

II 90372

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

E 20582 F

MIKROKOSMOS

83. Jahrgang/Heft 4

Juli 1994



**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, Mikrographische 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** Begegnung mit der Erntemilbe
Neotrombicula autumnalis Shaw
Wolfgang Karg

- 195** Einsichten in Durchsichtiges
Werner Vogel

- 201** Verbreitungsorgane bei Samen und Früchten –
eine fotografische Erkundung
I. Die Vielfalt der Transportmechanismen
Hans-Ferdinand Linskens und Claudius K. Stumm

- 207** Pepsin-Matzeration
Gero Hilken

- 211** *Ophrydium versatile*: Untersuchungen zur Morphologie und
Ökologie eines koloniebildenden Wimpertieres
Harald Bücker und Klaus Hausmann

- 223** Ein reizvolles Frühstücksvergnügen für Mikroskopiker
Heinz Kringler

- 227** *Hydra* im Lebendpräparat
Heinz Schneider

- 237** Verhaltensstudien an Ciliaten
I. Vom Unterschied biologischer und organismischer Sichtweisen
Nicola Ricci

- 247** Mit *Daphnia* auf Tingeltour
Erich Lüthje

Rubriken

- 205**
Aus der Redaktion

- 209, 218, 222, 225, 226,
236, 243, 244**
Kurze Mitteilungen

- 219**
Mikro-Galerie

- 220**
Nachrichten

- 235**
Aus der Industrie

- 245**
Mikro-Quiz

- 251**
Buchbesprechungen

- 255**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften

- 255**
Mikro-Markt

Umschlagabbildung: Samen des Blauglockenbaumes (*Paulownia tomentosa*) im Auflicht-Dunkelfeld. Siehe Artikel Linskens und Stumm, S. 201–205.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 102,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 75,-), 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. 0711/45 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 irgend einer Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1994

Satz: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt

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

Printed in Germany

Begegnung mit der Erntemilbe

Neotrombicula autumnalis Shaw

Wolfgang Karg

In der Gruppe der Milben finden wir sehr unterschiedliche Ernährungsweisen: Viele leben räuberisch, andere parasitisch auf Pflanzen oder Tieren. Auch pflanzliche Substanzen oder organische Abfallstoffe werden vertilgt. Bemerkenswert erscheint es, wenn die verschiedenen Entwicklungsstadien einer Art sich unterschiedlich ernähren. Dies trifft für die Erntemilbe zu, die auch den Menschen befällt.

Früdig empfingen die Großeltern ihre Enkelkinder. Diese konnten es kaum erwarten, in den großen Garten zu gelangen. Nur leicht mit einer Strandhose bekleidet, krochen sie zwischen den Stachelbeerbüschchen hindurch, um Beeren zu naschen.

Sie wären noch lange im Garten geblieben, wenn sich nicht ein unerträgliches Jucken an den Knöcheln, zwischen den Beinen und in den Achselhöhlen eingestellt hätte. Es schien, als wären sie in ein Brennnesselgestrüpp geraten. Es gab aber zwischen den Beeresträuchern keine Brennnesseln. Trotzdem röteten sich die juckenden Hautstellen und es bildeten sich aufgewölbte Quaddeln. Die überraschten Großeltern rieten erst einmal, nicht zu kratzen und versuchten, mit feuchten Tüchern zu kühlen. Dies half nicht. Schließlich besah sich der Großvater die entzündeten Stellen mit einer Lupe und entdeckte winzige, orange gefärbte Tiere von etwa 0,3 mm Körperlänge. Es gelang, mit einem Läppchen, das mit Spiritus getränkt war, die Tiere zu entfernen und unschädlich zu machen. Danach gingen die Entzündungen schnell zurück.

Vorkommen des Parasiten

Bei dem Parasiten handelt es sich um die Larven der sogenannten Erntemilbe oder Herbstmilbe, *Neotrombicula autumnalis* Shaw (Abb. 1). Die Milbenart gehört zur Familiengruppe der Prostigmata (vergl. Karg, 1993). Sie tritt vor allem in wärmebegünstigten, meist feuchten Landschaftsteilen auf, sowohl in Niederungen als auch im Gebirge. Wir finden sie

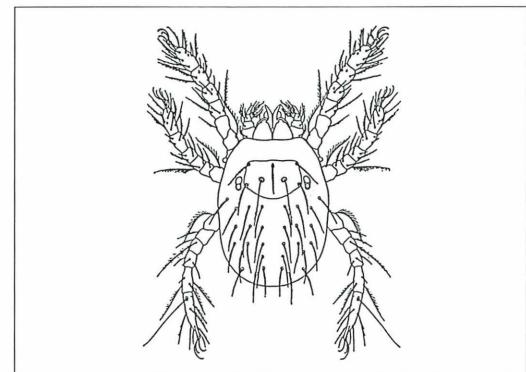


Abb. 1: Mikroskopische Zeichnung von der Larve der Erntemilbe *Neotrombicula autumnalis*.

auf Wiesen, Feldern und Gärten. Der Befall konzentriert sich herdartig auf bestimmte Areale von 15 bis 20 km². Das Verbreitungsgebiet der Art erstreckt sich von den Britischen Inseln in einem breiten Streifen über Mitteleuropa bis zum Schwarzen und Ägäischen Meer. Bei warmem, sonnigem Wetter kommt es dort immer wieder zu Beeinträchtigungen der Menschen. Besonders bei dieser Witterung werden die Milben aktiv und sammeln sich auf erhöhten Bodenstellen oder an Sträuchern und Grasbüscheln. Sobald Warmblütler in ihre Nähe gelangen, gehen sie auf diese über. Das können Vögel sein oder Mäuse, Kaninchen, Igel, Hunde und andere Säuger. Auf diese Weise wird die Milbe zugleich verbreitet. Wie wir sahen, wird auch der Mensch befallen, wenn dicht anliegende Kleidung ihn nicht schützt.

Einstich und Saugakt

Bevorzugt befallen werden dünne Hautstellen. Die Larve injiziert mit Hilfe von einem Paar dolchartiger Mundwerkzeuge, den Cheliceren (Abb. 2), Speichel in die Haut ihres Opfers. Die ätzenden Verdauungssäfte dringen in die Haut ein, bis sie das nervenhaltige Unterhautgewebe erreichen. In dem Augenblick setzt das schmerzhafte Brennen und Jucken ein. Als Abwehrreaktion bildet die Haut ein schlauchartiges Fibrinrohr (Stylostom oder Histiosiphon, Abb. 2), zugleich aber zum Vorteil für den Parasiten, der nun aus den tieferen Gewebeeschichten das begehrte Blut saugen kann.

Die Larve bleibt an der Einstichstelle drei bis fünf Tage sitzen. Dabei vergrößert sich ihr Körper auf 0,8 mm Länge und nimmt eine gelbliche Farbe an. Schließlich fällt die Milbe ab, ohne ihr Opfer oder andere Wirte ein zweites Mal anzustechen.

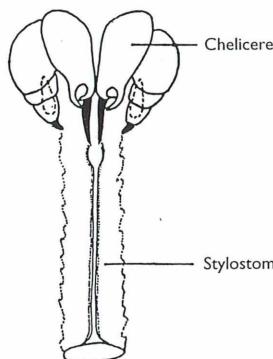


Abb. 2: Nach dem Einstich bildet sich in der Haut des Wirtes ein schlauchartiges Fibrinrohr: Stylostom oder Histiosiphon.

Entwicklung und Verwandlung

Die Larve verkriecht sich im Boden und wandelt sich in fünf bis sechs Wochen zu einer achtbeinigen Nymphe von etwa 1 mm Körperlänge um. Ihr Körper ist dicht mit langen weißen Haaren bedeckt (Abb. 3). Nach einigen Wochen entstehen aus den Nymphen die erwachsenen Tiere. Sie ähneln den Nymphen, weisen

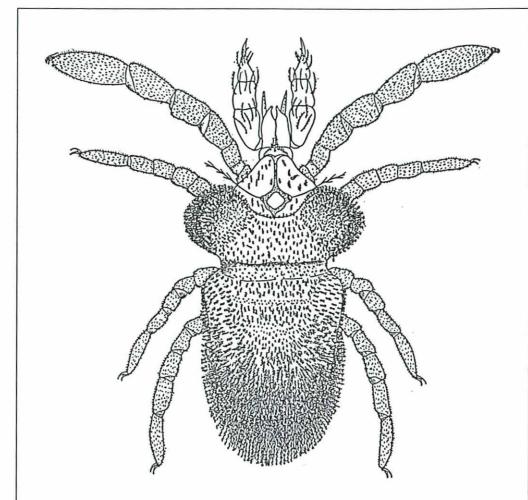


Abb. 3: Mikroskopische Zeichnung der Nymphe der Erntemilbe *Neotrombicula autumnalis*.

aber eine Länge von 2 mm auf. Nymphen und erwachsene Tiere leben am Boden und ernähren sich räuberisch von Urinsekten, Insekteniern und kleinen Insektenlarven. Bei warmem, feuchtem Wetter halten sie sich nahe der Bodenoberfläche auf, um bei Trockenheit und Kälte oder auch bei starken Regengüssen in tiefere Bodenschichten abzuwandern. Im Winter findet man sie meist in 40 bis 60 cm Tiefe, z.T. sogar bis 90 cm unter der Oberfläche. Im Hoch- und Spätsommer schlüpfen aus abgelegten Eiern die sechsbeinigen orangefarbenen Larven. Sie reagieren phototaktisch positiv und streben zum Licht, um ein Opfer zu finden. Damit schließt sich der Lebenskreislauf.

Literaturhinweise

- Karg, W.: Erkennen von nützlichen und schädlichen Milben. *Mikrokosmos* 82, 42–49 (1993).
- Krantz, G. W.: *A Manual of Acarology*, Corvallis, Oregon 1986.
- Stumm, C., Linskens, H. F.: Die Larve der Erntemilbe. *Mikrokosmos* 81, 166–169 (1992).
- Vitzthum, H.: 5. Ordnung: Milben, Acari. In: *Die Tierwelt Mitteleuropas*, Bd. III, Spinnentiere. Quelle und Meyer, Leipzig 1929.
- Vitzthum, H.: *Acarina*. In: *Bronns Klassen und Ordnungen des Tierreichs*, 5. Buch. Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig 1943.

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

Einsichten in Durchsichtiges

Zur Mikrostruktur der Gläser

Werner Vogel

Linsen sind gleichsam die Herzstücke des Mikroskopes und als solche das bewundernswerte Ergebnis sehr spezieller Glastechnologien. Wie sich die Bin nenstruktur optischer Gläser aufgrund neuerer Erkenntnisse darstellt, beschreibt ein international renommierter Glaschemiker im folgenden Aufsatz, den wir aus der Zeiss Information mit Jenaer Rundschau Nr. 2/1992 mit freund licher Genehmigung übernehmen.

Von jeher haben sich die Forschung auf dem Gebiet der angewandten Optik und des Glases gegenseitig ergänzt. Dies war eine wesentliche Voraussetzung für die Entwicklung der beiden Wissenschafts- und Anwendungsgebiete zum heutigen Stand. Der Physiker benötigt für die Entwicklung und den Bau neuer und leistungsfähiger Optiken im weitesten Sinne optische Gläser mit besonderen Eigenschaften. Für den Glaschemiker sind leistungsfähige optische Meßgeräte unbedingte Voraussetzung für eine erfolgreiche Glasforschung und Glasentwicklung. Auch der Glas anwender kommt ohne Grundkenntnisse über Glasstruktur und Glaseigenheiten nicht aus.

Zur Geschichte der Glasforschung

Bereits bei der Abkühlung der Erdkruste sind hoch kieselsäurehaltige Gesteinsschmelzen als natürliche Gläser erstarrt. Diese als Obsidian, Pechstein oder Perlit bezeichneten Gläser sind hoch wasser- und eisenhaltig und tiefschwarz gefärbt. Das erste von Menschenhand erzeugte Glas entstand vor etwa 4000 Jahren im Brennfeuer bei der Herstellung von Tongefäßen offenbar durch Zufall im alten Ägypten. Noch bis ins 19. Jahrhundert war das Kriterium für Glas die Durchsichtigkeit. Alles, was durchsichtig war, wurde als Glas bezeichnet. Es war der Physiker Joseph Fraunhofer, der um 1800 gemeinsam mit dem Schweizer Uhrmacher Guinand Glassschmelzversuche unternahm und unter Einsatz der sogenannten „7 Fraunhofer-

schen Glasoxide“ (Na_2O , K_2O , CaO , Al_2O_3 , PbO , Fe_2O_3 und SiO_2) die Meinung von der Gleichheit aller Gläser erstmalig durchbrach. Er wies nach, daß die Lichtbrechung der erzeugten Gläser von ihrer Zusammensetzung abhängt. Die Voraussetzung für diese Erkenntnis war seine Erfindung des Spektrometers. Fraunhofer hat somit den Grundstein für eine systematische Glasforschung gelegt. Freilich scheiterten er und viele seiner Nachfolger, wie der englische Pfarrer Harcourt oder Johann Wolfgang von Goethe zusammen mit Wolfgang Döbereiner in Jena, an der ungenügenden Homogenität ihrer Versuchsschmelzen. Eine zu große Inhomogenität der Gläser und fehlerhafte Erscheinungen wie Schlieren, Blasen, Knöten, Steinchen und Farbstiche verhinderten damals konkrete und quantitative Aussagen über die Abhängigkeit der optischen Eigen schaften von der Zusammensetzung der Glasschmelzen. Erst durch das Zusammenwirken von Ernst Abbe, Otto Schott und Carl Zeiss, also eines Physikers, eines Chemikers und eines Technologen, gelang noch vor der letzten Jahrhundertwende der entscheidende Durchbruch in Entwicklung, Herstellung und Anwendung neuer Gläser in der Optik. Grundvoraussetzung dafür war die Lösung der technologischen Probleme der Herstellung genügend homogener Glasschmelzen durch Otto Schott. Die Glas chemie begann sich etwa ab diesem Zeitpunkt als ein Grenzgebiet zwischen Chemie, Physik, Technologie, Mineralogie, Biologie und auch der Medizin zu entwickeln. Alle diese Gebiete befruchten sich gegenseitig bis zum heutigen Tage.

Die klassischen Strukturtheorien

Die ersten Vorstellungen über die Feinstruktur der Gläser, wie beispielsweise die von Gustav Tamm um 1900, waren noch sehr pauschaler Art. Erst in den 20er und 30er Jahren unseres Jahrhunderts entstanden aufgrund röntgenographischer Untersuchungen zwei Strukturhypthesen, die Kristallittheorie von Lebedew (1921) und die Netzwerktheorie von Zachariasen und Warren (1932/33). Beide Theorien waren völlig gegensätzlicher Art und wurden von ihren Anhängern lange Zeit nahezu wie Religionen behandelt. Sie haben jedoch beide als Leitfäden für die Glasentwicklung ganz entscheidende sprunghafte Fortschritte gebracht. Die Netzwerktheorie von Zachariasen und Warren sieht Glas als eine dreidimensional unregelmäßige Verknüpfung z.B. von $[\text{SiO}_4]$ -Tetraedern in einem Kieselglas an. Werden in ein solches Raumnetzwerk große Kationen, wie z.B. Na- oder Ca-Ionen eingebaut, etwa durch Zusammenschmelzen von SiO_2 und Na_2CO_3 oder CaCO_3 , dann kommt es zur Sprengung der die $[\text{SiO}_4]$ -Tetraeder verbindenden Sauerstoffbrücken. Dabei klafft das Netzwerk auseinander. Es kommt zur Bildung größerer Hohlräume, in welche die „Netzwerkwandler“,

die großen Kationen eingelagert werden. Die Verteilung der Netzwerkwandler auf das dreidimensionale Raumnetzwerk soll statistisch gleichmäßig erfolgen. Damit werden sich kontinuierlich gleichmäßig ändernde Glaseigenschaften in Abhängigkeit von der Glaszusammensetzung in einem Schmelzsystem jederzeit verständlich. So haben sich manche Glaseigenschaften in bestimmten Grenzen auch vorausberechnen lassen. Die Kristallittheorie wurde ursprünglich als der gegensätzliche Extremfall zur Netzwerkhypothese bezeichnet. Während ein Charakteristikum der Netzwerktheorie die statistische Verteilung der großen Kationen (modifier) auf ein ungeordnetes Grundglasnetzwerk ist, wird die Kristallittheorie durch beträchtlich hohe Ordnung der Kationen, d.h. durch die Annahme von Kristalliten im Glas, gekennzeichnet. Die hoch geordneten Kristallitbezirke (ursprünglich wurde eine Dimension von 8 – 15 Ångström angenommen) sollen durch ein Glas mit geringerer Ordnung, etwa wie es die Netzwerktheorie ansieht, miteinander verkittet sein. Mit der Kristallittheorie sind besonders Unstetigkeiten in Eigenschaftskurven von Glassystemen zu erklären, also Fälle, bei denen die Netzwerkhypothese keine voll befriedigende Deutung erlaubt.

Neues Strukturbild der Gläser

Mitte der 50er Jahre wurde zur Aufklärung eines unverständlichen Effektes bei der Entwicklung neuer optischer Gläser mit extremen Eigenschaften in Jena das Elektronenmikroskop eingesetzt. Aufgrund des günstigen Umstandes, daß in diesen Glasschmelzen infolge abgeschwächter chemischer Bindungen viele Prozesse in einem stärkeren Maße ablaufen, wurden Erscheinungen gefunden und eindeutig identifiziert, die in der Folgezeit zu einem neuen Strukturbild des Glases führten – Mikrophasentrennungserscheinungen in fast allen Gläsern. Die beiden klassischen Hauptstrukturtheorien werden danach als für Grenzfälle zutreffend angesehen, während die Masse der Gläser bezüglich ihrer Feinstruktur dazwischen liegt. Die in Zahl, Größe und Zusammensetzung beeinflußbaren tröpfchenförmigen Entmischungsbezirke in einem Matrixglas anderer Zusammensetzung wurden damals erstmalig als wesentliche Strukturelemente des Glases erkannt und die neuen Erkenntnisse in der Praxis

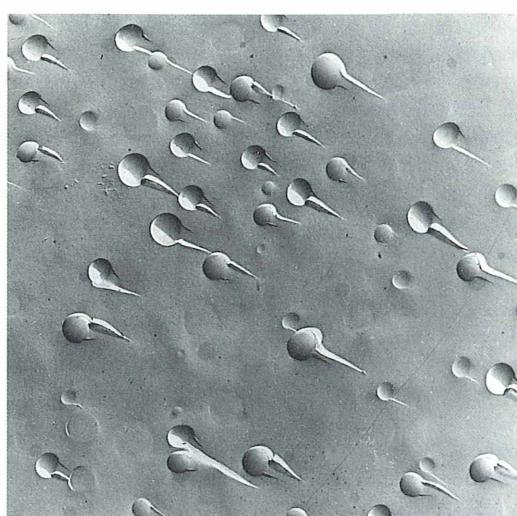


Abb. 1: Bariumborosilikatglas mit großen, tröpfchenförmigen Entmischungsbezirken. Bei diesem zweiphasigen Glas ist die Tröpfchenphase in ein Matrixglas anderer Zusammensetzung eingelagert.

sofort erfolgreich genutzt. Es zeigte sich, daß viele Glaseigenschaften und bis dahin unerklärbare schwerwiegende Produktionsstörungen durch derartige Mikrophasentrennungsvorgänge im Glas stark beeinflußt werden. In manchen Fällen müssen sie bei Glasentwicklung und Glasproduktion unterdrückt, in anderen Fällen gezielt entwickelt werden. Zunächst lösten die veröffentlichten Ergebnisse bezüglich ihrer Realität ungläubiges Belächeln und auch einen Sturm von mehr oder weniger sachlichen Entgegnungen aus. Norbert J. Kreidl als einer der bekanntesten Glasfachleute der Welt beschrieb die Situation einmal mit folgenden Worten: „Wer Ende der 50er und Anfang der 60er Jahre von Mikrophasentrennungerscheinungen im Glase sprach, der wurde damals noch als Ketzer verbrannt. Wer sich heute, 10 Jahre später, nicht mit derartigen Erscheinungen befaßt, wird in der Glaswissenschaft immer in der hintersten Reihe sitzen.“

Fortan wurden Phasentrennungsuntersuchungen im Glas zu einem Hauptforschungsgegenstand in aller Welt. Wiederum hat die anfangs genannte Wechselwirkung zwischen Optik- und Glasforschung, in diesem Falle der Elektronenoptik, zu einem beiderseitigen entscheidenden Fortschritt geführt. Im folgenden seien die markantesten Ergebnisse der Jenaer Glasstrukturforschung kurz dargestellt. Abbil-

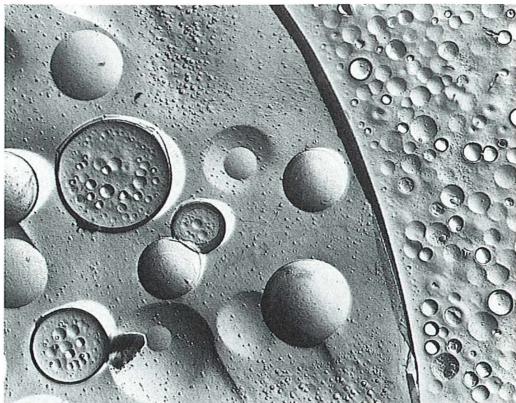


Abb. 3: Bariumborosilikatglas mit sechs Mikroglasphasen unterschiedlicher Zusammensetzung.

dung 1 zeigt ein Bariumborosilikatglas mit großen tröpfchenförmigen Entmischungsbezirken. Sie sind nicht das Ergebnis statistischer Zusammensetzungsschwankungen des Glases. Ihre Zusammensetzung strebt der definierter stabiler Verbindungen zu. Wie weit sie schon erreicht wird, hängt vom Grad der Unterkühlung der betreffenden Glasschmelze ab. Die Dimension der in klaren Gläsern befindlichen Entmischungsbezirke liegt in der Regel zwischen 80 und 150 Ångström (Abb. 2).

Das Glas von Abbildung 1 und die noch zu behandelnden Gläser stammen aus dem Natrium- und Bariumborosilikat-Grundglassystem. Auf derartige Gläser hatte Otto Schott seine entscheidenden Neuentwicklungen optischer Gläser aufgebaut, mit denen Ernst Abbe und Carl Zeiss schon vor der Jahrhundertwende Optiken von Weltruf schufen. Zur besseren Sichtbarmachung der in erstarrenden Glasschmelzen ablaufenden Prozesse bzw. der resultierenden Mikrostruktur, wurden die Entmischungsprozesse so unterstützt und vorangetrieben, daß relativ große Tröpfchenbezirke resultierten. Die Abbildungen 3 und 4 zeigen, daß die Entmischungsprozesse, kinetisch bedingt, weiterlaufen und somit mehrphasige Gläser entstehen können. Die in den 60er Jahren im Rahmen der optischen Glasforschung nachgewiesenen, immer komplizierteren Mikrostrukturen der Gläser waren damals das Ergebnis eines außerordentlich spannend verlaufenden Forschungsprozesses. Natürlich können nicht acht Mikroglas-

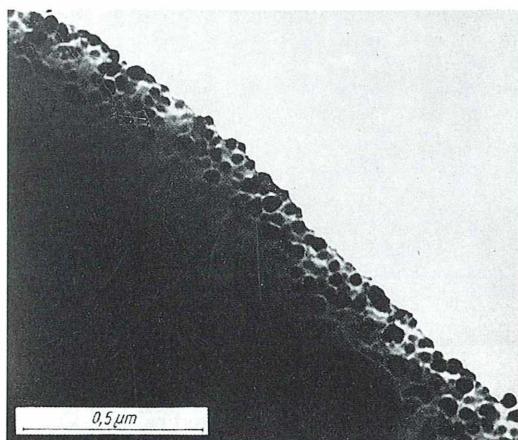


Abb. 2: Elektronenoptische Aufnahme nach Direktdurchstrahlung einer keiligen Kante eines tyndalleffektfreien Lithiumsilikatglases. Deutlich zu erkennen sind die dunklen Entmischungsbezirke.

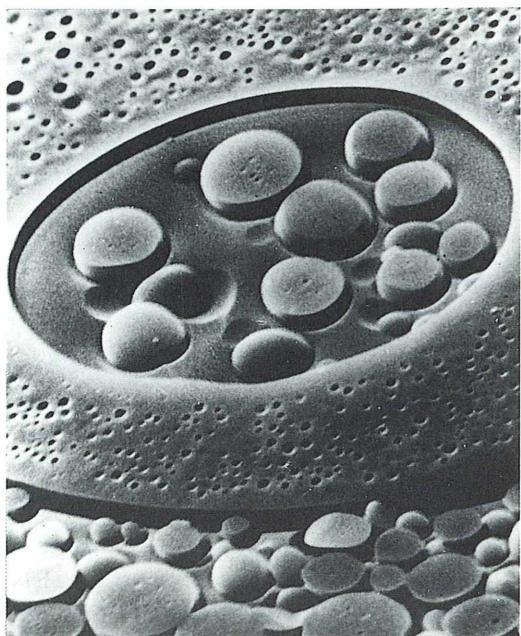
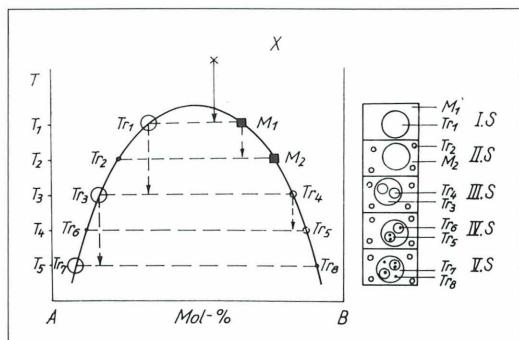


Abb. 4: Borosilikat-Trübglass mit acht Mikrophasen.



zu erreichen. Wenn die Tröpfchenphase schon relativ starres Verhalten zeigt, können die Glasbestandteile nicht mehr in das Tröpfchen eindiffundieren, wie es die Gleichgewichtszusammensetzung der betreffenden Phase bei der jeweiligen Temperatur vorschreibt. Somit setzen sich die diffundierenden Komponenten als Hülle auf dem Tröpfchen ab. Abbildung 6 zeigt, daß sogar mehrere Hüllen entstehen können.

Praktische Bedeutung der neuen Erkenntnisse

Aus einer Vielzahl der zur Anwendung gebrachten neuen Erkenntnisse in Glasentwicklung und Glasproduktion seien wenige ausgewählte Beispiele kurz dargestellt. Hüllbildungen um tröpfchenförmige Mikrophasen können bezüglich des Angriffes chemischer Agenzien enormen Einfluß haben. Die Abbildungen 7 und 8 gewähren tiefere Einblicke in die einzelnen Verwitterungsstadien bei Angriff von Wasserdampf auf ein Bariumborosilikatglas. In Abbildung 7 nimmt die B_2O_3 -Glashülle (siehe Abb. 6) Wasser auf, und es bildet sich ein Kranz von blättchenförmigen Orthoborsäurekristallen. Das nächste Stadium des Wasserangriffs – das Glas befand sich in einer Klimakammer bei erhöhten Temperaturen und gesättigter H_2O -Dampfatmosphäre – zeigt Abbildung 8. Die Verwitterung der Hülle ist fortgeschritten und hat auch das Tröpfcheninnere erfaßt während das Matrixglas zunächst noch unbeeinflußt blieb. Im späteren Verlaufe der Verwitterung bildet sich eine die gesamte Oberfläche bedeckende, unterschiedlich dicke Gelschicht.

Entmischungsprozesse waren auch der Ausgangspunkt für eine mehr oder weniger rasante Verwitterung optischer Gläser. Folgen davon sind die bekannte „Fleckenempfindlichkeit“ mancher optischer Gläser beim Einsatz von Optiken in tropischen Regionen oder auch der verstärkte Angriff von Bakterien und Pilzen. Sie finden in den Gelschichten einen guten Nährboden.

Abbildung 9 zeigt vier Proben gleicher Zusammensetzung eines Fluortitansilikat-Tiefflintglases. Es handelte sich hier um eine schwere Produktionsstörung, die nach Erreichung der neuen Erkenntnisse über die Mikrostruktur der Gläser aufgeklärt und völlig behoben wurde.

Die aufgetretene Färbung ist temperaturabhängig und konnte somit nicht auf die drei klassischen Farbbildungsmechanismen (Ionenfärbung, Anlauffärbung, Kolloidfärbung) zurückgeführt werden. Die aufgetretene Färbung stellt eine Opaleszenzfärbung dar und ist bedingt durch Rayleigh-Streuung an tröpfchenförmigen Mikrophasen entsprechender Dimension. Unter Opaleszenz versteht man die Erscheinung der Doppelfärbung eines hoch dispersen Systems, das entweder nur eine sehr schwache oder keine sichtbare Trübung mehr zeigt. Mei-

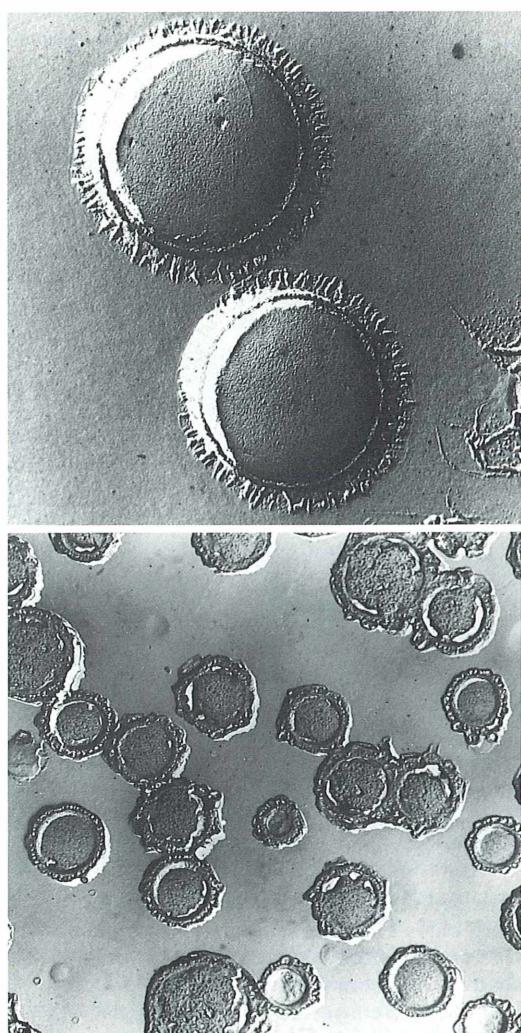


Abb. 7 (oben) und 8 (unten): Verwitterungsstadien bei Angriff von Wasserdampf auf ein Bariumborosilikatglas.

stens erscheinen solche Körper in der Durchsicht gelbrötlich bis braun und in der Aufsicht violettblau. Die Zweifarbigkeit kommt dadurch zustande, daß in der Aufsicht auf ein disperzes System vorwiegend gestreutes blaues Licht das Auge trifft, während in der Durchsicht das durchgelassene Licht gelbrot bis braun erscheint. Bei entsprechender Tröpfchen-dimension im Tiefflintglas erscheint das Glas nur noch einfarbig gelbbraun, weil das gestreute blaue Licht stark in den kurzweligen Bereich verschoben ist. Die aufgetretene schwerwiegende Produktionsstörung bei Tiefflint-Glastypen konnte durch Unterdrückung der in diesen Glasschmelzen ablaufenden Mikrophasentrennungsvorgänge völlig behoben werden. Das Aufzeigen von Beispielen, wo eine konsequente Anwendung der neuen Glasstrukturerkenntnisse in der Praxis hohen Nutzen und Fortschritt brachte, könnte in erheblichem Umfang fortgesetzt werden. Es sei hier lediglich noch darauf hingewiesen, daß eine gesteuerte Mikrophasentrennung im Glas die Grundlage nahezu jeder gesteuerten Kristallisation darstellt. Wie Abbildung 10 zeigt, beginnt die Primärkristallkeimbildung in den Tröpfchen, wobei das Keimwachstum an der Tröpfchengrenze zunächst einen Stop erleidet. Man hat es also in der Hand, über eine gesteuerte Mikrophasentrennung im Glas auch Kristallart sowie Keimzahl und Kri-

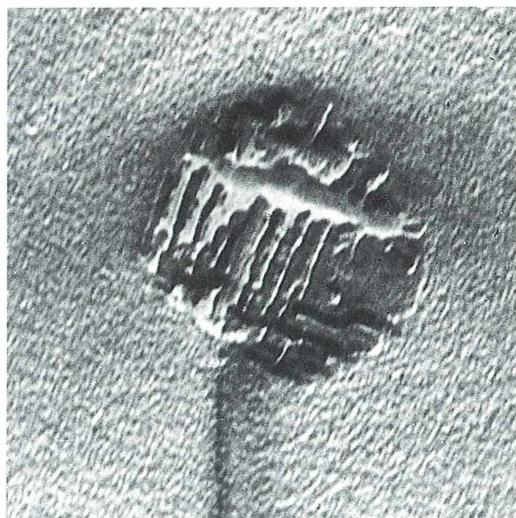


Abb. 10: Gesteuerte Mikrophasentrennung im Glas als Grundlage der gesteuerten Kristallisation. Die Kristallkeimbildung beginnt im Tröpfchen. Das Keimwachstum wird an der Phasengrenze zum Matrixglas zunächst gebremst (die Abbildungen 1, 2 und 6–10 wurden mit elektronenoptischen Anlagen von Carl Zeiss erstellt, die Abbildungen 3 und 4 mit einem Gerät von JEOL).

stallitgröße zu steuern. Auf dieser Basis ist in aller Welt die neue Werkstoffklasse der Glaskeramiken entstanden. Letztere können Eigenschaftskombinationen aufweisen, wie sie bisher keiner der klassischen Werkstoffe zeigt. Das hat zu völlig neuen Anwendungsmöglichkeiten dieser Werkstoffe in Wissenschaft, Technik und auch in der Medizin geführt. Letztere Anwendung bezieht sich vor allen Dingen auf den Einsatz als biokompatibler oder hoch bioaktiver Knochenimplantatwerkstoff beim Menschen.

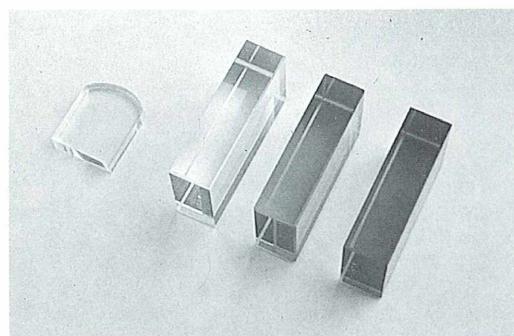


Abb. 9: Vier Proben gleicher Zusammensetzung eines Fluortitansilikat-Tiefflintglases. Das stark dunkel gefärbte Glas (rechts) wurde aus der Schmelze normal langsam abgekühlt. Das weniger dunkel und das nur noch schwach gefärbte Glas (Mitte) wurden schneller abgekühlt. Die völlig transparente kleinere Glasprobe (links) entstammt einem Linsenpreßling. Er wurde beim Verpreßvorgang am schnellsten unterkühlt.

Literatur

Aus der Vielzahl der sehr stark angewachsenen Literatur seien hier nur zwei grundlegende Monographien genannt:

Vogel, W.: Glaschemie. 3. erweiterte Auflage, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1992.
 Vogel, W.: Glasfehler. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1993.

Verfasser: Prof. Dr. Werner Vogel emerit., Otto-Schott-Institut für Glaschemie der Friedrich-Schiller-Universität, Fraunhoferstraße 6, 07743 Jena

Verbreitungsorgane bei Samen und Früchten – eine fotografische Erkundung

I. Die Vielfalt der Transportmechanismen

Hans-Ferdinand Linskens und Claudius K. Stumm

Pflanzen haben zum Transport ihrer Nachkommen zahlreiche äußerst sinnreiche Mechanismen entwickelt. Für den Biologen ist es ein Vergnügen, mit Lupe und Kamera den Strukturen nachzuspüren, die bei Samen und Früchten der Funktion Transport dienen. Mit einem Exkurs in die Makroskopie in zwei Beiträgen wollen die Autoren einige dieser Strukturen vorstellen und damit zu eigenen Beobachtungen anregen.

Als Frucht bezeichnet man das aus den Fruchtknoten hervorgegangene Organ der Pflanze, das den oder die Samen umhüllt und nach der Reife die Samen ausstreut oder mit ihnen gemeinsam von der Mutterpflanze abgelöst wird. Früchte und Samen der bedecktsamigen Pflanzen (Angiospermen) besitzen eine große Formenvielfalt. Während der Entwicklung und Reife können an der Oberfläche mannigfaltige Veränderungen auftreten: Es kommt zur Ausbildung von Anhängseln wie Haaren, Borsten oder Stacheln. Es ist reizvoll, diese Differenzierungen zu studieren,

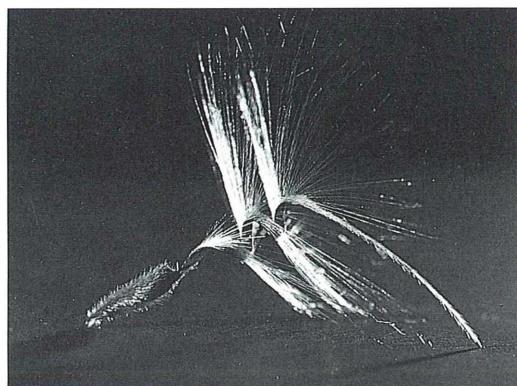


Abb. 2: Teilfrucht der Geranie (*Pelargonium zonale*, Fam. Geraniaceae). Der linksgedrehte, bandförmige Schnabel ist einseitig behaart, die Verbreitung geschieht durch Wind und auch durch Tiere. Auflicht-Dunkelfeld.

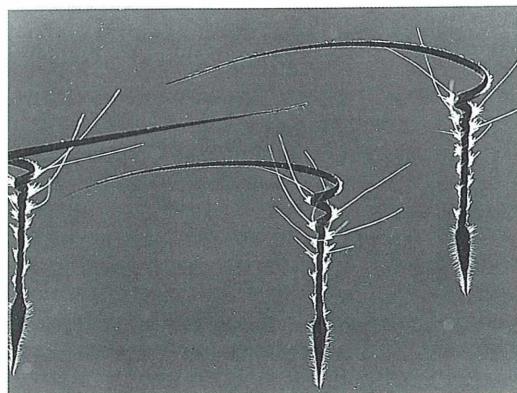


Abb. 1: Trockene Teilfrüchte des Reiher-schnabels (*Erodium spec.*, Familie Geraniaceae). Die schraubige Torsion der „Schnäbel“ und die starren Borsten machen diese Diasporen zu Klettfrüchten, die von Tieren verbreitet werden. Hellfeld mit teilgekreuzten Polfiltern.

da ihre Form stets mit der besonderen Funktion für die Verbreitung der Samen in Zusammenhang steht.

Es gibt verschiedene Mechanismen, die den Früchten und Samen (Diasporen) beim Transport an einen zur Weiterentwicklung geeigneten Ort dienlich sind. Hinsichtlich dieser Transportmechanismen unterscheidet man Zoolochorie (Verbreitung durch Tiere), Anemochorie (Verbreitung durch den Wind), Hydrochorie (Verbreitung durch Wasser) und Autochorie (Verbreitung durch die Pflanze selbst). Die allen Begriffen gemeinsame Endung -chorie leitet sich vom griechischen Wort chorein = wandern ab.

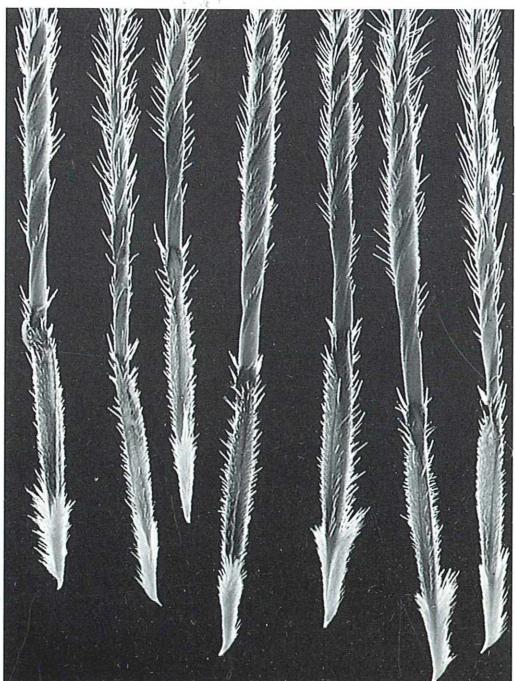


Abb. 3 (links oben): Fruchtstand des Samtgrases (*Lagurus ovatus*, Fam. Poaceae). Jede Spelzfrucht hat eine 8–10 mm lange Granne, sie sitzt an der grau-weißlich behaarten Deckspelze. Die Pflanze wächst im Mittelmeergebiet meist in Strandnähe; häufig bricht der Fruchtstand als Ganzes ab, und beim Rollen über den Sandboden werden die Früchte verstreut. Hellfeld mit zusätzlichem Auflicht.

Abb. 4 (links unten): Spelzfrüchte des Pfriemensgrases (*Stipa capensis*, Fam. Poaceae). Die Pflanze wächst häufig in sizilianischen Trockenrasen; die Schafhirten hassen sie, weil die Früchte sich nicht nur im Fell der Tiere festsetzen, sondern sich zuweilen sogar in die Haut einbohren. Die Aufnahme zeigt die perfekte Funktionalität dieser „Bohrwerkzeuge“. Polfilter mit zusätzlichem Auflicht.

Abb. 5 (oben): Samen des Weidenröschen (*Epilobium spec.*, Fam. Onagraceae). Die weißen Haarschöpfe der bis 1 mm langen Samen verhaken sich beim Verlassen der Frucht leicht miteinander, wodurch die Samen in Gruppen von der Mutterpflanze wegfliegen. Dunkelfeld.



Abb. 6: Wie grobes Mehl erschienen dem bloßen Auge die Samen des Blauglockenbaumes (*Paulownia tomentosa*, Fam. Scrophulariaceae), die Nahaufnahme enthüllt ihre Struktur. Die flach-eiförmigen Samen tragen Hautsäume mit welligem, eingekerbt Rand, hierdurch sind sie gut an Windtransport adaptiert. Die Zellwände der luftgefüllten Zellen bewirken die zarte Streifenstruktur der Hautsäume. Auflicht-Dunkelfeld.

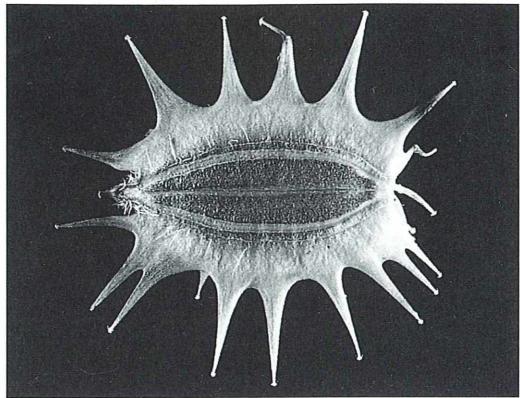


Abb. 8: Frucht (eigentlich Teilfrucht) der Haftdolde (*Caucalis platycarpos*, Fam. Apiaceae). Das halbkugelige, etwa 10 mm lange Gebilde trägt Reihen von Stacheln; diese enden in ankerförmigen Doppelhaken, die eine sichere Fixierung im Tierfell ermöglichen. Auflicht-Dunkelfeld.

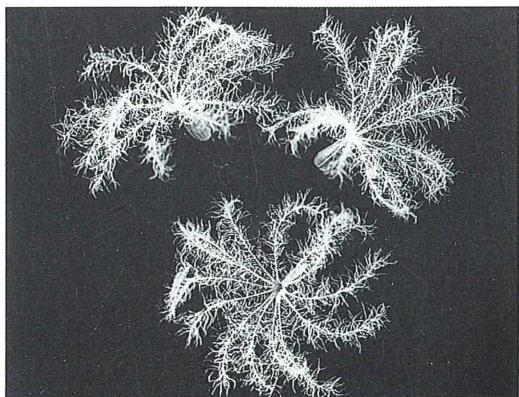


Abb. 7: Früchte von Baldrian (*Valeriana officinalis*, Fam. Valerianaceae). Die etwa 3 mm lange Frucht ist mit einer vielflügeligen Federkrone versehen. Dieser Pappus ist ein typisches Flugorgan; wegen der starken Krümmung der Pappushaare können sich *Valeriana*-Früchte auch leicht an Tiere anheften. Auflicht-Dunkelfeld.

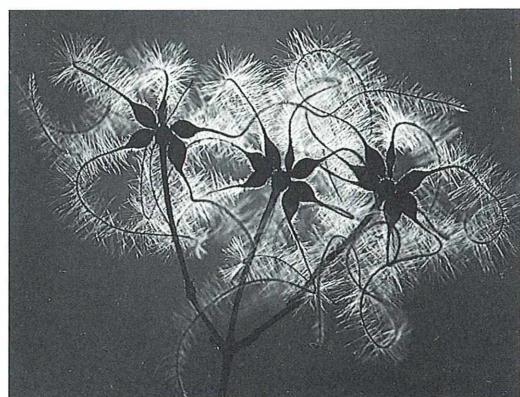


Abb. 9: Fruchtstand der gemeinen Waldrebe (*Clematis vitalba*, Fam. Ranunculaceae). Jede Einzelfrucht trägt ein behaartes, silbrig glänzendes Anhängsel, das sich aus dem Griffel der Blüte entwickelt hat. So sind die Früchte mit wirksamen Organen für die Windverbreitung versehen. Hellfeld, gekreuzte Polfilter.

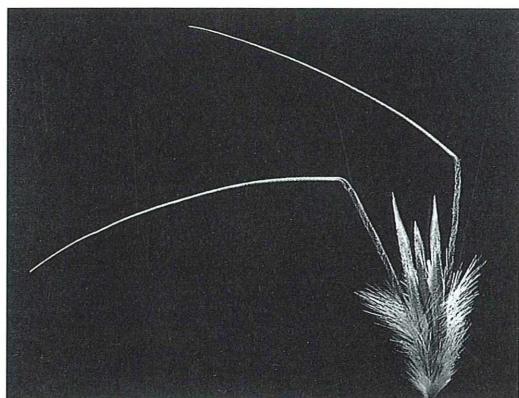


Abb. 10: Spelzfrüchte des Tauben Hafers (*Avena sterilis*, Fam. Poaceae). Die bis 20 mm langen Früchte besitzen gerippte Deckspelzen mit seidig glänzenden Haaren. Die langen Grannen sind bis zum Knie stark tordiert (s. auch Abb. 4). Hierdurch sind sie funktionsgleich (analog) mit den „Schnäbeln“ mancher Geraniaceen-Früchte (Abb. 1, 2), obwohl sich diese von ganz unterschiedlichen Blütenelmenten ableiten.

Zoochorie kann als Darmpassage im Innern von Tieren ablaufen (Endozoochorie), oder die Diasporen heften sich an der Außenseite von Tieren fest (Epizoochorie). Dazu dienen Haken und stachelartige Fortsätze (Abb. 1, 4, 8). Anemochore Diasporen sind meist klein und leicht, und ihre Oberfläche ist durch Anhängsel vergrößert, die haarartig (Abb. 11), federartig (Abb. 7, 9) oder geflügelt (Abb. 6, 12) sein können. Manchmal wird der ganze Fruchtstand durch flaumige Haare zu einem Flugorgan (Abb. 3). Wenn die Anhängsel sich miteinander verzähnen, kommt es bei behaarten Samen zuweilen zu einem gruppenweisen Transport (Abb. 5). Die Anhängsel mancher Diasporen bewegen sich, wenn sich die Luftfeuchtigkeit verändert: Der spiralförmig gedrehte Schnabel mancher Geraniaceen-Teilfrüchte (Abb. 1, 2) entwindet sich in feuchter Umgebung – hierbei wird der nadelspitze Samen geradezu in die Erde „geschraubt“. Die Effizienz dieses Vorgangs wird noch vergrößert, wenn sich das freie Ende des Schnabels irgendwo verhakt. Solche Passivbewegungen kann man auch bei vielen Gräser-Früchten beobachten: Zunahme der Luftfeuchtigkeit führt zu einer Drehbewegung der langen, oft knieförmig abgewinkelten Granne (Abb. 4, 10), wodurch es zu einer schrauben-

den oder springenden Fortbewegung kommt. Die Erklärung für den beschriebenen Bewegungsablauf liegt in der einseitigen Anordnung von sklerenchymatischem Gewebe im Schnabel bzw. in der Granne. Manche beschnabelte Früchte tragen zusätzlich Haare (Abb. 2), die sich bei Feuchtigkeit zusammenlegen und bei Trockenheit spreizen, so also zur Wirksamkeit der Windverbreitung beitragen.

Die biologische Bedeutung der speziellen Organe für die Verbreitung der Diasporen ist offensichtlich. Dabei betrachtet man Anemochorie als einen relativ primitiven Mechanismus, der vor allem bei solchen Arten zu finden ist, die neue Räume kolonisieren. Pflanzen in etablierten Gesellschaften neigen mehr zu einem symbiotischen Verbreitungsmechanismus, also zu Zoochorie. In diesem Fall kann auch das Gewicht des einzelnen Samens höher werden. Das Konzept für die Ökologie der Samenverbreitung ist einerseits die Verringerung der

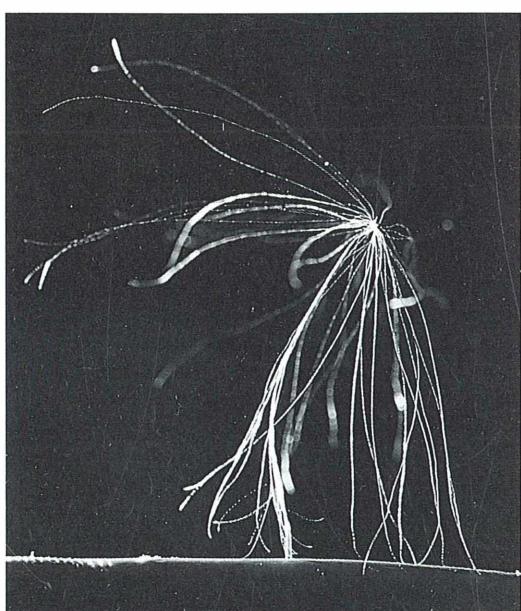


Abb. 11: Samen der Vriesea (*Vriesea spec.*, Fam. Bromeliaceae). Die nur 1,5 mm langen, fadenförmigen Samen tragen einen Schopf sehr dünner, biegsamer Haare, die schon auf den geringsten Lufthauch reagieren. Da die Mutterpflanzen als Epiphyten des tropischen Regenwaldes in einem relativ windstillen Biotop leben, ist der vergleichsweise riesige Haarschopf der Samen ein effizientes Transportorgan. Dunkelfeld, Elektronenblitz.

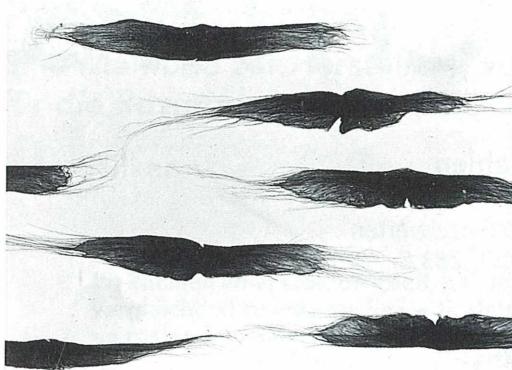


Abb. 12: Samen des Trompetenbaumes (*Catalpa speciosa*, Fam. Bignoniaceae). Der Samen ist mit den beiden Flügeln 25–30 mm lang, die Flügel sind an den Enden ausgefranst und mit einem Haarsaum versehen. Oberflächenvergrößerung durch die Haare und die Gleitfläche ermöglichen wirksamen Transport durch den Wind. Hellfeld.

Konkurrenz durch Abstandsvergrößerung von der Mutterpflanze und den Geschwister-Samen, anderseits die Sicherstellung der Ansiedlung außerhalb deren Ressourcen (z. B. Licht, Nährstoffe).

Im zweiten Teil unserer Erkundung wollen wir die Anhängsel von Compositen-Früchten vorstellen und einige fototechnische Tips geben.

Literaturhinweise

Brouwer, W., Stählin, A.: Handbuch der Samenkunde für Landwirt, Gartenbau und Forstwirtschaft. 2. Auflage, DLG-Verlag, Frankfurt (Main) 1975.
Kozlowski, T.T. (Hrsg.): Seed Biology, Vol. I; Academic Press London, New York 1972.

Kozlowski, T.T. (Hrsg.): Shedding of Plant Parts; Academic Press, London, New York 1973.

Pijl, L. van der: Principles of Dispersal in Higher Plants. 3. Aufl., Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York 1982.

Verfasser: Prof. Dr. H.-F. Linskens, Oosterbergweg 5, NL-6573 EE Beek-Ubbergen (Niederlande) und Dr. C. K. Stumm, P. Schelstraeteweg 29, NL-6525 SZ Nijmegen (Niederlande)

Aus der Redaktion

MIKROKOSMOS-Gesamtregister auf Diskette: Fünf Jahrzehnte im Überblick

Viele werden die Erfahrung längst gemacht haben: Gerade auch die älteren Jahrgänge des MIKROKOSMOS erweisen sich immer wieder als wahre Fundgrube mit vielen Schätzchen, die man ab und zu heben müßte. Blättern und Nachschlagen ist zwar vergnuglich, aber zeitaufwendig. Da Computer so zuverlässig beim Dokumentieren und Schreiben, aber auch beim Recherchieren und Wiederfinden helfen können, steht jetzt erstmals ein auf Diskette abgespeichertes Gesamtregister der Jahrgänge 38 (1948) bis 81 (1992) zur Verfügung. Es umfaßt eine alphabetisch und chronologisch sortierte Datei der Autorennamen und nennt jeweils den vollständigen Titel, Jahrgang, Band und Seitenzahl aller Hauptbeiträge und kleinen Mitteilungen, die in den Nachkriegsjahrgängen des MIKROKOSMOS bis zum Ende der Redaktionstätigkeit von Dr. Dieter Krauter erschienen sind – zusammen rund 6000 verschiedene Einzelzitate.

Unter Einsatz der Wortsuchfunktion im jeweiligen Anwendungsprogramm läßt sich der gesamte Datenfundus nach beliebigen Schlagworten oder Suchbegriffen (beispielsweise Färbeverfahren, Käsepilze, Paramecien, Pollenschlauch, Wurzelanatomie etc.) durchmustern und dient damit gleichzeitig als Sachregister. Interessierte Mikroskopiker erhalten die elektronische Daten-Fundgrube von der Redaktion als 3,5"-Diskette gegen Voreinsendung von DM 10,- in Briefmarken in den Dateiformaten

- Word for Windows (von Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin)
oder
- Word for Macintosh (von Dr. Bruno P. Kremer, Johann-Henk-Straße 35a, 53343 Wachtberg).



**GUSTAV
FISCHER**

BUCHTIPS

Flindt

Biologie in Zahlen

Eine Datensammlung in Tabellen
mit über 10 000 Einzelwerten

3. Aufl. 1988. XVI, 283 S., kt. DM 49,-

ISBN 3-437-30592-1

Honomichl/Risler/

Rupprecht

ISBN 3-437-00380-1

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)

ISBN 3-8252-1633-0

Kuhn/Probst

Biologisches Grundpraktikum

Band 1: Das Mikroskop - Die chemischen Bausteine der Lebewesen - Der zelluläre Aufbau der Organismen - Chromosomen, Mitose, Meiose - Wachstum und Differenzierung 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,-

ISBN 3-437-20279-0

ISBN 3-437-20122-0

Band 2: Reizbarkeit und Bewegung - Steuerung und Regelung - Verhalten - Genetik - Evolution - Immunbiologie - 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

ISBN 3-437-20204-9

Pepsin-Mazeration

Eine Methode zur Herstellung von Präparaten für die Rasterelektronenmikroskopie

Gero Hilken

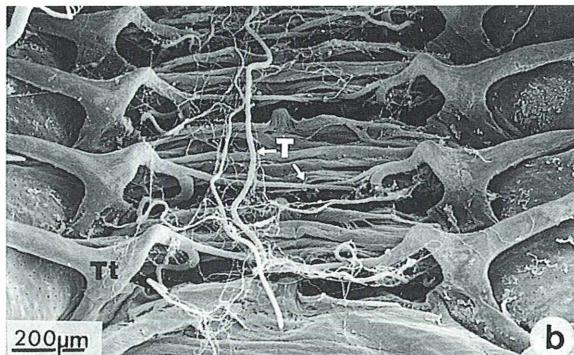
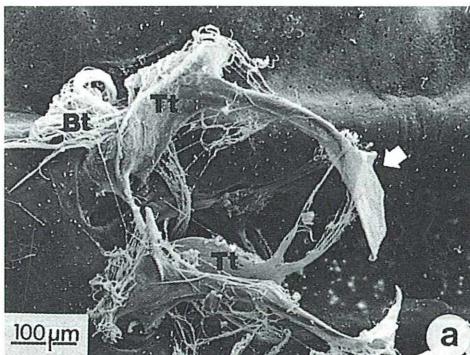
Im Rahmen einer Doktorarbeit, bei der die Morphologie von Tracheensystemen vergleichend zu untersuchen war, stellte sich die Frage, wie sich Tracheen für eine rasterelektronenmikroskopische Untersuchung freilegen ließen. Eine Präparation schied aufgrund der Feinheit der Tracheen aus, geeignet schien allein die Mazeration der Objekte.

Die Anwendung von KOH brachte nur unzureichende Erfolge, da sich Tracheen nicht vollständig von Gewebsresten befreit darstellen ließen (Abb. 1 a). Solange eine Auswertung solcher Objekte überwiegend durch zeichnerische Darstellung erfolgte, erfüllte die KOH-Mazeration durchaus ihren Zweck (Ripper, 1931). Bei der Rasterelektronenmikroskopie ist hingegen durch unzureichende Mazeration die Gefahr der Fehlinterpretation gegeben. So liegt z.B. bei der Betrachtung von Abbildung 1 a die Vermutung nahe, daß die Tracheen der vier Tracheentaschen eines Diplopoden-Diplosegments (nur zwei sind sichtbar) über Anastomosen in Verbindung stehen, die jedoch nicht ausgebildet sind. Die Tracheen versorgen lediglich dasselbe Organ.

Daher wurde auf die lange bekannte Methode der Pepsin-Mazeration zurückgegriffen (Ewald, Kühne, 1874; Lehmann, 1925; Rommeis, 1968; Kless, 1989). Dieses Pepsin-Verfahren lieferte derart überzeugende Erfolge, daß es geboten schien, einmal auf die Möglichkeiten hinzuweisen, die sich vor allem für rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen ergeben. Abbildung 1 b zeigt zum Vergleich einen mittels Pepsin mazerierten Diplopoden: die Tracheen lassen sich in ihrem Verlauf wesentlich besser verfolgen.

Aber nicht nur Tracheen, sondern auch andere Körperstrukturen, die aus Chitin oder pepsinresistenten Geweben bestehen, lassen sich auf diese Weise vorzüglich abbilden. So zeigte sich, daß sich diese Methode besonders gut zur Darstellung von Genital-Strukturen eignet (Abb. 2-5). Derartige Stukturen wurden bislang zu meist in Hoyers Gemisch eingebettet untersucht (Kraus, 1978, 1984). Durch die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung lassen sich Substrukturen wesentlich besser abbilden und erlauben so neue Einsichten (Abb. 5).

Abb. 1: Tracheensysteme von Diplopoden.
a) Tracheentaschen von *Brachydesmus superus*; b) *Glomeris marginata*. Bt Büscheltracheen, Tt Tracheentasche, T Tracheen.



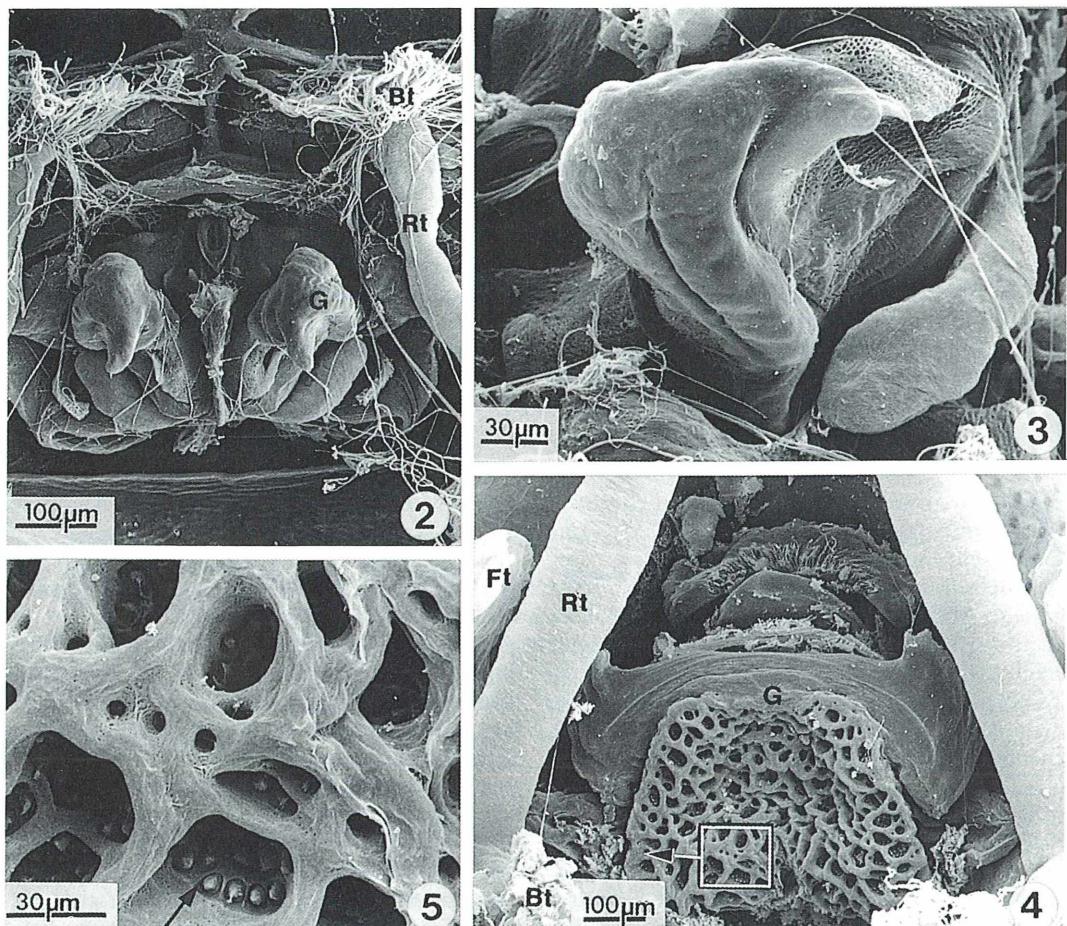


Abb. 2–3: Genital-Strukturen eines männlichen Pseudoskorpions (*Chelifer* sp.). 2) Übersicht von dorsal, lateral liegen die Atmungsorgane; 3) Detail von lateral. **Abb. 4–5: Genital-Strukturen einer weiblichen Sechsaugen-Spinne (*Dysdera crocata*).** 4) Übersicht von dorsal, lateral liegen die Atmungsorgane; 5) Detail. Bt Büscheltracheen, Ft Fächertrachee, G Genital-Apparat, Rt Röhrentrachee.

Aufwendige und zeitraubende Präparationsverfahren können somit elegant umgangen werden; das Anfertigen von Schnittserien zur räumlichen Rekonstruktion entsprechender Strukturen kann vielfach zum mindesten eingeschränkt werden.

Mittels Pepsin lassen sich nach Romeis (1968) besonders gut kollagene Fasern, aber auch reti-

käres Gewebe und Hornsubstanzen der Nägele und Federkiele mazerieren. Als resistent haben sich Fette, Kohlenhydrate, Neurokeratin, Haarkeratin und Nukleine erwiesen.

Der für die Mazeration erforderliche Zeitraum ist bei nahezu allen Objekten unterschiedlich. So kann er auch bei Vertretern einer Art deutlich differieren. Die Dauer der Behandlung hängt vor allem von der Konzentration der Mazerationslösung, der Größe der Objekte aber auch der vorausgegangenen Konservierung bzw. Fixierung ab. Frisch getötete Tiere lassen sich besonders schnell mazerieren. Der notwendige Zeitraum beträgt bei sehr kleinen Tieren häufig nur wenige Tage, kann sich aber bei größeren, ungünstig fixierten Objekten über 1–2 Monate erstrecken.

Bewährt hat sich die Kombination von Pepsin mit 2 %iger Salzsäure (1–2 g Pepsin/100 ml einer 2 %igen HCl-Lösung). Eine Mazeration bei

Zimmertemperatur hat sich als günstig erwiesen, birgt allerdings die Gefahr der Verpilzung des Mediums. Daher ist die tägliche Kontrolle der Präparate und des Mediums erforderlich. Auf diese Weise lässt sich gleichzeitig der Mazerationsfortschritt verfolgen. Die Pepsinlösung sollte mindestens einmal pro Woche ausgetauscht werden. Hierbei werden Mikroorganismen und durch die Mazeration freiwerdende Verunreinigungen (z.B. Sandrückstände aus dem Darmbereich) entfernt. Im Kühlschrank aufbewahrt, verliert die angesetzte Pepsin-Lösung über mehrere Monate lang hinweg ihre Wirksamkeit nicht. Daher muß die Lösung nicht immer wieder in kleinen Mengen ange setzt werden, sondern kann in größerer Menge be vorortet werden.

Danksagung

Ich danke Frau R. Walter für ihre Hilfe bei der Durchführung der rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen und Herrn Prof. Dr. O. Kraus für die Durchsicht des Manuskripts.

Literaturhinweise

- Ewald, A., Kühne, W.: Die Verdauung als histologische Methode. Verh. naturhist. Ver. Heidelberg, (NF) 1, 451–456 (1874).
- Kless, J.: Ein neues Verfahren zum Aufweichen unpräparierbarer Käfer. In: Lohse, G. A., Lucht, W. H. (Hrsg.): Die Käfer Mitteleuropas. Bd. 12, 16–17. Goecke & Evers, Krefeld (1989).
- Kraus, O.: *Liphistius* and the evolution of spider genitalia. Symp. zool. Soc. Lond. 42, 235–254 (1978).
- Kraus, O.: Hoyers Gemisch statt Polyvinyl-Lactophenol. Mikrokosmos 73, 13–22 (1984).
- Lehmann, F. E.: Zur Kenntnis der Anatomie und Entwicklungsgeschichte von *Carausius morosus*. Br. Zoolog. vergl. anatom. Institut der Universität Zürich. Gustav Fischer, Jena 1925.
- Ripper, W.: Versuch einer Kritik der Homologiefrage der Arthropodentracheen. Z. wiss. Zool. 138, 303–369 (1931).
- Romeis, B.: Mikroskopische Technik. 17. Aufl., Urban und Schwarzenberg, München, Wien, Baltimore, 1989.

Verfasser: Gero Hilken, Zoologisches Institut und Zoologisches Museum, Abteilung für Phylogenetische Systematik, Universität Hamburg, Martin-Luther-King-Platz 3, D-20146 Hamburg

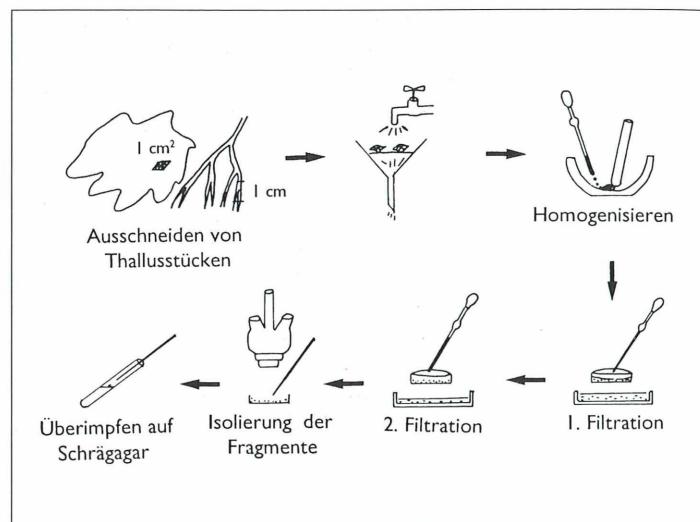
Kurze Mitteilung

Kultur von Flechten

Flechten sind interessante Organismen, weil sie aus zwei Komponenten bestehen, die symbiotisch zusammenleben: Jeder Thallus einer Flechte (Lichene) besitzt eine Pilzkomponente (= Mycobiont) und eine Algenkomponente (= Phycobiont, Photobiont). Die Kultur von Flechten im Laboratorium ist schwierig, so daß die experimentelle Lichenologie (Flechtenkunde) weit hinter der beschreibenden Flechtenkunde, die bereits mehr als 20 000 Arten ermittelt hat, zurücksteht. Mycobionten und Photobionten können getrennt oder gemeinsam kultiviert werden. Mycobionten erhält man relativ einfach aus Hyphenfragmenten, Sporen oder seltener aus Konidien des Flechtenthallus. Alle Photobionten wurden Grünalgen (z.B. *Trebouxia* in *Cladonia humilis*, *Coccomyxa* in *Peltigera aphthosa*) oder Cyanophyceen (z.B. *Nostoc* in *Peltigera pruinosa* sowie in den Cephalodien von *P. aphthosa*) identifiziert.

Um Flechten in Kultur zu nehmen (s. Abb.), werden kleine Thallusstücke in Portionen von nicht mehr als 1 cm² Größe zerteilt, die anschließend eine Stunde lang unter Leitungswasser ausgespült werden. Die Stückchen werden dann im Mörser mit 4 ml destilliertem Wasser unter sterilen Bedingungen homogenisiert. Die so entstehende Suspension wird zunächst durch ein Metallfilter mit 500 µm mesh Maschenweite, dann durch ein steriles Nylonnetz von 150 µm mesh Maschenweite filtriert. Die einzelnen Bruchstücke des zweiten Filtrates kann man unter dem Binokular mit sterilen Bambussplittern (!) isolieren. Man kann annehmen, daß auch sterile Präpariernadeln den gleichen Dienst tun. Jedes isolierte Fragment wird sodann auf einen Schrägagar in Kulturgläsern geimpft, die unter verschiedenen Bedingungen gehalten werden, um die optimalen Konditionen für das Wachstum zu ermitteln: 1) entwe-

Die Methode zur Isolierung von Flechtengeweben für die Kultur in vitro. Verändert nach Yamamoto (1987).



der im Dunkeln bei 20°C , 2) im Dunkeln bei 15°C , oder 3) im Licht bei 150°C mit einer 16stündigen Licht- und einer 8stündigen Dunkel-Periode. Als Kulturmiedien werden folgende Gemische empfohlen: 1) Malz-Hefe-Agar, 2) das Lilly-Barnett-Medium, 3) ein modifiziertes Deter-Medium und 4) ein 2 %iger Wasser-Agar. Im allgemeinen ist für die Thallusbildung ein nährstoffarmes Medium notwendig. Ein 2–3 %iger Wasseragar wurde erfolgreich für die Flechtenkultur über mehr als zwei Jahre benutzt. Man muß darauf achten, daß die Kulturen nach etwa zwei Wochen kontrolliert werden, wobei sich herausstellen kann, daß 70 bis 80 % der Kulturen mit Pilzen, vor allem mit Hefen, verunreinigt sind. Nach etwa vier Wochen erscheinen aus den steril verbliebenen Fragmenten neue Hyphen und Algen. Die hyalinen Hyphen der Mycobionten entwickeln sich häufig radial von den isolierten Flechtensegmenten. In manchen Fällen überwuchern die Photobionten, meist jedoch die Mycobionten. Diese Unterschiede beruhen wahrscheinlich auf der unterschiedlichen quantitativen Zusammensetzung der Symbionten in den isolierten Flechtensegmenten. Nach jeweils etwa sechs Wochen werden die Kulturen auf ein frisches Medium übergesetzt. Besonderes Augenmerk ist auf das Vorhandensein von fremden parasitischen und parasymbiotischen Pilzen zu richten.

Viele Flechtenarten können in vitro aus Thallusbruchstücken kultiviert werden. Die Neubildung von Flechtenthalli erfolgt im allgemeinen unter nährstoffarmen Bedingungen. Es ist auch gelungen, aus den isolierten Komponenten, den Pilzen und Algen, Flechtenarten zu synthetisieren. Die Synthese von künstlichen Flechten aus den beiden Komponenten erfordert jedoch spezielle Kulturbedingungen, da Mycobionten und Photobionten verschiedene Voraussetzungen für das Wachstum haben.

Die Untersuchung von Flechtenfragmenten erfolgt an Gefrierschnitten (Frigomobil OM oder Gefriermikrotom 1206 von Reichert-Jung) von 10–20 μm Dicke, die mit Lactophenol-Baumwollblau angefärbt werden. Die Isolierung der interessanten Flechtenstoffe kann mit Aceton erfolgen. Die Auftrennung an Kieselgel-Dünnenschichtplatten (Merck Kieselgel 60, 5721, 100 \times 200 mm) kann in kurzer Zeit erfolgen, in etwa 20 min bei 25°C mit Hilfe verschiedener Trennmittel, z.B. Hexan-Ether-Ameisensäure 100:300:9 oder mit Chloroform-Ethyläther 1:1. Der Nachweis erfolgt im UV-Licht oder nach Besprühen mit 10 %iger Schwefelsäure und anschließendem Erhitzen der Platten auf 105°C für 10 Minuten.

Yoshimura, J., Kurokawa, T., Yamamoto, Y., Kinoshita, Y.: Development of lichen thalli in vitro. The Bryologist 96, 412–421 (1993).

H. F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Ophrydium versatile: Untersuchungen zur Morphologie und Ökologie eines koloniebildenden Wimpertieres

Harald Bücker und Klaus Hausmann

Die Kolonien des peritrichen Wimpertieres *Ophrydium versatile* sind aufgrund ihrer beträchtlichen Größe sehr auffällige Erscheinungen. Die bis zu faustgroßen Kolonien sind häufig an abgestorbenem pflanzlichem Material angeheftet. In diesem Artikel wird über Untersuchungen zu Zellstrukturen von Zooiden und Schwärmerstadien sowie zur Wachstumsdynamik der Kolonien berichtet.

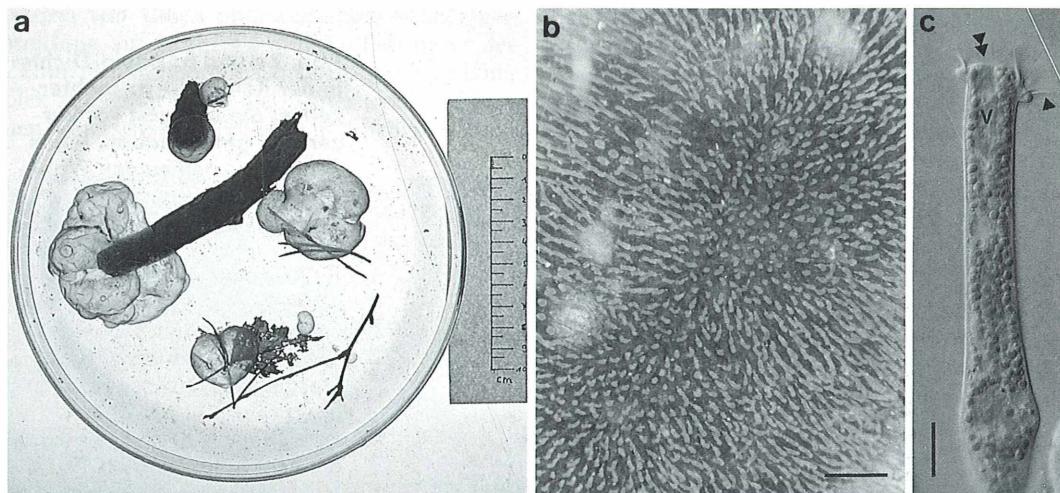
Die Kolonien von *Ophrydium versatile* besitzen bis zu einer Größe von ca. 2 cm im Durchmesser eine regelmäßige, annähernd kugelige Form. Ihr Inneres ist mit Wasser gefüllt und weist häufig Gasein-

schlüsse auf (Abb. 1 a). Durch Tinteninjektionen wurde die Stärke der Gallertschicht untersucht. Bei einer im Durchmesser etwa 1 cm messenden Kolonie wurde eine Dicke von 1–1,5 mm ermittelt, für ein 2 cm großes Exemplar ergab die Messung ca. 3 mm. Größere Kolonien sind unregelmäßig geformt. Die faustgroßen Exemplare haben auf Grund vieler Einfaltungen ein unregelmäßiges Äußeres. Bei ihnen ist die Gallertschicht deutlich stärker entwickelt.

Abb. 1 a–c: Erscheinungsbild von *Ophrydium versatile*. – a: Kolonien an typischen Substraten. Maßstab = 10 cm. – b: Teilansicht der Kolonieoberfläche. Die Zoide leben in miteinander verschmolzenen Wohnröhren aus hyaliner Gallerte. Maßstab = 0,5 mm. – c: Isoliertes Zooid. Beim gestreckten Tier ist die orale Wimperspirale (Pfeil) ausgefahren. Sie umläuft den Peristomdiskus (Doppelpfeil) in ca. 1,5 Windungen, bevor sie in das Vestibulum (V) abtaucht, Maßstab = 25 μ m.

Chemische Zusammensetzung der Gallerte

Der Wassergehalt der Gallertmasse bewegt sich im reinen, gequollenen Zustand in der Größenordnung von 99,75 % oder noch darüber.



Trotz dieses extrem hohen Wasseranteils ist das Gallertmaterial eine chemisch und thermisch sehr widerstandsfähige Struktur. So traten weder bei der Behandlung mit 20 %iger Salzsäure bzw. Natronlauge noch bei Aufkoch- und Ultraschallversuchen Auflösungserscheinungen auf. Auch organische Lösungsmittel zeigten keine zersetzende Wirkung. Eine Auflösung der Gallertmasse war nur bei der Behandlung mit konzentrierter Salzsäure und konzentrierter Schwefelsäure zu beobachten. Durch Untersuchungen mit spezifischen Färbemethoden und einem qualitativen Zuckernachweis ließ sich die chemische Struktur des nichtwäßrigen Gallertanteils genauer charakterisieren. Die Gallerttrockenmasse besteht zumindest überwiegend aus Kohlenhydraten. Ihre Grundbausteine sind über β -glycosidische 1–4 Bindungen verknüpft. Die sauren Eigenschaften der Substanz werden durch Carboxyl- und Sulfatgruppen verursacht.

Koloniebau

An einem Standort mit extrem hoher Koloniedichte wurden schlauchförmige Exemplare beobachtet, die Substrathalme umhüllten und Längen bis zu 30 cm erreichten. Diese Form entsteht wahrscheinlich durch die Verschmelzung benachbarter kugeliger Kolonien. In der Kolonieoberfläche befinden sich in einschichtiger Anordnung die Einzelzellen (Abb. 1 b). Zur Ermittlung der Zelldichte wurden von verschiedenen Kolonien Oberflächenareale mit einer Videokamera unter Lupenvergrößer-

ung aufgezeichnet (Abb. 2 b). Die Zooide auf der abgebildeten $2,35 \times 3,15$ mm großen Flächen wurden anschließend gezählt und ihre Anzahl für 1 cm^2 hochgerechnet. Die Zelldichten bewegten sich zwischen ca. 7500 und 15 600 Individuen/ cm^2 . Der Durchschnittswert betrug etwa 12 500 Zooide/ cm^2 . Bei einer solchen Dichte beansprucht jede Zelle ca. 0,00008 cm^2 der Kolonieoberfläche. Darüber hinaus ergab die Auszählung, daß kein Zusammenhang zwischen der Koloniegröße und der Zelldichte besteht.

Endosymbiotische Grünalgen in den Ophrydienzellen verleihen den Kolonien eine auffällige Grünfärbung, so daß sie bei oberflächlicher Betrachtung für Algen-Aggregat gehalten werden können.

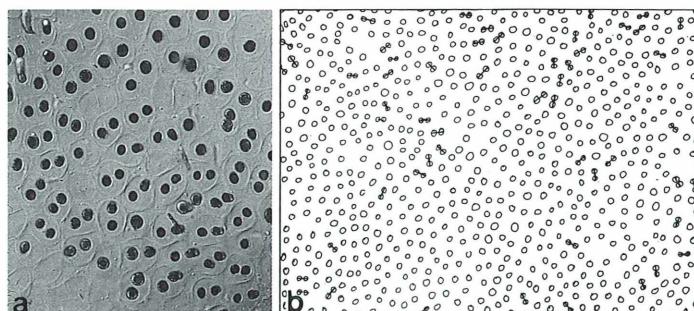
Morphologie der Zooide

Die mikroskopischen Beobachtungen zur Zellmorphologie stimmen mit den Beschreibungen anderer Bearbeiter (Wilbert, 1977; Foissner et al., 1992; u.a.) recht gut überein (Vergl. Abb. 1 c und Abb. 3). *Ophrydium versatilis* besitzt die Fähigkeit, sich in der Zellängsachse innerhalb von Sekundenbruchteilen stark zu verkürzen; die Zellstreckung nimmt mehrere Sekunden in Anspruch. Zellform und -abmessungen sind also stark vom jeweiligen Kontraktionsgrad des Tieres abhängig.

Die Länge der untersuchten Zooide bewegte sich im gestreckten Zustand zwischen 200 und 300 μm und lag damit an der Untergrenze der von anderen Autoren mit 300–600 μm be-

Abb. 2 a und b: Zoid-Dichte in der Kolonie. – a: Tochterzellen, die sich erst vor kurzer Zeit geteilt haben, leben in einer gemeinsamen Wohnröhre; ältere Individuen haben eine eigene Lorica gebildet.

b: Zeichnerische Darstellung eines $2,35 \times 3,15$ mm großen Kolonieausschnitts. Es wurden 760 Individuen gezählt. Daraus ergibt sich eine Dichte von rund 10 000 Zellen/ cm^2 . Die mit Strichen verbundenen Tiere sind junge Tochterzellenpaare.



schriebenen Maße (Winkler, Corliss, 1965; Foissner, 1992; u.a.). Am spitz auslaufenden Zellhinterende hat jedes Zoid einen feinen Stiel ausgebildet, mit dem die Zelle am Grunde ihrer Wohnröhre in der Gallertmasse verankert ist. Etwa 50 µm oberhalb des Hinterendes erreicht die Zelle mit 30–40 µm ihren größten Durchmesser, oberhalb dieser Region verjüngt sich die Zelle halsartig; das Zellvorderende ist als kopfartiger Peristomdiskus abgesetzt. Im kontrahierten Zustand (Abb. 3) haben die Zooide eine annähernd eiförmige Gestalt (Länge ca. 100 µm) und sind vollständig in die Wohnröhre zurückgezogen. Die orale Wimperspirale ist unter einem zusammengezogenen Peristomkragen verborgen.

Um den Peristomdiskus herum verläuft die für peritrichie Ciliaten charakteristische linksdrehende Wimperspirale (Abb. 1 c, 3 b und 4 a). Bei *Ophrydium versatile* beschreibt dieses zweireihige Cilienband ca. 1,5 Umläufe und senkt sich dann in das Vestibulum, eine trichterartige Einsenkung, an deren Ende der Zellmund liegt. Beim gestreckten Zoid ragt der Vorderkörper des Tieres aus der Gallerte heraus, so daß Nahrungspartikel mit der Oralcielatur, die sich im Vestibulum in mehrere Membranellenbänder aufteilt, zum Zellmund transportiert werden können. Dort werden die Nahrungsvakuolen ins Cytoplasma abgeschnürt.

Cortexaufbau

Die Zelloberfläche von *Ophrydium versatile* ist frei von Cilien und weist eine feine Querstreifung auf (Abb. 4 a und 5). Das unter der Zellmembran liegende Corticalplasma ist komplex aufgebaut (Abb. 5 c). Unter jedem erhabenen Querstreifen verläuft ein fibrillärer Ring

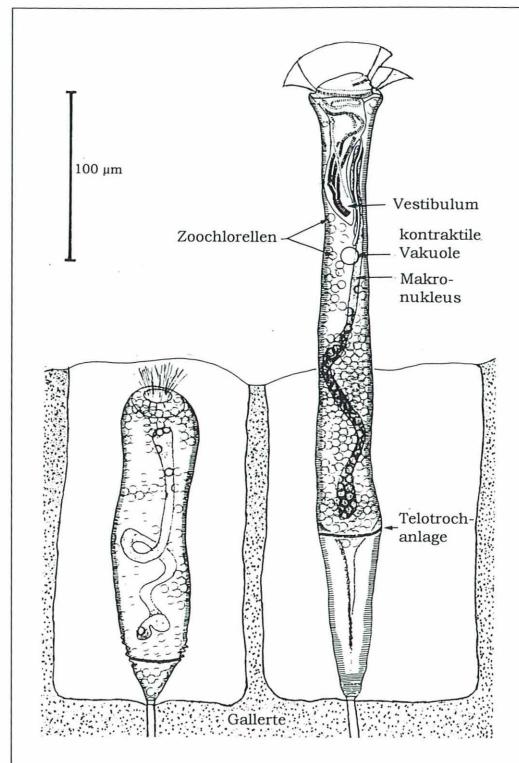
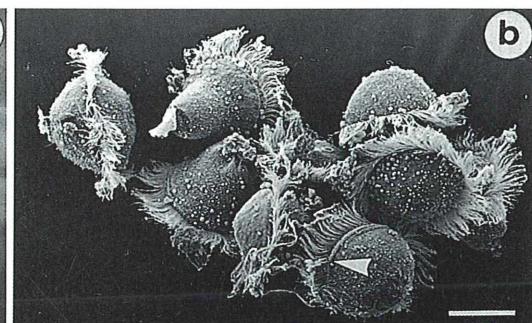
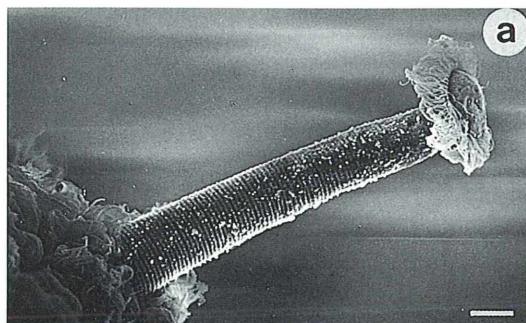


Abb. 3: *Ophrydium versatile* nach Lebendbeobachtungen und Protargolpräparaten gezeichnet (nach Wilbert, 1977). Zoid im kontrahierten (links) und gestreckten Zustand (rechts).

Abb. 4 a und b: Rasterelektronenmikroskopische (REM) Aufnahmen von *Ophrydium versatile*. – a: Vorderkörper eines gestreckten Zoooids. Die Zelloberfläche ist fein quergestreift. Maßstab = 10 µm. – b: Halbgestreckte und vollkommen kontrahierte Schwärmerstadien. Der aborale Wimperkranz wird von Cortexauftumungen flankiert (Pfeil). Maßstab = 25 µm.



mit einem Durchmesser von ca. 50 nm. Unter der Zellmembran zwischen zwei Querstreifen liegen Ringe aus abgeflachten Vakuolen (Alveolen). Zum Zellinnern hin schließt sich an die Pellicula eine mächtige Schicht aus kontraktilen Myonemfilamenten an. Vereinzelt oder in kleinen Gruppen sind auf der Zelloberfläche Pellicula-Poren angeordnet (Abb. 5). Sie liegen immer in der Vertiefung zwischen zwei Querstreifen und sind von einem wulstigen Ring umgeben. Die Porenöffnungen haben Durchmesser von ca. 150 nm. Die Porenkanäle, bei denen es sich um Einsenkungen der Zellmembran handelt, durchziehen die Alveolarvakuolen und die Myonemschicht; sie reichen also bis in das Cytoplasma hinein. Wahrscheinlich stehen diese Pellicula-Poren im Zusammenhang mit der Abgabe des gallertigen Lorica-Materials.

Kernverhältnisse

Ophrydium versatile weist den für alle Ciliaten charakteristischen Kerndualismus auf. Der vegetative Makronukleus (Abb. 3) ist länglich und von spiraler Gestalt. Im kontrahierten Tier liegt er stark aufgeschraubt vor, im gestreckten zieht er sich kaum gewunden fast durch die ganze Zelle. Der kugelige generative Mikronukleus liegt am Hinterende des Großkerns. Er ist aber ohne spezifische Anfärbung im Lichtmikroskop nicht zu erkennen.

Kontraktile-Vakuolen-Komplex

Die kugelige kontraktile Vakuole ist etwas oberhalb der Körpermitte des Ciliaten angeordnet (Abb. 1 c und 3). Der lange ausführende Kanal mündet in die mittlere Region des Vestibulums. Bei der Kontraktion der Vakuole erweitert sich das Hinterende des Kanals blasenartig; in dieser Phase ist es lichtmikroskopisch deutlich zu sehen.

Die endosymbiotischen Grünalgen

Ein Individuum von *Ophrydium versatile* beherbergt in seinem Cytoplasma bis zu mehreren Tausend Grünalgen (Abb. 1 c und 3), die der Gattung *Chlorella* zugeordnet werden. Jede dieser kugeligen, 2,5 bis 4 μm großen Zochlo-

rellen ist in einer Vakuole eingeschlossen. Aufgrund der großen Algendichte ist davon auszugehen, daß deren Photosyntheseprodukte einen wesentlichen Anteil des Nahrungsbedarfs der Ciliaten decken.

Schwärmer

Die Zooide von *Ophrydium versatile* können sich zu nichtkolonialen, frei beweglichen Schwärmerstadien umbilden (Abb. 4 b). Dieser Vorgang tritt häufig unter Laborbedingungen auf. Zooide besitzen in der Region mit dem größten Körperfurchmesser drei Ringe aus leicht zueinander versetzten Basalkörpern, die jedoch keine Cilien tragen (Abb. 3). Während der Umwandlung zum Schwärmer verdoppeln sich die Basalkörperreihen. Durch die Ausbildung von Cilienschäften entsteht ein aus sechs Cilierringen bestehender Wimperkranz (Telotroch). Nach der Ablösung vom Stiel schwimmen die Telotrochstadien mit dem Hinterpol voran zügig umher. Sie besitzen wie die Zooide die Fähigkeit zur Körperkontraktion und sind im voll kontrahierten Zustand ebenfalls eiförmig (Abb. 4 b). Bei maximaler Streckung sind die Tiere jedoch deutlich gedrungen als Zooide und die Oralciatur bleibt unter dem Peristomkragen verborgen. In diesem Zustand sind sie etwa $120-170 \times 50 \mu\text{m}$ groß.

Gelangt ein Telotrochstadium an ein geeignetes Substrat, setzt es sich mit dem Hinterende fest, bildet sich zum Zooid um und beginnt schnell mit der Abscheidung von Stiel- und Loricamaterial. Aus dieser Gründerzelle entwickelt sich eine neue Kolonie.

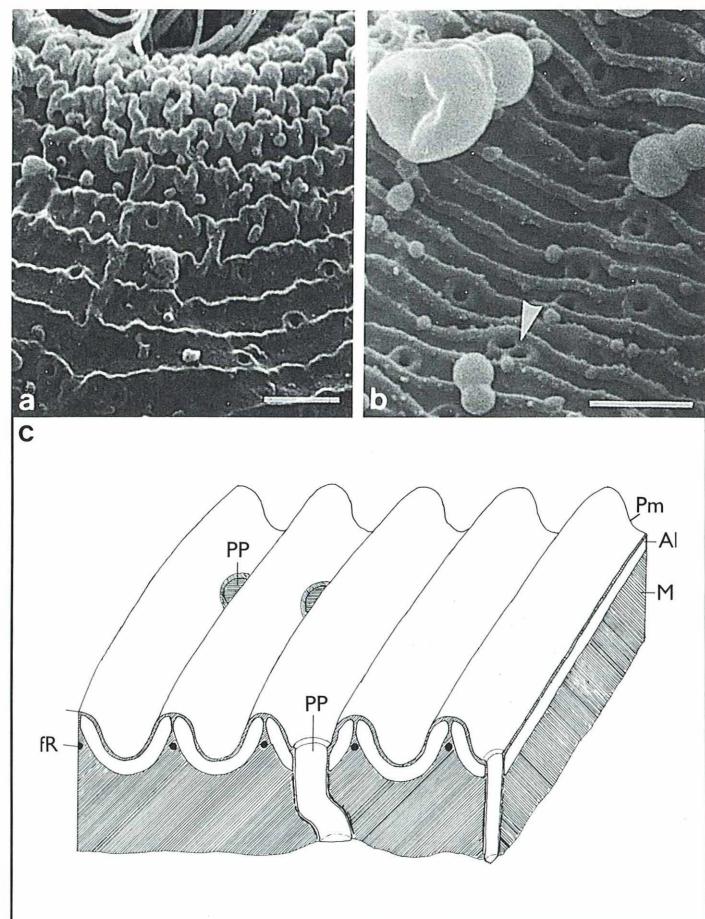
Populationsentwicklung

1992 wurden an drei kleineren mesosaproben Waldseen im Norden des Landes Brandenburg Freilandstudien zur Populationsdynamik durchgeführt: Großer Krukowsee/Landkreis Neuruppin, Großer Pinnowersee/Landkreis Bernau und Kesselsee/Landkreis Seelow.

Überwinterung

Im Februar 1992 wurden im Uferbereich des Großen Krukowsees, der zu dieser Zeit von einer mehrere Zentimeter dicken Eisschicht be-

Abb. 5 a–c: Zelloberfläche und Cortexaufbau. – a und b: REM-Aufnahme der Zelloberfläche. Die Pelliculaporen liegen in den Cortexfalten. Diese Einsenkungen sind von einem Ringwulst umgeben. Sie können so eng beieinanderliegen, daß ihre Wülste ineinander übergehen (Pfeilkopf). Maßstäbe = 1 µm. – c: Zeichnerische Rekonstruktion des Cortexaufbaus. Al Alveolen, fR fibrilläre Ringstruktur, M Myoneme, Pm Plasmamembran, PP Pelliculaporen.



deckt war, Kolonien mit Durchmessern von 0,5 bis 7 cm entdeckt (Abb. 1 a). Besondere Überwinterungsformen wurden nicht beobachtet. Die große Spannbreite der Koloniegröße deutet darauf hin, daß die Populationsentwicklung im Winter nicht zum Erliegen kommt.

Massenvermehrung im Großen Pinnowsee

Im April 1992 wurde in einer seichten Bucht des Pinnowsees ein Massenaufreten von *Ophrydium*-Kolonien beobachtet. Zur genaueren Untersuchung dieses Phänomens wurden auf dem Seegrund mehrere Flächen von 60 × 60 cm abgesteckt. Mit einer Unterwasserfotapparatur wurden diese als jeweils sechs 20 × 30 cm große Teilarreale fotografiert. Zur Auswertung wurden die Einzelfotos zusammengezettet und zeichnerisch auf Folien übertragen.

In den Abbildungen 6 a und b sind zwei typische Untersuchungsflächen dargestellt. Auf der Fläche A wurden 207 Kolonien mit Größen zwischen 0,5 und 2,5 cm gezählt (ca. 575 Kolonien/m²). Auf der Untersuchungsfläche B ergab sich die Zahl von 316 Kolonien (ca. 880 Kolonien/m²). Die Größen lagen hier zwischen 0,5 und 4,5 cm. Geht man von kugeligen Kolonien mit einer mittleren Größe von 1,5 cm aus, sind auf Fläche B etwa 16 % der Grundfläche mit Kolonien bedeckt. Dieser Überschlagswert gibt eine Vorstellung von der extrem hohen Koloniedichte im Habitat Großer Pinnowsee. Beim nächsten Besuch am Standort zeigte sich, daß die Markierung der Untersuchungsflächen und die Anfertigung der Fotos ein massiver Eingriff in den Lebensraum der Ophrydien war. Obwohl sich die Populationsdichte an anderen Stellen nicht merklich geändert hatte, waren auf den Untersuchungsflächen viele Ko-

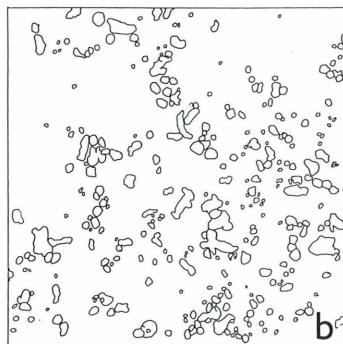
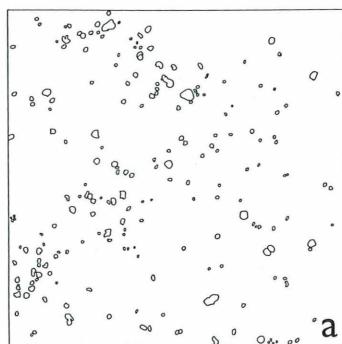


Abb. 6 a und b: Massenaufreten von Ophrydienkolonien. Die beiden 60×60 cm großen Flächen liegen ca. 5 m auseinander.

a: Fläche A: Anzahl der Kolonien = 207 (ca. 575 Kolonien/m²), Größe der Kolonien: 0,5–2,5 cm. – b: Fläche B: Anzahl der Kolonien = 316 (ca. 880 Kolonien/m²), Größe der Kolonien: 0,5–4,5 cm.

lonien stark verblaßt bzw. verschwunden. Der Auslöser für diese Entwicklung waren vermutlich bei den Arbeiten aufgewirbelte Sedimentpartikel, die sich auf den Kolonien ablagerten.

Wachstumsgeschwindigkeit von Kolonien

Im Frühjahr 1992 wurde die Größenzunahme einzelner Kolonien über einen Zeitraum von etwa fünf Wochen im Großen Krukowsee untersucht. Die Kolonien wurden mehrmals mit einem Maßstab im Bild am natürlichen Standort fotografiert und später anhand der Aufnahmen vermessen.

Da die Zooide einschichtig in der Gallerteroberfläche angeordnet sind, muß sich die Untersuchung des Kolonienwachstums auf die Zunahme der Kolonienoberfläche beziehen. Wegen der unregelmäßigen Gestalt größerer Kolonien wurde die Auswertung nur für kleinere mehr oder weniger kugelige Exemplare durchgeführt. Für die Ermittlung von Annäherungswerten der Kolonienoberflächen wurden die Oberflächenwerte für Kugeln mit entsprechenden Durchmessern berechnet.

In der Auswertung wurden 18 Kolonien einbezogen, von denen es gelang, an mindestens zwei aufeinander folgenden Terminen Fotos zu machen. Um eine Vergleichbarkeit aller Meßergebnisse zu erlangen, wurden für jede Kolonie die prozentuale Größenzunahme zwischen zwei Meßterminen ermittelt und anschließend der Zeitraum hochgerechnet, den die Kolonie bei der ermittelten Wachstumsgeschwindigkeit benötigte, um ihre Oberfläche zu verdoppeln. Aus allen Ergebnissen eines Meßintervalls wurde das arithmetische Mittel gebildet. Diese hochgerechneten Mittelwerte für die durchschnittliche Oberflächenverdoppelungszeit sind der folgenden Auflistung zu entnehmen:

– 25. 4. (11,5 °C)–16. 5. (17,5 °C): 11,5 Tage
 – 16. 5. (17,5 °C)–22. 5. (20,5 °C): 5,0 Tage
 – 22. 5. (20,5 °C)–27. 5. (20,5 °C): 6,0 Tage
 Die Wachstumsgeschwindigkeit der Kolonien hat sich also parallel zum Anstieg der Wassertemperatur deutlich erhöht. Da nachgewiesen wurde, daß keine Abhängigkeiten zwischen der Zelldichte und der Koloniegröße besteht, ist davon auszugehen, daß die Oberflächenverdoppelungszeiten in etwa den durchschnittlichen Generationszeiten der Zooide entsprechen. Dieser Zeitraum zwischen zwei Zellteilungen liegt also bei günstigen Umweltbedingungen in der Größenordnung von fünf Tagen.

Populationsentwicklung im Großen Krukowsee

Von Ende April bis Mitte Mai nahm die Koloniedichte in einigen seichten Buchten des Großen Krukowsees extrem zu. In der zweiten Maihälfte nahm die Zahl der Kolonien aber so rapide ab, daß Anfang Juni das Flachwasser nahezu koloniefrei war. Zu diesem Zeitpunkt lag die Wassertemperatur bei 20,5 °C.

Zur Untersuchung der Verhältnisse in größeren Wassertiefen wurde Ende Mai ein Tauchgang unternommen. Ab einer Tiefe von 2,5 m (18 °C) waren Kolonien in größerer Zahl anzutreffen. Selbst in der maximalen Seetiefe von 9 m (8 °C) wurden Kolonien von beträchtlicher Größe beobachtet. Die Kolonien in größeren Wassertiefen wiesen einige morphologische Eigenheiten auf. So war ihre Gallerteroberfläche fester und durch eingelagerte Partikel stark eingetrübt. Sie siedelten meist auf der lockeren ebenen Substratschicht und wiesen eine stark abgeplattete Form auf; so hatte das größte gefundene Exemplar eine Ausdehnung von 15 × 10 cm, war aber nur 3–4 cm hoch.

In den folgenden Wochen ging die Populationsdichte auch in größeren Wassertiefen deutlich zurück. In Zonen, in denen die Wassertemperatur auf über 21 °C angestiegen war, wurden keine Ophrydienkolonien mehr gefunden. So betrug die Minimaltiefe für die Kolonien Mitte Juni etwa 4 m. Zu diesem Zeitpunkt waren viele Kolonien von sedimentierten Schwebstoffen bedeckt. Anfang Juli wurden im See weder Kolonien noch deren Überreste gefunden. Obwohl die Wassertemperatur in 9 m Tiefe nur 10 °C betrug, verlief die Suche auch hier ergebnislos.

Kolonienbeobachtungen im Kesselsee

Mitte August, also zu einem Zeitpunkt, an dem der Große Krukowsee als koloniefrei einzustufen war, wurde im Kesselsee ein Massenauftreten von Ophrydienkolonien beobachtet. Der gesamte Wasserkörper dieses kleinen Sees war auf ca. 24 °C aufgewärmt. Seine Flachwasserbereiche wurden von Armleuchteralgen gesellschaften dominiert. An den Zweigen dieser Characeen waren sehr viele Kolonien angeheftet, die zum größten Teil Durchmesser zwischen 0,5 und 1 cm hatten; größere Kolonien, die bis zu 5 cm maßen, waren die Ausnahme.

Anfang Oktober war die Wassertemperatur auf 13 °C gefallen. Die Ophrydienpopulation wies deutliche Zeichen des Niedergangs auf. Die Dichte der Kolonien hatte sich deutlich reduziert; der Anteil an kleineren (jüngeren) Exemplaren war viel geringer als im August. Die größeren (2,5–4 cm) wiesen oft zooidfreie Areale auf.

Temperatur und Populationsentwicklung

Der Populationszusammenbruch im Flachwasser des Großen Krukowsees bei 20,5 °C und das Absterben der Kolonien in größeren Tiefen, das mit einer Wassererwärmung auf ca. 21 °C einherging, deuten darauf hin, daß die obere Temperaturtoleranzgrenze von *Ophrydium versatile* knapp über 20 °C liegt.

Die Sommerfunde im stark aufgeheizten Kesselsee stehen allerdings im Widerspruch zu dieser Annahme. Die Ophrydienpopulation wurde von den hohen Wassertemperaturen nicht beeinträchtigt. Die große Zahl von Kolonien mit Durchmessern zwischen 0,5 und 1 cm belegt eine dynamische Populationsentwicklung. Für viele dieser kleinen Kolonien hat die An-

siedlung der Gründerzellen wahrscheinlich zu einem Zeitpunkt stattgefunden, an dem die Temperatur im See bereits oberhalb von 20 °C lag.

Die markanten Unterschiede in der Populationsentwicklung in den beiden Seen deuten darauf hin, daß es sich bei den Ophrydien im Kesselsee um eine an hohe Wassertemperaturen angepaßte Sommervariante der Art handelt. Neben dieser Erklärung wäre es aber auch denkbar, daß Umweltfaktoren, die im Rahmen dieser Untersuchungen nicht erhoben wurden, für die differierenden Entwicklungen verantwortlich sind.

Es stellt sich die Frage, ob es überhaupt möglich ist, die Bedingungen an natürlichen Koloniestandorten, mit all ihren Wechselwirkungen, über einen längeren Zeitraum so genau zu erforschen, daß zuverlässige Aussagen über deren Einfluß auf die Populationsentwicklung möglich sind. Im Laufe der Studien gelang es leider nicht, eine dauerhafte Ophrydienkultur anzulegen. Unter den besser kontrollierbaren Versuchsbedingungen im Labor ließen sich wahrscheinlich verlässlichere Aussagen über die physiologischen Bedürfnisse von *Ophrydium versatile* machen.

Literaturhinweise

- Foissner, W., Adam, H., Foissner, I.: Morphologie und Infraciliatur von *Ophrydium eutrophicum* Foissner, 1979 und *Ophrydium versatile* (O. F. Müller, 1786) (Ciliophora, Peritrichida). Ber. Natl.-Med. Ver. Salzburg: 7, 43–54 (1984).
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und Ökologische Revision der Ciliaten des Saprobienstems. Band II: Peritrichia, Heterotrichia, Odontostomatida. Hrsg.: Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München, Informationsberichte Heft 5/92 (1992).
- Hollowday, E. D.: Some notes on an uncommon colonial peritrichous protozoon, *Ophrydium versatile*. Microscopy 32, 503–511 (1975).
- Schneider, H.: Eine aufwuchsbildende Wimpertierkolonie: *Ophrydium versatile*. Mikrokosmos 61, 356–358 (1972).
- Wilbert, N.: Taxonomische Untersuchungen an *Ophrydium versatile* O. F. Müller 1789 (Ciliophora, Peritrichida). Arch. Protistenk. 119, 54–59 (1977).
- Winkler, R. H., Corliss, J. O.: Notes on the rarely described, green colonial protozoon *Ophrydium versatile* (O. F. M.) (Ciliophora, Peritrichida). Trans. Amer. Microsc. Soc. 84, 127–137 (1965).

Verfasser: Dipl.-Biol. Harald Bücker und Prof. Dr. Klaus Hausmann, AG Protozoologie, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin

Kurze Mitteilung

Wundheilung bei *Vaucheria*

Die Alge *Vaucheria* gehört zu den grün gefärbten Xanthophyceen, die im Süß- und Brackwasser weit verbreitet sind. Der Algenkörper besteht aus einem querwandlosen, verzweigten Schlauchsystem mit zahlreichen Plastiden und Zellkernen. Bei Pflanzen mit differenzierten Geweben erfolgt die Heilung von Wunden durch Nekrose der beschädigten Zellen und die Restauration der Wundregion durch Teilung der intakt gebliebenen Zellen. Bei den schlauchförmigen (siphonalen) Algen aber stellt die Verwundung, die infolge Begrasung oder Fragmentation durch Winterstürme häufig ist, ein besonderes Risiko dar, da infolge der coenozytischen Organisation der ganze Organismus bedroht ist, z.B. durch Auslaufen des Schlauches. Bei der Wundheilung der siphonalen Algen *Vaucheria* konnte man vier Stadien feststellen: Im ersten Stadium wird ein Plasmarezipient aus der Wunde herausgepreßt, während sich der Protoplast entfernt von der Wunde rasch zusammenzieht, wodurch eine Art Wundverschluß erreicht wird. Der Turgordruck sinkt ab. Im zweiten Stadium wird Zellwandmaterial an der Wundfläche niederge-

schlagen, so daß die Wunde abgeschlossen ist. Die Zellorganellen häufen sich an der Wundbarriere. Die zunächst zurückgezogenen Chloroplasten kehren zu der Wunde zurück, der Turgordruck wird langsam wieder aufgebaut. Im dritten Stadium ziehen sich die Chloroplasten zunächst zurück, kehren dann aber wieder zur Wundfläche zurück. Im vierten Stadium wird das Wachstum an der verheilten Wundfläche wieder aufgenommen.

Die Untersuchung des Wundheilungsprozesses und die damit verbundene Änderung der Plasmastromung und Organellenverteilung wurden mit Hilfe von selektiven Fluorochromen (siehe Tabelle) mit differentieller Interferenzkontrastmethode im Umkehrmikroskop (Leitz Diavert) und dem Leitz Dialux 20 EB im 1+1 verdünnten Seewasser durchgeführt.

Tornbom, T., Oliveira, L.: Wound-healing in *Vaucheria longicaulis* Hoppea var. *macounii* Blum. 1. Cytomorphological study of the wound response. *New Phytologist* 124, 121–133 (1993 a).

Tornbom, L., Oliveira, L.: Cytoplasmic streaming and organelle movement. *New Phytologist* 124, 135–148 (1993 b).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Liste der Fluorochrome zur Identifizierung der Organelle und anderer Zellbestandteile. Aus Tornbom u. Oliveira 1993 a, verändert.

Verbindung	Ziel-Organell	Konzentr. µg/ml	Lösungsmittel	Zellzustand	Spülen
DAPI	Zellkern	5,0	Wasser	fixiert	nein
DiOC ₆	Mitochondrien	1,5	Alkohol	lebend	nein
DiOC ₆	Endopl. Retikulum	5,0	Alkohol	fixiert	nein
CTC	Membran-Ca ⁺⁺	51,5	Wasser	lebend	ja
Calc.W.	Zellulose	1,0	Wasser	lebend	ja oder nein
Rhod. B	Lipid bodies	10,0	Wasser	lebend	ja
Neut.Rot	Vakuole, Lipide	50,0	Wasser	lebend	ja

Abkürzungen: DAPI 4,6-diamidino-2-phenylindol, DiOC₆ 3,3'-dihexyl-oxacarbocyanid Jodid, CTC Chlortetracyclin, Calc.W. Calcoflour White, Rod. B. Rhodamin B, Tetraaethylamino-O-carbonyl-xanthenyl, Neut. Rot Neutralrot.

Mikro-Galerie

Der „Protozoenkreis“ – ein Streupräparat von Ciliaten, Amöben und Flagellaten im Rasterelektronenmikroskop

Wilhelm Foissner

Die Vielfalt der Formen im Mikrokosmos hat künstlerisch ambitionierte Wissenschaftler und Mikroskopiker immer wieder dazu angeregt, die schönsten und sonderbarsten Arten in sogenannten „Legepräparaten“ zu arrangieren. Berühmt sind die um die Jahrhundertwende von den Präparatoren Möller in Wedel, Thum in Leipzig und Boeker in Wetzlar angefertigten „Typenplatten“ von Diatomeen. Darin sind 100–2000 Kieselalgen zu zierlichen Rosetten angeordnet oder sogar in mikrofotografisch hergestellte Rahmen so gelegt, daß man im Mikroskop die Namen der verwendeten Arten lesen kann (was wir uns oft wünschen, wenn wieder mal die Bestimmungsliteratur nicht ausreicht!). Daß dazu großes Geschick und unendliche Geduld nötig sind, braucht wohl nicht betont zu werden.

Leichter sind „Streupräparate“ anzufertigen. Dazu benötigt man lediglich möglichst reines Material, das gleichmäßig und dicht im Einbettungsmedium (z.B. Kunstharz) verteilt wird. Lege- und Streupräparate fertigt man im allgemeinen nur von Protisten an, die eine harte (meist kieselige) Schale haben, da schalenlose Einzeller kaum ohne große Schrumpfungen luftgetrocknet und gelegt werden können. Für meinen Protozoenkreis, der fast nur zarte Einzeller enthält, habe ich daher das Rasterelektronenmikroskop mit anschließender Fotomontage benutzt. Die Einzelbilder wurden meist von Zellen aus Reinkulturen angefertigt. Das ziemlich aufwendige rasterelektronenmikroskopische Präparationsverfahren ist ausführlich bei Foissner (1991) beschrieben. Im wesentlichen werden die Zellen in einem Osmium-Sublimat-Gemisch fixiert, mit einem speziellen Verfahren (Kritische-Punkt-Trocknung) getrocknet und schließlich mit Gold bedampft, damit sie elektrisch leiten und mit dem Rasterelektronenmikroskop betrachtet werden

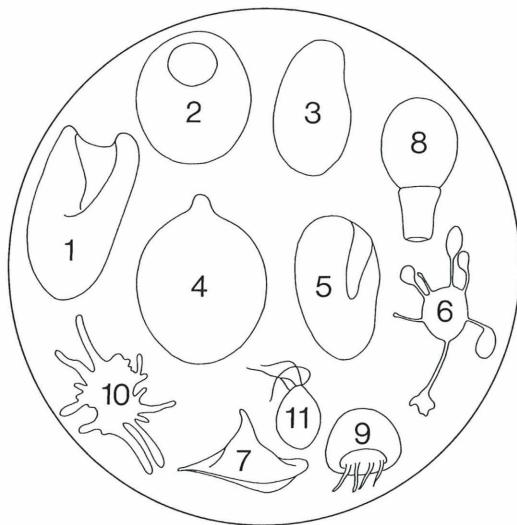
können. Die Einzelbilder werden dann in mindestens doppelter Größe ausgearbeitet, eventuell retuschiert und auf schwarzes (d.h. stark überbelichtetes) Fotopapier geklebt. Damit keine Schnittkanten entstehen, „reißt“ man die Bilder und schabt den Reißrand auf der Rückseite mit einer Rasierklinge ab, so daß er dünn wird und das Bild fugenlos auf den Hintergrund geklebt werden kann. Eventuell noch erkennbare weiße Reißränder und helle Bildränder werden mit schwarzem (permanent) Filzstift ausgemalt. Nun kann die Montage abfotografiert und auf mäßig hartes Papier kopiert werden. Für den Druck kann man auch das Original verwenden, da die Schnitt- bzw. Reißlinien und andere Unreinheiten heute elektronisch entfernt werden können.

Auf Seite 221 ist das Original des „Protozoenkreises“ abgebildet. Farbig und mit künstlerisch schön verfremdeten Hintergrund schmückt er den Einband des Kataloges einer sehr sehenswerten Protozoen-Ausstellung, die Frau Dr. Erna Aesch (1994) im Biologiezentrum des Oberösterreichischen Landesmuseums in Linz organisiert hat.

Literaturhinweise

- Aesch, E. (Hrsg.): Die Urtiere. Eine verborgene Welt. Kataloge des OÖ. Landesmuseums 71 (N. F.) 1994.
- Foissner, W.: Basic light and scanning electron microscopic methods for taxonomic studies of ciliated protozoa. *Europ. J. Protistol.* 27, 313–330 (1991).
- Foissner, W.: Wie baut man billig ein Haus? *Mikrokosmos* 83, 41–42 (1994a).
- Foissner, W.: Die Chinesenmütze (*Aspidisca turrita*) – ein seltsames Wimpertierchen. *Mikrokosmos* 83, 175–179 (1994b).

Verfasser: Prof. Dr. Wilhelm Foissner, Universität Salzburg, Institut für Zoologie, Hellbrunnerstraße 34, A-5020 Salzburg



Der Protozoenkreis mit Wimpertieren (1–7), Wechseltieren (8–10) und Geißeltieren (6, 11) im Rasterelektronenmikroskop. – Abb. 1: Das Börsentierchen (*Bursaria truncatella*) ist mit bis zu 1 mm Länge ein Riese unter den Wimpertieren. – Abb. 2: Das 60 µm große Panzertierchen (*Coleps hirtus*) schützt sich mit reich verzierten Kalkplatten, die im kreisrunden Mund schaufelradförmig angeordnet sind. – Abb. 3: Das 120 µm große Nierentierchen (*Colpidium colpoda*) ist dicht bewimpert und ein ausgezeichneter Indikator für sehr stark

verschmutztes Wasser. – Abb. 4: Das 150 µm große, zweikränzige Nasentierchen (*Didinium nasutum*) schwimmt mit seinen zwei Wimperkränzen blitzschnell umher und erbeutet dabei andere Einzeller. – Abb. 5: Beim 80 µm großen, flachen Lafttierchen (*Euplates patella*), das eher reines Wasser bevorzugt, sind die Wimpern in Büscheln (Cirren) angeordnet. – Abb. 6: Die 50 µm große *Prodiscothrya collini* ist ein Sauginfusor, das im adulten Zustand keine Wimpern, sondern Tentakel hat, mit denen es andere Einzeller (hier mehrere Geißeltiere) fängt und aussaugt. – Abb. 7: Die 40 µm große Chinesenmütze (*Aspidisca turrita*), die ich vor kurzem in dieser Zeitschrift (Foissner, 1994b) ausführlich beschrieben habe, hat einen auffallenden Stachel auf der Dorsalseite. – Abb. 8: Das 130–200 µm lange vasenförmige Schalentierchen (*Nebela vas*), über das ich ebenfalls vor kurzem im MIKROKOSMOS (Foissner, 1994a) berichtet habe, baut sein zierliches Gehäuse aus den Plättchen anderer, gefressener Schalenamöben. – Abb. 9: Das 60 µm große Uhrglasstierchen (*Arcella*) streckt gerade seine Scheinfüßchen (Pseudopodien) aus der Schale. – Abb. 10: Das 200 µm große Wechseltierchen (*Amoeba proteus*) bildet am ganzen Körper Scheinfüßchen, da es kein Gehäuse hat. – Abb. 11: Die nur 15 µm große Schmutzkugel (*Polytoma*) hat vier lange Geißeln und fühlt sich am wohlsten in sehr schmutzigem Wasser.

Nachricht

Gut Sunder – Das Naturschutzseminar bietet von Juli bis September 1994 folgende Veranstaltungen an:

Fachseminare zum Arten- und Biotopschutz

- 107 Lebensraumbewertung anhand von Libellen 8. 8.–11. 8.
108 Heuschrecken in der Naturschutzplanung 22. 8.–24. 8.

Naturschutz und Praxis

- 310 Bäume und Recht

Natur und Freizeit

- 511 Leben wie die Dino-Verwandten
512 Leben wie Friedrich Fledermaus
513 Geschichte, Kunst, Natur
514 Leben wie in Afrika
515 Das Geheimnis des Grünen Schatzes
516 Naturerlebnis-Camp
517 Geschichte, Kunst, Natur
518 Mit Plitsch & Platsch auf Weltreise
519 Naturerlebnis-Camp
520 In unserer Obstwiese ist der Wurm drin
521 Moor ist mehr als Torf

Arten und Lebensräume

- 609 Schmetterlinge 5. 8.– 7. 8.
610 Heuschrecken – beobachten und bestimmen 12. 8.–14. 8.
611 Libellen 19. 8.–21. 8.
612 Wildbienen und Grabwespen 26. 8.–28. 8.
614 Pilze 23. 9.–25. 9.
615 Zugvogelbeobachtung 1 23. 9.–25. 9.
616 Zugvogelbeobachtung 2 25. 9.–30. 9.
617 Moose 28. 10.–30. 10.

Natur-Touren

- 701 Naturerlebnis-Radtour zur Hardau-Quelle 1. 8.– 5. 8.
702 Eine Flusslandschaft vom Fahrrad aus erlebt – Die Ilmenau im Einfluß von Land- und Forstwirtschaft 8. 8.–12. 8.
703 Rundherum – Mit Rad und Boot in und um die historische Stadt Lüneburg 15. 8.–19. 8.
704 Mit der Windsbraut ins Watt – Segeltour auf der Unterelbe 28. 8.–31. 8.

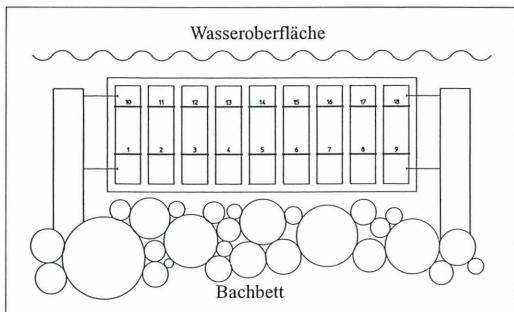
Weitere Informationen erhalten sie bei: Gut Sunder – Das Naturschutzseminar OT Meißendorf, 29308 Winsen/Aller, Tel. 050 56/3 67, Fax: 050 56/14 21



Kurze Mitteilung

Diatomeen im Ober- und Unterlauf eines Baches

Kieselalgengesellschaften sind dynamisch, sie reagieren in ihrer Zusammensetzung rasch auf wechselnde Umweltbedingungen. Da die Diatomeen Aufwuchsorganismen sind, kann man sie leicht mikroskopisch auf Glasobjektträgern verfolgen. Dazu wurde ein Plexiglasrahmen konstruiert (s. Abbildung) in dem sich 18 Objektträger in horizontaler Anordnung befestigen ließen. Der Trägerrahmen konnte zwischen den Steinen des Bachbettes verankert werden.



Der Plexiglasrahmen, der im Geröll des Bachbettes verankert war, gestattete die Aufnahme von zwei Reihen von je neun Standard-Glas-Objektträgern, die übereinander angeordnet sind. Der Transport vom Ober- zum Unter-, bzw. vom Unter- zum Oberlauf des Baches erfolgte in einer mit Bachwasser gefüllten Präparatdose. Zur mikroskopischen Beobachtung wurden die Diatomeen-Präparate mit Wasserstoffperoxid behandelt. Die Ähnlichkeiten in den Diatomeen-Gemeinschaften wurden mit Hilfe des Dominanz-Identitäts-Index von Schwertfeger errechnet.

Um den Einfluß einer Versetzung wie er regelmäßig bei einer Flutwelle auftritt zu untersuchen, wurden nach verschiedenen Perioden der Exposition (drei Tage, eine Woche, ein Monat) die bewachsenen Objektträger stromaufwärts, bzw. stromabwärts transportiert. Das Ergebnis wurde im Breitenbach, einem Flusslauf erster Ordnung von weniger als 1 m Breite und etwa 4 km Länge, in Hessen ermittelt. Die beiden Untersuchungsorte unterschieden sich hinsichtlich ihrer physikalischen und chemischen Parameter: In Quellnähe war die Temperatur 7–8 °C, der pH-Wert kleiner als 7 und der Phosphatgehalt 28–95 µg/l; in der Nähe der Mündung war das Wasser 11–12 °C warm, der pH-Wert 7 und der Phosphatgehalt niedriger 8–33 µg/l. Die hauptsächlich vorkommenden Diatomeen-Arten waren mit einer Abundanz von mehr als 25 % *Achnanthes lanceolata*, *Eunotia minor* und *Diatoma mesodon*. Nach Umsetzung der Hälfte der Objektträger (nach sechs Wochen) ergab sich folgendes: Bereits nach drei Tagen zeigte die Umsetzung Änderungen der Zusammensetzung der Diatomeengesellschaft. Die Übertragung vom Oberlauf zum Unterlauf hatte eine Zunahme von *Eunotia minor* von 1 % zu 7,5 % zur Folge. Umgekehrt nahm *Diatoma mesodon* von 11,3 % am Oberlauf beim Übertrag zum Unterlauf auf 3,2 % ab. Hingegen wurde die Abundanz von *Achnanthes lanceolata* durch die Umsetzung nicht beeinflußt. Im allgemeinen war der Artenreichtum im Unterlauf größer.

Wendker, S.: Diatom community response to translocation in a small softwater stream. Nova Hedwigia 55, 397–406 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Ein reizvolles Frühstücksvergnügen für Mikroskopiker

Heinz Kringler

Es gibt viele schöne Dinge im Leben, eines davon ist sicher ein opulentes Frühstück. Ich habe das des öfteren genossen, u. a. Toastschnitten mit Butter und Trüffelleberwurst bestrichen. In diese Kalbsleberwurst sind kleine schwarze Stückchen eingebettet, die der Wurst einen pikanten Geschmack nach Trüffeln (*Tuber*, ein Ascomycet) geben sollen. Ich möchte Ihnen nicht gleich zu Beginn den Appetit verderben, aber der Geruch der im Erdreich unter Eichen steckenden Trüffeln soll dem Geruch des Sexualsekrets des Schweineebers ähneln. Deshalb werden zur Suche nach diesem kostbaren Pilz in Frankreich (Perigord-Trüffeln, *Tuber melanosporum*) abgerichtete Schweine weiblichen Geschlechts eingesetzt.

Dieser Pilz durfte auf dem Tisch feiner Herrschaften nicht fehlen. Er war entsprechend teuer, so daß sich die ärmeren Landbevölkerung diesen Genuss nicht leisten konnte; sie verspeiste dafür die Schweine. Als ich eines Morgens die schwarzen Stückchen auf dem Frühstücksteller betrachtete, fiel mir ein, daß im MIKROKOSMOS im Rahmen der „Biologie in der Schule“ eine Abhandlung von Rainer Klee und Dieter Erber (1978) über verschiedene Trüffelarten erschienen war. Das hat mich gereizt, ein wenig Lebensmittelklimatologie zu betreiben. Ich wollte auch sehen, ob es sich wirklich um die geschmacklich feinsten Trüffel, die Perigord-Trüffel, handelt oder ob ich einer Geschmackseinbildung aufgesessen und auf eine raffinierte Gewürzmischung hereingefallen bin – zumal ich einmal mit einem teuren Rinderfilet in Morchelrahmsauce hereingefallen bin. Die Morcheln – ein ausgezeichneter Geschmackspilz – waren aber keine, sondern es waren sogenannte Chinamorcheln, ein schleimiger, schlaffer Pilz namens *Auricularia judae* (Judasohr), der eigentlich in die Kategorie der wertlosen bis ungenießbaren Pilze eingeordnet wird; aber mit viel Gewürzen schmeckt alles nach etwas!

Man kann schließlich auch einen Muckefuck-Kaffee als Bohnenkaffee bezeichnen, wenn man eine echte Kaffeebohne an einem Faden in die Kanne hängt.

Soweit das Vorwort. Nun zu der Frage: Wie stellt man das alles fest, und wie läuft die Untersuchung ab?

Man stochert einige größere Trüffelstückchen aus der Leberwurst und spült sie unter warmen Wasser ab. Angst wegen etwaiger Schrumpfungen (Artefakte) braucht man wirklich nicht zu haben, denn allzu zärtlich ist der Hersteller mit den Trüffeln bei der Wurstherstellung sicher nicht umgegangen. Dann bringt man die Stückchen in ein Schnappdeckelgläschen mit Spiritus (94 %iger vergällter Ethylalkohol), der im Verlauf von circa drei Wochen einige Male gewechselt wird. Dadurch wird das Fett der Wurst entfernt und die Stückchen werden genügend gehärtet. Nach dieser Zeit nimmt man ein größeres Stückchen heraus und hält es zwischen den Fingerspitzen. Mit einer mit Spiritus befeuchteten Rasierklinge versucht man möglichst dünne (10–20 µm) Schnitte abzuholben. Dort, wo die Schnitte auskeilen, sind sie am dünnsten und damit am besten geeignet. In einem Blockschälchen mit 70 %igem Spiritus werden die Schnitte aufgefangen und über eine 50 %ige Spiritusstufe in destilliertes Wasser gebracht, das zweimal gewechselt wird. Man saugt die alte Lösung mit einer Pipette ab und gießt dann die neue zu. Das Wasser wird nun ganz abgesaugt und durch Etzold'sche FSA-Farblösung ersetzt. Die Herstellung dieser Lösung ist bei Kringler (1990) beschrieben. Man kann aber auch mit der in der Pilzmikroskopie üblichen Lactophenol-Anilinblau-Lösung färben, bei der die Oberflächenstruktur der Sporen besonders deutlich gezeigt wird.

Nach 5–10 Minuten (je dünner der Schnitt, desto länger) wird die Farblösung abgesaugt und

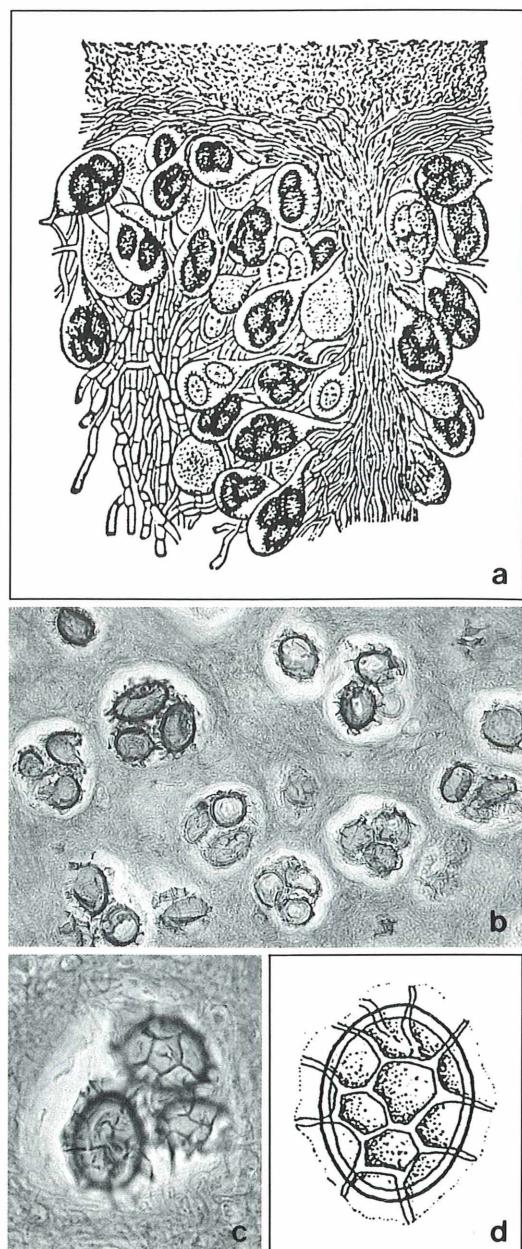


Abb. 1: Trüffel. – a: Ausschnitt aus dem Fruchtkörper einer Trüffel (nach Strasburger 1991); – b: Schnitt durch einen Fruchtkörper mit mehreren Ascis; – c: Ascus mit Ascosporen; – d: Wandstruktur der Ascospore. a: *Tuber rufum*, b-d: *T. aestivum*.

Nun werden geeignete dünne Schnitte mit einem feinen Marderhaarpinsel auf einen sauberen Objektträger gebracht und mit Filterpapier leicht abgetupft. Die Schnitte werden mit dem Pinsel orientiert und wieder mit 100 %igem Isopropylalkohol befeuchtet. Es dürfen keine Farbspuren entstehen!

Die Umgebung des Schnittes wird mit einem Papiertaschentuch vom Alkohol gereinigt, weil sonst später das Einbettmittel Euparal auf dem Objektträger zu einer großen Pfütze verläuft. Dann werden auf den leicht (!) feuchten Schnitt einige Tropfen Euparal gegeben und das Deckglas in altgewohnter Weise aufgelegt. Nun kann das Präparat nach 2–3 Tagen Trockenzeit unter dem Mikroskop betrachtet werden. Will man mit Malinol einbetten, so muß man nach dem 100 %igem Isopropylalkohol noch mehrmals reines Xylol auffropfen. Trübt sich dabei das Xylol, muß noch mehrmals mit Isopropylalkohol entwässert werden. Die Trockenzeit verlängert sich aber erheblich gegenüber Euparal. Man kann die Trüffelstückchen aber auch in Paraffin einbetten und auf dem Mikrotom in Schnitte zerlegen (Kringler, 1990). In diesem Fall genügen jedoch etwas dicke Schnitte, bei denen man die Ascis mit den Sporen besser sieht.

Ich habe bei der Betrachtung der Präparate festgestellt, daß es sich vermutlich nicht um die begehrte Perigord-Trüffel, sondern um *Tuber aestivum*, die weniger begehrte Sommertrüffel, handelt. Die in den Ascis liegenden Sporen der Perigord-Trüffel sind dicht bestachelt, wie die Frucht einer Eßkastanie, während die Sporen der Sommertrüffel nur mit einem großen Netz überzogen sind, an dessen Verbindungsstellen Stacheln vorhanden sein können. Die Ascis sind eiförmig mit in der Regel vier bis sechs Sporen, die in einem Geflecht aus Hyphen eingebettet sind (s. Abb. 1).

durch 90 %igen Isopropylalkohol ersetzt. Wenn man über Ethylglykol verfügt, dann nimmt man besser dieses; nicht, weil es erheblich teurer ist, sondern, weil es zugleich differenziert und entwässert. Sodann kommen die Schnitte in 100 %igen Isopropylalkohol, der mehrfach gewechselt wird. Ist der Alkohol nicht ganz wasserfrei, dann sind bei der Einbettung häßliche Trübungen die Folge.

Aus dem Ergebnis der Untersuchung sieht man, daß die Fleischwarenindustrie eigentlich angehalten werden sollte, die Art der verwendeten Trüffeln auf der Wurst anzugeben, da man diese sonst einfach überbezahlt. Das gilt in stärkerem Maße für die „sündhaft“ teure geträffelte Gänseleberpastete. Man wird nicht gerade betrogen, aber....

...schmecken tut's trotzdem!

Literaturhinweise

Klee, R., Erber, D.: Die Trüffel, ein reizvolles Objekt zum Mikroskopieren. *Mikrokosmos*, 285–288 (1978).

Kringler, H.: Histologische Schnitte, Teil 3. Mitteilungen der Mikro AG, 2, 32–38 (1990).

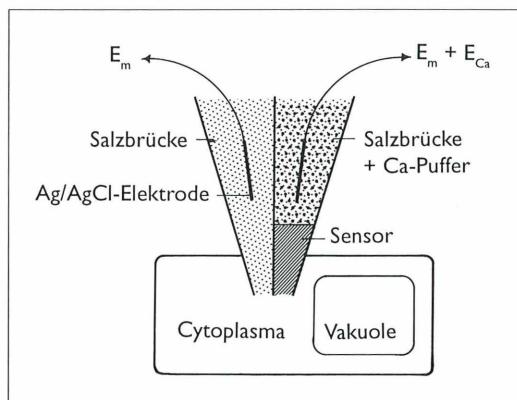
Aus: Mitteilungsblatt der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, 1993, Heft 2.

Verfasser: Heinz Kringler, Finkenstr. 47, D-70199 Stuttgart

Kurze Mitteilung

Selektive Mikroelektroden

Die genaue Kenntnis der Ionenkonzentration im Innenraum der Zelle ist von großer Wichtigkeit für das Verständnis des Membrantransports, des Stoffwechsels, der Ernährung und der zellulären Signalübertragung. In den vergangenen Jahrzehnten wurden neue Mikroelektroden entwickelt, die hinsichtlich der Messung spezieller Ionen spezifisch sind. Die erste, für das Kalium-Ion selektive Mikroelektrode wurde in den 70er Jahren entwickelt. Heute gibt es kommerzielle Mikroelektroden, die selektiv Calcium, Nitrat, pH-Wert und das Membranpotential messen können. – Das Prinzip einer ionenselektiven Mikroelektrode sieht folgendermaßen aus (s. Abbildung): Die Elektrode, z.B. für Ca^{2+} , die in das Cytoplasma einer Zelle eingeführt wird, besteht aus zwei Kompartimenten: dem Ca^{2+} -empfindlichen Teil, dessen Spitze mit einem Sensorcocktail mit einer definierten $\text{KCl}/\text{Ca}^{2+}$ -Puffer-Lösung gefüllt ist; diese Elektrode misst den Ca^{2+} -Gradienten und das Membranpotential ($E_m + E_{\text{Ca}}$). Der andere Teil der Elektrodenspitze ist eine konventionelle Elektrode, die nur das Membranpotential (E_m) misst. Die Spitzen der dünnen Silberdrähte, die in die Salzlösungen eintauchen, sind mit einem Differentialverstärker verbunden. Dieser misst simultan die Signale und subtrahiert diese voneinander, so daß sich als Nettoresultat die Ca^{2+} -Aktivität (E_{Ca}) ergibt. Während die Voltmessung sehr schnell in Mikrosekunden abläuft, ist die typisch chemische Halbwertzeit der ionenselektiven Elektrode 1–10 Sekunden.



Aufbau einer selektiven Mikroelektrode

Die Anwendung der Mikroelektroden mit selektiver Spezifität hat bereits eine Reihe neuer Einsichten in verschiedene physiologische Prozesse, die in der Zelle ablaufen, gebracht. So kann z.B. die Aktivität der Protonenpumpe in der Zellmembran gemessen werden, wobei die Zelle selbst intakt bleibt. Man kann erwarten, daß die Elektrophysiologie der Zelle durch die Verwendung selektiver Mikroelektroden bald neue Ergebnisse über den Signaltransport liefern wird.

Felle, H. H.: Ion-selective microelectrodes: Their use and importance in modern plant cell biology. *Botanica Acta* 106, 5–12 (1993)

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kurze Mitteilungen

Pilzvergiftung und Mikroskopie

Der Konsum von Pilzen nimmt in den letzten Jahren zu, bedingt durch das steigende Interesse für Wildgemüse. Da die Kenntnis der Pilze im allgemeinen und die Unterscheidung zwischen giftigen und eßbaren Arten nach makroskopischen Merkmalen gering ist, kommt es immer wieder zu Vergiftungsfällen. Dann ist die Kenntnis der Pilzart, welche die Vergiftung hervorgerufen hat, lebenswichtig. In den meisten Fällen ist der Patient bei dem Auftreten von Vergiftungserscheinungen nicht mehr in der Lage, die Ursache anzugeben. Daher ist eine Bestimmung der toxischen Pilzart im Mageninhalt oder Resten der Nahrung wichtig. Dabei erhebt sich die Frage, ob während des Verdauungsvorganges die Pilzsporen verändert werden oder ob ihre Struktur soweit erhalten bleibt, daß eine Bestimmung noch möglich ist. In Ex-

perimenten, bei denen die Sporen (Basidiosporen) von 22 verschiedenen Blätterpilzen einem künstlichen Magensaft (bestehend aus Salzsäure pH 1,5 bis 3,0; Pepsin 5 mg/ml und Amylase 1 mg/ml) unterworfen wurden, ergab sich, daß die Sporenstrukturen in der licht- und raster-elektronenoptischen Analyse erhalten blieben. Darum kann angenommen werden, daß Sporen von z.B. *Amanita muscaria*, *A. phalloides* im Magen nicht verändert werden, so daß eine mikroskopische Bestimmung der Pilzart, von der sie stammen, noch möglich ist. Die mikroskopische Untersuchung erfolgte in 10 % wäßrigem Ammoniak mit Zusatz von Melzers Reagenz (Chloralhydrat, Jod-Jodkalium) oder nach Anfärbung mit Baumwollblau in Laktophenol.

Fender, S. J., Watling, R.: Effects of digestion on agaric structures. *Edinburgh J. Botany* 48, 101–106 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Blattepidermis und Trockenresistenz

Die Blattstruktur hängt mit der Widerstandsfähigkeit gegenüber extremen Trockenbedingungen zusammen. Die charakteristischen Eigenschaften der Blätter mit Trockenresistenz werden als xeromorphe Eigenschaften zusammengefaßt; zu diesen gehören u.a. verdickte Blätter und Epidermis, verkleinerte Zellen und Interzellularräume, vergrößerte Gefäßbündel. Diese xeromorphen Eigenschaften können durch Behandlung mit bestimmten Hormonen, z.B. Abscisinsäure (ABA) beeinflußt werden. Man konnte nun bei verschiedenen Maisrassen einen Zusammenhang feststellen zwischen Trockenresistenz und dem endogenen Gehalt an ABA. Dazu wurden die Epidermiszellen untersucht, von denen man Abdrücke herstellte. Dies geschah mit Hilfe eines farblosen Nagellacks. Nach dem Aufstreichen läßt man den Lack fünf

bis zehn Minuten lang antrocknen und kann ihn dann mit Hilfe eines transparenten Klebestreifens (z.B. scotch tape oder Tesa-Film) abziehen. Der Streifen mit dem Replika wird dann direkt auf einen Glasobjektträger montiert und ist dann zur mikroskopischen Beobachtung bereit (Vergrößerung 200fach). Die Maisrassen mit einem hohen ABA-Gehalt und/oder größerer Trockenresistenz hatten stärker xeromorphe Epidermiszellen (kleinere Zellareale, geringere Zellänge, kleinerer Durchmesser) als Rassen mit einem niedrigeren ABA-Gehalt und/oder niedrigerer Trockenresistenz. Mit Hilfe der vergleichenden mikroskopischen Analyse der Blattepidermis kann man also die Trockenresistenz einer Maisrasse ermitteln.

Ristic, Z., Cass, A. A.: Morphological characteristics of leaf epidermal cells in lines of maize that differ in endogenous levels of abscisic acid and drought resistance. *Bot. Gazette* 152, 439–445 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Hydra im Lebendpräparat

Heinz Schneider

Süßwasserpolypen sind dem Protozoensammler vertraute Objekte, denn sehr viele Substrate die er nach Aufwuchsciliaten absucht, werden auch von *Hydra* als Siedlungsflächen angenommen. Sogar auf ausgehängten Objektträgern stellen sie sich bisweilen ein. Hier werden sie meist als lästiger Beifang gewertet. Interesse wird aber geweckt, wenn die Polypen selbst Wimpertiere als Kommensalen beherbergen. Wer solche Aufsitzer mikroskopiert, wird dann wohl kaum der Versuchung widerstehen, auch ihren Wirt in die Untersuchung einzubeziehen und alte Kenntnisse aufzufrischen.

Diese kleine Studie will den Leser anregen, Merkmale und Verhaltensweisen der Süßwasserpolypen durch mikroskopische Untersuchungen und Mikrofotografie lebender Tiere zu belegen.

Mangel an Versuchstieren ist dort, wo es stehende oder langsam fließende Gewässer gibt, während der Vegetationsperiode kaum zu befürchten. Abgesehen von *Chlorohydra viridissima*, die etwas beschattete Standorte mit reinem Wasser bevorzugt, bewohnen die Hydren die verschiedensten Biotope, sofern diese nicht arg verschmutzt sind. Die Polypen findet man meist am Überlauf nährstoffreicher Teiche, an Sprossen und Blättern der Wasserpflanzen, den Wurzeln von Wasserlinsen, an der Unterseite von Schwimmblättern, aber auch an totem Material, wie abgestorbenen Zweigen, Schnekkenschalen und Steinen.

Wichtigstes Arbeitsgerät für unser Vorhaben ist ein gutes Mikroskop mit Anschlußmöglichkeit für eine Spiegelreflex- oder Aufsetzkamera, möglichst mit Mikroblitz und TTL-Steuerung. Eine Differential-Interferenzkontrasteinrichtung (DIC) erweitert die Beobachtungsmöglichkeit, ohne störende Eingriffe am Präparat vornehmen zu müssen.

Verhältnismäßig gering bleibt der Aufwand an Gerät zur Vorbereitung der Präparate. Er beschränkt sich auf das, was am Arbeitstisch des Mikroskopikers ohnehin vorhanden ist: Pipetten und feingreifende Pinzetten zum Abnehmen der Tiere vom Substrat, Objektträger und Deckgläser, dazu Uhrglasschälchen oder Blockschälchen und eine Küvette oder ein Kleinaquarium. Beim Beobachten und Umsetzen der Tiere leistet eine Stereolupe sehr gute

Dienste, doch tut es zur Not auch eine gute Lupe. Schließlich kommt man auch nicht ganz ohne Chemie aus, denn zum Studium des Polypenkörpers und seiner Zelltypen muß ein Mazerationsspräparat angefertigt werden. Wir verwenden dazu eine Variante der Bela-Haller-schen Flüssigkeit (vgl. Neuwirth-Schmidt, 1990). Diese wird aus 1 ml Eisessig, 1 ml Glycerin und 13 ml Wasser angesetzt. Zur Anwendung überführt man den Polypen auf einen Objektträger, saugt das Wasser mittels Filterpapier ab und ersetzt es durch das Reagens. Nach 15 minütiger Einwirkungsdauer wird das Gemisch wiederum abgesaugt und erneut gegen Wasser ausgetauscht. Für das DIC-Verfahren ist das Präparat nach Auflegen eines Deckglases sogleich einsatzfähig; zur Hellfeldbeobachtung wird Färbung mit wäßriger Methylgrün- oder Methylviolettlösung empfohlen.

Hydra-Beobachtungen im Kleinaquarium

Beginnen wir unsere Beobachtungen mit der im Gebiet häufigsten Art, nämlich mit *Pelmatohydra oligactis*. Sie ist von den braunen Polypen schon bei Lupenvergrößerung zu unterscheiden, weil ihr Körper in einen deutlich abgesetzten, meist durchsichtigen Stiel ausläuft. Ihre Tentakelkrone ist sechsarmig und an den Knospen bilden sich anfangs nur zwei Tentakeln gleichzeitig. Abbildung 1 zeigt die typische Situation einer frisch eingetragenen Aufwuchsstufe aus einem eutrophen Teich. Die Tiere haben nach dem Schock des Umsetzens zwar ihren ein bis zwei Zentimeter großen Körper, nicht aber ihre Tentakelkrone wieder voll ge-

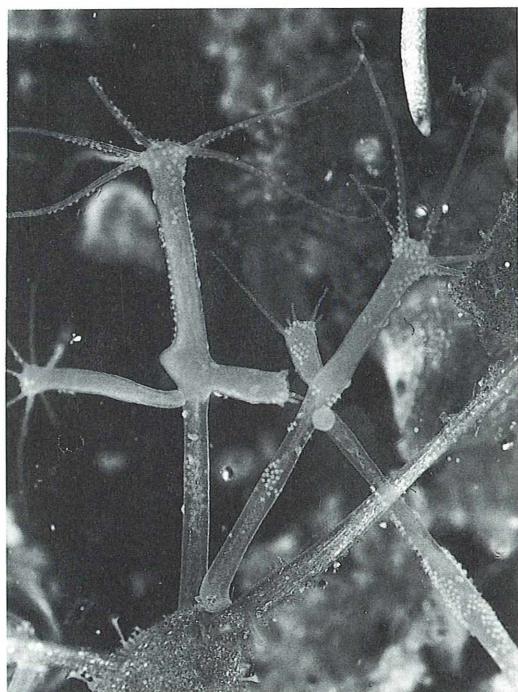


Abb. 1: *Pelmatohydra oligactis* mit Knospen. Die Tiere sind mit Polypenläusen (*Trichodina* und *Kerona*) besetzt. 3 x.

streckt. Erst im Untersuchungsgefäß mit hinreichendem Freiraum zeigen sie, wie außerordentlich veränderlich ihre Gestalt ist. Jetzt strecken sich die Fangarme weit aus zu Suchbewegungen, deren Aktivität sich merklich steigert, wenn dem Wasser potentielle Beuteobjekte – Naupliuslarven, Ruderfußkrebse, Wasserflöhe

oder Mückenlarven – zugesetzt werden (Abb. 2). *Pelmatohydra* vollbringt ganz besondere Leistungen, denn sie kann die Tentakeln bis 25 Zentimeter weit strecken und so ein beachtliches Umfeld kontrollieren. Kleintiere, die mit einem der Fangarme in Berührung kommen, bleiben in der Regel daran haften und werden dann unter Mitwirkung weiterer Tentakeln dem Mund zugeführt. Selbst große Beutetiere mit formbeständigem Körper werden bewältigt und unter geradezu gewaltig erscheinender Dehnung des Polypenkörpers verschlungen, wobei dieser sich der Form des Opfers anpaßt.

Pelmatohydra oligactis und besonders die grüne *Chlorohydra* verhalten sich positiv phototaktisch und streben daher nach einer günstigen Orientierung zum Licht. Nötigenfalls begeben sie sich dazu auf die Wanderschaft. Hydren besitzen zwar keine Lichtsinnesorgane, doch scheint der Bereich der Mundzone besonders lichtempfindlich zu sein. Durch partielle Verdunklung des Beobachtungsgefäßes lässt sich die phototaktisch gesteuerte Ortsbewegung auslösen und beobachten. Sie ist entweder ein regelrechtes Purzelbaumschlagen oder erfolgt durch Kriechbewegungen, wie wir sie von Spannerraupen kennen. Auf diese Weise kann *Hydra* innerhalb einer Stunde immerhin eine Strecke von einigen Zentimetern zurücklegen. Zum aktiven Schwimmen sind Süßwasserpolyphen nicht befähigt, doch können sie, mit ihrer Fußscheibe an der Oberfläche haftend, ihre Tentakeln ins Wasser hinabstrecken. Feine Gasbläschen, die von den Fußzellen produziert und mit Sekret überzogen werden, machen diese geradezu akrobatisch anmutende Jagdstellung möglich.



Abb. 2: *Pelmatohydra* beim Beutefang. Die Siedlungsfläche ist ein mit Vorticellen dicht besetztes Aufwuchspräparat. 1,5 x.

Hydra – Hohltier und Nesseltier

Der Anblick einer *Hydra*, in der man den Schattenriß eines gerade verschlungenen Wasserfloh erkennt, erweckt den Wunsch, ins Innere des Tieres zu blicken. Im Frischpräparat, zu dem der Polyp ohne weitere Behandlung mit reichlich Wasser auf einen Objektträger überführt und mit einem Deckglas versehen wird, erkennen wir seinen Leib zunächst als Schlauch, der mit seinem blind geschlossenen Hinterende mittels einer Haftscheibe am Substrat sitzt und am Vorderende in eine kegelförmige Mundzone ausläuft (Abb. 3). In Ruhestellung ist dieser Mund, die einzige Körperöffnung, geschlossen und daher meist nicht gut zu erkennen. Der große Gastralraum setzt sich in die Tentakeln hinein fort, was beim Fokussieren leicht nachgewiesen werden kann (Abb. 4). Die Wand des Schlauches besteht aus den zwei Zellschichten Epidermis und Gastrodermis, die durch eine dünne Stützschicht (Mesogloea) miteinander verbunden sind. Dieser Aufbau erinnert an eine Gastrula, das zweischichtige Becherkeimstadium mit Urdarm und Urmund bei den höheren Metazoen.

Eine ähnliche Grundorganisation ist auch den sogenannten Rippenquallen (Ctenophora) eigen, weshalb man diese zusammen mit dem großen Verwandtschaftskreis dem unsere Süßwasserpolypen zugehören, als zwei Untereinheiten eines Stammes Coelenterata (Hohltiere) auffaßte. Als man später gravierende Unterschiede in der Organisation beider Gruppen

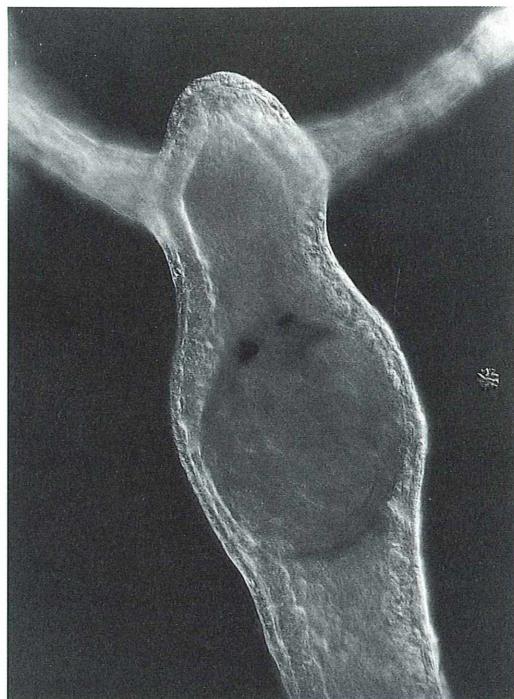


Abb. 3: Ein Wasserfloh im Gastralraum einer *Hydra*. Die Körperform des Polypen hat sich dem Umriß des Krebsleins angepaßt. Erfaßte Präparatfläche 730 x 550 µm.

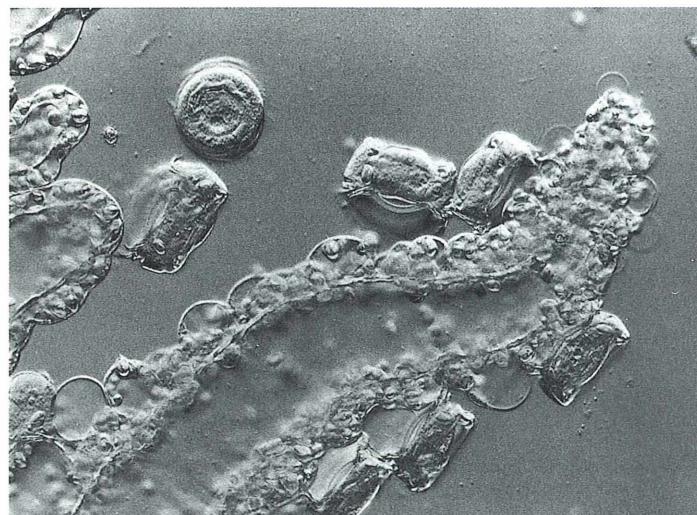


Abb. 4: Der Gastralraum reicht auch in die Tentakeln hinein. Durch das Deckglas bedrängt, verlassen die Trichodinen ihren Wirt. Erfaßte Präparatfläche 280 x 210 µm.

entdeckte, wurden beide zu selbständigen Stämmen erhoben. Der Name Cnidaria (Nesseltiere) – jetzt auf der Stufe eines Tierstammes – weist auf den Besitz von Nesselkapseln hin, auf jene hochkomplizierten Zellprodukte, die weder von den Rippensquallen noch von einer anderen Gruppe der vielzelligen Tiere im eigenen Organismus produziert werden können.

Nicht nur ein Schlauch

Bei der mikroskopischen Untersuchung findet der Betrachter statt der von höheren Vielzellern her bekannten Organsysteme nur die beiden Epithelschichten der Körperwand vor, die den von Flüssigkeit erfüllten Gastralraum umschließen. Von diesen Epithelien werden so gut wie alle Lebensleistungen des Tieres erbracht. Damit wir uns davon eine Vorstellung machen können, wollen wir den Polypenkörper zerlegen, seine Zelltypen kennenlernen und ihre Rolle im Lebensgeschehen des Polypen herausfinden. Dafür kommt die erwähnte Bela-Hallersche Flüssigkeit zum Einsatz, gleichzeitig halten wir aber auch intakte Tiere zu Vergleichszwecken und weiterführenden Beobachtungen bereit. Die Mazerationsflüssigkeit bringt die Nesselkapseln des Polypen zur Explosion und leitet die Auflösung der Mesogloea ein. Anzeichen dafür ist eine milchige Trübung des Polypenkörpers durch austretenden Inhalt des Gastralraumes. Epidermis und Gastrodermis, die mit der Basis ihrer Zellen der Mesogloea aufsitzen, trennen sich voneinander und zerfallen schließlich in ihre Einzelzellen. Gleichzeitig löst sich auch das diffuse Nervennetz auf, (Abb. 5), das im Bereich der Basis der Ektodermzellen eingefügt war. Bisweilen werden Körperfragmente erst allmählich zerlegt. Man trennt solche Bruchstücke unter vorsichtigem Verschieben des Deckglases oder durch Zerzupfen mit Präpariernadeln. Das sollte kontrolliert bei schwacher Mikroskopvergrößerung geschehen. Mit etwas Glück gelingt es, Teilstückchen so zu orientieren, daß sie dem Betrachter den Eindruck eines Körperquerschnittes vermitteln.

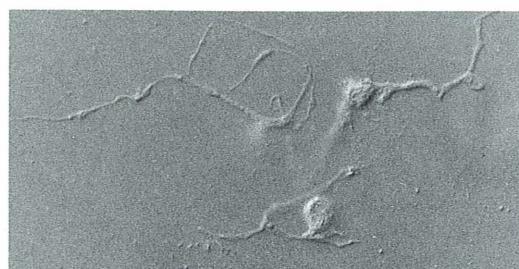


Abb. 5: Fragmente des Nervennetzes während der Mazeration. Erfaßte Präparatfläche 76 × 40 µm.

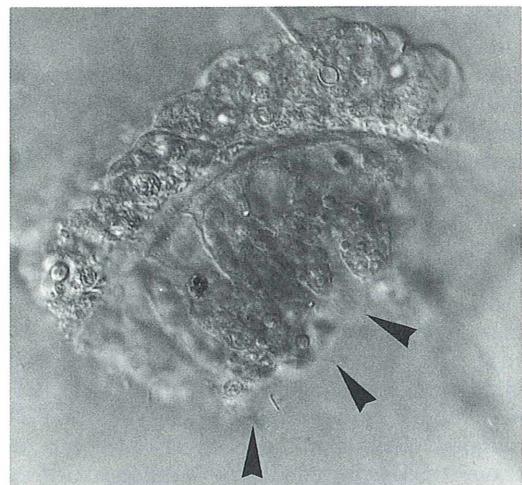


Abb. 6: Eine querschnittähnliche Situation im Mazerationspräparat. Ekto- und Entodermzellen sieht man mit ihrer Basis der Mesogloea zugekehrt. Man beachte die Geißeln der Nährmuskelzellen (Pfeile). Erfaßte Präparatfläche 110 × 102 µm.

dermzellen eingefügt war. Bisweilen werden Körperfragmente erst allmählich zerlegt. Man trennt solche Bruchstücke unter vorsichtigem Verschieben des Deckglases oder durch Zerzupfen mit Präpariernadeln. Das sollte kontrolliert bei schwacher Mikroskopvergrößerung geschehen. Mit etwas Glück gelingt es, Teilstückchen so zu orientieren, daß sie dem Betrachter den Eindruck eines Körperquerschnittes vermitteln.

Ein solcher Pseudoquerschnitt zeigt Ektoderm (Epidermis) und Entoderm (Gastrodermis) deutlich voneinander abgetrennt durch die in Auflösung begriffene Mesogloea, wobei auch die unterschiedliche Struktur der Zellen beider Epithelien in Erscheinung tritt. Eines haben jedoch Epidermiszellen und die Nährzellen der Gastrodermis gemeinsam: Ihre Basis, die zur Mesogloea hin orientiert ist, streckt sich zu Ausläufern, die kontraktile Elemente führen. Der Verband dieser Elemente fügt sich zu zwei geschlossenen Muskelschichten, wovon die eine im Ektoderm die Längsmuskulatur und die andere im Entoderm die Ringmuskelschicht darstellt. Letztere ist in Abbildung 6 als Teil eines dunklen Ringes an der Basis der Nährzellen gut zu erkennen. Da die Zellen der Körperwand eine Doppelfunktion leisten, werden sie entspre-

chend der Schicht, der sie zugehören, Nährmuskelzellen bzw. Epithelmuskelzellen genannt.

Auf der Körperoberfläche des Polypen sieht man die Stirnseiten der Epithelmuskelzellen zu einer unregelmäßig gefelderten Abschlußschicht vereint. Diese Felderung, die im Lebendpräparat leicht einzustellen ist, kann man in unserem Mazerationspräparat links oben über der „Schnittebene“ gerade noch wahrnehmen, ehe sie wegen zunehmender Unschärfe in der Hintergrundtönung verschwindet. Weil die Zelleiber unter der Oberfläche pfeilerartig schmal sind, gibt es im Innern der Epidermis miteinander kommunizierende Hohlräume. Hier findet man große Mengen kleiner, undifferenzierter Zellen angehäuft. Ihr Ursprung geht auf embryonale Zellen des Ekto- und Entoderms aus der Frühentwicklung des Polypen zurück, weshalb sie embryonale Eigenschaften besitzen und als Ersatzzellen zum Wiederaufbau verloren gegangener oder verbrauchter Elemente des Polypenkörpers dienen können. Diesen interstitiellen Zellen verdankt *Hydra* ihr erstaunliches Regenerationsvermögen. Zerstreut im Ektoderm gibt es außerdem langgestreckte Sinneszellen, die besonders in den Tentakeln und im Bereich des Mundfeldes konzentriert sind. Sie können über eine sensorische Cilie Reize der Außenwelt aufnehmen und diese über leitende Fasern zum Nervennetz weitergeben. Schleimzellen im Ektoderm schützen mit ihrem Sekret die nackte Körperoberfläche des Polypen. Im Bereich der Fußscheibe ermöglichen sie das Anheften am Substrat. Die auffälligsten Zellformen im Bereich des Ektoderms sind selbstverständlich die Nesselzellen. Bau und Funktion dieser hochkomplizierten Systeme werden in einem eigenen Abschnitt dargestellt.

Im Entoderm (Gastrodermis) sind Nerven und Rezeptorzellen in weit geringerem Maße vertreten. Diese Schicht besteht vor allem aus den schon erwähnten Nährmuskelzellen und aus Drüsenzellen. In Abbildung 6 sehen wir, daß die Nährmuskelzellen begeißelt sind und zahlreiche Nahrungsvakuolen führen. Unter den Drüsenzellen gibt es zwei verschiedene Funktionsgruppen, wovon die eine Schleimsubstanzen zum Schutz vor Verletzungen und vor Schädigung durch Einwirkung der Verdauungsfermente produziert, die von den übrigen Drüsenzellen erzeugt werden.

Wir können uns vorstellen, was im Gastralraum mit einem verschlungenen Beuteobjekt, etwa mit dem in Abbildung 3 dargestellten Wasserfloh, geschieht: Die von den Drüsenzellen in den Gastralraum hinein abgeschiedenen Fermente leiten eine extrazelluläre Verdauung ein, in deren Verlauf die gelösten Nahrungsstoffe durch Pinocytose in die Nährmuskelzellen gelangen. Feste Nahrungspartikel dagegen, werden phagocytiert und intrazellulär verdaut. Die so freigesetzten Nahrungsbauusteine gelangen dann, soweit sie nicht gespeichert werden, über die flüssigkeitserfüllten Zellzwischenräume zu den übrigen Zellen des *Hydra*-Körpers, während unverdauliche Reste der Beute über die Mundöffnung ausgeschieden werden. Verständlicherweise gibt es im Umfeld eines Polypen Nahrungsreste und somit auch massenhaft Bakterien, die ein verlockendes Nahrungsangebot für Ciliaten darstellen. Zwei Arten, die Peritrichie *Trichodina pediculus* und die Hypotrichie *Kerona polyporum*, haben sich zu *Hydra*-Kommensalen spezialisiert und bewohnen die Körperoberfläche der Polypen. Besonders häufig findet man im Gebiet *Trichodina pediculus* (vergl. Abb. 1 und 4). Bisweilen trifft man sogar im Gastralraum holotrichie Ciliaten an, in einem Falle fand ich in den Tentakelhohlräumen einer *Pelmatohydra oligactis* zahlreiche Kolonien der Grünalge *Coelastrum*, die keineswegs geschädigt schienen. Wie sie hierhin gelangen und warum sie nicht (gleich?) verdaut werden, scheint nicht bekannt.



Abb. 7: Durch Mazeration freigesetzte interstitielle Zellen und junge Cnidocyten von *Hydra* spec. Erfaßte Präparatfläche 63 x 43 µm.



Abb. 8: Streptoline Haftkapsel von *Hydra attenuata* zwischen Wickelkapseln; alle unentladen. Erfaßte Präparatfläche $95 \times 70 \mu\text{m}$.

Nesselzellen und Nesselkapseln

Die Tentakeln der *Hydra* mit ihren Nesselzellen sind die Organe des Beutefanges. Nesselzellen (Cnidocyten oder Nematocyten) entstehen im Ektoderm der mittleren Körperregion aus interstitiellen Zellen, die man deshalb Cnidoblasten nennt. Aus ihrem Golgiapparat differenzieren sich die Nesselkapseln (Cnidocysten, Nematocysten oder einfach Cniden genannt) und zwar eine einzige in jeder Zelle (Abb. 7). Bei *Hydra* gibt es drei Funktionstypen von Nessel-

kapseln, nämlich die großen Durchschlagskapseln (Penetranten), die eiförmigen Wickelkapseln (Volventen) und die meist zylindrischen Haftkapseln oder Glutinanen. Unter den letzteren unterscheidet man Stereoline und Streptoline nach der Art, wie ihr langer Haftfaden in der ruhenden Zelle liegt. Bei den Stereolinen ist er nämlich unregelmäßig längsgewunden, bei den Streptolinen zum Vorderende hin zu drei bis vier regelmäßigen, quer oder schräg zur Längsachse orientierten Spiralwindungen gelegt. Abbildung 8 zeigt eine streptoline Haft-

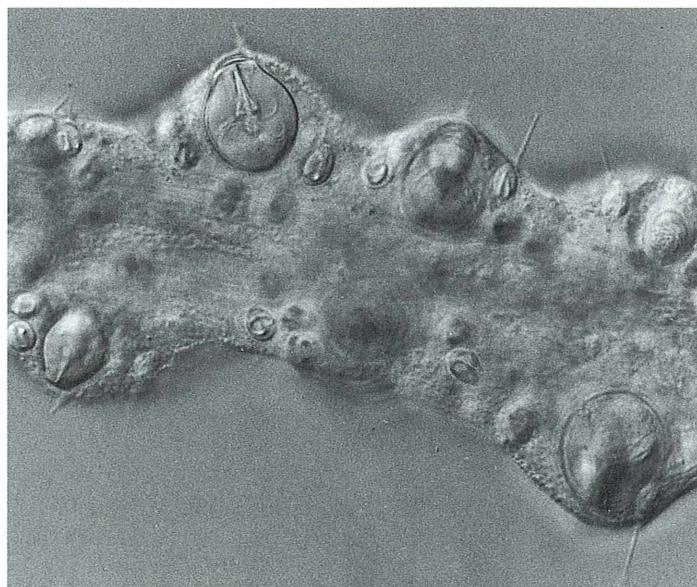


Abb. 9: Nesselbatterien im *Hydra*-Tentakel. Erfaßte Präparatfläche $120 \times 105 \mu\text{m}$.

kapsel von *Hydra attenuata*, umgeben von Wickelkapseln.

Nesselkapseln treten über den ganzen Polypenkörper verstreut auf, sind aber besonders auf den Tentakeln konzentriert (Abb. 9). Hier sind viele Ektodermzellen zu Batteriemutterzellen geworden, in denen sich bisweilen bis zu 18 Volventen und zwei bis drei Glutinanten um eine oder zwei Penetranten gruppieren. Da die Cnidocyten durch ihre Basis mit der Epithelmuskelzelle in Verbindung stehen und weil ein solcher Komplex innerviert wird, nimmt man an, daß die Epithelmuskelzelle bei der Auslösung der Kapseln eine Rolle spielt. In der hochgewölbten Mitte der Batterie sitzen als Hauptwaffen die Penetranten. Es sind von Flüssigkeit erfüllte ovale Bläschen, die von zwei Wandsschichten umschlossen sind und im Inneren einen aufgeknäuelten Schlauch führen. Die äußere, stabile Wand bildet einen Deckel, die innere, sehr zarte, geht in den einwärts gestülpten Schlauch über, der an seiner Basis verstärkt ist und drei Stilette trägt. In der ruhenden Kapsel liegen diese zusammengeklappt im Zentrum, die Spitzen zum Deckel hin gerichtet. Neben der Kapsel sieht man das Cnidocil, eine zarte Borste, die durch die Cnidocilröhre ins Freie geführt wird. Es ist ein Produkt der Nematocyte, die sich als heller Hof in der Epithelmuskelzelle abzeichnet, mit der sie in engem Kontakt steht.

Mechanische und chemische Reize, wie sie bei Berührung mit einem Beutetier ausgelöst werden, bringen die Kapseln zur Explosion. Dabei springt der Deckel auf, die Stilette fahren heraus, spreizen sich und reißen ein Loch in die

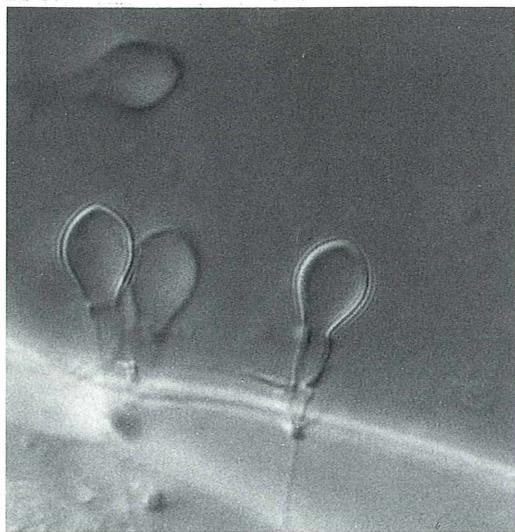


Abb. 10: Penetranten-Beschuß im Körper einer Mückenlarve. Erfaßte Präparatfläche $52 \times 66 \mu\text{m}$.

Kutikula der Beute. Gleichzeitig stülpt sich blitzschnell der Schlauch aus und dringt durch die Wunde in den Körper des Tieres, wo er sein lähmendes Gift injiziert. Der ganze Vorgang nimmt nur 1/6000 bis 1/2000 Sekunde in Anspruch. Bedenkt man, daß die Nesselbatterien eine Funktionseinheit bilden und daß das Beuteobjekt bei seinen Befreiungsversuchen unweigerlich mit weiteren Batterien in Berührung kommt und diese auslöst, so versteht man, daß ein Entrinnen kaum möglich ist. Abbildung 10 zeigt anhand der Beschußspuren auf dem Kör-

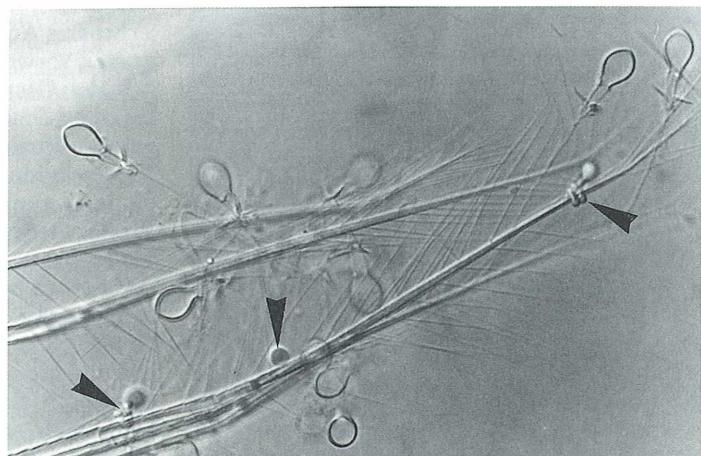


Abb. 11: Die Fäden der Wickelkapseln umschlingen die Borsten und Haare der Beute (Pfeile). Erfaßte Präparatfläche $168 \times 110 \mu\text{m}$.

per einer Mückenlarve, wie tief im Körper die tödlichen Injektionen gesetzt werden können. Auch wenn ein Opfer sich noch loszureißen vermag, verendet es in der Regel kurz danach doch. Es treten aber auch die Wickelkapseln in Aktion, um einen Verlust der Beute zu verhindern. Ihre Fäden umwinden Haare und Borsten des Tieres (Abb. 11) und halten es fest. Haftkapseln sollen gegenüber dem glatten Panzer von Kleinkrebschen den gleichen Dienst leisten. Ich kann mich aber nicht entsinnen, je eine ausgerissene Glutinante auf einer *Daphnia* oder einem Cyclopiden gefunden zu haben. Dabei ist gerade die Form der abgeschossenen streptolinen Haftkapseln wegen der Spiralwindung ihres Fadens (daher der Name) sehr charakteristisch (Abb. 12). Mit Recht wird die Vorstellung vertreten, daß sie vor allem der vorübergehenden Anheftung des Polypen auf dem Substrat dienen, wenn dieser einen Ortswechsel vollzieht.

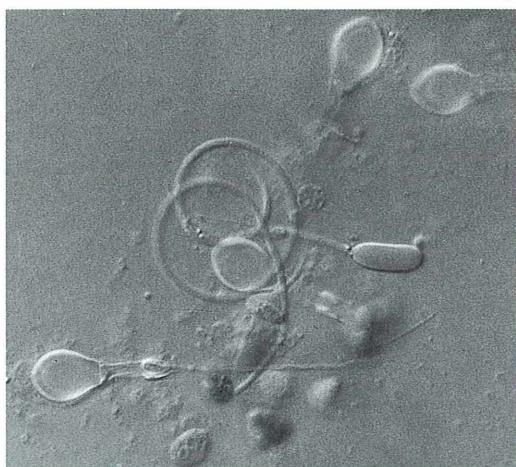


Abb. 12: Bei der Entladung der streptolinen Glutinanten legt sich der Haftfaden in Spiralwindungen (*Pelmatohydra oligactis*). Erfäßte Präparatfläche $73 \times 66 \mu\text{m}$.

Abgeschossene Nesselkapseln können kein zweites Mal in Tätigkeit gesetzt werden. Ihre Nematocyten gelangen in den Gastralraum und werden dort verdaut. Man kann sich vorstellen, daß bei einer Beutefanghandlung oder auf ei-

ner Wanderstrecke große Mengen von Nematocyten aller Typen verbraucht werden. Der Ersatz erfolgt durch die interstitiellen Zellen aus dem Ektoderm der mittleren Körperregion. Während sich in ihrem Inneren die Nematocyten ausdifferenzieren, wandern diese Cnidoblasten zum Bedarfsort und schieben sich in eine Ektodermzelle ein.

Die Beobachtung beutefangender Süßwasserpolypen ist ein faszinierendes Erlebnis und wird deshalb gerne in Unterrichtsprogramme eingeplant. Es sei daher angemerkt, daß sich *Chlorohydra viridissima* für diese Versuche nicht eignet. Diese Art lebt überwiegend von ihren Grünalgen, von denen sie bei Bedarf immer wieder einige verdaut und vielleicht auch von ihren Assimilaten. Im Laufe vieler Jahre habe ich nur ein einziges Mal bei *Chlorohydra* eine Fanghandlung beobachten können (vgl. auch die Zuchtanweisungen bei Steiner, 1963).

Fortpflanzung bei *Hydra*

Hydren können sich sowohl auf ungeschlechtlichem als auch auf geschlechtlichem Wege fortpflanzen. Ungeschlechtliche Vermehrung unter Knospenbildung ist die weitaus häufigste Form. Sie floriert besonders unter den günstigen Bedingungen der Sommermonate, und man findet dann Tiere, die mehrere Knospen verschiedener Entwicklungsstadien tragen. Die Abkömmlinge entstehen an der Grenze zwischen Stiel und Rumpf, was bei *Pelmatohydra oligactis* besonders gut zu sehen ist (Abb. 1). An ihrer Entwicklung beteiligen sich zunächst ausschließlich die Epithelzellen des Ekto- und Entoderms, die sich lebhaft zu teilen beginnen. Sichtbares Anzeichen einsetzender Vermehrung ist eine Vorwölbung des Zelleibes, in die hinein sich der Gastralraum ausdehnt. Im folgenden kommt es dann zur Längsstreckung der Anlage, zur Ausformung des Mundkegels und zur Tentakelbildung. Zuletzt verengt sich die Verbindung zum mütterlichen Gastralraum und der Tochterpolyp löst sich ab. Der ganze Prozeß kann unter günstigen Bedingungen binnen zweier Tage beendet sein, so daß eine hohe Vermehrungsrate gewährleistet wird.

Geschlechtliche Fortpflanzung setzt bei den Polypen meist erst dann ein, wenn die Umweltbedingungen ungünstig werden. In der Zucht kann man solche Voraussetzungen künstlich schaffen und die Bildung von Gonaden da-

durch hervorrufen, daß man die Tiere nach vorhergehender reichlicher Fütterung etwa 10 Tage hungern läßt.

Wir kennen zwittrige und getrenntgeschlechtliche *Hydra*-Arten. Zu den Zwittern zählt *Chlorhydraviridissima*. Die Hoden sind im oberen Körperabschnitt, nahe der Tentakelkrone angelegt, die Ovarien dagegen an der Basis des Polypenkörpers. Am Stiel selbst entwickeln sich keine Gonaden. Hoden und Ovarien bilden sich aus lokalen Anhäufungen interstitieller Zellen des Ektoderms. Aus der Anlage des Ovars geht eine dotterreiche Eizelle hervor, während die Hodenanlagen zu Spermien werden.

Das Ei wird noch am mütterlichen Körper befruchtet. Es umgibt sich darauf mit einer kräftigen Schale und fällt schließlich zu Boden. Das Jungtier, das daraus schlüpft, ist schon weit entwickelt und erlangt nach Durchbruch des Mundes und Ausformung der Tentakeln die endgültige Polypengestalt.

Literaturhinweise

- Broch, H.: Hydrozoen. In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, 4. Teil.: Porifera – Coelenterata – Echinodermata. Gustav Fischer Verlag, Jena 1928.
- Neuwirth-Schmidt, M.: *Hydra*-Beobachtungen und Versuche. Mikrokosmos 79, 243–249 (1990).
- Renner, M.: Kükenthal's Leitfaden für das Zoologische Praktikum. 19. neubearb. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York 1984.
- Steiner, G.: Das Zoologische Laboratorium. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1963.
- Streble, H. u. Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Werner, B.: Die Nesselkapseln der Cnidaria mit besonderer Berücksichtigung der Hydrozoa. I. Klassifikation und Bedeutung für die Systematik und Evolution. Helgol. wiss. Meeresunters. 12, 1–39 (1965).
- Wesenberg-Lund, C.: Biologie der Süßwassertiere. Verlag von Julius Springer, Wien 1939.

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

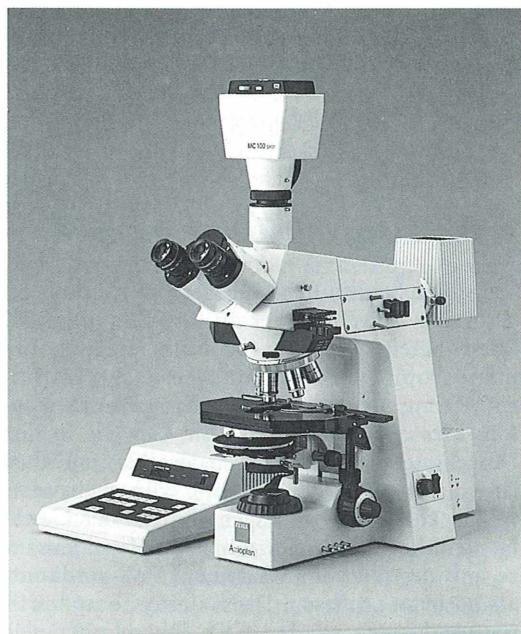
Aus der Industrie

Neue Mikroskop-Kamera MC 100 SPOT für Zeiss Mikroskope

Moderne Elektronik ermöglicht außerordentlich einfache Bedienung und automatischen Ablauf der Kamerafunktionen.

Trotz der Automatisierung der Mikroskop-Kamera MC 100 SPOT können aber alle Belichtungsparameter bei besonders schwierigen Präparaten auch individuell gewählt werden. Damit Präparate mit besonders interessanten Strukturen auch optimal belichtet und abgebildet werden, erlaubt die neue Mikroskop-Kamera sowohl die Belichtungsmessung im Photofeld (Integralmessung) als auch die Belichtungsmessung von Details (Spotmessung).

Interessiert den Benutzer der Mikroskop-Kamera das gesamte Bild, so entscheidet er sich für die Integralmessung. Die Spotmessung hingegen dient dazu, das wichtigste Detail im Bild korrekt auszumessen und entsprechend zu belichten. Bei dieser Messung wird eine 3 Prozent große Meßfläche im Zentrum des Filmformats erfaßt. Das sichert auch bei Objekten vor schwarzem Hintergrund (häufig bei Fluoreszenz und Dunkelfeld) oder vor weißem Hintergrund (häufig bei Hellfeld) automatisch die korrekte Belichtungszeit.



Neue Mikroskop-Kamera Zeiss MC 100 SPOT

Kurze Mitteilungen

Nachweis von Schwefeldioxid-Schäden mit TTC

Der quantitative Nachweis der Wirkung von Luftverunreinigungen auf lebendes pflanzliches Gewebe ist ein aktuelles Problem. Schwefeldioxid in der Luft beeinflusst nicht nur die photosynthetische Aktivität, sondern modifiziert auch die Aktivität der Mitochondrien in den Zellen, es kommt zu einer signifikanten Reduktion der Dehydrogenaseaktivität. Die Messung dieser Enzymaktivität ist daher ein guter biochemischer Parameter für die Schädigung der Zelle durch giftiges Bisulfit, das durch Lösung von Schwefeldioxid im Zellwasser entsteht. Die Reduktion eines Tetrazoliumsalzes ist ein geeigneter Indikator für die Aktivität der mitochondrialen Dehydrogenasen. Tetrazoliumchlorid (abgekürzt TTC, chemisch ein 2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid) ist ein farbloses, kristallines Pulver, das in Wasser, Alkohol und Aceton gut löslich ist. Durch Reduktion entsteht daraus der rote Farbstoff Formazan. TTC ist also ein Redox-Indikator, der von lebenden Zellen quantitativ reduziert wird, ohne diese abzutöten, stellt also einen sogenannten Vitalfarbstoff dar. Ein Zelltest mit TTC kann an Keimblättern von 10–13 Tage alten Gurken-

keimlingen (*Cucumis sativus* L.) durchgeführt werden. Von den Gurkenkeimblättern werden mit dem Korkbohrer Scheibchen von 7 mm Durchmesser ausgestanzt und auf der Oberfläche der Flüssigkeit in Petrischalen schwimmend bei 25 °C gehalten. Für jede Schadensbestimmung dienen jeweils drei Scheibchen. Sie werden zunächst 5 Minuten lang in einer 0,6 %igen TTC-Lösung in 5 mM Kaliumphosphat-Puffer (pH 7,4) im Vakuum infiltriert. Jedes Scheibchen wird dann getrennt 18–20 h lang im Dunkeln in einer frischen TTC-Lösung inkubiert. Danach wird das reduzierte TTC aus dem Blattscheibchen in 1 ml 95 %igem Ethanol extrahiert und der Extrakt im Wasserbad bei 100 °C zur Trockne eingedampft. Nach Abkühlen wird der Rückstand mit 1 ml Ethanol aufgenommen und kann dann im Spektrometer bei 485 nm gemessen werden. Die Lebensfähigkeit der Zellen wird als Prozentsatz reduzierten TTC, Formazan, im Vergleich zur Kontrolle ausgedrückt.

Upadhyaya, A., Caldwell, C. R.: Allicability of the triphenyl tetrazolium chloride reduction viability assay to the measurement of oxidative damage to cucumber cotyledons by disulfite. *Environm. Experim. Bot.* 33, 357–365 (1993).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Entkalkung mit Zitronensäure

Verkalkte Strukturen kommen in zahlreichen gesunden Geweben aber auch in Tumoren vor. Diese bereiten bei der Schnittherstellung für mikroskopische Beobachtungen nach Paraffineinbettung oft Schwierigkeiten: Das Mikrotom-Messer zerstört dann die Gewebe in der Umgebung der Calcium-Niederschläge. Daher ist eine schonende Entkalkung wünschenswert, welche die antigenen Eigenschaften der Gewebe nicht beeinflusst. Dazu hat sich Zitronensäure, mit destilliertem Wasser auf 7 % verdünnt, als geeignet erwiesen. Die fixierten, entparaffinierten Proben werden nach Durchlaufen der Alkoholstufen über Nacht in der Zitronensäurelösung belassen und dann wieder in Paraffin

eingebettet. Während die konventionelle Entkalkung mit 8 % Salzsäure oder 10 % Ameisensäure durchaus wirksam ist, bleiben aber die Gewebe bei der sanfteren Zitronensäurebehandlung besser erhalten; auch bleibt die Feulgen-Färbung positiv, die bei konventioneller Entkalkung negativ ist. Nach Entkalkung mit Zitronensäure bleiben auch die antigenen Eigenschaften der untersuchten Gewebe erhalten. Die Zitronensäure ist also geeignet zur Entfernung kleiner Calciumkonglomerate von 1 bis 2 mm² Größe, nicht aber zur Entkalkung von Knochen.

Foschini, M. P., Muzzi, L.: A method for decalcification with citric acid. *Biotechnic & Histochemistry* 69, 42–45 (1993).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Verhaltensstudien an Ciliaten

I. Vom Unterschied biologischer und organismischer Sichtweisen

Nicola Ricci

Ein Blick durch das Mikroskop zeigt in einer Wasserprobe eine oftmals erstaunliche Vielzahl an Einzellern. Scheinbar ziellos schwimmen die Protozoen durch den Wassertropfen auf dem Objektträger. Konkrete Verhaltenweisen sind auf den ersten Blick dabei kaum zu erkennen. Sind Einzeller überhaupt in der Lage, komplexes Verhalten an den Tag zu legen? Dieser Artikel soll mit einfach durchzuführenden Experimenten dazu anregen, sich näher mit Ursache und Bedeutung bestimmter Verhaltensweisen auseinanderzusetzen.

Verhalten ist die Antwort eines Organismus auf seine Umwelt. Um den Sinn komplexer Verhaltensweisen in der Natur zu verstehen, muß sich der Betrachter zunächst einmal freimachen von voreiligen Interpretationen und Schlüssen, die aus der Erfahrung mit seinen eigenen typisch menschlichen Aktionen und Reaktionen herrühren. Wir wollen daher im folgenden versuchen, ein ganzheitliches Verständnis für den Sinn von Verhaltensweisen zu entwickeln. Ein ganzheitliches Verständnis zu entwickeln bedeutet, die Gesamtheit aller Dinge in der Natur zu betrachten. Dabei muß man sowohl die belebte Natur (Pflanzen, Pilze, Tiere, Protozoen, Bakterien) als auch die unbelebten Elemente (Boden, Humus, Felsen, Wasser, Atmosphäre, Klima) in die Beobachtung einbeziehen.

Unbelebte und belebte Natur gehen hochkomplexe, zum Teil kaum durchschaubare Wechselbeziehungen ein. Jeder Organismus ist Teil eines hochgradig ineinander vernetzten Rückkopplungssystems. Die rein biologische Betrachtung befaßt sich ausschließlich mit den charakteristischen Erscheinungsbildern der Lebewesen. Ein ganzheitliches Verständnis hingegen ist ungleich weiter gefaßt und erfordert die Betrachtung des Lebens auf einem die Gesamtheit umfassenden Niveau.

Warum hier die Untersuchung der Begriffe ganzheitlich und biologisch vorangestellt ist, liegt auf der Hand: Die ganzheitliche und die biologische Betrachtungsweise geraten nämlich zu oft durcheinander, werden gleichwertig oder austauschbar und daher mißverständlich gebraucht. Wechselseitige Mißverständnisse zwischen Biologen und Ökologen sind die Folge.

Untersucht ein Biologe einen Tiger, so interessiert er sich vor allem für seine Morphologie, Anatomie, Physiologie und Evolution. Ein Ökologe dagegen beobachtet und bewertet den Tiger als ein natürliches Objekt, d.h. als Ergebnis der stammesgeschichtlichen Entwicklung, das all seine eben genannten Eigenschaften aus dem Wechselspiel zwischen der biologischen Evolution eines bestimmten Zweiges der Carnivoren und den herrschenden Umweltbedingungen gewonnen hat. Nur umfassendes Wissen und die Einsicht in dieses bipolare System ermöglichen es dem Ökologen, die ansonsten wohl kaum verständliche äußere Erscheinung des Tigers zu erklären. Auch die physiologischen Besonderheiten, die es dem Tiger erlauben, innerhalb eines festgelegten Bereiches auf die verschiedensten Einflüsse und Stimuli aus der Umwelt angemessen zu reagieren, lassen sich auf diese Weise deuten. Die Grenze zwischen organismischer und ökologischer Betrachtung sind nicht immer eindeutig, sondern gerade auf dem Gebiet der Anpassung und Evolution fließend.

Zelle und Organismus

An dieser Stelle fragt sich mancher Leser vielleicht nach dem Grund für eine derartig ausführliche Einleitung zu diesem Artikel. Die Erklärung hierfür ist sehr einfach: Protozoologen betrachten im allgemeinen „ihre“ Organismen als eukaryotische Zellen mit all ihren biologischen Merkmalen (biologisches Verständnis). Sie vernachlässigen dabei jedoch völlig die Betrachtung der Protozoen aus dem Blickwinkel

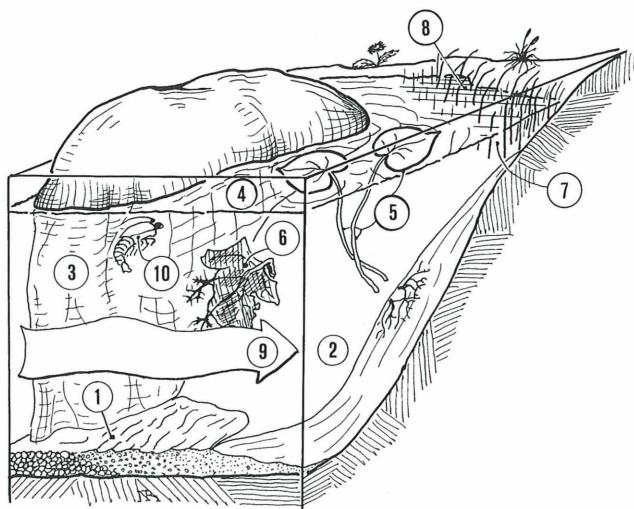


Abb. 1: Ein Ausschnitt aus dem Uferbereich eines Sees aus der Sicht eines Protozoons.

1 Sandiger Grund mit unterschiedlichen Korngrößen und -eigenschaften. Die verschiedenen Korngrößen stellen ihrerseits Habitate für unterschiedliche Spezies von Protozoen dar. **2 Schlamm.** An der Oberfläche bis einige Millimeter tief leben Amöben, Hypotrichen etc. **3 Steine.** Steine, den Strömungen in unterschiedlicher Weise ausgesetzt, bieten mit ihrer Oberfläche den verschiedensten Arten Schutz. **4 Wasser-Luft-Grenze.** Eine spezielle Mikrofauna mit vielen verschiedenen Protozoenpopulationen siedelt in diesem Lebensraum. **5 pflanzliche Oberflächen (Äste und Blätter) sind bedeckt mit Bakterien.** Dieser Bakterienfilm (5, 6, 8) bietet ein optimales Substrat für Ciliaten und Amöben. **6 Zu Boden sinkende, vermodernde Blätter, bedeckt mit einem Bakterienfilm, der sich in seiner Zusammensetzung von dem in 5 und 8 unterscheidet.** **7 Unbewegtes Wasser zwischen Grashalmen.** In diesem stillstehenden, strömungsfreien Wasser entwickelt sich eine reiche Protozoenfauna. **8 Bakterienflocken zwischen den Grashalmen bieten vielen Arten optimale Lebensbedingungen.** **9 Fließwasser.** Hier findet man im allgemeinen nur wenige, schwimmende Protozoen. **10 Schwimmende Tiere.** Ihre Kiemen oder Panzer bieten den unterschiedlichsten sessilen Vertretern der Protozoen Habitate und die Möglichkeit, ohne eigenen Kraftaufwand ständig den Aufenthaltsort zu wechseln.

eines Ökologen. Ihnen entgeht auf diese Weise das Verständnis für die Bedeutung eines einzelnen Organismus in der Gesamtheit der belebten und unbelebten Natur (ganzheitliches Verständnis). Eine einzelne Zelle kann als physiologische Einheit des Lebens definiert werden. Ein Organismus stellt eine selektionierte Einheit dar, die sich im täglichen Kampf um das Überleben stets aufs Neue bewähren muß. In der Tat repräsentieren die Protozoen einzigartige (dadurch extrem ausgefallene und interessante) Vertreter der Eukaryoten. In ihnen fallen die Begriffe Zelle und Organismus im eben erläuterten Sinn zusammen. Will man zu einem umfassenden, angemessenen Verständnis dieser Organismen gelangen, so muß man diese Eigentümlichkeit mit in die Betrachtung einbeziehen.

Ist das „Janusgesicht“ der Protozoen erst einmal erkannt und verstanden, so ist es einleuchtend, daß die Bewegung eines Protisten als Zelle nicht unbedingt dem Verhalten eines Protisten als Organismus entspricht! Allein das genaue Wissen um komplexe biologische Mechanismen ist nicht ausreichend für eine Erklärung und Bewertung des Verhaltens. Mit anderen Worten: Zu Beginn einer Verhaltensstudie an Protisten sollte sich jeder bewußt sein, daß es diese beiden grundsätzlich verschiedenen Betrachtungsweisen gibt. Auch wenn die Erkenntnis über die genauen, bis in den molekularen Bereich hineinreichenden Vorgänge der Ciliens

bewegung immer größer wird, so vereinfacht sich die Interpretation des Verhaltens eines Ciliaten keineswegs. Molekulare Strukturen sagen nichts darüber aus, welchen Vorteil ein einzelnes *Paramecium* davon hat, sich in dieser oder jener Weise mit Hilfe seiner Cilien zu bewegen, vielleicht auf der erfolgreichen oder nicht erfolgreichen Suche nach passender Nahrung, einem Sexualpartner oder allgemein optimalen Lebensbedingungen.

Die erste Kernaussage dieses Artikels ist also: Verhaltensstudien an Ciliaten verhelfen uns zu einer Einsicht in ihre Lebensstrategien und darüberhinaus zu einer ungefähren Vorstellung von urzeitlichen Umweltbedingungen vor etwa zwei Milliarden Jahren. Lassen Sie uns nun gleichsam versuchen, in die Fußstapfen der Protozoen zu treten und ihre spezifische Umwelt tatsächlich aus ihrer Sicht zu betrachten!

Lebensraumprofile

Wo leben Protozoen? Hauptsächlich im Wasser, aber auch in feuchter Erde, wo sie zum Teil massenhaft auftreten und ein wesentliches Bindeglied in der Nahrungskette darstellen. Trotz ihrer relativ geringen Biomasse nehmen sie in starkem Maße am Recycling lebenswichtiger Elemente, z.B. Phosphor, Schwefel, Kohlenstoff, Stickstoff oder Silizium, teil. Unsere Liste der Merkmale für Protozoen vervollständigt sich: Diese doppelgesichtigen, urzeitlich anmutenden, in großer Zahl auftretenden Organismen sind extrem klein. Ihre Größe beträgt durchschnittlich 50–300 µm. Diese geringe Größe stellt die Protisten vor Probleme, die für große Säugetiere, wie z.B. *Homo sapiens*, nicht ohne weiteres nachvollziehbar sind. Lassen Sie uns als Beispiel die Fortbewegung im wässrigen Medium betrachten: Bedingt durch ihre geringe Zellabmessung ist das Wasser für Protozoen ein erheblich zäheres Medium als für ein großes Tier. Reynolds bewies bereits vor Jahren, daß Wasser für ein *Paramecium* ähnlich viskos sein muß wie Honig für einen Menschen. Doch auch dieser Vergleich muß kritisch betrachtet werden, da Einzeller keine nennenswerte Masse besitzen. Ein simples Vorwärtsgleiten, allein hervorgerufen durch die Trägheit der Masse, gibt es bei ihnen nicht. Die Bewegung eines Protisten ist zu jedem Zeitpunkt das Resultat der Cilienbewegung.

Die kleinen Dimensionen haben für die Protozoen noch eine zweite Konsequenz: sie nehmen ihre Umwelt auf eine ganz andere Weise und sehr viel detaillierter wahr, als wir es uns vorstellen können. Entnehmen wir eine Probe aus dem Rhein, aus dem Küstengewässer bei Rostock oder aus einem Schlammloch im Tiergarten, so mag die Definition des Fundortes für uns ausreichend sein. Jeder dieser Fundorte beherbergt seinerseits aber ungezählte, in ihren Eigenschaften und Zusammensetzungen völlig unterschiedliche Habitate. Für uns ist es auf Anhieb nicht möglich, die Korngröße und -beschaffenheit von Sand, verschiedene Schlammtypen, Sauerstoffkonzentrationen oder die mikrobielle Besiedlung zu erkennen. Aufgrund der geringen Dimensionen dieses Lebensraumes entziehen sich derartige Faktoren völlig unserer Wahrnehmung, wenn wir nicht spezielle Geräte zu Hilfe nehmen.

Abbildung 1 verdeutlicht, welches Bild eines Ufers sich für Protozoen aus ihrer Perspektive ergibt. Auch diese Darstellung zeigt mit Sicherheit nicht alle Aspekte, die für Einzeller lebenswichtig sind. Beispielsweise fehlt die Darstellung chemischer Gradienten, die das Leben eines Protozoons wesentlich beeinflussen.

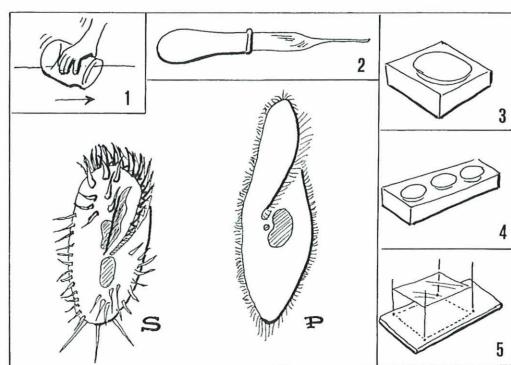


Abb. 2: Die am häufigsten in Wasserproben vertretenen und in vielen Experimenten bestens bewährten Arten: P *Paramecium caudatum*, S *Stylonychia mytilus*. 1 Normale Einmachgefäß eignen sich zur Entnahme von Wasserproben. 2 Mikropipette. 3, 4 Verschiedene Typen von Objekträgern zum Studium von Ciliaten unter dem Mikroskop. 5 Objekträger und Deckglas.

Nachdem wir uns die völlige Verschiedenheit der Umwelt eines Einzellers von der unseren vergegenwärtigt und nun ein ökologisches Verständnis für diese Lebensform entwickelt haben, wollen wir anhand mehrerer Experimente ohne großen Aufwand direkt das Verhalten von Ciliaten studieren.

Für Experimente sind besonders die Arten *Paramecium caudatum* (ein typischer Schwimmer) und *Stylonychia mytilus* (ein typischer Kriecher) geeignet. Sie sind mit großer Wahrscheinlichkeit in jedem Teich oder See zu finden. Um diese Arten aus Wasserproben zu isolieren, benötigt man ein Stereomikroskop, eine Reihe von Objektträgern und Mikropipetten. Ein streng systematisches Vorgehen bei den Experimenten wird anfänglich mögliche Fehlschläge vermeiden helfen. Die ersten Ergebnisse werden das Interesse und den Wunsch nach weiteren Versuchen wecken.

Versuch 1: Untergrunderfahrungen

Zunächst wird die Hälfte einiger gewöhnlicher Objektträger vorsichtig und gleichmäßig in alle Richtungen mit Schmirgelpapier verschiedener Korngrößen behandelt; die andere Hälfte

bleibt glatt und sauber (Abb. 3). Je rauher das Schmirgelpapier gewählt wird, desto stärkere Kratzer entstehen auf dem Objektträger ($1 > 2 > 3$). Wird jetzt jeweils ein Tropfen Wasser mit *Stylonychia* auf die verschiedenen Objektträger getropft, so kann man sofort ein unterschiedliches Verhalten der Einzeller beobachten:

- Auf einem glatten oder einem mit sehr feinem Schmirgelpapier behandeltem Objektträger (Abb. 3, (3)) kriechen die *Stylonychia*-Zellen auf dem Untergrund.
- Je tiefer und größer die Kratzer auf dem Glasuntergrund sind, desto mehr werden die Ciliaten Turbulenzen ausgesetzt.
- Je mehr Individuen in einem Wassertropfen enthalten sind, desto geringer werden die Unterschiede in der Zelldichte zwischen den rauen und den glatten Flächen eines Objektträgers. Dies zeigt, daß Ciliaten oberhalb einer bestimmten Zelldichte miteinander interagieren und sich in ihrer Fortbewegung gegenseitig stören. Es entstehen stark streuende, zentrifugale Kräfte. Diese wirken auf die auf dem ungünstigen, rauen Boden herumkriechenden *Stylonychia*-Zellen ein und verteilen sie gleichmäßig über die rauen und glatten Flächen des Untergrundes.
- Beobachtet man die Fortbewegung einzelner Individuen, so fällt auf, daß die Ciliaten während des Kriechens auf der rauen Oberfläche häufig die Fortbewegungsrichtung ändern. Dies kann als Suchverhalten gedeutet werden. Durch häufige Richtungsänderung wird die Wahrscheinlichkeit, einen glatten Untergrund zu finden, erhöht.
- Zellen, die sich auf der glatten Objektträgerfläche bewegen und zufällig auf den zerkratzten Untergrund treffen, weichen von diesem zurück. Sie vermeiden aktiv den Kontakt zu ungünstigen Bodenverhältnissen.

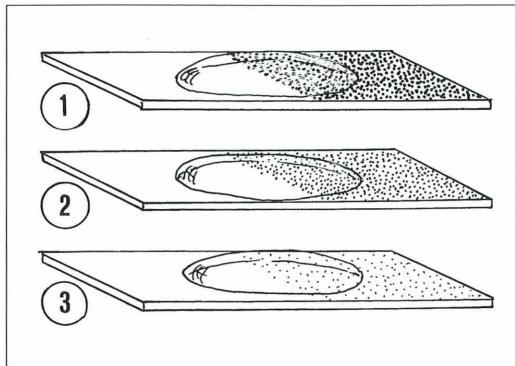


Abb. 3: Drei für das Experiment präparierte Objektträger. Die rechte Hälfte wurde jeweils mit Schmirgelpapier unterschiedlicher Korngrößen bearbeitet ($1 > 2 > 3$), so daß jeder Objektträger eine andere durchschnittliche Größe der Kratzer aufweist. Mit der Pipette wird ein Tropfen Kulturmedium in die Mitte des Objektträgers getropft. Anschließend werden die Ciliaten zugesetzt und ihr Verhalten unter dem Mikroskop beobachtet.

Versuch 2: Test im T-Labyrinth

Ein T-Labyrinth (Abb. 4) eröffnet unendlich viele Möglichkeiten für interessante und anschauliche Experimente. Eine derartige Vorrichtung bietet den Versuchsorganismen die Wahl zwischen verschiedenen Umweltbedingungen, z.B. unterschiedlichen Substanzen im Medium, pH-Wert etc. Ein Tropfen Kulturmedium mit *Paramecium*- oder *Stylonychia*-Zellen wird in den X-Arm des Labyrinthes

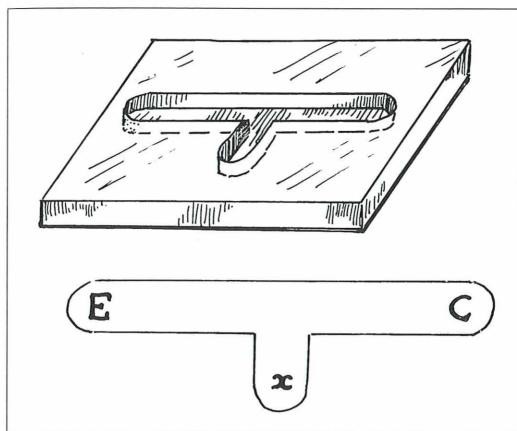


Abb. 4: Das T-Labyrinth. In den X-Arm (x) wird ein Tropfen Ciliatenkultur pipettiert. In den E-Arm (E) wird die Testsubstanz gegeben. Im Kontrollarm (C) liegt ein neutrales Medium ohne Zusätze vor.

getropft. Der E-Arm wird mit einer chemischen, in Wasser gelösten Substanz, z.B. verdünnte Essigsäure oder Salzkristalle angefüllt, der C-Arm mit neutralem Medium. Schwimmen die Zellen nun aus dem X-Arm heraus, so können wir beobachten, ob sie in den E- oder den C-Arm hineinschwimmen. Daraus ergeben sich Anhaltspunkte, ob die Einzeller eine bestimmte Substanz aufzusuchen oder diese meiden.

Löst die Testsubstanz eine Suchreaktion bei den Ciliaten aus, so sammeln sie sich im E-Arm. Dies lässt sich im Affinitätsindex auch mathematisch ausdrücken: Ist die Anzahl der Zellen in E größer als in C, so ist das Verhältnis > 1 . Wird die Substanz von den Einzellern jedoch gemieden, so sammeln sie sich im größtmöglicher Entfernung davon im C-Arm. Ist die Zellzahl in C größer als in E, ist das Verhältnis folglich < 1 . Experimente dieser Art zeigen uns direkt, inwieweit Protozoen in der Lage sind, chemische Veränderungen ihrer Umwelt wahrzunehmen und darauf mittels gezielter Fortbewegung zu reagieren.

Ciliaten nehmen nicht alle Substanzen, unabhängig von ihrer Toxizität, wahr und können nicht alle mit Reaktionen beantworten. Dies zeigt sich in einer gleichmäßigen Verteilung der Zellen im E- und C-Arm ($E/C=1$). Haben die chemischen Reize dagegen eine Bedeutung für das Überleben der Zellen, werden sie mit Suchreaktionen (z.B. bei vermehrtem Nahrungsan-

gebot oder der Anwesenheit von Sexualpartnern) positiv takisch beantwortet. Es ergibt sich das Verhältnis: $E/C > 1$. Auf die Nähe von Räubern oder Giften reagieren die Einzeller negativ takisch. Das Verhältnis sieht in einem solchen Falle folgendermaßen aus: $E/C < 1$. Bei Experimenten dieser Art darf eines nicht vergessen werden: Die Versuche werden unter Laborbedingungen durchgeführt. Die Zellen sind dabei unter Umständen experimentell Reizen ausgesetzt, für die im Laufe der Evolution keine Rezeptoren entwickelt wurden. Röntgenstrahlen, starke magnetische Felder, die meisten synthetischen Verbindungen u.a. werden von den Protozoen nicht mit einer Verhaltensänderung beantwortet. Die Notwendigkeit, derartige Reize in der Natur zu erkennen, ist nicht gegeben. Folglich hat kein Selektionsdruck in der langen evolutiven Geschichte die Entwicklung entsprechender Rezeptoren gefördert.

Versuch 3: Aktionen unter dem Teppich

Abbildung 5 zeigt ein sehr einfach nachvollziehbares Experiment. Man tropft etwas Kulturmöglichkeit auf einen Objektträger und lässt diesen in Abhängigkeit von der Temperatur

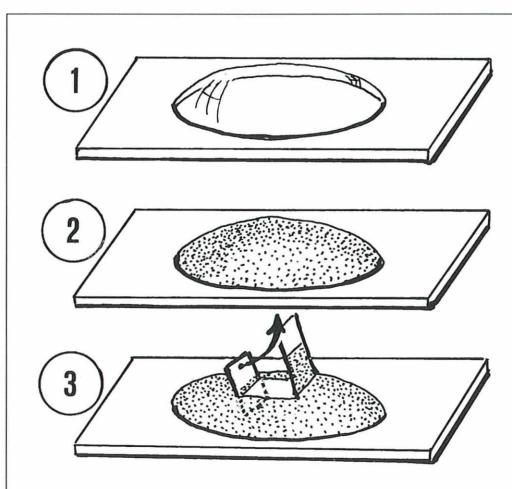


Abb. 5: Ein Tropfen Kulturmöglichkeit (1) ist binnen weniger Stunden mit einem Bakterienfilm (2) überwachsen. 3 Mit einem Deckglasplitter wird vorsichtig ein kleines Stück des Bakterienfilms entnommen, so daß ein Fenster entsteht (Pfeil).

mindestens drei, aber höchstens 24 Stunden stehen. Unter diesen Bedingungen bildet sich auf der Wasseroberfläche ein dicker Bakterienfilm. Mit einer Deckglasecke oder einer Präpariernadel wird nun ein kleiner Teil aus diesem Bakterienfilm entnommen, so daß ein Fenster entsteht. Anschließend werden *Stylonychia*-Zellen vorsichtig durch das Fenster in den Tropfen pipettiert. Die Ciliaten verteilen sich sofort im ganzen Tropfen und kriechen auf der Unterseite des Bakterienfilms umher. Drei Phänomene lassen sich (am besten im Dunkelfeld) beobachten:

- Die kriechende Fortbewegung von *Stylonychia* auf der Unterseite des bakteriellen Films. Man kann dabei sehr schön am „Bauch“ der Zellen die Anordnung und Bewegung der Cirren betrachten.
- Die unterhalb des bakteriellen Films frei im Tropfen schwimmenden Ciliaten zeigen eine sonderbar trudelnde, kreiselnde Fortbewegung. Es ist *Stylonychia* offensichtlich unmöglich, mit den zu Cirren zusammengefaßten Ciliien geradlinig, richtungsorientiert zu schwimmen. *Stylonychia* ist durch seine Cirren optimal an kriechende, substratgebundene Fortbewegung, jedoch nicht an freies Schwimmen angepaßt.

● Ciliaten, die sich von der Unterseite des Bakterienfilms „versehentlich“ in das freie Wasser bewegen, zeigen sofort eine Meidereaktion und schwimmen zum bakteriellen Substrat zurück (Abb. 1 (8)). Bakterienbewachsene Untergründe stellen auch in der Natur das bevorzugte Substrat dar.

Versuch 4: Unter dem Glasdach

Das letzte Experiment gewährt uns ganz neue Einsichten in die so andersartige Welt der Protozoen. Es ist technisch einfach zu bewerkstelligen, aber dennoch ungewöhnlich, denn es zeigt erstmals eine ganz neue Art der biologischen Reaktion auf einen (für *Homo sapiens*) bis jetzt noch völlig unbekannten und unerklärbaren Stimulus.

Der einfache Aufbau ist in Abbildung 6 dargestellt. Wie in Versuch 4 wird auf einem Objektträger ein Tropfen Kulturmedium aufgebracht, der innerhalb der nächsten Stunden mit einem Bakterienrasen überwächst. Neben dem Tropfen wird mittels Knetmasse ein Glasarm (leicht aus einer Pipettenspitze in einer Flamme zurechtzubiegen) befestigt. Am freien Ende des Glasarms wird ebenfalls mit Knetmasse ein

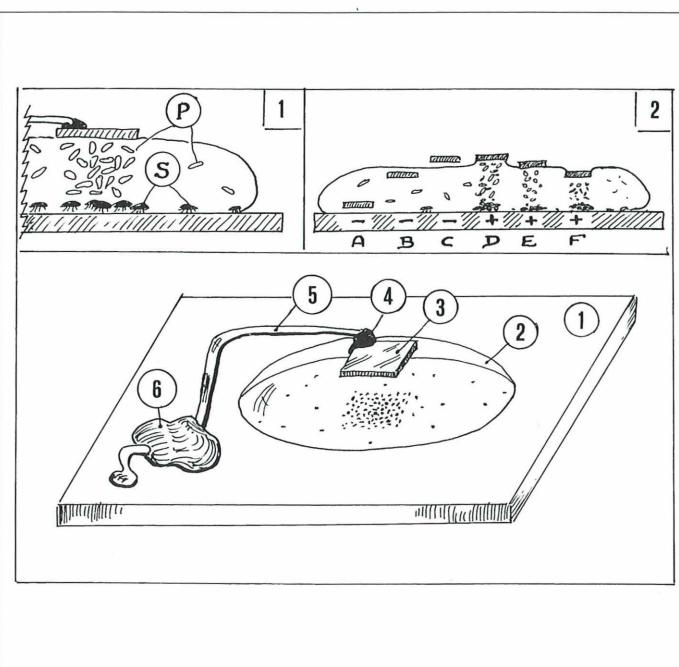


Abb. 6: Die Abbildung zeigt die einfache Konstruktion, die den Deckglassplitter (3) in Kontakt mit dem Bakterienfilm auf der Oberfläche des Mediumtropfens (2) hält. 1 Objektträger; 4 und 6 Knetmasse; 5 Glasarm. (1) Versuchsaufbau im Längsschnitt. P Schwimmende Paramecien; S Kriechende *Stylonychien*. (2) Der Glassplitter kann durch Manipulation am Glasarm in verschiedenen Positionen gehalten werden. Nur beim direkten Kontakt zwischen Splitter und Bakterienfilm sammeln sich die Einzeller unterhalb des Glassplitters an. Die Abhängigkeit der Zeldichte von der Eintauchtiefe des Splitters kann der Leser im Experiment selbst herausfinden.

Deckglassplitter (2 × 2 mm) fixiert. Der Glasarm wird nun so ausgerichtet, daß der Deckglassplitter auf dem Bakterienrasen des Wassertropfens aufliegt. Aufgrund der starken Oberflächenspannung des Wassers kann man den Glassplitter verschieden tief in den Tropfen eintauchen. Es ist jedoch wichtig, daß in jedem Fall eine Verbindung zwischen Bakterienrasen und Splitter besteht.

Paramecium und *Stylonychia* können nun gemeinsam in den Tropfen pipettiert werden. Der Versuchsaufbau muß ein bis zwei Stunden völlig stillstehen. Eine anschließende Beobachtung zeigt, daß sich die meisten *Paramecien*- und *Stylonychia*-Zellen unterhalb des Glassplitters im Tropfen aufhalten (Abb. 6(1)). Dieses Phänomen tritt nur dann ein, wenn ein Kontakt zwischen dem Deckglas und dem Bakterienfilm besteht (Abb. 6, (2: D, E, F)). Ist das Glas zu tief in den Tropfen eingetaucht oder hängt es oberhalb desselben, bleiben die Zellen homogen verteilt (Abb. 6(2: A, B, C)). Derzeitig gibt es für dieses Phänomen keine Erklärung.

Solche Experimente lassen sich kreativ verändern oder erweitern. Die Möglichkeiten, Versu-

che unter verschiedensten experimentellen Bedingungen mit unterschiedlichen Arten von Protozoen durchzuführen, sind nahezu unerschöpflich. Der Fantasie sind keine Grenzen gesetzt. Es ist immer wieder faszinierend zu beobachten, wie Organismen durch ihre Verhaltensweisen mit der Umwelt kommunizieren und sich auf diese Art neuen Bedingungen ständig anpassen. Wer sich nicht richtig verhält, stirbt!

Literaturhinweise

Hausmann, K.: Protozoologie. Thieme Verlag, Stuttgart, New York 1985.

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

Vater-Dobberstein, B., Hilfrich, H.-G.: Versuche mit Einzellern. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1982.

Verfasser: Dr. Nicola Ricci, Dipartimento di Scienze dell'Ambiente e del Territorio, Universita di Pisa, I-56100 Pisa, Italien
(Übersetzung: A. Burzlaff, Redaktion)

Kurze Mitteilung

Nachweis von Frühschäden an Fichtennadeln

Die durch sauren Regen oder andere Umwelt-einwirkungen an den Nadeln der Koniferen auftretenden Schäden zu objektivieren, ist Aufgabe der Mikroskopie. Dabei spielt die rasche Analyse eine wichtige Rolle. Amerikanische Untersucher haben jetzt die bereits vielseitig angewandte Fluoreszenzmikroskopie zu einer Schnellmethode für frisches Gewebe ausgearbeitet, die auch eine gewisse Quantifizierung von Frühschäden möglich macht. Dazu wurden fünf Jahre alte Bäumchen von *Picea rubens* als Versuchsobjekte verwandt. Als Stress wurden sie entweder 25mal einer sechsstündigen Ozonbehandlung oder einer Frostbehandlung bis -45 °C ausgesetzt. Die zu untersuchenden Nadeln wurden in Paraplast Plus eingebettet, das bei 57 °C verflüssigt, aber auf 38 °C abgekühlt wurde, so daß es gelartig wird. Es wur-

den Längsschnitte von 20–25 µm Dicke angefertigt, so daß das Mesophyll der Nadeln gut sichtbar wird. Bei einer Vergrößerung von 160fach zeigten die gesunden Nadeln eine intensiv rote Fluoreszenz. Die durch Ozon geschädigten Nadeln dagegen hatten eine nach gelb hin verschobene Fluoreszenz; stark geschädigte Zellen hatten eine stark gelbe Fluoreszenz. Auch die frostgeschädigten Mesophyll-Zellen verloren sofort die rote Fluoreszenz und wurden gelb. Da die geschädigten Zellen bei verschiedenen Wellenlängen fluoreszierten, kann die relative Oberfläche der geschädigten Gewebe ausgemessen und so ein Vergleich zwischen gesundem und geschädigtem Gewebe angestellt werden.

Adams, G. T., Lintilhac, P. M.: Fluorescence microscopy of fresh tissue as a rapid technique for assessing early injury to mesophyll. Biotechnic & Histochemistry 68, 3–7 (1993).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kurze Mitteilungen

Regen düngt Seewasser

Regenwasser kontinentaler Stürme über dem Ozean stimuliert die Produktion von Chlorophyll im Seewasser.

Bisher nahm man an, daß der Nitrat- und Phosphat-Gehalt des Regens für die Biostimulation des Phytoplanktons verantwortlich ist. Nun haben Modellversuche mit synthetischem Regenwasser (2 oder 5 % Regenwasser zu 98 oder 95 % Seewasser) auf hoher See im Golfstrom gezeigt, daß das synthetische Regenwasser viel weniger stimulierend auf das Phytoplankton wirkt. Es müssen also im natürlichen Regenwasser noch andere Stoffe vorhanden sein, die für die Förderung des marinen Planktonwachstums

verantwortlich sind. Man denkt dabei z.B. an Aminosäuren, da mehr als 30 % des löslichen Gesamtstickstoffs von natürlichem Regenwasser organisch gebunden ist, oder auch an Spurenelemente (Kupfer, Eisen, Mangan, Vanadium, Zink), die in natürlichem Regenwasser vorhanden sind, im synthetischen aber fehlen. Natürliches Regenwasser scheint also wichtige Nährstoffe für das Planktonwachstum in den Weltmeeren zu liefern.

Willey, J. D., Paele, H. W.: Enhancement of chlorophyll a production in Gulf Stream surface sea waters by synthetic versus natural rain. *Marine Biology* 116, 329–334 (1993).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Wie kann man Schnitte bei Polysaccharid-Extraktion schützen?

Zur Analyse des Polysaccharidgehaltes von pflanzlichen Zellwänden im mikroskopischen Präparat pflegt man die rauhe Methode anzuwenden: Pektine werden durch 16stündige Behandlung mit 1 % wäßriger Lösung von Pektinase (pH 4), gefolgt von heißer (90 °C) Lösung von 0,5 % Ammoniumoxalat entfernt; Hemicellulose kann durch eine 12stündige Behandlung bei Zimmertemperatur mit 4 % wäßriger NaOH-Lösung extrahiert werden; Polysaccharide aus Nichtcellulose kann man mit einer 17,5 %igen wäßrigen Natronlauge herauslösen. Meist bleiben bei solcher Behandlung nur noch Bruchstücke des Gewebes am Objektträger haften. Nun haben italienische Anatomen herausgefunden, daß man nach der Pektinase-Ammoniumoxalat-Behandlung die Schnitte auf den Objektträgern schützen kann, wenn man sie in eine 0,5 %ige Lösung von ETC (Ethylcellulose; Lieferant British Drug Store House; Substitutionsgrad 2,42–2,52 %; Ethoxidegehalt 47,5–49,0 %) in einer Mischung von Toluol und absolutem Alkohol im Verhältnis 4:1 einträgt. Diese Tauchbehandlung wird dreimal wiederholt. So wird das Präparat mit einem ETC-Film überzogen, der sowohl durchlässig

ist für die alkalischen Lösungen als auch widerstandsfähig gegen Korrosion. Eine perfekte Anheftung der ETC-Schutzschicht auf dem mit Gelatine beschichteten Objektträger erfordert aber, daß das Glas vorher gut getrocknet ist, am besten in einem Ofen, um alle Feuchtigkeitsreste zu entfernen. Diese Trockenprozedur sollte vor jedem erneuten Aufbringen des ETC-Films wiederholt werden. Nach der alkalischen Extraktion kann die überschüssige Natronlauge durch wiederholtes Spülen entfernt werden, wobei die Spülösung durch Absaugen mit einer Spritze (ohne Nadel) oder mit einer Pasteurpipette durchzuführen ist. Die übliche Überführung des Präparateträgers von einem Gefäß in ein anderes sollte vermieden werden. Der ETC-Schutzfilm bleibt besser bewahrt, wenn die Spülung anstatt mit Wasser mit 95 %igem Alkohol ausgeführt wird, da NaOH auch teilweise in Alkohol löslich ist. Es ist ratsam, vor dem Spülprozeß das Präparat 30–40 Minuten bei Zimmertemperatur anzutrocknen. Nach dem Ausspülen der Natronlauge kann das Präparat auf übliche Weise angefärbt werden.

Jona, R., Addari, L.: Keeping plant tissue slices attached to the slide during harsh extraction of polysaccharide. *Biotechnic & Histochemistry* 68, 36–37 (1993).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Mikro-Quiz

Gesucht wird...

... ein bedeutender Biologe des frühen 19. Jahrhunderts, der aus einer moselländischen Familie von Bauern, Winzern und Handwerkern hervorging. Der Großvater dieses Gelehrten, der in seinem Leben rund 15 000 Druckseiten Wissenschaft veröffentlichte, konnte weder schreiben noch lesen. Nach dem Willen des Vaters sollte er das Sattlerhandwerk erlernen, doch die Mutter setzte durch, daß der begabte Sohn die höhere Schule in Koblenz besuchte. Hier gehörte der spätere Kulturphilosoph Joseph von Görres zu seinen Lehrern. Bevor er seine Reifeprüfung ablegte, mußte er seiner militärischen Dienstpflicht genügen. So kam er im Sommer 1818 zur 8. Rheinischen Pionierabteilung. Als er eines Tages Torwache hatte, ergab sich hinreichend Gelegenheit, die Spinnen an der Kasernenmauer zu beobachten. Zu gerne wollte er wissen, in welcher Reihenfolge die Tiere ihre acht Beine bewegen, aber sie waren einfach zu flink. Also entschloß er sich zu seinem ersten physiologischen Experiment, dem später zahllose Folgen sollte. Er ließ eine eingefangene Spinne einfach so lange huntern, bis sich ihre Bewegungen genügend verlangsamt hatten.

Ein Jahr nach der Universitätsgründung immatrikulierte er sich in Bonn, entschloß sich für das Studium der Medizin und wurde begeisterter Burschenschaftler. Schon im zweiten Semester gewann er eine anlässlich des Geburtstags des preußischen Königs für alle Fakultäten ausgeschriebene Preisaufgabe, die ihn auf das damals noch wenig bearbeitete Feld der experimentellen Physiologie führte. Nach Abschluß seines siebenten Semesters, noch vor dem Staatsexamen, erhielt er die medizinische Doktorwürde. Eine bedeutende staatliche Zuwendung sicherte ihm die weitere fachliche Ausbildung, die er ab 1823 in Berlin fortsetzte. Im Folgejahr kehrte er nach Bonn zurück, habilitierte sich für Physiologie und vergleichende Anatomie und begann mit der Vorbereitung seiner ersten Buchveröffentlichung. Ein wichtiger Wendepunkt war der Besuch der Jahrestagung der Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Ärzte in Berlin. Hier knüpfte er Kontakte zu seinem späteren Verleger, traf mit Alexander

von Humboldt zusammen und lernte viele bedeutende Fachkollegen kennen. Briefkontakte zu Goethe, in denen es um Probleme der Sinnesphysiologie ging, fanden allerdings wenig Resonanz.

Im Frühjahr 1831 unternahm er seine erste Auslandsreise und erlebte als Dreißigjähriger im niederländischen Scheveningen erstmals das Meer – ein Eindruck, der für seine späteren Forschungen sehr folgenreich war. Im Frühsommer 1833 übernahm er den Physiologie-Lehrstuhl in Berlin und wohnte zunächst im Hause der Witwe des kurz zuvor verstorbenen Philosophen Hegel. Mitarbeiter (Assistenten) waren unter anderem Jakob Henle aus Erlangen, dem 1835 Theodor Schwann aus Neuss folgte. Im Hochsommer 1845 reiste er mit wenigen Freunden und Mitarbeitern erstmals nach Helgoland. In einem an seine Frau Nanny gerichteten Brief findet sich der wichtige Hinweis „Wir haben Mikroskope bei uns“, denn den wesentlichen Ertrag dieses Forschungsaufenthaltes erzielte die kleine Arbeitsgruppe aus der mikroskopischen Kontrolle von Meerwasserproben, die sie sich von Fischern mitbringen ließen. Unter anderem fand sich im Helgoländer Sommerplankton ein kleines bizarres Wesen, das den Namen *Pluteus paradoxus* erhielt – es war die erste lebend beobachtete Stachelhäuterlarve. Der Helgoländer Aufenthalt muß sehr ansteckend gewirkt haben, denn schon im Folgejahr wurden die Arbeiten am Meer fortgesetzt. In einem Brief vom September 1846 lesen wir: „Mit entsetzlicher Geduld (werde ich) noch 8 Tage jeden Tropfen Wasser die Revue unter dem Mikroskop passieren lassen. Ich bin übrigens überaus glücklich über Alles, was ich schon gezeichnet und notiert habe. Ich hatte zwei Zeichenbücher mitgenommen, und sie sind beide schon voll. Ich kann den Sonnenaufgang nicht erwarten, der wieder neues Material bringt.“ Auch die nächsten Jahre ermöglichen mehrere Aufenthalte am Meer, neben Helgoland auch am Mittelmeer (unter anderem Genua, Nizza, Triest, Neapel). Bei einer Schiffspassage über die Ostsee gerät er 1855 in Seenot und kann sich nur knapp retten. Erst zwei Jahre später wagt er sich wieder auf das Wasser. Während eines Sommeraufenthaltes in St. Tropez läßt er sich fast jeden Tag drei Stunden lang

hinausrudern und befaßt sich dabei vor allem mit Radiolarien. Über seine Neufunde berichtet er in der Akademie der Wissenschaften. Längst genießt er in der Fachwelt einen hervorragenden Ruf. Mehrere Angebote, nach München oder Freiburg zu gehen, lehnt er ab. Im Jahre 1857 ehrt ihn die Senckenbergische Naturforschende Gesellschaft in Frankfurt mit dem damals sehr angesehenen Sömmeringpreis.

Im Frühjahr 1858 leidet er unter sehr heftigen Schmerzen in der Lebergegend und bekämpft sie mit großen Morphium-Dosen. Noch am 27. April 1858 geht er ins Zoologische Museum, um sich Rhizopoden-Präparate für weitere Untersuchungen zu holen. Am Morgen des 28. April fand man ihn tot auf – möglicherweise die Folge einer Überdosis Morphium, mit der er sich langes Siechtum ersparen wollte. Vier-

zehn enge Mitarbeiter, darunter Ernst Haeckel, trugen den verehrten Lehrer zu Grabe. Der fast neunzigjährige Alexander von Humboldt sprach die Abschiedsworte.

Bruno P. Kremer, Redaktion MIKROKOSMOS

Haben Sie die zu ratende Person erkannt? Schreiben Sie Ihre Lösung auf eine Postkarte an die Redaktion MIKROKOSMOS; Prof. Dr. Klaus Hausmann, Zoologisches Institut der Freien Universität, Königin-Luisse-Straße 1–3, 14195 Berlin. Einsendeschluß ist der 30. Juli 1994. Der Rechtsweg ist ausgeschlossen.

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

- Kleinig/Sitte, Zellbiologie
- Jakobs/Renner, Biologie und Ökologie der Insekten
- Quick/Hauck, Strukturen des Lebens.



Der Gesuchte aus dem Quiz in Heft 83/3, der mit seinem Konterfei und dem Bild eines Forschungsmikroskopes den neuen Zweihundertmarkschein ziert, ist der Arzt und Mikrobiologe Paul Ehrlich (1854–1915).



Zweihundert
Deutsche Mark

Die drei Bücher haben gewonnen:

- Raymond Brückler, Strassen (Luxemburg)
- Ulrich Huntscha, Bochum
- Erika Oll, Berlin

Die Redaktion gratuliert sehr herzlich!

Mit Daphnia auf Tingeltour

Vorführung von Kleinlebewesen mit dem Videomikroskop

Erich Lüthje

Seit jeher geht von der Beobachtung kleiner und sehr kleiner, der Alltagserfahrung sonst nicht zugänglicher Lebewesen eine besondere Faszination aus. Dieser Aufsatz berichtet von einem bemerkenswerten und unbedingt zur Nachahmung empfohlenen Unternehmen, diese interessante und wimmelnde Welt auch solchen Naturfreunden zugänglich zu machen, die (noch) nicht im Besitz eines eigenen Mikroskopes sind.

Das Video-Mikroskop ist längst zu einem bewährten Medium im naturwissenschaftlichen Unterricht geworden. Persönlich bin ich seit etwa fünf Jahren mit seiner Anwendung vertraut, sowohl aus dem gymnasialen Biologieunterricht als auch besonders durch seinen Einsatz in einem außerschulischen Lernort an der Kieler Förde, dem Regionalen Pädagogischen Umweltzentrum Kitzeberg. Hier ist es als Hilfsmittel, mit dem sich die Schüler ihre Proben und Funde von der Strandexkursion auf dem Bildschirm vor Augen führen und auf Band festhalten, nicht mehr wegzudenken.

Weil man bei solchen Gelegenheiten immer wieder erfährt, wie faszinierend ein derartiger Einblick in den Mikrokosmos auf den Betrachter wirken kann, reizte es mich, im Sommer 1993 auch einmal öffentliche Vorführungen mit dem Videomikroskop zu veranstalten und dabei weitere Erfahrungen zu sammeln. Es ergaben sich drei Gelegenheiten: Zuerst in einem Informationszentrum des Naturschutzbundes Deutschland (NABU) in Plön (Ostholstein), sodann vor Sommergästen der Plöner Kurverwaltung und schließlich für eine AG Natur- und Vogelschutz in Tarp (Krs. Flensburg). Inzwischen kamen weitere fünf Termine dazu.

Eine erste Überraschung: Neben erwachsenen Besuchern fanden sich auch zahlreiche Kinder ein – in Begleitung ihrer Eltern oder sogar in Klassenstärke mit ihren Erziehern (Abb. 4). Diese jungen Zuschauer waren schnell als Mitwirkende beim Planktonfischen (Abb. 3) und Präparieren zu gewinnen. Auch versuchten sie sich gern einmal selber am Mikroskop, um etwa ein quiklebendiges Rädertierchen während seiner Fahrt über den Bildschirm zu verfolgen.

Zweitens stellte sich heraus, daß im Publikum so mancher Hobby-Mikroskopiker oder gar Spezialist (z.B. für fossile Cyanobakterien) saß. Natürlich fehlten auch Lehrer nicht, die sich besonders für die Anwendung dieses Geräts im naturwissenschaftlichen Unterricht interessierten. Die eingesetzte Ausrüstung (Abb. 1) bestand aus einem Kursmikroskop mit trinokularem Foto-/Videoaufsatz und einer Videokamera. Den Monitor stellte jeweils die veranstaltende Seite. (Hinter diesem schlichten Satz verbergen sich allerdings einige nervtötende Orga-

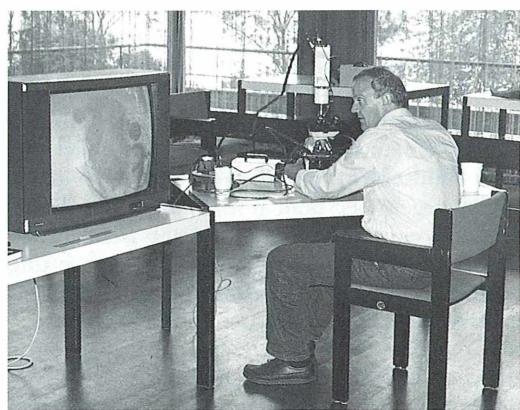


Abb. 1: Schon ein Kursmikroskop mit Achromaten und videoauglichem Aufsatz sowie eine Kamera ohne Mikrofon, Sucher (Fokussierung über den Bildschirm) und andere teure Ausstattung erlauben eine perfekte Videopräsentation. Größere Geräte mindern unnötig die Mobilität der Anlage, die in der gezeigten Form (ohne Monitor) in einem Pappkarton Platz hat.



Abb. 2: Ein Hobbymikroskopiker entwarf unter gestalterischem Einbezug seines geschätzten alten Geräts dieses Plakat.

Zu Beginn der Show vermittelte ich den Zuschauern mit einem Spezialpräparat (Abb. 6) eine Vorstellung der jeweiligen Vergrößerungen. Der orangefarbene Knopf einer Pin-Nadel füllte als gewaltige Sonne die ganze Mattscheibe, ein Nadelöhr sowie ein metallener Stecknadelkopf wirkten wie Produkte der Schwerindustrie. Die Projektion des Millimeterpapiers auf denselben Objektträger ermöglichte es nun den Zuschauern, die Maßstäbe für die einzelnen Objektive zu errechnen (ungefähr $125\times$, $250\times$, $625\times$, $1670\times$, $2500\times$).

Das „Leben im Schweben“ (so die Ankündigung auf einem Plakat; Abb. 2) wurde entweder vor Beginn der Videovorführung von einigen Besuchern (Kindern!) mit Planktonnetzen gefangen, oder aber jeder Zuschauer hatte, durch eine entsprechende Ankündigung motiviert, aus dem eigenen Gartenteich oder einem ihm bekannten Gewässer eine Probe mitge-

sationsprobleme, bis alle Stecker in den richtigen Adaptersaßen...) Es wurde auch die Möglichkeit angeboten und genutzt, über einen zwischengeschalteten Videorecorder die ganze Vorstellung aufzuzeichnen, um daraus später für interessierte Teilnehmer eine geschnittene Fassung herzustellen.

Technischer Rahmen

Von größtem Wert war für diese Präsentationen ein $2\times$ -Objektiv, das den nötigen Überblick auf dem Bildschirm gewährleistete, denn dieser bietet gegenüber dem mikroskopischen Blickfeld nur einen Ausschnitt. Ferner wendete ich fast ausschließlich die Dunkelfeldbeleuchtung an, die (nach bewährtem Bastlertip) mit einem selbstgefertigten „Hosenknopf-Kondensor“ auf einfachste Weise zu erzeugen war: Eine durchsichtige Folie mit einem Knopf in der Mitte bewirkte, in den Filterhalter gelegt, beim $2\times$ -, $4\times$ - und $10\times$ -Objektiv ein hervorragendes Dunkelfeld, beim $25\times$ - und $40\times$ -Objektiv hingegen eine schräge Beleuchtung von eindrucksvoller Plastizität. Nur informationshalber zeigte ich auf dem Bildschirm auch einige normale Hellfeldeinstellungen, die indes an Attraktivität weit zurückstanden. Für kommende Durchführungen habe ich auch Rheinberg- und Polarisationsfilter vorbereitet.

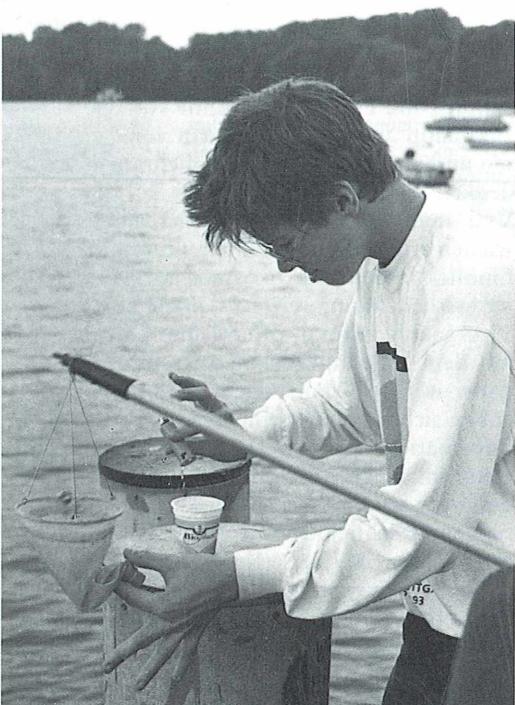
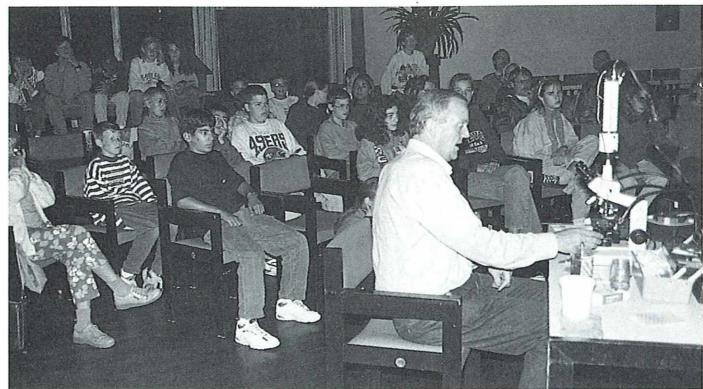


Abb. 3: In Plön lag das Seeufer nahe dem Vortragsraum. Jugendliche Besucher konnten selber die Planktonproben für die anschließende Präsentation ziehen und waren gespannt, was das Mikroskop ihnen als Beute zeigen würde.

Abb. 4: Für eine Vorführung vor größerem Publikum ist ein einzelner Monitor kaum ausreichend. Auf jeden Fall sollte der Raum abgedunkelt sein.



bracht. Dann lösten die Wasserflöhe und Räderterre auf dem Bildschirm vielfach Begeisterung und Bewunderung bei ihren Besitzern aus.

Ein wenig Dramaturgie

Als Wasserflohzirkusdirektor teilte ich dem Publikum eingangs mit, daß die Darbietung vorwiegend als naturkundliche Unterhaltung und nicht als wissenschaftliche Vorlesung verstanden werden solle. Einerseits erkennt man an einem solchen Abend längst nicht alle Mikroorganismen, zum anderen sind die wissenschaftlichen Namen auch gar nicht gefragt und dem Laien letztlich ohnehin unverständlich. Vielmehr hob ich anhand einzelner Tiere und Pflanzen biologische Aspekte allgemeiner Art hervor, etwa die verschiedenen Schwebeeinrichtungen, den jeweiligen Nahrungserwerb, das Phänomen der biologischen Gewässerreinigung, die Entstehung von Wasserblüten u.a.m. Für diese Art der Kommentierung sind übrigens die einleitenden Kapitel der Planktonkun-

de von Sandhall/Berggren und des wohlbekannten Leben im Wassertropfen von großem Wert! (Beide genannten Werke lagen für interessierte Besucher aus.) Auch ein Quentchen Humor verfehlt seine Wirkung nicht und macht das Fremdartige anschaulicher (*Asplanchna* als Freßsack, Räderterchen mit Dauereiern, die sie erst bei der nächsten Kindergelderhöhung ablegen).

Geiß ist für den Referenten die Mühe mit diesem Live-Verfahren größer, als wenn er für seinen Vortrag nur ein Diamagazin in den Projektor stecken muß. Auch kann man, bedingt durch die begrenzte Bildschirmgröße, nicht beliebig viele Zuschauer befriedigend erreichen. Am günstigsten ist eine Runde von etwa 20 Gästen, die nahe am Monitor sitzen können (Abb. 5). In diesem Rahmen entsteht dann unschwer eine kammermusikalische Atmosphäre, die sich vom Klima eines konventionellen Vortrags angenehm unterscheidet. Mittlerweile habe ich auch den alternativen Einsatz eines Beamers mit gutem Erfolg erprobt.

Die farbige Darbietung lebendiger Organismen ist höchst eindrucksvoll und übertrifft „tote“



Abb. 5: Günstig ist ein Zuschauerkreis, der nahe am Monitor sitzen und dabei auch die Anfertigung der einzelnen Präparate sowie die Bedienung des Mikroskops mitverfolgen kann.

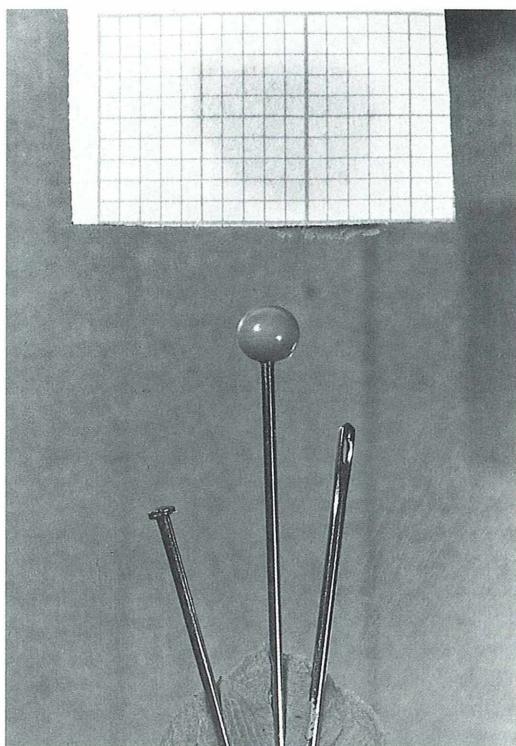


Abb. 6: Demonstrationspräparat für die Vergrößerungsleistung der einzelnen Mikroskopobjektive auf dem Bildschirm. Die drei Nadeln wurden in einer Ebene in Knetmasse befestigt, so daß die Optik für die aufeinanderfolgende Darstellung kaum nachfokussiert werden mußte.

Bilder bei weitem. Im Presseecho findet sich u.a. folgendes Zuschauerzitat: „Das hätte ich nicht gedacht – eine so lebendige Wunderwelt in nur einem Tropfen Wasser!“ Und auch das entging dem Reporter nicht: „Nach dem Betrachten werden die Winzlinge wieder in die Freiheit entlassen...“.

Nach diesen positiven Erfahrungen werde ich auch künftig wieder mit dem „Wasserflohzirkus“ auf Tingeltour gehen. Ich bin sicher, daß mancher MIKROKOSMOS-Leser hierzu ebenfalls in der Lage ist. Ein Versuch lohnt sich!

Literaturhinweise

Bellmann, H. u.a.: Einzeller und Wirbellose. Steinbachs Naturführer. Mosaik-Verlag, München 1991.

Parks, P.: Was man sonst nicht sieht. Das Leben unter Wasser. Tessloff-Verlag, Hamburg 1978.

Sandhall, A., Berggren, H.: Planktonkunde. Bilder aus der Mikrowelt von Teich und See. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 1986.

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Aufl., Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 1988.

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

GUSTAV FISCHER BIBLIOTHEK

Allgemeine Protozoologie

Von Prof. Dr. H. Mehlhorn und Prof. Dr. A. Ruthmann, Bochum

1992. 335 S., 181 Abb., 5 Tab., kt. DM 89,- ISBN 3-334-60390-3

Nach einer Übersicht des Systems werden in parallelen Kapiteln die funktionelle Morphologie, die Reproduktionsmechanismen, der Stoffwechsel und weitere Leistungen der freilebenden und parasitischen Protozoen abgehandelt. Auch auf diagnostische Methoden und erprobte Isolierungsverfahren wird eingegangen. Die Darstellung umfaßt gesichertes Basiswissen, wobei eigene Untersuchungsergebnisse der Verfasser berücksichtigt wurden.

Buchbesprechungen

Bartels, H.: Gehölzkunde.
Einführung in die Dendrologie. UTB 1720. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, 1993, 336 Seiten, 95 Zeichnungen, DM 32,80, ISBN 3-8252-1720-5.

Dieses praktische Taschenbuch stellt in seinem ersten Teil (rund 240 Seiten) in systematischer Reihenfolge die wichtigsten Vertreter heimischer oder eingeführter Nadel- und Laubholzgattungen vor und bietet ausführliche Einzelbeschreibungen von Gestalt, Blatt, Rinde, Holz(anatomie), Blüte, Frucht, Samen und Sämling. Strichezeichnungen diagnostisch wichtiger Pflanzenteile ergänzen das sehr reichhaltige Informationsangebot. Der zweite Teil (etwa 80 Seiten) erläutert dendrologische (botanische) Grundbegriffe zur Biologie der Gehölze von Ableger bis zygomorph. Mikroskopiker, die sich mit dem faszinierenden Werkstoff Holz oder anderen Organbereichen unserer Gehölze beschäftigen, finden hier eine gelungene begriffliche Übersicht über Fakten und Phänomene.

Bruno P. Kremer, Köln

Baumeister, W.: Farbatlas Meeresfauna. Niedere Tiere.
Rotes Meer, Indischer Ozean (Malediven). Eugen Ulmer, Stuttgart, 1993, 320 Seiten, 344 Farbfotos, Softcover, DM 46,00, ISBN 3-8001-7265-8.

Je mehr ein Aktivurlaub angesagt ist, umso mehr sind Betätigungen aktuell, die vor einigen Jahren nicht unbedingt unter dem Stichwort Urlaub geführt wurden. Eine solcher Aktivitäten ist sicherlich das Schnorcheln und Tau-

chen, das nicht von dem Einsatz einer Harpune, sondern von dem Beobachten des Vorgefundenen geprägt ist. Hier kommt natürlich schnell der Wunsch auf, die beobachteten Tiere identifizieren und mit einem wissenschaftlich korrekten Namen belegen zu können. Bei den Fischen wird man sicherlich schnell ein entsprechendes Werk finden. Aber wie sieht es bei den sogenannten Wirbellosen aus, die im Ökosystem eine extrem wichtige Rolle spielen? Sie fristen in der verfügbaren Literatur ein eher kümmerliches Dasein.



Genau dieser Aspekt ist das primäre Anliegen des vorliegenden Buchs. Es möchte Hilfe bei der Artbestimmung der Evertebraten geben, möchte aber darüber hinaus auch etwas von der Biologie der vorgefundenen Organismengruppen vermitteln. Qualitativ überzeugende Farbfotografien speziell aus der normalen und makroskopischen Sichtweise vermitteln den Formenreichtum der Invertebratenfauna des Roten Meeres und des Indischen Ozeans, beides bevorzugte Urlaubsgebiete, wie die Touristik-

Branche zu vermelden weiß. Soll also der Urlaub in diese Regionen unserer Erde führen und soll die Unterwasserwelt dabei eine besondere Rolle spielen, gehört dieses Buch sicherlich ins Reisegepäck.

Klaus Hausmann, Berlin

Tardent, P.: Meeresbiologie.
Eine Einführung. 2. neubearbeitete und ergänzte Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1993, 305 Seiten, 122 Abbildungen, 26 Tabellen, broschiert, DM 64,00, ISBN 3-13-570802-8.

Das Meer als ältester und größter Lebensraum besticht nicht nur durch seine enorme Artenfülle, sondern vor allem auch mit seinen überaus zahlreichen Bauplattypen. Gerade in der mikroskopischen Dimension, beispielsweise in den verschiedenen Größenklassen des Planktons, bietet das Meer eine ungeheure und immer wieder begeisternde Formenvielfalt. Natürlich ist es bei der Beschäftigung mit diesem organismischen Reichtum auch ebenso wichtig, den ökologischen Rahmen und die verschiedenen Lebensgemeinschaften in den Blick zu nehmen. Dazu bietet das vorliegende Werk sehr brauchbare Hilfe an. Es stellt das Meer als Gesamtlebensraum dar, behandelt die großen marinen Ökosysteme, Wirkung und Bedeutung verschiedener Ökofaktoren, die Fortpflanzungsbiologie mariner Organismen sowie die Produktivität der Meere. Zahlreiche neue oder gegenüber der Erstauflage veränderte Abbildungen und Tabellen begleiten den Text. Ein thematisch gegliedertes Literaturverzeichnis erleichtert den Zugang zu wichtigen Übersichten und Originalquellen.

Insgesamt überzeugt die Darstellung durch gut aufbereitete Information und Übersichtlichkeit. Einige Aussagen vor allem zur marinen Flora sind unkorrekt (Abb. 17: *Euglena gracilis* ist kein Meeresbewohner; S. 32: Seegräser gehören nicht zu den Potamogetonaceae; Tab. 5: Oomycetes sind keine Chromophyta). Andererseits hätte man gerne auch ein paar moderne Ansätze der biologischen Ozeanographie im Buch wiedergefunden (z.B. sogenannte Patchiness der Organismenverteilung, Weltmeere als C-Sink, Plankton-Klima-Beziehung, hot vent-Organismengemeinschaften). Stichworte wie Meeres- und Küstenverschmutzung oder mariner Umweltschutz fehlen. Dennoch ist das Buch als einführender Überblick in ein gleichermaßen komplexes und faszinierendes Stoffgebiet sehr zu empfehlen.

Bruno P. Kremer

Lexikon der Biochemie und Molekularbiologie, Ergänzungsband 1993. Herder, Freiburg, 1993, 216 Seiten, DM 168,00, ISBN 3-451-23100-X.

Wie es mit Erscheinen von Band 3 dieses Lexikons angekündigt wurde, liegt nun der erste aktualisierende Ergänzungsband vor. Dieses ist sehr zu begrüßen, da der Wissenszuwachs gerade auf den Gebieten der Biochemie und Molekularbiologie in unseren Tagen nahezu explosiv erfolgt. Ein auffallend umfangreiches Updating erfolgte zu den Stichworten Bakterien, Interleukine und Viren. Erfreulich ist es, daß neben den fachorientierten Beiträgen in biographischen Artikeln die Nobelpreisträger der letzten Jahre gewürdigt sowie weitere herausragende Wissenschaftler aus der Biochemie und Molekularbiologie vorgestellt werden. Niveau und Ausstattung des Ergänzungsbandes stehen den ho-

hen qualitativen Standards der Basisbände in nichts nach. Es bleibt zu hoffen, daß über viele Jahre entsprechende Ergänzungen erscheinen.

Klaus Hausmann, Berlin

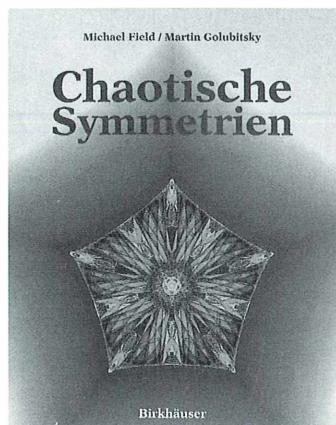
Field, M., Golubitsky, M.: Chaotische Symmetrien. Die Suche nach Mustern in Mathematik, Kunst und Natur. Birkhäuser Verlag, Basel, Boston, Berlin, 1993, 219 Seiten, zahlreiche mehrfarbige Abbildungen, gebunden, DM 78,00, ISBN 3-7643-2844-4.

Die beiden Autoren, Mathematiker an den Universitäten Sydney bzw. Houston, untersuchen anhand von Modellrechnungen, inwieweit dynamische oder (fast)

oder Schmuckstücke der Mayas. Beeindruckende Bildbeispiele computererzeugter Farbgraphik und die Gegenüberstellung mit symmetrischen Konstruktionen aus dem Bereich der mikroskopischen Natur oder der Kunst überraschen mit dem Befund, daß auch aus einer Mischung von Ordnung und Unordnung letztlich doch wieder Regelmäßigkeit entsteht. Im Anhang bietet das Buch in BASIC geschriebene Programme, mit denen man selbst Bilder erzeugen und spielerisch chaotische Symmetrien gestalten kann.

Bruno P. Kremer, Köln

Stewart, I., Golubitsky, M.: Denkt Gott symmetrisch? Das Ebenmaß in Mathematik und Natur. Birkhäuser Verlag, Basel, Boston, Berlin, 1993, 304 Seiten, zahlreiche Abbildungen, gebunden, DM 78,00, ISBN 3-7643-2793-9.



chaotische Systeme und Symmetrie nebeneinander bestehen können. Dieses besondere Arbeits- und Anwendungsgebiet, welches im Prinzip mit Hilfe eines Personal Computers zu bewältigen ist, führt zu phantastischen Bildern von symmetrischem Chaos – komplexen und äußerst dekorativen Mustern, in dem der Bauplan bestimmter Kieselalgen oder anderer gehäusebauender Einzeller ebenso wiederkehrt wie das Dekor maurischer Wandkacheln oder Schmuckstücke der Mayas. Beeindruckende Bildbeispiele computererzeugter Farbgraphik und die Gegenüberstellung mit symmetrischen Konstruktionen aus dem Bereich der mikroskopischen Natur oder der Kunst überraschen mit dem Befund, daß auch aus einer Mischung von Ordnung und Unordnung letztlich doch wieder Regelmäßigkeit entsteht. Im Anhang bietet das Buch in BASIC geschriebene Programme, mit denen man selbst Bilder erzeugen und spielerisch chaotische Symmetrien gestalten kann.

Ursachen durchaus asymmetrische Wirkungen entfalten. Belegt werden diese mitunter sehr überraschenden Zusammenhänge mit zahlreichen Beispielen aus allen Dimensionsbereichen der belebten und unbelebten Natur, vom Mikrokosmos (Einzeller) über Muster bei der Embryonalentwicklung bis zur Symmetrie der Gangart von Vierbeinern oder vom Einzelkristall bis zur Gesamtstruktur von Galaxien. Überraschend ist dabei immer wieder die Feststellung, daß Chaos nicht unbedingt die Verkehrung von Symmetrie, sondern einer ihrer mustererzeugenden Rahmenbedingungen ist. Der sehr anregend geschriebene Text bietet zahlreiche Bildbeispiele, die – soweit es sich um Halbtondarstellungen handelt – allerdings durch ihre ziemlich miserable Wiedergabequalität auffallen.

Bruno P. Kremer, Köln

Carroll, R. L.: Paläontologie und Evolution der Wirbeltiere. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1993, 700 Seiten, 710 Abbildungen in 1762 Einzeldarstellungen, gebunden, DM 168,00, ISBN 3-13-774401-6.

Obwohl sich die Wirbeltierpaläontologie überwiegend mit Fossilien makroskopischer Hartstrukturen befaßt, spielt doch nicht selten auch die Mikroskopie eine bedeutende Rolle, beispielsweise bei der Feinanalyse von Knochenhistologie, Schuppengestaltung oder Zahnbau. Davon und von einer beeindruckenden Anzahl neuerer Befunde und Deutungen handelt die vorliegende, als Lehrbuch mit 22 umfassenden Einzelkapiteln geschriebene Gesamtdarstellung. Es ist die von namhaften Fachleuten übersetzte und bearbeitete deutsche Ausgabe des 1992 in Großbritannien erschienenen Originalwerkes. Im Vordergrund steht die ausführliche Darstellung der Vorfahren und Ah-

nenlinien der rezenten Wirbeltierklassen von den kieferlosen Fischen bis zu den Huftieren und Walen. Zahlreiche Fotodokumente bedeutender Fossilfunde sowie Schemazeichnungen, Rekonstruktionen und Diagramme begleiten den durchgängig sehr klar gehaltenen und problemlos nachvollziehbaren Text. Zur Kapitelfolge gehören neben der Besprechung von mutmaßlicher Herkunft oder zeitlich-räumlicher Entfaltung bestimmter Verwandtschaftsgruppen auch übergeordnete Themenfelder wie phylogenetische Verwandtschaft, Evolution, Aussterben oder Klassifikation. Jedes Kapitel schließt mit einer Zusammenstellung aktueller Literatur. Eine hervorragende Gesamtsicht, die bestimmt nicht nur für Spezialisten der behandelten Themenbereiche der Paläontologie von besonderem Interesse ist.

Patrick Haller, Köln

Nultsch, W (unter Mitarbeit von U. Rüffer): Mikroskopisch-botanisches Praktikum für Anfänger. Thieme Verlag, Stuttgart, New York, 1993, 207 Seiten, 101 Abbildungen in 315 Einzeldarstellungen, flexibles Taschenbuch, DM 22,00, ISBN 3-13-440309-0.

Dieses Buch gehört schon lange zu den Klassikern der mikroskopischen Anatomie der Pflanzen. Es hieße, Eulen nach Athen zu tragen, wollte man dieses wohl in allen botanischen Anfängerpraktika zur mikroskopischen Anatomie der Pflanzen bekannte Buch im Detail besprechen. Die Tatsache, daß es nun in 9. Auflage vorliegt, spricht für sich. Jeder, ob nun Biologie-Student oder Hobby-Mikroskopiker, der sich intensiver mit den mikroskopischen Aspekten der Pflanzenanatomie beschäftigen möchte, findet hier kompetente Anleitungen und Kurzerklärungen vor. Wie die Autoren selbst betonen, ist

natürlich eine begleitende Vertiefung des Stoffes mit Hilfe von ausführlichen Botanik-Lehrbüchern notwendig.

Klaus Hausmann, Berlin

Elsner, N., Heisenberg, M.: Gene – Brain – Behaviour. Proceedings of the 21st Göttingen Neurobiologentagung. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1993, 1 100 Seiten, flexibles Taschenbuch, DM 80,00, ISBN 3-13-114601.

Wie in jedem der letzten 20 Jahre erscheinen auch in diesem Jahr wieder die Beiträge der inzwischen 21. Göttinger Neurobiologentagung im Thieme Verlag. Die Tagung fand im Juni 1993 unter dem Motto: „Gen – Gehirn – Verhalten“ statt und wurde von Martin Heisenberg und Norbert Elsner organisiert. Für alle, denen die Teilnahme an diesem Treffen der Neurobiologen nicht möglich war, bietet der 1100 Seiten schwere Tagungsband die Möglichkeit, an den aktuellen Forschungsergebnissen teilzunehmen und so in die spannende Welt der Neurone, Synapsen und Transmitterstoffe einzutauchen.

Frederic Vester fragte sich 1978 in seinem Buch: „Denken, Lernen, Vergessen“: „Wenn diese Buchstaben durch unser Auge vom Gehirn aufgenommen werden, wenn unsere Gedanken ihnen folgen, gesteuert von dem, was wir lesen, was spielt sich dann hinter unserer Stirn ab? Was treiben unsere kleinen grauen Zellen, wenn uns ein Roman fesselt, traurig macht, zum Lachen bringt?“ Gen – Gehirn – Verhalten. Könnte der rasante Fortschritt in den Forschungsrichtungen der Molekularbiologie und der Genetik den entscheidenden Durchbruch zum Verständnis der grundsätzlichen Wirkungsmechanismen des Gehirns ermöglichen? Die Erforschung der molekularen Grundlagen kann die komplexe Funk-

tionsweise des Gehirns sicher nicht ohne die Verhaltensforschung erklären; sie kann die Verhaltensforschung jedoch sinnvoll ergänzen und so den Neurobiologen weitere Mosaiksteinchen liefern, um der Antwort auf die Frage immer näher zu kommen, wie das Gehirn arbeitet.

Ein gewaltiges Stück näher kommt man dieser Antwort jedoch auch schon, wenn man den Versuch unternimmt, die 893 Beiträge in diesem Tagungsband zu lesen und zu verstehen.

Tamara Kleber-Janke, Hamburg

Hensel, W.: Pflanzen in Aktion. Krümmen, Klappen, Schleudern. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 1993, 304 Seiten, 106 Abbildungen, gebunden, DM 58,00, ISBN 3-86025-061-2.

Zumeist unmerklich, aber auf jeden Fall unübersehbar sind Pflanzen in Bewegung. Wachstum ihrer



Organe und deren funktionsbestimmtes Zurechtrücken sind gezielt ablaufende und hochgradig koordinierte Bewegungsvorgänge. Aber nicht nur beim Klettern, Ranken und Winden, bei der Entfaltung der Blattorgane oder beim artilleristischen Umgang

mit Fruchtständen setzen die Pflanzen eine Menge Motorik in Gang, sondern auch im mikroskopischen Bereich, auf der Ebene der Gewebe und Zellen, findet sehr viel Unruhe statt. Die Kriech- und Schwimmbewegungen vieler Algen gehören ebenso dazu wie strömende, Stoffgradienten abbauende Plasmastränge, die Wanderung der Chloroplasten zwischen Stark- und Schwachlichtposition, die zelluläre Reaktionskette nach Verlagerung von Statolithenstärke oder die Schließbewegungen der Spaltöffnungen. In 14 Kapiteln bleibt das Buch einer Fülle überraschender und größtenteils erstaunlich trickreicher Bewegungsphänomene aus allen Gestaltebenen der Pflanzen auf der Spur. Der Text ist sachbezogen, aber dennoch unterhaltsam und kurzweilig geschrieben. Zahlreiche Abbildungen, darunter viele bemerkenswert klar konzipierte und sehr ansprechend gestaltete Farbgrafiken illustrieren die Einzelthemen. Insgesamt ein rundum empfehlenswertes Buch, mit dem man der Pflanzenwelt neue und fesselnde Züge abgewinnen kann.

Bruno P. Kremer, Köln

Foissner, W.: Colpodea (Ciliophora). D. Matthes (Hrsg.): Protozoenfauna, Vol. 4/1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1993, 798 Seiten, 2900 Abbildungen und 38 Tabellen, DM 296,00 (für Reihenbezieher: DM 266,00), ISSN 0932-142-X, ISBN 3-437-30677-4.

Wer jemals Bodenproben auf ihre Ciliatenfauna hin untersucht hat, ist sicherlich schon einmal auf einen Vertreter der Colpodea gestoßen. Prof. Dr. W. Foissner arbeitet schon viele Jahre an dieser lange Zeit von der Forschung vernachlässigten, vielfältigen Ciliatengruppe und hat nun sein umfangreiches Wissen in einer umfassen-

den Monographie Interessierten verfügbar gemacht. Um das Werk auch internationalen Kreisen besser zugänglich zu machen, ist es in englischer Sprache verfaßt. Das Buch besteht aus einem allgemeinen und einem systematischen Teil. Im 57 Seiten umfassenden allgemeinen Teil führt der Autor zunächst in die Terminologie ein und behandelt dann die Morphologie, Ökologie und Evolution der Colpodea. Das letzte Kapitel dieses Teils beschreibt leicht nachvollziehbar allgemein anwendbare Probennahme- und Präparationsmethoden. Der Leser kann so von der langjährigen Erfahrung des Autors und seiner Mitarbeiter in der Anwendung dieser Methoden profitieren. In den 694 Seiten des systematischen Teils sind alle 170 Arten der Klasse nach ihrer systematischen Einordnung innerhalb der Colpodea aufgeführt und beschrieben.

Die Aufmachung ist für die Praxis im Bestimmen colpodider Ciliaten gedacht: jede Gruppe bis hin zur Art ist über einen Bestimmungsschlüssel erreichbar, welcher auf lichtmikroskopisch erkennbaren, wenn auch teilweise erst nach Silberfärbung sichtbaren Merkmalen beruht. Zu jeder Art gehört ein Satz Abbildungen, der zumindest Strichzeichnungen, meist aber auch licht- und raster-elektronenmikroskopische Aufnahmen der Tiere umfaßt. Die Beschreibungen einiger Arten werden durch morphometrische Tabellen komplettiert.

Der ausführlichen Monographie merkt man deutlich die Sorgfalt und das Engagement an, mit der sie geschrieben wurde. Für diejenigen, die Ciliaten in Bodenproben exakt bestimmen möchten, ist sie nahezu unabdingbar. Für Hobbymikroskopiker ist sie wegen des methodischen Teils und der lückenlosen Behandlung dieser attraktiven Ciliatengruppe interessant. Das Buch ist für diejenigen, die es sich leisten möchten, in jedem Fall eine lohnende Investition.

L. Platt-Rohloff, Berlin

Aus den Arbeitsgemeinschaften

An alle Arbeitsgemeinschaften

Um eine ständige Aktualität der Kontaktadressen aller Mikroskopischen Vereinigungen zu gewährleisten, informieren Sie uns bitte bis spätestens Mitte September, wenn sich Anschrift, Treffpunkt oder Termine geändert haben.

Mikrographische Gesellschaft Wien

Programm
Oktober bis Dezember 1994



- 4. 10.: Leopold Schweighofer: Präparationsabend (botanisches Material)
- 11. 10.: Walter Slonek: Naturkundliche Spaziergänge am Strand. (Ton-Bild-Show)
- 18. 10.: Prof. Peter Schulz: Präparationsabend (botanisches Material)
- 25. 10.: Friedrich Posch: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten der Histologie des Menschen
- 1. 11.: Allerheiligen: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen

- 8. 11.: Dr. Hans Frey (Veterinärmedizinische Universität Wien): „Genetic-Fingerprinting“ (mit Dias)
- 15. 11.: Univ.-Lektor Dr. Ing. Wilhelm Bauer (Museum für Völkerkunde Wien): Ausgewählte völkerkundliche Materialien (tierische Haarteile, Federn usw. – Film und Dias)
- 22. 11.: Peter Pavlicek: Präparationsabend (mikropaläontologisches Material)
- 28. 11.: Alfred Schultes: Mikro-Dias-Abend über Kellerasseln
- 6. 12.: Prof. Erich Steiner: Präparationsabend (mikropaläontologisches Material)
- 13. 12.: Weihnachtsfeier

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien 2, Marinelligasse 10a, an Dienstagen statt und beginnen um 19.15 Uhr. Gäste sind willkommen. Vorstandssitzung jeden ersten Dienstag im Monat.

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.

Sonderpreise Apochromate Tubus L 160. Planachromat 9x0,20, DM 95,-, Wasser-achromat 40x 0,75, -DM 160,-, Öl-apochromat 90 x 1,30, DM 190,-. **Russen-Direkt-Import/Preiswerte Geräte für jeden Geldbeutel:** Forschungs-Stereo-Mikroskop, Bauj. 93, Niedervolt-Punkt-Beleuchtung, Durch- und Auflichtsockel, 4linsiges Frontobjektiv, 5fach Schaltwalze, 4,8-56fach, ausbaufähig bis 196fach, DM 560,00. Labormikroskop monokular DM 410,00/Binokular DM 690,00. Transportables Stereo-Mikroskop 8,75fach DM 150,00. Köhlersche Beleuchtung kompl. DM 220,00. Kollektor-Standleuchte 8V/20W N.V. DM 160,00. Phasenkontrasteinrichtung DM 540,00. Halogen-Ringbeleuchtung mit Trafo DM 455,00. Fototubus für Stereo-M. DM 445,00. Okularschraubenmikrometer DM 290,00. K-Okulare 7/10 DM 50,00, 15/20 DM 70,00. Achromate 40 x 0,65 DM 50,00.

90 x 1,25 DM 95,00. Apochromate fragen Sie nach Sonderpreisen. Biologisches Forschungsmikroskop, Planapochchromatisch, 21 KG, Durch- und Auflicht, komplett DM 4.700,00. Operations-Stereo-Mikroskop, Elektrozoom/Elektrofocus DM 5.900,00. Infra-Rot-Mikroskop DM 5.500,00. Metall-Mikroskop DM 1.700,00. Langner-Voss, Lindenstr. 52, 45894 Gelsenkirchen, Tel/FAX 02 09/39 47 45.

Sedimentproben und marines Tiermaterial aus aller Welt. Neu im Angebot: marines Plankton, limnische und terrestrische Proben. Für Mikroskopiker und zu Lehrzwecken in Schulen und Universitäten. Preisliste gegen DM 2,- Schutzgebühr vom Verlag Dr. H.-G. Müller, Postfach 22 68, 35532 Wetzlar.

Anwender aufgepaßt!

Kleinste Präzisionswerkzeuge
für Arbeiten unter dem Mikroskop



Möchten Sie mehr wissen?

Ing.-Büro für Lasertechnik
Nerotal 16
65193 Wiesbaden
Tel. 0611-590115
FAX 0611-590635

Suche für **Zeiss-Standard-Mikroskop**. Diskussionsbrücke oder Diskussionswürfel mit Lichtzeiger. Verkaufe Doppelkollektor-TLL-Mikroblitzeinrichtung für Zeiss-Axio. Chiffre 94-41.

Mikroskopische Präparate von Diatomeen, Radiolarien, Foraminiferen und Silicoflagellaten, zur normalen und pathologischen Histologie des Menschen, Histologie der Wirbeltiere, Anatomie der Phanerogamen, Morphologie der Kryptogamen und Schnitte von Nutzholzern. Listen auf Anforderung – Bitte Interessengebiet angeben. R. Göke – Mikroskopie – Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen, Tel. (0 23 31) 3 17 54.

Hydro Matrix

Neutrales Einschlußmedium, Lösungsmittel Wasser n. D.₂₅ 1,430, Erstarrungszeit ca. 30 min., kein Lackringabschluß nötig. 30 ml öS 299,-

Alko Matrix

Neutrales Einschlußmedium, Lösungsmittel Alkohol n. D.₂₅ 1,430, sämtliche Routinefärbungen sind darin ausgezeichnet haltbar. 15 ml öS 299,-

Solar Matrix

Neutrales Einschlußmedium, **ohne** Lösungsmittel, lichthärtend in Minuten (UV oder Tageslicht), auspolymerisiert n. D.₂₅ 1,6550! hydrophob, sehr ergiebig, 15 ml reichen für ca. 500 Präparate (à 30 µl), für alle Routinefärbungen, Spitzenauflösung durch hohe Dispersion. 15 ml öS 399,-

Hydro Solarium

Einfaches Belichtungsgerät für die UV-Polymerisation von ca. 15 Objektträger mit Solar Matrix beschichtet innerhalb von 5 min., Preis auf Anfrage.

Micro-Tech-Lab A-8047 Graz, Postfach 30.

An Liebhaber **Zeiss-Mikroskop** (1908, Typ III C; 5 Obj., 4 Okul., gr. Abbescher Bel.-App.), Bestzustand, gegen Gebot abzugeben. Nähere Inform. + Fotos bei H. Heyning, R. Haymstr. 16, 06110 Halle.

Zubehör für Zeiss-Mikroskop (Ultraphot II-kompatibel), Mikrokosmos-Jahrgänge ab 1980 gesucht. Tel. 02 08/38 01 07

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **bester Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnabschnitte** (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. 7 a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98. FAX: 08 41/5 68 53

Suche für **Euromex-Pol-Mikroskop**, R. Reihe, neu oder gebraucht: Quarzkeil, Drehkompassator, Schlittengröße 20 x 5,8 mm, Achsen-Abstand 25 mm (Einschub). Tel. 0 30/8 61 32 53

Mikroskopierbedarf und Fachliteratur erhalten Sie bei **Biologie-Bedarf Thorns**, Helvesanger 1, 37081 Göttingen! Bitte kostenlosen Katalog anfordern!

Mikroskope und Mikroskopzubehör. Objektive, Okulare, Kondensoren, Lichtfilter, Objektträger, Deckgläser, Präparatekästen und -mappen. Prospekte und Preislisten auf Anforderung. Bitte Interessengebiet angeben. R. Göke – Mikroskopie – Bahnhofstr. 27, 58095 Hagen, Tel. (0 23 31) 3 17 54.

Suche gebrauchtes **Rotations- oder Schlittenmikrotom**! Bitte melden bei: Anne-Sophie Melms, Kriemhildstr. 16, 33615 Bielefeld 1, Tel.: 05 21/6 02 56.

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovativen 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 Plazierung 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*. Mikroskopos 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.

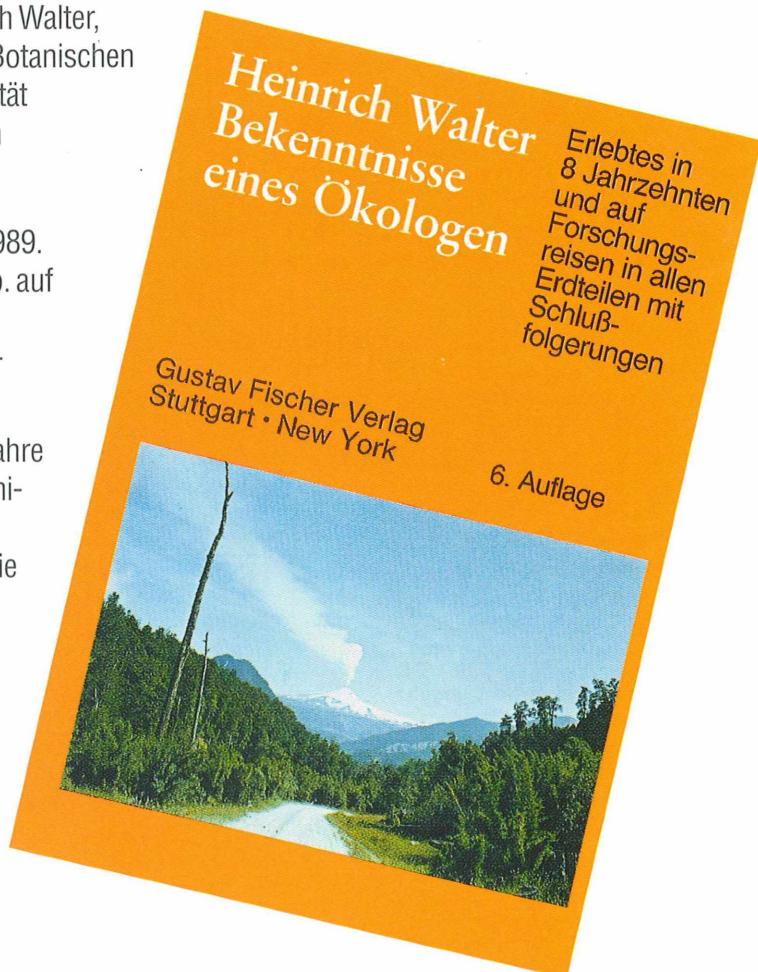
9. Der Verlag honoriert jede volle Druckseite mit DM 50,–, Kurzbeiträge bis zu einer halben Druckseite mit DM 25,– und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,–.

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).

Von Prof. Dr. Heinrich Walter,
ehem. Direktor des Botanischen
Instituts der Universität
Stuttgart-Hohenheim

6., durchges. Aufl. 1989.
XXIV, 365 S., 12 Abb. auf
Taf.,
2 Textabb., 7 Karten-
skizzen, kt. DM 32,-

Innerhalb weniger Jahre
hat das autobiographi-
sche Werk des be-
kannten Ökologen die
sechste Auflage
erreicht - der beste
Beweis für das
unvermindert
große Interesse
nach dieser
Dokumentation
eines erfüllten
Forscherlebens!



Die Fachpresse urteilt:

“Hinter dem etwas trockenen Titel verbirgt sich ein faszinierend geschriebenes, ungemein spannendes und für Wissenschaftler wie Nichtwissenschaftler lesenswertes Buch.”

“Ein Buch, das man mit Interesse zu lesen beginnt, das fesselt und das manch einem auch zur Lebensrichtung werden kann. Es sollte auf den Bestseller-Listen stehen ...”

