Hautanomalien verändert sein. Daraus kann man mit aller Vorsicht schließen, dass das Muster der Felderhaut auch Informationen beinhalten kann, die möglicherweise medizinische Diagnosen zulassen. Von der

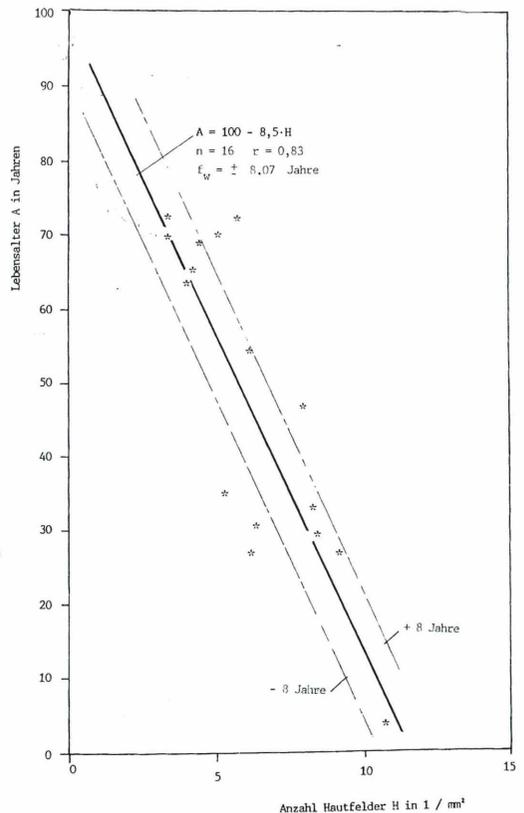


Abb. 5. Beziehung zwischen dem Lebensalter und der Größe der Hautfelder.

Leistenhaut ist bekannt, dass aus der Gesamtleistenzahl gonosomale Chromosomen-Aberrationen diagnostiziert werden können (Haß, 1994). Da der Lackabdruck ausschließlich Veränderungen der äußersten Hautschicht (Epidermis) erkennen lässt, sind auch nur solche Vorgänge zu verfolgen, die sich dort abspielen. Vorgänge unter der Epidermis werden nicht sichtbar. Weitere Untersuchungen scheinen notwendig – wenigstens im Bereich der allgemeinen Mikroskopie. Dazu gehört auch eine Verbreiterung der statistischen Basis.

Literaturhinweise

Cavalli-Sforza, L.: Biometrie. Fischer Verlag, Stuttgart 1974.
DIN 50 601: Ermittlung der Ferrit- oder Austenitkorngröße von Stahl und Eisenwerkstoffen.

Frankfurter Allgemeine Zeitung: Falten in der menschlichen Haut vermessen. FAZ vom 24.3.1999.

Haß, G.: Gesamtleistenzahl und gonosomale Chromosomen-Aberrationen. Praxis der Naturwissenschaften – Biologie 43, 35–37 (1994).

Kunsch, K., Kunsch, S.: Der Mensch in Zahlen. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2000.

Küster, F. W., Thiel, A., Fischbeck, K.: Logarithmische Rechentafeln für Chemiker, Pharmazeuten und Physiker. De Gruyter Verlag, Berlin 1972.

Penning, R.: Rechtsmedizin systematisch. UNI-MED Verlag, Bremen 1996.

Pohl, D.: Mikroskopie undurchsichtiger Objekte mittels Lackabdruck. Mikrokosmos 88, 277–281 (1999).

Prinzinger, R.: Das Geheimnis des Alterns. Campus Verlag, Frankfurt 1996.

Steinhardt, M.: Altern. S. Hirzel Verlag, Stuttgart 1990.

Verfasser: Prof. Dr. rer. nat. Dieter Pohl, Johann-Sebastian-Bach-Straße 17, D-73430 Aalen

Buchbesprechungen

Paul, R. J.: Physiologie der Tiere – Systeme und Stoffwechsel. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2001, 214 Seiten, 189 Abbildungen, 15 Tabellen, broschiert, DM 59,00, 3-13-127961-3.

Das vorliegende Buch, das aus Vorlesungsmanskripten zur Tierphysiologie im biologischen Grund- und Hauptstudium entstanden ist, versteht sich als eine Einführung in die System- und Stoffwechselphysiologie der Tiere und informiert in kompakter Form über die für den Lebenserhalt des Tierkörpers essenziellen Prozesse und Systeme. Es möchte die Grundlagen der System- und Stoffwechselphysiologie vermitteln, ohne den Anspruch zu erheben, dass damit einschlägige Lehrbücher zum intensiven Studium dieser biologischen Disziplin überflüssig werden. Das Buch ist didaktisch geschickt aufbereitet und lebt durch die zahlreichen, vielfach mehrfarbig angelegten Illustrationen. Es ist speziell Studierenden der Biologie und Medizin, aber auch anderen Naturwissenschaftlern zu empfehlen bis hin zu Lehrern, Schülern und interessierten Laien.

Thomas Gross, Heidelberg

Flindt, R.: Biologie in Zahlen – Eine Datensammlung in Tabellen mit über 10.000 Einzelwerten, 5. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Gustav Fischer, Heidelberg 2000, 285 Seiten, kartoniert, 49,80 DM, ISBN 3-8274-0974-8.

Dieses Buch ist ein Renner, seit es 1985 erstmals aufgelegt wurde. Jeder, der Zahlenangaben zu biologischen Sachverhalten sucht, findet sie in dieser einzigartigen Zusammenstellung, die natürlich im Laufe der verschiedenen Auflagen immer wieder überarbeitet, korrigiert und ergänzt wurde. Diesmal ist eine Tabelle zu den Artenzahlen der Tiere Deutschland neu hinzugekommen. Es erübrigt sich, eine besondere Empfehlung für dieses Buch auszusprechen, da es seit Jahren seinen festen Platz im deutschsprachigen Buchangebot zur Biologie innehat.

Wilhelm Wagner, Essen



Mikrokristallisationen

Jean Rügger-Deschenaux

Mikrokristalle sind für den Mikroskopiker – und speziell für den Mikrofotografen – äußerst dankbare Objekte. Besonders in polarisiertem Licht zeigen Mikrokristalle märchenhaft schöne Bilder (siehe auch Lühje, 2001). Im Folgenden gibt Jean Rügger-Deschenaux kurze Hinweise zur Herstellung von Mikrokristallisationspräparaten. Unser Autor ist Präsident der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich sowie Fellow of The Royal Microscopical Society, Oxford, und bekanntermaßen ein Meister der Mikrokristallisation, der gerade mit solchen Bildern in namhaften, internationalen Wettbewerben erste Preise errungen hat. Eine ausführliche Zusammenstellung der Substanzen, die sich für das Experimentieren eignen und lohnen, findet sich zum Ende des Artikels.

Jean Rügger-Deschenaux schreibt: Mikrokristallisationen sind leicht zu realisieren und bieten unendlich viele Variationsmöglichkeiten. Ich habe aus den unterschiedlichsten Quellen eine Liste von Substanzen zusammengestellt, welche sich allesamt für Kristallisationen eignen. Ich bin kein Chemiker und es ist daher möglich, dass die eine oder andere Substanz heute anders genannt wird, als es von mir angegeben ist. Aber die aufgeführten Bezeichnungen sollten zur Beschaffung der Substanzen (zum Beispiel aus Apotheken) klar genug sein. Zur praktischen Arbeit möchte ich folgende Angaben machen.

Zubereitung in Lösungsmittel

Für die Zubereitung von Flüssigkeitspräparaten bringt man eine kleine Messerspitze Substanzpulver (etwa 1 mm²) auf den Objektträger und gibt circa drei Tropfen des jeweils passenden Lösungsmittels hinzu. Die Auflösung wird durch Umrühren mit einem Glasstab beschleunigt. Dann führt man die Kristallisation durch Verdunstung (Trocknung ohne Auflegung eines Deckgläschens) herbei.

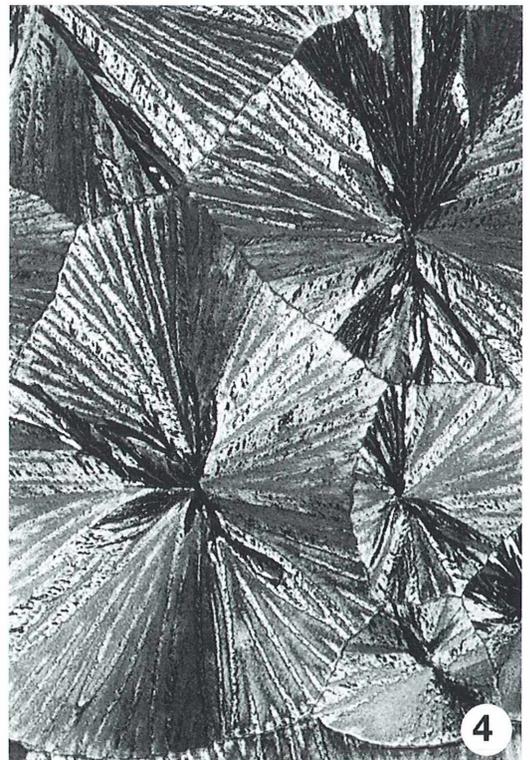
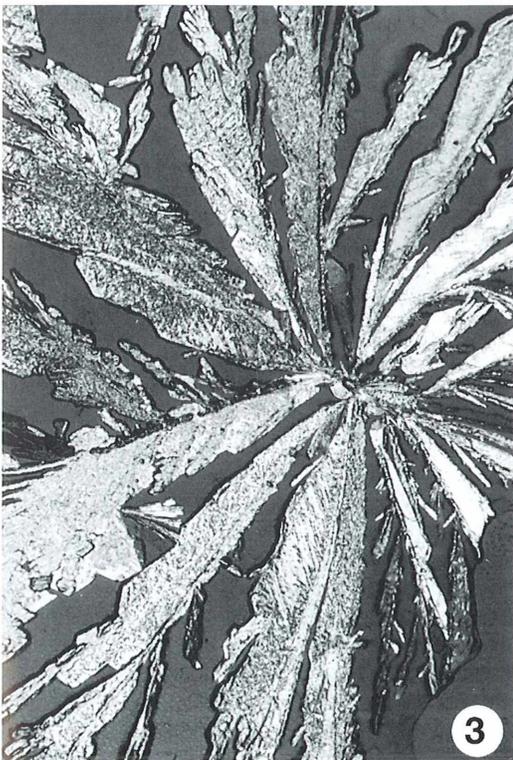
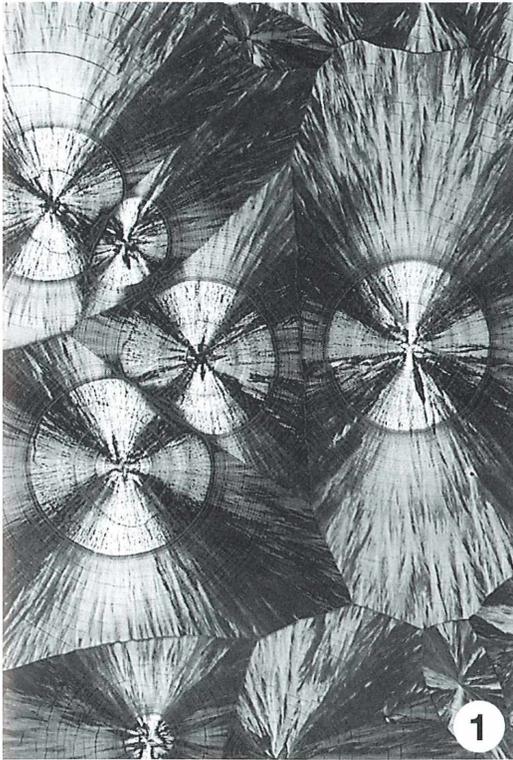
Die meisten Substanzen sind in Pulverform erhältlich, andere als Granulat und wieder andere in flüssiger Form. Granulate müssen selbstverständlich mit dem Mörser pulverisiert werden.

Zubereitung im Schmelzverfahren

Gewisse Substanzen müssen trocken, ohne Flüssigkeit, im Schmelzverfahren zur Kristallisation gebracht werden, wie zum Beispiel Aspirinpulver. In solchen Fällen legt man ein Deckgläschen auf den Objektträger, setzt einige Pulverkörnchen an alle vier Ränder des Deckgläschens und erhitzt das Ganze auf die erforderliche Temperatur. Man kann dies mit einem Bunsenbrenner, einer Wärmebank oder einer Kochplatte bewerkstelligen.

Sobald die Substanz schmilzt, wird sie automatisch unter das Deckgläschen gesogen, und es erfolgt meistens gleichzeitig die Kristallbildung. In einigen Fällen ist allerdings die Schmelztemperatur nicht identisch mit der Kristallisationstemperatur. Hier ist es angesagt, das Präparat unmittelbar nach dem Schmelzvorgang kontinuierlich zu beobachten, um das Einsetzen der Kristallisation zu erfassen.

Abb. 1–4: Bilder von Mikrokristallen in polarisiertem Licht. 1 Asparaginsäure; 2 Keton-Moschus; 3 WC-Stein; 4 Vanillin. ►



Ich wünsche den experimentierfreudigen Mikroskopikern und Mikrofotografen gutes Gelingen und viel Genugtuung beim Betrachten und Fotografieren der fantastisch schönen Mikrokristalle (Titelbild und Abb. 1-4).

Substanzenliste

Es werden in alphabetischer Reihenfolge Substanzen aufgelistet, welche sich für die Mikro-

kristallisation eignen. In der Spalte *Bemerkungen* bedeutet *Zimmer*, dass man das Lösungsmittel langsam, staubgeschützt (in einer größeren Petrischale) bei Zimmertemperatur trocknen lässt, wohingegen *Bunsen* darauf hinweist, dass die Trocknung mit Hilfe eines Bunsenbrenners vorgenommen werden sollte.

Generell muss angemerkt werden, dass einige der aufgeführten Substanzen recht giftig sind. Man sollte daher bei diesen Experimenten ganz besondere Vorsicht walten lassen.

Substanz	Lösungsmittel	Bemerkungen
Acetylsalicylsäure	–	Schmelzverfahren
Amminosuccinsäure	–	Zimmer oder Bunsen
Ammoniumchlorid	Ameisensäure 80 %	Bunsen (Kristalle nicht polarisationsfähig)
Ammonium-D-Tartrat	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Ammoniumpersulfat	dest. Wasser	Zimmer
Ammoniumsulfat	dest. Wasser	Bunsen
Apfelsäure	dest. Wasser	Bunsen
Arabinose	dest. Wasser	Zimmer
Ascorbinsäure	dest. Wasser	Zimmer
Asparaginsäure	Ameisensäure 80 %	Zimmer oder Bunsen
Aspirin	–	Schmelzverfahren
Assugrin flüssig	ist schon gelöst	Zimmer
Badesalz	dest. Wasser	Zimmer
Benzil	Alkohol 96 %	Zimmer oder Bunsen
Bernsteinsäure	Ammoniaklösung 10 %	Bunsen
Bittersalz	–	Zimmer oder Bunsen
Blutlaugensalz	dest. Wasser oder Ameisensäure 80 %	Zimmer
Calciumacetat	Ameisensäure 80 %	Zimmer
Calcium-Lactat-Hydrat	–	Zimmer
Calciumsulfat	nicht löslich	einbetten in Canadabalsam
Chloracetat	–	Schmelzverfahren
Cinchonidin	–	Schmelzverfahren
Coffein	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Dimethyl-Hexen-Diolen	–	Schmelzverfahren
Diphenyl-Carbonat	Äther	Zimmer
Diphenyl-Dioxid	–	Schmelzverfahren
D(-)-Salicin	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Durgol flüssig	ist schon gelöst	Zimmer
Fixiersalz	–	Zimmer
Galactose	dest. Wasser	Zimmer mehrere Tage
Gips	–	einbetten in Canadabalsam
D(+)-Glucose	dest. Wasser	Zimmer mehrere Tage
Harnstoff	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Hipposäure	Alkohol 96 %	Zimmer oder Bunsen
Hippurinsäure	Alkohol 96 % oder Essigsäure 45 %	Bunsen
Hydrochinon	dest. Wasser	Bunsen
Indoxylacetat	Äther	Zimmer

Fortsetzung

Substanz	Lösungsmittel	Bemerkungen
Kalii-Natrii-Tartrat	Xylol oder Ameisensäure 80 %	Zimmer (Kristalle kurzlebig)
Kaliumbromid	dest. Wasser	Zimmer (Kristalle nicht polarisationsfähig)
Kaliumchlorat	dest. Wasser	Bunsen (geht auch im Schmelzverfahren)
Kaliumchlorid	dest. Wasser	Bunsen
Kaliumdihydrat	dest. Wasser	Zimmer
Kaliumjodid	dest. Wasser	Zimmer (Kristalle nicht polarisationsfähig)
Kaliummetabisulfat	dest. Wasser oder Ameisensäure 80 %	Zimmer
Kaliumsulfat	dest. Wasser oder Ammoniaklösung 10 %	Zimmer
Kampfer	Äther oder Alkohol 96 %	Zimmer (Kristalle nicht polarisationsfähig)
Kandis-Zucker weiß	dest. Wasser	Zimmer mehrere Tage
Keton-Mochus	–	Schmelzverfahren
Kupferchlorid	dest. Wasser	Bunsen
Kupfersulfat	dest. Wasser	Zimmer
Leucin	dest. Wasser	Zimmer
Levomenthol	Äther	Zimmer
Magnesiumsulfat	dest. Wasser oder Ammoniaklösung 10 %	Zimmer oder Bunsen
Malonsäure	dest. Wasser	Bunsen
Milchsäure	dest. Wasser	Zimmer
Mochus	–	Schmelzverfahren
Natriumbenzoat	Alkohol 96 % oder Ameisensäure 80 %	Zimmer oder Bunsen
Natriumbicarbonat	Ammoniaklösung 10 %	Zimmer
Natriumbisulfit	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Natriumdichromat	dest. Wasser	Bunsen (bei Abkühlung verschwinden die Kristalle)
Natriumhydrogencarbonat	–	Zimmer
Natriumhydrogenphosphat	Xylol oder Essigsäure 20 %	Bunsen
Natriumsalz + Maleinsäure	dest. Wasser	Zimmer
Natriumsulfit	dest. Wasser oder Ameisensäure 80 %	Zimmer
Natriumthiosulfat	dest. Wasser	Bunsen (bei Abkühlung verschwinden die Kristalle)
Natriumthiosulfat-Pentahydrat	dest. Wasser	Zimmer
Nickelsulfat	dest. Wasser	Zimmer
Nikotinsäureamid	dest. Wasser	Zimmer
N-Methyl-N-Acetyl-Anilin	Alkohol 96 %	Zimmer oder Bunsen
Östrogen (-Estradiol)	Ameisensäure 80 %	Zimmer oder Bunsen
Otrivin flüssig	ist schon gelöst	Bunsen
Oxalsäure	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Penicillin	Alkohol 96 %	Bunsen
Pferdeharnsäure	–	Bunsen
Phloroglucin	Essigsäure 50 % oder schwache Jodtinktur	Zimmer
Pikrinsäure	–	Schmelzverfahren
Quabain	Essigsäure 45 % oder Javellwasser	Zimmer
Resorcinol	dest. Wasser	Zimmer
Ribose	dest. Wasser	Zimmer mehrere Tage
Safranin	Ameisensäure 80 % oder Essigsäure 45 %	Zimmer oder Bunsen
Schwefel	–	Schmelzverfahren

Fortsetzung

Substanz	Lösungsmittel	Bemerkungen
Schwefelnitrat	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Seignettesalz	–	Zimmer (Kristalle kurzlebig)
Sorbitol	dest. Wasser	Zimmer
Stilben	Äther	Zimmer
Stophantin	–	Zimmer
Thioharnstoff	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Vitamin B1	dest. Wasser	Zimmer
Vitamin C	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Weinsteinsäure	dest. Wasser	Zimmer oder Bunsen
Zinkacetat	Essigsäure 45 %	Bunsen
Zitronensäure	dest. Wasser	Zimmer
Zucker (Haushaltszucker bzw. Rohrzucker)	dest. Wasser	Zimmer

Literaturhinweise

Lüthje, E.: Kristalle in Laubblättern – Botanische Juwelen sichtbar gemacht. Mikrokosmos 90, 181–184 (2001).

Rüegger-Deschenaux, J.: Schnupfenkristalle. Mikrokosmos 88, 98 - 99 (1999).

Verfasser: Jean Rüegger-Deschenaux, Alte Landstraße 33, CH-8803 Rüslikon, Schweiz

Kurze Mitteilung

Kleine Ursache – fatale Wirkung

Vor kurzem erzählte man mir folgende Begebenheit: Eine Gruppe von Bergwanderern musste beim Aufstieg zu einer Alm einen kleinen Gebirgsbach überqueren und als einer der Wanderer seinen Fuß auf einen der überrieselten Felsen setzte, rutschte er aus, kam zu Sturz und verstauchte sich den Knöchel, so dass er seine Wanderung nicht mehr fortsetzen konnte und mit Begleitung umkehren musste. Einer aus der Gruppe interessierte sich darauf hin für die Ursache der Glitschigkeit der Felsen und bemerkte an diesen einen schmutzig-bräunlichen gallertigen Überzug, der, sobald man ihn zwischen den Fingern zerdrückte, einen unangenehmen, annähernd an Salzhering erinnernden Geruch verbreitete. Anhand dieser Schilderung vermutete ich sogleich, dass es sich hier eigentlich nur um ein Vorkommen von *Hydrurus foetidus* (Villars) Trevisan handeln

kann. Da diese Alge nur in reinen und kühlen Fließgewässern vorkommt, ist ihr Bestand aufgrund der vielerorts zunehmenden Belastung der Gewässer im Abnehmen begriffen und sie wird gebietsweise schon als algologische Rarität gewertet. Ich suchte daher diesen Gebirgsbach auf und fand meine Vermutung bestätigt. Meinem Besuch ging eine längere und warme Trockenperiode voraus, unter der die Alge offenbar etwas gelitten hatte, denn die Lager waren mit 1-2 cm Länge nur mehr relativ bescheiden. Ihre optimale Vegetationstemperatur liegt angeblich bei etwa 15 °C.

In der Algensystematik gehört *Hydrurus foetidus* zu den Chrysophyceae (Goldalgen) und bildet innerhalb der Familie Hydruraceae die Gattung *Hydrurus* mit nur einer einzigen Art. Dem unangenehmen Geruch verdankt sie auch den wenig schmeichelhaften Namen Stinken-

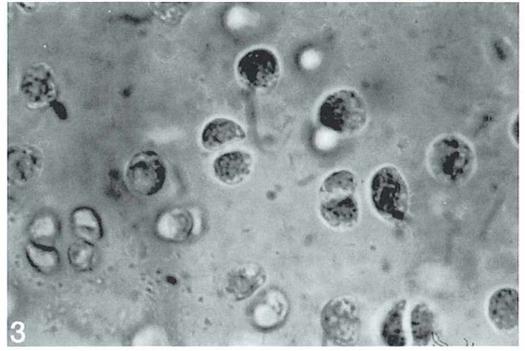
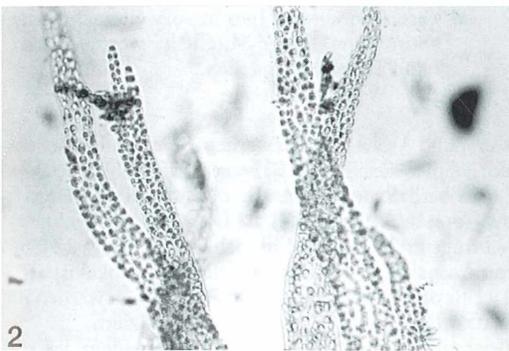
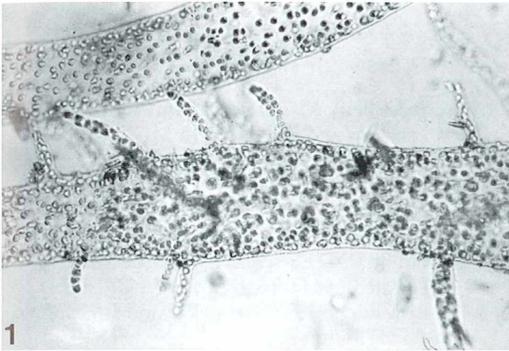


Abb. 1: *Hydrurus foetidus*. Gallertschlauch mit Abzweigungen (50×). – **Abb. 2:** Verzweigtes Spitzenwachstum von *H. foetidus* (50×). – **Abb. 3:** Die Zellen von *H. foetidus* (600×).

der Wasserschwanz. Makroskopisch gesehen bildet diese Alge vornehmlich auf Steinen flotierende, büschelig verästelte, gallertige Lager. Unter dem Mikroskop sieht man breite Gallertschläuche von denen vielfach wiederum verzweigte kürzere Schläuche abstehen (Abb. 1 und 2). Die zahlreich darin eingelagerten Zellen sind einzeln oder paarig, oval oder halbkugelig, zwischen 9 und 12 µm groß, mit gelbgrünem Chromatophor, einem Pyrenoid und einigen pulsierenden Vakuolen (Abb. 3).

Literaturhinweise

- Starmach, K.: Chrysophyceae und Haptophyceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heying, H., Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.
- Streble, H., Krauter, D. (1973): Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1973.

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

Neue Medien

Neues Forum für Mikroskopie-Anwender

Unter der Internet-Adresse <http://www.mikroskopie-treff.de> hat die Firma edv-marketing & mediadesign aus Göttingen ein neues Forum für Mikroskopie-Anwender erstellt. Es werden Informationen gegeben zu mikroskopischen Grundlagen,

allgemeinen und speziellen Mikroskopieverfahren, Herstellern und Produkten. Vorteilhaft ist, dass beispielsweise aus den Produktdatenbanken Daten von Geräten verschiedener Anbieter abgerufen und damit direkt verglichen werden können. Ein Marktplatz ermöglicht einen Austausch von Geräten sowie Publikationen und bietet freie Stellen an.

Anregungen, Fragen und Ergänzungen von mikroskopisch Interessierten sind erwünscht. Da das Forum noch im Aufbau begriffen ist, fehlen verständlicherweise zu einigen Themen entsprechende Moderatoren, doch zu den meisten der etwa 40 Bereiche gibt es bereits durchaus informative Beiträge.

Redaktion MIKROKOSMOS

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2001

Band/Volume: [90_6](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 90_6 1](#)