

11 90372

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

E 20582 F

MIKROKOSMOS

82. Jahrgang/Heft 4

Juli 1993



**GUSTAV
FISCHER**

ISSN 0026-3680

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

Inhalt

Artikel

- 193** Pflanzenviren im Lichtmikroskop
Hans-Jörg Dethloff
- 199** Diktatur kontra MIKROKOSMOS?
Hermann Heynig
- 201** Das Stemmschwanzkrebschen *Camptocercus rectirostris*
im Rasterelektronenmikroskop
Gudrun Sundermann und Josef Lange
- 207** Methanproduzierende Einzeller in Müllkippen
Renate Radek
- 209** Panaschiert – ganz kapiert?
Erich Lüthje
- 219** Im Süßwasser verbreitete Sauginfusorien: Die Gattung *Acineta*
Diether Matthes
- 227** Einfache Darstellung von Ossifikationsvorgängen
an Wirbeltieren mit dem Spaltheholz-Aufhellungsverfahren
Klaus Zanger
- 235** Einbettung von Pflanzengewebe in Kunststoffe
Heinz Vermathen
- 243** Zwerge und Riesen im Mikroskop
Bruno P. Kremer und Klaus Hausmann
- 247** Die Große Strandschnecke *Littorina littorea*, 2. Teil
Mario Mezler, Stefan Beinroth, Thomas Kappel und Ralf H. Anken

Rubriken

- 223**
Mikro-Galerie
- 208, 218, 245**
Aus der Industrie
- 206, 217, 222, 225, 226,
246, 251, 252**
Kurze Mitteilungen
- 253**
Buchbesprechungen
- 255**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 256**
Mikro-Markt

Umschlagabbildung: Auf einem Objektträger auskristallisierte TMV-Lösung im polarisierten Licht. Siehe Artikel Dethloff, S. 193–198.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 102,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 74,80), Einzelheft DM 20,- (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten).

Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste Nr. 18 vom 1. 1. 1993.

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

Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1993

Gesamtherstellung: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.

Printed in Germany

Pflanzenviren im Lichtmikroskop

Hans-Jörg Dethloff

Wer möchte schon gerne mit Viren zu tun haben? Werden doch sehr viele, schwerwiegende Krankheiten bei Mensch, Tier und Pflanze von Viren verursacht. In Sonderfällen allerdings wünscht sich der Mensch bei bestimmten Pflanzen Virusinfektionen. So vergrößert sich der Zierwert der Zimmerlinde (*Abutilon striatum*) durch die gelbgrüne Panaschierung, die vom Abutilonmosaikvirus hervorgerufen wird. Auch die Buntstreifigkeit der Tulpe, die sich schon auf Bildern niederländischer Barockmaler erkennen läßt, ist eine Virose. Solche Zwiebeln sind bis heute im Handel und nach wie vor sehr beliebt.

Wenn auch die einzelne Viruspartikel dem Lichtmikroskopiker verborgen bleibt (durch Immunfluoreszenz sind heute einzelne Virusteilchen lichtmikroskopisch darstellbar), so liefern doch die vielfältigen Zellsymptome dem Liebhabermikroskopiker ein reiches Betätigungsfeld. Sie eröffnen die Möglichkeit, das Thema Viren in der Schule experimentell zu behandeln.

Bau und Eigenschaften der Viren

Viren sind winzige Molekülkomplexe unterhalb der Organisationsschwelle eines Lebewesens, die nicht mehr von unserer Definition des Lebens erfaßt werden. In stoffwechselaktive Zellen eingeschleust, entfalten sie jedoch Fähigkeiten, die typisch sind für alles Lebendige. Am ehesten noch lassen sie sich als extreme Form von Parasitismus beschreiben. In ihrer typischen Ausprägung bestehen sie nur aus Erbsubstanz (DNA oder RNA), die in einer Proteinhülle verpackt ist.

Der Begriff Virus kommt aus dem Lateinischen und bedeutet soviel wie Giftstoff. Er wurde zur Kennzeichnung verschiedener krankmachender Agenzien benutzt. Nachdem Pasteur (1860) die Natur der Bakterien aufgeklärt hatte, benutzte man diesen Ausdruck nur noch für „Giftstoffe“, die übertragbar sind, sich auf Nährböden aber nicht kultivieren lassen, mikroskopisch nicht sichtbar sind und bakterien-dichte Filter passieren.

Virusinfektionen können den Wirtsorganismus schädigen oder abtöten. Sie können aber auch latent verlaufen. Je nach Wirtszugehörigkeit

unterscheidet man zwischen Pflanzenviren, tier- und humanpathogenen Viren und Bakterienviren (Phagen). Manche Viren besitzen aber ein gruppenübergreifendes Wirtsspektrum.

Bei Infektion erkrankt der gesamte Wirtskörper (systemische Infektion, z.B. Abb. 1) oder die Symptome treten nur lokal auf (Lokalläsionen = LL, z.B. Abb. 12).

Bereits eine Berührung des Blattes kann ausreichen, eine Infektion auszulösen. So werden Kulturpflanzen wie Kartoffeln, Gurken, To-

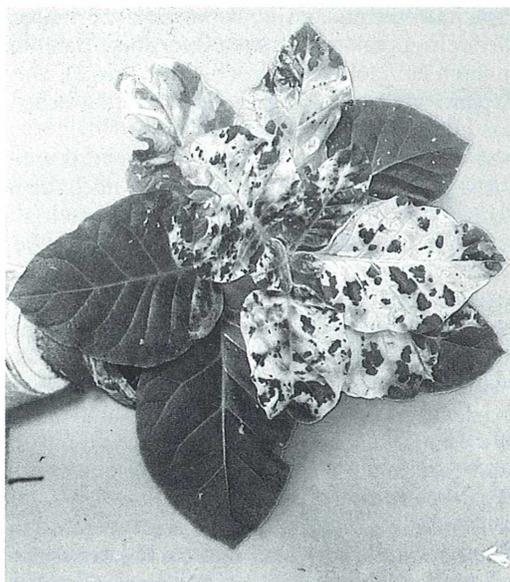


Abb. 1: Tabakpflanze (*Nicotiana tabacum* var. Samsun) mit der für TMV typischen gelbgrünen Panaschierung (Foto: C. Wetter).

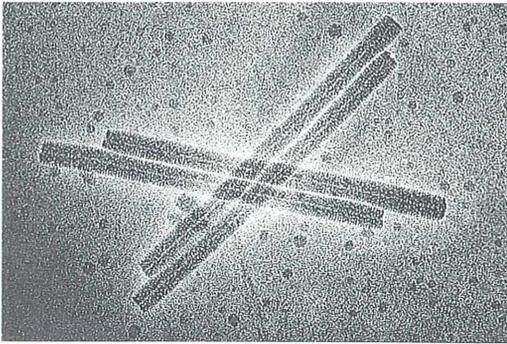


Abb. 2: Vier Teilchen des Tabakmosaikvirus nach Negativkontrastierung mit Uranylacetat. Deutlich ist die helicale Anordnung der Proteinuntereinheiten und der Hohlkanal zu erkennen (Foto: C. Ernwein und C. Wetter).

maten oder Tabak bei der Bodenbearbeitung mechanisch leicht verletzt und die entsprechenden Viren übertragen. In der Natur spielen Vektoren wie Bodenpilze, Nematoden, Blattläuse und andere blattsaugende Insekten als Virusüberträger eine große Rolle.

Ein sehr beliebtes Studienobjekt der Virologen ist das Tabakmosaikvirus (TMV). Es gilt als Prototyp der helical gebauten Viren. Jedes Virion ist ein Stäbchen von 300 nm Länge, und sein Durchmesser beträgt 18 nm. Seine 2130 Proteinuntereinheiten sind, vergleichbar einer Wendeltreppe, helical so angeordnet, daß im Inneren ein Hohlkanal frei bleibt (Abb. 2). Das Erbgut, eine einsträngige RNA, ist zwischen das Hüllprotein eingebettet.

Mit TMV infizierte Tabakzellen produzieren Virus-RNA und Hüllproteine, die nach dem Prinzip der molekularen Selbstmontage (self assembly) zu intakten Viruspartikeln aggregieren.

Infizierte Tabakpflanzen (z.B. *Nicotiana tabacum* var. Samsun) fallen durch eine gelb-grüne mosaikartige Scheckung auf (Abb. 1). Das Virus ist in den gelben Blattbereichen enthalten. Bei lichtmikroskopischer Untersuchung fallen in diesen Teilen Viruskristalle mit hexagonalem Umriß auf, die sich in Haarzellen besonders leicht beobachten lassen (Abb. 3).

Will man Informationen über den inneren Bau dieser Kristalle erhalten, muß ein Polarisationsmikroskop benutzt werden. Für unsere Zwecke genügt aber bereits eine einfache Einrichtung mit Polfolien und Lambdaplatte. Die Kristalle erscheinen in der Aufsicht isotrop und in der

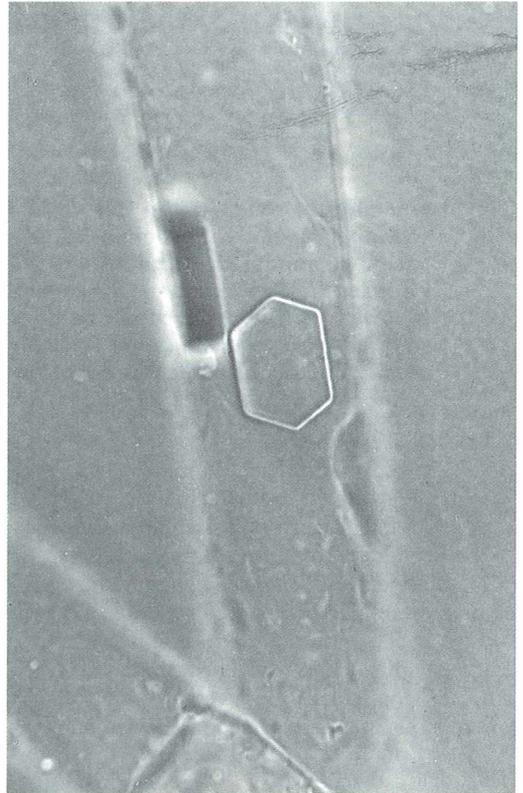


Abb. 3: Haarzelle mit hexagonalem Kristall (Foto: H. Meyer).

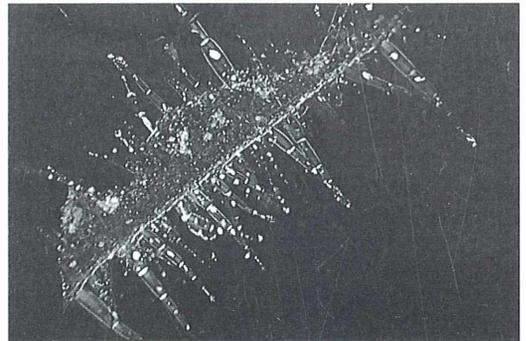


Abb. 4: Querschnitt (Handschnitt) durch einen infizierten Blattbereich. Neben den Zellwänden leuchten die TMV-Kristalle in Profilstellung im polarisierten Licht hell auf.

Profilstellung anisotrop (Abb. 4). In dieser Position ist bei entsprechender Auflösung die Schichtstruktur der Kristalle zu erkennen (Abb. 5).

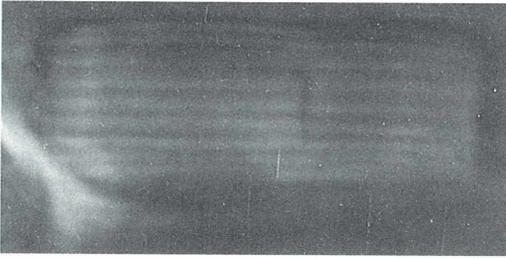


Abb. 5: Haarzelle mit Viruskristall in Profilstellung. Deutlich ist im polarisierten Licht die Schichtstruktur zu erkennen (Foto: R. Kehr).

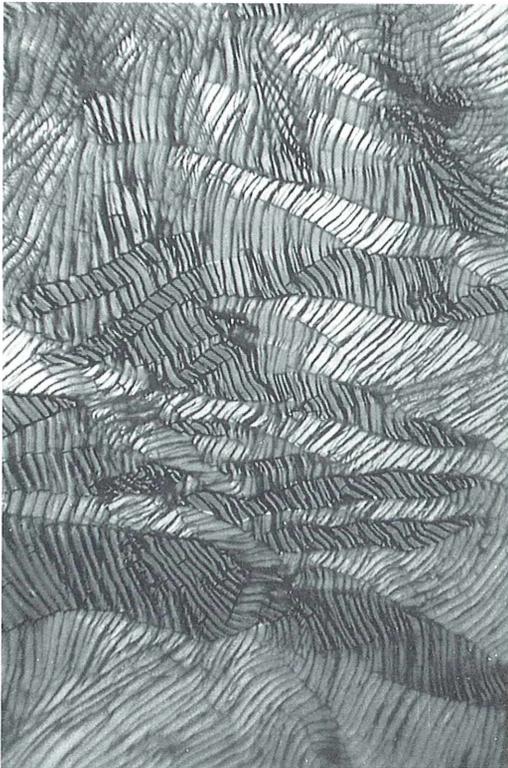


Abb. 6: Auf einem Objektträger auskristallisierte TMV-Lösung im polarisierten Licht (λ -Platte). In einzelnen Bereichen ist deutlich das Fischgräten-Muster zu erkennen.

Die stäbchenförmigen Virionen sind in jeder Schicht parallel angeordnet. Zwischen zwei Schichten sind die Virusteilchen um einen bestimmten Winkelbetrag geneigt (Fischgräten-Muster). Es handelt sich hierbei um eine positive Formdoppelbrechung. Ein ähnliches Muster entsteht auch, wenn eine TMV-Lösung auf einem Objektträger auskristallisiert (Abb. 6).

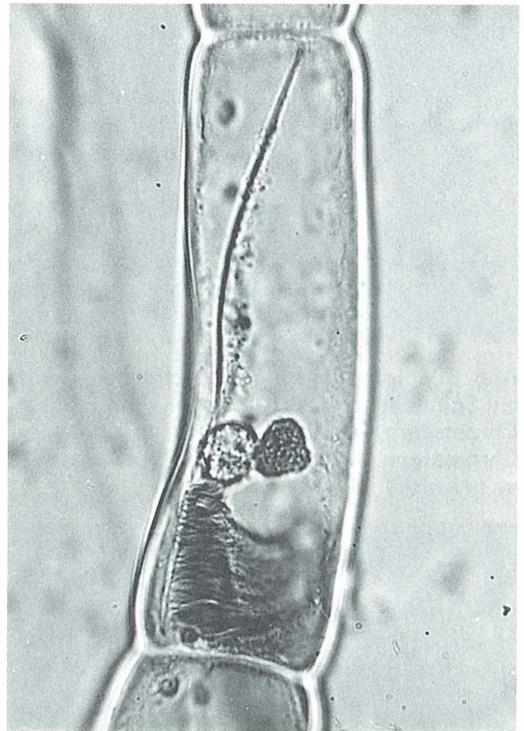


Abb. 7: Haarzelle von *N. sylvestris*. Im unteren Teil der Zelle befindet sich ein TMV-Kristall und neben dem Zellkern liegt ein X-body. Die Zelle wird von einer Spindel durchzogen. Foto eines mit Alizarinviridin-Chromalaun gefärbten Dauerpräparates.

Auch hier bilden sich Bereiche, in denen die Virusteilchen parallel angeordnet sind.

Durch einen Vergleich von gesunden und infizierten Pflanzen fallen noch weitere Zellveränderungen auf. Bereits zehn Tage nach der Infektion treten in einzelnen Zellen amorphe Einschlüsse auf, die „X-bodies“, die ca. 5 bis 15 μm groß werden (Abb. 7).

Etwa drei Monate nach der Infektion erscheint eine dritte Form von Einschlüssen. Es handelt sich um spindel- oder nadelförmige Körper, die die ganze Zelle durchziehen (Abb. 7).

Ähnliche Zellsymptome treten auch bei vielen anderen Pflanzen- und Tierviren auf. Ein weiteres, leicht zu untersuchendes Beispiel ist das Cactus-Virus X (CaVX), das bisher in vielen Kakteenarten gefunden wurde. Mit diesem Virus infizierte Pflanzen sind äußerlich ohne jegliche Symptome.

Das Kakteen-X-Virus besteht aus flexiblen Partikeln von 13 nm Durchmesser und 519 nm



Abb. 8: *Epiphyllum spec.*: Oberflächenschnitt mit Spindeln von CaVX. Fixierung mit 2%iger Chromsäure, Färbung mit Alizarinviridin-Chromalaun und Einschluß in Glyceringelatine n. Kaiser.



Abb. 9: Langgespitzte Spindeln von CaVX in Zellen der Subepidermis.

Länge. In infizierten Pflanzen finden sich spindelförmige Einschlußkörper. Beim Weihnachtskaktus (*Epiphyllum truncatum*) wurden diese „Eiweißkörper“ bereits 1885 von Molisch erstmals beschrieben. Ihre Virusnatur konnte aber erst mehr als 50 Jahre später aufgeklärt werden.

Leicht zu untersuchen sind *Epiphyllum*- und *Opuntia*-Arten. Zur Beobachtung werden Flächenschnitte von den Phyllokladien hergestellt. In vielen Epidermis- und Subepidermiszellen findet man unterschiedlich geformte Einschlußkörper (Abb. 8). Häufig treten Spindeln auf, die lichtmikroskopisch homogen erscheinen, an den Enden zugespitzt sind und die ganze Zelle durchziehen (Abb. 9). Oft treten aber auch kürzere und dickere Spindeln mit abgerundeten Enden auf (Abb. 10). Manchmal sind die Einschüsse auch gestreift, wobei die einzelnen Fibrillen zopfartig ineinander gehen. Da diese Spindeln aus Protein und RNA bestehen, sind sie vermutlich aus Viruspartikeln aufgebaut. Die Kristalle und Spindeln reagieren auf Alkoholbehandlung sehr empfindlich. Ihr Zerfall setzt bereits wenige Minuten nach Alkoholzugabe ein. Was also einerseits die Herstellung von Dauerpräparaten sehr erschwert, ermöglicht andererseits eine Unterscheidung gegenüber anorganischen Kristallen, die ja auch häufig als Zelleinschlüsse auftreten.

Material

Tabakmosaikviren sind in fast allen gängigen Zigarettensorten enthalten (Wetter, Bernhard, 1977). In einem Mörser wird der Tabak einer Zigarette mit 10 ml 0,01 M Phosphatpuffer (pH 7,5) oder Wasser versetzt. Nach ca. 10 Minuten Einweichzeit wird der Tabak mit dem Pistill verrieben und durch anschließendes Filtrieren eine Viruslösung (Inoculum) hergestellt, die zur Impfung der Testpflanzen verwendet wird. Die Pflanzen werden mit Diatomit oder einem ähnlich scharfkantigen, feinen Puder (Carborund) bestäubt und mit dem Filtrat vorsichtig eingerieben. Der Diatomit verursacht feinste Verletzungen in der Blattepidermis, durch die die Viren in die Zelle eindringen können.

Für TMV sind z. B. folgende Tabakpflanzen geeignet:

Nicotiana tabacum var. Samsun (systemische Infektion),

N. sylvestris (systemische Infektion),

N. tabacum var. Havana 425 (Lokalläsionen),

N. glutinosa (Lokalläsionen).

Cactus Virus X läßt sich sehr leicht beschaffen. Mit etwas Glück löst sich dieses Problem bereits auf der Blumenbank. Bei gekauften *Epiphyllum*-Hybriden bin ich gleich bei der ersten Pflanze fündig geworden.

Dauerpräparate

Sowohl die Eiweißspindeln von CaVX wie auch die Kristalle von TMV lassen sich zu Dauerpräparaten verarbeiten. Von Sproßstücken von *Epiphyllum spec.* werden mit der Rasierklinge Flächenschnitte hergestellt und in 2%iger Chromsäure fixiert (ca. 1 h). Nachdem die Chromsäure gut ausgewaschen ist legt man die Schnitte für mehrere Stunden in eine Lösung von Alizarinviridin-Chromalaun (Chroma). Es wird wiederum gut mit Wasser ausgewaschen und in Glyceringelatine nach Kaiser eingebettet. Will man nicht das aufwendigere Doppeldeckglasverfahren anwenden, müssen die fertigen Präparate noch mit einem Lackring versehen werden.

TMV-Kristalle lassen sich gut in den Haarzellen von *Nicotiana glauca* beobachten. Von infizierten Pflanzen trennt man mit einer Rasierklinge ein Stück Blattrand mit Haaren ab und verfährt wie bei CaVX beschrieben. Bei dieser Präparationstechnik verlieren die TMV-Kristalle allerdings ihre Doppelbrechung, die



Abb. 10: *Epiphyllum spec.*: Kompakte Spindeln von CaVX mit abgerundeten Enden in Epidermiszellen.

Virusaggregate gehen dann in den weniger geordneten, parakristallinen Zustand über.

Benutzt man zur Fixierung Formol oder eine Mischung aus Fixierlösung nach Kisser und Formol im Verhältnis 9:1, so bleibt auch die Doppelbrechung erhalten.

Beobachtungen an Viruslösungen

Eine Lösung von TMV in Wasser zeigt interessante Phänomene. Liegt die Ausgangskonzentration der Lösung bei 2,5% (im Preßsaft infizierter Tabakpflanzen liegt sie bei 1–2 g/Liter), so bilden sich zwei Phasen. Die untere zeigt Doppelbrechung, die obere nicht. Bewegt man nun die obere Phase, so ist auch hier Doppelbrechung zu beobachten (Strömungsdoppelbrechung). TMV-Lösungen zeigen also Eigenschaften, wie wir sie von Flüssigkristallen her kennen.

In einer Mikroküvette (Deckglas mittels Deckglassplitter wasserdicht auf einen Objektträger kleben) läßt sich die Ausbildung dieser beiden Schichten beobachten. Indem sich Bereiche höherer Konzentration ausbilden, entmischt sich die Lösung. Diese spindelförmigen Körper (Taktoiden) sind doppelbrechend und sinken zu Boden (Abb. 11).

TMV-Partikel sind in wäßriger Lösung von einer sehr großen Hydrathülle umgeben und frei beweglich. Vergrößert sich die Viruskonzentration, so nähern sich die Virionen unter Verringerung ihrer Hydrathülle und ordnen sich parallel (parakristalliner Zustand in den Taktoiden).

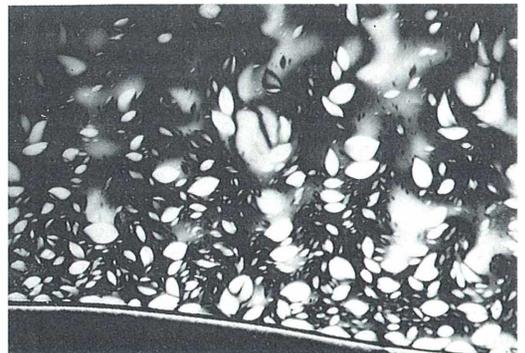


Abb. 11: TMV-Lösung im polarisierten Licht (Lupenfoto). Deutlich sind die doppelbrechenden Taktoiden zu erkennen, die zu Boden sinken und so zur Ausbildung von zwei Phasen führen.

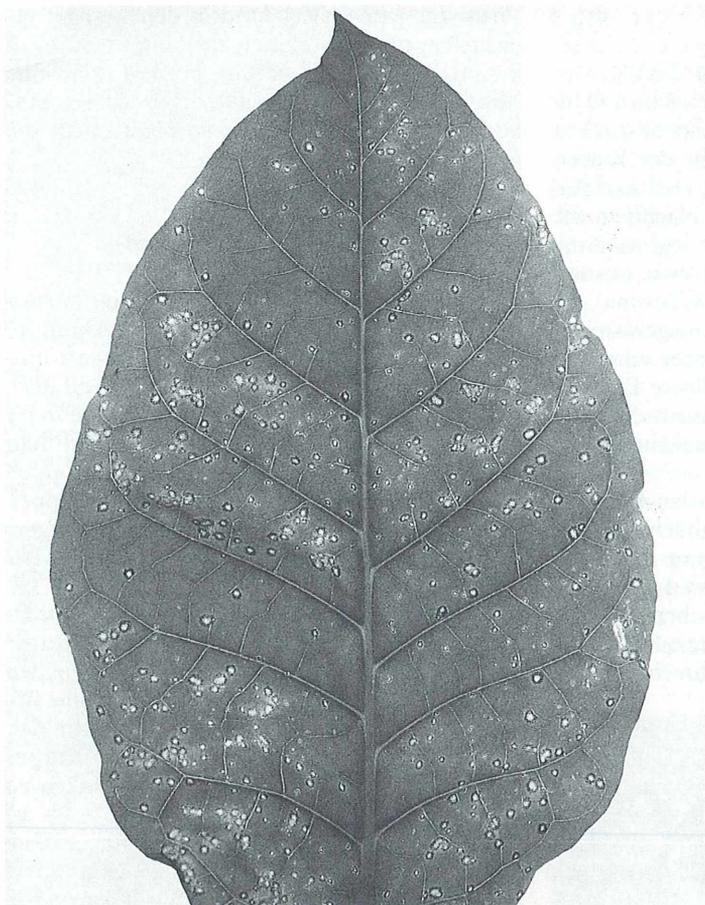


Abb. 12: Blatt von *Nicotiana tabacum* var. Havana 425. Die dunkelumrandeten hellen Flecken sind lokale Infektionen mit TMV. Die Auswertung solcher Lokalläsionen ist bedeutsam für die Bestimmung der Viruskonzentration.

In der lebenden Zelle verringert sich die Hydrathülle noch weiter und die Virusteilchen ordnen sich exakt in hexagonalen Schichten (kristalliner Zustand).

Danksagung

Für die Unterstützung, die Bereitstellung von Versuchspflanzen, TMV-Lösung und der namentlich gekennzeichneten Fotos möchte ich Herrn Prof. Dr. C. Wetter ganz herzlich danken.

Hinweis

Dr. G. Adam, Mitarbeiter der Biologischen Bundesanstalt Braunschweig, hat sich gern bereiterklärt, interessierten Mikroskopikern und Lehrern mit Saatmaterial und gegebenenfalls Inoculum weiterzuhelfen. Interessenten wenden sich bitte an die folgende Adresse:

DSM – Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen GmbH, Dr. G. Adam; DSM – Arbeitsgruppe Pflanzenviren, c/o BBA Institut für Vi-

rusrkrankheiten der Pflanzen, Messeweg 11/12; D-3300 Braunschweig, Tel.: 05 31/299 3780; Fax: 05 31/299 3000.

Literaturhinweise

Fraenkel-Conrat, H.: Chemie und Biologie der Viren. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1974.

Kreibig, U., Wetter, C.: Light diffraction of in vitro crystals of six Tobacco Mosaic Viruses. Z. Naturforsch. 35c, 750–762 (1980).

Molisch, H.: Über merkwürdig geformte Proteinkörper in den Zweigen von *Epiphyllum*. Ber. Deut. botan. Ges. 3, 195–202 (1885).

Starke, G., Hlinak P.: Grundriß der Allgemeinen Virologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1972.

Wetter, C., Bernard M.: Identifizierung, Reinigung und serologischer Nachweis von Tabakmosaikvirus und Para-Tabakmosaikvirus aus Zigaretten. Phytopath. Z., 90, 257–267 (1977).

Wetter, C.: Die Flüssigkristalle des Tabakmosaikvirus. Biologie in unserer Zeit, 15, 81–89 (1985).

Verfasser: Hans-Jörg Dethloff, Reiniger-Str. 10, 55332 Wasserliesch

Diktatur kontra MIKROKOSMOS?

Erfahrungen eines Autors aus der ehemaligen DDR

Hermann Heynig

Ende 1992 erhielt ich eine Mitteilung des Gustav Fischer Verlags Stuttgart, daß der MIKROKOSMOS ab 1993 von diesem Verlag übernommen und weitergeführt wird, unterschrieben vom bisherigen und den beiden neuen Herausgebern. Ich war zehn Jahre lang zeitweiliger Autor für die Zeitschrift. Dieser Brief gab den Anstoß zu einem schon länger geplanten kleinen Beitrag. Ich widme ihn in Dankbarkeit dem bisherigen Herausgeber, Herrn Dr. D. Krauter, der nach 41 Jahren aus Altersgründen von diesem Amt zurücktrat. Es freut mich ganz besonders, daß der MIKROKOSMOS beim Gustav Fischer Verlag ein neues Zuhause gefunden hat, mit dem mich als einem der Herausgeber der Süßwasserflora von Mitteleuropa seit 1976 eine enge Zusammenarbeit verbindet.

Schon als Schüler und Jugendlicher bin ich in den dreißiger Jahren mit dem MIKROKOSMOS in Berührung gekommen, da mein Vater diese Zeitschrift zusammen mit anderen in einem Lesezirkel eines Vereins für Naturkunde regelmäßig las, dessen Vorsitzender er war. Nach dem Kriege war für uns ehemalige DDR-Bürger die Verbindung dann in der Regel völlig abgeschnitten – es sei denn, man hatte einen Verwandten oder Gönner, der einem eine Zeitschrift oder ein Buch mehr oder weniger illegal zukommen ließ. Ein direkter Bezug des MIKROKOSMOS war nicht möglich, da die Zeitschrift nicht in der sogenannten Postzeitungsliste der DDR enthalten war; diese Liste enthielt alle Druckerzeugnisse, deren Bezug legal über den Postzeitungsdienst möglich war.

Meine sozusagen persönlichen Beziehungen zum MIKROKOSMOS begannen im Jahre 1970 durch Vermittlung eines Bekannten, der mir die Adresse des Herausgebers gab. Ich hatte die Absicht, einen Artikel über eine Rotalge in Süßwasser-Aquarien zu publizieren und fragte an, ob Interesse daran bestünde. Ich hatte Biologie studiert und war seit 1956 auf dem Gebiet der biologischen Wasseranalyse und -hygiene tätig. Dr. Krauter zeigte sich sehr interessiert, und der Beitrag erschien 1971 (siehe Literaturverzeichnis).

Bereits zu dieser Zeit gab es für DDR-Bürger gewisse Schwierigkeiten, in einer westlichen Zeitschrift zu publizieren. Zunächst war es unerwünscht, später gar verboten – es sei denn,

man hatte die offizielle Genehmigung seiner vorgesetzten Dienststelle, z. B. des betreffenden Ministeriums. Doch die war nur schwierig zu bekommen. Etwaige Honorare konnten nicht einfach überwiesen oder anderweitig in Empfang genommen werden; man hätte das über eine staatliche Stelle beantragen müssen, die dann einen Teil einbehalten oder in DDR-Mark umgetauscht hätte. Aber wem lag schon daran, wo man doch gelegentlich einige DM brauchte, um sich Dinge besorgen zu können, die es in der DDR eben nicht gab. So mußte man sich etwas einfallen lassen, und das versuchte ich auch, denn der Verlag bezahlte ein geringes Honorar pro Seite. Das war jedoch stets mit Risiken verbunden, auch wenn es sich nur um kleine Beträge handelte; denn streng genommen lag ein Devisenvergehen nach DDR-Gesetzen vor, wenn man DM-Beträge illegal erhielt – so verrückt war das und für Menschen außerhalb einer Diktatur sicher unvorstellbar. Ich löste das Problem, indem ich als Empfänger einen guten Freund in der Bundesrepublik angab. Das funktionierte auch dank der Bereitschaft und dem Verständnis dieses Freundes und von Dr. Krauter, dem ich noch heute dafür sehr dankbar bin. Auch durch die zunehmenden Postkontrollen war nie gewährleistet, daß Manuskripte oder anderer Schriftwechsel auch wirklich den Empfänger erreichten. Ich stand deshalb mit Herrn Krauter nur über unsere Privatadressen und über meinen Freund in Verbindung; denn ein Brief von mir an einen westlichen Verlag konnte schon Verdacht erwecken,

zumal ich durch meine wissenschaftliche Tätigkeit häufigen Postverkehr mit dem Ausland hatte und somit den staatlichen Aufpassern nicht unbekannt gewesen sein dürfte.

Bis 1972 lief trotzdem im wesentlichen alles ohne größere Probleme und Pannen ab, so daß bis dahin vier Beiträge von mir im MIKROKOSMOS erschienen sind (siehe Literaturverzeichnis). Aber dann passierte es, daß 1973 und 1974 je ein Manuskript nicht in Stuttgart ankam, obwohl ich sie vorsichtshalber nicht in Halle zur Post gegeben hatte. Die Überwachung war offensichtlich wirkungsvoller geworden.

Anfang 1975 wurde ich plötzlich zu meinem Chef zitiert. Es ging zweifellos um ein abgefangenes Manuskript, obwohl ich nicht direkt darauf angesprochen wurde. Aber die mir gestellten Fragen und der unmißverständliche Hinweis, daß für Publikationen im westlichen Ausland eine Genehmigung des zuständigen Ministeriums über den Institutsleiter zu beantragen sei, ließen bei mir keinen Zweifel aufkommen, daß man mir auf der Spur war. Als ob ich staatsgefährdende Schriften verbreiten wollte! Das Manuskript blieb natürlich verschwunden. Mir blieben also nur zwei Möglichkeiten: entweder die Publikationen einzustellen oder mir wieder etwas anderes einfallen zu lassen. Ich versuchte die letztere Möglichkeit.

Der Postweg für die Manuskripte kam natürlich nicht mehr in Frage; ich brauchte persönliche Überbringer. Dabei half mir einmal der Bruder meines schon erwähnten Freundes. Für die anderen Manuskripte wählte ich dann den Weg über den Messestand des Kosmos-Verlages auf der Leipziger Frühjahrsmesse. Die jeweils verantwortlichen Leiter zeigten sich sehr kooperativ (oder sollte ich besser sagen: konspirativ ?!) und zeigten großes Verständnis. Sie waren natürlich von Dr. Krauter informiert, mit dem ich das über meinen Freund vereinbart hatte. Aber am wichtigsten war, daß ich mich nicht doch noch durch meinen eigenen Namen den DDR-Schnüfflern verriet. Ich nahm daher ein Pseudonym an, indem ich in den Namen meines Freundes schlüpfte und ab 1975 bis 1981 als „Wolfgang Richter“ publizierte (siehe Literaturverzeichnis). Wer die Texte dieser Artikel aufmerksam liest, kann feststellen, daß ich

irgendwie an der Autorschaft von W. Richter beteiligt war und daß nie die Anschrift dieses Verfassers genannt wurde, wie es sonst bei jedem Beitrag üblich war.

Nachdem seit Ende 1989 endlich der Spuk der SED- und Stasidiktatur vorbei ist, sehe ich die Zeit gekommen, das Geheimnis um das Pseudonym zu lüften. Außerdem denke ich, daß es vielleicht für die Leser des MIKROKOSMOS, deren Mehrzahl wohl nie in einer Diktatur leben mußte und kaum eine Vorstellung von deren irrsinnigen Praktiken haben dürfte, ganz aufschlußreich und interessant sein könnte, die sehr persönliche Geschichte und die Erfahrungen eines Autors dieser Zeitschrift zu erfahren.

Literaturhinweise

Unter meinem Namen publiziert:

Heynig, H.: Die Rotalge *Compsopogon* als Bewohner von Warmwasseraquarien. *Mikrokosmos* 60, 228–235 (1971).

Heynig, H.: Wie stark war die Vergrößerung? Nachträgliche Bestimmung des Abbildungsmaßstabes von Mikrofotografien. *Mikrokosmos* 61, 122–23 (1972).

Heynig, H.: Die Gelballe *Chrysochromulina parva*. Ein interessanter Vertreter des pflanzlichen Planktons. *Mikrokosmos* 61, 300–305 (1972).

(In diesem Artikel sind leider einige Druckfehler stehen geblieben, da die Korrekturen auf dem Postweg verloren gegangen sind. Statt Gelballe sollte es korrekter Goldalle heißen. In Abbildung 2 ist unter d–e Geißeln durch Chromatophoren zu ersetzen; f–g fehlt: Verdoppelung der Geißeln).

Heynig, H.: Algenmassenentwicklungen – ein Zeichen der Gewässereutrophierung I. und II. *Mikrokosmos* 61, 325–330, 363–367 (1972).

Unter dem Pseudonym Wolfgang Richter publiziert: Richter, W.: Ein meist überschener Vertreter des Planktons: Der farblose Flagellat *Paraphysomonas vestita*. *Mikrokosmos* 64, 266–273 (1975).

Richter, W.: Wir beobachten Cryptomonaden: *Cryptomonas rostratiformis*. *Mikrokosmos* 65, 106–110 (1976).

Richter, W.: Gibt es pflanzliche Flagellaten mit drei Geißeln? Zur Funktion und Struktur des Haptone-mas. *Mikrokosmos* 66, 239–246 (1977).

Richter, W.: Wir beobachten Euglenen: *Euglena acus*. *Mikrokosmos* 68, 172–176 (1979).

Richter, W.: *Chromatium* und *Thiospirillum*. Mikroskopische Beobachtungen an Purpurbakterien. *Mikrokosmos* 70, 203–208 (1981).

Verfasser: Dr. Hermann Heynig,
Rudolf-Haym-Str. 16, 06110 Halle

Das Stemmschwanzkrebsehen *Camptocercus rectirostris* im Rasterelektronenmikroskop

Gudrun Sundermann und Josef Lange

Im Herbst des vergangenen Jahres fielen uns in Planktonproben aus dem Wassergraben, der um unser Institut angelegt ist (und dessen Tierwelt schon mehrfach Anlaß zu Artikeln im MIKROKOSMOS war), Wasserflöhe einer hier bisher noch nicht beobachteten Art auf. Sie unterschieden sich im Gewimmel der zahlreichen Bosminen, *Ceriodaphnia*-, *Scapholeberis*- und *Daphnia*-Arten durch ihren relativ schmalen, langgestreckten und gelblich gefärbten Körper. Das Rostrum des keilförmigen Kopfes zeigte nach vorne, das Komplex- und das Naupliusauge lagen von der Kopfoberkante relativ weit entfernt; gelegentlich streckte das Tier sein ungewöhnlich langes und schmales Postabdomen aus der Schale. Diese und weitere Merkmale ließen uns das Tier als das Stemmschwanzkrebsehen *Camptocercus rectirostris* bestimmen.

Das Auftreten von *Camptocercus* im Plankton unseres Gewässers war für uns unerwartet, da sein bevorzugter Lebensbereich Pflanzenbestände im Uferbereich oder am Boden des Gewässers sein soll. Aber im Gegensatz dazu ist der Grund unserer Gräfte mit einer Schlammsschicht bedeckt und ohne Pflanzenbewuchs. Zu der Zeit, als wir das Stemmschwanzkrebsehen in unseren Proben entdeckten, fingen wir ungefähr gleich viele Männchen wie Weibchen. Diese günstige Gelegenheit wollen wir dazu nutzen, den feineren Bau der äußerlich sichtbaren Bestimmungsmerkmale bei beiden Geschlechtern mit rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen zu zeigen.

Camptocercus gehört zur Familie der Chydoridae. Typisch für diese Gattung sind der hochgekielte Kopf (der dorsale Kamm dient als Stabilisator beim Kriechen und Schwimmen) sowie das durch die Verlängerung des Abschnittes zwischen After und Furkakrallen lange und schlanke Postabdomen. Es ist im Vergleich zu dem anderer Wasserflohartungen ungewöhnlich beweglich. Es kann in weitem Winkel aus dem Carapax gestemmt werden und sogar über die äußere Carapaxoberfläche wischen; bei der Fortbewegung zwischen den Wasserpflanzen wird es als Springstab eingesetzt. Der seitlich stark zusammengedrückte Carapax ist längsgestreckt.

Vorne geht er ohne Einschnitt in den Kopf über, hinten ist er rundlich abgestutzt. Seine

Oberfläche ist längsstrukturiert, der Ventralrand mit gefiederten Borsten bestückt, die der Anheftung am Substrat dienen sollen; der ventrale hintere Winkel ist gezackt. Die Kopfspitze, das Rostrum, ist nach vorne gerichtet, wodurch die Längsausrichtung des Körpers betont wird. Nahe dem Hinterrand des Kopfschildes sind in der Medianlinie drei Kopfporen ausgebildet. Anders als bei den Daphniidae sind die beiden ersten Thorakopodenpaare als Greiforgane mit Haken zum Festhalten ausgebildet. Die Thorakopoden 2 und 3 können mit den ihnen aufsitzenden „Kratzern“ Futterpartikel vom Substrat abschaben. Die Saugkammer wird vom 5. Beinpaar gebildet (Abb. 1–4 und 9–12).

Zwischen Männchen und Weibchen ist kein deutlicher Unterschied in der Körpergestalt zu

Verzeichnis der auf den Abbildungen verwendeten Abkürzungen

A1	= 1. Antenne
A2	= 2. Antenne
Ab	= Abdominalborsten
Af	= After
Bd	= Basaldorn der Furkakralle
Bs	= Borstensaum
C	= Carapax
Fk	= Furkakralle
K	= Kopf
Kk	= Kopfkiel
Ol	= Oberlippe
Pa	= Postabdomen
R	= Rostrum
Thp	= Thorakopode

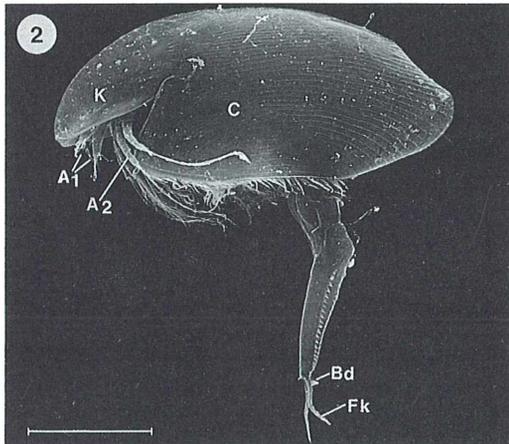
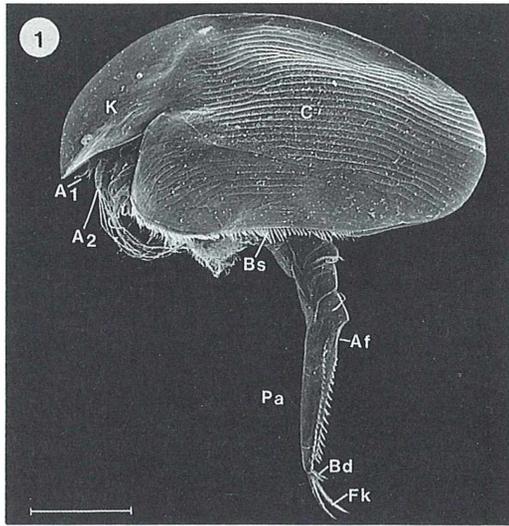


Abb. 1: ♀, Seitenansicht mit nach unten abgestrecktem Postabdomen; Maßstab 250 µm.
Abb. 2: ♂, Seitenansicht in entsprechender Lage wie Tier in Abb. 1; Maßstab 250 µm.

terschiede: Die ersten Antennen tragen beim Weibchen Sinnespapillen (Aesthetasken) an der Spitze, von denen zwei länger als die übrigen sind – beim Männchen sind sie alle gleich lang, außerdem inserieren an seinem Antennenschaft zwei Borsten statt nur einer wie bei dem des Weibchens. Beim Männchen sind die ersten Thorakopoden mit je einem starken, nach vorne gerichteten Haken ausgestattet.

Weitere äußerliche Geschlechtsunterschiede sind am Postabdomen zu finden. Das weibliche Postabdomen ist auf der Dorsalseite seitlich mit je einer Reihe gesägter Zähnchen und medianwärts mit zwei Reihen von bilateralsymmetrisch angeordneten Dornen besetzt, die zu den Furkakrallen hin an Größe zunehmen. Seine Furkakrallen sind geradlinig schwach ge-

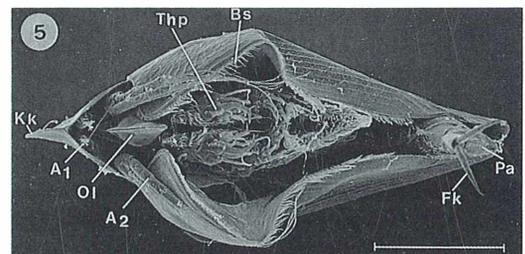
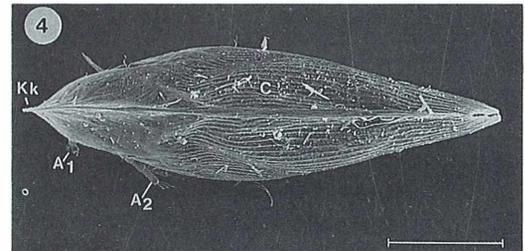
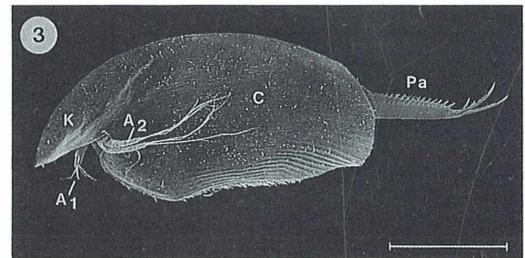


Abb. 3: ♀, Seitenansicht mit nach hinten ausgestrecktem Postabdomen; Maßstab 250 µm.
Abb. 4: ♀, Rückenansicht; Maßstab 250 µm.
Abb. 5: ♀, Bauchansicht; Maßstab 250 µm.

erkennen; ein schnelles und sicheres Unterscheidungsmerkmal sind jedoch die bei den beiden Geschlechtern unterschiedlich geformten Furkakrallen. Wie es für die Wasserflöhe typisch ist, sind auch beim Stemmschwanzkrebschen die Männchen kleiner als die Weibchen. Jedoch ist in dieser Art der Unterschied bei Größenangaben von 0,7 mm – 1,4 mm für Weibchen und 0,9 mm – 1 mm für Männchen nicht sehr groß. Außer in der Größe bestehen zwischen den Geschlechtern die folgenden Un-

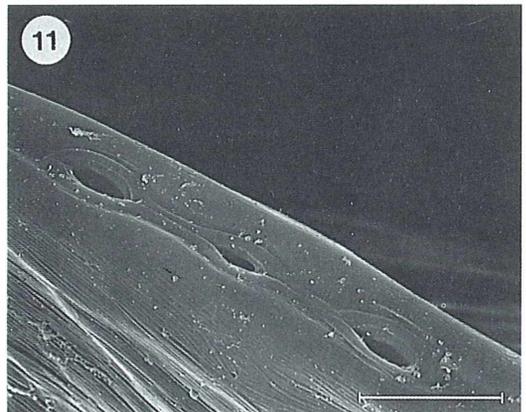
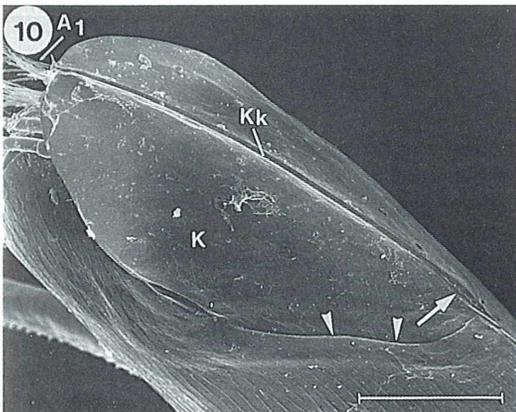
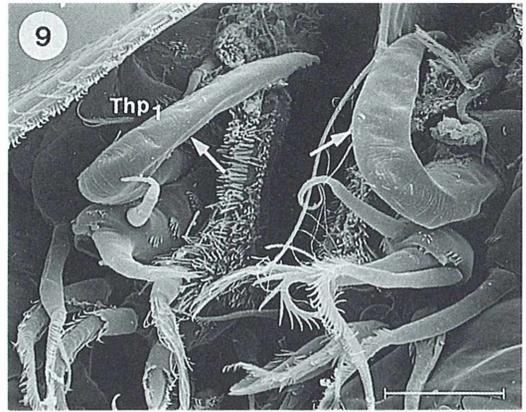
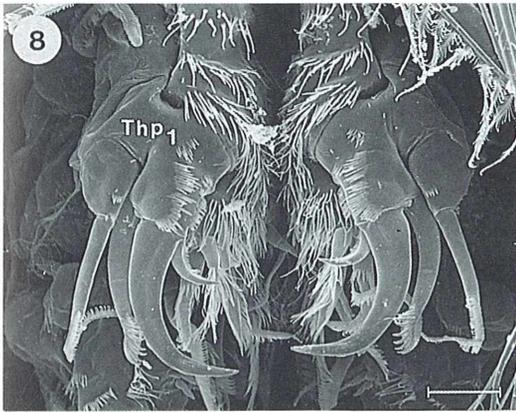
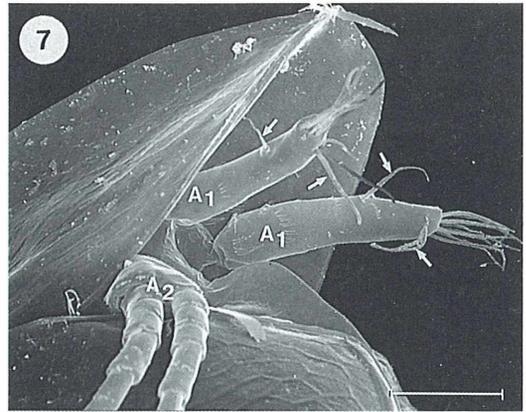
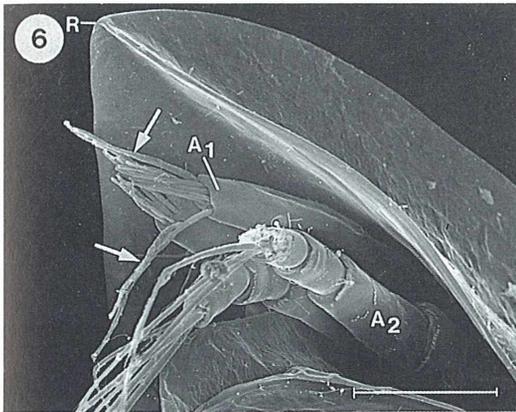


Abb. 6: ♀, Region des Rostrums mit den 1. und 2. Antennen; Pfeile = verlängerte Sinnes-schläuche; Maßstab 50 µm. – Abb. 7: ♂, dieselbe Region wie auf Abbildung 5; Pfeile = Borsten auf dem Schaft der 1. Antennen; Maßstab 50 µm. – Abb. 8: ♀, 1. Thorakopoden von ventral betrachtet; beachte die kräftigen Klammerhaken; Maßstab 25 µm. – Abb. 9: ♂, 1. Thorakopoden von ventral betrachtet. Pfeile = die nach vorne gerichteten mächtigen Haken des Männchens; Maßstab 25 µm. – Abb. 10: ♂, Kopf in schräg dorsaler Aufsicht, um die Lage der Kopfporen zu verdeutlichen. Pfeil = Kopfporen, Pfeilköpfe = Hinterrand des Kopfes; Maßstab 100 µm. – Abb. 11: ♀, Kopfporen in stärkerer Vergrößerung; Maßstab 10 µm.

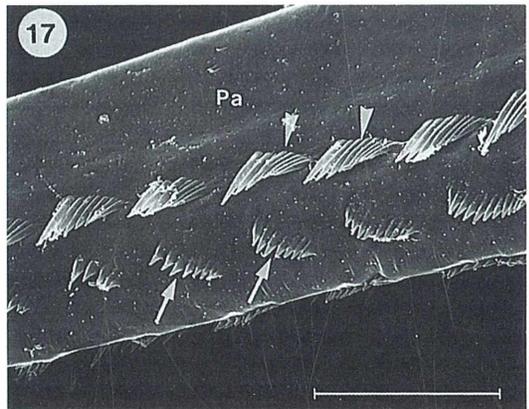
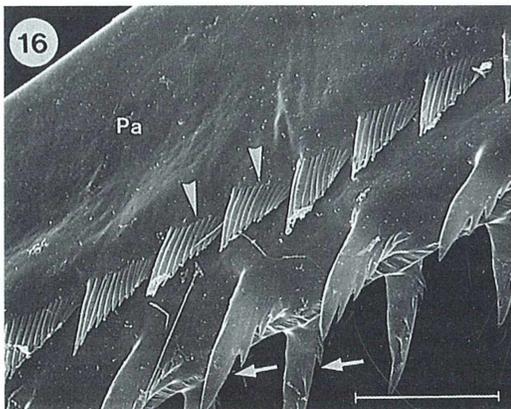
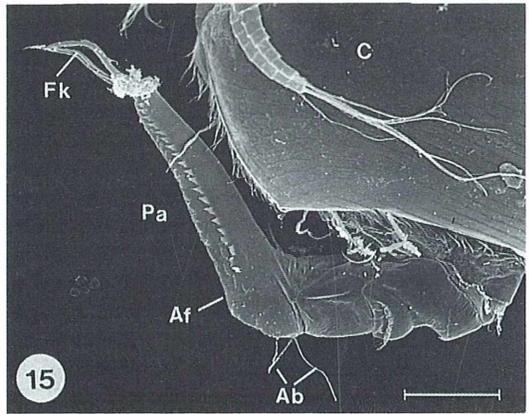
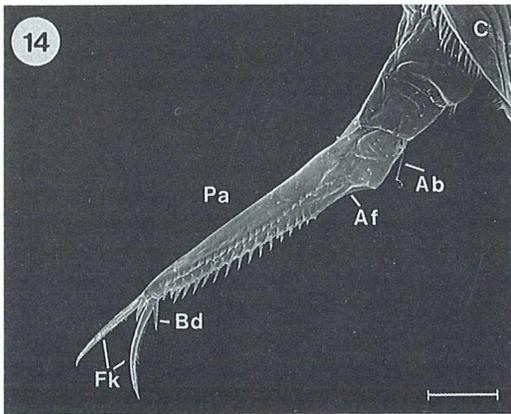
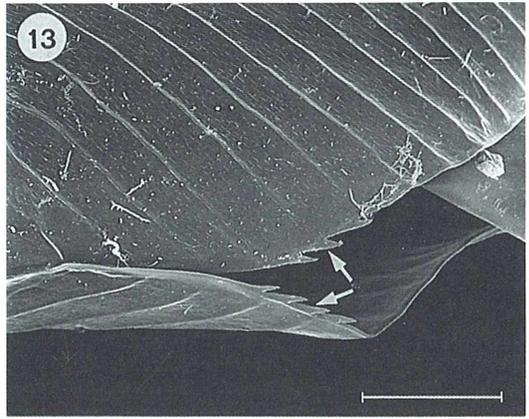
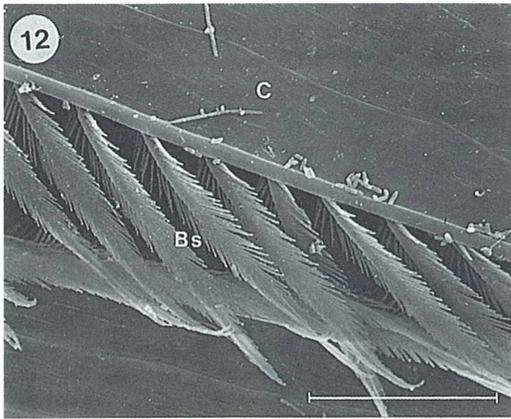


Abb. 12: ♀, ventraler Carapaxrand mit an der Innenseite inserierenden gefiederten Borsten; Maßstab 20 µm. – Abb. 13: ♀, Carapax, ventraler, hinterer Winkel mit Zacken (Pfeile); Maßstab 50 µm. – Abb. 14: ♀, Postabdomen in Seitenansicht; Maßstab 100 µm. – Abb. 15: ♂, Postabdomen in Seitenansicht; Maßstab 100 µm. – Abb. 16: ♀, Ausschnitt aus dem Postabdomen in stärkerer Vergrößerung; Pfeile = mediane Dornenreihe; Pfeilköpfe = laterale Zähnenreihe; Maßstab 20 µm.

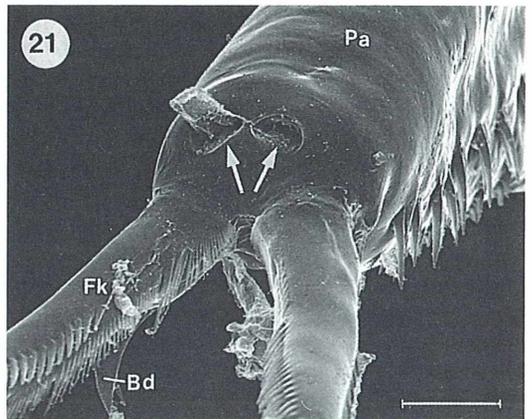
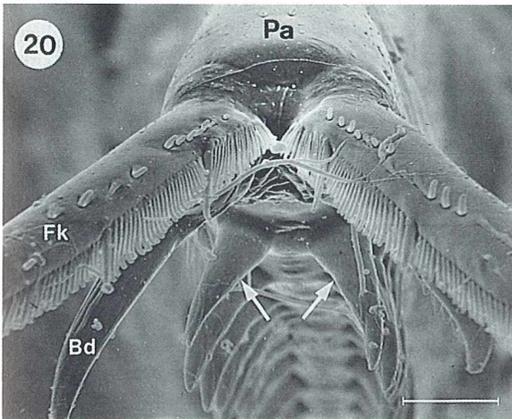
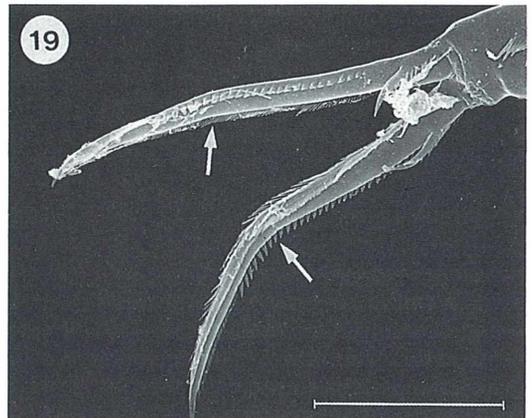
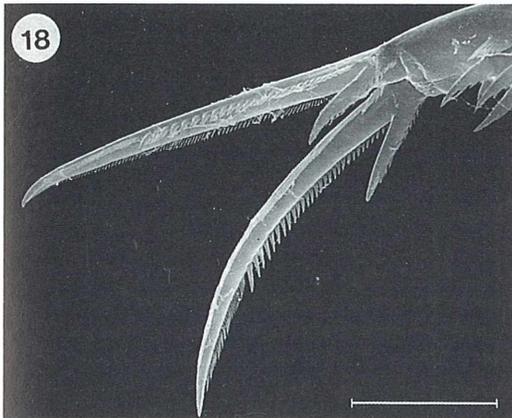


Abb. 17: ♂, Region wie auf Abbildung 15. Hier sind median keine Dornen ausgebildet, sondern nur schwache, gesägte Zähnchen (Pfeile); Pfeilköpfe = laterale Zähnchenreihe; Maßstab 20 μm . – Abb. 18: ♀, mit Härchen und Borsten besetzte Furkakrallen. Basaldornen ebenfalls mit Härchen auf der konkaven Seite; Maßstab 50 μm . – Abb. 19: ♂, Furkakrallen, die typische Abknickung zeigend (Pfeile) und mit im Vergleich zum Weibchen schwächeren Basaldornen; Maßstab 50 μm . – Abb. 20: ♀, Blick auf die Spitze des Postabdomens mit Furkakrallen und Basaldornen; Pfeile = mediane Dornenreihen auf dem dorsalen Postabdomen; Maßstab 10 μm . – Abb. 21: ♂, wie auf Bild 19 Blick auf die Spitze des Postabdomens, hier mit den männlichen Geschlechtsöffnungen (Pfeile); Maßstab 10 μm .

krümmt und tragen feine Dörnchen und Härchen; der Basaldorn besitzt ca. 1/4 der Länge der Furkakralle. Beim Männchen trägt das dorsale Postabdomen jederseits zwei Reihen gesägter Zähnchen, von denen die mehr median liegende Reihe die schwächeren Zähnchen besitzt, Borsten wie beim Weibchen sind nicht ausgebildet; die Furkakrallen sind nicht geradlinig geschwungen, sondern abgewinkelt; ihre Basaldornen sind im Vergleich zu denjenigen des Weibchens kürzer (ca. 1/7 der Furkakrallenlänge). Ventral der Furkakrallen münden die Samenleiter aus (Abb. 5–8 und 13–21).

Literaturhinweise

- Flössner, D.: *Krebstiere Crustacea. Die Tierwelt Deutschlands*. Gustav Fischer Verlag, Jena 1972.
 Fryer, G.: *Evolution and adaptive radiation in the Chydoridae (Crustacea: Cladocera): a study in comparative functional morphology and ecology*. *Phil. Trans. R. Soc. B* 254, 221–385 (1968).
 Streble, H. und Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen*. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

Verfasser: Dr. Gudrun Sundermann und Josef Lange, Institut für Spezielle Zoologie und Vergleichende Embryologie, Westfälische Wilhelms-Universität Münster, Hüfferstraße 1, 48149 Münster

Kurze Mitteilungen

„Verglasung“ von Pflanzenorganen

Die konventionelle Methode der Kältekonser-vierung (Cryopreservation) pflanzlicher Zellen und Organe besteht aus der Kultur der zu be-wahrenden Teile mit Zucker- oder Polyol-Lö-sungen, gefolgt von Gefrietrocknung und an-schließender Bewahrung in flüssigem Stick-stoff. Leider ist diese Methode jedoch wenig er-folgreich, wenn sie auf Vegetationspunkte und somatische Embryonen angewendet wird. Er-folgreicher wird die Methode, wenn die zu be-wahrenden Pflanzenteile vorher umgeben wer-den von Alginat-Kügelchen. Diese Methode wurde nun für Vegetationspunkte der Nelke ausgearbeitet. Die etwa 8 Wochen alten Seiten-schößlinge wurden 8 Wochen alten Pflänzchen entnommen. Die in Alginat-Kügelchen einge-betteten Teile werden zunächst eine Nacht lang in einer 0,75 molaren Zuckerlösung vorkulti-viert. Danach werden die Teile in Zucker-Lö-sungen mit steigender Konzentration übertra-gen, bis eine Konzentration von 6 Gramm Zuk-ker pro 4 ml Wasser erreicht ist. Sodann wer-den sie 5 Stunden lang bei 0 °C in das 6:4:6-Medium gegeben; dieses besteht aus 6 Gramm Zucker, 4 ml Wasser und 6 Gramm Ethylengly-kol. Die in die Alginat-Kügelchen eingebetteten Vegetationspunkte werden dann in ein kleines Schraubdeckel-Gläschen übertragen und sofort in flüssigen Stickstoff eingetaucht. Man kann aber auch eine zweistufige Kühlung vorneh-men; dabei werden die von Alginatkügelchen umgebenen Pflanzenteile zunächst auf -150 °C abgekühlt und darauf in den flüssigen Stick-stoff gegeben. Nach dem Auftauen bei Zim-mertemperatur konnten die Explantate auf nor-malem Medium auf Petrischalen wieder zum Wachsen gebracht werden. Die Überlebensrate der Pflanzenteile nach der Verglasung lag bei etwa 80 % und war unabhängig von der Ge-schwindigkeit der Abkühlung.

Tannoury, M., Ralambosoa, J., Kaminski, M., Dereudde, J.: Cryoconservation par vitrification d'apex enrobés d'œillet (*Dianthus caryophyllus* L.) cultivé in vitro. Comptes rendus Academie des Sciences, Paris, série III, 313, 633–638 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Sporenceimung und Gametophytenwachstum unter sterilen Bedingungen

Zur Familie der Lycopodiaceae (Bärlapgewäch-se) gehören 2 Gattungen, *Phylloglossum* mit 1 Art und *Lycopodium* mit mehr als 200 Arten. *Phylloglossum drummondii* ist eine kleine, per-ennierende, knollenartige Pflanze, die kaum mehr als 5 cm über den Erdboden herausragt und in Neuseeland und Australien heimisch ist. Der Lebenszyklus konnte jetzt unter axeni-schen Bedingungen im Laboratorium studiert werden. Dazu werden die Sporen aus dem Stro-boli herausgeschüttelt und in einer 2 %igen Lö-sung von Tween 80 mehrmals gewaschen und dann über Nacht in Leitungswasser gespült. Am nächsten Tag werden die Sporen äußerlich sterilisiert, indem sie 2 Minuten lang in einer 20 %igen Lösung von Chlorox geschüttelt wer-den. Sie werden dann auf Filtrierpapier mehr-mals mit sterilem destilliertem Wasser gespült und schließlich mit einer Pipette in sterilem Wasser aufgenommen und auf das Medium in Kulturröhrchen von 20 mm Durchmesser und 125 mm Länge übertragen. Das Nährmedium hat folgende Zusammensetzung: in einem Liter befinden sich 100 mg Magnesiumsulfat, 100 mg Ammoniumnitrat, 40 mg Kalziumchlorid und 100 mg Kaliumphosphat; ihm werden 0,25 ml einer Spurenelementlösung, 8,5 ml einer FeEDTA-Lösung und 0,1 % Glukose zugesetzt. Die Nährlösung wird auf pH 5,0 eingestellt und mit 0,8 % Agar verfestigt.

Etwa 20 % der Sporen keimen nach etwa 3 Monaten im Dunkeln bei 24 ± 1 °C. Da nach einem Jahr in beleuchteten Kulturen noch keine Keimung beobachtet werden konnte, kann man annehmen, daß die Keimung durch Licht ge-hemmt wird. Wenn der Gametophyt zylinder-förmig geworden ist, kann man die Kulturen belichten, so daß erneutes Wachstum angeregt wird.

Whittier, D.P., Braggins, J.E.: The young gametophyte of *Phylloglossum* (Lycopodiaceae). Annals of the Missouri Botanical Garden 79, 730–736 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Methanproduzierende Einzeller in Müllkippen

Renate Radek

Ein großer Teil des in westlichen Ländern produzierten Hausmülls wird gepreßt und in nicht mehr benutzten Steinbrüchen oder anderen Geländevertiefungen gelagert. Mehr als die Hälfte dieses häuslichen Abfalls besteht aus organischem Material wie pflanzlichen Stoffen oder Papierprodukten. Aufgrund der kompakten Pressung und der Dicke der Lagerschichten ist nur wenig Sauerstoff für Zersetzungsprozesse verfügbar. Der Abbau erfolgt daher größtenteils anaerob, d. h. ohne Beteiligung von Sauerstoff.

Entstehung von Gasen

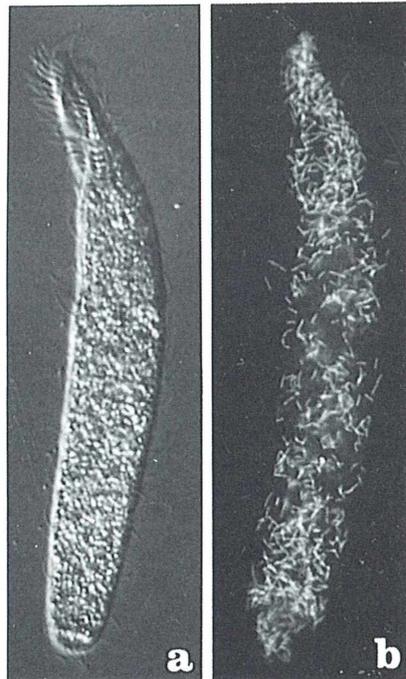
Verschiedene gasförmige Endprodukte entstehen. Das Absaugen der Deponiegase ist erforderlich für eine schnelle Rekultivierung der Müllkippen, da sie explosiv (Methan, Wasserstoff, Schwefelwasserstoff) und giftig (Schwefelwasserstoff, Kohlenmonoxid) sind und die Vegetation der Deponien beeinträchtigen. Nach ca. 2 Jahren haben sich in einer Müllschüttung stabile Methangärungsprozesse eingestellt, die hauptsächlich Methan (50–70%) und Kohlendioxid (30–50%) liefern. Es liegt nahe, diese Gase nicht einfach abzufackeln, sondern sie auch energetisch sinnvoll zu nutzen. Dem biologisch gewonnenen Methan kommt eine ökonomisch durchaus relevante Bedeutung als Energielieferant zu. Speziell in den USA, Großbritannien und der Bundesrepublik Deutschland wird diese Möglichkeit der Energiegewinnung genutzt. Bislang ging man davon aus, daß freilebende, methanogene Bakterien die einzigen Methanproduzierenden Organismen in diesem Lebensraum sind.

Einzeller als Gasproduzenten

Finlay und Fenchel (1991) fanden jedoch kürzlich Anzeichen für eine weitere, nicht zu vernachlässigende Quelle dieses Gases – anaerobe Einzeller. Dr. B. J. Finlay arbeitet am Institut für Süßwasserökologie in Ableside, Cumbria (Großbritannien) während Dr. T. Fenchel am Marinen Biologischen Labor der Universität Kopenhagen (Dänemark) in Helsingør forscht. Beide befassen sich vorzugsweise mit der Öko-

logie von Einzellern in anaeroben Lebensräumen.

Die Forscher konnten nun eine Vielzahl von Flagellaten, Amöben und Ciliaten aus mit Wasser versetztem und unter Luftabschluß inkubiertem Müllkippenmaterial isolieren. Die häufigste Form war ein Ciliat (*Metopus palaeformis*), der, und das ist das Entscheidende, symbiontische, methanogene Bakterien enthielt.



Metopus palaeformis. a DIC; b Autofluoreszenz von methanogenen Bakterien unter UV Anregung (aus Finlay und Fenchel, 1991).

Seine relative Nichtsensitivität gegenüber Luft-sauerstoff und seine Fähigkeit, sich durch Zystenbildung gegen Austrocknung zu schützen, erklärt die ubiquitäre Verbreitung des Ciliaten in Müllkippen.

Ökonomische Aspekte

Die Frage ist nun, ob die symbiontenträgenden Protozoen einen entscheidenden Beitrag zur Methanproduktion von Hausmüllkippen liefern können. Finlay und Fenchel stellten aufgrund von Kulturversuchen eine Rechnung auf, nach der in feuchten Müllkippen – denn nur in Gegenwart von Wasser sind die Einzeller aktiv – 0,3 m³ Methan pro Tonne Müll und Jahr produziert werden könnten. Das entspricht den niedrigsten Werten der tatsächlich gemessenen Netto-Methan-Produktion einiger der untersuchten Müllkippen. Die theoretisch erreichbaren Werte liegen also in einer ähnlichen Größenordnung wie die tatsächlich gemessenen Volumina, so daß die von Ciliaten produzierten

Methanmengen gegenüber den rein mikrobiell erzeugten durchaus ins Gewicht fallen.

Ohne es zu wissen, nutzte man also vermutlich die Methanproduktion der Ciliaten bei der Biogasgewinnung aus Müllkippen. Weitere Untersuchungen müssen zeigen, ob diese Erkenntnis nun eine stärkere ökonomische Nutzbarmachung ermöglicht. Eine geeignete Abfallaufbereitung und -lagerung könnte zum Beispiel die Vermehrung dieser Einzeller fördern. Neben der Methanproduktion läßt sich als weiterer positiver Effekt ein verstärkter Abbau des organischen Materials in Anwesenheit von Ciliaten feststellen, was die Rekultivierung der Depo-nien beschleunigt.

Literaturhinweise

Finlay, B.J., Fenchel, T.: An anaerobic protozoon, with symbiotic methanogens, living in municipal landfill material. *FEMS Microbiology Ecology* 85, 169–180 (1991).

Verfasserin: Dr. Renate Radek, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin

Aus der Industrie

Microbase – neue mikro- und makroskopische PC-Bildarchivierung von Olympus

Bei dem Programmpaket Microbase handelt es sich um ein neu entwickeltes Bildarchivierungssystem unter Windows.

Die Besonderheit dieses Bildarchivierungssystems besteht unter anderem in der Verwendung einer echten SQL-Datenbank, die sowohl als Einzelplatzsystem als auch im Netzwerk in Verbindung mit heterogenen Netzstrukturen eingesetzt werden kann. Neben der Mitführung eines Original True-Color-Bildes, z.B. auf einem optischen Speichermedium, wird die Bildinformation selbst in einer komprimierten Darstellung im SQL-Datenbestand mitgeführt. Neben der Mitführung der Bildinformation in der Datenbank selbst kann der Benutzer deren Oberfläche interaktiv mit der Maus selbst gestalten.

Neben der individuellen Gestaltbarkeit der Programmoberfläche unter Windows bietet das Pro-

gramm Microbase umfangreiche Bearbeitungsmöglichkeiten der Bildinformation. Hierbei können neben allgemeinen Markier-, Kopier- und Beschriftungsvorgängen auch Vektorinformation, d.h. CAD-Information, dem videoerfaßten Bild in Echtzeit überlagert werden. Die Verschmelzung von maßstabsgetreuer Vektorinformation mit einem echtzeit-erfaßten Videobild, dem sogenannten True-Color-Bild, eröffnet Möglichkeiten im Bereich der Meßtechnik, Normung und Qualitätsprüfung. Neben der Mitführung einer optimierten Bildskizze ermöglichen Masken und Formulargenerator eine äußerst komfortable Recherche im SQL-Datenbestand. Zusätzlich können alle Windows-Schnittstellen zum Ex- und Import von Datenbank- und Bildinformationen von Microbase ausgenutzt werden.

Microbase wird im Bereich der Bilderfassung, Mikroskopie und Makroskopie eingesetzt. Durch die Verwendung einer genormten Videoschnittstelle steht jedoch gleichermaßen der Bereich Medizinische Anwendung, u.a. mit Ultraschallgeräten offen.

Panaschiert – ganz kapiert?

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

Anregungen, Untersuchungen und Fragen zu einem Unterrichtsthema der Genetik

Erich Lühje

Jedermann kennt sie – die weißgrünen Zierformen vieler Garten-, Park- und Zimmerpflanzen. Panaschiert heißen ihre auffälligen Blätter (von frz. *panache* – buntstreifiger Helmbusch; *panaschieren* – buntstreifig machen; als Substantive sind neben *Panaschierung* auch *Panaschur* und *Panaschüre* gebräuchlich).

Im Schuldienst erfüllen panaschierte Blätter vornehmlich zwei Funktionen:

Bei Experimenten zur Photosynthese demonstriert man, daß für die Bildung von Stärke das Chlorophyll unerlässlich ist; weiße Blattbereiche reagieren auch nach guter Belichtung auf Lugol'sche Lösung negativ.

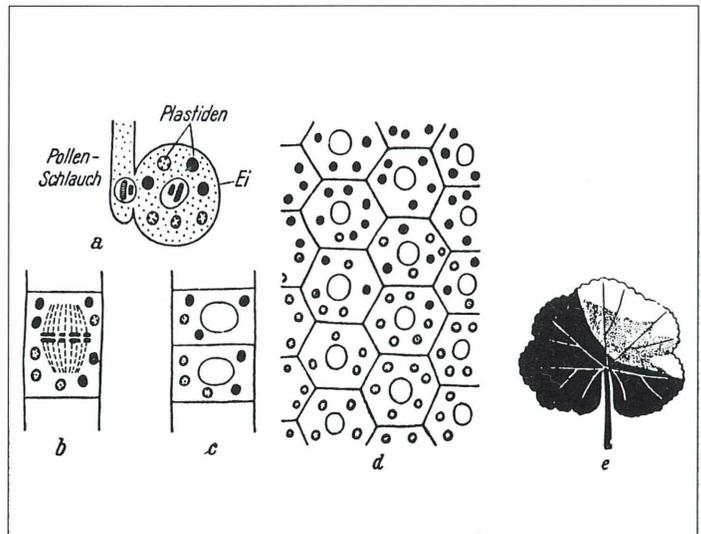
In der Genetik werden anhand der Panaschierung Existenz und Wirksamkeit eigenständiger Plastiden-DNS (pl-DNS) erörtert. Vom Auftreten eines weiß-grünen Blattmusters leitet man das Vorhandensein defekter Chloroplasten ab und sieht die Ursache hierfür in einer Mutation ihrer pl-DNS. Die Ausgestaltung des weiß-grünen Blattmusters wird auf die zufällige Entmischung defekter und intakter Chloroplasten während der Blattbildung zurückgeführt.

Die Theorie von der Regie des Zufalls

„Die Plastiden vermehren sich während des Wachstums der Zellen und werden dann bei der Zellteilung rein zufallsmäßig auf die Tochterzellen verteilt. Hierbei können überwiegend oder nur normale oder abnorme Plastiden in eine Zelle gelangen... Meist stoßen voll ausgefärbte und farblose Bezirke nicht scharf aneinander, sondern eine blaßgefärbte Übergangszone steht dazwischen, in der die Entmischung der Plastidensorten im Gange ist...“ (Kühn, 1971).

Es schien mir reizvoll, vor der Behandlung dieses Themas in einem Genetik-Grundkurs (12. Klasse) einmal selbst ein panaschiertes Blatt zu mikroskopieren und ins Innere des weiß-grü-

Abb. 1: Schema zur Erklärung der Vererbung der Weißbuntheit durch eine Ergrünungsunfähigkeit der Plastiden. a Befruchtung einer Eizelle, die teils normale, teils ergrünungsunfähige Plastiden enthält; **b, c** Verteilung der beiden Plastidensorten bei der Zellteilung; **d** Zellen im Pflanzengewebe auf einem Übergangsgebiet zwischen einem rein grünen und einem nicht ergrünenden (weißen) Stück. Die Chromosomen sind geschrafft, die normalen Plastiden schwarz, die abgeänderten punktiert gezeichnet; **e** Schema eines grün-weiß-gescheckten *Pelargonium*-Blatts. (Kühn, 1971).



nen Musters zu blicken. Hierzu wählte ich den Efeu (*Hedera helix* L.) aus, von dem die Wildform und zwei panaschierte Varietäten an meinem Haus wachsen (Abb. 2). Die zwei buntlaubigen Sorten bestimmte ich als „Goldheart“ (mit weißlicher Blattmitte und grünem Rand) sowie „Glacier“ mit weißem Randbereich und grünscheckiger Blattmitte (Philipps et al., 1989). Während die Sorte „Goldheart“ eindeutig anzusprechen ist, gibt es innerhalb der Art *H. helix* und bei anderen Efeuarten mehrere „Glacier“-ähnliche Blattmuster. Die untersuchte Form besitzt auf der Blattspreite die für *H. helix* typischen vier- bis sechsstrahligen Sternhaare (Stork, 1992) und hat an ihrem Standort bereits -25°C überdauert. Demzufolge schließe ich die Arten *H. rhombea* (Miq.) „Variegata“ (andere Haare) und *H. algeriensis* (Hibberd) (wärmebedürftig) aus.

Bei meinen Untersuchungen stellte ich freilich fest, daß nicht nur die äußerlich sichtbare Musterung, sondern auch bestimmte anatomische Strukturen des Blattinneren nicht schlüssig aus einer zufallsgemäßen Entmischung der Plastiden abzuleiten sind. Einige Fachkollegen, die ich anhand meiner Mikrofotos auf diese Thematik ansprach, räumten ein, daß sie sich bisher darüber keine Gedanken gemacht hätten. Aus vertiefenden Studien in einigen einschlägigen Lehrbüchern war indes soviel Klarheit zu gewinnen, daß sich eine etwa vierstündige Unterrichtseinheit zu dieser interessanten Problematik gestalten ließ. Sie endete – was kein Nachteil ist – freilich mit offenen Fragen. Nach der Durchführung im eigenen Kurs und (durch

eine interessierte Kollegin) im parallelen Leistungskurs veranlassen mich die dabei gewonnenen guten Erfahrungen, über die Behandlung dieser Thematik aus der Schule zu plaudern.

Erster Unterrichtsabschnitt: Murmelspiel und Kartenlegen

Zur Einführung des Themas ziehe ich den zitierten Text mit Abbildung 1 heran und hebe dabei als entscheidenden Aspekt die zufallsgemäße Entmischung weißer und ergrünungsfähiger Plastiden hervor. Zur Veranschaulichung dieser Theorie erhalten die Schüler nunmehr den Auftrag, das „Spiel des Zufalls“ in mehreren Arbeitsgruppen zu simulieren:

Jede Gruppe erhält drei Petrischalen und füllt eine von ihnen als gedachte meristematische Ausgangszelle mit vier grünen (d.h. funktionsfähigen) und vier weißen (d.h. ergrünungsunfähigen) „Plastiden“ in Gestalt grüner und weißer Murmeln. Im Verlaufe ihres Wachstums vermehrt diese Zelle ihre Plastiden laut Spielregel auf das Doppelte, so daß sie mit jeweils acht grünen und acht weißen Murmeln in die Mitose eintritt. Ohne hinzusehen teilt ein Schüler die Plastiden auf, indem er zufallsgemäß jeweils acht Murmeln in die entstehenden Tochterzellen (Petrischalen) legt (Abb. 3).

Danach liegen also zwei neue Zellen mit zufallsbedingtem Plastidenset (z.B. drei grüne/fünf weiße bzw. fünf grüne/drei weiße) vor. Dieses Ergebnis wird in ein Protokollschema (Abb. 4) eingetragen. Die neuen Zellen ergänzen ihre

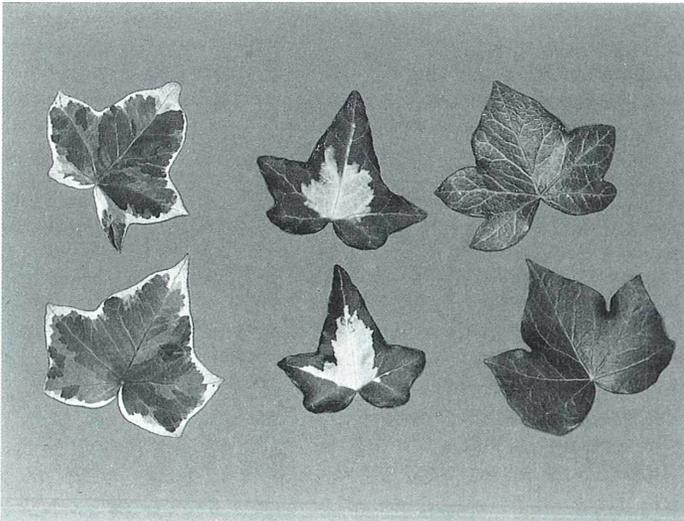


Abb. 2: Wild efeu (*Hedera helix* L.; rechts) und zwei seiner Varietäten: „Glacier“ (links) und „Goldheart“ (Mitte). Bereits die Ausbildung sortenspezifischer Muster (hier: marginale Panaschur) widerspricht augenfällig der Annahme einer rein zufallsgemäßen Plastidenentmischung während des Blattwachstums.



Abb. 3: Die zufallsgemäße Entmischung grüner und weißer Plastiden wird mit entsprechenden Murmeln nachgespielt und protokolliert. Dabei wird diese Theorie in ihren Einzelheiten für die Schüler buchstäblich greifbar und anschaulich.

Plastiden jetzt wieder auf den doppelten Satz (nach dem obigen Beispiel also 6/10 bzw. 10/6); dann legt ein Schüler erneut zufallsgemäß jeweils acht Plastiden in die entstehenden Tochterzellen usw. Im Laufe weiterer Mitosen entstehen schließlich 16 (durchnummerierte) Tochterzellen pro Arbeitsgruppe. Nun wird festgelegt, daß diese Zellen dem Betrachter entweder weißlich, hell- oder sattgrün erscheinen sollen, und zwar mit null bis zwei grünen Plastiden weißlich, mit drei bis fünf grünen Plastiden hellgrün, mit sechs bis acht grünen Plastiden sattgrün. Demgemäß qualifizieren die Schüler jede einzelne ihrer 16 Blattzellen und halten das Ergebnis fest.

Im zweiten Teil dieses Modellversuches werden weiße, hell- und sattgrüne Pappscheiben (z. B. Tonpapier 7 x 7 cm) als Äquivalente der Zellen 1–16 ausgegeben und nach folgendem vereinbarten Muster auf dem Arbeitsplatz ausgelegt:

16	15	14	13
5	4	3	12
6	1	2	11
7	8	9	10

Schließlich fügen alle Schülergruppen in einem letzten Arbeitsschritt ihre Zellgruppen zusammen und lassen dergestalt ein „Blattgewebe“ entstehen, dessen Panaschierung im Prinzip auf die Regie des Zufalls zurückzuführen ist (Abb. 5). Natürlich werden die modellhaften Vereinfachungen dieses Verfahrens ausdrücklich erörtert, so etwa die unterstellte genaue Verdopplung und Aufteilung der Plastiden und die Einschichtigkeit des entstandenen Gewebemodells. Nach diesem Simulationsspiel stelle ich den Schülern die zwei Efeuvarietäten mit panaschierten Blättern vor (Abb. 2) und lasse sie ihr theoretisches Ergebnis mit den Naturobjekten vergleichen (wobei sie jeden Blattypos auch abzeichnen). Es fällt ihnen auf, daß hier zwei Muster vorliegen, die sich in der Färbung von Blattrand und -mitte gewissermaßen reziprok unterscheiden. Solche regelhaften sortenspezifischen Musterungen widersprechen, wie die Schüler feststellen, deutlich der Annahme einer rein zufallsgemäßen Entstehung. Durch diese einfache Betrachtung wird am Ende der ersten Unterrichtsphase die Zufallstheorie bereits in Frage gestellt. Es interessiert nunmehr, ob die Untersuchung des Blattinneren weitere Widersprüche ergeben wird.

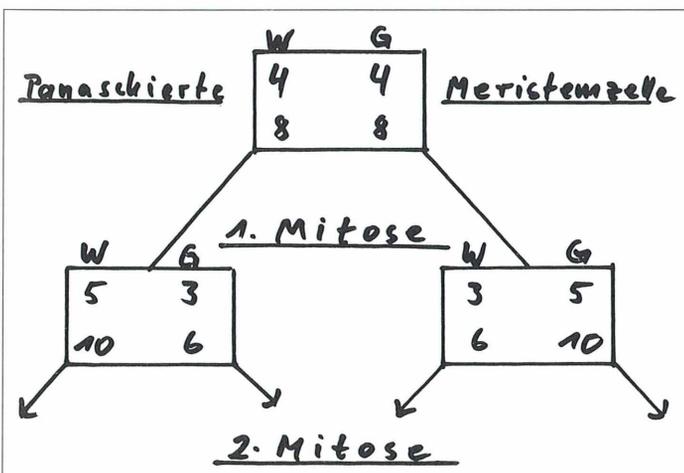


Abb. 4: Protokollschemata (Anfang) über insgesamt vier Mitoseserien einer Meristemzelle und ihrer Descendenten. W weiße und G grüne Plastiden werden dabei zufällig aufgeteilt, woraufhin sie sich dann vor der nächsten Mitose verdoppeln. Schließlich ergeben sich 16 neue Zellen.



Abb. 5: Weiße, mittel- und dunkelgrüne Pappscheiben stellen die verschiedenen Zellen eines panaschierten Gewebes dar, das von verschiedenen Schülergruppen „erschaffen“ wurde. Sein zufallsbedingtes Muster ohne erkennbare Regelmäßigkeit steht im Gegensatz zu den vorgelegten marginal panaschierten Efeublättern.

Panaschierte Efeublätter unter dem Mikroskop

Für den zweiten Unterrichtsabschnitt sind die mikroskopischen Beobachtungen am wilden Efeu und seinen zwei ausgewählten Varietäten von Bedeutung. Zur Dokumentation und Verwendung im Unterricht hielt ich die wichtigsten Objekte auf Farbdiafilm fest. Um die weißen Defektorganellen besser sehen und fotografieren zu können, färbte ich die Schnitte mit Lu-

gol'scher Lösung. Photosynthetisch aktive Chloroplasten wiesen dann stets deutliche Stärkeherde auf; die gelb-bräunlich gefärbten Mutanten hingegen niemals. Um im Rahmen meiner einfachen Untersuchungsmethoden einigermaßen sicher beurteilen zu können, ob die panaschierten Efeublätter gemäß der zitierten Theorie Mischzellen mit weißen und grünen Plastiden enthielten, zog ich neben Querschnitten (Abb. 6, 7) auch Flächenschnitte heran (Abb. 8). Diese boten einen guten Überblick über größere Ausschnitte des Palisaden- und Schwammgewebes mit ihrer jeweiligen Plastidenausstattung. Präparate der unteren Epidermis (Abb. 9) gaben bei Anfärbung mit Lugol'scher Lösung Aufschluß über das Vorkommen intakter Plastiden in den Schließzellen. Folgende Ergebnisse hielt ich für die Erörterung im Unterricht fest:

- 1) Nach meinen Beobachtungen zeigten die Blätter keine Mischzellen; ihre Zellen enthielten entweder grüne oder weiße Plastiden.
- 2) Demzufolge grenzten grüne und weiße Gewebeabschnitte scharf aneinander.
- 3) Typische Blätter der Varietät „Glacier“ (mit weißem Rand und grünescheckter Mitte) wiesen stets eine chlorophyllfreie erste Palisadenzellschicht auf.
- 4) Schließzellen in rein weißen Blattbereichen beider Efeuvarietäten besaßen stets intakte, stärkehaltige Chloroplasten.
- 5) Auch in weißen Bereichen von „Glacier“-Blättern beobachtet man an Blattadern grüne Bündelscheiden.

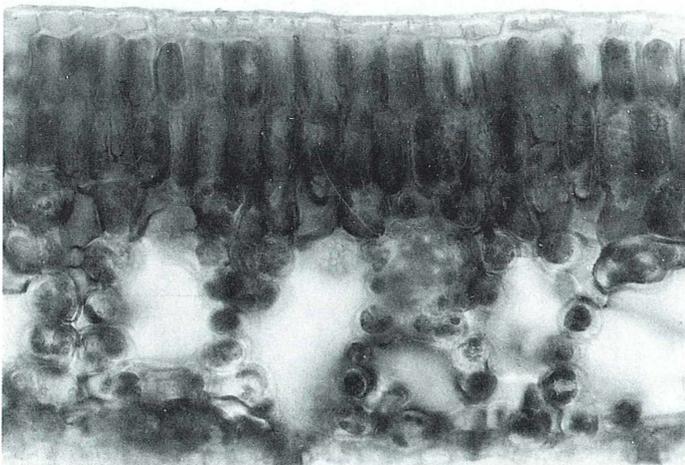


Abb. 6: Wilder Efeu, Blattquerschnitt. Alle Zellen des Mesophylls enthalten Chloroplasten.

Abb. 7: Efeuvarietät „Glacier“, Blattquerschnitt. Blätter mit dem typischen Muster dieser Sorte (Abb. 2, links) weisen regelmäßig eine chlorophyllfreie subepidermale Palisadenzellschicht auf. Diese Regelmäßigkeit ist freilich an anderen Blatt-Typen derselben Pflanze nicht gegeben. Ferner stoßen in den Blättern grüne Zellkomplexe scharf abgegrenzt an farblose Bereiche – in diesem Falle die (ebenfalls farblose) zweite Palisadenschicht an das grüne Schwammgewebe. Mischzellen mit weißen und grünen Plastiden waren nicht zu beobachten.

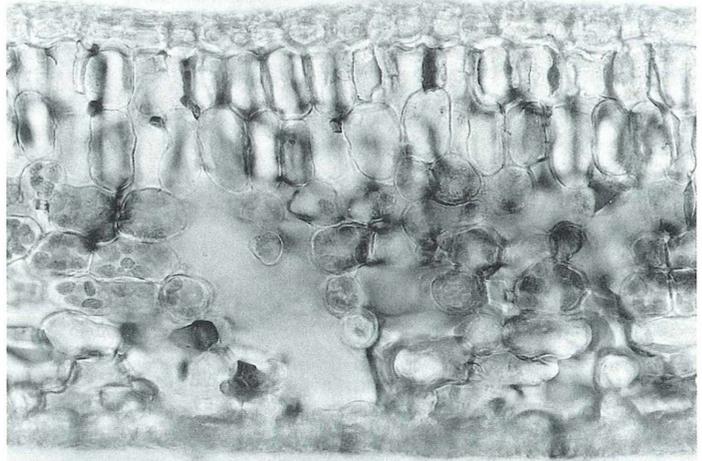


Abb. 8: Schwammgewebe der weißlichen Blattmitte vom „Goldheart“. Alle Plastiden sind farblos. In einigen Zellen sind die Zellkerne zu erkennen (größer als die Plastiden). Im Randbereich sind die großen Interzellularen mit Luft gefüllt (wolkige Schatten). Solche Flächen-schnitte durch das Mesophyll erlauben ein (relativ sicheres) Urteil über das Fehlen von Mischzellen in den untersuchten Blättern.

Zweiter Unterrichtsabschnitt: Ein rätselhafter Musterfall

Es ist ein reizvolles Unterfangen, diese Befunde mit den Schülern vor dem Hintergrund der ihnen bekannten Zufallstheorie zu erörtern, denn sie bieten handfeste Gelegenheiten zum Einspruch. Methodisch wäre es natürlich ideal, wenn man die Schüler über eigenständiges Mikroskopieren an diese Erkenntnisse heranführen könnte, doch erweist sich dieser Weg für ein eher marginales Thema der Genetik als zu zeitraubend. Auch die Videoprojektion handgefertigter Schnitte ist hier, wo es um Chloroplasten mit angefärbten Stärkeherden und farbschwa-

che Leukoplasten geht, wegen der geringen Auflösung des Bildschirms unbefriedigend. Ich setzte daher mit bestem Erfolg eine Serie von mikroskopischen Farbdias ein, um die Problematik im Unterrichtsgespräch zu erörtern. (Im anderen Kurs wurde dieser Abschnitt als Klausur gestaltet, wobei die Schüler sieben Farbbzüge 13 x 18 als Arbeitsmaterial erhielten.) Zu welchen Ergebnissen führt die Diskussion der mikroskopischen Befunde?

- 1) Die in etlichen Schulwerken zitierte Behauptung, daß infolge der zufallsgemäßen Entmischung auch weiß-grüne Plastidensets in den Zellen auftreten, trifft – zumindest für die untersuchten zwei Efeuvarietäten –

nicht zu. Es gibt hier demzufolge auch keine „blaßgefärbten Übergangszonen“, in denen „die Entmischung der Plastidensorten im Gange ist“ (Kühn, 1971).

- 2) Die verschiedenen Grünstufen der „Glacier“-Blattspreite gehen demzufolge also nicht auf mehr oder minder grüne Einzelzellen zurück, sondern auf die wechselnde Anzahl chlorophyllhaltiger Mesophyllschichten unter den Außenflächen.
- 3) Das regelmäßige Auftreten einer chlorophyllfreien subepidermalen Palisadenschicht beim „Glacier“, die beim Wildefeu und beim „Goldheart“ nicht vorliegt, ist ein Musterelement, das nicht (allein) aus der pL-DNS-Mutation hergeleitet werden kann.
- 4) Daß Schließzellen, die durch inäquale Teilung aus Epidermiszellen hervorgehen, auch in völlig chlorophyllfreier Umgebung immer funktionstüchtige Chloroplasten besitzen, kann nicht auf eine Zufallsverteilung zurückgehen.
- 5) Auch die Konzentration grüner Plastiden in der Bündelscheide sonst rein weißer „Glacier“-Blattbereiche kann nicht auf bloßem Zufall beruhen.

Wie die Diskussionsergebnisse erkennen lassen, muß infolge dieser mikroskopischen Befunde eine etablierte Schulbuchweisheit neu überdacht werden – nicht nur für Schüler ein eindrucksvolles Unterrichtsergebnis.

Fragen und eine neue Hypothese

Freilich kann man anstelle der unzulänglichen Zufallstheorie nicht bereits eine neue, alles klärende Alternative anbieten. Vielmehr bleiben einige Fragen offen:

– Wo ist das typische Blattmuster der Varietät „Glacier“ festgelegt? Neben den hier als typisch bezeichneten weißrandigen Blättern mit chlorophyllfreier Palisadenschicht unter der Epidermis entwickelt die Varietät „Glacier“ auch rein weiße, rein grüne und nur partiell panaschierte grüne Blätter (Abb. 10); ferner ist bisweilen auch die marmorierte Form der Panaschur zu beobachten. Ein einzelner Zweig kann grüne und panaschierte Blätter zugleich aufweisen. Mithin kann der typischen Musterung kein fester Plan im Genom zugrundeliegen. Möglicherweise spielen modifikatorische Einflüsse bei der jeweiligen Blattausbildung eine Rolle.

– Können die allgemeingültigen Wachstumsvorgänge in einer sich entfaltenden Blattanlage die besondere Musterbildung der hier gezeigten panaschierten Blätter erhellen? „Die Blattanlagen... entstehen in ständiger Folge dicht hinter dem wachsenden Sproßscheitel. Sie werden durch Zellteilung in der Tunika des Sproßscheitels..., also exogen gebildet. Die Blattprimordien wachsen zunächst, wie der Sproßscheitel, an der Spitze. Das Spitzenwachstum wird jedoch bald eingestellt. Statt dessen übernimmt ein an der Blattbasis liegendes Meristem-Band (basales Meristem) die Aufgabe, neue Zellen

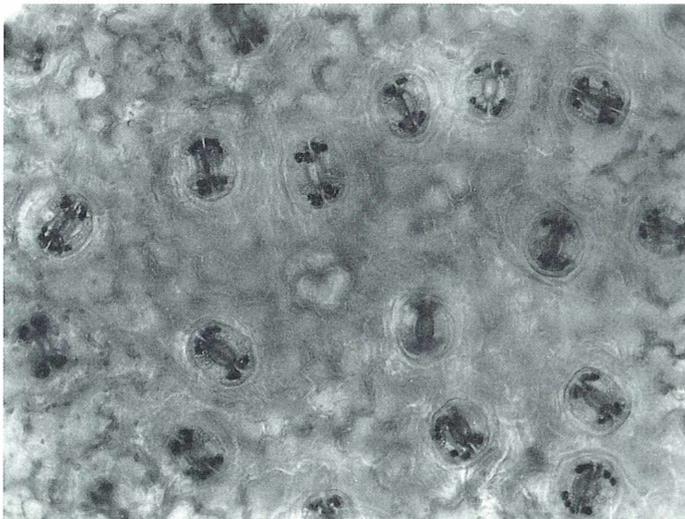
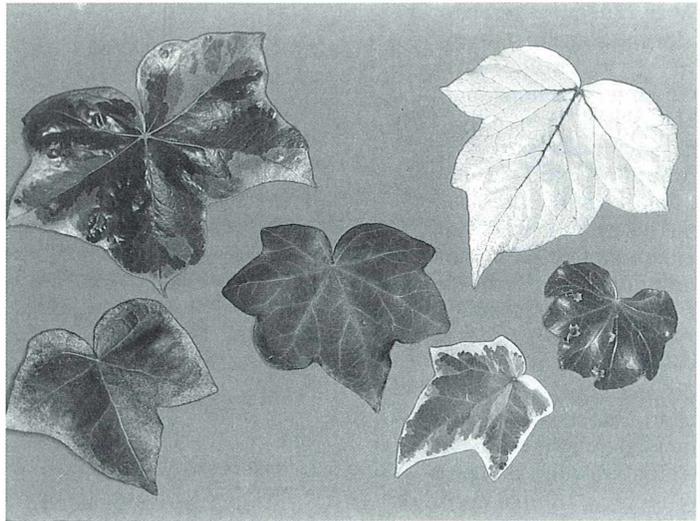


Abb. 9: Spaltöffnungen eines rein weißen Blattausschnittes. Beide Efeuvarietäten besaßen in solchen Stomatazellen stets intakte Chloroplasten (hier mit Lugol'scher Lösung auf Stärke angefärbt), deren Vorkommen in gänzlich chlorophyllfreier Umgebung keineswegs zufällig erscheint.

Abb. 10: Verschiedene Blätter einer „Glacier“-Efeupflanze. Links oben ein Exemplar, das möglicherweise nachträglich in seinen helleren Bereichen ergrünte. Links unten liegt ein zart marmoriertes Muster vor; rechts oben ein reinweißes Blatt mit grüner Nervatur. Das mittlere Blatt ähnelt dem Wildtypus; rechts/außen (über dem typisch gescheckten Exemplar) ein Blatt mit gekräuselten Säumen in den Winkeln zwischen Grund-, Seiten- und Hauptlappen.



Eine derart große Variationsbreite in Form und Farbe läßt an modifikatorische Gestaltungsprozesse denken. Genetisch ist diese Vielfalt schwer zu durchschauen; juristisch hingegen ist alles eindeutig: „Alle Arten der Veränderung am Efeu, seien es Formen- oder Farbänderungen, stellen keinen Grund zur Reklamation dar.“, heißt es lapidar im Katalog einer Baumschule.

für das Längenwachstum zu produzieren. Das Breitenwachstum wird dagegen durch randständige Meristeme gefördert...“ (Lüttge et al., 1989), (Abb. 11).

Für die Spitzklette *Xanthium strumarium* wurde festgestellt, daß das Blattlängen- und Flächenwachstum in den frühen Stadien einer einfachen, exponentiellen Funktion folgen. „Trotzdem ist das Blattwachstum ein komplizierter und physiologisch unverständlicher Vorgang. Die genaue Analyse zeigt nämlich, daß die verschiedenen Teile der Lamina verschiedenen Wachstum aufweisen... Die Entwicklung der Chloroplasten ist mit der Blattentwicklung korreliert... Das Chloroplastenwachstum findet hauptsächlich in den späteren Phasen der Blattentwicklung statt, nachdem die Zellteilungen in der Lamina abgeschlossen sind. Es besteht eine enge Korrelation zwischen Chloroplasten- und Zellwachstum.“ (Mohr, Schopfer, 1992)

Im Hinblick auf den Genetikunterricht erscheint es mir anhand dieser allgemeinen Regeln nicht möglich, die Entstehung zweier spezieller Panaschüremuster hinlänglich zu erklären. Es dürfte aber auszuschließen sein, daß die pl-DNS-Mutation allein deren jeweilige Ausbildung herbeiführt.

Auch andere Pflanzen tragen zu den Zweifeln an der Lehre vom reinen Zufall bei. „Bei Kiefern scheinen die Chloroplasten paternal, die

Mitochondrien aber maternal vererbt zu werden. Die Frage, wie in der befruchteten Eizelle darüber entschieden wird, welches Erbgut bewahrt und welches ausgeschieden wird, läßt sich derzeit nicht beantworten“ (Mohr, Schopfer, 1992).

Immerhin steht man als Lehrer nicht mit ganz leeren Händen da, wenn es um einen Ausweg

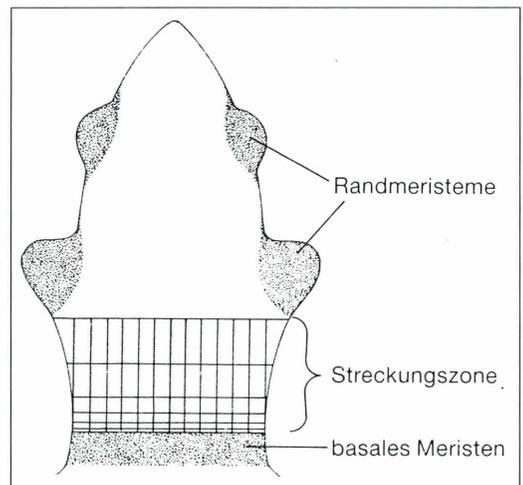
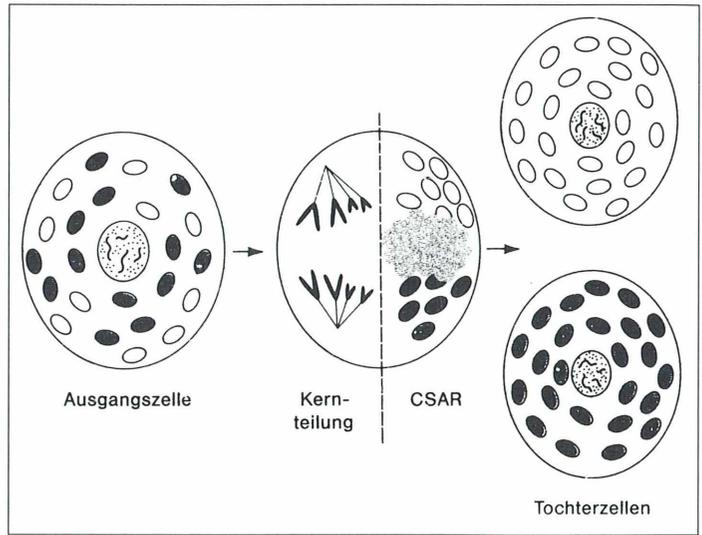


Abb. 11: Entwicklung eines Laubblattes: Lage der Meristeme und der Streckungszone (Lüttge et al., 1989).

Abb. 12: Hypothese zur Erklärung der Entstehung rein weißer und grüner Zellen in einem panaschierten Blatt. Ein „CSAR“ genannter Prozess (cytoplasmatische Segregation und Rekombination), für den man bisher noch keine physikalische Entsprechung gefunden hat, teilt das Cytoplasma der Zygote bei späteren Mitoseteilungen in irgendeiner Weise so auf, daß reine Zelllinien mit unterschiedlichen Chloroplasten entstehen; so kommt das grüne und weiße Gewebe einer gescheckten Pflanze zustande (Suzuki et al., 1991).



aus der Klemme zwischen zufälliger oder geregelter Plastidverteilung geht. In einem relativ neuen Lehrbuch der Genetik (Suzuki et al., 1991) findet sich folgende Hypothese (vgl. Abb. 12, 13): „Aus einer Eizelle, die Chloroplasten beider Typen enthält, entsteht eine Zygote, in der sich ebenfalls weiße und grüne Chloroplasten befinden. Bei den späteren Mitoseteilungen wird das Cytoplasma dann in irgendeiner Weise so aufgeteilt (cytoplasmatische Segregation), daß reine Zelllinien mit unterschiedlichen Chloroplasten entstehen; daher bildet sich bei diesen Nachkommen der gescheckte Phäno-

typ... Man könnte vermuten, daß die Aufteilung in grün und weiß bei den gescheckten Pflanzen durch zufällige Verteilung der Chloroplasten zustandekommt, aber diese Hypothese ist bisher nicht bestätigt. Im Gegenteil: Sie ist angesichts der vielen Chloroplasten in den Zellen sogar recht unwahrscheinlich. Wenn eine Zelle beispielsweise 40 Chloroplasten enthält, von denen 20 grün und 20 farblos sind, dann kommt es – wenn überhaupt – nur äußerst selten vor, daß durch zufällige Verteilung eine Tochterzelle mit grünen und eine mit farblosen Chloroplasten entsteht...“ (Suzuki et al., 1991).

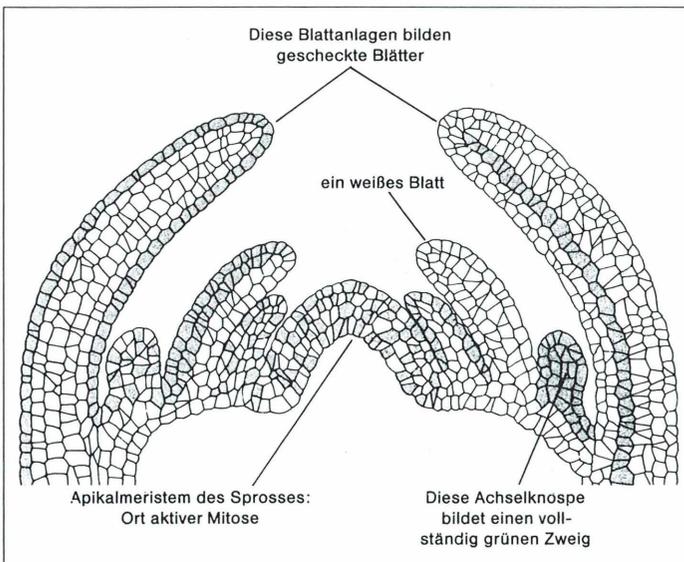


Abb. 13: Wenn eine Pflanze grüne und weiße Chloroplasten besitzt, entstehen im Meristem (also am Vegetationspunkt) grüne und weiße Zelllinien. Die Farbe der einzelnen Pflanzenteile hängt also davon ab, welcher Typ zufällig die betreffenden Blatt- oder Sproßanlagen bildet (Suzuki et al., 1991).

Solche Überlegungen sind bisher noch Spekulation. Sie werden aber den Befunden bei den Efeublättern gerecht und daher in der Diskussion als Erklärung in Betracht gezogen. Die Schüler erfahren auf diese Weise, daß es im Bereich der extrachromosomalen Vererbung durchaus noch ungelöste Fragen gibt und daß der Blick ins Mikroskop (bzw. auf die Mikrofotos) für den neuen Denkansatz maßgeblich ist.

Zusammenfassung

Immer wieder stellt sich dem Lehrer die Aufgabe, einen Stoff anschaulich zu gestalten und dabei seinen Schülern mehr zu bieten als die bloße Rezeption des zumeist sehr gut aufbereiteten Lehrbuchtextes. Für das Thema „Extrachromosomale Vererbung“ erwies sich das Beispiel „Panaschierte Efeusorten“ als eine Gelegenheit, über die spielerische Nachgestaltung theoretischer Vorstellungen sowie die Betrachtung und mikroskopische Untersuchung grünbunter Blätter zu vertieftem Verständnis und kritischer Überprüfung der geltenden Schulbuchlehre zu gelangen. An der Grenze unseres derzeitigen

Wissens lernten die Schüler eine aktuelle Hypothese kennen.

Eine Bio-Ausstellung mit Szenen aus dem Unterricht, Mikrofotos, „Murmelpplastiden“ und „Pappscheibenzellen“ sowie die Bearbeitung dieses Themas in einer Video-AG trugen dazu bei, daß die Schüler diesen Unterrichtsabschnitt nicht so schnell vergessen werden.

Literaturhinweise

- Kühn, A.: Grundriß der Vererbungslehre. 5. Aufl., Quelle und Meyer Verlag, Heidelberg 1971.
 Lüttge, U., Kluge, M., Bauer, G.: Botanik. 1. Aufl., 1. korr. Nachdruck, VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1989.
 Mohr, H., Schopfer, P.: Pflanzenphysiologie. 4. Aufl., Springer-Verlag, Berlin 1992.
 Phillips, R., Rix, M.: Sträucher. 1. Aufl., Droemersch Verlagsanstalt Th. Knaur Nachf., München 1989.
 Stork, M.: Efeu – eine Schattenpflanze klettert ans Licht. Unterricht Biologie 173, 32–37 (1992).
 Suzuki, D.T., Griffiths, A.J.F., Miller, J.H., Lewontin, R.C.: Genetik. 1. Aufl., VCH-Verlagsgesellschaft, Weinheim 1991.

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

Kurze Mitteilung

Beobachtung des Infektionsprozesses von Bohnen durch Rostpilze

Unter den Pflanzenkrankheiten spielt die Infektion von Bohnen (z.B. *Vicia faba*) mit Rostpilzen (z.B. *Uromyces vignae*) eine große Rolle. Diese kann mit einem guten Lichtmikroskop gut verfolgt werden. Dazu werden Blattstücken (1 × 1,5 cm) in Immersionsöl (518 Zeiss) eingelegt. Durch Anwendung von differentiellem Interferenz-Kontrast können die Vorgänge am lebenden Objekt beobachtet werden. Dabei zeigt sich, daß während der ersten 8 Stunden sich der Pilz auf den Wirtsblättern genau so entwickelt wie auf Blättern von Pflanzen, die nicht als Wirt für den Pilz geeignet sind. Auffällig ist, daß das Eindringen in den passenden Wirt, die „Kuherbse“ (*Vigna sinensis*), langsamer vor sich geht. Während der Pilz das Appressorium – eine Struktur, die das Eindringen

vorbereitet – bildet, kommt es in den Wirtszellen zu einer Bildung von plasmatischen Aggregaten in den Epidermiszellen. Diese werden nicht nur in den attackierten, sondern auch in den zu diesen benachbarten Zellen beobachtet. Auch wandern die Kerne der infizierten Zellen zum Eindringort, wobei sie zunächst stark an Größe zunehmen. Die Abwehrreaktion der attackierten Wirtszelle besteht aus 3 Schritten: zunächst stoppt die Plasmaströmung. Dann zieht das Cytoplasma in der penetrierten Zelle sich zusammen und zerfällt dann in Körnchen. Wenn aber die Plasmaströmung fortgesetzt wird, dann kapselt dunkel pigmentiertes Material die eindringenden Pilzstrukturen ein.

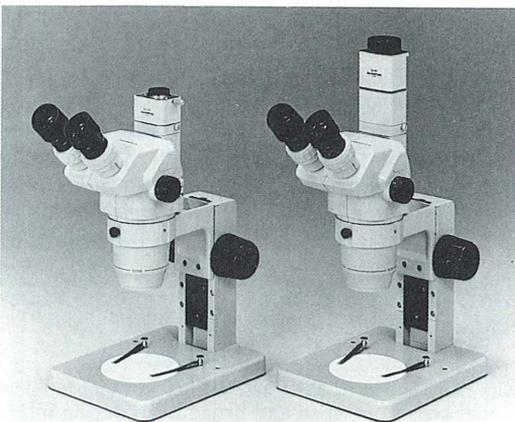
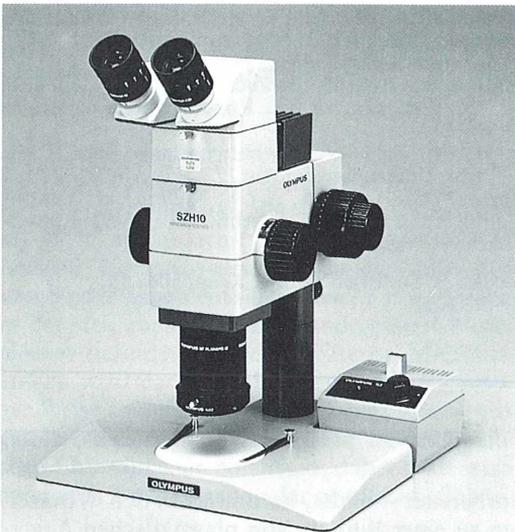
Xu, H., Mendgen, K.: Early events in living epidermal cells of cowpea and broad bean during infection with basidiospores of the cowpea rust fungus. Canadian Journal of Botany 69, 2279–2285 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Aus der Industrie

Neue Maßstäbe in der Stereo-Mikroskopie

Die neuen Olympus Stereo-Zoom-Mikroskope der SZ-Serie setzen neue Maßstäbe in der Stereo-Mikroskopie. Durch modernste Entwicklungs- und Fertigungstechnologien wurde ein Optiksystème geschaffen, das über den gesamten Zoombereich eine brillante, absolut verzeichnungsfreie Abbildung gewährleistet.



Die neuen Olympus Stereo-Zoom-Mikroskope.

Mikrokosmos 82, Heft 4, 1993

Optimale Vergrößerungsbereiche und große Arbeitsabstände zeichnen das neue SZ-Programm aus. Olympus wird so den ständig steigenden Anforderungen der Elektronikindustrie, der Biotechnologie und anderer Wissenschaftsgebiete gerecht.

Vier Grundmodelle SZ-11, SZ-60, SZ-40 und SZ-30 mit einem reichhaltigen Systemzubehör ermöglichen die Wahl der optimalen Gerätekombination für die unterschiedlichsten Aufgaben.

Mit dem SZ-11 sind auch bei hohen Vergrößerungen, bis $220\times$, hervorragende Ergebnisse bei Dokumentation und Arbeiten mit koaxialem Auflicht zu erzielen. Das SZ-60 ermöglicht den optimalen Einsatz von Kamera- und Videosystemen, wenn zugleich große Arbeitsabstände gefordert sind. Die SZ-40 Serie bietet die idealen Arbeitsgeräte für die Routine mit vielen Ausbaumöglichkeiten.

Verschiedene Binokulartuben mit 45° oder 60° Einblickwinkel sowie individueller Dioptrienausgleichs- und Pupillendistanz-Verstellung garantieren präzises Arbeiten mit hohem Bedienungskomfort. Die Bedienelemente wie Zoomeinstellung und Fokusbetrieb sind anwendungsbezogen angeordnet und erlauben ermüdungsfreie Untersuchungen selbst über längere Zeiträume.

Überall dort, wo die Aufgabenstellung ein Stereo-Mikroskop höchster Leistungsfähigkeit erfordert, findet das SZH10 seinen Einsatz.

Durch neueste Entwicklungen und Fertigungstechnologien wurde ein Optiksystème geschaffen, das über den gesamten Zoombereich von 10:1 eine brillante, absolut verzeichnungsfreie Abbildung in Planapoqualität gewährleistet. Die 10fach Zoomrastrerung ermöglicht die reproduzierbare Einstellung von Vergrößerungsstufen, welche die Bilddokumentation erleichtert.

Das umfangreiche Zubehörprogramm ermöglicht die Wahl der optimalen Gerätekombination für die unterschiedlichsten Aufgaben. Die Modulbauweise des SZH10 erlaubt einen schnellen und einfachen Wechsel der Systemteile. Für das bequeme Arbeiten am SZH-Stereo-Zoom-Mikroskop steht ein Ergonomie-tubus mit variabler Einblickhöhe zur Verfügung. Zur Bilddokumentation können gleichzeitig zwei Systeme an das SZH10 adaptiert werden. Zum Beispiel eine Kamera zur Mikrofotografie sowie ein Videosystem. Die ergonomische Handhabung des SZH10 wird durch die funktionelle Anordnung der Bedienelemente und die Verwendung eines Ergotubus gewährleistet.

Mit dem SZH10 setzt Olympus einen neuen Maßstab für die Qualität modernster Stereo-Mikroskope. Die Anwender des SZH10 verfügen schon heute über ein Gerät, mit dem sie die Aufgaben von morgen optimal lösen können.

Im Süßwasser verbreitete Sauginfusorien

Die Gattung *Acineta*

Dieter Matthes

Prof. Dr. Matthes stellt Sauginfusorien des Süßwassers vor und gibt Bestimmungshilfen. Über die Gattung *Trichophrya* berichtete er in **MIKROKOSMOS 78 (Heft 10), S. 309, 1989**, über *Podophrya* in **79 (Heft 7), S. 206, 1990**, über *Tokophrya* in **79 (Heft 10), S. 306, 1990** und über *Metacineta* in **80 (Heft 7), S. 207, 1991**. Mit diesem Bericht über *Acineta* beendet er seine Serie.

Die hier aufgeführten *Acineta*-Arten kommen bei uns im Süß- und Brackwasser vor, es gibt jedoch auch Acineten, die nur im Meer leben. Der Zellkörper sitzt in einem vorn offenen, gestielten Gehäuse und hat zwei Tentakelbündel. In einer Bruthöhle (circumvaginativ) wird der Schwärmer gebildet und nach vorn entlassen.

len aquatischen Lebensräumen (Meer, Brack- und Süßwasser) vorkommt und weltweit verbreitet ist. Sie sitzt auf toten Unterlagen, Pflanzen und tierischen Trägern.

Gehäuselänge 23–150 µm, größte Breite 28–72 µm. Das Gehäuse liegt dem Zellkörper meist, aber nicht immer an. Es kommt auch vor, daß die beiden Gehäuseränder in entge-

Bestimmungsschlüssel

1. Das flache, dreieckige Gehäuse verjüngt sich zum Stiel hin und ist vorn spaltförmig geöffnet 2
- Das Gehäuse hat die Form eines flachen Bechers *Acineta simplex*
2. Großkern hufeisenförmig. Zellkörper nur in der vorderen Gehäusahälfte
Acineta grandis
- Großkern rund oder oval 3
3. Der Gehäusespalt erweitert sich an den beiden Ecken und läßt tentakeltragende Vorwölbungen austreten. Auch Gehäuse mit Querfalten kommen vor. . *Acineta tuberosa*
- Der Gehäusespalt ist gleichmäßig offen ... 4
4. Zwischen Gehäuse und Stiel ein elastisches „Gelenk“ *Acineta compressa*
- Stiel durch ein verdicktes Zwischenstück ohne Gelenkfunktion mit dem Gehäuse verbunden. Der Zellkörper hängt im oberen Gehäuseteil *Acineta maxima*
- Das nur 50 µm lange Gehäuse sitzt auf einem sehr dicken, 2–2 1/2mal Gehäuselänge erreichenden Stiel *Acineta pachystylos*

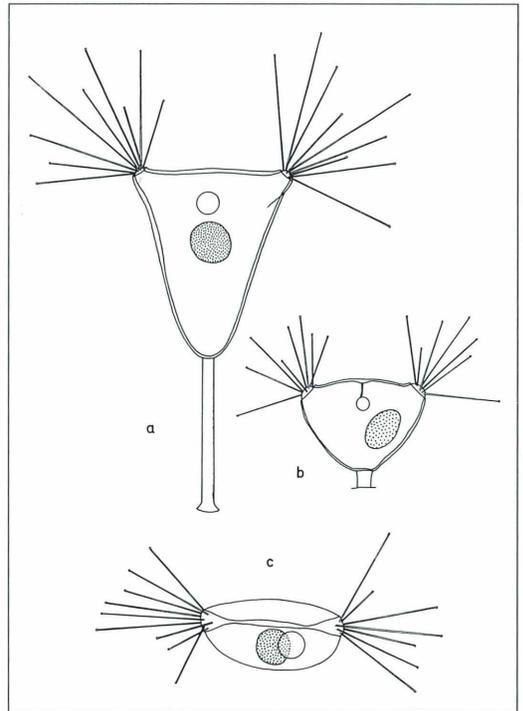


Abb. 1: *Acineta tuberosa*, a mit langem, b mit kurzem Stiel, c schräg von oben. Alle Abbildungen aus Matthes 1988.

Acineta tuberosa Ehrenberg 1833, (Abb. 1,2)
A. tuberosa ist eine sehr variable Art, die in al-

gegengesetzten Richtungen abgebogen sind (Abb. 2d). Auch Gehäuse mit Querfalten kommen vor (Abb. 2c). Pro Bündel 4–30 Tentakel. Stiel zuweilen mit Basalplatte. Vorn eine kontraktile Vakuole. Großkern rund oder oval, mehrere Kleinkerne.

Der Schwärmer ist in Seitenansicht oval, 35 µm lang und hat 8 Wimperreihen.

Acineta compressa, Claparède u. Lachmann 1858–59, (Abb. 3 a, 4)

Im Meer, Brack- und Süßwasser auf Algen und Polypen. Auch in feuchtem Moos.

Gehäuselänge > größte Breite: Länge 57–108 µm, Breite 36–60 µm, Gehäusebreite > Länge: Breite 35–69 µm, Länge 30–60 µm, Stiellänge 67–180 µm, Tentakellänge bis 40 µm. Charakteristisch ist ein elastischer Stielabschnitt („Gelenk“) zwischen Gehäusebasis und Stiel. Dank dieser Einrichtung kann das Gehäuse bei mechanischer Einwirkung durch Abknicken bis zu 90° ausweichen. Das dreieckige Gehäuse ist stark abgeflacht und vorn gleichmäßig offen. Zwei aus der Umhüllung ragende Vorwölbungen tragen je ein Tentakelbündel. Vorn eine

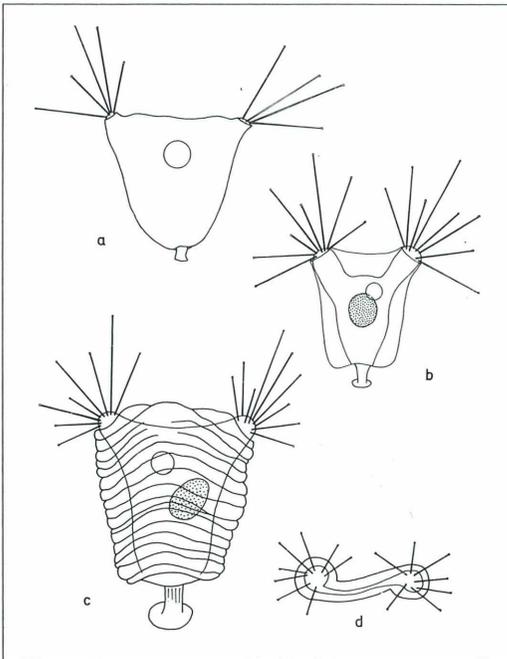


Abb. 2: *Acineta tuberosa*, a,b von der Wasserassel, c Individuum mit quergefaltetem Gehäuse, d Gehäuse mit abgeboenen Rändern von oben.

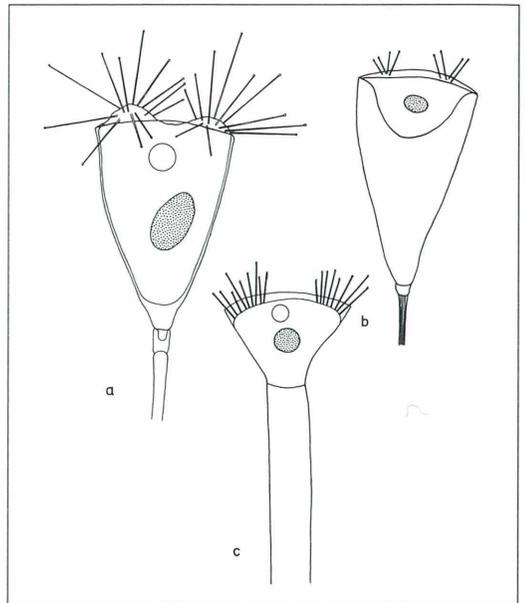


Abb. 3: a *Acineta compressa*, b *Acineta maxima*, c *Acineta pachystylos*.

kontraktile Vakuole. Großkern rund bis oval, ein verhältnismäßig großer Kleinkern liegt ihm eng an.

Schwärmer zylindrisch, leicht abgeflacht.

Acineta maxima, Rieder 1936 (Abb. 3 b)

In Fließgewässern der Schweiz auf ausgehängten Objektträgern.

Gehäuselänge 260–310 µm, Breite 155–185 µm, Stiellänge 390–465 µm. Gehäuse stark abgeflacht, vorn spaltartig offen. Der nur am Gehäuse rand befestigte Zellkörper hängt im oberen Gehäuseteil. Der längsgestreifte Stiel ist durch ein verdicktes Zwischenstück (ohne Gelenkfunktion!) mit dem Gehäuse verbunden. Stiel mit Basalplatte. Wahrscheinlich eine kontraktile Vakuole. Großkern ellipsoid.

Acineta pachystylos Holm 1928, Matthes 1956, (Abb. 3 c)

Auf ausgehängten Objektträgern in der Elbe bei Hamburg. Gehäuselänge 50 µm. Das Gehäuse hat die Form eines seitlich zusammengedrückten Kegelstumpfes. Der Zellkörper erreicht nicht ganz den Rand des vorn offenen Gehäuses. Zwei Bündel von ungefähr 10 Tentakeln. Der sehr dicke Stiel hat 2–2 1/2mal Gehäuselänge. Vorn eine kontraktile Vakuole. Großkern rund.

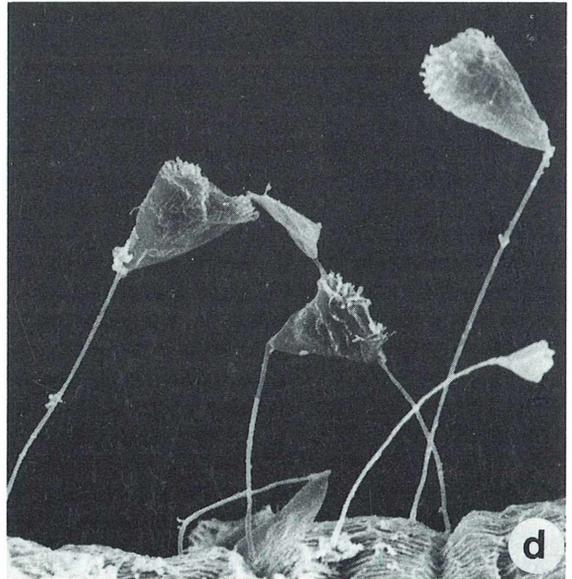
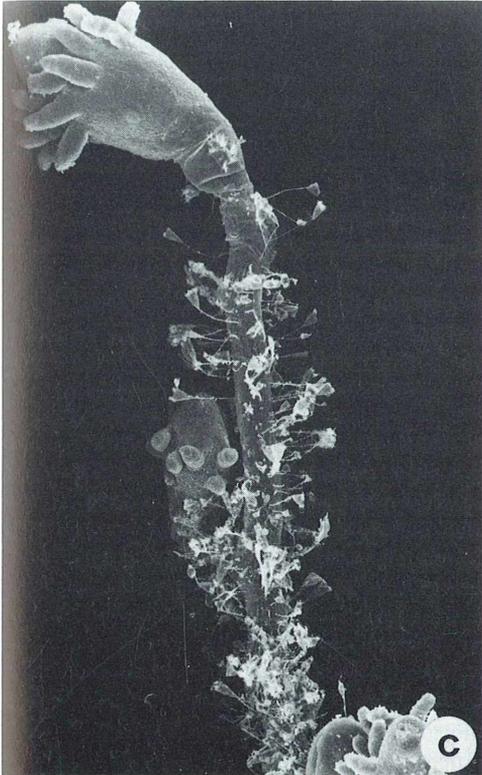
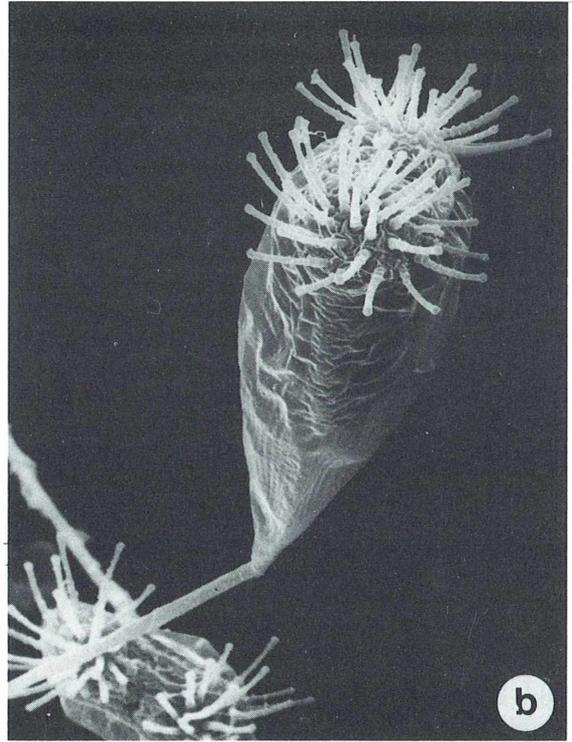
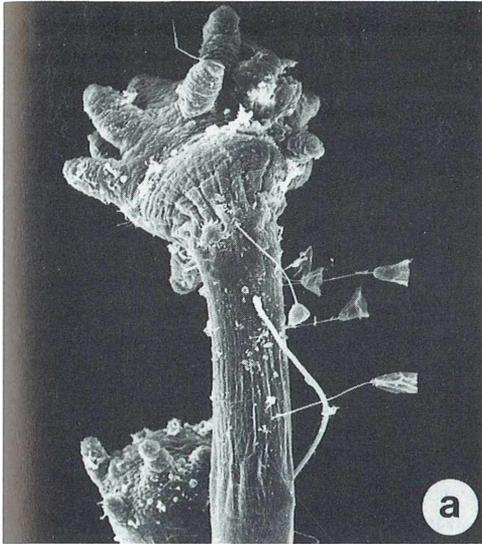


Abb. 4: *Acineta compressa*, a auf dem Polypen *Cordylophora*, b schräg von oben, c mit *Acineta tuberosa* auf *Cordylophora*, d zwei Exemplare im „Gelenk“ abgewinkelt.

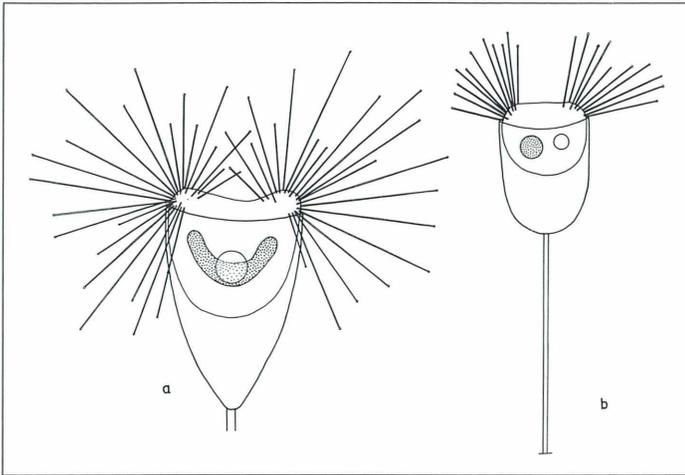


Abb. 5: a *Acineta grandis*,
b *Acineta simplex*.

Acineta grandis Kent 1881–82 (Abb. 5 a)

Im Süßwasser auf Wasserpflanzen, ausgehängen Objektträgern und in der Elbe bei Hamburg auf dem Polypen *Cordylophora*.

Gehäuselänge 150–200 µm, Stiel 3–6mal so lang. Das abgeflachte, dreieckige Gehäuse ist vorn spaltartig offen. Zellkörper nur in der vorderen Gehäusenhälfte. Tentakel der beiden Bündel sehr zahlreich. Eine kontraktile Vakuole fast in Zellmitte. Großkern hufeisenförmig.

Acineta simplex Maskell 1886 (Abb. 5 b)

In Süß- und Brackwasser.

Gehäuselänge 30–40 µm, Breite 25–30 µm. Das Gehäuse hat die Form eines abgeflachten

Bechers. Zellkörper in der vorderen Gehäusenhälfte. Zwei Bündel feiner Tentakel, ca. 100 pro Bündel. Stiel erreicht doppelte Gehäuselänge. Eine kontraktile Vakuole. Großkern kugelig.

Literaturhinweise

Matthes, D.: Sauginfusorien oder Suctorina. *Mikrokosmos* 70, 87–91 (1981).

Matthes, D.: Selbsthafte Wimpertiere. Neue Brehm-Bücherei. Ziemsen, Wittenberg 1982.

Matthes, D.: Suctorina (Sauginfusorien). In: Protozoenfauna Band 7/1. G. Fischer, Stuttgart, New York 1988.

Verfasser: Prof. Dr. Dieter Matthes, Schleifweg 53, 91080 Uttenreuth

Kurze Mitteilung

Zell-Tod

Beim Absterben der Zelle können zwei verschiedene Muster unterschieden werden: Nekrose und Apoptose. Apoptose, oder auch der „programmierte Zell-Tod“, kommt sowohl unter physiologischen als auch pathologischen Bedingungen vor; infolge des Anstiegs des freien Calciums im Cytosol kommt es zu einer Aktivierung der Endonuklease im Kern. Dieses Enzym zerbricht die DNS, wodurch ein direkter Zell-Tod auftritt. Sowohl Glukokortikoide als auch bestimmte Toxine, wie TCDD (Tetrabenzodioxin), können die Apoptose einleiten, indem diese einen hitzeempfindlichen Faktor produziert, die den Calcium-Influx fördern.

Die Störung der Calcium-Homöostase ist also ein wichtiger Zwischenschritt zum Zell-Tod. Dasselbe gilt auch für die Nekrose, wenngleich hier die Vorgänge, die zum Einströmen des Calciums führen, noch nicht genau bekannt sind. Offensichtlich kommt es durch das Calcium zu einer Aktivierung der degradierenden Enzyme, wie Proteasen, Phospholipase und bestimmten Polymerasen. Es scheint jedenfalls, als ob das Auslecken des Calciums einer der ersten Schritte in beiden Formen des Zell-Todes ist.

Fawthrop, D.J., Boobis, A.R., Davies, D.S.: Mechanisms of cell death. *Archives of Toxicology* 65, 437–444 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Eine Scheibe zum Abschneiden

Nachdem ungefähr gleichzeitig in Italien und in den Niederlanden im frühen 17. Jahrhundert die ersten zusammengesetzten Mikroskope auftauchten, nahm sich die damalige Naturforschung der neuen Untersuchungsmethode so gleich sehr bereitwillig und begeistert an. Mit besonderem Nachdruck widmete sich beispielsweise die „Royal Society of London for Improving Natural Knowledge“ der neuen Untersuchungstechnik und ihren Ergebnissen, die Beschreibungen von Gegenständen der unbelebten und belebten Natur ermöglichten, die das bloße Auge nicht wahrnehmen kann. Der Physiker Robert Hooke war bis 1703 Sekretär der Royal Society; zu seinen Aufgaben gehörte es, die wöchentlichen Sitzungen und die dabei vorzuführenden Experimente vorzubereiten. Seinen speziellen Interessen verdankt die Gesellschaft zweifellos die näheren Kontakte mit der noch jungen Mikroskopie. Staunend erfuhr die erlauchte Zuhörerschaft im Jahre 1664 aus dem Bericht ihres Sekretärs, daß er mit Hilfe eines von ihm technisch beachtlich verbesserten Mikroskops in gewöhnlichem Flaschenkork eine Menge winziger Kämmerchen oder Zellen gefunden habe – rund 1,3 Milliarden Stück in einem Kubikinch (ca. 2,5 cm³).

Der verdienstvolle Robert Hooke unternahm allerdings keine systematischen Untersuchungen von Pflanzen oder Tieren, sondern beschränkte sich auf Gelegenheitsbeobachtungen aller möglichen Objekte, die dem Auge als einheitliche Strukturen erschienen, unter dem Mikroskop aber einen überaus vielfältigen Aufbau zu erkennen gaben. In seiner 1664 veröffentlichten *Micrographia* gibt er davon viele erstaunliche Beispiele.

Die planmäßige Durchdringung des inneren Aufbaus von Pflanzen und Tieren begannen der Italiener Marcello Malpighi (1628–1694) und der Engländer Nehemiah Grew (1628–1711), Hookes Nachfolger im Amt des Sekretärs der Royal Society. Beide Naturforscher beschäftigten sich schon sehr bald auch mit der mikroskopischen Anatomie des Holzes. Malpighi, der sich als studierter Mediziner zunächst mit anatomischen Studien an Tieren be-

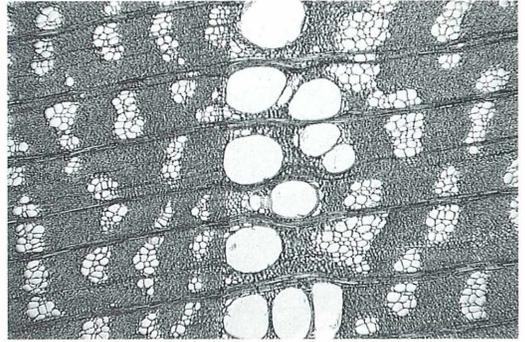


Abb. 1: Mikrofoto vom Querschnitt einer Flatter-Ulme (*Ulmus laevis*) im Bereich einer Jahresgrenze (Übergang Spätholz/Frühholz).

faßte und dabei auch Entstehung oder Entwicklung von Organen in seine Überlegungen einbezog, übertrug verschiedene Begriffe aus der tierischen Gestaltbeschreibung in die Botanik. Im Holz fand Malpighi die zumeist in konzentrischen Kreisen angeordneten Spiralgefäße und verglich sie wegen ihrer Formähnlichkeit mit den damals schon wohlbekannteren Tracheen der Insekten. Er befaßte sich intensiv mit dem sekundären Dickenwachstum der Bäume und fand an der Eßkastanie (*Castanea sativa*) heraus, daß in jedem Jahr ein neuer Holzring entsteht.

Auch Nehemiah Grew war in seiner Heimatstadt Coventry zunächst Arzt, bevor die Royal Society auf seine exzellenten pflanzenanatomischen Arbeiten aufmerksam wurde und ihn nach London berief. Hier legte er in einer Dezembersitzung des Jahres 1671 den ersten Teil eines Werkes zur mikroskopischen Anatomie der Pflanzen vor und äußerte in einer Widmung an König Karl II. von England den bedeutsamen Satz, den Mikroskopiker auch heute noch immer wieder bestätigt finden: „Ihre Majestät werden als Ergebnis finden, daß wir an den Ufern zu einer neuen Welt stehen, von der wir das Ende noch nicht sehen.“

Im Unterschied zu Malpighi, der seine Arbeiten ebenfalls bei der Royal Society in London vorlegte, arbeitete Grew ausschließlich als Pflan-

zenanatom und nahm daher in seinem Werk an keiner Stelle Vergleiche mit Strukturen oder Befunden aus dem Körper eines Tieres vor. Sein

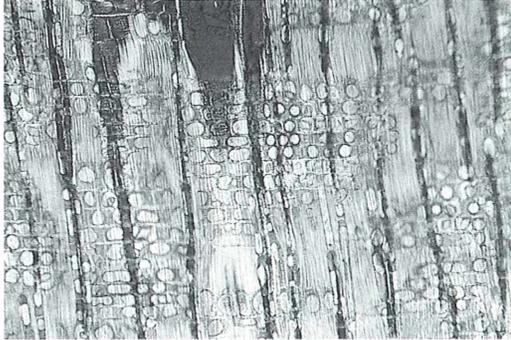


Abb. 2: Auch der radiale Längsschnitt durch das Ulmenholz zeigt die unterschiedlichen Abmessungen der Gefäße, die schon Nehemiah Grew auffielen. In der Mitte oben ist ein großvolumiges Gefäß aus dem Frühholz angeschnitten.

Werk ist gekennzeichnet von einer Gründlichkeit und Exaktheit, die uns – vor allem angesichts der damals noch verhältnismäßig bescheidenen Leistungen der verfügbaren Mikroskope – großen Respekt aberlangt. Ein Beispiel ist das Galeriebild, das aus Grews im Jahre 1682 erschienenen Hauptwerk „Anatomy of Plants“ entnommen ist. In diesem Werk, ein Folioband von 304 Seiten Umfang, hat Grew auf insgesamt 83 Bildtafeln alles aufgezeichnet, was er in jahrelanger detaillierter Beobachtungsarbeit an Erkenntnissen und Einsichten zusammengetragen hatte. Der nach Handzeichnungen Grews für sein Buch angefertigte Kupferstich vom Querschnitt durch einen Ulmenzweig ist auch nach heutigen Maßstäben in seiner Darstellung absolut meisterhaft und insofern ein Vorbild. Kein Wunder, daß ein renommierter Botaniker fast zweihundert Jahre später (nämlich 1864) Grews Hauptwerk „vor allem wegen seiner schönen, übersichtlichen Abbildungen für den ersten Unterricht in der Pflanzenanatomie als noch jetzt sehr schätzbares Werk“ bezeichnete.

Ebenso wie Malpighi läßt auch Grew beim sekundären Dickenwachstum den neuen Holzring aus der innersten Rindenschicht entstehen, ohne allerdings das teilungsaktive Kambium mit seinen Mitteln gesehen oder als solches be-

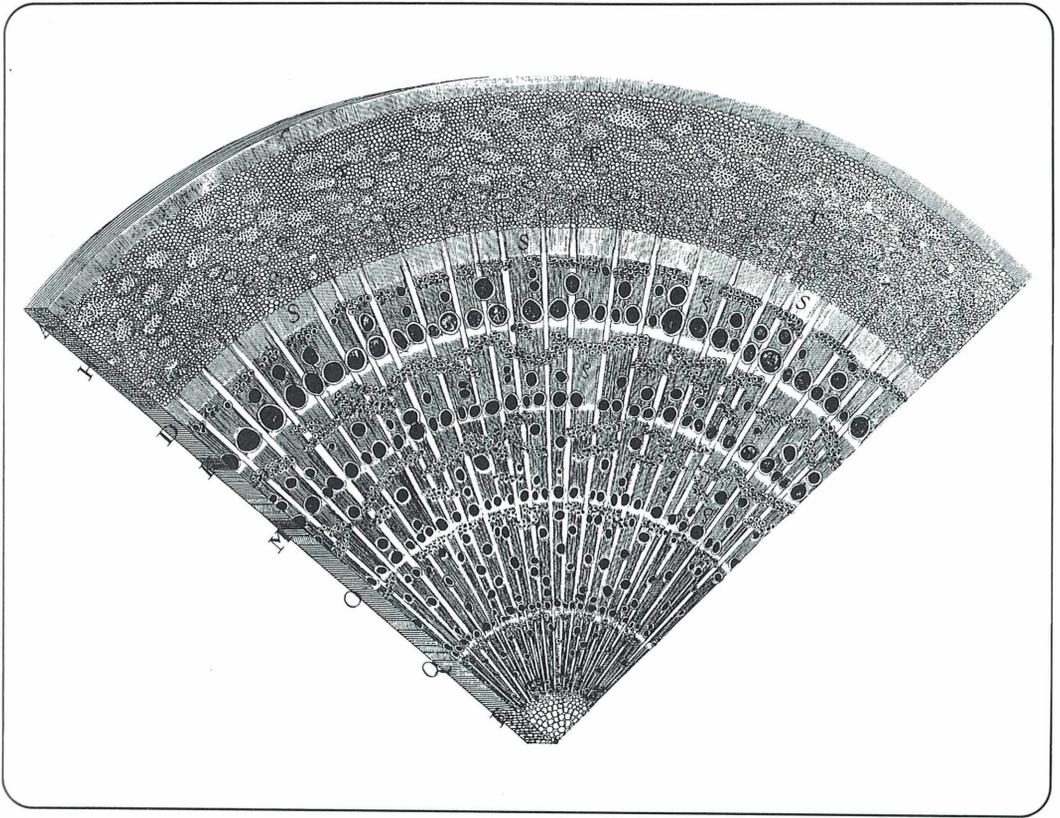
Abb. 3 (rechts): Angenäherte Blockbildung-Darstellung (Kupferstich) eines Stückes Ulmenholz aus Nehemiah Grews monumentalem Werk zur Pflanzenanatomie aus dem Jahre 1682.

zeichnet zu haben. Grews graphische Wiedergabe versetzt aber dennoch in Erstaunen darüber, welche anatomischen Einzelheiten der Stand der mikroskopischen Technik im späten 17. Jahrhundert mit viel Mühe und Geduld erkennen ließ. Während er die äußeren Rindenschichten in ihrer Zellstruktur offenbar noch nicht auflösen konnte, finden wir im verhältnismäßig breiten Rindenparenchym die klare Andeutung von Gewebedifferenzierungen. Noch deutlicher (und zutreffender) wird die Wiedergabe und Interpretation des eigentlichen Holzkörpers zwischen dem zentral gelegenen Markgewebe und dem fünften Zuwachsring. Grew hat den Ulmenzweig für seine Untersuchungen offenbar im Herbst oder Winter geschnitten, denn der äußere Zuwachsring endet mit (noch nicht zellig aufgelöstem) Spätholz. Sehr schön hat der Autor die regelmäßige Anordnung der großen Ringgefäße im Frühholz erkannt, welche die Ulme (nach heutiger Terminologie) als typisches ringporiges (cyclopor) Holz ausweist. Zum Spätholz hin werden die Gefäße immer englumiger und treten dann – wie auch der Vergleich mit einer Mikrofotografie zeigt – zunehmend gruppenweise in Gestalt schräg gestellter Bänder auf. Klar und zutreffend erkannt hat Grew (wiederum ohne zellige Auflösung) die auffälligen Markstrahlen, die als primäre Holzstrahlen im Mark ansetzen und sich als Baststrahlen über das Kambium hinaus in den Rindbereich verfolgen lassen. Von welcher Spezies Grew den Zweig geschnitten hat, läßt sich anhand seines Bildes oder seiner übrigen Angaben nicht entscheiden, denn die häufigen mittel- und westeuropäischen Ulmen-Arten lassen sich holzanatomisch (auch mit modernen Mitteln) nicht unterscheiden.

Literaturhinweise

- Grew, N.: Anatomy of Plants. Royal Society of London, London 1682.
 Grosser, D.: Die Hölzer Mitteleuropas. Ein mikrophotographischer Lehratlas. Springer-Verlag, Berlin/Heidelberg/New York 1977
 Mägdefrau, K.: Geschichte der Botanik. Leben und Leistung großer Forscher. 2. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.

Die Redaktion



Kurze Mitteilung

Gossypol wirkt auf DNS

In den Samen der Baumwolle wird ein Polyphenol gefunden, das den Namen Gossypol bekommen hat, nach dem lateinischen Namen der Baumwolle: *Gossypium*. Dieser Stoff hat in den letzten Jahren eine große Bedeutung gewonnen, weil er bei der Aufnahme mit der Nahrung zu einer reversiblen Hemmung der Spermatogenese beim Menschen führt. Baumwollsamensamen-Öl wird in Indien und anderen Ländern zum Kochen benutzt. Gossypol ist besonders interessant als Mittel der Fortpflanzungskontrolle beim Menschen, weil es ein potentielles Kontrazeptivum für den Mann ist und außerdem eine Langzeitwirkung hat, die jedoch reversibel ist. Auch hat man Versuche gemacht, um Gossypol als Antikrebsmittel sowie zur Virusbekämpfung zu benutzen. Was ist nun der

Wirkungsmechanismus des Gossypols? DNS, die mit steigenden Konzentrationen von Gossypol behandelt wird, zeigt einen abnehmenden Grad der Hydrolyse durch Nukleasen. Alle Versuche deuten darauf hin, daß Gossypol zum Bruch der Einzelstränge der DNS führt. Oberhalb einer bestimmten Schwellen-Konzentration wird in Säugetier-Zellen durch Gossypol die DNS-Synthese gehemmt. Diese Hemmung wird durch Einwirkung auf die DNS-Polymerase bewirkt, die wiederum von der Anwesenheit bestimmter Metall-Ionen, wie Eisen oder Kobalt, abhängig ist. Gossypol ist in der Lage sich mit der DNS zu verbinden, was beim Fehlen der Metall-Ionen zum Abbau der DNS führt.

Zaidi, R., Hadi, S.M.: Interaction of gossypol with DNA. *Toxicology in Vitro* 6, 71-76 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kurze Mitteilungen

Bakterien in Kühlwasser-systemen werden resistent

Bakterien haben im wässrigen Milieu die Neigung, sich an Oberflächen anzuheften und so Biofilme zu bilden. Diese wiederum fördern die Korrosion der Metalloberflächen. Dieser Prozeß wird mikrobiell induzierte Korrosion genannt. Kühlwassersysteme in Bergwerken und in Kraftwerken leiden sehr unter dieser Korrosion. Man versucht, diese auszuschalten oder doch zu vermindern durch Zufügen von Bakteriziden – bakterientötenden Stoffen – in den Kühlwasserstrom. Nun hat sich herausgestellt, daß viele Bakterien-Arten gerade gegen die häufig angewandten Bakterizide, Isothiazolon, Thiocarbamate und quartäre Ammonium-Verbindungen, resistent werden. Innerhalb von 10 Wochen konnte z.B. das Bakterium *Bacillus*

subtilis eine Resistenz bis zu 1 000 mg im Liter aufbauen. Außerdem wurde Kreuz-Widerstand gefunden, d. h., daß z. B. Isothiazolon die Resistenz gegen Thiocarbamate und quartäre Ammonium-Verbindungen induziert. Dies bedeutet aber, daß es keinen Sinn hat, innerhalb der 3 verschiedenen Bakterizide zu wechseln. Die Bestimmung der Hemm-Konzentration erfolgt auf Agar-Platten, in denen das Substrat mit den verschiedenen Konzentrationen der Bakterizide versetzt ist. Nach Bebrüten bei 25 °C kann nach 48 Stunden direkt festgestellt werden, wie weit die Resistenz-Entwicklung fortgeschritten ist.

Brözel, V.S., Cloete, T.E.: Resistance of bacteria from cooling waters to bactericides. *Journal of Industrial Microbiology* 8, 273–276 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Pollen-Tests für Ökotoxine

Der Nachweis von toxischen Stoffen in der Umwelt bedient sich in zunehmendem Maße auch biologischer Test-Systeme. Da auch das Fortpflanzungssystem der Pflanzen vielen Umweltgiften ausgesetzt ist, wurden die Partner des Befruchtungsprozesses für den Nachweis von Störungen herangezogen. Ein relativ leicht zu handhabendes System sind in-vitro Pollen-Kulturen. Dazu wird gut keimfähiger, frischer Pollen, z. B. vom Tabak, in einem synthetischen Medium zum Keimen gebracht. Als Kulturlösung hat sich z. B. bewährt: eine wässrige Lösung von 100 g Zucker, 300 mg Kalziumnitrat, 100 mg Borsäure, 200 mg Magnesiumsulfat und 100 mg Kaliumnitrat, zusammen gelöst in 1 Liter destilliertem Wasser. In einem Tropfen dieses Mediums kann auf dem Objektträger oder im hängenden Tropfen der Keimungsprozentsatz oder die Pollenschlauchlänge nach einer bestimmten Zeit im Lichtmikroskop bestimmt werden. Die optimale Konzentration des Zuckers muß den verschiedenen Pollen-Arten anderer Pflanzen eventuell angepaßt werden. Die zu untersuchenden toxischen Stoffe werden in einer Konzentrationsreihe dem Kei-

mungsmedium zugesetzt. Unter konstanten Temperaturbedingungen können so die Grenzkonzentrationen, in denen ein toxischer Stoff noch wirksam ist, ermittelt werden. Auch gasförmige Umweltgifte, wie Ozon oder Schwefeldioxid, lassen sich mit Pollen-Kulturen auf einem festen Substrat nachweisen. Dazu wird der frische, keimfähige Pollen mit einem Pinsel auf ein halb-festes Medium gestreut, das die folgende Zusammensetzung haben kann: die löslichen Bestandteile, wie oben angegeben, sowie ein Zusatz von 7,5 g Bacto-Agar. Das zu untersuchende Gas wird sodann auf das Keimsubstrat geleitet, wobei darauf zu achten ist, daß dieses nicht austrocknet! Dazu wird der Gasstrom durch Wasser geleitet, so daß dieser 100 % wassergesättigt ist. In Zeitabständen kann man dann Mikrophotos mehrerer Gesichtsfelder im Mikroskop machen, die sodann quantitativ ausgewertet werden können.

Pfahler, P.L.: Analysis of ecotoxic agents using pollen tests. In: Linskens, H.F., Jackson, J.F. (eds.): *Modern methods of plant analysis* 13 (Plant toxin analysis), S. 317–331 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Einfache Darstellung von Ossifikationsvorgängen an Wirbeltieren mit dem Spalteholz-Aufhellungsverfahren

Klaus Zanger

Verknöcherungsvorgänge des Skeletts finden bei Wirbeltieren im Laufe der Embryonalentwicklung zu unterschiedlichen Zeitpunkten statt. Mit dem Aufhellungsverfahren nach Spalteholz (1914) ist es auf einfachem Wege möglich, Totalpräparate von Wirbeltieren transparent erscheinen zu lassen und anschließend Verknöcherungen selektiv anzufärben. Die Methode läßt sich auch auf Säugerembryonen anwenden und ermöglicht es, embryologische Untersuchungen am Skelett zu vereinfachen.

Bemerkungen zur Embryonalentwicklung

ei den höheren adulten Wirbeltieren ist das Skelett im Gegensatz zu den niederen Wirbeltieren meist knöchern und der Knorpel rückgebildet. Während der Embryonalentwicklung der Säuger jedoch werden die meisten Skelettelemente zunächst knorpelig angelegt. An deren Stelle treten während der vor- und nachgeburtlichen Entwicklung Ersatzknochen, was als chondrale Ossifikation bezeichnet wird. Abbau und Ersatz der knorpelig angelegten Skelettstücke beginnen z.B. beim Menschen etwa in der 7. Embryonalwoche und sind erst zu Beginn des 3. Lebensjahrzehnts vollständig abgeschlossen. Die meisten Knochen des Schädels dagegen entstehen beim Menschen direkt aus dem embryonalen Bindegewebe (Deckknochen). Ausnahmen bilden im Schädel bei Säugetieren nur die sog. Mischknochen. Als Beispiel soll das Schläfenbein genügen, von dem zwei Anteile aus Ersatz- und zwei Anteile aus Deckknochen bestehen. Bei den meisten Fischen dagegen bildet sich Deckknochen nahezu an der gesamten Körperoberfläche: als Platten im vorderen Körperabschnitt oder knöcherne Schuppen der Schwanzregion. Die Verknöcherung des Skeletts geht bei Wirbeltieren von sog. Ossifikationspunkten aus. Diese Knochenkerne können beispielsweise röntgenologisch dargestellt werden. Sie treten artspezifisch nur in bestimmten vor- und nachgeburtlichen Entwicklungsphasen auf. Beim Menschen gelten die Knochenkerne im Femur

und in der Tibia als Reifezeichen und entstehen im letzten Fetalmonat. In den kurzen Knochen der Extremitäten und anderen langen Röhrenknochen dagegen finden sich Knochenkerne erst nach der Geburt und können zur Beurteilung der Skelettreifung herangezogen werden. Ganz anders geht die Verknöcherung der niederen Wirbeltiere (z.B. Amphibien) vonstatten. Hier verknöchern die Elemente des Endoskeletts von einem einzigen Zentrum aus, und ihre Endabschnitte bleiben meist knorpelig, selbst im adulten Stadium.

Die Ersatzknochenbildung ist typisch für alle höheren Wirbeltieren. Knorpelskelette dagegen repräsentieren nach heutiger Auffassung keinesfalls einen primitiven Zustand und finden sich z.B. bei Haien und Rundmäulern.

Die verschiedenen Präparationstechniken

Zur Untersuchung von Knorpel- bzw. Knochenanteilen des Skeletts bieten sich die unterschiedlichsten Methoden an. Röntgenschattenmikroskopie (Riehl, Schmitt, 1981) oder Untersuchungen mit dem Rasterelektronenmikroskop sind sehr aufwendig und erfordern spezielle und teure Gerätschaften, die nicht jedermann zugänglich sind. An histologischen Schnitten von Geweben kann ebenfalls mit diversen Färbungen, z.B. von Kossa (1901), Safranin, Toluidinblau oder Alcianblau-Hämatoxylin-Säurefuchsin-Eosin (Sayers et al., 1988) Knorpel, Geflechtknochen oder reifer Knochen

unterschieden werden. Diese Methode ist gleichfalls recht aufwendig, bietet aber keine räumliche Darstellung von Verknöcherungsprozessen. Weitere z. T. komplizierte Methoden bestehen in Mazerationspräparationen, Korrosionstechniken zur Darstellung der Hohlräume der Knochen oder Durchtränkungsmethoden mit verschiedenen Medien (Steinmann, 1982). Der Grad der Verknöcherung des Skeletts von kleinen Säugern oder z. B. Knochenfischen kann aber auch mit recht einfachen Mitteln bestimmt werden. Aufhellungen sind Methoden, die Teile des Skelettsystems darstellen, indem sie die Gewebe der Untersuchungsobjekte durchsichtig machen (= aufhellen). Anschließend werden die Skelettanteile durch Färbungen sichtbar gemacht. Diese Methode wird vor allem bei Embryonen, Feten, jugendlichen Individuen und Kleinsäugetieren angewendet und läßt außer den bereits erwähnten Ossifikationen z. B. Knorpel-Knochen-Relationen, Mißbildungen, Kalkeinlagerungen in Organen und pathologische Veränderungen im Skelettsystem darstellen. Dabei kann man reine Knorpel- oder Knochenfärbungen oder kombinierte Knorpel-Knochen-Färbungen mit verschiedenen Farbstoffen vornehmen. Die anschließende Aufhellung und die Aufbewahrung in einem entsprechenden Endmedium läßt die eingefärbten Teile deutlich hervortreten und sichtbar werden. Die Objekte sind oft so deutlich und detailgetreu, daß neben den rein wissenschaftlichen Fragestellungen ebenfalls ästhetische Gesichtspunkte angesprochen werden.

Verschiedene Autoren (z. B. Spalteholz, 1914; Lundvall, 1927) beschrieben Methoden zur Herstellung von Totalpräparaten embryonaler Skelette oder auch ganzer Embryonen. Allen gemeinsam ist, daß die Objekte zuerst fixiert, gewaschen, gebleicht und anschließend gefärbt werden. Variiert wurden Zusammensetzung oder die Einwirkdauer der verschiedenen Fixantien, Bleichmittel sowie Aufhellungsmedien. Die Autoren berichteten ebenfalls über geeignete Färbemittel für Knorpel und Knochen. Nach Lundvall (1927) eignet sich besonders Methylgrün zur Knorpeldarstellung bei Embryonen. Für die Knochenfärbung wird von den meisten Autoren Alizarin-S, das zu den Anthrachinonfarbstoffen gehört, empfohlen (Notermans, 1977). Dieses geht mit den Kalksalzen der Knochen eine feste Verbindung ein und erweist sich gegenüber den Aufhellungslösungen als beständig. Alizarin bewirkt schon in

sehr kleinen Dosen eine intensive und dauerhafte Färbung der Knochen.

Die physikalische Aufhellung wurde ursprünglich von Spalteholz (1906–1910) entwickelt und bekannt gemacht. Sie beruht auf den Gesetzen der Lichtbrechung, und Spalteholz wandte sie an, indem er die typischen Brechungsindizes organischer Stoffe bestimmte. Er fand heraus, daß diese durchsichtig gemacht werden konnten, wenn sie in entsprechenden Medien, meist ätherischen Ölen, eingelegt wurden. Seine Methode war allerdings aufwendig und bestand nach der Vorbereitung der Objekte (Enthaaren, Injektion der Blutgefäße) in der Fixierung, Entkalkung gefolgt von Bleichung, Wässerung, Entwässerung, Übertragung in Benzol, Einlegen in Endflüssigkeit und Evakuierung.

Die von Spalteholz entwickelte Methode hat seitdem eine große Verbreitung und viele Anwendungsmöglichkeiten gefunden. Deshalb wurden zahlreiche Versuche unternommen, sie zu vereinfachen oder zu verbilligen. Nach Peters (1961) kann man den Brechungsindex von Benzylbenzoat gut verändern, wenn man ihm Cellosolve oder Terpeneol zugibt.

Material und Methode

Die hier im folgenden aufgeführte Methode stellt eine modifizierte Spalteholz-Methode dar und beschränkt sich auf die Darstellung von Knochenanteilen in Rattenembryonen (Wistar, 13.–16. Tag) sowie von Jungfischen (Zahnkarpfen). Zur Vorbereitung der Mazeration der Fische ist es unbedingt erforderlich, diese zu entschuppen, um eine bessere Transparenz des Objektes zu erreichen. Bei Präparaten von Amphibien, Embryonen oder anderen kleinen Wirbeltieren, wie z. B. Jungvögeln, ist es stets vorteilhaft, pigmenthaltiges Gewebe (Haare, Haut, Federn etc.) vor der Weiterbehandlung zu entfernen.

Die Objekte (etwa 2 cm Länge) wurden in neutralem 4% Formol eine Woche fixiert. Die Jungfische wurden vor der Fixierung narkotisiert (MS 222, Sandoz). Mazeration und Aufhellung fanden drei Tage in 2% KOH-Lösung statt. Regelmäßige optische Kontrolle der Mazeration war notwendig, da bei zu langer Mazeration die Sehnen der Knochenfische zerfallen. Der optimale Endpunkt der Mazeration zeigte sich im „glasig-werden“ der Objekte. Nun wurden einige Tropfen Alizarin-Rot-S un-

mittelbar in das Mazerationsmedium gegeben und die Knochenfärbung mit dem Stereomikroskop kontrolliert. Durch sofortiges Übertragen in Wasser wurde anschließend die Färbung unterbrochen. Dann wurde erneut zweimal in Wasser gespült (je 10 min). Die nun folgende Entwässerung fand in einer aufsteigenden Alkoholreihe, beginnend ab 50% Alkohol, statt. Die Verweildauer pro Stufe ist abhängig von der Objektgröße und wurde bei den hier beschriebenen Objekten auf 30 min pro Stufe ausgedehnt.

Die Objekte werden anschließend in Glycerin oder Thymol aufbewahrt.

Zusätzliche Behandlungen

Kunststoffeinbettungen erfordern Zeit und Erfahrung. Je nach Kunststoff (Methacrylate wie Epon oder Araldit, Polyesterharze wie Plasto-gen NL, Leguval N 50 S, Plexit 55, Kunststoffe aus dem Hobbybereich) muß unterschiedlich verfahren werden. Die Präparate müssen absolut wasserfrei sein. Dies wird erreicht, indem die Objekte nach der aufsteigenden Alkohol-(oder Aceton-) Reihe in absolutem Alkohol (zweimal 30 min) eingelegt und anschließend in Mischstufen (Alkohol/Kunststoff, mit steigendem Kunststoffanteil, 40 min pro Stufe) überführt werden. Die Endeinbettung erfolgt in dem reinen Kunststoff, der, je nach Typ, mit Härter polymerisiert wird. Auf niedrige Polymerisationswärme ist zu achten, da sonst das Objekt zerstört wird! Auch sollte die Endeinbettung schichtweise in einer PVC-Form erfolgen, wobei zuerst eine Bodenschicht hergestellt wird. Entstehen trotzdem störende Luftblasen, so sind diese mit einer Stecknadel zu entfernen. Hochsteigende Objekte können mit Glasstäben fixiert werden. Im Literaturverzeichnis finden sich Quellen, in denen die Verfahren in allen Einzelheiten beschrieben werden (z.B. Steinmann, 1982).

Auch eine Kombinationsfärbung für Knochen und Knorpel ist recht einfach auszuführen (Romeis, 1968). Die Stammlösung A besteht aus 0,1 g Toluidinblau in 100 ml Alkohol (95%). Die Stammlösung B ist eine gesättigte Lösung von Alizarinum cristallissatum in 10 ml Alkohol (95%). Bei der Lösung C handelt es sich um 1% Essigsäure in 90 ml Alkohol (70%). Zum Gebrauch mischt man A:B:C wie 1:4:5. Die Objekte werden ein bis zwei Tage in die (lau-

warme) Farblösung eingelegt. Anschließend wird solange abwechselnd in schwach essigsau-rem Wasser und 70% Alkohol gespült, bis keine Farbe mehr abgeht. Das weitere Verfahren stellt sich wie oben angegeben dar.

Es gibt unzählige Varianten dieser Verfahren, auf die hier nicht weiter eingegangen werden soll. Information hierzu sind gleichfalls dem Literaturverzeichnis im Anhang zu entnehmen.

Verwendete Substanzen für die Knochenfärbung:

Destill. Wasser
Formalin 10%ig
Kalilauge 2%ig
Alkohol 50–100%ig
Alizarin-Rot-S
Glycerin

Ergebnisse

Die Abbildungen 1 bis 6 zeigen die Anwendung des modifizierten Aufhellungsverfahrens am Rattenembryo, die Abbildungen 7 bis 10 am jungen Zahnkarpfen *Xiphophorus maculatus*. Zur Orientierung an der Anatomie des Rattenskeletts helfen Abbildung 1 und 5, die den Embryo von der Seite und von oben zeigen. Die Anteile des Skeletts sind, wie die Alizarin-S Anfärbbarkeit zeigt, am 14. Tag in großem Maße knöchern ausgebildet; Wirbel, Rippen und Extremitätenknochen sind deutlich zu erkennen (Abb. 1, 3, 4 und 5). Die Deckknochen des Schädels haben sich gleichfalls schon teilweise entwickelt und sind gut sichtbar (Abb. 2 und 5). Scheitelbein und Hinterhauptsbein (Abb. 5, P, O), diesmal aus dem embryonalen Bindegewebe entstanden, sind unvollständig als Schuppen darstellbar. Die sagittale Schädelnaht ist offen und etwa 0,6 mm breit (Abb. 5, über dem „P“). In der seitlichen Ansicht (Abb. 2, S, J, U) zeigen sich Schläfenbeinschuppe, Jochbein und Unterkiefer. Details in Abbildung 3 und 4 weisen auf den Grad der Verknöcherung von Hüftgelenk (H, Abb. 3) und Schulter- sowie Ellbogengelenk hin. Die Epiphysen des Oberarms (O, Abb. 4; vgl. auch Abb. 2, Pfeil auf Schulterblatt) bestehen noch aus Knorpel und sind daher mit dieser Methode nicht darstellbar. Die Diaphysen des Oberschenkels (H, Abb. 3) sowie von Schien- und Wadenbein (T, Abb. 3) sind erst teilweise („Knochenmanschetten“) durch Geflechtknochen ersetzt. Knochenkerne

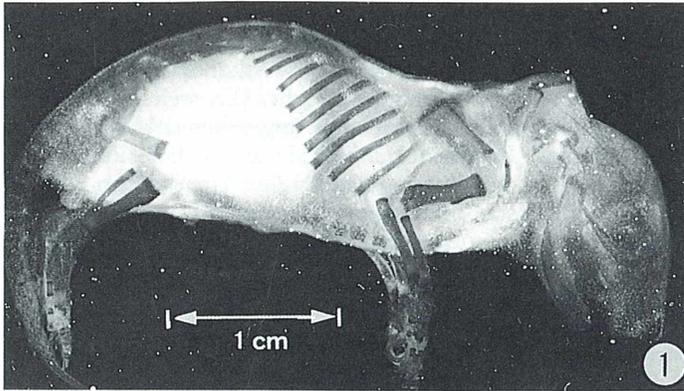


Abb. 1: Seitliche Ansicht eines Rattenembryos (14. Tag), der mit der modifizierten Spaltheholzmethode behandelt wurde.



Abb. 2: Detailansicht von Kopf und Schultergürtel. (S) Schläfenbein, (U) Unterkiefer und (J) Jochbogen sind deutlich erkennbar. Das rechte Schulterblatt (Pfeil) ist fast vollständig ausgereift.

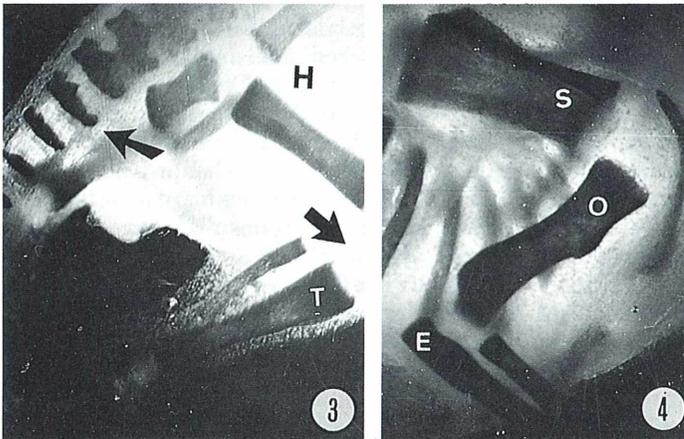


Abb. 3: Ausschnitt mit (H) Beckengürtel und Knochen der unteren Extremität (T). Der Pfeil zeigt auf die Kreuzbeinwirbel.

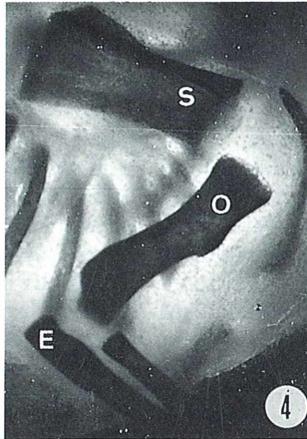


Abb. 4: Ausschnitt mit Schultergürtel (S, O) und Knochen der oberen Extremität.

in den Epiphysen der Röhrenknochen (vgl. Abb. 3) werden erst später gebildet und sind daher hier ebenfalls nicht sichtbar. Das embryonale Schulterblatt ist fast vollkommen ausgereift (Abb. 4, S; seitl. Ansicht). Die Detailansicht (Abb. 6, S) läßt die Schulterblattgräte (Pfeil), die den Obergrätenmuskel vom Unter-

grätenmuskel trennt, sowie die Schulterhöhe (Stern) erkennen.

Die Pfeile in Abbildung 5 deuten auf die Extremitäten und den Schwanz des Embryos, die außerhalb der Abbildungsebene liegen.

Da die knöchernen Schuppen entfernt werden, kann das mit der modifizierten Spaltheholzme-

Abb. 5: Dorsalansicht eines Rattenembryos (modifizierte Spalteholzmethode). Die Pfeile deuten auf die Extremitäten und den Schwanz, die außerhalb der Bildebene liegen.

thode dargestellte, fast vollständig verknöcherte Skelett als gutes Beispiel für die Anatomie eines typischen Knochenfisches dienen (Abb. 7, Übersicht). Die Zahnkarpfen besitzen außer Brust- und Bauchflossen (vgl. Abb. 8), die den paarigen Extremitäten der höheren Wirbeltiere entsprechen, noch eine, bei anderen Knochenfischen oft wechselnde Zahl unpaarer Extremitäten, die als Rücken-, Schwanz- und Afterflosse (Abb. 9, 10) bezeichnet werden und als abgegliederte Teile eines ehemals zusammenhängenden, median verlaufenden Flossensaumes zu betrachten sind. Die Flossen zeigen knöcherne Flossenstrahlen und nur im Flossensaum „Hornfäden“ aus Elastoidin (Abb. 9, 10). Die Schwanzflosse erscheint äußerlich symmetrisch (Abb. 9) und gehört zum Typus der homoceren Flossen, die charakteristisch für Knochenfische sind. Alle Skelettelemente der Flossen sind fächerförmig angeordnet (Abb. 9). Die paarigen Flossen sind klein, wobei bei den Knochenfischen die Brustflossen im allgemeinen größer sind als die Bauchflossen. Diese sind oft brustständig und dienen lediglich als Stabilisierungshilfen. Die Brustflossen treten bei den Zahnkarpfen aus der seitlichen Körperwand heraus (Abb. 8, 10, großer Pfeil) und dienen u. a. als „Bremse“

Bei den adulten Knochenfischen treten Knochen im Bereich des Schädels, der Kiefer und des Kiemendeckels auf (Abb. 8). Der Schädel der Zahnkarpfen wird von einem gut ausgebildeten Kopfschild geformt, dessen Knochenplatten mit der modifizierten Spalteholzmethode ebenso wie die Opercularia (= Kiemendeckel) der Kiemenregion dargestellt sind (Abb. 8, op, iop). Beim Schädel des jungen Zahnkarpfens ist das Scheitelbein deutlich entwickelt (Abb. 8, p) und grenzt an das Stirnbein (Abb. 8, f). Der Pfeil zeigt auf die gut erkennbare Zahnreihe des Oberkiefers. Das zahntragende Dentale des Unterkiefers ist hier nicht sichtbar.

Die Wirbel der Zahnkarpfen sind amphicöl und in Abbildung 10 zu erkennen. An jedem knöchernen Wirbel findet sich ein oberes und ein unteres Bogenpaar, die Neural- und Hä-

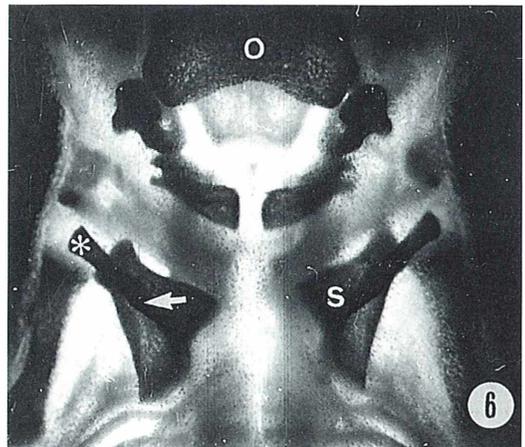
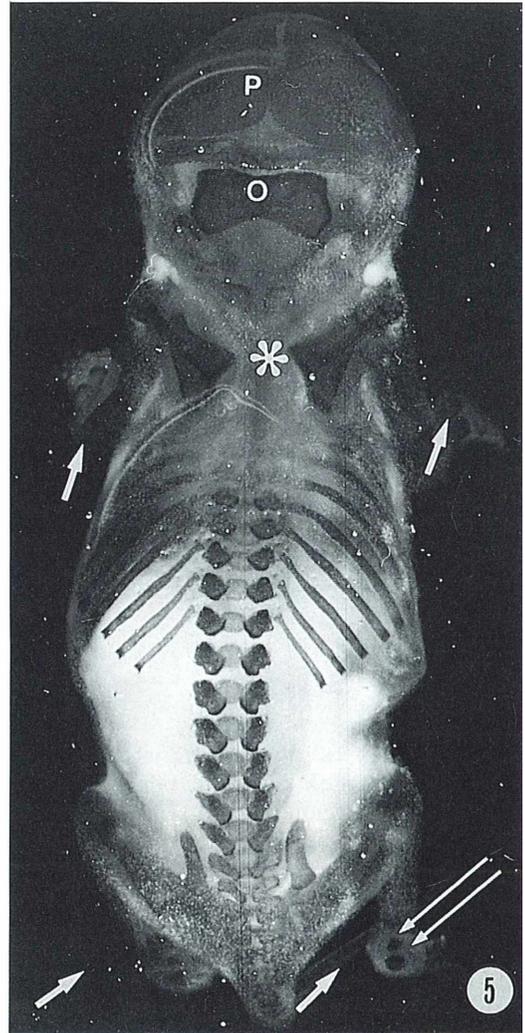


Abb. 6: Detail aus Abbildung 5. Hinterhauptsknochen (O) und Schulterblätter (S).

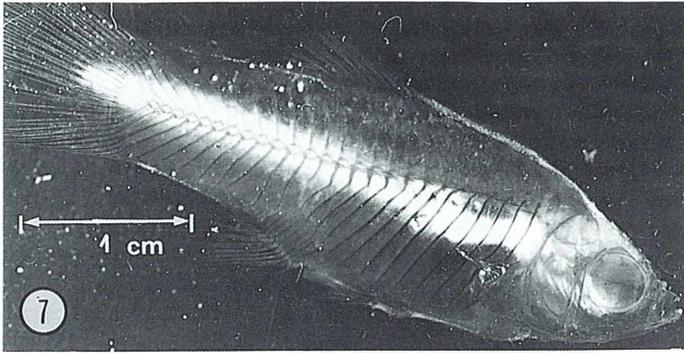


Abb. 7: Seitliche Ansicht eines jungen Zahnkarpfens (Modifizierte Spalteholzmethode).

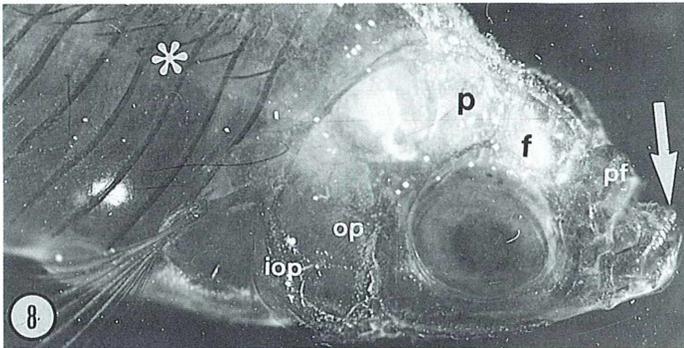


Abb. 8: Detail mit Kopf, Brustflosse und Rippen. Einige der Schädelknochen sind benannt (P, Scheitelbein; f, Stirnbein; op, Kiemendeckel).

malbögen (Abb. 10). Die Neuralbögen umfassen das Rückenmark, die Hämalbögen sind nur in der Schwanzregion geschlossen, am Rumpf dagegen weichen sie auseinander und gliedern sich jederseits in zwei Teile: Querfortsatz des Wirbels und Rippe (Abb. 8, 10). Die Rippen fast aller Knochenfische sind ventrale Rippen. Ein Brustbein ist nicht ausgebildet. Neural- und Hämalbögen sowie angrenzende Flossenstrahlen lassen sich gut darstellen (Abb. 9, Pfeil). Die Dornfortsätze der Neuralbögen sind schwach in Abbildung 7 zu erkennen, ventrale und dorsale Rippen in Abbildung 8 und 10 (Sterne). Die knorpeligen, keilförmigen Basidorsale und -ventrale in den Wirbelkörpern sind nicht dargestellt. Bei den Knochenfischen sind diese Bogenbasen nur bei jugendlichen Stadien als distinkte Strukturen vorhanden, sie vereinigen sich jedoch bis zur Reife mit dem restlichen Zentrum der Wirbelkörper.

Die Effektivität der verwendeten modifizierten Spalteholzmethode zeigt sich besonders bei der Darstellung der Schädelknochen des Zahnkarpfens. Auch kleinere Anteile der Schädelknochen, die hier nicht aufgeführt wurden, konnten so dargestellt werden. Gerade dies ist für verschiedene Untersuchungen von Bedeutung, da die Knochen bei den einzelnen Fami-

lien in stark wechselnder Zahl entwickelt und nicht immer zu homologisieren sind.

Tips zur Makrofotografie

Zur Makrofotografie eignet sich am besten ein Stereomikroskop mit Photoeinrichtung und unterschiedlichen Beleuchtungsmöglichkeiten (Durchlicht, Auflicht). Mit einer Spiegelreflexkamera, die mit einem Makroobjektiv senkrecht an einem Stativ montiert wird, gelingen ebenfalls gute Nahaufnahmen, wenn folgende Punkte beachtet werden.

Das Glycerin muß sauber und völlig frei von Luftblasen oder Schlieren sein, da hier störendes Streulicht entsteht. Dazu können die Präparate in Petrischalen überführt und dann vorsichtig mit Glycerin überschichtet werden. Man läßt die Objekte stehen, bis doch evtl. aufgetretene Luftblasen wieder verschwunden sind.

Die Beleuchtung (Halogen-Spot) kann aus einer Mischung von Durchlicht und Auflicht bestehen. Schwarzer Karton unter der Petrischale ermöglicht schwarze Hintergründe und einen Dunkelfeld-ähnlichen Effekt.

Hier ist viel Raum für eigene Experimente vorhanden.

Abb. 9: Schwanzflosse des Zahnkarpfens. Hämalbögen und Flossenstrahlen sind mit der modifizierten Spalteholz-methode dargestellt.

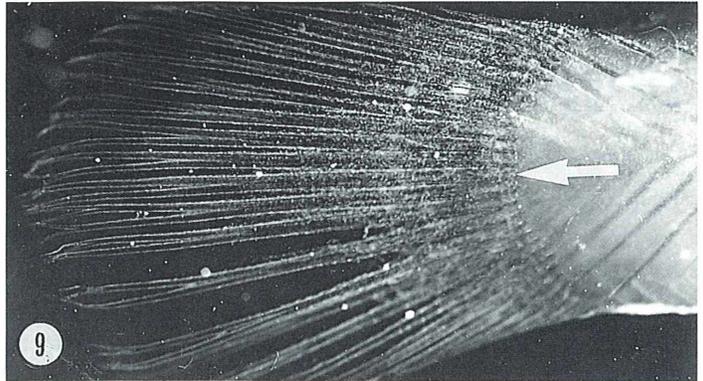
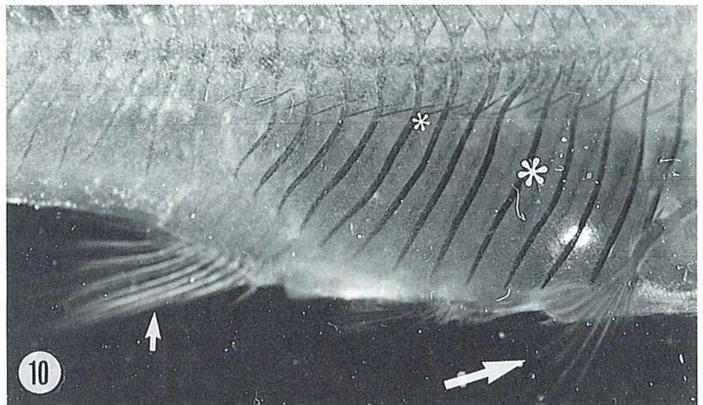


Abb. 10: Detail der ventralen, mittleren Rumpfwand mit After-, Bauch- und Brustflossen. Die Wirbelkörper und Rippen (Sterne) sind mit dieser Methode darstellbar.



Literaturhinweise

- Lundvall, H.: Färbung des Skelettes in durchsichtigen Weichteilen. *Anat. Anz.* 62, 353–373 (1927).
- Notermans, H.-P.: Knochenfärbung mit der Alizarinmethode. *Der Präparator*, 23, 138–141 (1977).
- Peters, W.: Methoden zur Herstellung von Aufhellungspräparaten. *Zoolog. Anz.* 167, 233–240 (1961).
- Riehl, R.; Schmitt, P.: The skull of the mosquitofish *Heterandria formosa*. A study using X-ray projection microscopy and a modified Spalteholz-method. *Mikroskopie*, 38, 147–153 (1981).
- Romeis, B.: *Mikroskopische Technik* 16. Aufl., Oldenbourg, München 1968.
- Romer, A. S., *Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere* Verlag Paul Parey, Hamburg 1976.
- Sayers, D. C. J. et al.: The demonstration of bone and cartilage remodeling using Alcian Blue and Hematoxylin. *Stain Technol.* 63, 59–63 (1988).
- Spalteholz, W.: Über das Durchsichtigmachen von menschlichen und tierischen Präparaten. 2. Aufl. Hirzel, Leipzig 1914.
- Spalteholz, W.: Das Durchsichtigmachen als biologische Arbeitsmethode. In: *Handb. biol. Arbeitsmeth.*, Abt. IX Teil 1/2, Hrsg. Abderhalden, E. Urban & Schwarzenberg, Berlin 1922.
- Steinmann, W.F. *Makroskopische Präparationsmethoden in der Medizin*. Thieme Verlag, Stuttgart 1982.
- Von Kossa: Der Nachweis von Kalk. *Ziegl. Beitr.* 29, 163 (1901).

Verfasser: Dr. Klaus Zanger, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf, Anatomisches Institut 4, Moorenstr. 5, 40225 Düsseldorf



**GUSTAV
FISCHER**

BUCHTIPS

Flindt

Biologie in Zahlen

Eine Datensammlung in Tabellen
mit über 10 000 Einzelwerten
3. Aufl. 1988. XVI, 283 S., kt. DM 44,-

Honomichl/Risler/
Rupprecht

Wissenschaftliches Zeichnen in der Biologie und verwandten Disziplinen

1982. VIII, 88 S., 56 Abb., 11 Farbtaf., kt. DM 36,-

Krämer

Wie schreibe ich eine Seminar-, Examens- und Diplomarbeit

Eine Anleitung zum wissenschaftlichen Arbeiten für
Studierende aller Fachrichtungen an Universitäten,
Fachhochschulen und Berufsakademien
2. Aufl. 1993. VIII, 174 S., 34 Abb., 7 Tab., kt. DM 19,80
(UTB 1633)

Kuhn/Probst

Biologisches Grundpraktikum

Band 1: Das Mikroskop - Die chemischen Bausteine der
Lebewesen - Der zelluläre Aufbau der Organismen -
Chromosomen, Mitose, Meiose - Wachstum und Diffe-
renzierung bei Pflanzen - Fortpflanzung und Entwicklung
bei Tieren - Molekularer Stofftransport durch Membranen
- Transportsysteme bei Pflanzen - Stofftransport bei
Tieren - Enzymatik - Dissimilation - Fotosynthese
4. Aufl. 1983. XVI, 411 S., 248 Abb., 34 Tab., zahlr.
Strukturformeln, kt. DM 56,-

Band 2: Reizbarkeit und Bewegung - Steuerung und
Regelung - Verhalten - Genetik - Evolution - Immun-
biologie - Ökologie
1980. XII, 344 S., 173 Abb., 53 Tab., kt. DM 52,-

Molisch/Dobat

Botanische Versuche und Beobachtungen mit einfachen Mitteln

Ein Experimentierbuch für Schulen und Hochschulen
5. Aufl. 1979. XXII, 281 S., mit 166 Versuchen und
Beobachtungen, 95 Abb., 7 Tab., kt. DM 29,80

Einbettung von Pflanzengewebe in Kunststoffe

Heinz Vermathen

Pflanzengewebe läßt sich nach Paraffineinbettung häufig schlecht mit dem Mikrotom schneiden. Besonders wenn ein Präparat härtere und weichere Gewebeanteile nebeneinander enthält, sind Artefakte wie Gewebeausrisse oder Deformationen und Ablösungen einzelner benachbarter Gewebe unterschiedlicher Härte oft nicht zu vermeiden. Andererseits kann es bei sehr weichen Präparaten oder solchen mit großen Interzellularen zu starken Schrumpfungen kommen, so daß im mikroskopischen Bild die ursprüngliche Form der Zellen kaum noch zu erkennen ist. Schließlich lassen sich mit der Paraffintechnik keine stauchungsfreien Schnitte herstellen, die dünner als etwa 5 µm sind. Um hochaperturige Objektive auszunutzen oder um im Phasenkontrast zu untersuchen, benötigt man aber solche nur wenige µm dünnen Schnitte. Kunststoffeinbettungen sind in solchen Fällen das Verfahren der Wahl.

Man wird daher bei Präparaten, die nach Paraffineinbettung keine zufriedenstellenden Schnitte liefern, andere Einbettungsmedien versuchen, die zu besseren Ergebnissen führen. Neben der Einbettung in Celloidin und Polyethylenglykol hat sich die Einbettung in Kunststoffe bewährt, die in der zoologischen und humanen Weichteilhistologie seit längerem routinemäßig angewandt wird. Hierüber existiert auch eine umfangreiche Literatur. Erheblich weniger wird über die Kunststoffpräparation pflanzlicher Objekte berichtet, vielleicht deshalb, weil hier bei bestimmten in der tierischen Weichteilhistologie bewährten Methoden die Resultate weniger überzeugen. Im folgenden wird über eigene Versuche berichtet, für lichtmikroskopische Untersuchungen pflanzliche Gewebe in Kunststoffe einzubetten, zu schneiden und zu färben.

Geeignet für die Kunststoffeinbettung sind Methacrylate und Epoxidharze. Das bekannteste Einbettungsgemisch auf Methacrylatbasis ist das Glykolmethacrylat; für die Untersuchungen zur Einbettung in Epoxidharze wählte ich das niedrigvisköse Einbettungsgemisch nach Spurr.

Alle Kunststoffeinbettungen beruhen auf dem Prinzip der Polymerisation niedermolekularer Stoffe zu hochpolymeren Verbindungen. Dabei kann man durch Hinzufügen von Weichmachern oder durch Variieren der Harzkomponenten die Konsistenz des Harzes der Gewebehärte anpassen und so die Schneideeigenschaften

des Blockes verbessern. Damit die Polymerisation einsetzt, gibt man dem niedermolekularen Stoff bzw. dem Monomer einen Initiator zu. Die Polymerisation kann dann bei Raumtemperatur, bei niedrigen Temperaturen unter UV-Bestrahlung oder unter Wärmeeinwirkung ablaufen.

Glykolmethacrylat (GMA)

Das von der Firma Kulzer unter dem Namen Technovit 7100 vertriebene Glykolmethacrylat wurde zunächst in der medizinischen Histologie eingesetzt. In den vergangenen Jahren wurde aber auch mehrmals von guten Ergebnissen berichtet, die mit Hilfe dieser Einbettungstechnik bei pflanzlichem Material erzielt werden konnten.

Glykolmethacrylat ist als „Kulzer-Histoset“ erhältlich. Es enthält das Einbettungsmedium, einen Härter I und II, einen Beschleuniger, weitere Ausgießformen und Aufblockkrähmchen. Für eigene Versuche änderte ich die von der Herstellerfirma angegebenen und in der Literatur beschriebenen Arbeitsvorschriften geringfügig. Folgendes Einbettungsschema hat sich bewährt:

Die Infiltrationslösung stellt man sich durch Mischen von 100 ml Technovit 7100 und 1 g Härter I her, wobei noch bis zu 5 ml Polyethylenglykol 400 als Weichmacher zugegeben werden können. Für die Einbettungslösung mischt

- | | |
|---|----------|
| 1. Fixieren in einem Alkohol-Formol-Eisessiggemisch (AFE) | |
| 2. Auswaschen in Ethanol 70%, mehrmals | |
| 3. Ethanol 80% | 4–6 Std. |
| 4. Ethanol 90% | 4–6 Std. |
| 5. Isopropylalkohol abs. | 12 Std. |
| 6. Isopropylalkohol abs./
Technovit 7100 1 : 1 | 12 Std. |
| 7. Infiltrationslösung (s.u.) | 24 Std. |
| 8. Einbettungslösung und Einlegen
in die Einbettungsformen | |
| 9. Polymerisation bei Zimmer-
temperatur | 2 Std. |
| 10. Weitere Polymerisation bei 37°C
im Wärmeschrank | 2 Std. |
| 11. Aufblocken mit Technovit 3040 | |

man 15 ml der Infiltrationslösung mit 1 ml Härter II.

Gegenüber früheren Angaben in der Literatur wurde die Verweildauer in den einzelnen Alkoholstufen verlängert, um eine sichere Durchdringung der Präparate zu gewährleisten. Weiter habe ich die letzte Stufe des Ethylalkohols (Ethanol) durch Isopropylalkohol abs. ersetzt, da dieser wesentlich einfacher wasserfrei gehalten werden kann als Ethylalkohol.

Während der Einbettung können die Proben noch 30–40 min ausgerichtet werden, bevor das Einbettungsmedium gelatineartige Konsistenz annimmt und schließlich erstarrt.

Die Kunststoffblöcke werden entweder in speziellen Teflonmulden der Fa. Kulzer oder in einfachen Einbettmulden gehärtet. Im ersten Fall

klebt man sie auf einen hierfür bestimmten Trägerteil mit Hilfe des sehr schnell härtenden Kunststoffes Technovit 3040 auf (Aushärtungszeit etwa 30 min). Die Blöcke werden dann aus der Form gelöst und sind schneidfertig. Im zweiten Fall drückt man die Blöcke nach dem Aushärten aus den Einbettmulden heraus und befestigt sie ebenfalls mit Technovit 3040 auf Hartholzklötzchen.

Für die vorliegende Untersuchung wurden die Blöcke mit Einwegmessern (Kulzer Histoknife) auf einem Rotationsmikrotom geschnitten. Schnittdicken von 2–15 µm waren ohne große Schwierigkeiten zu erzielen. Beim Schneidevorgang rollten die Schnitte jedoch zumeist ein. Man kann dies verhindern, indem man nach kurzem Anschneiden den Anfang des Schnittes mit einer spitzen Pinzette faßt, den Schnitt entrollt und ihn beim Weiterschneiden unter ganz gelindem Zug hält.

Jeder Schnitt mußte einzeln vom Messer abgenommen werden. Er wurde dann in einem Becherglas auf destilliertem Wasser bei 30 bis 40°C gestreckt und auf Objektträger aufgezo-gen. Bändern wie bei der Paraffintechnik war nicht möglich. Schnitte hafteten ohne Klebemittel auf den Objektträgern und konnten gefärbt werden.

In der Literatur wird als besonderer Vorteil dieser Methode herausgestellt, daß das Polymer zum Färben nicht aus den Schnitten herausgelöst werden muß. Richtig ist, daß es durch keines der üblichen Lösungsmittel entfernt werden kann, was häufig auch Nachteile hat. Bei vielen Färbungen wird die Matrix stark mitangefärbt

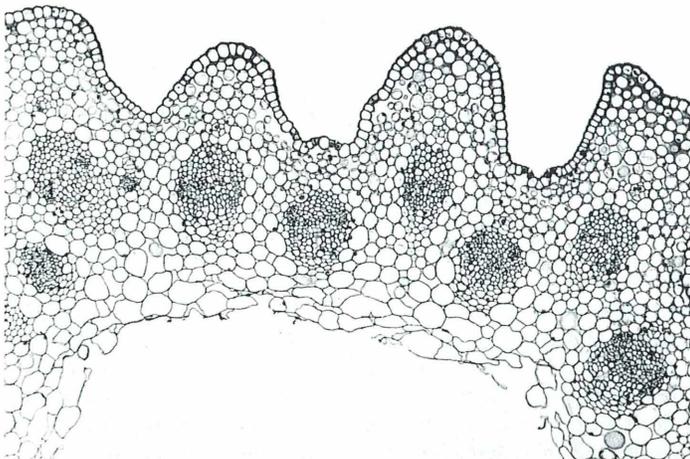


Abb. 1: Querschnitt durch den Blütenstandstiel der Wiesen-Wucherblume (*Chrysanthemum leucanthemum*), Einbettung GMA. Obj. 4 X, Ok. 10 X. Färbung Kernechtrot-Aluminiumsulfat/Astrablau. Gute Struktur-erhaltung der dargestellten Zellen und Gewebe.

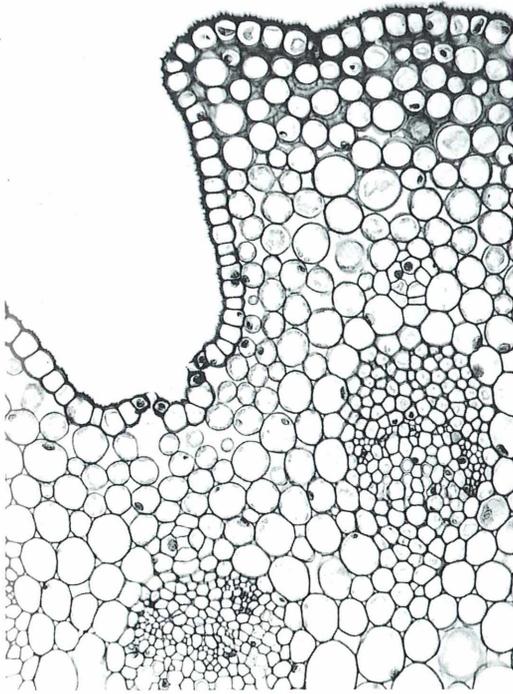


Abb. 2: Ausschnitt aus Abbildung 1 bei etwas stärkerer Vergrößerung. Obj. 10 X, Ok. 10 X. Artefaktfreies Plattenkollenchym unterhalb der Epidermis.

(Haematoxylin- und Safranin-Färbungen), bei anderen dringt der Farbstoff nicht genügend in die Präparate ein. Weitere Nachteile ergeben sich beim Differenzieren, da in den Alkoholstufen die Kunststoffmatrix quillt, so daß die Differenzierungszeiten hier sehr kurz gehalten wer-

den müssen („Tupfen“) und für eine gleichmäßige Differenzierung oft nicht ausreichen. Von den von mir untersuchten Färbungen gelangen einwandfrei

1. Rutheniumrot
2. Astrablau/Kernechtrot-Aluminiumsulfat
Astrablau/Kernechtrubin

3. Lugol'sche Lösung

Hier erhielt ich eine gute Farbeintensität der Präparate ohne oder mit nur geringer Anfärbung der Matrix.

Weitere Färbungen, die bei genügend dünnen Präparaten (5 µm) gut gelangen, waren

4. Giemsa
5. Toluidinblau.

Ein entscheidender Nachteil für die Einbettung pflanzlicher Präparate in GMA ist der Umstand, daß das Harz an der Cuticula schlecht haftet, so daß beim Schneiden das Präparat entweder aus der Kunststoffmatrix fällt oder an der Grenzstelle zwischen Präparat und Matrix Spalträume entstehen. Im ersten Fall kann das Präparat überhaupt nicht, im zweiten Fall nur mit Schwierigkeiten aufgezogen werden. Die mangelhafte Verbindung zwischen Cuticula und Matrix ließ sich auch durch Zusätze zu dem Einbettungsmittel nicht verbessern. In den Fällen allerdings, bei denen die Matrix an der Cuticula gut haftet, zeigen sich die Gewebe in hervorragender Strukturerhaltung, wovon die Abbildungen 1–6 einen Eindruck vermitteln. Zusammenfassend ist daher eine Wertung der Vor- und Nachteile der GMA-Präparation pflanzlicher Gewebe schwierig. Für die Anwendung der GMA-Technik spricht, daß man mit ihr sehr dünne Schnitte bis herunter zu 2 µm erzielen kann, auch daß während des gesamten

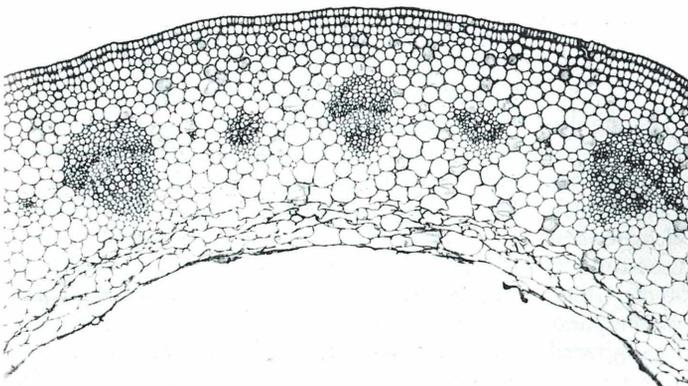


Abb. 3: Querschnitt durch den Blütenstandstengel des Löwenzahns (*Taraxacum officinale*), Einbettung GMA. Obj. 4 X, Ok. 10 X. Färbung Kernechtrubin/Astrablau. Auch zartwandige Pflanzengewebe erleiden bei der Kunststoffeinhaltung kaum Schrumpfungen.

Abb. 4: Ausschnitt aus Abbildung 3 bei stärkerer Vergrößerung. Obj. 10 X, Ok. 10 X. Plattenkollenchym unterhalb der Epidermis ohne Abbrüche und Einrisse. Leitbündel mit deutlicher Trennung von Xylem und Phloem und dazwischenliegendem Kambium.

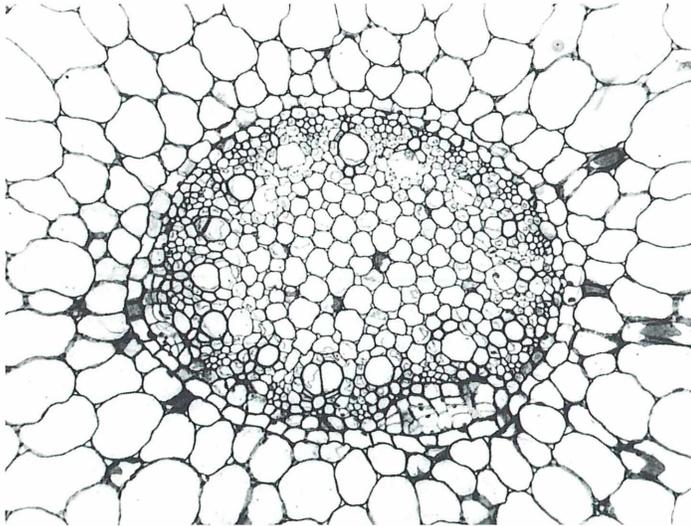
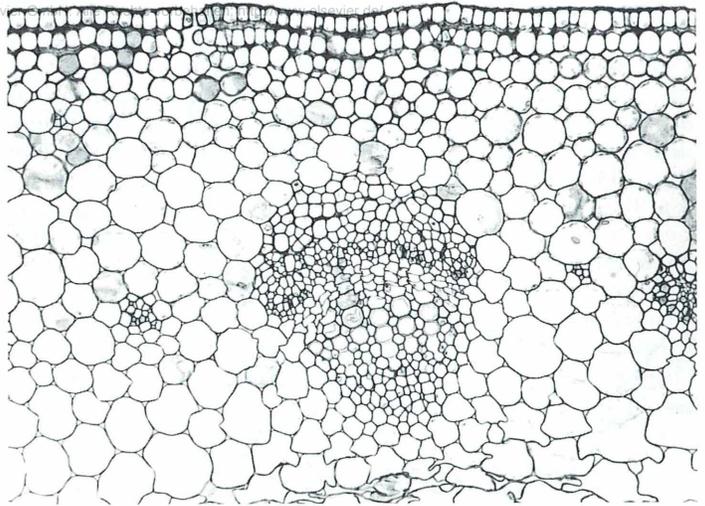


Abb. 5: Wurzel der Grünlinie (*Chlorophytum comosum*), quer. GMA-Präparat. Obj. 4 X, Ok. 10 X. Färbung Toluidinblau. Wurzelgewebe läßt sich nach Einbettung in GMA besser als andere Pflanzengewebe schneiden, wohl deshalb, weil bei der Rhizodermis wachsender Wurzeln eine Cuticula fehlt.

Einbettungsprozesses keine höheren Temperaturen als 40 °C auftreten. Wegen der Wasserlöslichkeit des Monomers muß man die Einbettung nicht unbedingt über Alkohol vornehmen, so daß auch enzymatische Untersuchungen möglich sind.

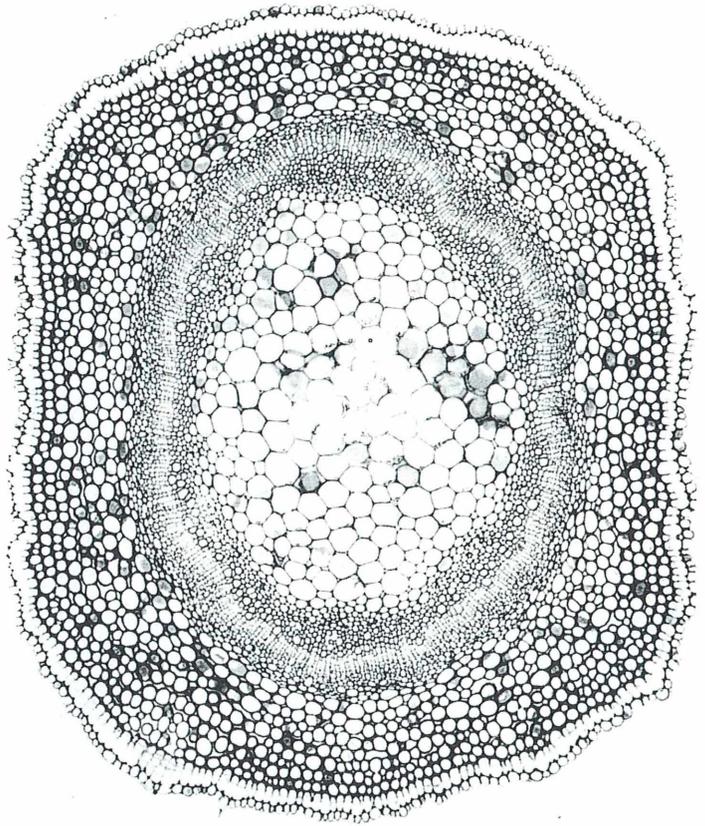
Andererseits schließt die schlechte Haftung des Kunststoffes an der Cuticula in vielen Fällen eine Anwendung der GMA-Einbettung in der pflanzlichen Mikrotechnik aus. Sie eignet sich daher – anders als bei tierischen Weichgeweben – keinesfalls für routinemäßige Einbettungen. Man muß von Fall zu Fall prüfen, ob die GMA-Einbettung für das zu untersuchende Präparat geeignet ist. Dies braucht Zeit, häufig wird man enttäuscht sein.

Niedervisköses Einbettungsgemisch nach Spurr

Präparate für elektronenmikroskopische Untersuchungen bettet man gewöhnlich in Epoxidharze ein. Für die Lichtmikroskopie eignet sich das niedervisköse Einbettungsgemisch nach Spurr, mit dem ich bei pflanzlichen Präparaten gute Ergebnisse erzielte.

Das Gemisch, das ebenfalls als Set erhältlich ist, enthält verschiedene Harze: Vinylcyclohexendioxid = ERL-4206, der harte Anteil der Mischung, ferner Polypropylenglykol-Diglycidylether = D.E.R. 736 als Weichmacher. Hierzu werden als Härter Nonenyl-Bernsteinsäureanhydrid = NBA und als Beschleuniger S-1 Di-

Abb. 6: Blütenstandsachse der Strauchkastanie (*Aesculus parviflora*), quer. GMA-Präparat. Obj. 4 X, Ok. 10 X. Färbung Giemsa. Beispiel für ein Präparat, das für die Paraffintechnik nicht geeignet ist. Härtere und weichere Gewebeanteile grenzen aneinander. Nach Paraffineinbettung läßt sich das Präparat ohne grobe Artefakte nicht schneiden, nach Kunststoffeinbettung erhält man unverletzte Schnitte.



methylaminoethanol = DMAE zugesetzt. Das Mengenverhältnis der einzelnen Komponenten läßt sich variieren, so daß die Blockhärte dem Präparat angepaßt werden kann. Das Gemisch dringt, da es sehr gering viskös ist, gut und schnell in die Präparate ein. Vinylcyclohexendioxid ist toxisch (Abzug, Schutzhandschuhe!). Bei meinen Versuchen hat sich folgende Mischung bewährt:

ERL-4206	10,0 ml
D.E.R. 736	5,0 ml
NBA	26,0 ml
S-1	0,4 ml

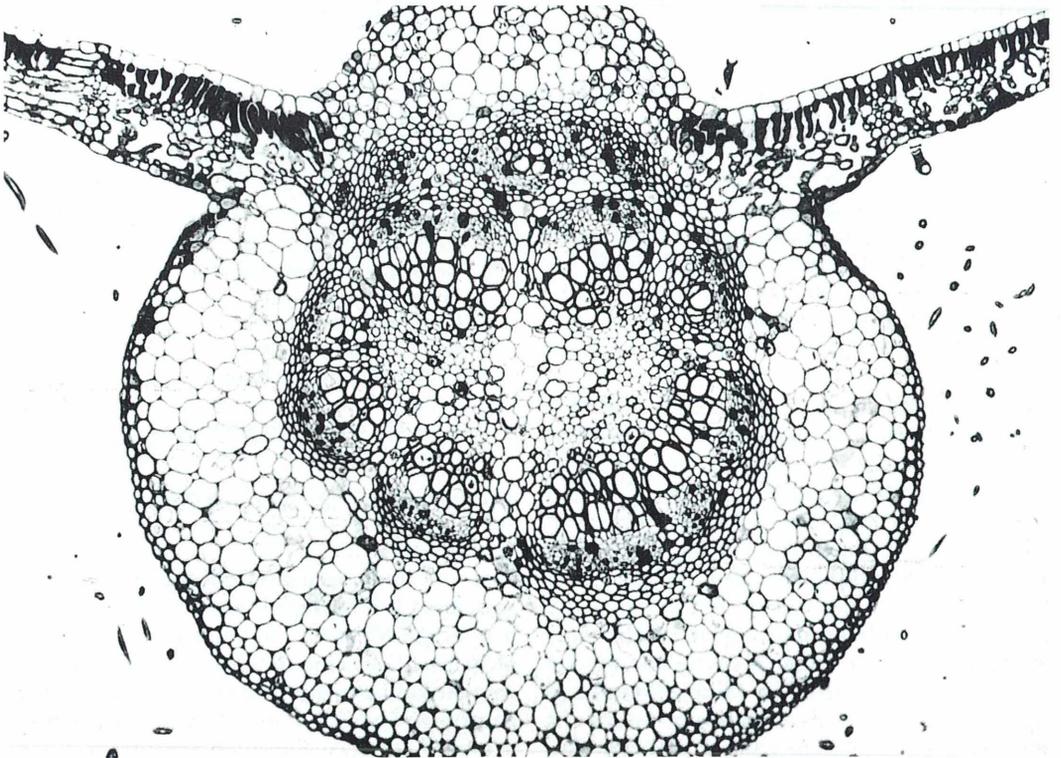
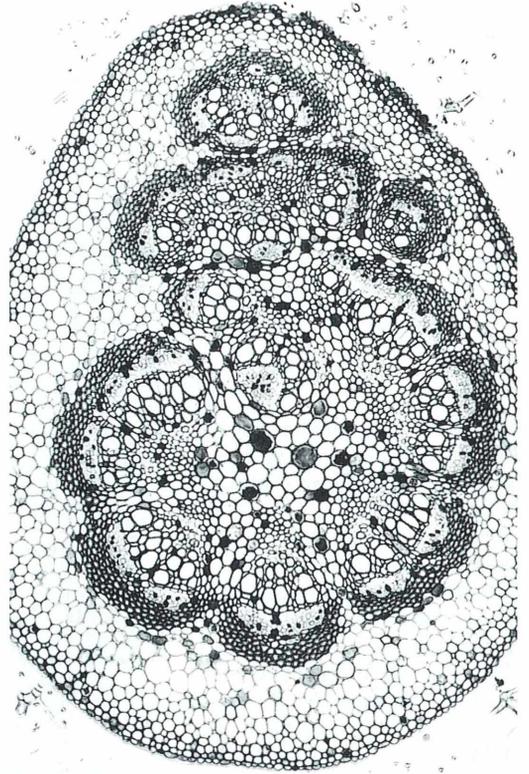
Erhöht man den Anteil von D.E.R., erhält man weichere, vermindert man ihn, ergeben sich härtere Blöcke.

Man kann nach folgendem Schema einbetten: Geschnitten wurden die Blöcke, solange sie frisch waren, mit normalen Mikrotommessern (Typ d), nach einiger Zeit, wenn sie – vielleicht infolge einer Nachpolymerisation – härter wur-

1. Fixieren in einem Alkohol-Formol-Eisessiggemisch (AFE)
2. Auswaschen in Ethanol 70%, mehrmals
3. Ethanol 80% 4–6 Std.
4. Ethanol 90% 4–6 Std.
5. Isopropylalkohol abs. 12 Std.
6. Isopropylalkohol abs./ Einbettungsgemisch 1:1 6 Std.
7. Isopropylalkohol abs./ Einbettungsgemisch 1:2 6 Std.
8. Einbettungsgemisch bei Zimmertemperatur 6 Std.
9. Einlegen in Einbettmulden und Polymerisation bei 70°C im Wärmeschrank 8 Std.
10. Aufblocken mit Technovit 3040

den, mit Einwegmessern (Kulzer Histoknife) auf einem Rotationsmikrotom. Ebenso wie bei der GMA-Methode bänderten die Schnitte nicht, so daß keine lückenlosen Serien erzielt werden konnten. Im Gegensatz zur GMA-Präparation erhielt ich keine einwandfreien Schnitte unter 5 µm. Das Einrollen der Schnitte kann-

Abb. 7 und 8: Querschnitt durch den Blattstiel (7) und das Blatt (8) der Platane (*Platanus X hybrida*). Einbettung nach Spurr. Obj. 4 X, Ok. 10 X. Färbung Astrablau/Fuchsin nach Roeser. Im Blattstiel und in der Mittelrippe des Blattes der Platane kommen Gewebeanteile mit stark- und zartwandigen Zellen nebeneinander vor.



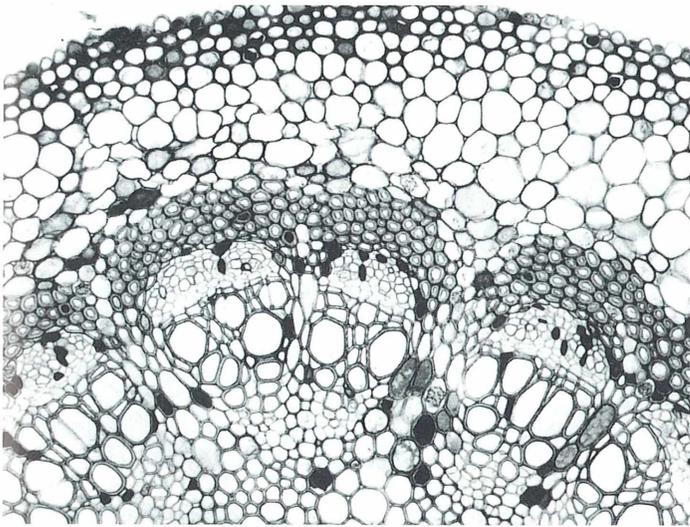
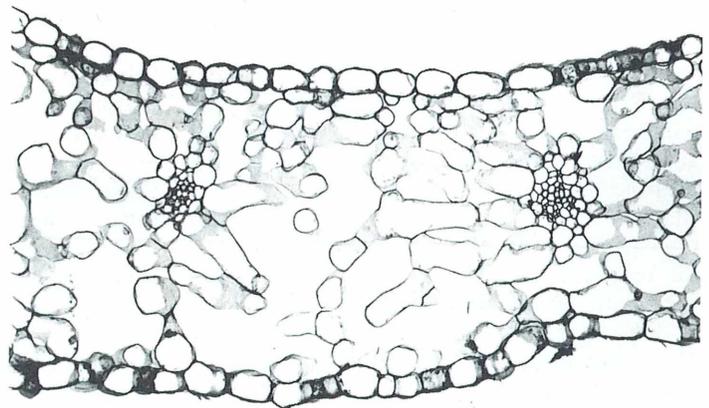


Abb. 9: Ausschnitt aus Abbildung 7 bei stärkerer Vergrößerung. Obj. 10 X, Ok. 10 X. Die zartwandigen Zellen des Phloems sind unverletzt zwischen den dickwandigen Zellen des Xylems und des Sklerenchyms erhalten. An keiner Stelle ist das Phloem vom Xylem oder Sklerenchym abgerissen.

Abb. 10: Querschnitt durch das Blütenblatt der Weigelie (*Weigelia*-Hybride). Einbettung nach Spurr. Obj. 10 X, Ok. 10 X. Färbung mit Haematoxylin nach Delafield/Safranin. Mesophyll einheitlich als Schwammparenchym ausgebildet.



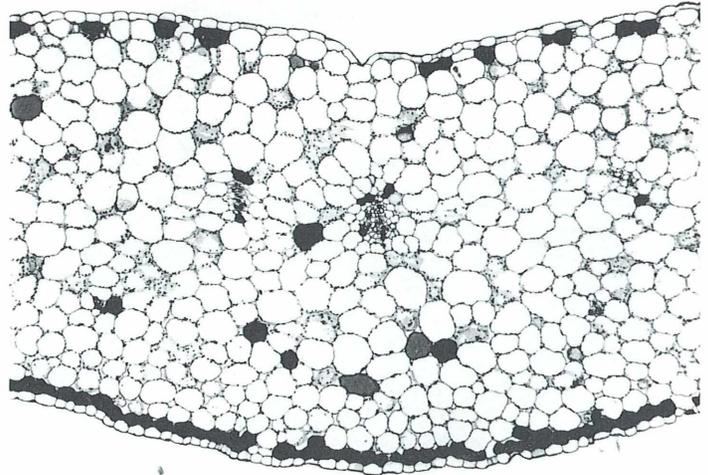
te, wie oben bei der GMA-Einbettung beschrieben, verhindert werden. Störend war eine elektrostatische Aufladung beim Schneiden. Man begegnet ihr, indem man die Schnitte nicht mit Metallinstrumenten, sondern mit Holzstäbchen von der Pinzette abnimmt oder abklopft. Im Gegensatz zu Glykoldmethacrylat haftet das Gemisch nach Spurr fest an der Cuticula. Spaltbildungen oder Abrisse zwischen Präparat und Matrix treten nicht auf. Andererseits muß nach der Einbettung in das Gemisch nach Spurr das Harz aus den Schnitten herausgelöst werden, da die Matrix nicht homogen erscheint und beim Mikroskopieren die Zellstrukturen überlagert bzw. verdeckt. Dies hat den Vorteil, daß alle bekannten Färbemethoden angewandt werden können. Nachteilig mag sein, daß durch das Herauslösen des Harzes die Form und die

Topographie der Zellen nicht so gut erhalten bleiben wie bei der GMA-Einbettung.

Das Herauslösen des Harzes gelingt am einfachsten mit einer gesättigten Lösung von NaOH oder KOH in absolutem Methanol. Hierzu versetzt man wasserfreies Methanol mit 5–6 Pellets NaOH oder KOH. Das Methanol muß sicher wasserfrei sein, auch der Zutritt von Luftfeuchtigkeit ist zu verhindern, da sich sonst die Präparate von den Objektträgern lösen. Nach etwa einer Stunde ist das Harz völlig aus den Schnitten entfernt.

Das Aufziehen der nach Spurr eingebetteten Präparate ist weniger einfach als bei den GMA-Schnitten. In den meisten Fällen schwimmen die nur im Wasser aufgezogenen Schnitte in den Alkoholstufen oder Färbelösungen ab, besonders wenn sie härtere (verholzte und skleren-

Abb. 11: Flammendes Käthchen (*Kalanchoe blossfeldiana* Hybride), Blattquerschnitt. Einbettung nach Spurr. Obj. 2,5 X, Ok. 10 X. Färbung mit saurem Haematoxylin/Safranin. Zwischen der oberen und unteren Epidermis und einer daran anschließenden einzelligen Lage von Gerbstoffzellen ist ein gleichförmiges Mesophyll aus Wasserspeicherzellen entwickelt, in das wenige kleinere Leitbündel eingelagert sind. Das Blatt schneidet sich scheinbar auch nach Paraffineinbettung leicht.



Man erhält dabei jedoch ein Präparat, in dem die Mesophyllzellen stark geschrumpft und deformiert sind. Nach Kunststoffeinbettung erzielt man dagegen eine schrumpfungssarme Darstellung der Mesophyllzellen.

chymatische) und weichere (parenchymatische) Anteile nebeneinander enthalten. Sie müssen daher mit Eiweißglycerin oder Glyceringelatine aufgeklebt werden. Hierzu streckt man die Schnitte bei gelinder Erwärmung in einem Becherglas und fängt sie mit den vorbereiteten Objektträgern auf.

Im Vergleich zu dem Glykolmethacrylat überwiegen bei der Einbettung in das niedervisköse Einbettungsgemisch nach Spurr die Vorteile. Man kann mit einiger Sicherheit einwandfreie Schnitte erzielen, die Färbung ist unproblematisch, da das Einbettungsmittel herausgelöst werden kann. Nachteilig ist, daß die erzielbare Schnittdicke weniger gering ist, daß die Topographie möglicherweise weniger gut erhalten wird, ferner, daß viele enzymatische Untersuchungen nicht angewandt werden können.

Zusammenfassend hat also die Einbettung von Pflanzengewebe in Kunststoffe gegenüber der Paraffintechnik Vor- und Nachteile. Als Vorteil möchte ich die hervorragende Strukturhaltung ansehen, die Möglichkeit, auch härtere Präparate zu schneiden, ferner die minimale

Schrumpfung, die die Präparate bei dieser Einbettungstechnik erleiden. Nachteilig wirkt sich aus, daß die Schnitte nicht bändern, daß man also keine lückenlosen Schnittserien erhält, ferner, daß die Schneidetechnik gegenüber der Paraffinmethode doch schwieriger ist.

Literaturhinweise

- Amele, R.J.: A method for the preparation of serial thick sections of plastic-embedded plant tissues. *Stain Technol.* 51, 17–24 (1976).
- Graul, S.M.: Einbettung botanischer Objekte in kalt-härtendes Kunstharz. *Mikrokosmos* 76, 27–29 (1987).
- Druckschrift „Kulzer Histo-Technik“ der Firma Kulzer, Bereich Technik, Postfach 1320, 6382 Friedrichsdorf.
- Romeis, B.: *Mikroskopische Technik*. Urban und Schwarzenberg München, Wien, Baltimore (1989).
- Ruetze, M., Schmitt, U.: Glykol-Methacrylat (GMA) als Einbettungssystem für histologische Untersuchungen von Koniferennadeln. *Eur. J. For. Path.* 16, 321–324 (1986).

Anschrift des Verfassers: Dr. Heinz Vermathen, Dorfstr. 30, 59320 Ennigerloh-Ostenfelde

Zwerg und Riesen im Mikrokosmos

Bruno P. Kremer und Klaus Hausmann

Einzeller, die einen Zellkern enthalten und deswegen zu den Eukaryonten gestellt werden, sind oft so klein, daß man sie gewöhnlich zusammen mit den kernlosen (prokaryotischen) Bakterien bedenkenlos den Mikroorganismen zu-rechnet. In dieser organismischen Größenordnung gibt es allerdings eine erstaunliche Bandbreite der Zellabmessungen. Die meisten pflanzlichen und tierischen Einzeller sind etwa zwischen 10 und 100 µm groß. Damit ist aber das untere Skaleneende der kleinsten eukaryotischen Zelldimensionen noch lange nicht erreicht.

Der Blick auf die neuesten Organismen-inventare der Zellbiologie fördert eine erstaunliche Tatsache zutage: Die kleinsten Einzeller mit Zellkern, sozusagen die Minimalisten unter den Eukaryonten, sind deutlich kleiner als die größten bekannten Bakterien (Abb. 1). Die kleinsten gegenwärtig bekannten, zur stofflichen Selbstversorgung



Abb. 1: Die kleinen Bodoniden (Flagellaten) sind zwar deutlich größer als die stäbchenförmigen Bakterien, aber gleichzeitig auch erheblich kleiner als der Flagellat *Chilomonas paramecium* (Pfeil).

durch Photosynthese befähigten Algen sind der Süßwasserflagellat *Micromonas pusilla* (circa $1 \times 1,5 \mu\text{m}$ Zelldurchmesser) sowie die in der Adria vorkommende Art *Nanochlorum eucaryotum* (Durchmesser etwa $1,5 \times 1,5 \mu\text{m}$).

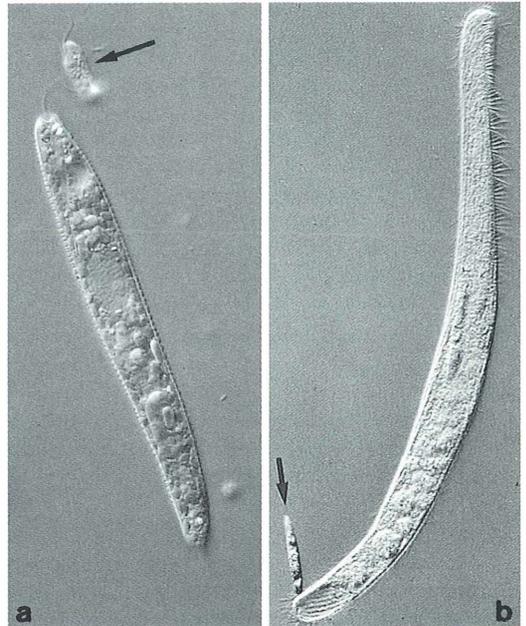


Abb. 2: Diese Abbildung verdeutlicht, wie relativ der Eindruck der Größe von Einzellern ist. Die in Abbildung 1 groß erscheinende *Chilomonas*-Zelle ist ein Winzling im Vergleich zu *Euglena spirogyra* (a, Pfeil); neben dem Ciliaten *Spirostomum* erscheint dagegen *Euglena* ausgesprochen klein (b, Pfeil) (Fotos: a. H. Schneider, Landau; b. D.J. Patterson, Sydney).

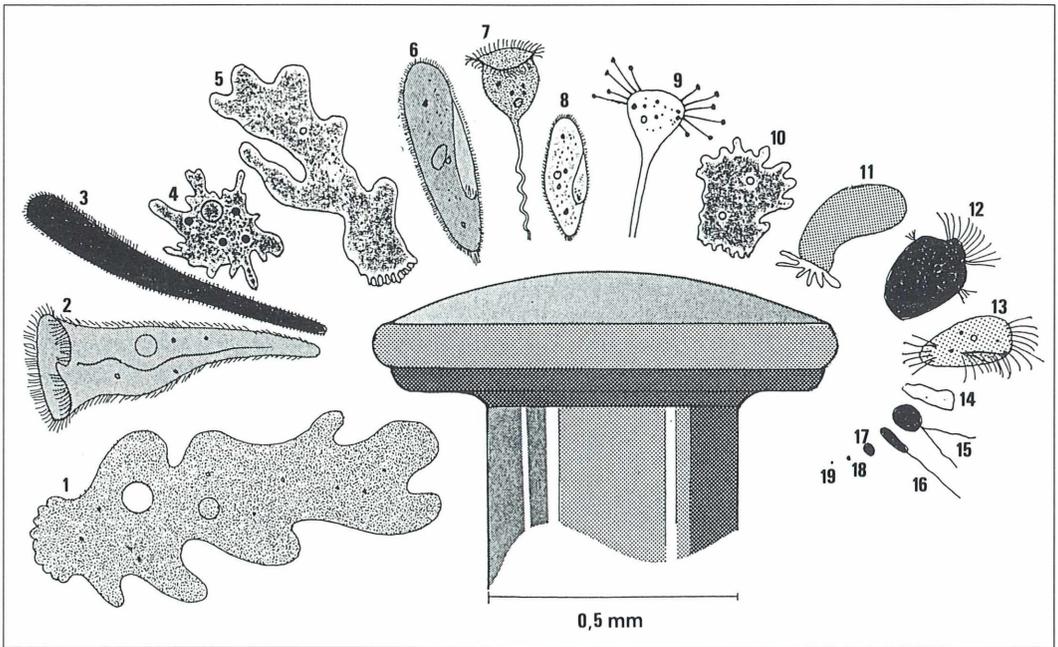


Abb. 3: Größenvergleich verschiedener Einzeller mit einem Stecknadelkopf. 1 *Amoeba*, 2 *Stentor*, 3 *Spirostomum*, 4 *Dinamoeba*, 5 *Polychaos*, 6 *Paramecium caudatum*, 7 *Vorticella*, 8 *Paramecium bursaria*, 9 *Metacineteta*, 10 *Metachaos*, 11 *Trinema*, 12 *Strombidium*, 13 *Stylonychia*, 14 *Entamoeba*, 15 *Chlamydomonas*, 16 *Euglena*, 17 *Chlorella*, 18 *Microcystis*, 19 *Escherichia*. 1, 4, 5, 10, 11, 14 = Amöben, 2, 3, 6, 8, 12, 13 = Wimpertiere, 9 = Sauginfusor, 15, 16, 17 = Algen, 18, 19 = Bakterien.

üppig entwickelte Amöbe überlappt die Nadelkopffläche deutlich. Die Zelllänge mancher *Stentor*- und *Spirostomum*-Arten erreicht ungefähr die Abmessungen der Nadel. Kleinere Ciliaten wie Vertreter der Gattung *Vorticella* oder Sauginfusorien der Gattung *Metacineteta* könnte man dagegen schon in ganzen Hundertschaften auf der Nadelfläche plazieren. Noch dichter wird das Gedränge, wenn man sich den Einzellern vom unteren Ende der üblichen Größenskala nähert – von der denkbaren Pak-

Der größte pflanzliche Einzeller, die ebenfalls im Mittelmeer vorkommende Schirmchenalge *Acetabularia acetabulum*, erreicht dagegen einen Hutdurchmesser von über 1 cm und wird immerhin 5–10 cm lang. Diese Riesenzelle ist also mindestens zweitausendmal größer als *Micromonas* und *Nanochlorum*. Zum Vergleich: Ein 30 m langer Blauwal, das größte lebende Säugetier, übertrifft einen der kleinsten Vertreter der Säuger, die nur 4 cm lange Etruskische Zwergspitzmaus, lediglich um das 750fache.

Geradezu dramatisch zeigen sich auch die Größenunterschiede zwischen den verschiedenen Protozoen, wenn man sie direkt gegenüberstellt (Abb. 2) oder ihre Zellabmessungen einmal mit einem Stecknadelkopf vergleicht (Abb. 3). Eine

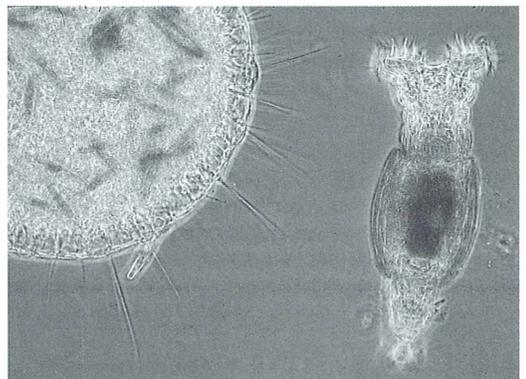


Abb. 4: Das vielzellige Rädertier *Synchaeta* ist dem einzelligen Sonnentierchen *Actinosphaerium* deutlich an Größe unterlegen.

kungsdichte normaler Bakterien wie *Escherichia* einmal ganz zu schweigen.

Ebenso wie die größten Bakterien die kleinsten Eukaryonten in ihren Zellabmessungen deutlich übertreffen, sind auch die kleinsten Vielzeller unter den Tieren erheblich kleiner als manche Protozoen: Vom Rädertier *Synchaeta* ließe

sich bequem ein halbes Dutzend im Zellumen eines Sonnentierchens der Gattung *Actinosphaerium* unterbringen.

Verfasser: Dr. Bruno P. Kremer und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS

Aus der Industrie

Blick in die dritte Dimension

Für das dreidimensionale Erleben von Bildern, die auf einen zweidimensionalen Träger gedruckt sind, mußte man bisher immer eine spezielle und oft recht umständliche Brille verwenden. Jetzt ist die Betrachtung der Tiefendimension in Bildern deutlich vereinfacht. Die finnische Firma Newark Oy/Turku hat jüngst ein ebenso einfaches wie zuverlässig funktionierendes „3D-Key“ genanntes Betrachtungsgerät entwickelt, das aus einem Kunststoffglasteil von etwa 2 x 2 cm Kantenabmessung besteht und wie eine normale Handlupe zu verwenden ist. Der neue 3D-Key verwendet natürlich den alten Trick, zwei nebeneinanderliegende, unter geringfügig verschobenem Aufnahmewinkel entstandene 2D-Bilder simultan zu betrachten, doch ist der technische Aufwand dafür minimal. Der Test mit einigen mitgelieferten Landschaftsaufnahmen klappte ebenso wie die Überprüfung anhand der Abbildungen in einem in 3D-Technik fotografierten Buch über Kristalle (Offermann/Schreiber, Von Bergwerken und Kristallschätzen, Haltern 1989), die sich als faszinierend raumplastische Gebilde erwiesen. Dem finnischen 3D-Key liegt eine englischsprachige Gebrauchsanleitung bei, die auch in die Technik der eigenen 3D-Fotografie einführt. Es ist beim Hersteller zu beziehen (Newark Oy, Pispalankuja 2, SF-20540 Turku, Finland).

Mit dem Mikroskop zum Objekt

Das neue Videomikroskop OVM1000NM ermöglicht die Untersuchung von Objekten, die aufgrund ihrer Größe, Form oder Konsistenz bisher nicht durch ein konventionelles Mikroskop betrachtet werden konnten. Eine hochauflösende CCD-Kamera und verzerrungsfreie Optiken zeigen Abbildungen höchster Qualität. Dank einer Bild-Memory-Funktion können Abbildungen gespeichert und via Video-Printer ausgedruckt werden.

Der Anwendungsbereich von Mikroskop-Untersuchungen war bis jetzt begrenzt. Objekt und Präparate mußten den Abmessungen des Instruments angepaßt und dabei manchmal verändert oder gar zerstört werden. Mit dem OVM1000NM sind nun Untersu-

chungen und Betrachtungen unabhängig von Größe und Standort des Objektes möglich. Besonders die Elektronik- und Textilindustrie aber auch die biologische Forschung profitieren von den neuen Anwendungsmöglichkeiten des OVM1000NM. Es kann in diesen Gebieten auch als sinnvolle Erweiterung zum traditionellen Stereo-Mikroskop eingesetzt werden. Je nach Objektiv sind Vergrößerungsfaktoren von 20x bis 1000x möglich. Die hochauflösende CCD-Kamera (410 000 Pixel) liefert scharfe und naturgetreue Bilder auf den Monitor.

Die verzerrungsfreien Optiken des OVM1000NM sind je nach Anwendung mit contact- oder non-contact-Beleuchtungsköpfen ausgerüstet. Die Optiken sind zudem so konzipiert, daß Reflexionen auf dem Objekt nach Bedarf mit schattenfreien Objektivköpfen eliminiert werden können.

Die Redaktion



Das neue Videomikroskop Olympus OVM1000NM.

Kurze Mitteilungen

Walther Flemming zum 150. Geburtstag

Wenn sich ein Lebewesen aus der befruchteten Eizelle zu einem immer komplexeren Organismus entwickelt und dabei seine Zellen und Gewebe ständig differenziert und spezialisiert, wird – wie wir durch die zahlreichen aufregenden Entdeckungen der Molekularbiologie wissen – auf der Ebene des Zellkerns die in der DNA gespeicherte Erbinformation Schritt für Schritt abgerufen und in zelluläre Gestaltungsabläufe umgesetzt. Früher bewertete man dieses Geschehen völlig anders. Der Kieler Zoologe Walther Flemming (1843–1906) ging noch wie etliche andere Entwicklungsbiologen seiner Zeit von der Vorstellung aus, daß ein Keimling bereits im Ei in allen funktionellen und gestaltlichen Einzelheiten räumlich vorbestimmt ist, so daß man die ersten faßbaren Zellen nur eingehend genug untersuchen muß, um diese Strukturen auch tatsächlich zu sehen. Bei der Suche nach den „Grundlagen der Entwicklungsprädestination“ entdeckte Flemming durch Anfärbung mit basischen Anilinfarbstoffen tatsächlich besondere Kernstrukturen, die

er in einer Veröffentlichung aus dem Jahre 1879 *Chromatin* nannte. In seinem Buch „Zellsubstanz, Kern und Zellteilung“ (1882) beschrieb er weitere erstaunliche Einzelheiten seiner Beobachtungen. Zum Beispiel war ihm die Längsteilung bestimmter Chromatinstrukturen aufgefallen, für die er den bis heute üblichen Ausdruck Mitose prägte. Flemming gehört somit zu den Pionieren der Zellforschung, denen es vergönnt war, sehr grundlegende, heute in jedem Schulbuch enthaltene Abläufe und Zusammenhänge zu entdecken. Flemming führte übrigens auch weitere, immer noch gebräuchliche Fachausdrücke wie Nukleolus oder Karyokinese ein. Außerdem war er, ohne jedoch die Bedeutung klar zu erkennen, bei der Untersuchung der Spermiogenese des Salamanders auch der Reduktionsteilung sehr dicht auf der Spur. Er bezeichnete sie als Dimorphismus der Mitose. Erst ein paar Jahre später bürgerte sich dafür der Begriff Meiose ein.

Jahn, I.: Grundzüge der Biologiegeschichte. UTB 1534. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.

Bruno P. Kremer, Redaktion

Robert Koch zum 150. Geburtstag

Vor 150 Jahren wurde in der Harzer Bergbaustadt Clausthal (Zellerfeld) eine der markantesten Forscherpersönlichkeiten des 19. Jahrhunderts geboren, zu deren Arbeitsplatzbeschreibung auf jeden Fall auch ein (nach damaligem Maßstab) leistungsfähiges Mikroskop gehörte: Robert Koch war Arzt, gilt aber zu Recht als Begründer der wissenschaftlichen Mikrobiologie und insbesondere der Bakteriologie. In seiner klassischen Veröffentlichung „Die Aetiologie der Milzbrandkrankheit begründet auf die Entwicklungsgeschichte des Bazillus Anthracis“ (veröffentlicht 1876) gelang erstmals in der Medizingeschichte der Nachweis, daß ein Mikroorganismus der Erreger einer gefährlichen Infektionskrankheit ist. Die in dieser Arbeit niedergelegten Beobachtungen und Ergebnisse, die Koch etlichen von ihm neu entwickelten

Untersuchungsverfahren (Reinkultur von Bakterien auf organischen Nährböden, Färbetechniken) verdankte, bildeten den methodischen Grundstock für viele weitere Entdeckungen. So fand Koch im Jahre 1882 den Erreger der Tuberkulose und zwei Jahre später den der Cholera. Ab 1891 konnte Koch in Berlin mit seinen Mitarbeitern im neu gegründeten Institut für Infektionskrankheiten (heute Robert-Koch-Institut) forschen. Er unternahm weite Forschungsreisen in die Tropen der Alten Welt zum Studium der Malaria, Pest oder Schlafkrankheit und entwickelte Bekämpfungs- und Behandlungsmethoden. Im Jahre 1905 erhielt Koch den Nobelpreis für Medizin.

Götz, E., Knodel, H.: Erkenntnisgewinnung in der Biologie. J.B. Metzler, Stuttgart 1980.
Mägdefrau, K.: Geschichte der Botanik. Leben und Leistung großer Forscher. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.

Bruno P. Kremer, Redaktion

Die Große Strandschnecke *Littorina littorea*

2. Teil

Mario Mezler, Stefan Beinroth, Thomas Kappel und Ralf H. Anken

In zwei Artikeln haben die Autoren versucht, die Strandschnecke *Littorina littorea* von verschiedenen Seiten her zu beleuchten und von ihrer Einbindung ins Ökosystem über Morphologie und Lebensweise bis zur Mikroskopie einen Bogen zu schlagen. Anstoß dazu gab ein biologisches Praktikum an der Nordsee, wo sie die Schnecke über längere Zeit in einem Aquarium beobachteten und auch kleine physiologische Experimente durchführten. Mit Präparationen zur Erfassung der Anatomie und der mikroskopischen Aufarbeitung kommen sie zu einem runden Bild dieser interessanten Meeresschnecke.

Ethologie

Bei der Nahrungssuche richtet sich die Große Strandschnecke in auffälliger Weise nach dem Lauf der Sonne: Einige Zeit kriecht sie auf die Sonne zu, dann kehrt das Tier um und bewegt sich in gerader Linie von der Sonne weg. Zur Zeit dieses „Rückmarsches“ wandert die Sonne ein Stückchen weiter über den Horizont. Mit Hilfe dieses Verhaltens kriecht die Schnecke damit stets auf noch nicht abgeweideten Pfaden. Dieses Verhalten behält *Littorina* auch bei bedecktem Himmel bei, woraus auf ihre Fähigkeit, polarisiertes Licht wahrnehmen zu können, geschlossen werden kann (Grzimek, 1970). Dieses Vermögen, in nur einer Schwingungsebene sich ausbreitendes Licht wahrzunehmen, fehlt uns Menschen, wurde aber vom Nobelpreisträger von Frisch bei der Honigbiene entdeckt und inzwischen bei vielen niederen Organismen gefunden. Im Verhalten von *Littorina* fällt eine weitere Besonderheit auf, die man als „Standorttreue“ bezeichnen könnte: Man kann „horizontale“ von „vertikalen“ Individuen unterscheiden. Sammelt man Tiere von Hochpfählen, die mit ihrem unteren Teil im Wasser stehen (ihre Schale wird mit Nagellack markiert) und setzt sie mit Individuen, die von ebenen Flächen stammen (unmarkiert) zusammen in ein Aquarium, werden die markierten Tiere bei Belichtung aktiv und zeigen eine negative Geotaxis. Man hat festgestellt, daß die Höhe des Hochkriechens dieser „Vertikal“-Schnecken direkt proportional zu der Ebene ist, die im Brandungsbereich normalerweise von diesen Individuen bewohnt wurde.

Nahezu alle Verhaltensweisen der *Littorina* sind Reflexe oder Instinkte, also genetisch festgelegt.

In wenigen Fällen zeigt *Littorina* ein erworbenes Verhalten in Form von Prägungen, z. B. die oben genannte Prägung auf den Lebensraum. Das eher beschränkte Verhaltensspektrum dieser Weichtiere rührt von einer evolutionsmäßig noch nicht erfolgten Komplexation und Zentralisation des Nervensystems her.

Nervensystem

Das ursprünglich metamer gegliederte Nervensystem der Mollusken wurde im Lauf der Evolution zu einem vereinfachten, aber hochleistungsfähigen System aus Ganglien, einzelnen Neuronen und Nervensträngen reduziert. Wenn in den Nervensträngen Perikarien auftreten, spricht man von Marksträngen. Ansonsten handelt es sich um echte Nervenfasern (wie zum Beispiel bei Säugern).

Ein Ganglion bei *Littorina* ist ein Verband von Neuronen, bei dem im Gegensatz zu Ganglien von Wirbeltieren peripher angeordnete Zellkörper ein aus Fasern (Axone und Dendriten) bestehendes Neuropil umgeben. Mollusken besitzen fünf Paare solcher Ganglien, die durch Konnektive und Kommissuren (Nervenstränge) verbunden sind.

Prosobranchier und damit auch *Littorina* gehören zu den Streptoneura („Tiere mit überkreuzten Nerven“). Dabei überkreuzen sich die Konnektive (Längsnervenstränge), die von den im Kopf-/Fußbereich liegenden Ganglien zu denen im Eingeweidessack ziehen. Diese Überkreu-

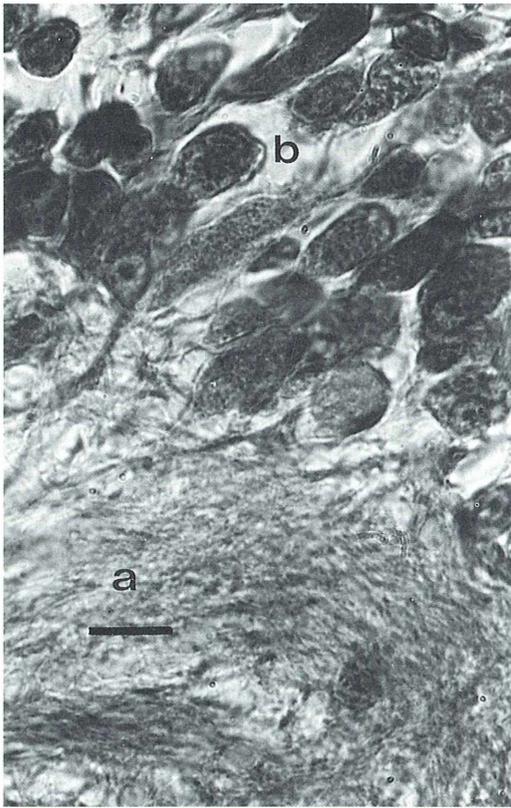


Abb. 1: Stark vergrößerter Ausschnitt aus einem Pedalganglion, mit Übergangszone von Perikarienbereich zum Neuropil. a Neuropil, b Perikarien. Maßbalken entspricht 10 μm .

zung entstand durch ein in der Natur einzigartiges Phänomen, der Torsion. Torsion bedeutet eine Drehung von Eingewidesack und Schale um 180 Grad gegenüber dem Kopf-/Fußbereich. Auf diese Weise gelangte nicht nur die Öffnung von Darm und Mantelhöhle (und damit auch das Osphradium; s.u.) nach vorne, sondern es kam hierbei zum Phänomen der Chiasmoneurie, der Überkreuzung der Pleurovisceral-Nervenstränge. Die Torsion bot den Vorderkiemern zwei Vorteile: Erstens bietet die nach vorne gedrehte Mantelhöhle einen Hohlraum zum Einziehen des Kopf-/Fußbereiches in die Schale. Zweitens gelangt ein Chemorezeptor (das Osphradium) in den Kopfbereich und kann die Wasserqualität vor dem Einstrom in die Mantelhöhle überprüfen. Im vorderen Kopf-/Fußbereich, hinter der Buc-

calmasse (Schlundkopf), finden sich bei *Littorina* drei Paar Ganglien (Bouvier, 1887):

- 1) Cerebralganglien (oberhalb des Ösophagus): Beide Cerebralganglien entsenden je fünf Hauptnerven zu Kopfhaut, Augen und Tentakeln (Abb. 1). Sie steuern ferner als übergeordnetes Zentrum alle Bewegungen und Reflexe, innervieren die auf den Pedalganglien befindlichen Statocysten (Schweresinnesorgane) und kommunizieren mit den unten genauer beschriebenen Buccalganglien.
- 2) Pleuralganglien (oberhalb des Ösophagus): Sie innervieren Bereiche im Mantel, bestimmte Zonen des Pallialkomplexes und den Columellarmuskel.
- 3) Pedalganglien (unterhalb des Ösophagus im anterioren Fußbereich): Die Pedalganglien innervieren die Fußmuskulatur über neun Hauptnervenstränge, wobei Abgliederungen der Pedalganglien, die Pro- und Metapodialganglien, die gleichnamigen Fußabschnitte versorgen (Abb. 1, 2).

Diese drei genannten Ganglienpaare sind zu einer nervösen Einheit, dem Schlundring, verbunden.

Auf dem Schlundkopf befinden sich die beiden sogenannten Buccalganglien, die über eine Kommissur verbunden sind und den Schlundkopf sowie den Ösophagus innervieren.

Alle Ganglien sind über Konnektive (Längs-Nervenstränge) und Kommissuren (Quer-Nervenstränge) mit anderen Ganglien verknüpft, und jedes Ganglion besitzt bestimmte Körperbereiche, für deren Versorgung es sich verantwortlich zeigt.

Zu den Pleuralganglien sei ergänzend erwähnt, daß sie Kontakt zu den Lateralganglien haben und weiter auf das unpaare Visceralganglion verschaltet werden. Die Lateralganglien werden auch als Sub- und Supraösophagialganglien bezeichnet und innervieren Bereiche des Mantels, der Eingeweide und des Pallialkomplexes (mit dem Chemorezeptor, s.u.).

Das unpaare Visceralganglion (Eingeweidenganglion) stellt eine unpaare Ganglienmasse dar und dient ebenfalls der Innervierung der Eingeweide.

Sogenannte Pleurovisceral-konnektive (eindeutiger wären die Bezeichnungen Pleuro-Sub-Ösophagial-Konnektiv bzw. Pleuro-Supra-Ösophagial-Konnektiv) führen zum Subösophagialganglion (liegt unter dem Ösophagus, rechts im vorderen, visceralen Teil des Ein-

Abb. 2: Beide Pedalganglien im Querschnitt. a Neuropil, b Perikarien, c Pedal-Kommissur, d Pedalganglion, e Fußmuskulatur. Maßbalken entspricht 100 μm .



geweidesacks) und zum Supraösophagealganglion (links, visceral, oberhalb des Ösophagus). Von diesen beiden Lateralganglien führen andere Konnektive (Visceralschleife) weiter zum Visceralganglion.

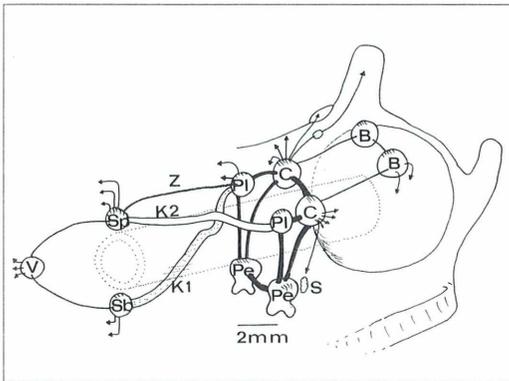


Abb. 3: Schemazeichnung vom Nervensystem der *Littorina* (Pfeile deuten abgehende Nervenstränge an, Linien zeigen Kommissuren und Konnektive). B Buccalganglion mit zwei Nerven zum Schlundkopf, C Cerebralganglion mit fünf Nerven zu Tentakel, Auge, Statocyste, Kopfhaut und Hautnervenzellen, Pe Pedalganglion mit Propodial- und Metapodialganglion, Pl Pleuralganglion mit Nerven zu Columellarmuskel, Pallialkomplex und Mantelrand, V Visceralganglion mit drei Nervensträngen zu den Eingeweiden, Sb Subösophagealganglion mit Nervensträngen zu Pallialkomplex und Eingeweiden, Sp Supraösophagealganglion mit Nervensträngen zu Eingeweiden, Osphradium und Pallialkomplex, S Statocyste, Z Zygoneurie, K1 Pleuro-Subösophageal-Konnektiv, K2 Pleuro-Supraösophageal-Konnektiv.

Die Torsion hat dafür gesorgt, daß sich die Pleurovisceralkonnektive überkreuzten (Chia-stoneurie). Das Pleuro-Sub-Ösophageal-Konnektiv führt also vom linken Pleuralganglion zum Subösophagealganglion auf der rechten Seite der Schnecke. Das Pleuro-Supra-Ösophageal-Konnektiv führt vom rechten Pleuralganglion zum Supraösophagealganglion auf der linken Seite der Schnecke.

Bei *Littorina* gibt es noch zusätzlich eine weitere, die sogenannte sekundäre Pleurointestinal-Verbindung: Hier ist das linke Pleuralganglion zusätzlich auch mit dem Supraösophagealganglion verbunden.

Ist eine solche „Kurzschaltung“ der Nerven auf beiden Seiten zu beobachten, spricht man von Dialyneurie. Tritt diese Verbindung jedoch nur linksseitig auf (wie es bei den meisten Mesogastropoden und auch bei *Littorina* der Fall ist), nennt man die Erscheinung Zygoneurie.

Obwohl sich Hyman 1967 im Falle der *Littorina* für eine Dialyneurie aussprach, schließen wir uns der weiter verbreiteten Meinung an, daß bei *Littorina* Zygoneurie auftritt (Fretter, Graham, 1976).

Die obigen Ausführungen werden auf den ersten Blick relativ kompliziert erscheinen, sind aber gerade bei unserem Objekt so schön nachzuvollziehen, daß wir es jedem biologisch interessierten Mikroskopiker empfehlen, den beschriebenen Strukturen nachzuspüren (Abb. 3).

Sinnesorgane

Die meisten Sinnesorgane der Großen Strandschnecke entstanden ontogenetisch aus der Scheitelplatte der Veligerlarve. *Littorina* ver-

fügt über Hautsinneszellen für die Wahrnehmung von taktilen und chemischen Reizen. Tentakel dienen ebenfalls der Wahrnehmung taktiler Reize (Abb. 4). Statocysten (Schwertsinnesorgane) dienen der Orientierung im Raum, was gerade bei wasserlebenden Organismen von größter Bedeutung ist. Die Statocysten befinden sich auf den großen Pedalganglien, leiten ihre Signale aber in die Cerebralganglien.

Littorina verfügt, wie die meisten der wasserlebenden Weichtiere, über ein Chemo-Sinnesorgan (Osphradium, Abb. 5). Dieser langgestreckte Chemorezeptor befindet sich vor den Kiemen in der Mantelhöhle und dient vorwiegend der Überprüfung der Qualität des Atemwassers. Das Osphradium besteht aus sensorischen Zellen, hohen Epithelzellen, mucösen Drüsenzellen und Pigmentzellen. Im Zentrum des Organs verläuft der Osphradialnerv.

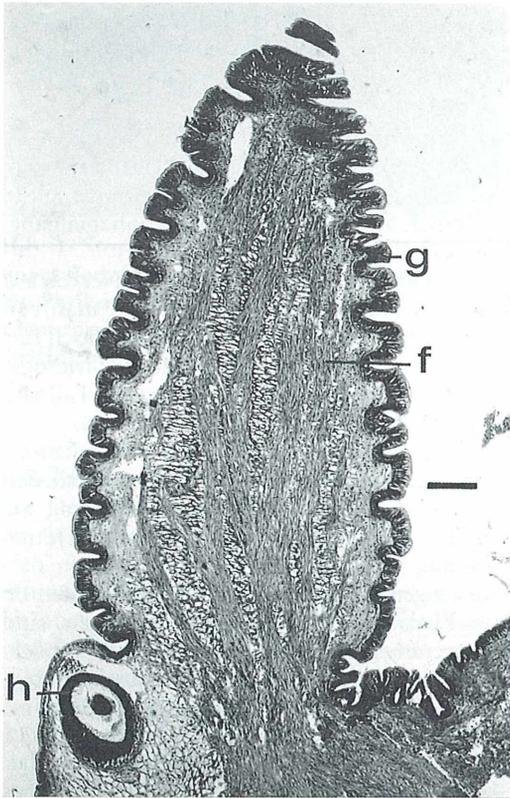


Abb. 4: Tentakel längs. f Tentakelmuskulatur, g Pigmentepithel, h Blasenauge mit zentraler Gallertmasse (ohne Pigmente im bedeckenden Körperepithel). Maßbalken entspricht 120 μm .

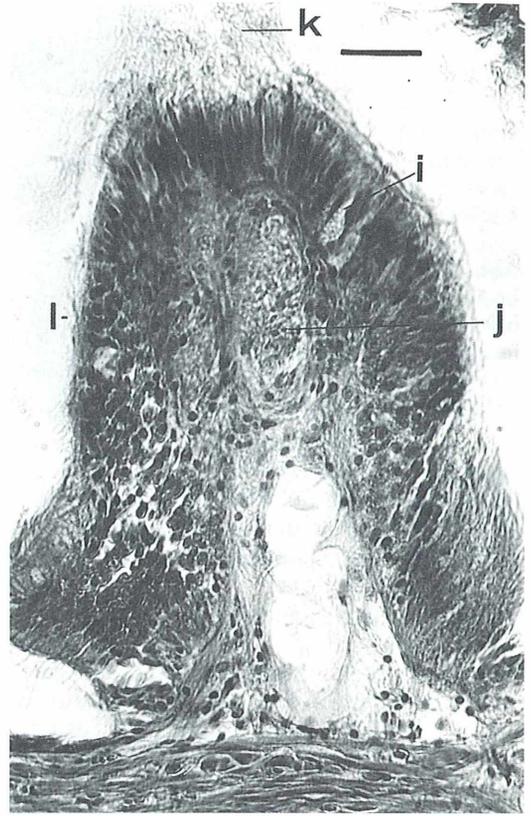


Abb. 5: Osphradium im Querschnitt. i mucöse Drüse, j Osphradialnerv, k Schleim, l Cilien. Maßbalken entspricht 20 μm .

Im Gegensatz zu höheren Schnecken und Tintenfischen, bei denen bereits ein Linsenauge ausgebildet ist, findet sich bei der einfacher organisierten Strandschnecke ein Blasenauge, das basal an den Tentakeln sitzt (Abb. 6). Solche Blasen- oder Lochaugen haben eine kleine Lichteintrittsöffnung (Camera-obscura-Prinzip) und sind wie im Falle von *Littorina* bereits mit Schleim gefüllt (Kappel, Anken, 1992). Das hierdurch erreichte Bild ist bereits recht scharf, aber noch lichtschwach und ermöglicht es der Schnecke, in Ansätzen Formen zu erkennen.

Wie oben bereits erwähnt, kann sich *Littorina* auch bei bedecktem Himmel nach der Sonne orientieren und vermag somit polarisiertes Licht wahrzunehmen.

Die Konzentration der Sinnesorgane im Kopfbereich ist – wie bei allen bilateral symmetrischen Tieren – funktionsmorphologisch bedingt.

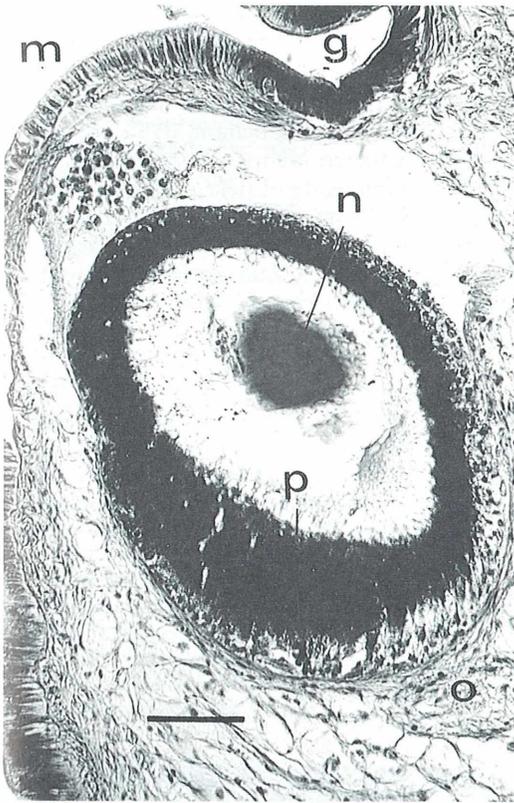


Abb. 6: Blasenauge im Längsschnitt. **g** Pigmentepithel, **m** pigmentfreies Epithel, **n** zentrale Gallertmasse, **o** Sehnerv, **p** Pigmentschicht. Maßbalken entspricht 50 μm .

Literaturhinweise

- Bouvier, E.: System nerveux, morphologie generale et classification des gasteropodes prosobranches. *Ann. Sci. Natur. Zool. ser. 7*, 3 (1987).
- Fretter, V., Graham, A.: A functional anatomy of invertebrates. Academic Press, London 1976.
- Grzimek, B.: Grzimeks Tierleben. Enzyklopädie des Tierreichs. III. Kindler Verlag, Zürich 1970.
- Hyman, L.H.: The invertebrates. Volume VI, Mollusca I. McGraw-Hill Book Compagny, New York 1967.
- Kappel, Th., Anken, R.H.: Die Netzhaut. *Mikrokosmos* 8, 179–182 (1992).

Verfasser: Mario Mezler, Universität Hohenheim, Institut für Zoologie 220, Garbenstr. 30, 70599 Stuttgart

Kurze Mitteilung

Kolonisation von Wasserpflanzen-Blättern durch Bakterien

Die Oberflächen von Wasserpflanzen sind meist dicht bewachsen mit Algen und Bakterien. Die Folgen dieser Kolonisation für den Gastherrn sind wenig bekannt. Man ging sogar so weit zu behaupten, daß starke Populationen von epiphytischen Bakterien fatale Effekte haben und die Veralterung der Blätter beschleunigen sollten. Dies würde auch bedeuten, daß durch die Begrasung von wirbellosen Tieren die Bakterienschicht entfernt und so das Leben des individuellen Blattes verlängert wird. Eine sorgfältige Untersuchung der untergetauchten Blätter des Gemeinen Hornkrautes (*Ceratophyllum demersum* L.) ergab nun, daß die Populationsdichte der aufsitzenden Bakterien positiv korreliert ist mit dem Blattalter. Diese Beobachtung stimmt überein mit Befunden beim Flutenden

Hahnenfuß (*Ranunculus penicillatus*), dem Krausen Laichkraut (*Potamogeton crispus*) und beim Bach-Ehrenpreis (*Veronica beccabunga*).

Auf älteren Blättern ist die gesamte Oberfläche mit zahlreichen Bakterienkolonien bewachsen; ein Drittel der untersuchten älteren Blätter ließ Anzeichen des Eindringens von Bakterien erkennen. 54 % der Zellen der Blattepidermis enthielten Bakterien. In jungen, gesunden Blättern wurden keine Bakterien-Invasionen beobachtet.

So kommt man zu dem Schluß, daß die epiphytischen Bakterien nicht die Ursache für die Blattalterung sind, wohl aber werden die inneren Gewebe des Blattes nach Eintritt des Alters von Bakterien kolonisiert.

Underwood, G.J.P.: Colonization and invasion of leaves of the aquatic macrophyte *Ceratophyllum demersum* L. by epiphytic bacteria. *Microbial Ecology* 21, 267–275 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kurze Mitteilungen

Eisenmangel begrenzt Plankton-Wachstum

Schon die Plankton-Beobachtungen der Discovery Expedition von 1925/1927 zeigten, daß immer gerade dort das Seewasser reich an Plankton-Organismen war, wo Eisensalze vom Land aus in die See transportiert wurden. Nun haben amerikanische Forscher des Moss Landing Marine Laboratories in Californien die Hypothese geprüft, wonach das antarktische Phytoplankton trotz des großen Mineralreichtums des Wassers wegen Eisenmangel in seinem Wachstum begrenzt ist: In der antarktischen Gerlach-Strasse, in der es häufig zu Plankton-„Blüten“ kommt, ist der Eisengehalt des Wassers hoch ($74 \text{ nmol kg}^{-1} \text{ Fe}$), während die Gewässer der Drake-Passage mit geringem Plankton-Wachstum einen niedrigen Gehalt an löslichem Eisen besitzen ($0,16 \text{ nmol kg}^{-1} \text{ Fe}$). So

ist das Phytoplankton der Drake-Passage durch den Eisenmangel so gehemmt, daß es nur etwa 10 % der anderen Nährstoffe ausnutzen kann. Für den limitierenden Effekt des Eisens spricht auch die Tatsache, daß bei einem Experiment in der antarktischen Ross-See die Plankton-Produktivität durch Zufügen von Eisensalzen gesteigert werden konnte.

Diese Beobachtungen sind von Bedeutung, da sich hier eine Möglichkeit auftut, eine Erhöhung des Kohlendioxidgehaltes der Atmosphäre durch verstärktes Algenwachstum im Phytoplankton zu kompensieren. Die Überlegungen laufen dahin, daß eine Gegenmaßnahme gegen den uns immer stärker bedrohenden Gewächshauseffekt eine Eisendüngung der Ozeane sein könnte.

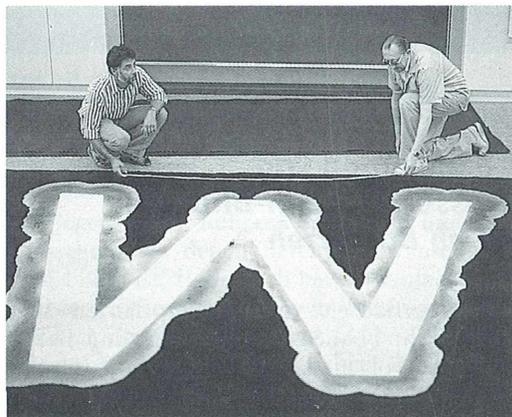
J.H. Martin, R.M. Gordon, S.E. Fitzwater, *Nature* 345, 156–158 (1990).

H.F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Physarum polycephalum im Guinness-Buch der Rekorde

In der Ausgabe von 1989 des Rekorde-Buches kann man auf Seite 131 nachlesen, daß Wissenschaftler des Instituts für Cytologie und Mikromorphologie der Universität Bonn das größte Protozoon der Welt gezüchtet haben. Es handelt sich um ein mit Nährlösung und Haferflocken gefüttertes Exemplar des zu den Protozoen zählenden Schleimpilzes *Physarum polycephalum*. Der am 17.8.1987 vermessene Organismus bedeckte seinerzeit eine Fläche von $5,54 \text{ m}^2$ bei einer Dicke von maximal $0,5 \text{ mm}$. Dieses Protozoon, das in seiner natürlichen Umgebung selten größer als 30 cm wird, ist derzeitiger Weltrekordhalter.

Als Besonderheit wird erwähnt, daß *Physarum* zum Studium zellulärer Bewegungen genutzt wird (siehe auch Artikel von Laane et. al., *Mikrokosmos* 82: 50–58 (1993)). Mit der Rekordgeschwindigkeit von rund 1 mm pro Sekunde strömt in diesem Lebewesen das Protoplasma zehnmal so schnell wie in den „schnellsten“ bekannten Pflanzenzellen. *Physarum* besitzt eine Vielzahl von Kernen, weist aber keine zelluläre



Prof. Dr. K.E. Wohlfarth-Bottermann (links) und Dr. R. Stiemerling (rechts) vom Institut für Cytologie und Mikromorphologie (heute Institut für Zellbiologie) der Universität Bonn mit dem in Form des Initials „LW“ ausgewachsenen Riesenexemplar von *Physarum polycephalum*.

Gliederung auf, ist also ein azellulärer Schleimpilz.

Klaus Hausmann, Redaktion

Buchbesprechungen

Schlee, D.: Ökologische Biochemie. 2. überarbeitete und erweiterte Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart, New York, 1992, 587 Seiten, 243 Abbildungen, 61 Tabellen, gebunden, DM 138,00 ISBN 3-334-60393.

Zwischen Ökologie und Biochemie, zwei vom Gegenstand her zunächst recht verschiedenen Teildisziplinen der Biowissenschaften, hat sich in jüngerer Zeit eine gemeinsame Nahtstelle mit zahlreichen überraschenden Berührungspunkten herausgebildet: immer mehr zeigte sich nämlich, daß Formen und Leistungen bestimmter ökologischer Anpassung sich auf der Grundlage biochemischer Vorgänge beschreiben und verstehen lassen. Erst die Kenntnis der stofflichen Abläufe auf dem Niveau der Zellorganellen, Zellen, Gewebe oder Organismen läßt manche Sonderanpassung der Lebewesen überhaupt erst so richtig verständlich werden. Das vorliegende Buch hätte insofern ohne weiteres auch als „Biochemische Ökologie“ betitelt werden können.

Das inhaltsreiche und gegenüber der Erstauflage (1986 im Umfang von 355 Seiten mit 194 Abbildungen als Lizenz im Springer-Verlag erschienen) beträchtlich erweiterte Buch gibt im ersten Kapitel einen kompakten Überblick über die Vielfalt der Wechselbeziehungen zwischen Organismus und Umwelt und zeigt hier beispielsweise die Wirkung von Stressfaktoren auf bestimmte Leistungen des Zellstoffwechsels auf. Dann wendet sich die Darstellung der biochemischen Anpassung an die abiotischen Umweltfaktoren wie Licht, Kohlendioxid, Sauerstoffmangel, Schwefeldioxid, Temperatur, Wasser, Salinität oder Nährstoffmangel zu. Diese Teilabschnitte beschreiben demnach die Auseinandersetzung von

Pflanzen und Tieren mit physikochemischen Randbedingungen ihrer Umwelt, mit der Umsteuerung oder Optimierung bestimmter Stoffwechselprozesse zur Bewältigung von Stresssituationen. Er bezieht in diese Sichtweise ausdrücklich auch zahlreiche Beispiele aus der Biologie der Mikroorganismen ein und zeigt, wie die komplexen Struktur- und Funktionsgefüge ganzer Ökosysteme tatsächlich als chemische bzw. biochemische Sachverhalte beschreibbar sind. Im dritten Hauptkapitel geht es um biochemische Wechselwirkungen der Organismen untereinander (u. a. chemische Konkurrenz zwischen Pflanzen, Botenstoffe zwischen Tieren, stoffliche Basis von Symbiosen). Die spezielle Wirkung ökologisch bedeutsamer Naturstoffe (zusammen als Allelochemikalien bezeichnet) erfolgt hier nicht wie üblich nach den beteiligten Stoffklassen, sondern nach den jeweiligen Wirkmustern (beispielsweise Pheromone, Toxine, Phytoalexine u. a.). Die Darstellung faßt also auf sehr breiter Basis die interessantesten Befunde aus dem Überschneidungsfeld von Biochemie und Ökologie zusammen. Da viele der benannten Beispiele anhand von Klein- oder Kleinstorganismen erläutert werden und deren Einnischung in ihre jeweilige Umwelt mit den Darstellungsmitteln der Biochemie beschreiben, ist das vorliegende Werk auch für den Mikroskopiker von besonderem Interesse.

Ohne gewisse Grundkenntnisse der Stoffwechselphysiologie könnte die Lektüre für ihn allerdings etwas unergiebig bleiben, da sich die ansonsten sehr gut lesbare und reich illustrierte Darstellung nicht primär an Anfänger richtet. Für den Fortgeschrittenen, der sich bei den stofflichen Vorgängen seiner Objekte schon etwas genauer auskennt, ist das Buch allerdings eine überraschend reichhaltige Fundgrube,

die immer wieder mit neuen Zusammenhängen überrascht.

Bruno P. Kremer, Köln

Göthel, H.: Farbatlas Mittelmeerfauna, Niedere Tiere und Fische. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, 1992, 318 Seiten, 306 Farbfotos, kartoniert, DM 46,00 ISBN 3-8001-7251-8.

Von den Meeresgebieten innerhalb des normalen Urlaubsaktionsradius gehört das Mittelmeer zweifellos zu den besonders interessanten und vor allem auch enorm artenreichen Lebensräumen. Das vorliegende Werk ist als einführende Bestimmungshilfe gedacht, um die häufigeren oder besonders bezeichnenden Arten der Wirbellosen von den Schwämmen bis zu den Manteltieren sowie eine Reihe von Fischen aus den küstennahen Benthoslebensgemeinschaften besser zu erkennen und zuzuordnen. Dem eigentlichen Bestimmungsteil, der etwa 280 repräsentative Arten (von mehreren tausend tatsächlich vorkommenden) vorstellt, geht eine zehnteilige Einführung in die Lebensräume und Lebensgemeinschaften des Mittelmeeres mit zusätzlichen Betrachtungen zur wissenschaftlichen Benennung und Systematik der Tiere voran. Während dieser Buchteil inhaltlich und illustrativ außerordentlich dürftig ausgefallen ist, besteht der nicht übermäßig umfangreiche Bestimmungsteil durch (größtenteils) exzellente Farbfotos, die einen ausschnitthaften Einblick in die faszinierende Unterwasserwelt bieten. Mikroskopiker, die den einen oder anderen Organismus in ihre eigenen Erkundungen einbeziehen möchten, werden gewiß die Hinweise zur Aquaristik begrüßen, denn viele der dargestellten Arten sind vergleichsweise problemlos auch in

Meereswasseraquarien zu Hause zu haltern. Die Anschauung vor Ort wäre allerdings in jedem Fall vorzuziehen. Eine fotografisch recht ansprechende, herstellerisch aber weniger gelungene erste Einführung in einen faszinierenden, gleichwohl aber hochgradig gefährdeten Lebensraum.

Patrick Haller, Köln

Kühnel, W.: Taschenatlas der Zytologie, Histologie und mikroskopischen Anatomie.

8. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1992, 448 Seiten, 552 Abbildungen, Taschenbuch, DM 48,00 ISBN 3-13-348608-X.

Dieses Buch bietet eine Fülle mikroskopischer Einsichten in den menschlichen und tierischen Organismus. Die sehr zahlreichen Farbfotos gefärbter lichtmikroskopischer Preparate von allen Organen und Geweben werden nicht nur den Studierenden der Medizin eine Hilfe im histologischen Kurs sein, sondern sie werden ebenso Biologen und biologisch interessierten Laien einen Überblick Über die Formenvielfalt von Zellen und Zellverbänden geben.

Der Atlas beginnt mit einer Vorstellung der tierischen Zellformen, zeigt mit elektronenmikroskopischen Bildern die wichtigsten Organellen der unterschiedlich differenzierten Zellen und geht schließlich im Hauptteil des Buches auf den zellulären Aufbau der Gewebe und Organe ein. Zusätzlich zu den mit verschiedenen Methoden gefärbten lichtmikroskopischen Schnittpreparaten vermitteln rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen einen räumlichen Eindruck einzelner Zellen und ganzer Zellverbände. Jedes Foto ist mit einem prägnanten, jedoch für Leser mit etwas biologischem Grundwissen verständlichen Text beschrieben.

Nicht immer aber informiert der Kommentar daruber, aus welchem tierischen Organismus das Preparat stammt. Zahlreiche Tabellen im Anhang geben in knapper Weise Auskunft Über die Wirkung der wichtigsten Farbmethoden und Über Charakteristika und morphologische Unterscheidungsmerkmale der Gewebe- und Organtypen. Damit gibt das Buch vor allem den Histologen Hilfeleistung bei der Klärung diagnostischer Fragen.

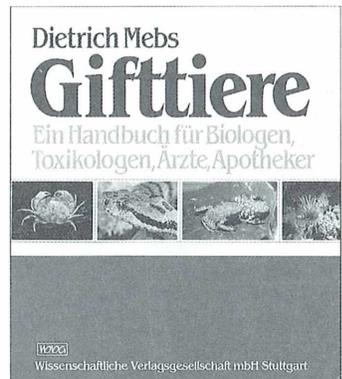
Dieser übersichtlich gestaltete Taschenatlas ist sicherlich nicht nur zum Nachschlagen geeignet, sondern er verführt zum Blättern und zum Kennenlernen der mikroskopischen Ansichten von Mensch und Tier.

Annett Burzlaff, Berlin

Mebs, D.: Gifftiere. Ein Handbuch für Biologen, Toxikologen, Ärzte und Apotheker. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart, 1992, 280 Seiten, 155 farbige und 36 schwarzweie Abbildungen, gebunden, DM 148,00 ISBN 3-8047-1219-3.

Ein überaus prächtig ausgestattetes und informatives Handbuch ist vorzustellen, das sich auf sehr breiter Basis mit Gifttieren beschäftigt, genauer mit der Natur ihrer Giftwaffen und der besonderen Wirkung der damit eingesetzten Gifte. Es gliedert sich in zwei Teile: Im Kapitel Meerestiere werden alle aktiv und passiv giftigen Verwandtschaftsgruppen von den Schwämmen bis zu den Seeschlangen behandelt. Bei den Landtieren reicht die Bandbreite entsprechend ausgerüsteter Tiergruppen von den Skorpionen Über Spinnen, Zecken, Insekten bis hin zu den Amphibien und Reptilien. Jede aufgenommene Beispielart wird mit ihren wichtigsten biologischen Kennzeichen näher erläutert. Hinzu kommen

jeweils zahlreiche nützliche Informationen Über Vergiftungsumstande, Vorsichtsmaßnahmen, Giftapparat, Giftchemie, Vergiftungserscheinungen und Maßnahmen der Ersten Hilfe. Eindrucksvolle Farbfotos und erläuternde sw-Graphiken zu anatomischen Details der Giftorgane runden die Darstellung ab. Für Mikroskopiker besonders interessant ist die Einbeziehung gerade solcher Planktonorganismen des Meeres- und des Suwasserplanktons, die hochpotente Giftproduzenten sind und als Ursache für die passive Giftwirkung vieler Wirbelloser (vor allem Muscheln) oder Wirbeltiere (Speisefische) in Frage kommen.



Mit diesem vorzüglichen Handbuch ist eine außerordentlich sorgfältige und kenntnisreiche Zusammenschau von europäischen sowie subtropisch-tropischen Land- und Wassertieren gelungen, die ihre äußerst wirksamen Giftwaffen zur Verteidigung oder auch zum Beutefang einsetzen und gelegentlich dem Menschen gefahrdlich werden können. Es bietet auf die vielen damit zusammenhängenden Fragen Antworten nach dem neuesten Kenntnisstand der Toxikologie und bietet somit Einblicke in ein Teilgebiet der Biologie, das auch abgesehen von seiner praktischen Bedeutung von besonderem Allgemeininteresse ist.

Bruno P. Kremer, Köln

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Da wir auf den verschiedentliche Male geäußerten Wunsch hin in Heft 82/6 (November 1993) eine aktuelle Liste der Anschriften sowie Ansprechpartner der diversen mikroskopischen Gesellschaften und Vereine zusammenstellen möchten, bittet die Redaktion darum, ihr bis spätestens zum 10. September 1993 die derzeit geltenden Anschriften (für Deutschland mit neuer Postleitzahl und Telefonnummern mitzuteilen.

Mikrobiologische Vereinigung Hamburg

Korrektur zur Programm-Übersicht in Heft 82/3

Der Treffpunkt Institut für Allgemeine Botanik in Hamburg, Klein-Flottbeck (Eingangshalle) galt nur für die Veranstaltung am 23. 4. 1993. Der regelmäßige Treffpunkt ist, wenn nicht anders angegeben, das Gymnasium Meiendorf, Schierenberg 60. Weitere Informationen bei Christin Haeser, Rupertistr. 7a, 22069 Hamburg, Tel.: 0 40/82 61 18.

09. Oktober–

24. Oktober

27. Oktober

Herbstferien

Dr. Heinz Strebler: Koniferenholz und Palmholz.

Kurs- und Arbeitslokal, Vortragssaal im Schulhaus Ilgen B, Ilgen-Straße 15, 8032 Zürich, oberhalb Römerhof (Tram Nr. 3 ab Hauptbahnhof)

Im Kurslokal stehen den Teilnehmern MGZ-eigene Mikroskope, Stereomikroskope mit Beleuchtung, Mikrotome, Färbe- und Arbeitsutensilien, Dia- und Schreibprojektor, Video-Mikro-Projektionseinrichtung sowie eine umfangreiche Bibliothek zur Verfügung.

Mikroskopische Gesellschaft Zürich



Programm vom Juli bis Oktober 1993

17. Juli–

22. August

07. August

Sommerferien

Mikroskopieren am Katzensee (ab 10.00 Uhr) mit Picknick.

25. August

Besuch der FAP (Eidg. Forschungsanstalt für landw. Pflanzenbau) Reckenholz 18.30 Uhr, Dr. Ch. Högger.

01. September

Dr. Hr. Bürgi: Die Auswirkung der Mittellandseen-Sanierung auf deren Plankton.

08. September

Freier Arbeitsabend

15. September

Alfred Kern MGZ: Botanische Histologie

22. September

Dr. Rötliberger: Die Anwendung des Mikroskops in der Erdwissenschaft.

29. September

Erwin Kaspar MGZ: Morphologie der Koniferennadeln.

02.–08. Oktober

Zum sechsten Mal sind wir am Bodensee: Limnologie und Mikroskopieren am Bodensee. Das Haus „GRETH“ bietet uns Unterkunft, Verpflegung und Arbeitsräume.

06. Oktober

Freier Arbeitsabend

Mitteilung aus der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH)

Programm Juli – Dezember 1993

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover (MAH) trifft sich regelmäßig in den Räumen des Instituts für Andrologie der Tierärztlichen Hochschule Hannover, Bünteweg, jeweils am 1. Montag im Monat um 19.00 Uhr.

Folgende Themen sind für die nächsten Arbeitsabende vorgesehen bzw. sind schon bearbeitet worden; es können sich jedoch aus organisatorischen Gründen Änderungen ergeben.

05. Juli

Sommerferien

02. August

Nachweis von Stärke

06. September

Leitbündel in pflanzlichen Geweben

18. Oktober

Ein Umweltbeauftragter berichtet

01. November

Färbungen von Schnitten

06. Dezember

Mikrophotos (Dias) und Weihnachtsfeier

Bei der Programmgestaltung sollen immer die verschiedenen Interessen aus dem Bereich der Mikroskopie berücksichtigt werden, so daß auch den Wünschen von Anfängern entsprochen wird. Außerdem können an den einzelnen Abenden auch andere Themen zusätzlich behandelt werden.

Auskünfte über das Arbeitsprogramm erteilen folgende Mitglieder: Karl Brüggemann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: (05 11) 81 33 33 privat; (05 11) 3 08-15 10 dienstlich. Michael Butkay, Klapperweg 9, 30966 Hemmingen, Tel.: (05 101) 23 16. Petra Hasenleder, Wasserkampstr. 10, 30559 Hannover, Tel.: (05 11) 52 67 09.

Mikro-Markt

Kleinanzeigen im MIKRO-MARKT kosten DM 20,- (bis 20 Worte); jedes weitere Wort DM 1,-, Chiffregebühr DM 5,-. Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG, Anzeigenabteilung, Postfach 7201 43, 70577 Stuttgart.

Mikroskope neu und gebraucht zu günstigen Preisen mit Garantie. Nagelneue Restposten, Ausstellungs-Stücke vom Schülermikroskop bis zur Forschungseinrichtung und Rasterelektronenmikroskope. Die Marken: Leica-Leitz, Cambridge, Wild, AO, B & L, Reichert, Zeiss West Jeol, ISI UVA. Mit im Angebot: Objektive, Zubehör, Mikrotome und Messer. Fordern Sie unsere Liste an!! Foto Rasche, Hauptstraße 108, 58675 Hemer, Tel. 02372/1 2684, Fax 02372/1 2287

Forschungs-Stereo-Mikroskop russ, Bauj. 92, Niedervolt-Punkt-Beleuchtung, Durch- u. Auflichtsockel, 4-linsiges Frontobjektiv, 5-fach Schaltwalze, 4,8–56fach, ausbaufähig bis 98fach, kompl. Stck. DM 560,-.

Macstov-Spiegel-Linsen-Optik, 100/1000, visuell und fotografisch, hervorragend für Astro-Zwecke, incl. Okular DM 550,-.

Grenzschutzspektiv 30 x 75, 5-linsiges Objektiv, brillante Abbildung DM 350,-. russ. Dachkant-Bino 7 x 35 DM 200,-. Tel. 0209/394745.

Zeiss-Stereomikroskop SR, 5fachwechsler 0,8–1,25–2–3,2–5X, Objektiv 100 mm, 2 Okulare 10X/20 foc, Fotozweischentubus, Stativ LO DM 3.500,-. Tel. 07364/8823

Mikroblitzeinrichtungen (Doppelkollektor- und Einspiegelungssysteme), TTL-gesteuert, leistungsfähig und bewährt für nahezu alle Mikroskope. Beratung und Anfertigung durch Jürgen Stahl-schmidt, Haferkamp 60, 58093 Hagen.

Zeiss-Objektive, 20er F-Achromat LD 150,- DM, 40er Achromat 100,- DM, 100er Achromat 150,- DM, 40er Achromat Ph2 200,- DM, 100er Achromat Ph3 250,- DM; Komplettpreis 750,- DM. Tel. 02552/1602.

2 Optovare Zeiss je 700,- DM, Reichert Fluoreszenzmikroskop für Auf- und Durchlichtanregung 2.500,- DM, Zeissp. a. Kondensator AP I.4 Phase-Hellfeld 500,- DM, DIC-Einrichtung 4.000,- DM. Durchlicht-Hellfeldkondensator AP.0.9 250,- DM. Plan-Neofluare 10x, 20x, 40x, 100x 2.000,- DM. Dr. H. Auner, Franz-Josef-Str. 23, A-8200 Gleisdorf

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. **Gelegenheit:** Preise wie vor 30 Jahren! Präparate aus unserem Lager zu DM 2,50 pro Stück, solange der Vorrat reicht. Labor f. mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie Ingrid Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 0841/54398



GUSTAV FISCHER FACHBIBLIOTHEK

Flechten

von Nord- und
Mitteleuropa.
Ein Bestimmungsbuch

Von Dr. Roland Moberg und Ingmar Holmasen, Uppsala.
Aus dem Schwedischen übersetzt von Ute Jülich, Den Haag.

1992. 237 Seiten mit zahlreichen, zum größten Teil farbigen
Abbildungen, geb. DM 78,-

In diesem Bestimmungsbuch zur Flechtenflora sind etwa
500 Arten aufgenommen, von denen rund 300 abgebildet
und ausführlich beschrieben werden. Neben allen häufigen
Strauch- und Blattflechten sind auch die wichtigsten und auf
einem Foto leicht erkennbaren Krustenflechten enthalten.

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur maschinenschriftlich auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Platzierung der Abbildungen und Tabellen angeben. Computergeschriebene Manuskripte bitte entsprechend einrichten. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse.

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) oder handschriftlich auf einem aufgelegten Transparent-Deckblatt anbringen. In letzterem Fall nimmt die Redaktion die Beschriftung der Bildvorlagen nach den Angaben der Autoren vor. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Korrekturfahnen des Beitrags wieder zurückgesandt.

6. Literaturzitate in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kappel, T., Anken, R.H.: Zur Biologie des Schwerträgers *Xiphophorus helleri*. Mikrokosmos 81, 241–244 (1992).

Buchzitate:
Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. 5. Aufl., UTB 31, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1984.

Zitate von Buchbeiträgen:
Caspers, N.: Die Insektenfauna im unteren Hochrhein und im Oberrhein – Stand Sommer 1987. In: Kinzelbach, R., Friedrich, G. (Hrsg.): Biologie des Rheins, S. 349–359. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.

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

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

9. Der Verlag honoriert jede volle Druckseite mit DM 50,-, Kurzbeiträge bis zu einer halben Druckseite mit DM 25,- und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,-.

10. Text- und Bildbeiträge bitte einsenden an Redaktion MIKROKOSMOS
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Zoologisches Institut der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin
(Manuskripte zu zoologischen Themen);
oder an
Redaktion MIKROKOSMOS
Dr. Bruno P. Kremer
Johann-Henk-Straße 35 a
53343 Wachtberg
(Manuskripte zu botanischen Themen).

Mikrokosmos
Heft 4/93

1 Bote(6)
300229

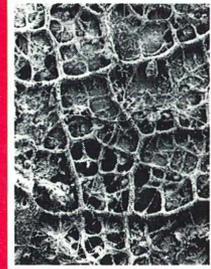
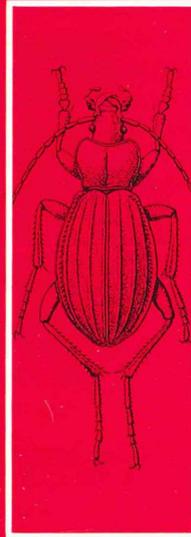
Bibliothek des OÖ.Landesmuseum

Museumstraße 14
4020 Linz

Richard Lindner Biologie der Bodenarthropoden

Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · New York

FÜR IHRE FACHBIBLIOT



» Das Buch ist vom Umfang und der Qualität der Abbildungen einmalig. Es muß jeden begeistern, der sich an der Vielfalt und Schönheit der Lebensformen noch erfreuen kann. «
Deutsche entomol. Zeitschrift

 **GUSTAV
FISCHER**

448 Seiten mit über 1100 raster-
elektronen-mikroskopischen Bildern
auf 192 Tafeln, 219 Abbildungen,
geb. DM 148,-

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1993

Band/Volume: [82_4](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 82_4 1](#)