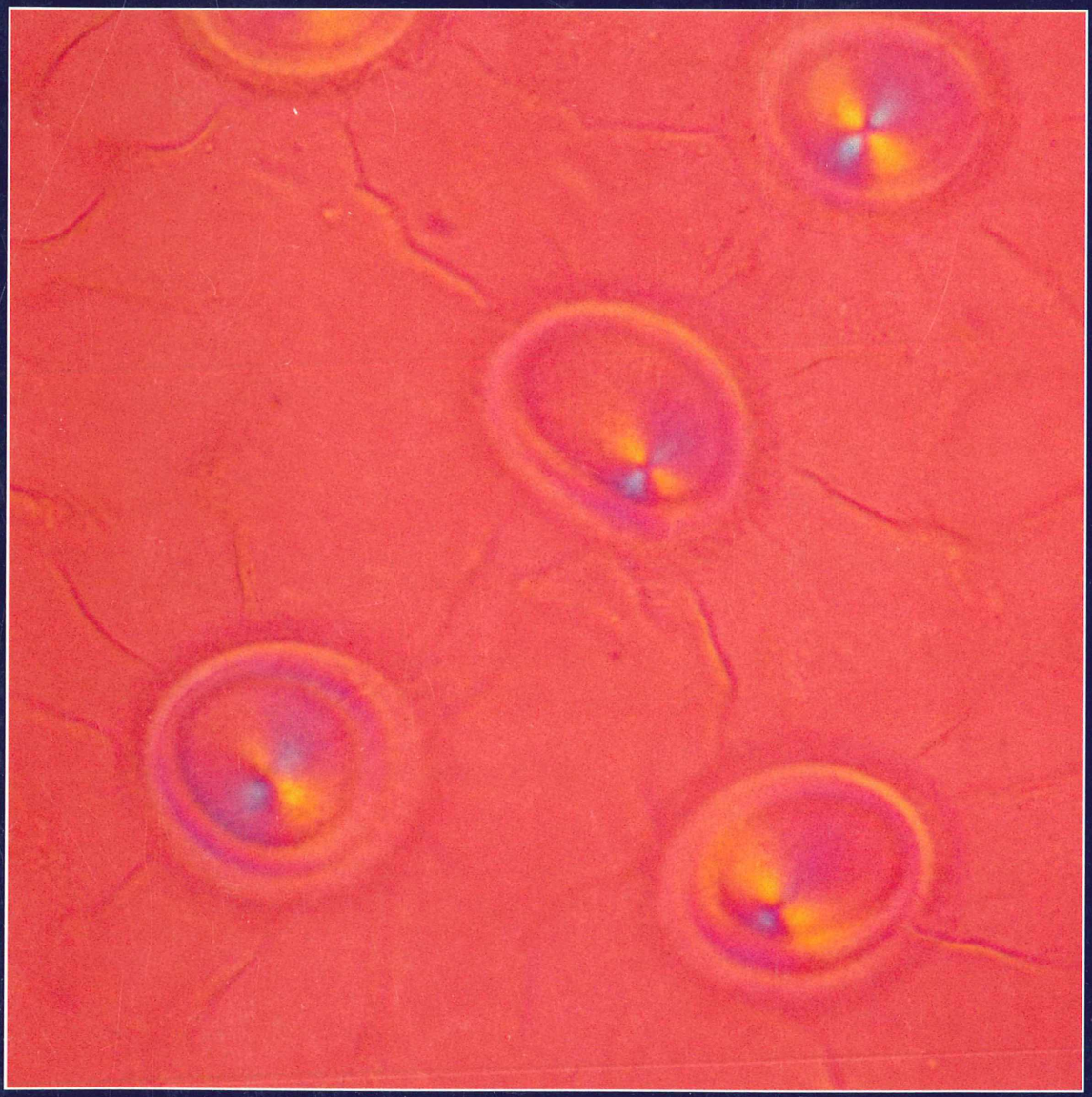
II 90372/88,5

F 20582

MIKROKOSMOS

URBAN & FISCHER

September 1999
88. Jahrgang
Heft 5
ISSN 0026-3680



© Elsevier GmbH. All Rights Reserved. Nutzungsbedingungen: http://www.elsevier.de/

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Gundula Walz (Potsdam)

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, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich.

Inhalt

Artikel

257 Was klebt denn da? – Mikroskopische Aspekte der Haftklebertechnologie
Klaus Hausmann

267 Verkieselte Zellwände – Teil II: Sammellinsen: Bergkristall oder Opal
Eberhard Schnepf

273 Bewegungsanalysen an Mikroorganismen mit der Videokamera
Werner Nachtigall

277 Mikroskopie lichtundurchlässiger Objekte mittels Lackabdruck
Dieter Pohl

283 Beugungs-Interferenzkontrast – ein neues Schneidenverfahren
Gerhard Göke

289 Ein neuer Fundort von *Stentor niger*
Martin Kreutz

293 Eine einfache Inaktivierungsmethode von *Paramecium caudatum* zur Messung des Membranpotentials
Björn Krenz und Harald Plachter

297 Weitere Beobachtungen an *Gymnophrys cometa*
Karl Brantner

301 „Bilder einer Ausstellung" – Mikroskopische Nachklänge eines biologischen Projektkurses
Erich Lüthje

305 Mikro-Einsteiger: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren
V. Teil: Amöboide und plasmodiale Protisten
Eberhard Schnepf

Rubriken

266, 288, 291, 292, 295, 312
Kurze Mitteilungen

272, 282, 287
Nachrichten

272
Neue Medien

313
Aus der Industrie

314
Buchbesprechungen

318
Aus den Arbeitsgemeinschaften

319
Mikro-Markt

320
Impressum

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

Mehr Informationen und die Inhaltsverzeichnisse der Zeitschrift MIKROKOSMOS finden Sie im Internet: http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

---

Umschlagabbildung: Kieselkörper aus der Blattepidermis von *Campanula persicifolia*, isoliert mit H_2SO_4, in Aufsicht. Siehe Artikel E. Schnepf, S. 267–272.

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

Was klebt denn da? – Mikroskopische Aspekte der Haftklebertechnologie

Klaus Hausmann

Im Falle eines Falles klebt Uhu wirklich alles. Diesen Spruch kennt wohl jeder. Bei dieser Art des Klebens, das man auch mit Pattex oder anderen bekannten Klebstoffen erzielen kann, ist es stets erwünscht, dass die zu verklebenden Stücke dauerhaft und fest miteinander verbunden werden. Man macht sich wohl kaum einen Gedanken darüber, wie das eigentliche Kleben erfolgt. Irgendwie wird schon der Klebstoff in die zu verklebenden Materialien eindringen und – meist nach dem Verdunsten eines Lösungsmittels – diese zuverlässig miteinander verbinden. Was aber ist, wenn ein nur vorübergehendes Kleben erwünscht ist, wenn also zwei Stücke, die zuvor fest miteinander verbunden waren, wieder möglichst problemlos voneinander getrennt werden sollen und zu allem Überfluss eine zweite und weitere Haftungen gewährleistet sein sollen? Da fängt es an, vom Verständnis her schwieriger zu werden. Wie schafft man dies technisch?

Wovon ist überhaupt die Rede? Von den unterdessen allgegenwärtigen Haftzetteln oder Haft-Notizen! Diese praktischen, auf jede halbwegs glatte Fläche zu klebenden und problemlos wieder abzuziehenden Helfer für vergessliche oder gestresste Mitmenschen sind kaum noch aus unserem Alltag wegzudenken. Und so sieht auch der „Kommunikationsbereich" des Redaktionsschreibtisches des MIKROKOSMOS entsprechend aus (Abb. 1). Der Aufdruck auf der Unterseite derartiger Notizblöckchen lässt keinen Zweifel darüber offen, worum es sich handelt (Abb. 2 und 3): Post-it, Stick-it – und das in verschiedensten Sprachen –, heißt es. Jeder benutzt diese Zettel gerne; einige mögen sich über diese spezielle Klebeeigenschaft der Zettel wundern, aber die wenigsten haben sich wohl ernsthafte Gedanken darüber gemacht, wie diese Klebetechnik tatsächlich funktioniert.

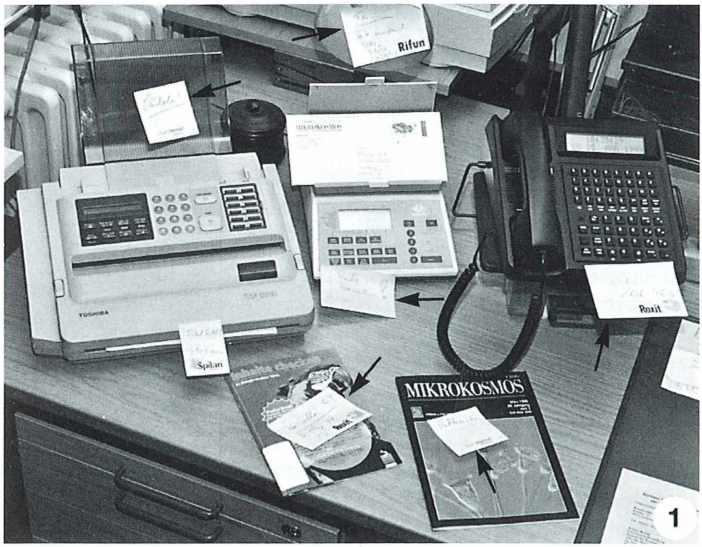
Die Suche im Internet

Was macht man heutzutage, wenn man sich mit einem solchen Problem konfrontiert sieht? Man schaut ins Internet. So wurde forsch http://www.uhu.de in den Computer eingegeben und siehe da, man hatte die Homepage dieser bekannten Klebstofffirma aufgerufen. Dort konnte man in der „Kleinen Klebelehre" Grundsätzliches zum Thema Kleben erfahren. Eine Verklebung, heißt es da, ist eine Verbindung von Teilen durch eine Klebstoffschicht. Der Klebstoff härtet durch Trocknung oder durch chemische Reaktion aus und hält dadurch die Materialien zusammen. Zwei Faktoren beeinflussen die Haltbarkeit einer Verklebung: Adhäsion (Grenzflächenhaftung) und Kohäsion (innere Festigkeit des Klebstoffes).

Adhäsion und Kohäsion

Adhäsionskräfte wirken zum Beispiel, wenn ein nasses Blatt Papier an einer Glasscheibe hängenbleibt, sozusagen „klebt" Eine hohe Adhäsion wird dann erreicht, wenn zwischen der Oberfläche des Werkteiles und dem Klebstoff ein enger Kontakt entsteht. Das ist nur möglich, wenn sich zwischen Klebstoff und Werkteil keine Fremdstoffe befinden. Das heißt: Die Klebeflächen müssen sauber, fett- und staubfrei sein. Die Adhäsion kann durch Anrauhen der Materialoberfläche mit Schleifpapier noch verbessert werden, weil dadurch das Werkstück von Fremdkörpern gesäubert und gleichzeitig eine Vergrößerung der Oberfläche erreicht wird.

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



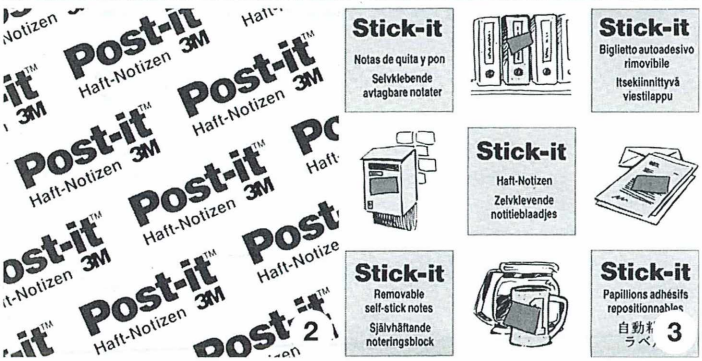


Abb. 1: Das „Kommunikationszentrum" des MIKROKOSMOS-Redaktionsschreibtisches ist bisweilen mit Haftzetteln (→) übersät. – Abb. 2 und 3: Rückseiten von zwei Haftzettelblöcken mit entsprechendem Aufdruck.

Die Kohäsion hingegen ist der Zusammenhalt der Klebstoffteile (Moleküle) untereinander. Je höher die Kohäsion, desto höher die Festigkeit des Klebstoffes. Beim Kleben selbst kann die Kohäsion optimal genutzt werden, wenn nicht unnötig dick aufgetragen wird. Weiterhin wird auf der Homepage vermittelt, „Was man beim Kleben beachten muss" und wie „Die richtige Vorbereitung der Klebeflächen" zu erfolgen hat. All das ist sicherlich interessant und wissenswert, hilft aber bei dem Bemühen, die Technologie der Haftzettel zu verstehen, nicht viel weiter.

Unterschiedliche Klebstoffarten

Das Homepage-Kapitel „Die unterschiedlichen Klebstoffarten" hörte sich im Hinblick auf das anstehende Problem vielversprechend an. Dort kann man dann lesen, dass es Klebstoffe und Kontaktkleber gibt, die jeweils lösungsmittelhaltig sind.

In vielen Klebefällen, so heißt es, werden Klebstoffe mit Lösungsmitteln gebraucht. Vor allem, wenn es auf eine besonders schnelle Anzugsgeschwindigkeit ankommt, Papierwellung vermieden werden soll oder nicht-poröse Materialien verklebt werden. Diese Klebstoffe bestehen aus Harzen bzw. Kautschuken, die durch herkömmliche Lösungsmittel wie beispielsweise Alkohol, Aceton oder Methylacetat verflüssigt sind. Durch Verdunsten des Lösungsmittels härtet der Klebstoff aus.

Das Lösungsmittel muss also durch das Material entweichen können. Bei Holz, Pappe und Leder gelingt das mühelos. Bei undurchlässigen, dichten Werkstoffen wie Metall, Porzellan oder Hartkunststoff muss die Klebefläche möglichst schmal und langgestreckt sein, damit das Lösungsmittel seitlich entweichen kann.

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

Kontaktkleber lassen sich dahingegen im zweiseitigen Kontaktklebeverfahren verarbeiten. Sie eignen sich besonders zum Verkleben von sehr dichten Materialien, die lösungsmittelundurchlässig sind. Kontaktkleber ermöglichen dauerhafte Verklebungen, die in kurzer Zeit hohe Festigkeiten erzielen. Sie bleiben auch nach der Trocknung elastisch; deshalb eignen sie sich besonders gut für Materialien, die an der Klebestelle flexibel bleiben sollen.
Von der Vorgehensweise ist Kontaktkleben ein Verfahren, bei dem die zu verklebenden Teile beidseitig dünn und gleichmäßig mit Klebstoff bestrichen werden. Die Teile werden nicht sofort zusammengefügt, sondern zunächst offen liegengelassen, damit das Lösungsmittel ablüften kann. Sind dann die Klebstoffoberflächen „berührtrocken", werden die Teile sanft aufeinandergelegt, ausgerichtet und kurz, aber kräftig zusammengepresst. Dabei ist die Stärke des Druckes und nicht dessen Dauer wichtig.

Der elektronische Kummerkasten

Das sind sicherlich auch sehr interessante Informationen, die aber zur Lösung des anstehenden Problems, nämlich wie die Haftzettel haften und haften und haften, nicht weiterhelfen. In dieser Situation wurde die Homepage-Option genutzt, dass man spezielle Fragen per e-mail an die entsprechenden Fachexperten wenden kann. Das geschah dann auch, aber zunächst ohne jede Reaktion.
Als nach ein paar Tagen die Firma UHU sich immer noch nicht gemeldet hatte, wurde ein weiterer Versuch gestartet. Offenbar ist, wenn man sich die Notizblockrückseiten anschaut (Abb. 2), die Kleber-Firma 3M irgendwie in diese ganze Sache involviert. Nachdem eine Adressen-Eingabe „3M" im Internet keine Reaktion hervorrief, war die Suche nach „mmm" erfolgreich. Und innerhalb weniger Stunden meldete sich eine freundliche Dame per e-mail mit der Auskunft, dass die Post it-Notes mit einem ganz speziellen Kleber beschichtet seien, der gut klebt und sich immer und immer wieder ablösen lässt, ohne den Untergrund zu beschädigen.
Aha! So hatte man sich das ja im Prinzip gedacht. Aber eine Antwort auf die eigentliche Frage, wie es nämlich im Detail funktioniert, war das nicht. Der Hinweis, sich für weitere Informationen an eine weitere e-mail-Adresse zu wenden, wurde gerne aufgegriffen. Leider blieb die Anfrage über längere Zeit unbeantwortet.

Eigene mikroskopische Arbeit ist gefordert

Es war also an der Zeit, sich selbst zumindest ein mikroskopisches Bild vom Ganzen zu verschaffen. Lupenmäßig und lichtmikroskopisch ließ sich da allerdings nicht viel machen. Man sah wohl das eine und andere Detail andeutungsweise, aber mehr auch nicht. So wurde

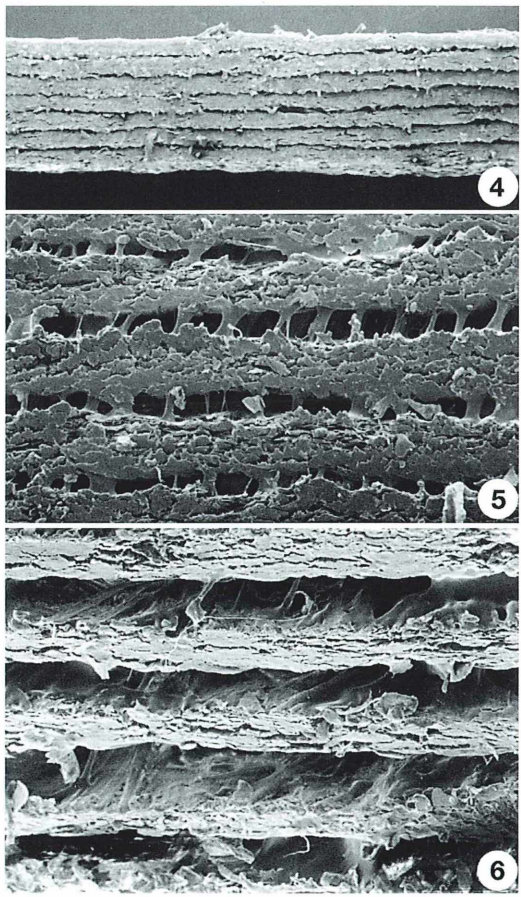


Abb. 4: Bei schwacher Vergrößerung eines kleinen Papierstapels erkennt man noch nichts vom Kleber zwischen den Blättern. Erst bei stärkerer Vergrößerung und nach geringfügiger Lockerung des Blätter werden die punktuellen Klebeverbindungen erkennbar (Abb. 5 und 6).

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

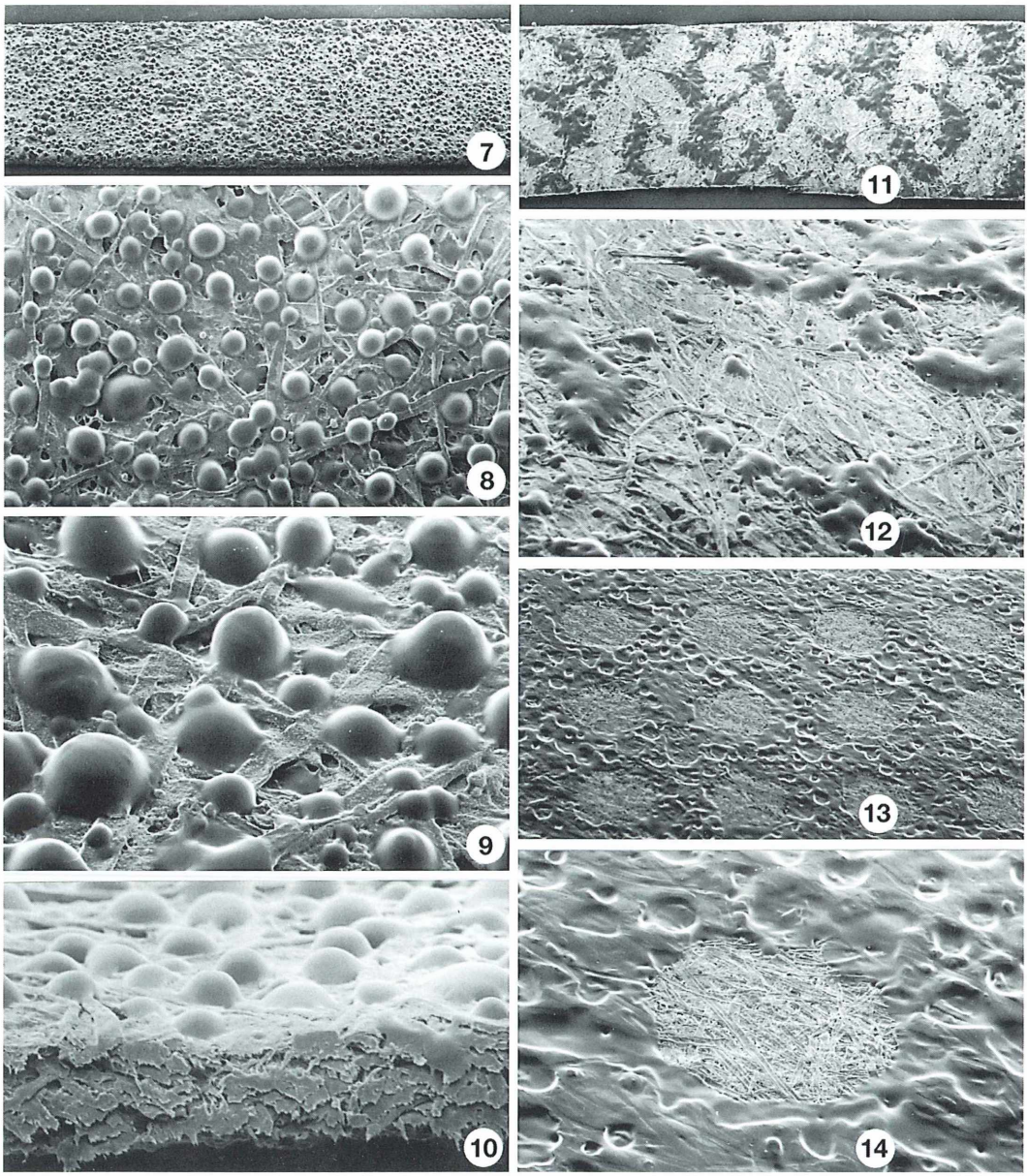


Abb. 7–14: Aufsichten auf Klebeflächen. Bereits bei schwacher Vergrößerung werden die Klebekugeln sichtbar (Abb. 7 und 8). Dazwischen erkennt man die Zellulosefasern des Papiers (Abb. 8 und 9). Im Anschnitt wird klar, dass der Klebstoff bestenfalls nur oberflächlich in das Papier eindringt (Abb. 10). Bei großflächiger Aufbringung des Klebstoffs, die teils regellos (Abb. 11 und 12), teils in einem geometrischen Muster erfolgt (Abb. 13 und 14), sind die Klebstoffoberflächen nicht glatt, sondern mehr oder minder regelmäßig strukturiert. Man erkennt deutlich die Papierfasern in den klebstofffreien Arealen.

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

das Rasterelektronenmikroskop eingesetzt. Die Seitenansicht eines kleinen Stapels von sieben zusammenhängenden Notizblättern ließ erahnen, dass zwischen den Blättern ein Klebstoff aufgebracht ist (Abb. 4–6). Wie das im Detail aussieht, bleibt allerdings zunächst unklar.
Erst die unmittelbare Aufsicht auf den Klebebereich der Blätter machte deutlich, was vorlag. Mikroskopisch kleine Klebstoff-Kugeln sind auf dem Papier regelmäßig angeordnet (Abb. 7–9). Der Klebstoff dringt offenbar nicht tief in das Papiermaterial ein, sondern ist eher oberflächlich aufgebracht (Abb. 10).
Bei Haftzettelblöckchen anderer Hersteller ist ein anderes Prinzip der Klebstoffverteilung verwirklicht: Relativ großflächig und irregulär ist das Klebematerial mit ebenso großflächigen Freiräumen dazwischen aufgebracht (Abb. 11 und12). Bei einer Blöckchenart war das Klebematerial gar in einem ganz regelmäßigen Muster aufgebracht (Abb. 13 und 14), das man schon mit bloßem Auge erkennen konnte. Diese Zettel sind besonders schwer vom Block abzuziehen, kleben aber auch relativ fest auf einer entsprechenden Unterlage.

Variationen des Themas

Die Inspektion des Übergangsbereichs klebrig-nichtklebrig zeigt, dass relativ gradlinig der Besatz mit den Klebstoffkugeln endet (Abb. 15). So hat man es wohl auch vor der mikroskopischen Kontrolle erwartet.
Es gab die Beobachtung, dass bei einigen Blöcken die Zettel relativ leicht abgezogen, aber dennoch gut wieder aufgeklebt werden konnten. Die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung zeigte, dass in diesen Fällen zum einen klar erkenntlich ungleichmäßig große Klebstoffkugeln auf die Trägerschicht aufgebracht, zum anderen aber auch deutlich sichtbare Klebstoff-Freiflächen eingestreut waren. Das ist offenbar das Geheimnis des „sanften Klebens“
Aus reiner Neugier wurde überprüft, was passiert, wenn man einen Klebezettel mit modera-

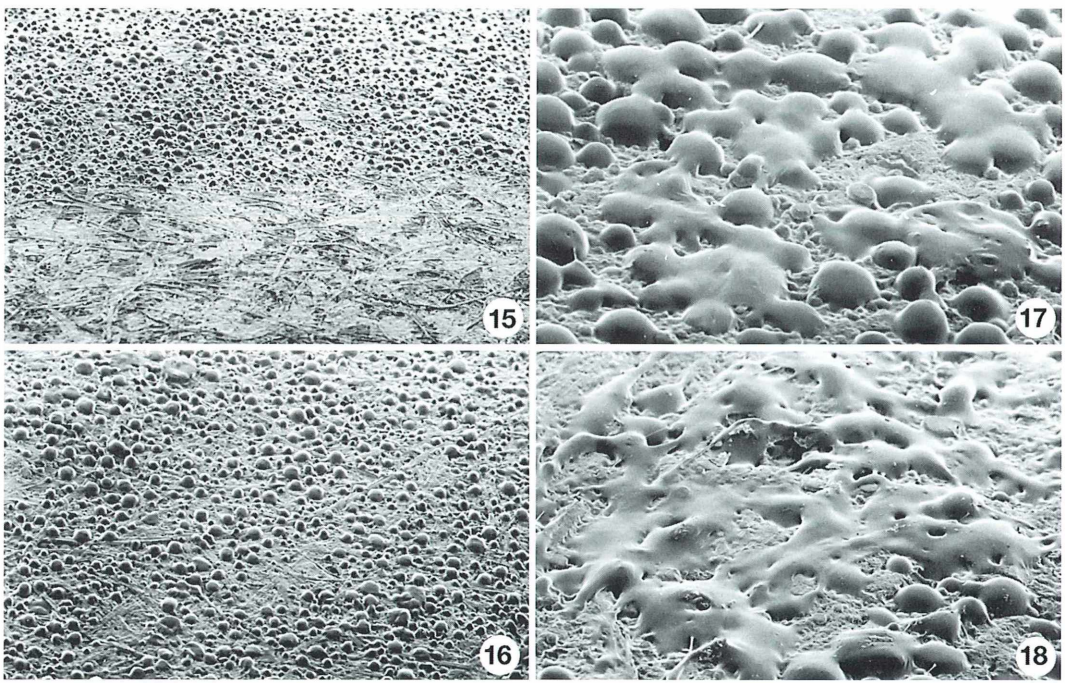


Abb. 15: Randbereich der Haftzone. – Abb. 16: Bestimmte Hersteller bevorzugen die Aufbringung von deutlich in der Größe differierenden Klebekugeln bei zusätzlicher Aussparung von klebstofffreien Bereichen. Nach mehrfachem Aufdrücken auf eine Glasoberfläche zeigen die Klebekugeln die Tendenz zusammenzufließen (Abb. 17 und 18).

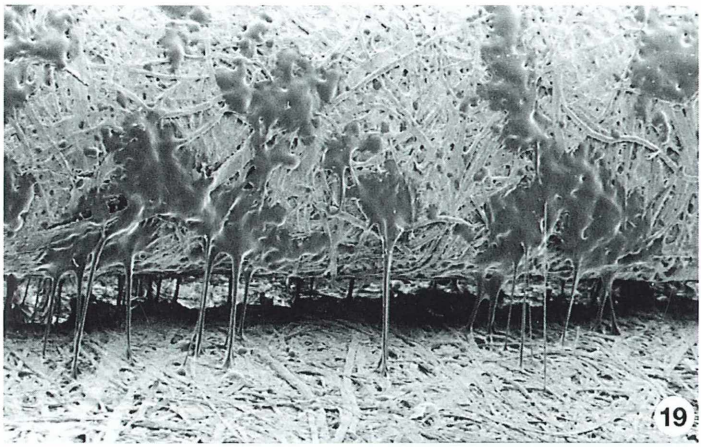
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

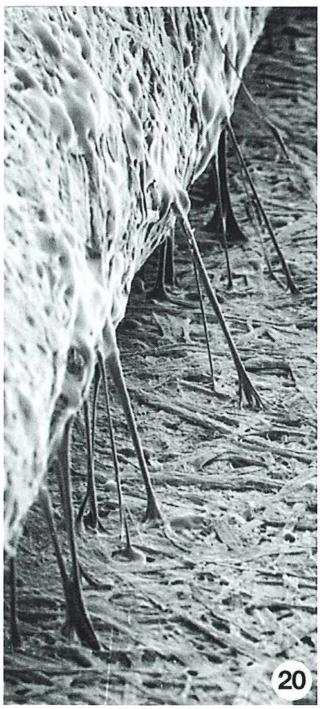
tem Druck zehnmal auf eine Glasoberfläche drückt. Was sich zeigte, war ein Zusammenfließen der Klebstoffkugeln (Abb. 17 und 18). Ob dies der Grund des schlechteren Klebeverhaltens von mehrfach benutzten Zetteln ist, sei dahingegestellt.

Wie klebt es denn?

Diese Auf- und Ansichten beantworten natürlich nicht die Frage, wie die vielzitierten Haftklebezettel nun tatsächlich kleben. Da helfen halb vom Block abgelöste Zettel weiter. Bei einem Block mit großflächigem Klebstoffauftrag finden sich bizarre, strebenartige Verbindungen zwischen Klebstoffseite und Klebegrund (Abb. 19–21). Aus den massiven Klebstoffarealen sind mächtige Stränge herausgezogen, die mit dem Untergrund Kontakt machen. Man fühlt sich fast in eine Phantasiewelt versetzt.

Nicht wesentlich anders sieht es bei der kugelförmigen Aufbringung des Klebstoffs aus





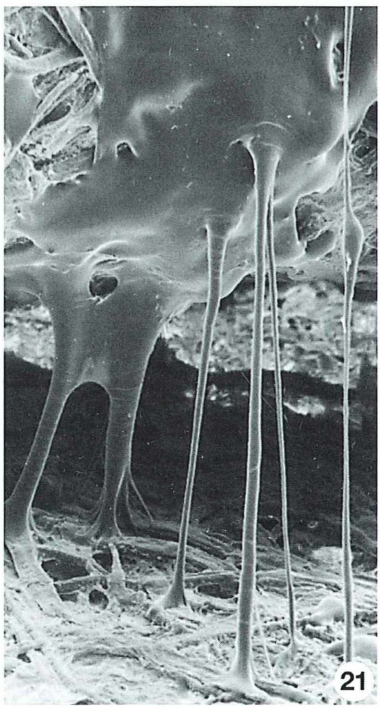


Abb. 19–21: Klebeverbindungen bei großflächigem Klebstoffauftrag. Aus dem Klebstoff, der auf dem nach oben weggezogenen Papier aufgebracht ist, erstrecken sich strebenartige Verbindungen zum unten liegenden Substrat.

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

(Abb. 22–24). Aus den Kugeln scheinen kompakte Pfeiler herausgezogen zu sein, welche mit der entsprechenden Unterlage eine zunächst noch relativ feste Verbindung halten. Auch hier gibt es phantastische Material-Einsichten.

Die vorsichtige Erklärung

Spätesten zu diesem Zeitpunkt wäre eine Erklärung von Seiten des Herstellers der Haftblöckchen sehr erwünscht gewesen. Erstaunlicherweise kam auf eine erneute Anfrage hin ge-

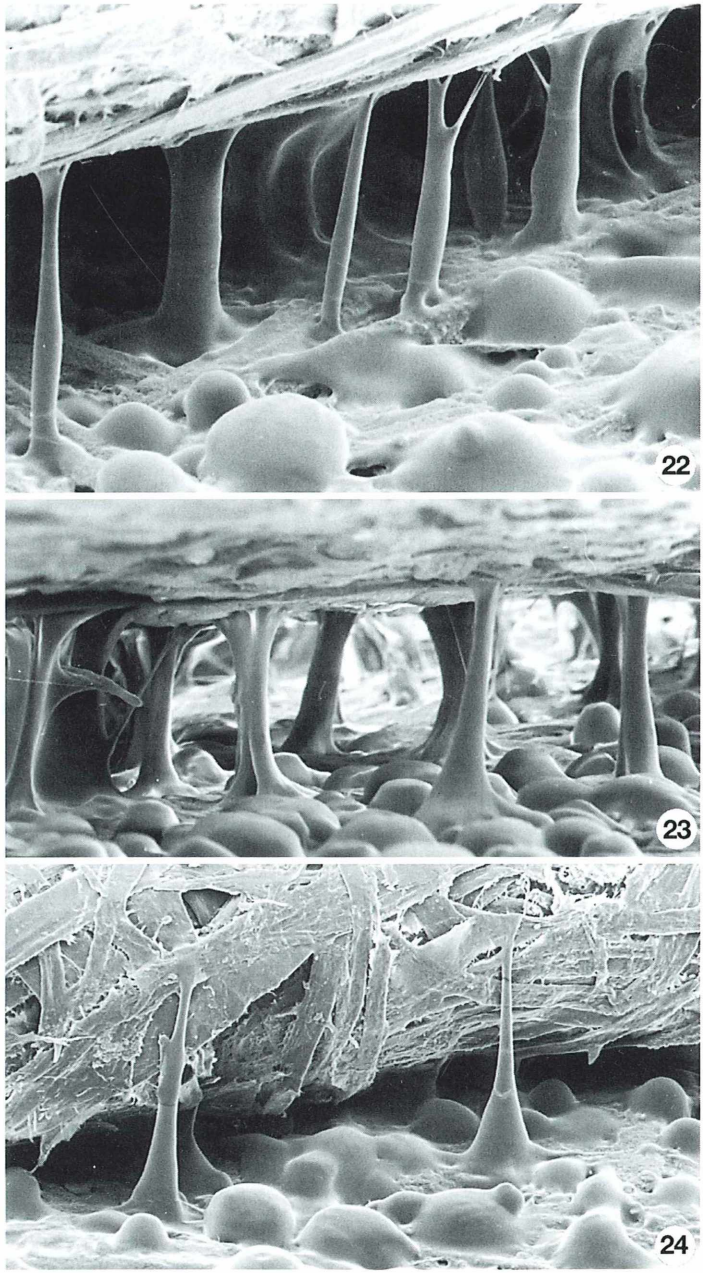


Abb. 22–24: Bei Klebekugeln wird infolge der Zugbelastung der Klebstoff um ein Mehrfaches der Kugeldurchmesser in die Länge gezogen.

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

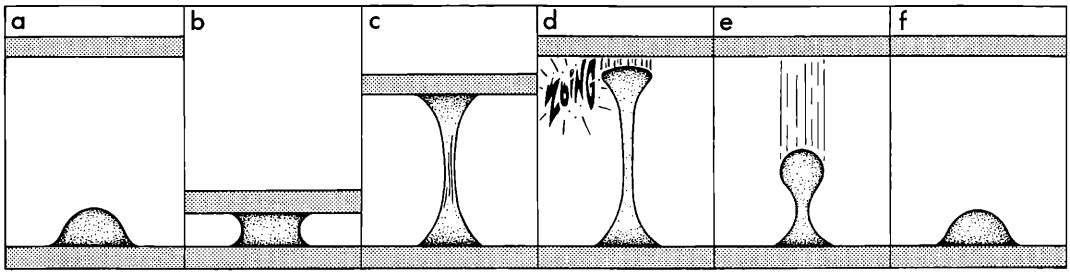


Abb. 25: Schematische Darstellung des Klebe- (a–c), Löse- (d) und Regenerationsvorgangs (e und f) bei Klebekugeln (vgl. mit Abb. 7–10 und 22–24).

rade im passenden Moment eine e-mail Antwort vom 3M-Konzern, Außenstelle Frankreich, die zwar immer noch etwas nebulös war, aber doch eine gewisse Einsicht vermittelte.
Es hieß: Wir können nicht zu viel über unsere Klebstoffe sagen. Das sind Fertigungsgeheimnisse. Aber soviel möchten wir mitteilen: Der drucksensitive Klebstoff wird in Form von Mikro-Kugeln auf die Unterlage aufgebracht. Diese Kugeln haben ein „Formgedächtnis" (Deformation und Rückkehr zur Urform). Jede Mikrokugel macht eine lockere, relativ leicht lösbare Verbindung mit dem Substrat, auf dem sie kleben soll. Wenn man den Haftzettel vom Substrat abzieht, erfolgt eine Loslösung der Klebekugeln nach einer Deformation um ein Mehrfaches ihres ursprünglichen Durchmessers (Abb. 22–24). Nach dieser Lösung schnellt jede Mikro-Kugel in ihre Ausgangsform zurück, um für einen erneuten Klebekontakt zur Verfügung zu stehen (Abb. 25).
Es ist verständlich, dass von der Firma 3M weitere Erklärungen zum Klebemechanismus oder zur Klebechemie nicht abgegeben wurden. Für unser Verständnis sollte diese Erklärung aber auch genügen.

Wenn es dann nicht mehr klebt

Was ist los, wenn ein Haftzettel schlaff von seinem Klebegrund abfällt und nicht mehr da kleben möchte, wo man es gerne hätte? Es sind in erster Linie Verschmutzungen, die das Kleben unterbinden. Drückt man einen Haftzetttel auf eine verstaubte Unterlage und schaut sich das Ergebnis im Mikroskop an, wird man sich wundern, was man alles zu Gesicht bekommt. Neben ordinären Staubpartikeln (Abb. 26 und 27) finden sich ästhetisch ansprechende biologische Strukturen wie Pollenkörner (Abb. 28 und 29).
Bei mehrfachem Aufkleben eines solchen Klebezettels auf die eigene Garderobe und dessen mikroskopische Untersuchung (Abb. 30–33) mag man erahnen, welches aufklärerische Potential Klebstoffbänder bei der Untersuchung von Kriminaldelikten in sich bergen.
Gleichgültig, womit die Klebeoberfläche kontaminiert ist, in der Regel haben die winzigen Mikro-Klebekugeln rein räumlich keine Chance mehr, an irgendeinen Haftgrund zu gelangen. Zwangsläufig müssen die Merkzettel zu Boden fallen.

Dank

Bei Frau Dr. med. Carola Scheele, Ahrensburg, möchte ich mich ganz herzlich für den unterdessen seit vielen Jahren währenden, ununterbrochen erfolgenden Nachschub von Reklame-Haftzettelblöckchen bedanken, der Anlass und Grundlage dieser Studie war. Möge dieser Strom nie abbrechen, liebe Rola!
Herr Peter Adam fertigte Abbildung 25 an. Die Präparationen der Klebezettel für das Rasterelektronenmikroskop sowie Dunkelkammerarbeiten führten Frau Gabriele Drescher und Frau Rosemarie Hahmann durch. Diesen drei Berliner MitarbeiterInnen sei ganz herzlich für ihre professionelle und zuverlässige Hilfe gedankt.
Schließlich möchte ich mich bei Frau Angela Scheucher, 3M, Österreich, bedanken, die dafür gesorgt hat, dass mir nach einer längeren Warteschleife doch noch grundlegende Informationen zur Haftzetteltechnologie übermittelt wurden.

Verfasser: Prof. Dr. K. Hausmann,
FU Berlin, Fachbereich Biologie, Chemie, Pharmazie,
Institut für Biologie/Zoologie,
Königin-Luise-Strasse 1-3, D-14195 Berlin

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

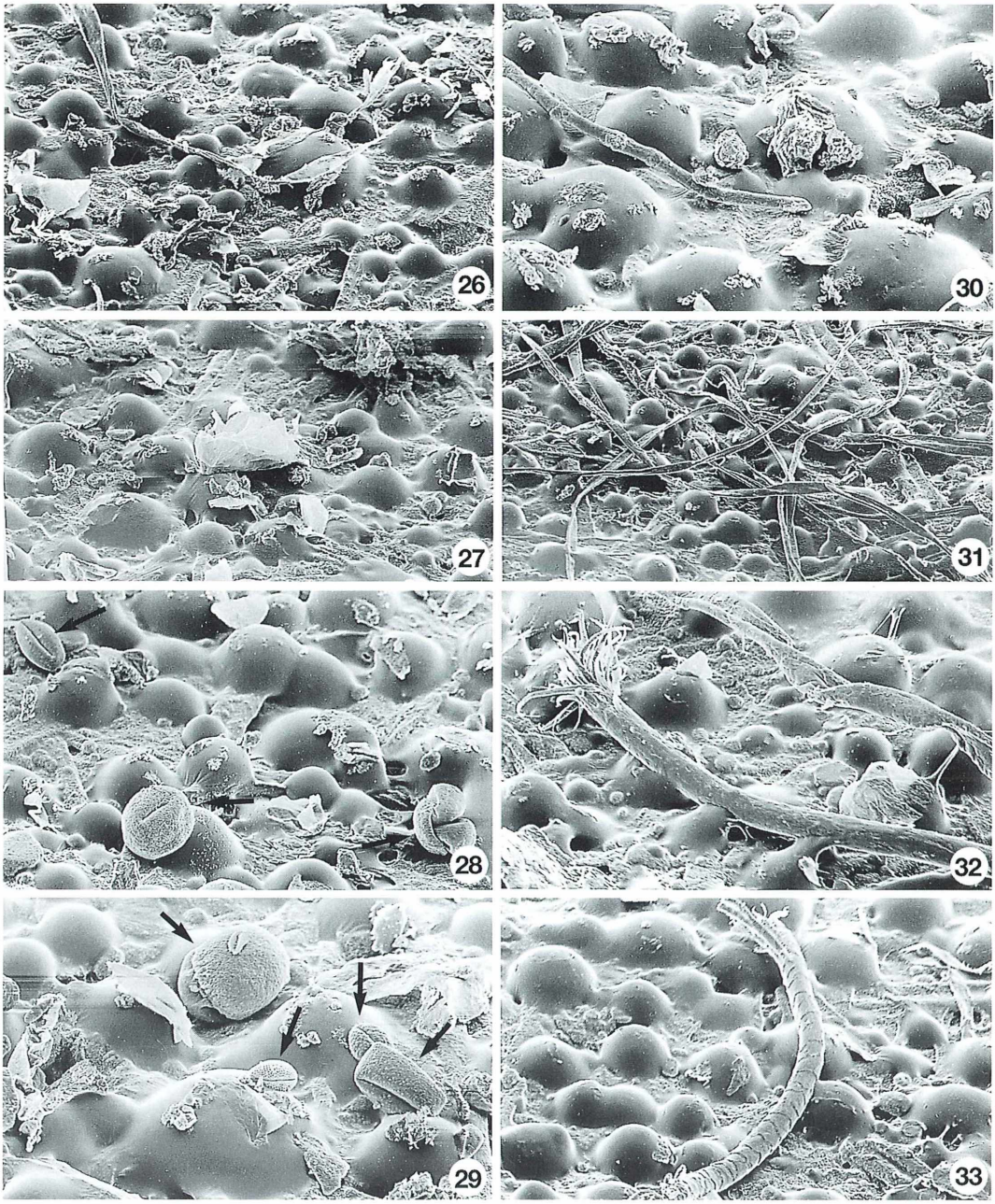


Abb. 26–33: Klebflächenansichten nach starken Verschmutzungen. Bei Verschmutzung durch Staub (Abb. 26–29) finden sich neben Fasern unbekannter Natur (Abb. 26) und irregulären Staubpartikeln (Abb. 27) Pollenkörner verschiedenster Pflanzen (Abb. 28 und 29, →). Klebt man Haftzettel auf Gewebe, beispielsweise auf die Beinkleider des Autors, dominieren auf den Haftflächen Fasern verschiedener Struktur und Dimension (Abb. 30–32) bis hin zu Haaren (Abb. 33). In allen Fällen ist den Klebekugeln rein räumlich die Möglichkeit genommen, mit einem Substrat Kontakt aufzunehmen: Der Haftzettel haftet nicht mehr!

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

Kurze Mitteilung

Zellfossilien aus dem Präkambrium

Obwohl sich die Spur des Lebens anhand von Mikrofossilien über mehr als 3,5 Milliarden Jahre zurückverfolgen lässt, erscheinen mit bloßem Auge erkennbare Großfossilien, die man als Tierspuren, Tiere und möglicherweise auch als frühe Pflanzen deutet, erst im oberen Präkambrium (Neoproterozoikum). Berühmt sind beispielsweise die nach dem australischen Erstfundort als Ediacara-Fauna bezeichneten Fossilien, die man auf etwa 550 Millionen Jahre datiert. An der Wende zum Kambrium (Beginn vor 540 Millionen Jahren) treten erstmals die frühesten Vertreter der heute bekannten Tierstämme auf. Diesen häufig als „Kambrische Explosion" bezeichneten Fossilbefund dokumentiert beispielsweise die berühmte, rund 525 Millionen Jahre alte Fauna aus den kanadischen Burgess-Schiefern.

Ein mit rund 570 Millionen Jahren deutlich älteres Phosphorit-Vorkommen im südlichen Zentralchina ließ kürzlich erneut aufhorchen, weil es ungewöhnlich gut konservierte Zellfossilien führt. Manche Lagen innerhalb der mineralisierten Schichten, die man für die Düngerproduktion abbaut, weisen unter anderem um 50 µm lange Silikatnadeln auf, die erkennbar noch in den zugehörigen Schwammzellen stecken. Auf Dünnschliffen entdeckte man außerdem ein Fossil, das eine Schwammlarve darstellen könnte – im dünnen Schliffpräparat zeichnen sich noch die passenden Umrisse sowie ein dichter Geißelbesatz ab.

Aus einem weiteren Schichtpaket der gleichen Fundstelle wurden acht verschiedene Formen von Cyanobakterien und 31 klar unterscheidbare Typen dickwandiger Dauerstadien einzelliger Algen (Acritarchen) isoliert. Ebenso spektakulär erscheinen die zahlreich geborgenen Thallusstücke mehrzelliger Algen in der gesamten gestaltlichen Bandbreite vom einfachen, oft krustenförmigen Zellaggregat bis zum aufrechten und verzweigten Fadensystem. Einige Fundstücke zeigen eine erstaunliche Ähnlichkeit mit heute lebenden Formen der Gattung *Porphyra*. Weitere Präparate lassen Details der Sporenbildung oder gametenbildende Strukturen erkennen. Demnach hatten die Rotalgen bereits deutlich vor der Schwelle zum Paläozoikum (Kambrium) in etwa die gestaltliche Komplexität erreicht, wie man sie auch von rezenten Vertretern kennt.

Zu den größten Überraschungen im Fundgut gehören kugelige, ungefähr 0,5 mm messende Mikrofossilien, die man anfangs als Grünalgenkolonien ähnlich der heutigen *Pandorina* deutete. Da sie jedoch immer eine recht exakte Gliederung in 2, 4, 8 oder mehr Teile aufweisen, wie man sie von der Keimesentwicklung der Tiere kennt, werden sie nun als fossile Embryonalstadien angesehen. Fallweise sind sie von gut darstellbaren Hüllen eingeschlossen, die an die typische Zygotenmembran heutiger Wirbellosen erinnert.

Somit liegen aus dem neu entdeckten Fossillager eindeutige Dokumente dafür vor, dass die Trennung bedeutender stammesgeschichtlicher Entwicklungslinien lange vor der Ediacara-Faunen sowie vor dem Auftreten größerer Tiere der Kambrischen Explosion erfolgte. Die Geschichte der Tiere beginnt Dutzende von Jahrmillionen vor diesem Zeithorizont im späten Proterozoikum.

Li, C.-W., Chen, J.Y., Hua, T.-E.: Precambrian sponges with cellular structures. Science *279*, 879–882 (1998).

Xiao, S., Zhang, Y., Knoll, A. H.: Three-dimensional preservation of algae and animal embryos in a Neoproterozoic phosphorite. Nature *391*, 553–558 (1998).

B. P. Kremer, Köln

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

Verkieselte Zellwände – Teil II: Sammellinsen: Bergkristall oder Opal?

Eberhard Schnepf

Die Frage, ob die Verkieselung in pflanzlichen Zellwänden kristallin (also Bergkristall-ähnlich) oder amorph (also Opal-ähnlich) ist, lässt sich besonders gut an den Blättern der pfirsichblättrigen Glockenblume, *Campanula persicifolia*, untersuchen. Hier sind die Kieselstrukturen linsenförmig und wirken wie optische Sammellinsen.

Campanula persicifolia findet man in lichten Wäldern, sie wird aber auch in Gärten als Zierpflanze kultiviert. Die randlichen Zellen der oberen Epidermis ihrer Rosettenblätter haben in der Mitte eine Papille. Diese Epidermis kann man mit einer Pinzette abziehen und dann kann man im Mikroskop zeigen, dass die Papillen wie Sammellinsen fungieren (Haberlandt, 1924). Wenn man die Epidermis etwas außerhalb der eigentlichen Schärfenebene betrachtet, sieht man, wie diese Linsen das Licht fokussieren (Abb. 1A). Ha-

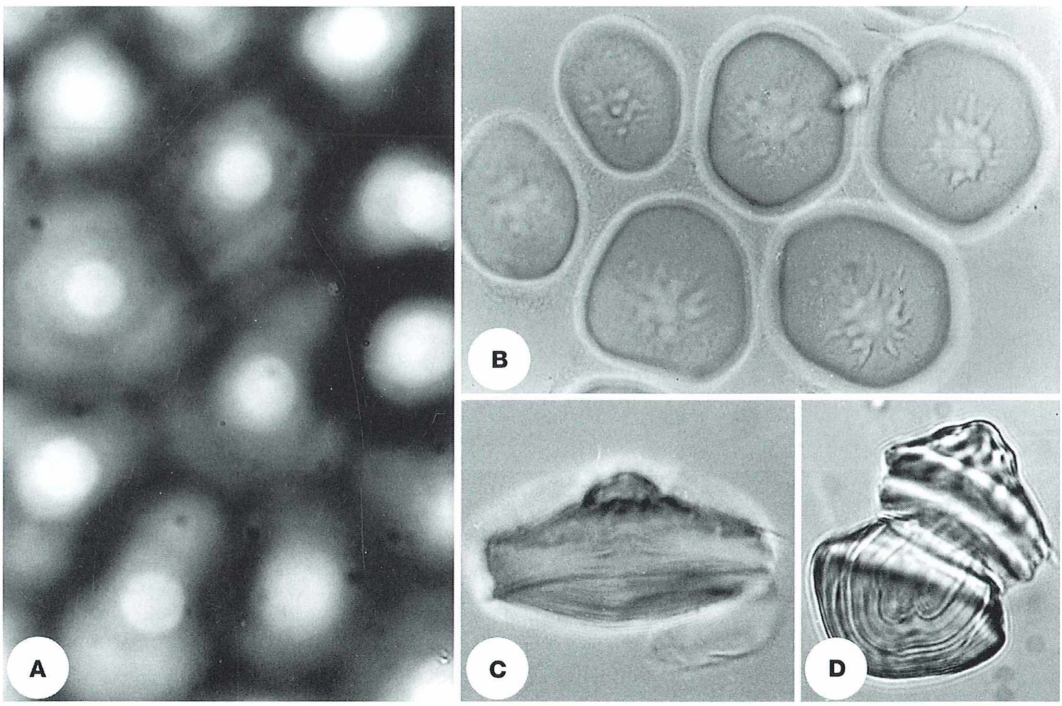


Abb. 1: Linsenförmige Verkieselungen aus der Blattepidermis von *Campanula persicifolia*. A Aufsicht auf eine abgezogene Epidermis, defokussiert, um die Linsenwirkung der Kieselkörper zu zeigen; 470×. B Isolierte Kieselkörper; 525×. C Kieselkörper in Seitenansicht; 710×. Bizarr geformter Kieselkörper in Seitenansicht mit deutlicher Schichtung; 700×.

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

berlandt (1924) hielt sie für Lichtsinnesorgane der *Campanula*-Blätter. Heute steht man dieser Zweckmäßigkeitserklärung skeptisch gegenüber, denn wozu brauchen die Blätter ein Organ, um die Lichtrichtung zu erkennen? Als Rosettenblätter können sie sich nicht zum Licht hin (oder weg) orientieren.

Auch der Begründer des MIKROKOSMOS, Francé, hat in seinem damals sehr populärem Werk „Die Welt der Pflanze" (Francé, 1912) solche Sammellinsen beschrieben (S. 136 und Abb. auf S. 137): *Bei Fittonia Verschaffelti ... ist die Oberfläche der Blätter durchaus nicht wie sonst mit gleichmäßigen Zellen besetzt. Zwischen gewöhnlichen Gebilden dieser Art wölben sich mächtig, halbkugelig große Sinneszellen vor und auf ihnen sitzt noch eine kleine, glashelle linsenförmige Zelle. Und – es klingt unglaublich – diese Linse ist verkieselt! Sie besteht aus Bergkristall.*

Francé hat sich geirrt. Dieser Irrtum ist lange tradiert worden, auch in Handbüchern (Metcalfe und Chalk, 1965, S. 1015). Die kleine Zelle ist nämlich nicht verkieselt, sondern enthält einen lebenden Protoplasten, wie Haberlandt (1924, Fig. 268) abbildet. Aber auch Haberlandt hat sich geirrt. Zwar gibt es diese kugeligen Gebilde, eingesenkt in der Epidermis von *Fittonia verschaffeltii* (so schreibt man heute den Namen dieser Acanthacee, die wegen ihrer schönen Blattzeichnung in mehreren Rassen als Zierpflanze kultiviert wird). Es handelt sich allerdings um ein Drüsenköpfchen aus vier Zellen, Kugelkeile, die durch eine kleine Fußzelle mit dem Blattparenchym verbunden sind. Die „kleine, glashelle, linsenförmige Zelle" sitzt also nicht auf, sondern unter der Blase.

Die Kieselkörper

Die Papillen im Randbereich der Blätter von *Campanula persicifolia* sind nun wirklich verkieselt. Wenn man mit einer Rasierklinge die Ränder der Rosettenblätter abschneidet und, wie im ersten Teil dieser Artikelserie beschrieben (Schnepf, 1999), mit Salzsäure entkalkt und dann mit Schwefelsäure und $KMnO_4$ die organischen Bestandteile der Wände und Zellen weglöst, kann man linsenförmige Kieselkörper isolieren.

In Aufsicht (Abb. 1B) sind sie rundlich oder elliptisch, ihr Durchmesser schwankt zwischen 10 µm und 70 µm. Zur Blattmitte hin sind sie kleiner als am Blattrand, wo sie auch miteinander verschmelzen können. In Profilansicht (Abb. 1C) erscheinen sie mehr oder weniger bi-

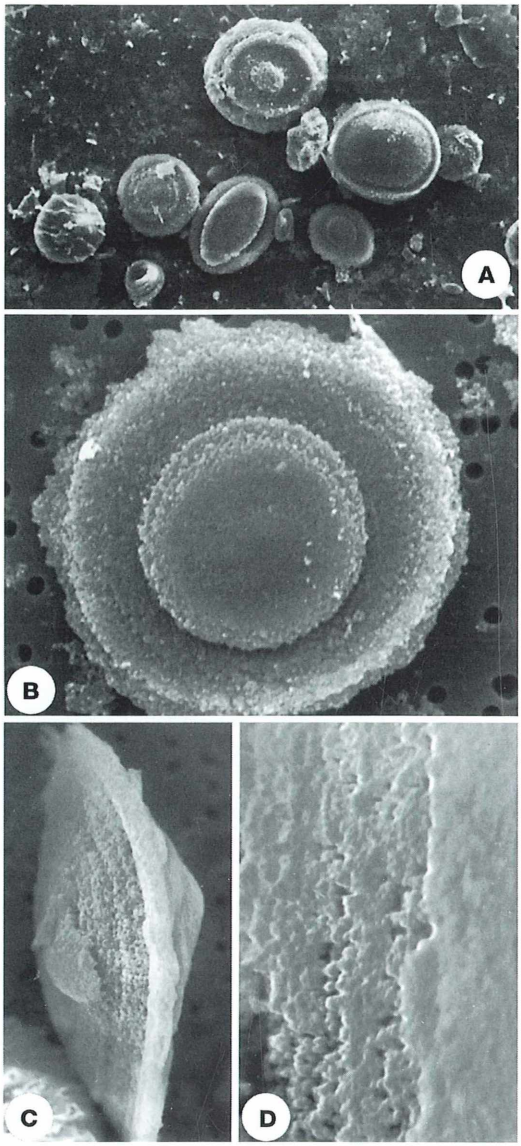


Abb. 2: Isolierte Kieselkörper aus der Blattepidermis von *Campanula persicifolia*, rasterelektronenmikroskopisch. A Kollektion unterschiedlicher Kieselkörper; 375×. B Ansicht von unten; 2775×. C Seitenansicht, Unterseite links, Oberseite rechts; 1575×. D Rand eines Kieselkörpers, Übergangszone zur Oberseite (rechts); 6400×.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://w

konvex. Apikal, das heißt zur Blattoberfläche hin, haben sie meist eine kleine Spitze. Ihre Peripherie ist in der Mitte oft etwas eingeschnürt, fast wie bei einen Jo-Jo (Abb. 1C). Gelegentlich sind sie aber auch recht unregelmäßig geformt, immer aber mehr oder weniger rotationssymmetrisch. Wenn sie sehr dick sind, sieht man, dass sie lamelliert sind (Abb. 1D). Die Oberfläche kann grob gefaltet sein.
Das Rasterelektronenmikroskop bestätigt die lichtmikroskopischen Beobachtungen. Abbildung 2A zeigt, wie unterschiedlich groß die Kieselkörper sind. In Abbildung 2B sieht man eine Linse von unten, Abbildung 2C ist eine Seitenansicht. Sie zeigt auch, dass die Oberseite, von den Falten abgesehen, ziemlich glatt ist (Abb. 2D). Sie liegt eng der Cuticula an. Die Unterseite und, besonders, die Peripherie ist hingegen fast schwammartig; sie sehen aus, als ob sie korrodiert sind (Abb. 2C und D). Das ist natürlich trotz der rauhen Behandlung nicht der Fall, sondern ein Ausdruck davon, dass die Kieselsäure in kleinen Portionen angelagert wird.

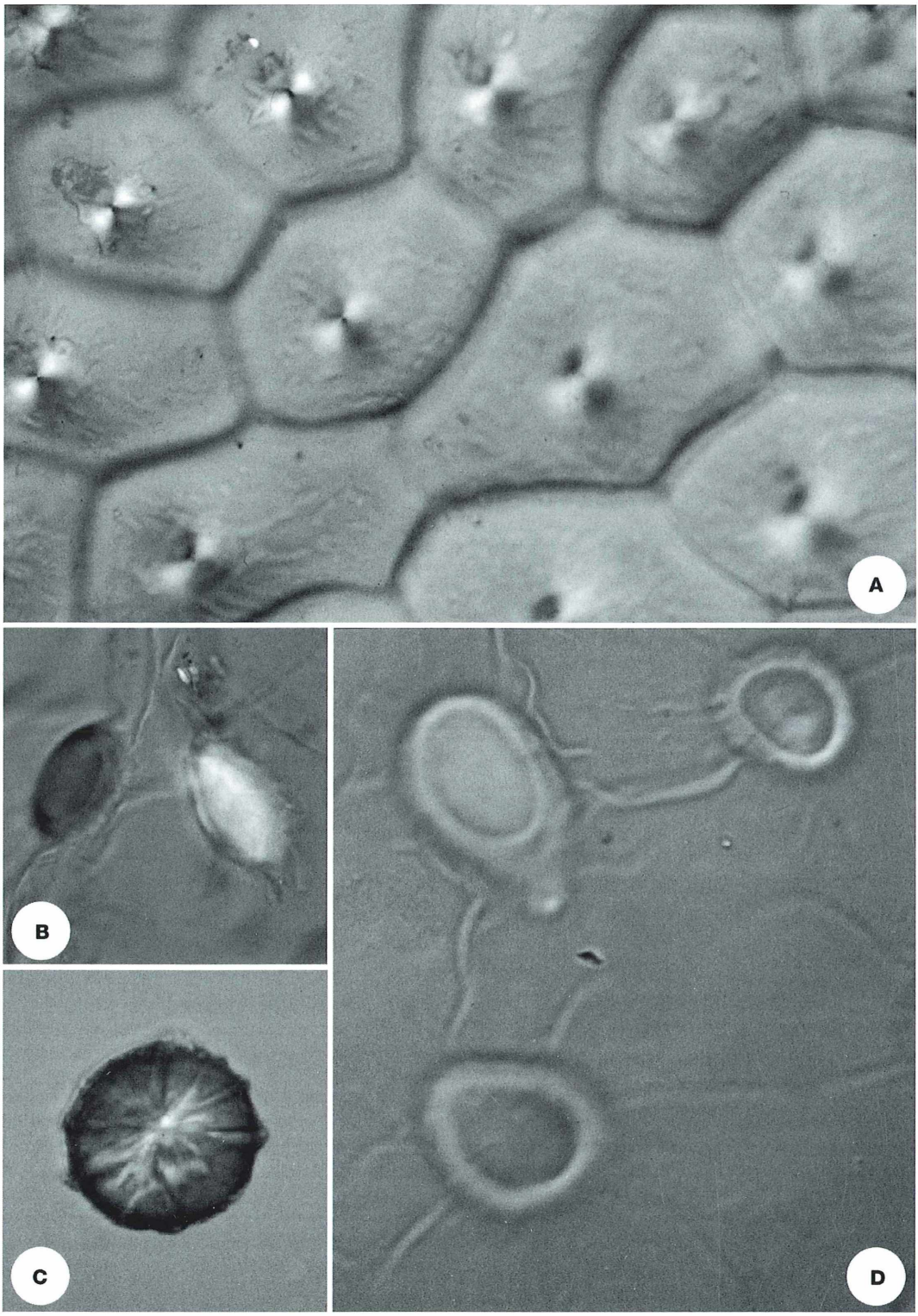
Die Kieselkörper im Polarisationsmikroskop

Die Frage, ob diese Kieselkörper kristallin oder amorph sind, lässt sich mit dem Polarisationsmikroskop klären. Amorphe Gebilde sind – im Gegensatz zu Strukturen mit einem regelmäßigen Feinbau – nicht doppelbrechend. Wie man ein Mikroskop zum Polarisationsmikroskop umrüstet und wie man damit arbeitet, kann der MIKROKOSMOS-Leser bei Heidenreich (1993), Göke (1995), Beer (1998) und Lüthje (1998) nachlesen. Für die nachfolgende Betrachtung ist wichtig, dass man das Polarisationsmikroskop, dem üblichen Schema folgend, exakt justiert. Dazu kreuzt man den Polarisator (eine Polarisationsfolie unter dem Objekt) und den Analysator (eine Polarisationsfolie über dem Objekt), so dass der Untergrund dunkel erscheint. Dabei sollten die beiden Folien mit ihren Durchlassrichtungen orthogonal, das heißt N-S bzw. O-W orientiert sein (die Angabe der Himmelsrichtungen wie bei einer Landkarte erleichtert das Verständnis). Dann legt man ein doppelbrechendes Hilfsobjekt, nämlich ein Lambda-Plättchen („Rot I") oder eine entsprechende Folie (Göke, 1995; Lüthje, 1998) so ein (unter oder über dem Objekt, aber zwischen den beiden Polarisationsfolien), dass der größere Brechungsindex (n-Gamma) diagonal von SW nach NO liegt. Doppelbrechende Objekte haben ja, wie der Name andeutet, zwei Brechungsindices, die senkrecht aufeinander stehen, n-Alpha und n-Gamma. Dann erscheint der Hintergrund im Mikroskop rot. Bei den käuflichen Lambda-Plättchen ist die Richtung von n-Gamma eingraviert.
Wenn man nun in einem so justiertem Mikroskop eine abgezogene obere Epidermis eines *Campanula persicifolia*-Blattes in Aufsicht betrachtet, ergibt sich ein Bild wie in Abbildung 3A (s. a. Titelbild). Die Außenwände der Epidermiszellen erscheinen rot, das heißt sie sind in dieser Stellung (Aufsicht) nicht doppelbrechend. Die antiklinalen Wände, die von SW nach NO verlaufen, sind bläulich, die, die von NW nach SO laufen, gelblich; sie sind doppelbrechend. Die Papille in der Zellmitte, also die Kiesellinse, ist im NW und SO bläulich und im SW und NO gelblich. Sie gleichen den Stärkekörnern, die Lüthje im Umschlagbild des MIKROKOSMOS, Heft 5, Bd. 87, 1998, abgebildet hat.
Nach einer nicht zu langen Behandlung mit (nur!) Schwefelsäure sind natürlich die antiklinen Wände aufgelöst und damit ist ihre Doppelbrechung verschwunden. Das Bild der Kieselkörper bleibt aber unverändert; sie sind blau im Nordwesten und Südosten, gelb im Nordosten und Südwesten (Titelbild). Die Falten zwischen den Linsen sind Reste der Cuticula. In Kantenansicht ist eine SW-NO orientierte Linse blau, eine die NW-SO orientiert ist, gelb (Abb. 3B). Ist die Kieselsäure in den Linsen also kristallin?
Das Bild ändert sich aber, wenn die Epidermen mit Schwefelsäure *und* Kaliumpermanganat behandelt werden. Dann erscheinen die Kieselkörper wie der Untergrund rot, in Aufsicht (Abb. 3D) wie in Seitenansicht. Sie sind nun nicht mehr doppelbrechend, jedenfalls so lange nicht, wie sie in der mit Alkohol versetzten Inkubationslösung liegen. Die Doppelbrechung, das alte Bild mit den vier Farbsektoren, kommt aber wieder, wenn man die Linsen trocknet, am besten durch vorsichtiges Erhitzen (Abb. 3C).

Bergkristall oder Opal?

Die Erklärung: Bei den SW-NO verlaufenden antiklinen Zellwänden (vor der Behandlung mit Schwefelsäure) liegt ihr höherer Bre-

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



© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://w

chungsindex, n-Gamma, parallel zu n-Gamma des Lambda-Plättchens, die Gangunterschiede addieren sich, nehmen zu, es resultiert die „höhere" Farbe blau; bei den NW-SO verlaufenden Antiklinen liegt n-Gamma rechtwinklig zu n-Gamma des Lambda-Plättchens, die Gangunterschiede werden geringer, es resultiert die „niedere" Farbe gelb (für Details siehe Göke, 1995). In diesen Antiklinen liegen die Zellulosefibrillen flächenparallel, n-Gamma verläuft also parallel zu den Längsachsen der Zellulosefibrillen. Diese sind „optisch positiv".

Nach einer nicht zu langen Behandlung nur mit Schwefelsäure verschwindet natürlich die Doppelbrechung der Antiklinen, die Zellulose wird ja dort aufgelöst. Die Doppelbrechung der Kieselkörper bleibt aber unverändert. In den Linsen gibt es also Strukturen, die, wenn sie optisch positiv sind, mehr oder weniger zirkulär um die Mitte der Linse verlaufen und die, wie die Kantenansicht zeigt, parallel zur Oberfläche angeordnet sind.

Sollte also die Kieselsäure in den Linsen kristallin/zirkulär geordnet sein? Nein, denn dann dürfte sich das Bild durch die Behandlung mit H_2SO_4 + $KMnO_4$ nicht ändern. Es ist die Zellulose in den Linsen, welche die Doppelbrechung verursacht, und die durch H_2SO_4 allein nicht entfernt wird, sondern erst durch $KMnO_4$, und dann verschwindet auch die Doppelbrechung.

Aber warum sind dann die trockenen Linsen wieder doppelbrechend? Nun, da, wo vorher die Zellulosefibrillen waren, umgeben von der Kieselsäure, sind nach der Oxidation winzige Kanälchen. So lange diese mit dem Inkubationsmedium gefüllt sind – es hat etwa den selben Brechungsindex wie die Kieselsäure – wird das Licht auf seinem Weg durch die Linse von den Kanälen nicht beeinflusst. Wenn dann aber die Kanäle mit Luft gefüllt sind, also mit einer Substanz mit einem Brechungsindex, der sich von dem der Kieselsäure stark unterschiedet, wird das Licht an der Grenze Kieselsäure-Luft abgelenkt, die Linse wird wieder doppelbrechend.

Wenn man solche Experimente mit Stärkekörnern macht, sie also mit Medien von verschiedenem Brechungsindex durchtränkt, „imbibiert", bleibt die Doppelbrechung immer erhalten. Das ist auch bei der Zellulose so (z. B. in den antiklinalen Wänden der *Campanula*-Blätter). Man unterschiedet daher zwischen einer Eigendoppelbrechung, die darauf beruht, dass die Polysaccharidketten (oder andere Moleküle, Ionen oder Atome) regelmäßig angeordnet sind, und einer Strukturdoppelbrechung, die darauf beruht, dass sich zwei Körper mit unterschiedlichem Brechungsindex regelmäßig geordnet durchsetzen: Die zellulosefreien Kanäle in den Kieselkörpern. Dabei können im letzteren Fall beide Komponenten amorph sein, wie hier die Kieselsäure und die Luft; wichtig ist nur, dass der Abstand der regelmäßig angeordneten Teilchen (hier die Kanäle) deutlich kleiner als die Lichtwellenlänge ist.

Die Kieselsäure in den Linsen ist also, wie die Kieselsäure in Zellwänden, in den Kieselzellen der Gräser (Teil I dieser Serie) und in den Schalen und Schuppen von Algen, amorph, nicht doppelbrechend, und gleicht also eher dem Opal als dem Bergkristall. Nicht auszuschließen ist allerdings, dass es in den Linsen winzige Bereiche gibt, z. B. am Rand der Kanäle, in denen auch die Si- und O-Atome geordnet vorliegen.

Ein Polarisationsmikroskop, das man mit relativ einfachen Mitteln aus einem einfachen Mikroskop bauen kann, erlaubt also einen Vorstoß in submikroskopische Bereiche!

Danksagung

Die Rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wurden in der Wattenmeerstation Sylt des Alfred-Wegener Instituts für Polar- und Meeresforschung, Biologische Anstalt Helgoland, List/Sylt von Frau H. Halliger angefertigt. Herzlichen Dank!

◄

Abb. 3: Blattepidermis und Kieselkörper von *Campanula persicifolia* im Polarisationsmikroskop (mit Lambda-Plättchen); A–D 600×. A Abgezogene Epidermis, Kieselkörper in der zentralen Papille der Außenwand. B Kieselkörper nach Isolation mit H_2SO_4 in Seitenansicht. C Kieselkörper nach Isolation mit H_2SO_4 + $KMnO_4$ getrocknet, in Luft. D Kieselkörper nach Isolation mit H_2SO_4 + $KMnO_4$ in alkoholhaltigem Medium. In der Schwarz-Weiß-Wiedergabe der Farbbilder erscheinen die gelblichen Bereiche heller, die bläulichen Bereiche dunkler als das in einem mittleren Grau erscheinende Hintergrund-Rot (vgl. Titelbild).

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

Literaturhinweise

Beer, H. G.: Differenzierte Darstellung mikroskopischer Struktur durch Polarisationseffekte. Mikrokosmos *85*, 193–196 (1996).
Francé, R. H.: Die Welt der Pflanze. Ullstein Verlag, Berlin 1912.
Göke, C.: Praktische Hilfsmittel für die Polarisationsmikroskopie. Mikrokosmos *84*, 269–271 (1995).
Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie. 6. Aufl. Engelmann Verlag, Leipzig 1924.
Heidenreich, H.: Optische Versuche im Kurs-Mikroskop. Mikrokosmos *82*, 295–302 (1993).
Lüthje, E.: Kennen Sie Ihre Stärken? Mikrokosmos *87*, 311–315 (1998).
Metcalfe, C. R., Chalk, L.: Anatomy of the dicotyledons. Clarendon Press, Oxford 1965.

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

Nachricht

54. Fachtagung des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft

Die diesjährige Fachtagung findet vom 19. bis 21. Oktober 1999 in München statt und hat zum Thema „Moderne Wasch- und Reinigungsmittel – Umweltwirkungen und Entwicklungstendenzen“

Weitere Informationen sind vom Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft zu erfahren: Kaulbachstr. 37, 80439 München,
Telefon: 089 / 12 10 0; Fax: 089 / 12 10 14 35.

Neue Medien

Bungart, S., Paris, F.: Histologie – Wirbeltiere unter dem virtuellen Mikroskop, Histologie 1 – Gewebelehre. CD-ROM, Bioscop; Bezugsadresse. Dr. S. Bungart, Auf dem Helwe 9, 44892 Bochum, DM 58,00, Komplettversion DM 198,00.
Hinter dieser CD verbirgt sich eine mit viel Engagement zusammengestellte und von universitärer Seite wissenschaftlich abgesicherte, zunächst sich noch auf die Gewebelehre beschränkende Vorversion einer zukünftig die gesamte lichtmikroskopisch erfassbare Wirbeltierhistologie abdeckende Serie von Mikrofotos. Die Fotos sind meist von exzellenter Qualität und lassen – bezogen auf den derzeitigen Computerqualitätsstandard – kaum Wünsche offen. Das Benutzermenü ist übersichtlich gestaltet und sollte bei der aktuellen Arbeit keine Probleme verursachen.
Die CD ist allerdings weit mehr als nur eine wohlgeordnete, mit einem Index versehene Bilder-Serie, da zahlreiche von durch zusätzliche Texte und Graphiken unterstützte Sachinformationen geboten werden. Eine Quiz-Option bietet die Möglichkeit, das – hoffentlich – erlernte Wissen zu überprüfen.
Das diesem Preview bereits zugefügte Gesamtregister lässt erahnen, was die komplette CD, die bei Erscheinen dieses MIKROKOSMOS-Heftes auf dem Markt sein sollte, an Inhalt aufzuweisen hat.

Weitere Informationen finden sich im Internet unter der Adresse
http://www.bioscop.de.
Redaktion MIKROKOSMOS

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

Bewegungsanalysen an Mikroorganismen mit der Videokamera

Werner Nachtigall

Das Spektrum der Bewegungsvorgänge im Mikrobereich reicht von ultra langsam (Wachstumsvorgänge von Algen: z. B. 1 µm Tag^{-1} entsprechend 1,15 · 10^{-11} m s^{-1}) bis zu ultra schnell (Ausstülpen von Nematozyten-Kapseln (Stenotelen) bei Süßwasserpolypen: bis ca. 10 m s^{-1}). Für den beobachtenden Mikroskopiker sind beide Bewegungen nicht wahrnehmbar. Zu ihrer Analyse braucht man aufwendige und sündhaft teure technische Hilfsmittel. Für die Untersuchung der Wachstumsvorgänge benötigt man extreme Zeitraffung von etwa einem Bild pro Stunde, für die der Stenotelen-Entladung extreme Zeitlupe von mehreren Millionen Bildern pro Sekunde.

Doch gibt es genügend Bewegungsvorgänge, die der direkten Beobachtung oder der Analyse mit vergleichsweise einfachen Hilfsmitteln zugänglich sind. Die Fließbewegungen von Amöben kann man zur Not durch rasche Nachkonturierung über den Zeichenspiegel im Abstand von 10 bis 20 s darstellen und dann ausmessen. Vertreter der Gattung *Halteria* springen bekanntlich schnell durchs Bildfeld. Ihre Bewegung läßt sich beispielsweise mit einer Mini-Videokamera (50 Halbbilder pro Sekunde, Einzelbildbelichtungszeit 1/50 s (s. MIKROKOSMOS *85*, 325–328) dokumentieren, doch können mit 1/50 s aufgenommenen Ciliaten bereits etwas bewegungsunscharf werden. Die Bildfrequenz kann man mit den üblichen Videokameras zwar nicht erhöhen, doch läßt sich bei den heute preiswert erhältlichen Camcordern mit Kurzzeitverschlüssen die Einzelbildbelichtungszeit herabsetzen. Mit 1/1000 s oder kürzer aufgenommen, werden die Halterien tadellos scharf, und schwache bis mittlere Beleuchtungsintensität reicht bei der Lichtempfindlichkeit dieser Kameras problemlos aus. Darüber wird an anderer Stelle berichtet. Man muß nur mit der Frontlinse der auf unendlich und auf längere Brennweite eingestellten Videokamera nahe an die Okular-Augenlinse herangehen. Ein Weitwinkelokular ist anzuraten (vergl. MIKROKOSMOS *87*, 281–283).

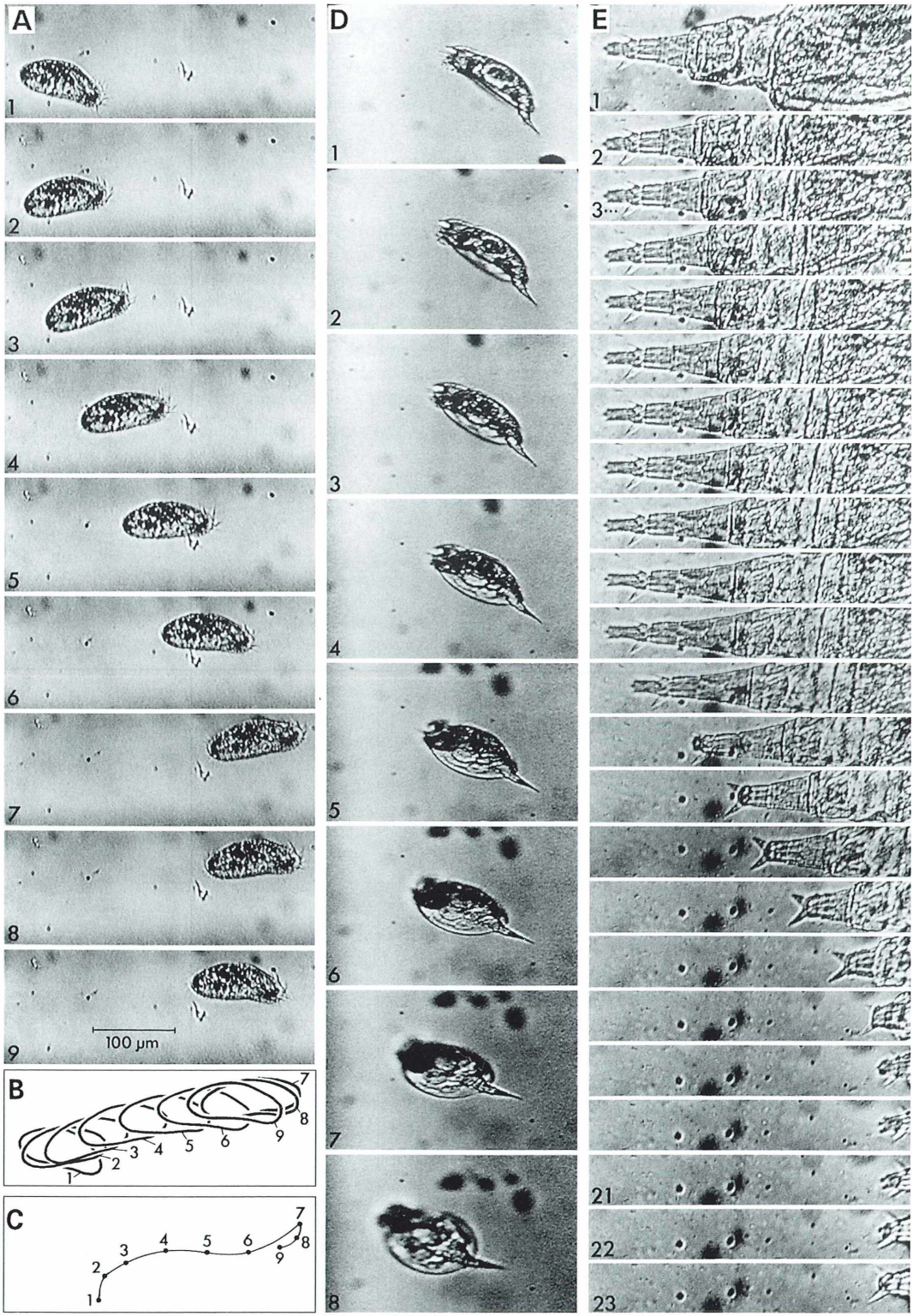
In diesem Beitrag möchte ich mich auf Bewegungsanalysen beschränken, die bereits mit der obengenannten sehr preiswerten Mini-Videokamera problemlos möglich sind und dazu drei Beispiele bringen.

Beispiel 1: Schwimmgeschwindigkeit des Ciliaten *Urostyla viridis*

Ein Ausschnitt aus einer Video-Sequenz (Abb. 1A) zeigt, daß *Urostyla* aus einer kurzen Drehung heraus beschleunigt hat, ein kurzes Stück mit etwa konstanter Geschwindigkeit geschwommen ist und dann mit einer leicht rückläufigen Körperschwingung stehengeblieben ist. In Abbildung 1B sind die Körperkonturen übereinandergezeichnet. Hierzu wurden drei weit auseinanderliegende, punktförmige, bildfeste Punkte (Deckglas-Unreinheiten, die auf den Foto-Vergrößerungen erkennbar sind) auf einer durchsichtigen Folie markiert. Die Folie wurde über jede Vergrößerung so verschoben, daß Bildpunkte und Folienmarkierung zur Deckung kamen. Dann wurde die neue Kontur dazugezeichnet. Die Teilabbildung 1C zeigt die Trajektorie (Verbindungslinie zeitabhängiger Raumpunkte) des Mittelpunkts des Vorderendes. Wie erkennbar, schwimmt das Tier zwischen den Markierungen 3 und 6 in grober Näherung stetig.

Die Längeneichung wurde mit der „Deckglassplitter-Methode" (MIKROKOSMOS *86*, 216) durchgeführt. Die mitfotografierte Bruchkante eines Normdeckglases von 0,17 mm Dicke war auf den Vergrößerungen 48 mm breit, der Ciliat 30 mm lang. Damit war eine 100 µm-Längenmarke auf dem Bild 28,25 mm zu zeichnen (Abb. 1A); die wahre Länge des Ciliaten betrug 107 µm.

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



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

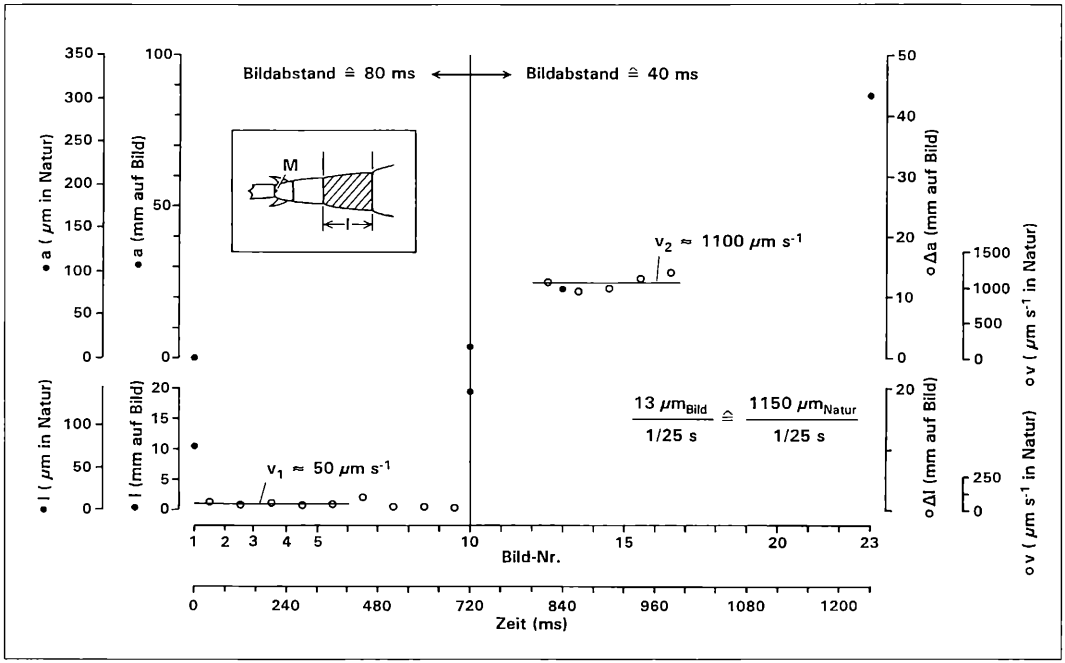


Abb. 2: Auswertung der Szene E von Abbildung 1. Vergl. den Text.

Für die mittlere Schwimmstrecke zwischen „3" und „6" beträgt die mittlere Punktentfernung (in mm auf dem Bild)

$s_{3/4,\,4/5,\,5/6} = (14{,}5 + 16{,}0 + 15{,}0)/3 = 15{,}16$ mm.

Diese wurde in 1/25 s zurückgelegt; somit ist in der Projektion die mittlere Schwimmgeschwindigkeit 15, 16 (mm auf dem Bild)/1/25 (s) = 379,16 (mm auf dem Bild s^{-1}). Da 28,25 (mm auf dem Bild) dem Wert von 100 (µm in der Natur) entsprechen, ist die wahre Geschwindigkeit zu 379,16 (mm auf dem Bild) 0,2824 (mm auf dem Bild/µm in der Natur) = 1342,65 µm s^{-1}, also rund 1,3 mm pro Sekunde zu berechnen. Dies entspricht einer Relativgeschwindigkeit von 12,6 oder rund 13 Körperlängen pro Sekunde.

Beispiel 2: „Drehschwimmen" des Rädertiers *Trichotria tetractis*

Dieses Rädertier rotiert bei leicht spiraligem Schwimmen oft um seine Längsachse. In Teilbild D1 ist es genau von der Seite gesehen; man kann abschätzen, daß es in Teilbild 10 genau von vertikal erfaßt wäre. Es macht also in 9 1/25 s eine Vierteldrehung von 90° und rotiert somit in 36 1/25 s = 1,44 s einmal um die Längsachse; seine Rotationsfrequenz wäre damit rund 0,7 s^{-1}.

Beispiel 3: Kriechvorgang des Rädertiers *Rotaria rotaria*

Bdelloide Rädertiere haften sich mit Klebedrüsen der Fußregion an, strecken den Körper, zie-

◄

Abb. 1: Beispiele für Bewegungssequenzen (Videoaufnahmen mit einer Mini-Überwachungskamera; Bildabstand 1/25 s). A Kurze Bewegungsfolge des Ciliaten *Urostyla viridis*. B Übereinanderzeichnung der Teilbilder von A. C Trajektorie eines Punktes (Vorderpol, Mitte) von B. D Drehschwimmen des Rotators *Trichotria tetractis*. E Kriechen des bdelloiden Rotators *Rotaria rotaria*. Vergl. die bei A9 eingezeichnete Längenmarke.

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

hen den Fuß rasch vor, kleben sich wieder an und wiederholen so den Zyklus. Die Abbildung 1E zeigt Serienaufnahmen von diesem Verhalten.

Die Videokamera registriert 50 Halbbilder pro Sekunde. Der verwendete Videorecorder gab in Einzelbildschaltung 25 (Voll-)Bilder pro Sekunde wieder. (Dies wurde dadurch getestet, daß während einer längeren Aufnahme in stärkerer Vergrößerung im Sekundentakt auf den Objekttisch geklopft wurde: Zwischen zwei verrissenen Phasen projizierte der Recorder in Einzelbildschaltung rund 25 Bilder, deren Abstand also 1/25 s = 40 ms beträgt). Da das Ausstrecken recht langsam geschieht, reichte es für die Bewegungsanalyse, jedes 2. Bild auszuwerten (Bildabstand bis Bild Nr. 10: 80 ms). Das anschließende Vorziehen geschah rascher, so daß jedes Bild ausgewertet wurde (Bildabstand ab Bild Nr. 10: 40 ms).

In Abbildung 2 ist die Szene 1E ausgewertet. Als Zeitfunktion wurde einerseits die momentane Länge l des vorletzten Fußgliedes als Kenngröße für den Streckvorgang ausgewertet, andererseits der Abstand a des Mittelpunktes M der Verbindungslinie durch die beiden Sporen von der Lage dieses Punkts auf Bild 1. Die Auftragung erfolgte einfach als mm auf dem Bild, ausgemessen mit einem Lineal (in der Zeichnung: Punkt-Symbole). Anschließend wurde über die 100 µm-Bildmarke nomographisch je eine Ordinate der wahren Länge (µm in Natur) dazugezeichnet.

Es interessieren die jeweiligen Geschwindigkeiten. Man muß also die erste Ableitung der Werte der Wegkennlinie nach der Zeit bilden, die Weg-Zeit-Kurve differenzieren. Dies kann man in guter Näherung ganz einfach nach der Differenzenmethode machen. Die momentane Geschwindigkeit v kann man demnach berechnen nach $v_{\text{zwischen Bild n und (n + 1)}} = (\text{Weg}_{\text{Bild (n + 1)}} - \text{Weg}_{\text{Bild n}})/\text{Zeit}_{\text{zwischen Bild n und (n + 1)}}$. Wieder wurde zunächst mit der Weggröße „mm auf dem Bild" gearbeitet und jeweils zwischen zwei Bildmarken die Differenz des Abstands aufgetragen (x-Symbole). Anschließend wurde nomographisch je eine Ordinate der wahren Geschwindigkeit zugezeichnet. So ist beispielsweise in der schnellsten Vorzugsphase zwischen Bild 15 und 16 die Strecke a = 59 (mm auf dem Bild) – 46 (mm auf dem Bild) = 13 mm auf dem Bild. Dem entsprechen (über die 100 µm-Marke) 46 µm in der Natur. Diese wurden in 1/25 s zurückgelegt. Die momentane Geschwindigkeit, einzutragen zwischen Bild 15 und 16, beträgt also 46 µm/(1/25 s) = 1150 µm s^{-1}. Das gestreckt etwa 1200 µm lange Tier kriecht demnach in der schnellsten Vorzugsphase mit rund einer Körperlänge pro Sekunde. Danach kann man die Geschwindigkeitsordinate beispielsweise in 500 µm-Schritten proportional aufteilen.

Aus Demonstrationsgründen ist die Streckgeschwindigkeit nur für die erste Hälfte der Auftragung von Abbildung 2, die Vorzugsgeschwindigkeit nur für die zweite Hälfte eingezeichnet.

Die zeichnerische Auswertung ist wegen der Differenzenbildung sehr sensibel gegen kleinste Abweichungen. Man bekommt auch bei nur kleinen Ungenauigkeiten in der Weg-Zeit-Kurve schon beachtliche Sprünge in der Geschwindigkeits-Zeit-Kurve, die auswertebedingt, also nicht real sind. Immerhin kann man beispielsweise folgendes sagen. Nach Augenmaß (eingezeichnete Geraden) beträgt die mittlere Vorzugsgeschwindigkeit während der ersten Hälfte der Vorzugsphase etwa v_1 = 1100 µm s^{-1}, die mittlere Streckgeschwindigkeit in der ersten Hälfte der Ausstreckphase etwa v_2 = 50 µm s^{-1}. Der Quotient beträgt $v_2/v_1 \approx 22$. Das Vorziehen geschieht also in den genannten Bereichen rund 20mal schneller als das Ausstrecken.

Es sei noch erwähnt, daß es Auswerteverfahren gibt, nach denen die momentane Geschwindigkeit aus mehr als zwei benachbarten Bildregistrierungen berechnet wird. Diese glätten die Geschwindigkeits-Zeit-Kurve etwas. Bei wissenschaftlichen Auswertungen wird man darauf zurückgreifen. Im vorliegenden Beitrag sollten lediglich die Grundprinzipien der Mikro-Bewegungsauswertung dargestellt werden. Wer ein Mikroskop und eine einfache Videoeinrichtung besitzt, kann bereits damit zu soliden Aussagen über die Bewegung von Mikroorganismen kommen.

Literaturhinweise

Nachtigall, W.: Erfahrungen mit einer Minivideokamera am Mikroskop. Mikrokosmos *85*, 325–328, (1996).

Nachtigall, W. Eine einfache und billige Methode der Längenmessung auf Mikrofotografien. Mikrokosmos *86*, 216, (1997).

Nachtigall, W. Die Videokamera am Mikroskop: Möglichkeiten ohne Zusatztuben. Mikrokosmos *87*, 281–283, (1998).

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

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

Mikroskopie lichtundurchlässiger Objekte mittels Lackabdruck

Dieter Pohl

In aller Regel finden mikroskopische Untersuchungen an lichtdurchlässigen Objekten statt. Daneben stellt sich aber auch immer mal wieder die Aufgabe, lichtundurchlässige Objekte zu untersuchen. Hierbei handelt es sich oftmals um anorganische Substanzen wie z. B. Holz, metallische oder keramische Werkstoffe – speziell um deren Bruchflächen –, Kunststoffe u. a. Aber auch undurchsichtige biologische Objekte wie etwa lebende menschliche Haut sind von Interesse. Zur Untersuchung solcher Fälle stehen mehrere Verfahren zur Verfügung, nämlich die Raster-Elektronenmikroskopie, die Auflichtmikroskopie und verschiedene Abdruckverfahren.

Die Elektronenmikroskopie scheidet für Hobbymikroskopiker aus naheliegenden Gründen wohl völlig aus. Die Auflichtmikroskopie wirft ebenfalls Probleme auf. Man müßte ein Metallmikroskop mit spezieller Auflichtoptik verwenden; das setzt aber eine aufwendige Probenpräparation voraus. Die andere Möglichkeit besteht in der Benutzung eines Stereomikroskops. Dieses hat aber den Nachteil, dass im Allgemeinen nur Vergrößerungen um 100fach erreicht werden, eher etwas weniger [1]. Da in der Stereomikroskopie durchweg relativ schwach vergrößernde Objektive in Verbindung mit stark vergrößernden Okularen verwendet werden, ist die Auflösung nicht allzu hoch. Geht es um die Untersuchung von Oberflächen (äußere oder Bruch- und Schnittflächen), verwendet man angesichts der oben beschriebenen Gegebenheiten am besten eine Abdrucktechnik. Besondere Vorteile ergeben sich dann, wenn man transparente, also lichtdurchlässige Abdruckmaterialien verwendet und die Abdrücke im normalen Durchlichtmikroskop untersucht. Man kann dann nämlich die im Vergleich zum Stereomikroskop stärkere Vergrößerung und größere Auflösung nutzen, gegebenenfalls auch Varianten in der Beleuchtungstechnik einsetzen.

Materialien

In der Literatur werden verschiedene Verfahren mit unterschiedlichen Materialien beschrieben [2, 3, 4, 11]. Die Arbeitsanweisungen sind allerdings überall äußerst spärlich. Man muss sich daher nach dem Prinzip von Versuch und Irrtum eine eigene Vorgehensweise erarbeiten.

Nach vielen Versuchen mit bekannten und bis dahin weniger bekannten Materialien (z. B. flüssiger Wundverschluss) stellte sich heraus, dass qualitativ gute Lackabdrücke nur mit der gängigen Lösung von 4% Kollodium in 96% Alkohol + Äther 1:1 (erhältlich in Apotheken oder Chemikalienhandlungen) oder mit Zaponlack (erhältlich im Farbenhandel) gelingen. Beides sind Substanzen auf der Basis von Nitrozellulose. Es handelt sich also um Stoffe, wie sie gemäß DIN 54150 [5] neben Lacken auf Kunstharzbasis für Replica-Techniken zu bevorzugen sind.

Herstellen von Abdrücken

Auch beim Herstellen von Lackabdrücken muss man einige Punkte sorgfältig beachten. Probleme entstehen immer wieder

- durch Blasenbildung,
- beim Ablösen des Abdrucks vom Objekt,
- durch elektrostatische Aufladung der Abdrücke bei der Weiterbearbeitung.

Ablöseprobleme entstehen meist dann, wenn man Lack oder Kollodiumlösung ohne weitere Maßnahmen auf die zu untersuchende Stelle auftropft. Das nach der Verdunstung des Lösungsmittels entstandene Häutchen lässt sich

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

meist nur unter großen Schwierigkeiten anheben und abziehen. Oft reißt es irgendwo ein oder gar ganz ab. Viel besser ist es, das Untersuchungsareal mit einer Maske einzufassen. Sehr gut eignet sich hierfür ein mit einer passenden Öffnung versehenes Stückchen gewöhnliches Papier, das man mit Tesafilm noch fixieren kann. Daneben sind auch selbstklebende Verstärkungsringe und ähnliches durchaus brauchbar. Man träufelt in das Innere der Maske einen oder mehrere Tropfen des Abdruckmaterials, verteilt diese gut über die Untersuchungsstelle und die Maske, lässt das Ganze trocknen und kann danach weitgehend problemlos die Maske mit dem Lackabdruck abheben.

Blasenbildung tritt fast immer ein, wenn Lack oder Kollodiumlösung zu dick aufgetragen werden. Man muss unbedingt darauf achten, das Abdruckmittel unmittelbar im Anschluss an das Auftragen rasch so dünn wie nur eben möglich zu verteilen. Dazu benutzt man am besten eine Präpariernadel oder sogenannte Salbenstäbchen aus Glas (Bezugsquelle: Apotheken). Bei der Verteilung gelingt es mit einiger Übung auch fast immer, eventuell dennoch entstehende Blasen an Stellen zu schieben, wo sie nicht stören, am besten etwa auf den Rand der Maske.

Manchmal begünstigt das Objekt die Blasenbildung, etwa dann, wenn es wärmer ist als das Abdruckmaterial. Dies ist beispielsweise der Fall bei der Herstellung von Abdrücken menschlicher Haut. Auf sehr unebenen Objekten (z. B. Bruchflächen) oder Objekten mit Spalten oder Poren (z. B. gesinterte Werkstoffe, unglasierte Keramik) verstärkt sich die Blasenbildung ebenfalls. Liegen solche erschwerenden Bedingungen vor, ist besonders dünnem Auftrag und besonders guter Verteilung des Abdruckmaterials größte Beachtung zu schenken. Nach den Beobachtungen des Autors ist übrigens Kollodiumlösung anfälliger für die Blasenbildung als Zaponlack. Dafür lässt sich aber ein Kollodiumsabdruck von den meisten Objekten besser ablösen. Die Mikroskopierbarkeit beider Abdruckmaterialien ist etwa gleich.

Mikroskopische Untersuchungen mit Lackabdrücken

Es gibt eine Fülle von Objekten, deren Untersuchung mit Lackabdrücken reizvoll ist und zu interessanten Ergebnissen führt.

—— 200 µm

Abb. 1: Abdruck menschlicher Felderhaut.

Eines davon ist die menschliche Haut. Diese besteht zum allergrößten Teil (über 95%) aus der sogenannten Felderhaut. Der kleinere Rest – die sogenannte Leistenhaut – ist aber viel bekannter. Sie befindet sich an der Beugeseite von Fingern und Zehen [6]. Dieser Hautanteil trägt unter anderem die Fingerabdrücke und ist allein deshalb Gegenstand zahlreicher mikroskopischer Untersuchungen. In der vorliegenden Arbeit wurden Untersuchungen an der Felderhaut durchgeführt. Dazu wurden von Probanden unterschiedlichen Alters und Geschlechts Lackabdrücke von der Innenseite des linken Unterarms genommen. Abbildung 1 zeigt einen ganz typischen Abdruck. Man erkennt eine größere Anzahl sich schneidender Geraden, die aneinander grenzende Felder von überwiegend viereckiger Form bilden.

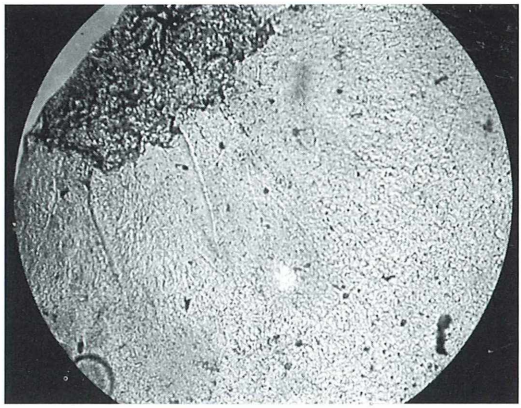
Diese Struktur eignet sich sehr gut zur quantitativen Beschreibung. Auf sie lassen sich nämlich ohne weiteres Auswertemethoden anwenden, wie sie in der Metallographie (Mikroskopie metallischer Werkstoffe) üblich sind. Es wurde daher für eine sehr kleine Probanden-Gruppe die Feldergröße nach Schumann [7] und der Formfaktor der Felder nach Ministr [8] ermittelt. Es hat nach dem derzeitigen Stand der Untersuchungen den Anschein, als sei die Feldergröße alters- und geschlechtsabhängig. Die Felder sind bei weiblichen Probanden deutlich größer als bei gleichaltrigen männlichen. Für beide Geschlechter steigt die Feldergröße mit zunehmendem Lebensalter an, wobei der Unterschied zwischen den Ge-

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

schlechtern unabhängig vom Alter gleich bleibt. Auch die Form der Felder (ausgedrückt als Formfaktor [8]) ist altersunabhängig. Es könnte – auch dies ist vorerst nur eine vorläufige Feststellung – ein kleiner Unterschied zwischen den Felderformen der beiden Geschlechter bestehen. Ob dieser statistisch signifikant ist, müssen weitere Untersuchungen noch zeigen. Jedenfalls eröffnet die Mikroskopie der menschlichen Haut mittels Lackabdruck der Hobbyforschung ein weites Feld.

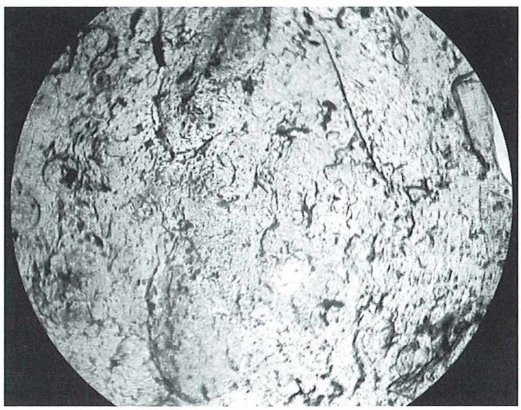
Interessant sind auch Untersuchungen an Bruchflächen von Materialien aller Art. Aus der fast unübersehbaren Menge möglicher Objekte sei hier ein Dauerbruch in Stahl (erzeugt im Labor [9]) ausgewählt. Man unterscheidet in erster Näherung zwei Brucharten: den Gewaltbruch und den Dauerbruch. Der Gewaltbruch tritt ein, wenn ein Material einmal so hoch belastet wird, dass die Spannung dessen Bruchfestigkeit übersteigt, wobei dem Bruch in aller Regel eine plastische Verformung vorausgeht. Ein Dauerbruch entsteht durch schwingende (also häufig wiederholte) Belastung, wobei der Spannungsausschlag beträchtlich kleiner ist als die Bruchspannung (im Normalfall kaum mehr als 50% davon). Es entsteht ein kleiner Riss, der sogenannte Dauerbruchanriss, der mit jedem Lastwechsel um einen winzigen Betrag (in der Größenordnung von Hunderttausendstel oder Millionstel Millimeter) wächst. Er wird von zufälligen Schwachstellen im Material oder von Fehlstellen eingeleitet, die bei der Werkstoffherstellung, der Bearbeitung oder Montage entstanden sein mögen. Irgendwann im Lauf der Zeit wird der Dauerbruchanriss so tief, dass der bis dahin unverletzt gebliebene Restquerschnitt des Werkstoffs die Spannung nicht mehr zu tragen vermag und plötzlich als Ganzes durchbricht. Dies ist der sogenannte Restbruch. Auf jeder durch Schwingbeanspruchung entstandenen Bruchfläche gibt es somit zwei Bereiche: Den eigentlichen Dauerbruchbereich, der durch extrem langsamen Rissfortschritt entstanden ist, und den Restbruchbereich, der durch sehr schnellen Rissfortschritt gekennzeichnet ist. Der Restbruch ist stets ein Gewaltbruch.

Diese beiden Bereiche lassen sich schon mit dem unbewaffneten Auge unterscheiden. Mit mikroskopischen Methoden sieht man jedoch viele Einzelheiten. Die Abbildungen 2 und 3 zeigen dies. In Abbildung 2 sieht man einen Ausschnitt aus der Dauerbruchfläche. Im linken oberen Bildteil ist ein etwas zackenförmig begrenztes dunkles Gebiet zu sehen, von dem einige Markierungen strahlenförmig wegführen. Hierbei handelt es sich um den Abdruck von einem Schlackeneinschluss, der den Dauerbruch eingeleitet hat. Anschließend sieht man eine ebenfalls leicht strahlenförmige fein strukturierte Fläche. Dies ist die eigentliche Dauerbruchfläche. In Abbildung 3 ist der Abdruck der zugehörigen Restbruchfläche zu sehen. Hier fallen zahlreiche dunkle, unregelmäßig verlaufende Linien auf. Dies sind Grate. Solche längeren und kürzeren Grate, die meist



—— 250 µm

Abb. 2: Abdruck von Dauerbruch in Stahl.



—— 250 µm

Abb. 3: Abdruck von Gewaltbruch (Restbruch) in Stahl.

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

ziemlich zahlreich sind, kennzeichnen den Gewaltbruch. Sie müssen übrigens nicht immer – so wie hier – bevorzugt quer zur Rissfortschrittsrichtung angeordnet sein.
Betrachtet man nun in Abbildung 2 nochmals die Struktur des Schlackeneinschlusses, erkennt man auch dort zahlreiche Bruchgrate. Das deutet darauf hin, dass zuerst der Einschluss einen Gewaltbruch erlitten hat, der sich dann als langsam wachsender Dauerbruch im Stahl fortsetzte, bis dieser schließlich seinerseits in den Restbruch überging. Dies würde auch darauf hinweisen, dass die Bruchfestigkeit der Schlacke größenordnungsmäßig der Schwingfestigkeit des Stahls entsprochen hat.
Auch in das Gebiet der Untersuchung von Versteinerungen gewährt die Lackabdrucktechnik reizvolle Einblicke. Abbildung 4 zeigt einen Abdruck von der Bruchfläche eines Belemniten (Fundort: Dewangen bei Aalen). Dieser war durch unglückliche Umstände zerbrochen und zwar so, dass zwei halbkreisförmige Bruchflächen quer zur Belemnitenachse entstanden, die durch ein 5 bis 6 mm langes Stück Bruchfläche verbunden waren, das längs in der Belemnitenachse verlief. Von diesem Stückchen Längsbruchfläche stammt der im Bild gezeigte Abdruck. Mit A-A ist der Verlauf der Belemnitenachse markiert. Die Versteinerung ist kristallin. Die Kristallgrenzen sind gut zu erkennen. Wie man sieht, befindet sich in der Achse ein schmaler Bereich, in dem die Kristallite unregelmäßig angeordnet sind. Nach beiden Seiten schließt sich eine Zone ausgeprägter Stengelkristalle an, die bis kurz vor den Aussendurchmesser reicht. Die alleräußerste Zone (nicht mehr im Bild) enthält wiederum unregelmäßig ausgebildete Kristalle, die jedoch viel feiner sind als die im Kern.
Diese Anordnung erinnert sehr an die Ausbildung der Kristallstruktur in Metallblöcken, die in Kokillen vergossen wurden [10]. Bei Metallen weiß man, dass die Ausbildung der einzelnen Kristallisationszonen vom Temperaturgefälle abhängt, das während der Erstarrung zwischen Kokille und Schmelze besteht. Der

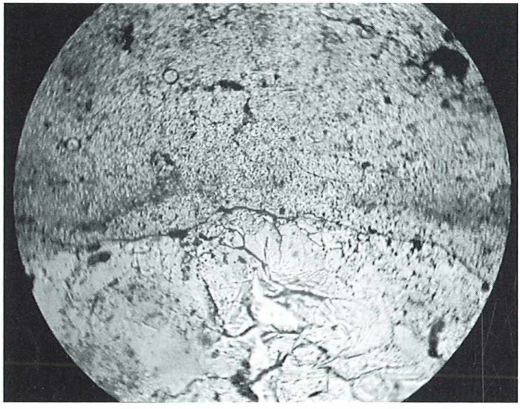


Abb. 5: Abdruck vom Querbruch eines Ammoniten (Hellfeld).

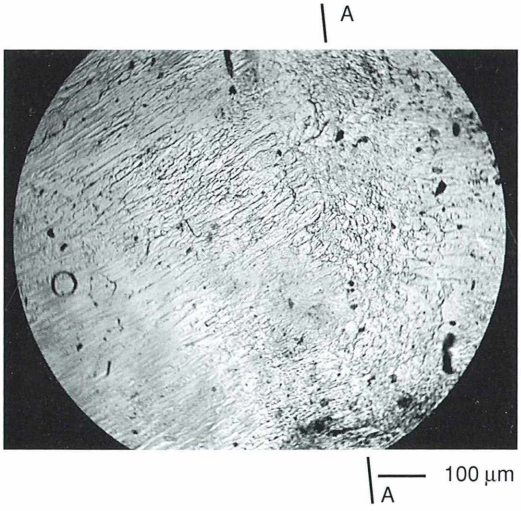


Abb. 4: Abdruck von Längsbruchfläche eines Belemniten.

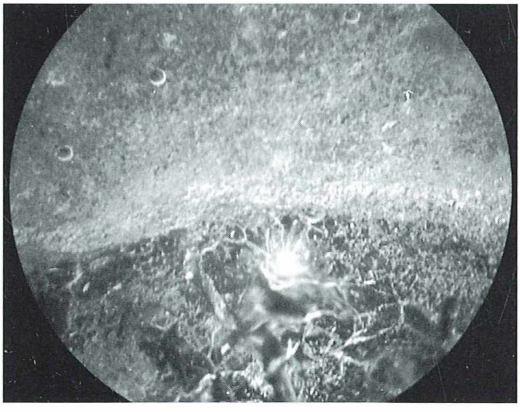


Abb. 6: wie Abbildung 5, jedoch Dunkelfeld.

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

Befund von Abbildung 4 erlaubt daher den Schluss, dass auch bei Versteinerungsvorgängen Temperaturgefälle eine Rolle spielen müssen.

Aus dem Gebiet der Archäologie stammen auch die nächsten Abbildungen, mit denen auf eine weitere Möglichkeit bei der Untersuchung von Lackabdrücken hingewiesen werden soll. Die Abbildungen 5 und 6 zeigen die gleiche Stelle aus dem Kernbereich eines Ammoniten. Dieser war käuflich erworben und zerschlagen worden, weil die Kristallstruktur in seinem Inneren interessierte. Es stellte sich heraus, dass im Kern ziemlich grobe Kristalle vorlagen, bei denen es sich der Form nach um SiO_2 handeln dürfte. Um diesen Kern herum liegt eine dicke, fast strukturlose Stein-Schicht. Abbildung 5 zeigt im Durchlicht (Hellfeld) eine Stelle im Grenzbereich zwischen grobkristallinem Kern (im Bild unten) und der kalksteinernen Hülle (oben). Entlang der Grenze zwischen beiden Bereichen verläuft ein Spalt. Ferner sieht man – vor allem im Kalk – zahlreiche Poren und kleine Risse. Die dunklen Linien im SiO_2-Kern sind überwiegend Kanten der groben Kristalle. Abbildung 6 ist eine Aufnahme der gleichen Stelle im provisorischen Dunkelfeld [3]. Nun treten vor allem die Begrenzungen der SiO_2-Kristalle wesentlich plastischer hervor. Diese Wirkung der Dunkelfeldbeleuchtung beim Mikroskopieren von Lackabdrücken beschreibt schon Deckert [4]. Diese Bilder zeigen somit, dass die Mikroskopie von Lackabdrücken durch variable Beleuchtungstechniken durchaus optimiert werden kann. Man kann sich auch vorstellen, dass mit Phasenkontrast weitere Vorteile zu erzielen sind.

Folgerungen

Mit Hilfe von Lackabdrücken kann man Oberflächen, deren Untersuchung in aller Regel der Auflichtmikroskopie vorbehalten ist, der Durchlichtmikroskopie und deren weiterreichenden Möglichkeiten zugänglich machen. Die besonderen Vorteile dieser Methode bestehen darin, dass

- keine besonderen Präparationsarbeiten nötig sind wie z. B. Schneiden, Schleifen, Polieren, Ätzen,
- das Objekt unbeschädigt erhalten bleibt, sofern es nicht empfindlich gegen den Lack oder einen seiner Bestandteile ist (z. B. Lösungsmittel),
- der Abdruck an gleicher Stelle des Objekts beliebig oft wiederholt werden kann, wenn einmal ein oder gar mehrere Abdrücke misslungen sein sollten.

Man kann viele Anwendungsmöglichkeiten sehen: In der Archäologie, der Untersuchung von Kunstgegenständen (Fälschung oder nicht?), der Industrie (z. B. zur Qualitätskontrolle), der Kriminalistik, der Medizin und Biologie. Hier wartet ein reiches Betätigungsfeld.

Literaturhinweise

1. Es wird auf den Markt ein Stereomikroskop mit einer Vergrößerung bis 160fach angeboten. GIT-Labor-Fachzeitschrift *11*, 1187 (1998).
2. Krauter, D.: Mikroskopie im Alltag. Stuttgart 1959.
3. Drews, R.: Mikroskopieren als Hobby. Niedernhausen/Ts. 1992.
4. Deckert, M.: Freizeit mit dem Mikroskop. Wiesbaden 1972.
5. DIN 54 150: Abdruckverfahren für die Oberflächenprüfung (Replic-Technik). Ausg. August 1977.
6. Bäte, J.: Die Haut – Aufbau und Funktion. Praxis der Naturwissenschaften – Biologie, 43. Jg., *1*, 1–3 (1994).
7. Schumann, H.: Metallographie. Leipzig 1991.
8. Ministr, Z.: Über die Bestimmung von Parametern ebener und räumlicher Gefüge mit Hilfe des spezifischen Umfangs und der spezifischen Oberfläche der Gefügebestandteile. Praktische Metallographie 19. Jg. Nr. *6*, 344–359 und Nr. *7*, 407–423 (1982).
9. Die Probestücke hat mir Herr Dr.-Ing. H. Schweigart (TU München, Lehrstuhl für Werkstoffe im Maschinenbau) dankenswerterweise zur Verfügung gestellt.
10. Masing, G.: Lehrbuch der allgemeinen Metallkunde. Berlin, Göttingen, Heidelberg 1950.
11. Nachtigall, W.: Mein Hobby: Mikroskopieren. München 1985.

Verfasser: Prof. Dr. Dieter Pohl,
Joh.-Seb.-Bach-Str. 17, D - 73430 Aachen

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

Nachricht

BIC und zentrales Dunkelfeld: prinzipiell identische Verfahren, Gegensätze oder Ergänzungen?

Zwischen unseren Autoren Gerhard Göke und Erhard Mathias hat sich eine interessante Diskussion entwickelt, an der wir unsere Leser teilhaben lassen wollen. Es geht darum, ob das von Erhard Mathias im ersten Heft dieses Jahrgangs als *Beugungs-Interferenzkontrast (BIC)* vorgestellte Kontrastierungsverfahren grundsätzlich mit dem von Gerhard Göke 1990 als *zentrales Dunkelfeld* bezeichneten Verfahren identisch ist, ob es eine Ergänzung dieser Kontrastierungseinrichtung darstellt oder ob es sich hierbei um nicht vergleichbare optische Kontrastierungsmethoden handelt.

Herr Mathias äußert sich folgendermaßen: Trotz ähnlicher Vorgehensweise zur Einrichtung des Kontrastes bestehen wesentliche Unterschiede, vor allem in der Wirkung auf die Bildentstehung und die praktische Anwendung in der Mikroskopie.

Das zentrale Dunkelfeld eignet sich für Objektive bis zur höchstens 20fachen Vergrößerung und wird in einem Vorschlag durch eine relativ breite Streifenblende auf der oberen Objektivlinse hervorgerufen.

BIC beruht zunächst auf einem starken Abblenden zur Verursachung der Beugung, welche infolge entstehender Sekundärwellen eine Aufspaltung des Strahlenganges hervorruft. Auf die sehr enge Blende wird dann die Dicke des Drahtbügels (Konvergenzblende) angepasst, im umgekehrten Verhältnis zu Objektivvergrößerung. Im Vergleich zur Streifenblende des zentralen Dunkelfeldes ist die Konvergenzblende dünner, aber dennoch nicht zu dünn, da sonst nur der zentrale Teil des Bildfeldes streifenförmig kontrastiert wird. Sie bewirkt die Interferenz der durch das Phasenobjektiv mehr oder weniger verzögerten Lichtwellen und vereinigt sie zu einem kontrastreichen Gesamtbild. BIC eignet sich für alle Objektive, kommt jedoch am besten bei Objektiven mit einer Vergrößerung höher als 20fach zur Geltung, insbesondere bei den Objektiven 40x (stärkste Vergrößerung bei Schulmikroskopen) und 60×, (Abb. 1), funktioniert aber auch noch bei Objektiv 100× imm.

Es wäre für die Mikroskophersteller in Erwägung zu ziehen, Schulmikroskope serienmäßig mit fest eingebauten Kontrastblenden (einfachere Bezeichnung) im Objektiv auszustatten oder Einschubblenden zum Nachrüsten anzubieten. Im Vergleich zum normalen Dunkelfeld, welches nur bis etwa Objektiv 20x gute Ergebnisse bringt und im Vergleich zum teuren und deshalb für Schulmikroskope unerschwinglichen Phasenkontrast benötigt BIC außer der Kontrastblende keinerlei zusätzliche und deshalb preistreibende Nachrüstung. Mit BIC kann man endlich auch an sogenannten Billigmikroskopen genußvoll Zooplankton beobachten. Die Kontrastblende stört im übrigen das mikroskopische Bild im Hellfeld kaum, zumindest nicht in der weniger anspruchsvollen Schul- und Hobbymikroskopie.

Herr Göke äußert sich in seinem Bericht *Beugungs-Interferenzkontrast – ein neues Schneidenverfahren* (S. 283–287) zu dieser Thematik.

Literaturhinweise

Göke, G.: Das zentrale Dunkelfeld. Mikrokosmos *79*, 346–349 (1990).

Mathias, E.: Beugungs-Interferenzkontrast – Ein behelfsmäßiges Kontrastierungsverfahren im Eigenbau. Mikrokosmos *88*, 1–5 (1999).

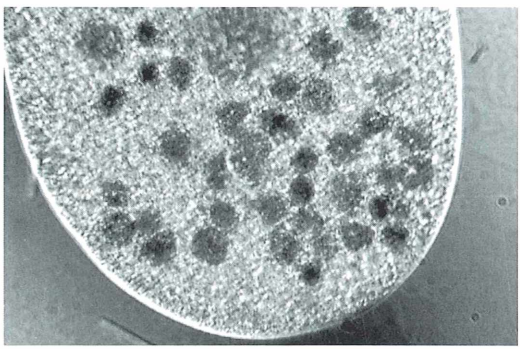


Abb. 1: Grünes Pantoffeltierchen, Objektiv 63× mit BIC. Man erkennt im Plasma innere Strukturen, so auch endosymbiontische Algen.

Möchten Sie in der Zeitschrift

MIKROKOSMOS

inserieren?

Bitte richten Sie Ihre Anfragen und Wünsche an
Urban & Fischer Verlag, Anzeigenleitung
Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Telefon 03641 - 62 64 45
Telefax 03641 - 62 64 21

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

Beugungs-Interferenzkontrast – ein neues Schneidenverfahren

Gerhard Göke

Im MIKROKOSMOS *88*, Heft 1 (1999) wurde der von Erhard Mathias und seinen Schülern entwickelte Beugungs-Interferenzkontrast vorgestellt. Bei diesem interessanten Verfahren wird mit einem Draht als Konvergenzblende in das Fourier-Spektrum des Objektivs eingegriffen. Es handelt sich nach meiner Auffassung um eine weitere Variante der Schlieren- und Schneidenmethoden, bei der wie bei allen mikroskopischen Methoden die Interferenz der Lichtwellen eine Rolle spielt. Trotzdem müssen sie von der Interferenzmikroskopie im strengen Sinne getrennt betrachtet werden.

Auf Wunsch der Redaktion begründet Gehard Göke seine Auffassung und erklärt zum besseren Verständnis gleichzeitig einige Begriffe aus der mikroskopischen Optik.

Die Fourier-Ebene und das Fourier-Spektrum

Man kennt in der Mikroskopie die allseitige Rayleigh-Streuung von Einzelheiten in der Größenordnung der Wellenlänge des Lichtes. In der Dunkelfeld- und Ultramikroskopie spielt sie die wichtigste Rolle. Dann gibt es die Streuung von divergent einfallendem Licht, das von einer in endlicher Entfernung befindlichen Lichtquelle ausgeht. Dabei kann eine reelle Beugungsfigur in endlicher Entfernung des Objekts abgebildet werden. Das ist die Fresnel-Streuung oder Diffraktion im Nahfeld. Weiterhin gibt es die Streuung von parallel einfallendem Licht, die Fraunhofer-Diffraktion im Fernfeld. Das ist übrigens der Bereich der Abbeschen Diffraktionstheorie, die als Sondergebiet der Fraunhoferschen Diffraktionstheorie anzusehen ist (van Duijn, 1990).

Die Intensitätsverteilung in der hinteren Brennebene des Objektivs, in die bei fast allen Kontrastverfahren eingegriffen wird (auch beim „Beugungs-Interferenz-Kontrast" nach Mathias), ist die umgewandelte Intensitätsverteilung im mikroskopischen Objekt. Man kann sie mit einer mathematischen Operation berechnen, die nach ihrem Entdecker Fourier-Transformation genannt wird. Deshalb bezeichnet man die Ebene, in der das primäre Interferenzbild entsteht, als Fourier-Ebene. Wenn man dieses Bild erneut mit einer Linse abbildet (in der Mikroskopie mit dem Okular), so wird es transformiert, wobei die ursprüngliche Intensitätsverteilung im Objekt je nach Qualität des Objektivs mehr oder weniger gut wieder hergestellt wird.

Von einem mikroskopischen Objekt wird das Bild der Lichtquelle durch Beugung und Interferenz vervielfältigt (moduliert), wodurch in der hinteren Brennebene des Objektivs ein Beugungsspektrum entsteht, das Fourier-Spektrum. So gesehen könnte man jede Art von Mikroskopie als Interferenzmikroskopie bezeichnen, was aber, wie später gezeigt wird, nicht richtig ist. Das Beugungsspektrum in der Fourier-Ebene enthält alle Informationen, die von einem Objektiv übertragen werden können. Durch bestimmte Eingriffe an verschiedenen Stellen im Strahlengang kann man Informationen, die dort vorhanden, aber für unser Auge nicht erkennbar sind, hervorheben und sichtbar machen. Das kann in der Fourier-Ebene selbst geschehen oder an einer anderen Stelle, zum Beispiel in der Ebene der Eintrittspupille des Kondensors, wo gleichzeitig die Eintrittspupille des ganzen Mikroskops liegt. Alle Eingriffe in das Fourier-Spektrum bewirken eine Abbildung, die nicht mehr objektähnlich, also in irgendeiner Weise verfremdet ist. Brechzahl- und Dickenunterschiede werden vertauscht und als Kontrastunterschiede dargestellt. Man muss ein Objekt entweder genau kennen oder ein unbekanntes Objekt nach mehreren licht-

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

mikroskopischen Verfahren untersuchen. Das gilt für den Phasenkontrast ebenso wie für den Interferenzkontrast (Göke, 1985).

Schlierenmethoden und Schneidenverfahren

Unter Schlieren versteht man in der Mikroskopie kleine Richtungsänderungen der Lichtstrahlen (Photonenbündel) in mikroskopischen Objekt, die zum Beispiel durch lokale Abweichungen der Brechzahl, der Dicke oder durch Dispersion hervorgerufen werden können. Seit der Erfindung des Schlieren-Schneidentests von Leon Foucoult (1859) und des Schneidenverfahrens von A. Toepler (1864) gibt es sehr empfindliche Methoden zur Sichtbarmachung (und Messung) kleiner Richtungsänderungen des Lichtes im mikroskopischen Objekt. Beim Schneidentest von Foucoult wird eine Messerschneide zur Blockierung der Hälfte des Fourier-Spektrums eines Phasenobjektes benutzt, während die Hintergrundstrahlen ungehindert passieren können. Beim Schneidenverfahren von Toepler wird ein von einer Lichtquelle beleuchteter Spalt in der vorderen Brennebene einer Linse abgebildet. Dann passiert ein paralleles Lichtbündel das Objekt und wird von einer zweiten Linse wieder fokussiert. An dieser Stelle befindet sich eine Messerschneide, deren Rand mit dem Spaltbild zusammentrifft. Ein drittes Linsensystem entwirft ein Bild des Objekts in der Abbildungsebene (beim Mikroskop im reellen Zwischenbild), das mit dem Okular wie mit einer Lupe betrachtet wird. Wegen der Messerschneide wurden diese und die davon abgeleiteten Methoden Schneidenverfahren genannt. Heute spricht man meistens von Schlierenverfahren bzw. -methoden, auch wenn keine richtige Schneide mehr verwendet wird.
Zu den Schneiden- oder Schlierenverfahren gehört das Phasenkontrastverfahren nach Frits Zernike, das von ihm 1934 als eine verbesserte Form des Schneidenverfahrens vorgestellt worden ist. Alle davon abgeleiteten Verfahren (Anoptralkontrast u. a.) gehören hierher. Ebenso der Amplitudenkontrast nach Pluta (Göke, 1986), das zentrale Dunkelfeld und das davon abgeleitete „Dispersions Staining" nach G. C. Crossmon (1949), das von M. Brown und W. C. McCrone 1963 weiterentwickelt wurde. Das Modulationskontrastverfahren nach Robert Hoffman (1975) ist im wesentlichen als eine Variante der Schlierenmethode von A. Toepler aufzufassen. Ebenso der sogenannte „3-D"-Kondensor nach L. Zselionka und W. Kiss (1960). Das Schlierenmikroskop von Meyer-Arendt (1957) gehört, wir bereits der Name sagt, in diese Gruppe der Kontrastverfahren.

Dunkelfeldbeleuchtung

Hier handelt es sich um eine alte Methode, bei der die nicht am Objekt abgebeugten Lichtstrahlen ausgeblendet oder am Objektiv vorbei gelenkt werden. Dabei ist ein ungefähr linienförmiges oder fadenförmiges Objekt von der Richtung der beleuchtenden Strahlen zur Längsausdehnung abhängig (Siedentopf, 1912). Die Sichtbarkeit ist azimutabhängig. Deshalb soll die Beleuchtung allseitig sein (Zentralblende im Hellfeld-Kondensor oder mit einem Spiegelkondensor). In besonderen Fällen werden aber auch Azimutblenden verwendet, um eine azimutabhängige Beleuchtung zu bewirken.
Man kann das direkte Licht der nullten Ordnung auch mit einer Zentralblende in der Fourier-Ebene des Objektivs ausblenden. Diese ist in der Regel rund und hinsichtlich ihres Durchmessers der Objektivapertur angepaßt (Göke, 1990). Sie kann aber auch balkenförmig sein. Die runde Zentralblende wird mit einem ganz normalen Hellfeldkondensor verwendet, dessen Irisblende an die Größe der Zentralblende des Objektivs angeglichen wird. Für die balkenförmige Zentralblende ist eine Spaltblende erforderlich, deren Spaltbreite auf die Breite der Blende eingestellt wird. Dieses zentrale Dunkelfeld mit Spaltblende spielt eine besondere Rolle bei der Untersuchung langgestreckter Objekte, zum Beispiel von Fasern (Pluta, 1989), besonders beim Dispersion Staining. Im allgemeinen werden Objektive bis 20facher Eigenvergrößerung verwendet, aber allein deshalb, weil deren Hinterlinse leicht zugänglich ist. Bei stärkeren Objektiven ist das schwieriger. Es genügt hier, einen schwarzen dünnen Kartonstreifen in die Fassung einzuklemmen, oder ein rundes schwarzes Plättchen in die Mitte des Hinterlinse zu kleben. Die Spaltblende führt nicht zur Verzerrung des Bildes, einen guten Kondensor vorausgesetzt. Auch bei Interferenzmikroskopie werden manchmal Spaltblendenkondensoren verwendet. Abbildung 1 zeigt die als zentrales Dunkelfeld be-

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

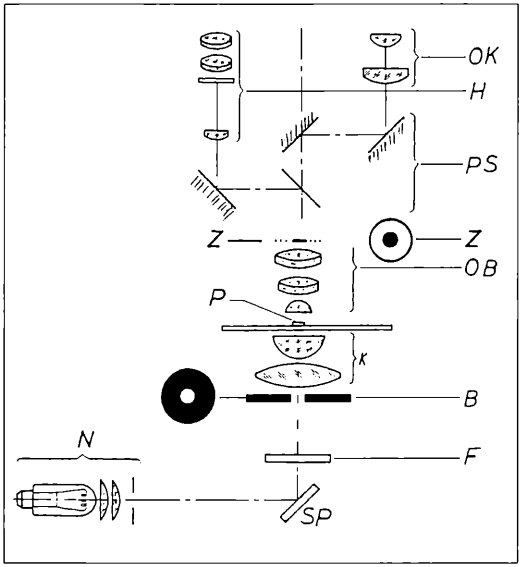


Abb. 1: Zentrales Dunkelfeld mit kreisförmiger Zentralblende und runder Kondensor-Aperturblende. N = Niedervoltleuchte, SP = Spiegel, F = Filter, B = Irisblende, K = Hellfeldkondensor, P = Präparat, OB = Objektiv, Z = Zentralblende, PS = Prismensystem des Tubus, OK = Okular, H = Hilfsmikroskop (Einstellhilfe) (Göke, 1990).

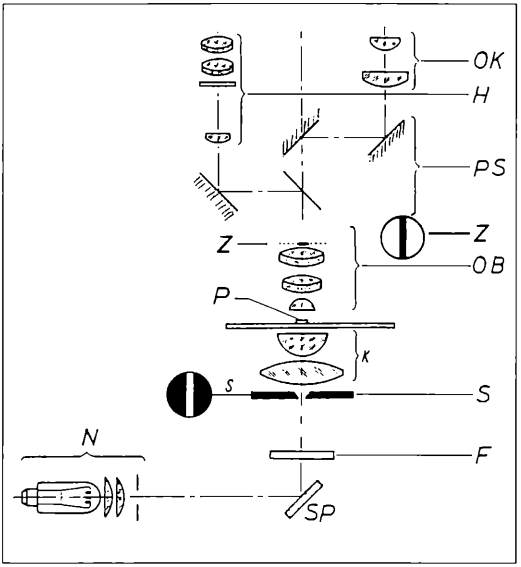


Abb. 2: Zentrales Dunkelfeld mit streifenförmiger Zentralblende und Spaltblendenkondensor. Bezeichnungen wie bei Bild 1 (Göke, 1990).

schriebene Anordnung mit einer runden Zentralblende in der Fourier-Ebene, Abbildung 2 die gleiche Anordnung mit einer streifenförmigen Zentralblende und einem Spaltblendenkondensor. Abbildung 3 erklärt die Anordnung beim Dispersion Staining von Fasern (Pluta, 1989). Auch hierbei wird ein Spaltblendenkondensor verwendet. In allen Fällen, auch beim Beugungs-Interferenzkontrast nach Mathias, handelt es sich um eine spatielle Filterung. Man versteht darunter eine optisch Filterung, ein Verfahren, bei dem mit optischen Mitteln ein Eingriff in den Strahlenverlauf

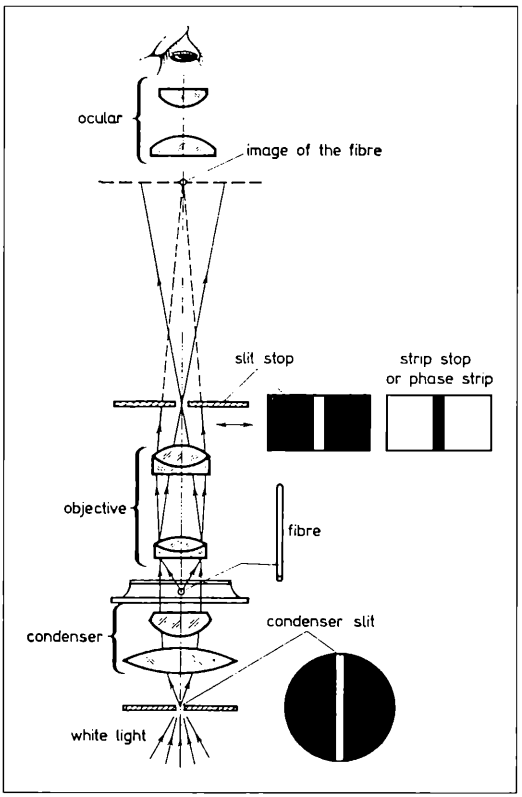


Abb. 3: Dispersion Staining mit Spaltblendenkondensor, Spaltblende und streifenförmige Zentralblende im Objektiv. Es werden zwei gleiche Objektive mit je einer der beiden Blenden wechselweise verwendet. Die Anordnung ist besonders leicht zu realisieren (nach Pluta, 1989).

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

stattfindet, der dazu führt, dass ein Bild mit größerem oder anderem Informationsgehalt entsteht. Jedes optische Element in einem System kann als Filter betrachtet werden und jeder Eingriff beim Durchgang des Lichtes durch eine Öffnung ist eine Form der optischen Filterung.
Das ideale zentrale Dunkelfeld wird mit einem lichtundurchlässigen Ring erzielt, der sich wie eine Phasenringplatte in der Fourierebene des Objektivs befindet und mit einer passenden Ringblende des PK-Kondensors optisch konjugiert ist (Göke, 1990).

Interferenzkontrast

Das erste Interferenzmikroskop wurde schon 1893 von Sirks beschrieben, aber erst die Erfolge des Phasenkontrastverfahrens lenkten die Aufmerksamkeit auf diese Methode. Leistungsfähige Interferenzmikroskope standen erst nach 1950 zur Verfügung. Das wesentliche Merkmal der Interferenzmikroskopie besteht darin, dass unabhängig vom Objekt eine Aufspaltung des Strahlenganges in zwei oder mehrere kohärente Anteile erfolgt, die auf dem Weg bis zur Bildebene unterschiedlich beeinflusst werden (Beyer, 1974). Die genauen Bedingungen können in den vier Beiträgen des Verfassers „Methoden der Interferenzmikroskopie" im MIKROKOSMOS *74*, (1985) und bei van Duijn (1958) nachgelesen werden.
Man teilt die Interferenzmikroskope in zwei große Gruppen ein: In solche, bei denen der Vergleichsstrahlengang nicht vom Objekt beinflusst wird (Dyson, Horn, Lau, Linnek, Krug u. a.) und in solche, bei denen das Objekt den Vergleichsstrahlengang verändert (Lebedeff, Francon, Smith, Nomarski und Pluta). Letztere können auch als Polarisations-Interferenzmikroskope bezeichnet werden, weil bei ihnen die Doppelbrechung in Kristallen und die Polarisation des Lichtes eine große Rolle spielen. Behaupten konnten sich hauptsächlich die Verfahren von Nomarski und Pluta. Hier befindet sich ein modifiziertes Wollastonprisma im Beleuchtungsstrahlengang, während ein weiteres (bei Pluta auch zwei) im abbildenden Strahlengang angeordnet ist. Das Prisma im Beleuchtungsstrahlengang kann durch eine Spaltblende ersetzt werden. Es wird auch Kompensationsprisma genannt, denn in ihm werden bereits alle Strahlen so aufgespalten, dass sie mit einem Gangunterschied in der Objektebene ankommen und hierdurch der gleiche abbildungsseitige Gangunterschied für alle Strahlenneigungen kompensiert wird. Das ermöglicht die Verwendung relativ großer Beleuchtungsaperturen.

Diskussion

Beim Beugungs-Interferenzkontrast BIC nach Mathias wird mit sehr kleinen Kondensoraperaturen gearbeitet. Wie sich das auf die Auflösung feiner Strukturen und auf die Gestalt des Airy-Scheibchens auswirkt, kann ich ohne geeignete Tests und Messungen nicht beurteilen. Es kann durchaus sein, dass ähnlich wie beim Interferenzkontrast mit einer engen Spaltblende dieser negative Effekt durch die starke Anhebung des Kontrastes weitgehend kompensiert wird. Der Charakter des mikroskopischen Bildes gleicht auf den Fotos einem Dunkelfeld bis Grenzdunkelfeld oder einem „Quasi-Phasenkontrast", wie er auch mit einem Stufenspiegelkondensor erzielt werden kann. Der BIC beruht zunächst auf einer sehr starken Abblendung eines Hellfeldkondensors, um die bei der Hellfeld-Mikroskopie unerwünschte Beugung an den Objektstrukturen zu bewirken. In das entstandene Fourier-Spektrum wird dann mit einem Draht als Konvergenzblende eingegriffen.
Vielleicht sollte man das Verfahren nur als *Beugungskontrast* bezeichnen und das Wort *Interferenzkontrast* weglassen. Dadurch würden falsche Vorstellungen bei den Mikroskopikern und auch möglicher Ärger mit den Patenthaltern und Herstellern von Interferenzeinrichtungen vermieden.

Literaturhinweise

Beyer, H.: Theorie und Praxis der Interferenzmikroskopie. Akademische Verlagsgesellschaft Geest und Portig K.G., Leipzig 1974.
Crossmon, G. C.: The dispersion staining method for the selective coloration of tissue. Stain Techn. *24*, 61–75 (1949).
Göke, G.: Das Amplitudenkontrastverfahren. Mikrokosmos *62*, 344–347 (1973).
Göke, G.: Methoden der Interferenzmikroskopie. Mikrokosmos *74*, 153–158 (Teil 1), 188–193 (Teil 2), 250–254 (Teil 3), 274–279 (Teil 4) (1985).
Göke, G.: Das zentrale Dunkelfeld. Mikrokosmos *79*, 346–349 (1990).

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

Hoffman, R.: The modulation contrast microscope. Principals and performance. J. Microscopy *110*, 205–222 (1977).
Hoffmann, P.: Modulationskontrastverfahren im Eigenbau. Mikrokosmos *72*, 58–62 (1983).
Mathias, E.: Beugungs-Interferenzkontrast – Ein behelfsmäßiges Kontrastierungsverfahren im Eigenbau. Mikrokosmos *88*, 1–5 (1999).
Pluta, M.: Advanced Light Microscopy. Volume 2. Specialised Methods. PWN-Polish Scientific Publishers. Elsevier Amsterdam-Oxford-New York-Tokyo 1989.
Van Duijn, C.: Optische Filterung. Grundlagen der Methoden. 19 Seiten in: Arbeitsmappe der 3. Internationalen Mikroskopie-Tage in Hagen 1990.
Van Duijn, C.: Moderne Beobachtungsverfahren in der Mikroskopie und deren Bedeutung für die Mikrokinematografie. Research Film *3*, 1–17 (1958).

Verfasser: Gerhard Göke,
Am Widey 7, D - 58095 Hagen

Nachrichten

Ernst Haeckel im Netz

Im Mai-Heft wurde auf den Faksimile-Nachdruck des zu Recht vielbeachteten Werkes von Ernst Haeckel *Kunstformen der Natur* aufmerksam gemacht. Nun ist dieses Buch auch im Internet als elektronische Faksimile-Ausgabe unter http://www.mpiz-koeln.mpg.de/~stueber/stueber_library.html verfügbar. Dr. Kurt Stüber vom Max-Planck-Institut für Züchtungsforschung, Köln, hat sich die Mühe gemacht, eine qualitativ sehr hochstehende Version ins Netz zu stellen. Im Gegensatz zu der gedruckten Faksimile-Ausgabe sind in der elektronischen Version auch die Textseiten im Original übernommen. Man kann jede einzelne Tafel aufrufen (Abb. 1) und sie sich in Bildschirmauflösung ansehen, aber auch als 300 dpi-Version abrufen. Der Text wird mit einer Auflösung von 200 dpi wiedergegeben. Neben diesem Buch bietet Kurt Stüber übrigens eine Reihe weiterer Publikationen von und über Haeckel als elektronische Ausgaben an.

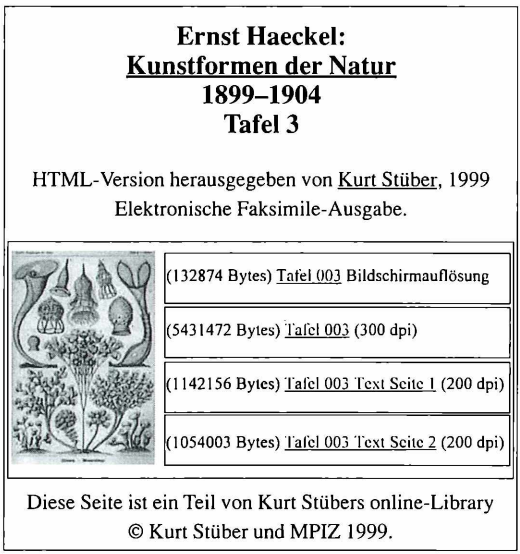


Abb. 1: Internet-Abrufseite einer Bildtafel aus Haeckels *Kunstformen der Natur* mit dazugehörendem Text.

30. Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt hiermit zum 30. Treffen im BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn (Am Hubland) ein. Es werden in gewohnter Gepflogenheit theoretische und praktische Vorträge aus verschiedensten Bereichen der Mikoskopie gehalten. Meistens runden interessante Diavorträge das abwechslungsreiche Programm ab.

Termin: **Samstag, der 16. Oktober 1999**; Beginn: **pünktlich** um 10 Uhr – Treffpunkt am letzten Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes.
Anfragen bitte an: K. H. Orlishausen, Sonderschuldirektor a. D., Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel. 09571/3477.

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

Kurze Mitteilung

Anaerobe Mikroorganismen in Permafrostböden

Große Gebiete der zirkumpolaren Tundra sind Dauerfrostböden. Das Alter dieser Permafrostböden liegt zwischen 7000 und 2 Millionen Jahren. Während der aeroben Mikroorganismen der Permfrostböden bereits ausführlich untersucht worden sind, wurden jetzt auch die anaeroben Bakterien näher studiert. Die untersuchten Sedimente stammen aus dem Alluvium und waren marinen Ursprungs. In der Kolyma-Indigirka-Ebene im nordöstlichen Sibirien wurden Bohrungen bis zu einer Tiefe von 600–800 m niedergebracht. Die steril entnommenen Bohrkerne stammen von einer Stelle in der Nähe des Arktischen Ozeans; ein anderer wurde etwa 100 km von der Küste entfernt im Inland erbohrt. Die Bohrkerne enthielten lebende Populationen anaerober Bakterien und deren Stoffwechselprodukte. Die Zahl der Bakterien wurde mikroskopisch bestimmt. Dazu musste ein Teil des Bohrkerns unter sterilen Bedingungen aufgebaut werden. Die Bodensuspension wurde 20 min lang (bei 8000 g) zentrifugiert. Zu 0.01 ml des sedimentierten Materials wurden 0.2 ml einer 0.015%igen Lösung von Acridinorange zugesetzt und mit 1 ml destilliertem Wasser verdünnt. Nach 2 min werden die angefärbten Bakterien durch Filtration auf einem schwarzen Polycarbonat-Membranfilter (Porengröße 0.2 µm; Hersteller: Nucleopore Corp., Pleasanton, Californien) gesammelt. Die fluoreszierenden Zellen können mit Hilfe eines Epifluoreszenzmikroskopes (Optiphot, Nikon) ausgezählt werden. Anaerobe Bakterien wurden in erstaunlich hoher Anzahl gefunden: 10^7–10^8 Zellen pro Gramm Permafrostsediment. In Abhängigkeit von der Tiefe der Bohrungen wurden unterschiedliche Mengen lebender Zellen gefunden, z. B. in 18 m Tiefe des küstennahen Bohrkerns $2{,}2\times10^8$ Bakterienzellen pro Gramm Boden; in 34,3 m Tiefe des im Inland erbohrten Kernes waren noch 0.2×10^8 Bakterien vorhanden.

Diese Untersuchungsergebnisse zeigen, dass anaerobe Bakterien ihre Lebensfähigkeit bei Temperaturen zwischen –7 und –12 °C lange Zeit behalten können, von einigen Tausenden Jahren bis 2 Millionen Jahre lang. Das bedeutet, dass diese Bakterien einen einzigartigen Adaptionsmechanismus entwickelt haben müssen, der sie in die Lage versetzt, solch lang andauernden Stress zu überleben.

Die Fähigkeit der methanogenen Bakterien, ihre Lebensfähigkeit so lange Zeit unter den Bedingungen des Permafrosts zu bewahren, ist nicht nur eine interessante biologische Eigenschaft, sondern wirft auch die Frage auf, ob die Methanbakterien eine potentielle Quelle für die Gase sind, die zur globalen Erwärmung der Erdatmosphäre beitragen. Der Methangehalt in den Permafrostböden ist nicht verschieden von dem der nicht gefrorenen Tundraböden. Es gibt aber in den Permafrostböden Taschen, in denen Methan aufgehäuft vorkommt. Daraus ergibt sich die Frage, ob die anaeroben Methanbakterien auch in den Permafrostböden aktiv sein können. Zwar kann man annehmen, dass die Masse des Methans bereits gebildet wurde, bevor die Böden in den Dauerfrostzustand übergegangen sind. Offen bleibt, ob die anaeroben methanogenen Bakterien möglicherweise auch bei den tiefen Temperaturen im Permafrostboden aktiv sind und Methan produzieren.

Rivkina, R., Gilichinsky, D., Wagner, S., Tiedie, J., McGrath, J.: Biogeochemical activity of anaerobic microorganisms from buried permafrost sediments. Geomicrobiol. *15*, 187–193 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Ein neuer Fundort von Stentor niger

Martin Kreutz

Obwohl die verfügbare Literatur zur Ciliaten-Gattung *Stentor* sehr umfangreich ist, kann von einer eindeutigen taxonomischen Charakterisierung aller Arten keine Rede sein. Neben der gut definierten Art *Stentor coeruleus*, dem Blauen Trompetentier, gibt es auch viele, deren Abgrenzung zu anderen Arten unscharf ist, oft bedingt durch zu wenige Funde oder ungenaue Beschreibungen.

Zu den Problem-Arten gehört auch *Stentor niger*, der zwar zur Massenentwicklung neigt (Foissner, 1992), von dem bisher aber nur wenige gesicherte Fundorte bekannt sind, die eine genauere Untersuchung dieser Art erlauben würden.

Stentor niger unter Zieralgen

Stentor niger wurde von mir Ende Mai 1998 während einer Exkursion des Zieralgen-Arbeitskreises Esternberg unter der Leitung von Prof. Rupert Lenzenweger gefunden, sozusagen als „Beifang" zu den eigentlich gesuchten Desmidiaceen. Der Fundort ist das Edtmoor auf der Edtalm, welches nordwestlich von Gosau in Österreich liegt. Das Edtmoor findet sich in ca. 1300 m Höhe in westlicher Richtung der bewirtschafteten Hütte Großedt-Alm. Das Moor ist nur ca. 50 × 50 m groß und wird von bewirtschafteten Weiden begrenzt. In den wenigen offenen Wasserflächen, bei denen es sich meist um Trittsiegel von Kühen handelte, fand sich *S. niger* in großer Zahl, wenn man auch von keiner Massenentwicklung sprechen konnte. Zumindest gliedert sich dieser Fundort in die bisher beschriebenen ein, die *S. niger* eine Vorliebe für moorige und saure Standorte bescheinigen (Foissner, 1992).

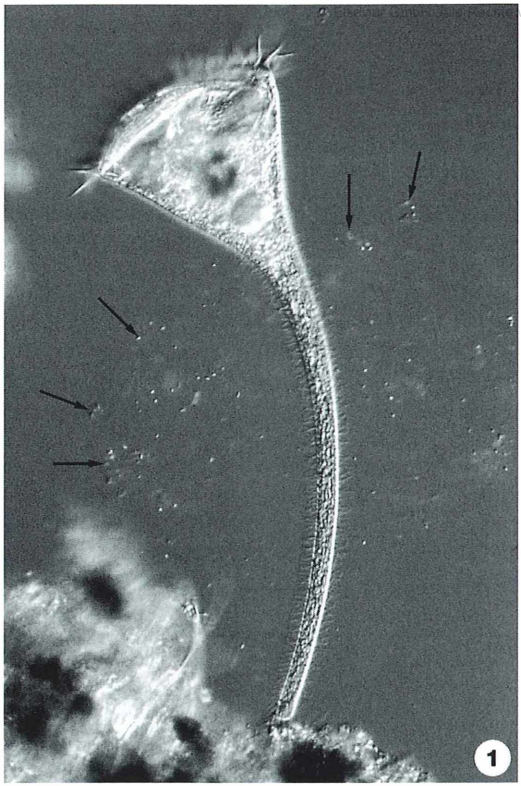
Abgrenzung zu ähnlichen Arten

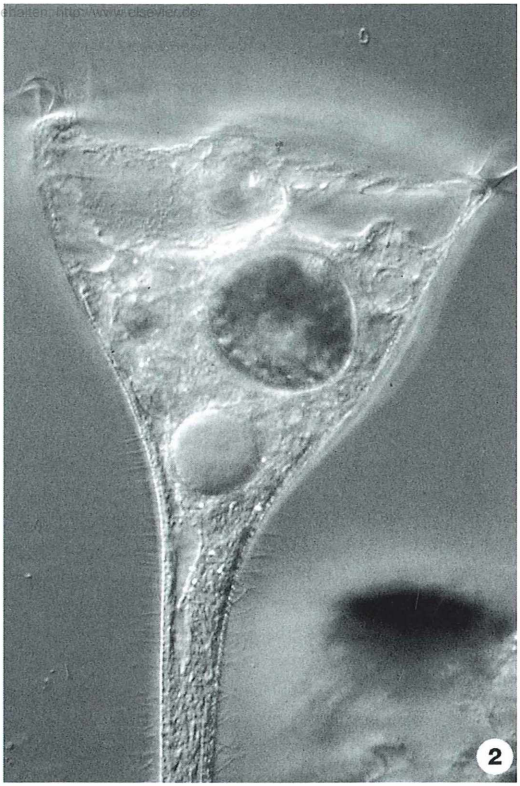
Die im Edtmoor gefundenen Exemplare waren durchweg gelbbraun gefärbt, wobei die Färbung mitunter nur sehr schwach war und sich im Peristomfeld intensivierte. Ausgestreckte Exemplare waren 300–500 µm lang und das Peristom hatte einen Durchmesser von 120–150 µm (Abb. 1 und 2). Der Makronukleus war kugelförmig und hatte einen Durchmesser von 25–30 µm (Abb. 2). Ein Mikronukleus konnte im Lebendpräparat nicht beobachtet werden. Diese Kombination von Merkmalen stimmt mit den vorliegenden Beschreibungen von *S. niger* überein (Foissner, 1992), trifft aber in hohem Maße auch für die Arten *S. amethystinus* und *S. fuliginosus* zu (Foissner, 1992, 1994; Schneider, 1991). Im Gegensatz zu *S. niger* besitzt *S. amethystinus* jedoch Zoochlorellen, schwarzviolette Granula und von Granula umringte Mikronuklei (Schneider, 1991). Die Färbung von *S. fuliginosus* kann zwar der von *S. niger* ähnlich oder sogar gleich sein, jedoch besitzt auch diese Art Zoochlorellen. Die Abwesenheit von Zoochlorellen in *S. niger* wurde 1935 von Kahl als Unterscheidungsmerkmal zu *S. amethystinus* und *S. fuliginosus* eingeführt. Die Population von Stentoren aus dem Edtmoor wies definitiv keine Zoochlorellen auf, was die Zuordnung als *S. niger* bestätigt.

Beobachtungen im Mikroaquarium

Aus den Proben vom Edtmoor wurden 15 Exemplare von *S. niger* zusammen mit einigen Detritusflocken in ein Mikroaquarium überführt. Kurz nach dem Einsetzen konnten die Exemplare noch frei schwimmend beobachtet werden. Dabei zeigte *S. niger* eine typische, leicht taillierte Gestalt und war dabei 150–200 µm lang (Abb. 3). Schon nach 30 Minuten hatten sich alle Exemplare an Detritusflocken geheftet und begannen, sich zur vollen Länge auszustrecken. Eine Ausbildung von langen,

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





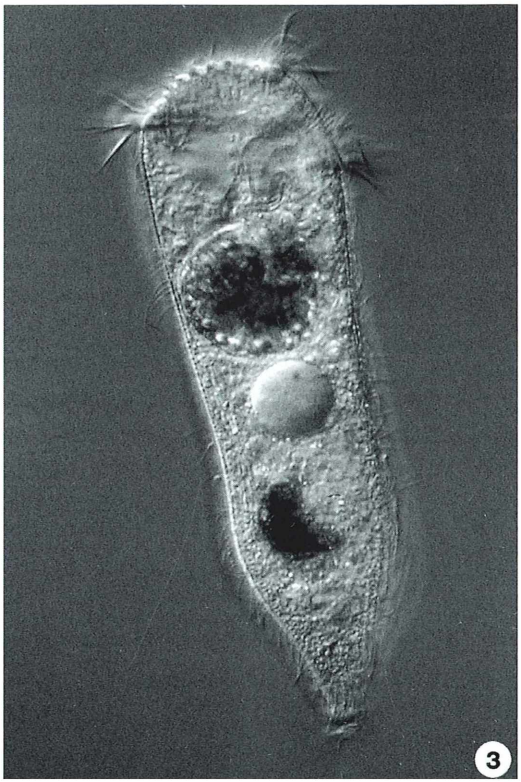


Abb. 1: Ein ausgestrecktes Exemplar von *S. niger* (Länge 400 µm) in einem selbstgebauten Schleimgehäuse. Die Ausdehnung des Gehäuses ist im differentiellen Interferenzkontrast nur indirekt durch anhaftende Bakterien zu erkennen. 225×. – Abb. 2: *S. niger* nimmt auch größere Algen als Nahrung auf (hier wahrscheinlich *Peridinium*). Unterhalb der Alge ist deutlich der kugelige Makronukleus zu erkennen. 550×. – Abb. 3: *S. niger* frei schwimmend. Das Exemplar ist 200 µm lang. Typisch für die Art ist die leicht taillierte Körperform. 450×.

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

wurzelähnlichen Fortsätzen, wie es Kahl (1935) für diese Art beschrieben hat, konnte nicht beobachtet werden. Jedoch konnte nach wenigen Tagen bei einigen Exemplaren ein zartes Schleimgehäuse nachgewiesen werden, das im differentiellen Interferenzkontrast erwartungsgemäß nur indirekt durch den Bewuchs mit Bakterien erkennbar war (Abb.1).
Als Nahrung werden mitunter Algen beträchtlicher Größe aufgenommen (Abb. 2), aber wahrscheinlich auch Bakterien. Hin und wieder finden sich recht viele aufgenommene Algen in einem Tier, was frühere Autoren dazu veranlasst haben könnte, *S. niger* mit Zoochlorellen zu beschreiben. Sie lassen sich jedoch leicht von Zoochlorellen unterscheiden, wenn man die Exemplare quetscht. Dann erkennt man durch das Lumen zwischen Alge und Vakuolenmembran, dass es sich um Nahrungsvakuolen handeln muss. Das Mikroaquarium wurde eine Woche an einem hellen Fensterplatz gestellt. In dieser Zeitspanne konnte keine Intensivierung oder Abschwächung der Färbung bei den Exemplaren festgestellt werden.

Dank

Ich danke Prof. Dr. W. Foissner für die freundliche Überlassung von Literatur.

Literaturhinweise

Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems. Band II: Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsber. d. Bayer. Landesamt. f. Wasserw., München 1992.
Foissner, W., Wölfl, S.: Revision of the genus *Stentor* OKEN (Protozoa, Ciliophora) and description of *S. araucanus* nov. spec. from South American lakes. J. Plankton Res. *16*, 255-289 (1994).
Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, I. Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
Schneider, H.: *Stentor amethystinus* – ein Trompetentier im Plankton. Mikrokosmos *80*, 193–199 (1991).

Verfasser: Dr. Martin Kreutz,
Magdeburger Str. 2, D-78467 Konstanz

Kurze Mitteilung

Affinität von Flavanolen zur Zellwand

Die ergastischen Zellwände der Pflanzen geben den Zellen Form, Festigkeit und Schutz. Sie sind aber keine rein statische Struktur, sondern in hohem Maße dynamisch. Bei Infektionen laden sich die Zellwände mit Phenolen auf, die somit eine wichtige Rolle bei der Verteidigung der Pflanzen gegen Pathogene spielen. Kallus, Triebe und Früchte der Kirsche, Blätter, Blattstiele und Gallenhaare der Buche sowie das Xylem des Balsaholzes wurden mit einer gereinigten Fraktion der Roßkastanie (*Aesculus hippocastanum* L.), die verschiedene Flavanole von unterschiedlichem Polymerisierungsgrad enthält, behandelt. Sodann wurden Schnitte angefertigt. Dazu wurde das Material in Glutaraldehyd (in 0,1 M Phosphat-Puffer pH 7,5) im leichten Vakuum fixiert. Nach Waschen im Puffer wurden die Gewebeproben in einer Alkoholserie entwässert und in Glykol-Metacrylat (Historesin, Reichert-Jung) eingebettet und in Schnitte (2 µm Dicke) zerlegt. Vom Balsa-Holz konnten Handschnitte ohne Fixierung verwendet werden. Nach der Vorbehandlung mit dem Roßkastanien-Extrakt werden die Schnitte mit 1% DMAZA (Dimethylaminozimtaldehyd), gelöst in 6n Butanol-Salzsäure (Verhältnis Reagenz zu Lösungsmittel 4:1, v/v) gefärbt. Man erhält Gewebe mit und ohne blaue Zellwände. Die Zellwände ohne Flavanol-Affinität sind nicht blau gefärbt, sie sind lignifiziert, suberinisiert oder oxydiert. Das lässt vermuten, dass alle für Flavanole verfügbaren Bindungsstellen besetzt waren. Gesunde, nicht imprägnierte Zellwände haben eine hohe Affinität zu polymeren Flavanolen, sie reagieren also potentiell als erste mit einer raschen Abwehrreaktion im Falle einer Verwundung oder Infektion. Die Infiltration bestimmter Zellwände mit den zugefügten Flavanolen kann daher als ein Basismechanismus der Zellwand-Physiologie betrachtet werden.

Schwalb, P., Feucht, W.: Affinity of flavanols to cell walls: Changes after wounding, infection, lignification, and suberization. J. of Appl. Botany 72, 157–161 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Schwimmbewegung der Dinophyceen

Die Dinoflagellaten (Pyrrhophyceae) bilden mit den Diatomeen und Coccolithineen die Hauptmasse des pflanzlichen Planktons in den Weltmeeren. Die Arten der wichtigsten Ordnung der Dinophycales (Peridinales) scheiden Toxine ab und können bei einer Massenentwicklung Fische töten.

Die Dinophycales haben einen charakteristischen Zellaufbau (Abb. A): Die Zellwand besteht aus meist polygonalen, porösen Zelluloseplatten. An der Kreuzungsstelle der Quer- und Längsfurche entspringen zwei Flagellen. In der longitudinalen Furche verläuft eine Peitschengeißel (Longitudinalflagellum A 1); sie ist eine Schubgeißel und ist nach hinten gerichtet, so daß die Zelle sich vorwärts, in Richtung des dicken Pfeiles (bei A) bewegt. In der äquatorialen Querfurche verläuft eine andere Geißel (A 2), das Transversalflagellum, die eine Drehbewegung um die Achse der Bewegungsrichtung bewirkt. Durch die Verwendung einer Hochgeschwindigkeits-Videokamera mit 250 Aufnahmen pro Sekunde, auf einem Umkehrmikroskop (Objektive 4× und 40×, Okular 10×) montiert, konnten neue Einsichten in den Mechanismus der Schwimmbewegungen gewonnen werden. Die Zelle schwimmt in der antero-posterioralen Achse und rotiert gleichzeitig rechtsherum. Die Geschwindigkeit der freien Zellbewegung war im Mittel 107 µm pro Sekunde, die Rotationsfrequenz ist im Mittel 1,12 Hz. Die longitudinale Geißel macht eine Wellenbewegung von der Basis der Zelle zur Geißelspitze mit einer Frequenz von 65,9 Hz, einer Wellenlänge von 12,2 µm, einer Amplitude von 1,3 µm. Das Transversalflagellum hat eine Frequenz von 36,1 Hz, eine Amplitude von 1,14 µm. Die Einzelzelle kann auch rückwärts schwimmen; die Umschaltzeit ist im Mittel 184 ms lang. Die Bewegung der Zellen ist durch das Licht der mikroskopischen Beleuchtung beeinflußt. Daher wurde keine Beobachtungsfolge länger als 2 Minuten lang fortgesetzt.

Die Wellenform des Transversalflagellums kann als „biform" bezeichnet werden, wobei die Lage der Geißel in Bezug auf den Zellkörper onduliert (Abb. B, 1 nach 4, bzw. 4 nach 1); außerdem macht sie eine Wellenbewegung (Abb. A, 2). So kann die langsamere Bewegung des Transversalflagellums der biformen Spirale der Bewegung zugeschrieben werden.

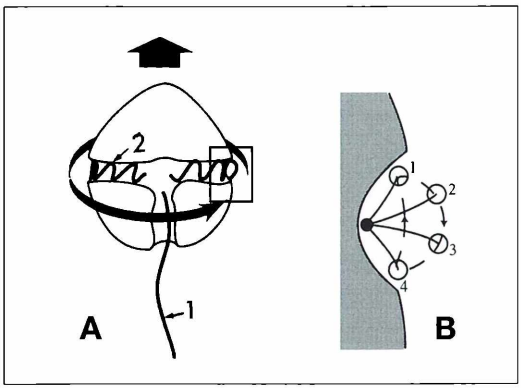


Abb. 1. Mechanismus der Schub-Bewegung bei einem dikonten Dinoflagellaten.
A. Übersicht der Geißelbewegungen. Das longitudinale Flagellum (1) bewirkt eine Vorwärtsbewegung in Richtung des dicken, vertikalen Pfeiles. Gleichzeitig erfolgt eine Drehung um die Längsachse (dünner horizontaler Pfeil) durch die Wellenbewegung um die Längsachse durch das Transversal-Flagellum (2) in der Mittelfurche zwischen den Zellplatten.
B. Querschnitt durch die Gürtelregion (= Kästchen in A).
1–4 geben die wechselnden Positionen des Transversal-Flagellums in der Furche an; die kleinen Pfeile zeigen die Bewegungsrichtung des Flagellums an (nach Miyasaka *et al.*, 1998, verändert).

Miyasaka, Nanba, K., Furuya, K., Nimura, Y.: High-speed video observation of swimming behavior and flagellar motility of Prorocentrum minimum (Dinophyceae). Protoplasma *204*, 38–46 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Eine einfache Inaktivierungsmethode von *Paramecium caudatum* zur Messung des Membranpotentials

Björn Krenz und Harald Peter

Es ergibt sich immer wieder das Problem, dass zur Bearbeitung bestimmter Fragestellungen Einzeller stillgelegt werden müssen. Das wäre beispielsweise bei einem *Paramecium* der Fall, wenn man sein Membranpotential messen möchte. Elektrophysiologen bewerkstelligen dieses, indem sie die Ciliaten mit Hilfe einer sehr feinen Glasnadel sozusagen an die Angel nehmen. Das ist sicherlich eine Methode, die einige Übung und Geschicklichkeit verlangt. Eine andere Möglichkeit ist die „Entwimperung", die Deciliierung, mit Hilfe einer Ethanolbehandlung. Hierbei werden die Untersuchungsorganismen sicherlich einem relativ hohen Stress unterworfen. Im Folgenden wird eine einfache Alternativmethode vorgestellt und diskutiert.

Das Ziel war es, ein Verfahren zu finden, das die Paramecien so unbeeinflusst wie möglich lässt, messtechnischen Stress vermeidet und mit einfachen Mitteln durchgeführt werden kann. In Anlehnung an Versuche, Ciliaten in Methylcellulose zu verlangsamen, wurde versucht, *Paramecium caudatum* in Agar-Agar bewegungsunfähig einzuschließen, um das Membranpotential messen zu können.

Versuchsablauf

0,09 g Agar-Agar wurden mit 80 ml PBS-Puffer (24 g NaCl, 0,6 g KCl, 4,32 g Na_2HPO_4, 0,72 g KH_2PO_4, ad 1 Liter H_2O) gemischt und in der Mikrowelle erhitzt. Nachdem das Gemisch auf 27,6 °C abgekühlt war, wurde ein Tropfen Kulturmedium mit Paramecien daraufgegeben.

Ergebnis

Unter dem Lichtmikroskop stellte man nach 2 Minuten noch eine rege Bewegung der Ciliaten fest, die dann aber kontinuierlich mit fortlaufender Zeit abnahm. So erkannte man nach 5 Minuten nur noch Kreisbewegungen der Ciliaten. Nach 9 Minuten bewegte sich kein Ciliat mehr. Das Flimmern der Cilien konnte jedoch ebenso wie das Pulsieren der kontraktielen Vakuole weiter beobachtet werden. Jetzt wurde mit einer Glas-Mikroelektrode in ein *Paramecium* eingestochen und das Membranpotential intrazellulär abgeleitet (Abb. 1). Die Zellen blieben dabei mindestens über eine Stunde vital.

Auswertung

Bei der Ableitung des Membranpotentials eines *Parameciums* erhielten wir einen Kurvenverlauf, wie er in Abbildung 2 wiedergeben ist. Das aus der Grafik ermittelte Membranpotential beträgt –68,75 mV. Eine Fehlerabschätzung bei diesem Versuch ist derzeitig kaum möglich, da zu viele Faktoren das Ergebnis beeinflussen können. Es müsste eine genügende Anzahl von Versuchen durchgeführt werden, um eine sinnvolle Fehlerrechnung vornehmen zu können.

Diskussion

Der Einschluss in Agar-Agar erwies sich als geeignet, Paramecien innerhalb kurzer Zeit ausreichend zu inaktivieren. Da die Zellen vital bleiben, können sie so für verschiedene Manipulationen genutzt werden. Während für diesen Bericht elektrophysiologische Ableitungen durchgeführt wurden, können ebenso Mikro-

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

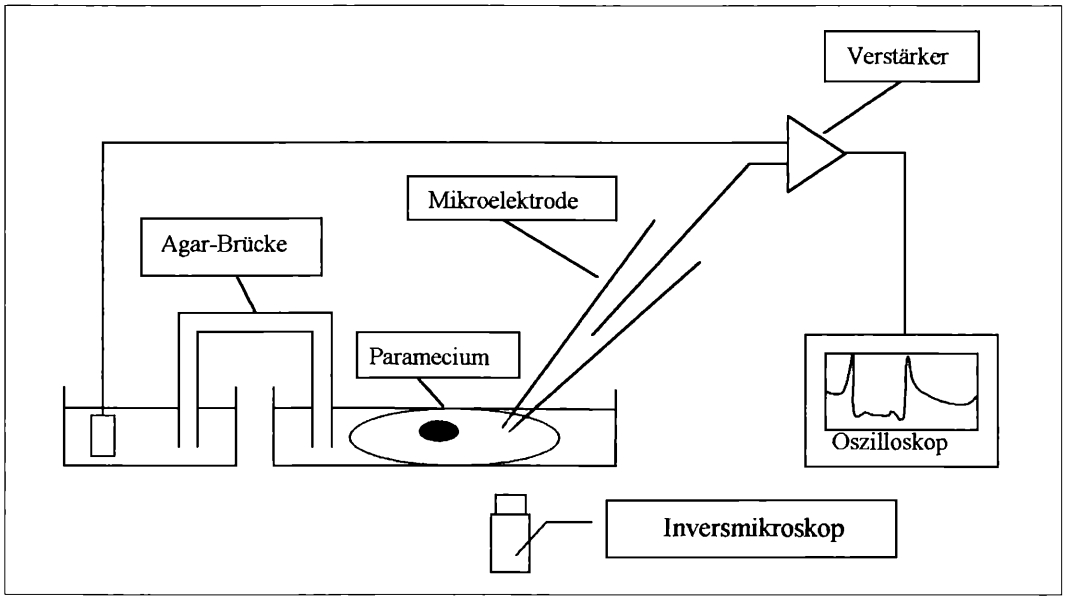


Abb. 1: Versuchsaufbau zur Bestimmung eines Transmembranpotentials.

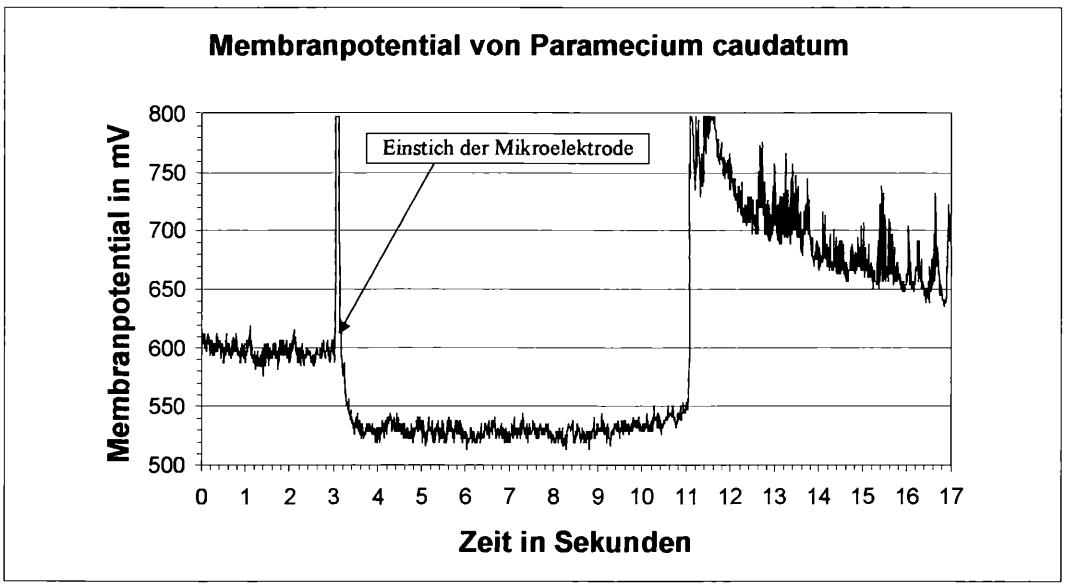


Abb. 2: Membranpotential eines immobilisierten *Paramecium*s.

injektionen oder mikrochirurgische Eingriffe, wie z.B., Kerntransplantationen, durchgeführt werden. Eine wichtige Voraussetzung ist, dass die Agar-Schicht möglichst dünn gehalten wird, um hinreichend gute optische Eigenschaften zu erhalten.

Unser Messergebnis von –68,75 mV fällt verglichen mit Literaturwerten aus dem Mess-

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

rahmen. Paramecien in einer Standard-Lösung von 1 mM $CaCl_2$ und 1 mM KCl zeigen ein Membranpotential zwischen –30 mV und –40 mV, abhängig von der Messtechnik (Machemer, 1988).
Unser abweichender Wert hat seine Ursache wahrscheinlich im Gebrauch der PBS-Lösung. Das Membranpotential von *Paramecium caudatum* wird nämlich hauptsächlich von Ca^{2+}- und K^+-Ionen bestimmt. Da unser PBS-Puffer keine Ca^{2+}-Ionen enthält, wird das Ergebnis natürlich verfälscht. Hinzu kommt noch, dass man den Einfluss der umgebenden viskosen Masse auf das *Paramecium* nicht außer Acht lassen darf. Das Pantoffeltier kann zu einem gewissen Grade mechanisch gereizt sein und mit einer Membranpotentialänderung antworten.

Literaturhinweis

Machemer, H.: Electrophysiology. In: Görtz, H.-D. (ed): *Paramecium*, pp. 185–215. Springer Verlag, Berlin Heidelberg 1988.

Verfasser: Björn Krenz,
Allmandring 20D 25, D - 70569 Stuttgart,
e-mail: Soka@studbox.uni-stuttgart.de,
und Harald Peter,
Allmandring 3H, D - 70569 Stuttgart,
e-mail: H.Peter@studbox.uni-stuttgart.de

Kurze Mitteilung

Elaiosomen von Knautia

Schon seit hundert Jahren ist bekannt, dass bei einigen Pflanzenarten die Samen und Früchte durch Anhängsel (Elaiosomen) so anziehend für Ameisen sind, dass sie diese verschleppen. Die Anhängsel enthalten typische Lock- und Nährstoffe, wie Zucker, Polysaccharide, Proteine, Vitamine und oft einen hohen Gehalt an fetten Ölen. Die Elaiosomen werden mit den Samen/Früchten von den Ameisen in ihre Behausung getragen, wo sie als Nahrung dienen. Elaiosomen kommen an den Samen von Veilchen *(Viola)*, Haselwurz *(Asarum)*, Schöllkraut *(Chelidonium)*, Lerchensporn *(Corydalis)*, dem wilden Alpenveilchen *(Cyclamen purpurascens)*, Wachtelweizen *(Melampyrum)*, dem Schneeglöckchen *(Galanthus nivalis)*, dem Bär-Lauch *(Allium ursinum)* sowie an den Früchten des Busch-Windröschens *(Anemone nemorosa)*, des Leberblümchens *(Hepatica)*, der Taubnessel *(Lamium)* und der Witwenblume *(Knautia)* vor. Die Elaiosomen können aus verschiedenen Samen- und Fruchtteilen entstehen. Eine schöne Untersuchung von zwei Wiener Botanikerinnen hat nun die Entstehung und Funktion der Elaiosomen in der Gattung *Knautia* erhellt.
Ameisen transportieren die Samen der *Knautia*-Arten (Familie Dipsacaceae, Kardengewächse) bis in die Ameisenburgen und tragen so wesentlich zur Verbreitung der Arten bei. Es hat sich nämlich gezeigt, dass die Früchte der perennierenden *Knautia*-Arten praktisch ohne die Hilfe der Ameisen nicht in der Lage sind zu keimen (etwa 1%). Sobald aber die Elaiosomen von der Frucht entfernt worden sind, keimen nach 42 Stunden 24% der Früchte. Es besteht also eine Korrelation zwischen Keimungsgeschwindigkeit und dem Entfernen der Elaiosomen von den Früchten. Diese Arbeit verrichten nun die Ameisen, um an die fetten Nährstoffe der Elaiosomen heranzukommen. Das aber ist nicht so einfach, da die verholzten Gefäßbündel sich horizontal verzweigen und so das Elaiosom in der Frucht verankern. Die verdickten und stark kutinisierten Wände der Epidermis schützen das unbehaarte Elaiosom während des Transportes. Im Gegensatz dazu sind die Wände der Frucht selber stark behaart (Abb. 1), so dass sie nicht zum Anfressen einladen. Die wichtigen morphologischen und anatomischen Anpassungen sind charakteristisch für die Myrmekochorie, die Verbreitung durch Ameisen.
Zur vergleichend-anatomischen Untersuchung wurden die Früchte in verschiedenen Entwicklungsstadien fixiert (in Formalin:Eisessig:70% Alkohol = 5:5:90), in einer aufsteigenden Alkoholreihe entwässert, in Paraplast eingebettet, und in 10–15 µm dicke Schnitte zerlegt. Mikrochemische Teste wurden mit Phloroglu-zin-Salzsäure (auf Lignin), Sudan III (auf Kutin und Lipide), Millon's Reagenz (auf Proteine)

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

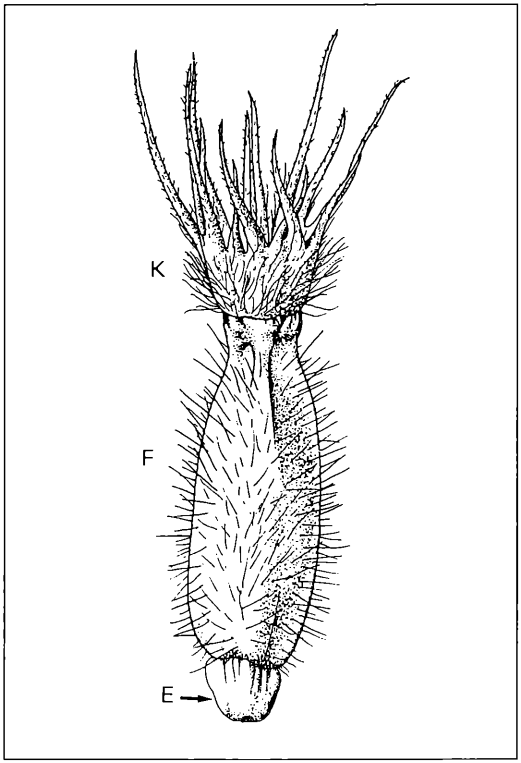


Abb. 1: Die Frucht der Wald-Witwenblume *(Knautia dipsacifolia)* ist eine von einem borstigen Kelch und Außenkelch (K) gekrönte Schließfrucht. Am unteren Ende des unterständigen, zweiblättrigen Fruchtknotens (F) befindet sich das Elaiosom (E), ein nährstoffreiches Anhängsel, das bei der Verbreitung der Frucht durch Ameisen eine wichtige Rolle spielt. Verschiedene Ameisenarten verschleppen die mit dem Elaiosom versehenen Früchte (Myrmekochorie), weil sie charakteristische Lock- und Nährstoffe enthalten (nach Mayer und Svorna, 1998, verändert).

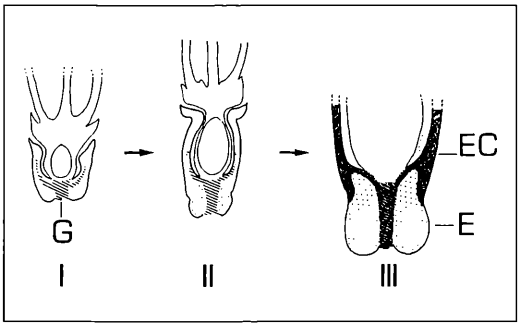


Abb. 2: Die Entwicklungsstadien der Elaiosomen in Längsschnitten durch die Blüte von *Knautia dipsacifolia*. I = junge Knospe, II = Blüte vor der Anthese, III = basaler Teil der reifen Frucht. E Elaiosom (punktiert), verankert in den verholzten Teilen des Epikalyx EC; G Gefäßbündel (grau bzw. schraffiert).

und mit Lugolscher Lösung (auf Stärke) an 25–50 µm dicken Gefrierschnitten ausgeführt. Es ergab sich, dass bei *Knautia dipsacifolia* und bei *K. drymeia* die Entwicklung des Elaiosoms bereits vor der Anthese beginnt und unabhängig von der noch zu erfolgenden Befruchtung einsetzt (Abb. 2, I). Ein Meristem, das rund um den Gefäßbündelstrang an der Basis den Epikalyx und die Blüte versorgt, wird aktiv und produziert Zellen in kaskadenartigen Reihen. So entsteht eine ringförmige Ausbauchung (Abb. 2, II), die dann später durch periklinale Zellteilungen in der subepidermalen Lagen sich zum Elaiosom auswächst. Da die horizontal verzweigten Gefäßbündel und die Wand des Epikalyx stark verholzen, kommt es zu einer Abgrenzung zwischen der eigentlichen Frucht und der basalen Anschwellung, die sich zum Elaiosom auswächst (Abb. 2, III). In reifen Früchten sind die Zellen des Elaiosoms groß und mit zahlreichen Globuli gefüllt, die positiv auf Sudan III reagieren, also Öltropfen darstellen. Die Epidermis des Elaiosoms besteht aus kleinen Zellen, die verdickte Wände haben und kutinisiert sind. Die Zellen der subepidermalen Schicht sind größer und weisen in der unteren Hälfte des Elaiosoms in den lateralen und den Außen-Wänden Kutin-Verdickungen auf.

So ist das Elaiosom eine perfekt angepasste Struktur, die der Verbreitung der Früchte von *Knautia* durch Myrmekochorie dient: Attraktiv durch Nährstoffe für die Ameisen, gut verankert im Epikalyx, so dass es nicht abbrechen kann während des Transportes, und keimhemmend, bis es verspeist ist.

Mayer, V., Svorna, E.: Development and function of the elaiosom in *Knautia* (Dipsacaceae). Botanica Acta *111*, 402–410 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Weitere Beobachtungen an Gymnophrys cometa

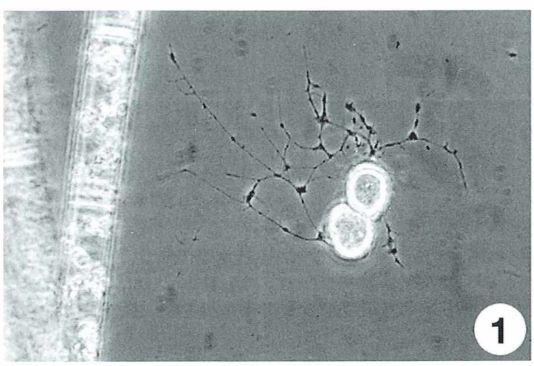
Karl Brantner

Sie tritt ja offenbar selten auf, unsere Amöbe, oder wird nicht immer erkannt – speziell die Ruheform. Für die Seltenheit spricht der Umstand, dass Page, der Verfasser der Protozooenfauna Bd. 2, in seinem Anteil „Nackte Rhizopoda" über diese Art eher kurze Angaben macht [3] und sie offensichtlich nie selbst gesehen hat; die einzige Abbildung, eine Zeichnung, stammt, wie angegeben, von Cienkowski aus dem Jahre 1879. Da erscheint es wirklich angebracht, dass jeder Beobachter dazu Stellung nimmt, was ja auch Hippe vorschlägt [1]. Von diesem Beitrag angeregt möchte ich nun auch über meine Erfahrungen mit dieser eigenartigen Amöbenform berichten.

Meine Beobachtungen stammen im wesentlichen aus dem Jahre 1994. Leider ist eine genaue Angabe über die Herkunft des Probenwassers nicht mehr möglich, denn die Objekte fanden sich alle in einer Altwasserprobe, die den Sommer über aufbewahrt worden war. Die Beobachtungen selbst wurden erst im Oktober und Dezember gemacht. Das Fundwasser stammt jedenfalls aus dem Burgenland (Österreich), und zwar aus dem Raum zwischen Eisenstadt und etwa Mattersburg. Am wahrscheinlichsten ist eine Probe aus den Wasserbecken und Kleinteichen einer Baumschule in Eisenstadt. Ich pflege nämlich Probengewässer längere Zeit aufzubewahren und habe in solchen „Altwässern" schon manches gesehen, was in der frischen Probe nicht zu finden war.

Bei meiner ersten Beobachtung waren zwei eng aneinander liegende Rundkörper zu sehen, die mit stark lichtbrechenden kleinen Körnchen gefüllt waren; diese Körnchen ließen eine andauernde, unregelmäßige Bewegung erkennen. Es handelte sich als einziges Beispiel unter vielen anderen Proben um ein Doppelexemplar, vielleicht nach Teilung.

Von diesen Rundkörpern ausgehend war ein eher eng anastomosierendes Pseudopodiennetz zu sehen. Diese Stränge waren ziemlich fein und mit vielen Kleinkörnchen und mit etwas gröberen, bläschenartigen Verdickungen besetzt, beide sich entlang bewegend und im Nahbereich vielfach auch in entgegengesetzter Richtung (Abb. 1). Schon nach kurzer Beobachtung stand fest, dass sich das Pseudopodienplasma allmählich in die etwa 30 µm großen



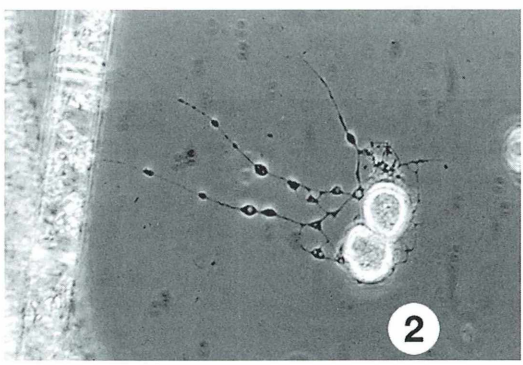


Abb. 1: Einzig beobachtetes Beispiel eines doppelten Rundkörpers, möglicherweise nach Teilung. Auffällig ist, daß das Pseudopodiennetz beider Körper anastomosiert. – Abb. 2: Der Rückzug der Pseudopodien hat begonnen, es sind besonders die Bläschenbildungen im Pseudopodienverlauf gut zu sehen.

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

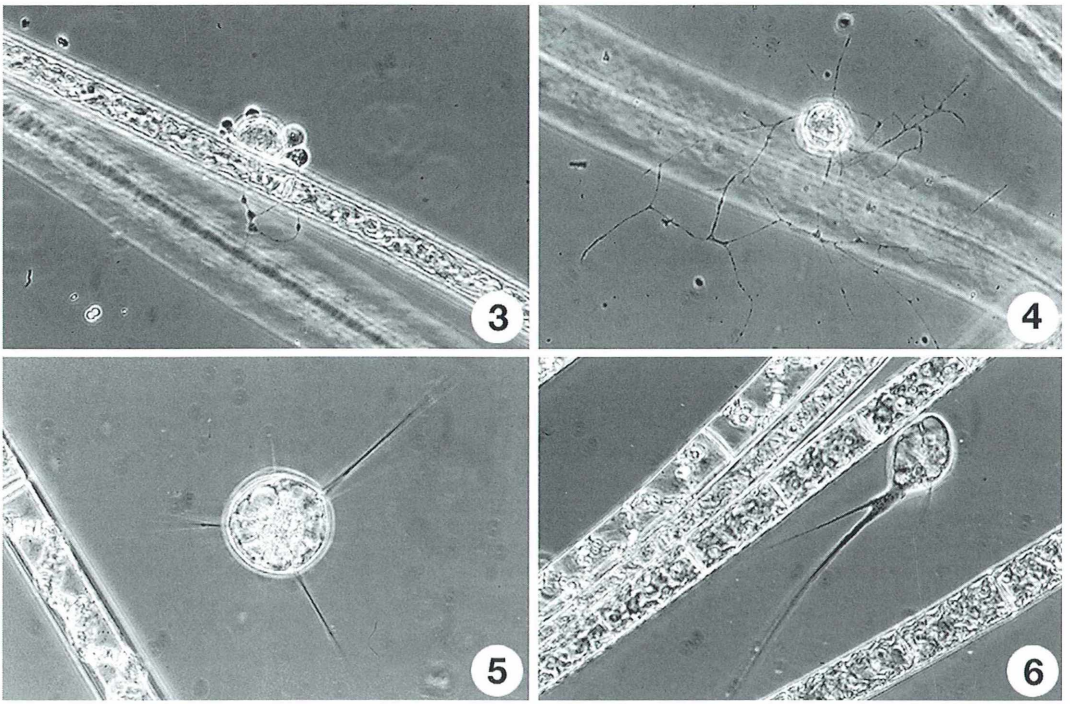


Abb. 3: Ein Exemplar einer Amöbe mit bereits weitgehend zurückgezogenem Pseudopodiennetz, das sich zunächst in Form kleiner Plasmaklümpchen an der Oberfläche festsetzt. – Abb. 4: Eine Amöbe mit ausgedehntem Pseudopodiennetz. – Abb. 5: Die selbe Amöbe wie in Abbildung 4 einige Zeit später, stark verändert, vergrößert, stark vakuolisiert, mit starren restlichen Pseudopodien. – Abb. 6: Gleichzeitig finden sich auch schon in der frischen Probe ähnliche, stark reduzierte Formen.

zentralen Rundkörper zurückzog, um schließlich ganz darin zu verschwinden (Abb. 2). Eine Bewegung der Zentralkörper war kaum zu erkennen. Ich habe am gleichen Tag sowie Tage später in derselben Probe und auch in weiteren Proben des Fundwassers diese Kleinlebewesen mehrfach gesehen, und zwar in verschiedenen Stadien. Der Rückzug der Pseudopodien bis zum völligen Verschwinden war vielfach zu beobachten. Bei diesen sich ergebenden Ruhestadien war eine Zeit lang die Körnchenbewegung noch zu sehen, kam aber dann zur Ruhe, und es blieben schließlich eben nur diese eher unauffälligen, kaum Bewegung zeigenden Rundkörper mit stark lichtbrechendem Körncheninhalt übrig, von denen ich etliche in den Proben vorfand. Ich glaube sie auch sonst schon in Proben anderer Gewässer gesehen zu haben. Ein Exemplar mit schon weit fortgeschrittener Retraktion der Pseudopodien, einige nur noch als kleine, kugelige Plasmaansammlung an der Oberfläche der Rundkörper erkennbar, zeigt Abbildung 3. Ich habe auch den Abbau eines Pseudopodiennetzes gesehen, das am folgenden Tag wieder voll entwickelt vorlag. Bei diesen Langzeitbeobachtungen, auch über mehrere Tage, konnte ich sehen, wie eine derartige Amöbe sich allmählich veränderte. Ein solches Exemplar, das zunächst unauffällig war und zeitweise ein besonders ausgedehntes Pseudopodiennetz besaß, bis etwa 450 µm Durchmesser (Abb. 4), zeigte allmählich, man könnte sagen, Alterungserscheinungen. Der Durchmesser des Zentralkörpers, anfangs etwa um 30 µm, nahm deutlich zu, und es begann eine langsam fortschreitende Vakuolisierung. Die Pseudopodien, bald stark reduziert, erschienen schließlich steif und gerade gestreckt, mit wenigen Restkörnchen (Abb. 5). Als Endprodukt lag dann ein extrem vakuolisiertes Gebilde vor, fast kein Plasma zwischen einer riesigen Vakuole und der Plasmamem-

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

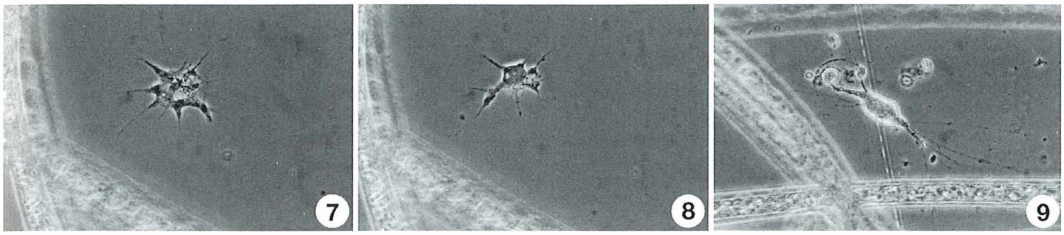


Abb. 7: Zugleich mit den beschriebenen Amöben zeigen sich mehrfach auch unregelmäßig geformte Körper, die aber noch deutlich ein zartes Pseudopodiennetz erkennen lassen. – Abb. 8: Ein ähnliches Stadium mit stärker reduziertem Pseudopodiennetz. – Abb. 9: Eine Form zwischen dem erstgenannten Prototyp und den unregelmäßig geformten Amöben (Abb. 7 und 8).

bran erkennbar, keine Pseudopodien mehr. Interessant ist nun, dass sich schon am ersten Tag in derselben Probe auch reduzierte Formen fanden, die an den Typ C von Hippe [1] erinnerten (Abb. 6), aber in einem gewissen Maße eben auch an das vorher beschriebene Endstadium: mehr oder weniger kugelige Gebilde, meist stark vakuolisiert, mit wenigen starren Pseudopodien, kaum Bewegung erkennbar. Die Pseudopodien sind an der Basis breit, an der Peripherie in sehr dünne Fäden auslaufend. Neben den beschriebenen Formen zeigten sich aber noch andere Gebilde, die fraglos Ähnlichkeit mit dem Typ B nach Hippe [1] aufwiesen (Abb. 7). Diese Amöben hatten ein, übrigens in ständigem Umbau begriffenes, unregelmäßig geformtes Zentrum mit meist mehrfachen, zackenartigen Ausläufern, die wieder in sehr feinen Pseudopodien endeten, sich auch oft weitgehend zurückbildeten (Abb. 8). Das körnige Plasma des Zentrums zeigte vielfach Vakuolenbildung.

Die Vielgestaltigkeit unserer Amöbe zeigte sich auch in anderen Beispielen, wie etwa Abbildung 9 erkennen lässt. Man könnte hier von einer Zwischenform zwischen der soeben beschriebenen Amöbe und den anfangs genannten Zentralkörpern sprechen, die übrigens stets glatt begrenzt waren. Hier zeigt sich ein unregelmäßig länglicher Körper mit nicht völlig glatter Begrenzung, der auf einer Seite in feine Pseudopodien mit körniger Struktur ausläuft und auf der anderen Seite meist derbe, strangartige Gebilde aufweist. Die Variationsbreite zeigt sich sowohl in Form als auch in Größe.

Dazu kommt noch folgendes, was schon Hippe [1] beschreibt: Immer wieder, auch mehrfach in einer Probe vorkommende eigenartige, oft nur kurze, etwa 40–50 µm lange, isolierte, strangartige Gebilde, die Körnchenbewegung erkennen ließen und auch Veränderungen der Strangform zeigten. Irgendeine unmittelbare Beziehung zu den genannten Amöben in der Probe war nicht festzustellen.

Etwa zwei Monate später tauchten diese „Gespenster" wieder in einer Probe aus demselben Wasser auf, nämlich neben den beschriebenen Strängen ein extrem ausgedehntes Netzwerk von Pseudopodien. Leider verlor ich mitten in einem Gewirr von Algenfäden das Objekt aus dem Auge und konnte es nicht mehr wiederfinden. Man muss allerdings bedenken, daß alle meine Beobachtungen nur unter Verwendung von Phasenkontrast möglich waren. Im normalen Durchlicht konnte man wohl, besonders bei niedriger Vergrößerung, einen vorhandenen Rundkörper zwar gut, das Pseudopodiennetz aber – besonders in den peripheren Anteilen – nur unvollkommen erkennen. Ich habe ein Leitz-Objektiv 40/0,65, Phasenkontrast, dazu verwendet.

Ich hatte das Manuskript dieses Artikels schon fertig geschrieben, da wurde ich freundlicherweise auf eine erst kürzlich veröffentlichte Arbeit zu diesem Thema aufmerksam gemacht, die allerdings zwei Arten beschreibt: nämlich *Gymnophrys cometa* und *Borkovia cometa*, die aber mit den oben beschriebenen Formvarianten nichts zu tun haben (3). Um dem Leser einen kurzen Überblick zu geben, fasse ich einige, den vorliegenden Artikel betreffende Aussagen im Folgenden zusammen.

Die Autoren Kikrjukov und Mylnikov schlagen eine neue Klasse, Gymnophreae, und eine Familie, Gymnophridae, für die beiden Arten vor. Interessant ist eine kurze Geschichte der

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

Taxonomie dieser Arten, die den Wandel der Ein- und Zuordnung bei den verschiedenen. Autoren in Abhängigkeit von eigenen Beobachtungen zeigt. Leider finden sich in dieser Arbeit neben elektronenmikroskopischen Strukturaufnahmen und dazu passenden Skizzen nur Strichzeichnungen der beiden Formen. Die Beschreibung dieser Arten deckt sich nur teilweise mit den hier beschriebenen Amöben. Der maximale Durchmesser wird mit nur 7 µm angegeben, ist also wesentlich kleiner als der von mir beobachtete von etwa 30 µm. *Gymnophrys cometa* soll neben Cysten auch ein Flagellatenstadium entwickeln, *Borkovia cometa* wieder nicht, soll aber zwei sehr kleine Ausstülpungen haben, entsprechend reduzierten Flagellaten. Auch Vakuolen werden unterschiedlich angegeben, die bei den von mir beobachteten Exemplaren auch nicht erkennbar waren. Zellkoloniebildung soll bei *B. cometa* ebenfalls häufig sein. Eine eindeutige Zuordnung unserer Amöbe ist hier schwer möglich.

Man ist natürlich versucht, aus den jeweils getätigten Beobachtungen Schlüsse zu ziehen. Die verschiedenen Verlaufsformen und die Vielgestaltigkeit machen das schwierig. Man muß aber bedenken, dass das Vorkommen aller beschriebenen Formen wenigstens in meinem Falle aus nur einer Gewässerprobe doch auf eine Gemeinsamkeit der Formen hindeutet, vor allem in Anbetracht der Seltenheit der Beobachtungen und damit wohl auch des Vorkommens dieser Amöbe. Ob da eine Aufteilung in Arten gerechtfertigt ist, erscheint mir eher fraglich. Einige Verwirrung könnte nun das Vorkommen der erwähnten isolierten Plasmastränge erzeugen, die trotz minimaler Masse die übliche Beweglichkeit der Pseudopodienstränge zeigten und schwer einzuordnen sind. Vermutlich handelt es sich um abgetrennte Teile, die vielleicht noch Kerne enthalten; Page [3] vermutet ja Vielkernigkeit.

Interessant sind die Angaben von Hippe [1] über Ortsveränderung einerseits und Regeneration andererseits. Ich habe derartiges nicht gesehen. Was ersteres betrifft, spielt es vielleicht eine Rolle, dass dabei mit einem Wasserimmersionsobjektiv gearbeitet wurde, das diese Amöben weniger beeinträchtigt haben dürfte, als das bei einer Untersuchung mit Objektträger und Deckglas der Fall ist. Was die Regeneration anbelangt, könnte ich mir ein zufälliges Zusammentreffen des isolierten, nur etwa 100 µm entfernten Stranges mit einem sich gerade erweiterendem Pseudopodiennetz der Amöbe vorstellen.

Abschließend würde ich auch sagen, daß weitere Erfahrungsberichte erwünscht und nötig wären, um mehr Klarheit in dieser Sache zu erzielen.

Literaturhinweise

Hippe, E.: *Gymnophrys cometa* – drei Gespenster, Mikrokosmos *87*, 177 (1998).

Lenzenweger, R.: Mit dem Deckglas auf Protistenfang, Mikrokosmos *68*, 172 (1979).

Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoea. In Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna Bd. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

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

Verfasser: Dr. Karl Brantner,
Baumeistergasse 47/20, A-1160 Wien, Österreich

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

„Bilder einer Ausstellung" – Mikroskopische Nachklänge eines biologischen Projektkurses

Erich Lüthje

Zur Einstimmung: In ihrem letzten (13.) Schuljahr sollen Schleswig-Holsteins künftige Abiturienten ein weitgehend selbstorganisiertes Arbeitsprogramm durchführen. Alle Fächer des Schulkanons können – möglichst im thematischen Verbund – zum Einstieg in entsprechende halbjährige „Projektkurse" dienen.

Der Schulbiologie fällt – zumal mit ihrem mikroskopischen Motivkatalog – die Anregung zu lohnenden Untersuchungen nicht allzu schwer. Am Ende stellen die Teilnehmer ihre Ergebnisse im Rahmen einer Präsentation vor [vgl. MIKROKOSMOS *87*, 339–340 (1998)]. Fotos und Texte (Protokollauszüge) diese Berichts fertigten 11 Schülerinnen und Schüler im Schuljahr 1998/99 an einem Kieler Gymnasium an. Als locker gefügte Mosaiksteinchen sollen sie dem MIKROKOSMOS-Leser einen authentischen* Einblick in den schul(mikroskop)ischen Alltag bieten (*es darf auch geschmunzelt werden). Es folgen vier Protokollauszüge.

1. Projekt: Biene und Honig

Wir haben uns die Frage gestellt, woraus Honig besteht. Deshalb haben wir Honigproben unters Mikroskop gelegt und wollten sehen, was zu erkennen ist. Wir sahen komische Gebilde und fanden heraus, dass es sich um Pollen handelte. Nun haben wir den Honig unter dem Mikroskop speziell auf Pollen untersucht. Wir waren überrascht, so viele verschieden große und unterschiedlich geformte Pollen zu finden. Wir fanden heraus, dass man anhand der Pollen die Honigsorte feststellen kann und dass die Pollen vitaminreich sind und gut für die Gesundheit und deshalb bei Krankheit empfohlen wird, Honig zu essen. – Wir wollten sehen, was bei verschiedenen Honigsorten zu finden ist. Deshalb haben wir Klee-Linden-Honig, Wildblütenhonig und Imkerhonig unterm Mikroskop auf Pollen untersucht. Wir sahen unterschiedliche Pollen in unterschiedlicher Vielfalt. Die Pollen haben wir abgezeichnet; vielleicht werden wir die Zeichnungen in die Präsentation einbauen, – Wir haben uns überlegt, dass Zeichnungen ganz gut sind, doch Fotos noch besser wären. Darum haben wir uns geeignete Honigproben mit vielen und unterschiedlichen Pollen rausgesucht und sie unter dem Lichtmikroskop fotografiert (vgl. Abb. 1). *Anhand der Fotos kann die unterschiedliche Größe und Form der Pollen besser gezeigt werden als mit unseren Zeichnungen, die ungenauer sind. – Da wir am Vortag nicht fertig geworden sind, weil es schwer ist, geeig-*

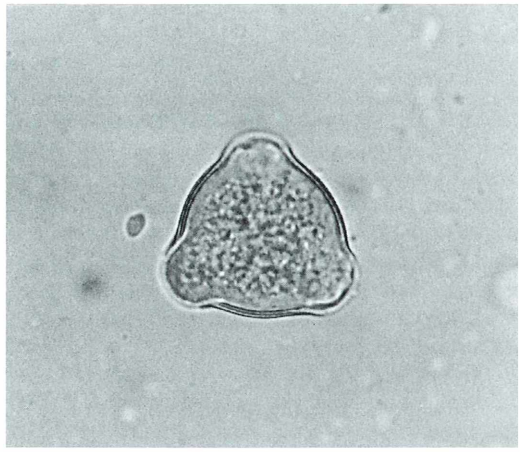


Abb. 1: Zwei Schülerinnen fotografierten Pollenkörner in Honigproben und waren über die Vielfalt der Formen überrascht. Eine Spiegelreflexkamera mit Mikro-Sucherscheibe und TTL-Belichtung ließ alle Aufnahmen auf 100-ASA-Farbnegativfilm (bei Lampenbeleuchtung) problemlos gelingen.

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

nete und verschiedene Pollen herauszufinden, haben wir erneut Honigproben unter dem Lichtmikroskop fotografiert. Dies ist eine schwere Arbeit, da sie viel Konzentration und Geduld erfordert. Wir waren froh, als wir endlich fertig waren. – Wir waren neugierig, welche Pollen im Rapshonig vorkommen, deshalb wollten wir den Honig unter dem Mikroskop untersuchen. Doch wir konnten nichts erkennen, da die Probe zu dick war; da haben wir eine dünnere genommen, doch es war immer noch nichts zu erkennen. Wir haben die Probe erhitzt, um den Honig zu kristallisieren, da wir hofften, dass der Honig so durchsichtig wird und die Pollen zu erkennen sind. Leider waren auch jetzt keine Pollen zu erkennen; der Honig war durchsichtiger geworden, doch anscheinend war er noch zu dick. Wir haben dann den Versuch aufgegeben.

2. Projekt: Wir haben Würmer

Unser Projekt befasst sich mit der Erforschung von Enchytraeiden (Oligochaeten). Herr Lüthje hat uns Würmer aus seinem Komposthaufen mitgebracht. Diese Würmer sind uns in den Ferien vertrocknet, und wir haben aus Christians Komposthaufen neue Würmer entnommen. – Die Würmer werden in 15 einzelne Photodosen mit Numerierung gegeben. In diesen Dosen befindet sich Filterpapier, welches mit Wasser getränkt ist. Die ersten 6 Würmer werden mit Methylenblau und Neutralrot gefärbt. – Die Würmer sind seit zwei Tagen bei mir und erfreuen sich bester Laune. – Wurm 2 und Wurm 15 (hat kein Färbemittel bekommen) sind tot. – Nach einer Woche sind ebenfalls Wurm 8 und 11 gestorben. Sie haben sich zum Teil schon aufgelöst. Wir haben die gefärbten Würmer am Mikroskop gefilmt. Methylenblauer Wurm: Die Haut und die Borsten haben die Färbung angenommen. In der Haut befinden sich Schleimdrüsen, die durch die Färbung sehr gut zu erkennen sind. Den Darm, die Längs- und die Ringmuskulatur des Hautmuskelschlauches kann man sehr gut erkennen.
Neutralrot-gefärbter Wurm: Hier sind nur der Darm und die Schleimdrüsen gefärbt. – Bis auf drei ungefärbte Würmer sind alle Exemplare gestorben. Warum sie tot sind, kann ich nicht sagen; es war weder zu kalt noch zu warm. Vertrocknet oder ertrunken sind sie auch nicht.

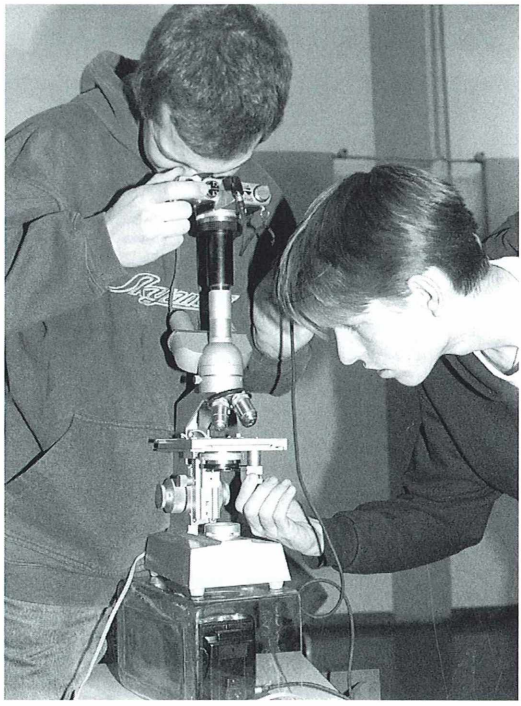


Abb. 2: Wenn sich zwei oder drei Enchytraeiden auf dem Objektträger ringeln, geht es im Kamerasucher recht lebhaft zu! Durch ein Loch in der Bodenplatte tritt das Blitzlicht in den Strahlengang des Mikroskops ein [vgl. MIKROKOSMOS *78*, 367–372 (1989)]. Über den Kreuztisch hält ein Schüler die Tiere im Bereich des Bildfeldes, während der Kameramann für Scharfstellung und Auslösung verantwortlich zeichnet.

– Christian hat aus dem Garten neue Würmer geholt. Heute haben wir die Würmer wieder gefilmt und ein paar ausgezeichnete Aufnahmen von ihnen gemacht. – An Würmern, die wir mit Rotkohlsaft – einem natürlichen pH-Indikator – gefüttert hatten, zeigte sich keine Veränderung, da der Rotkohlsaft zu stark verdünnt war. Nach dieser Enttäuschung fotografierten wir die Würmer mit einer Spiegelreflexkamera unter dem Mikroskop (vgl. Abb. 2 und 3). *– Nach einer kurzen Besprechung haben wir die Photos abgeholt. Herr Lüthje war von unseren Photographien begeistert. Nach kurzer Auswertung haben wir wieder neue Photos von Würmern geschossen. – Wir haben Rotkohlsaftwürmer von Herrn Lüthje unter dem*

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

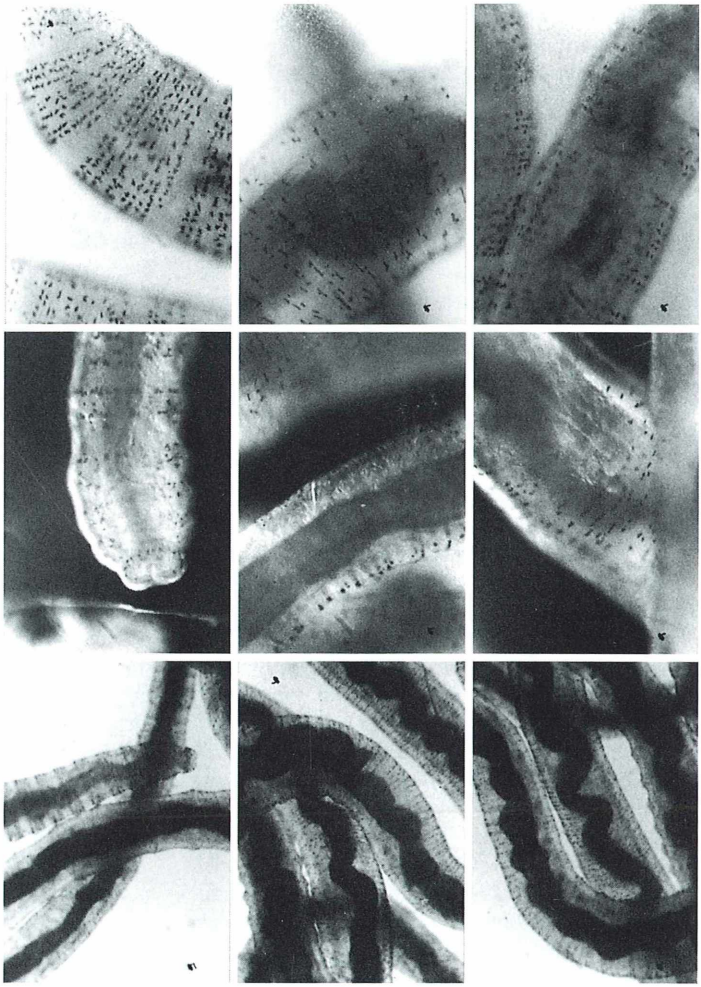


Abb. 3: Eine respektable Trefferquote erzielte das mikrofotografische Zweierteam bei seiner Wurmjagd. Die Beleuchtung wechselte zwischen Hell- und Dunkelfeld (Korrekturwert: minus 2 Blenden). Darm und Schleimdrüsen der Tiere erscheinen durch Neutralrot deutlich hervorgehoben [vgl. MIKROKOSMOS *85*, 55–58 (1996)].

Mikroskop betrachtet. Kurz hinter der Speiseröhre des Wurms liegt eine Rotfärbung vor. Dieser Teil des Darms ist also säurehaltig. Hinter dem ersten Abschnitt ist der Darm leicht grün gefärbt. Hier liegt demnach ein basisches Medium vor. Wir führen dieses darauf zurück, dass die verschiedenen Enzyme des Wurmes jeweils unter bestimmten sauren bzw. basischen Bedingungen arbeiten.

3. Projekt: Untersuchung des Flachdaches unseres Gymnasiums

Mein Team entscheidet sich dafür, das Flachdach der Schule zu untersuchen. – Wir nehmen eine Wasserprobe aus auf dem Dach entstandenen Pfützen und wollen feststellen, ob Leben in diesem Wasser herrscht und was das für flockenbildende rotbraune bis grünliche Ablagerungen in den Pfützen sind. Das heißt, dass wir die zwei Unterrichtsstunden mikroskopiert haben. Um das Wasser von den Ablagerungen zu trennen, filtrierten wir es. Auf Lebewesen wurde das durchgelaufene Wasser untersucht und zum anderen der Schlamm. Im Wasser fanden wir nicht einen einzigen Einzeller. Jetzt im Nachhinein auch nicht verwunderlich, da die Poren des Filterpapiers sicherlich feiner waren, als die Tiere groß sind. Im Schlamm wurden wir dann schließlich fündig. Der Schlamm bestand aus koleniebildenen einzelligen Algen, welche sich zumeist in einer kugeligen Form anordneten. Außerdem entdeckten

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

wir Rädertierchen. Diese Tiere bewegten Algenreste und andere Gebilde mit ihren Wimpern (Bewegung sieht der eines Rades ähnlich). Mit ihrem Fußende bewegten sie sich fort. – In einem weiteren Wassertropfen vom Dach entdeckten wir nun noch weitere Tiere und Algen. Es sind das Öltropfenwürmchen (Aeolosoma variegatum), das Pantoffeltierchen und die Blutregenalge (Haematococcus pluvialis). Letztere kommt in rasch und häufig austrocknenden Gewässern vor. Das Pantoffeltierchen kommt nur im Süßwasser vor, was bedeutet, dass der Regen keine Salze enthalten kann.

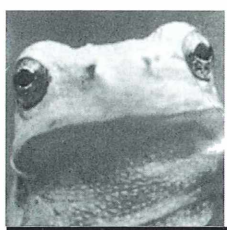
4. Projekt: Immer an der Wand lang

Untersuchung des Aufwuchses an den Wänden eines Süß- und eines Salzwasseraquariums.
Wir hängten Objektträger (als Ersatz für die Wand) ins Aquariumwasser und untersuchten sie nach einer/drei/fünf/acht Wochen. Dabei haben wir auf Unterschiede zwischen beiden Aquarien geachtet. Die Träger wurden unter dem Lichtmikroskop ausgewertet und dabei mit einer Videokamera gefilmt. – Entnahme eines Trägers aus dem Salzwasseraquarium nach 4 Wochen: Eine oberflächliche Betrachtung weist kaum Unterschiede zum Süßwasser auf. Algenfäden in großer Zahl (auf die künstliche Beleuchtung des Aquariums zurückzuführen); Kammerlinge (salzwasserspezifisch!); Kieselalgen; Bärtierchen; Krebschen; Fadenwurm; Bauchhärling. Vorherrschend ein Bewuchs mit zieralgenähnlichen Formen (Anm.: Es handelte sich um *Blastophysa rhizopus*). *– Erste Filmaufnahmen eines Süßwasserträgers nach 3 Wochen: Strudelwurm, Rädertierchen, Blaualgen, Grünalgen. – Süßwasserträger nach 5 Wochen: Algenbewuchs vermehrt, Algenfäden mit mehr und längeren Zellen als früher beobachtet (im Durchschnitt 20 Zellen); sie bilden den Lebensraum für Rädertierchen und Krebschen; Glockentierchen bei der Nahrungsaufnahme, dies lässt sich auf dem Bildschirm gut beobachten. – Salzwasserträger nach 8 Wochen: Viele Einzeller; Meeresasseln (Darm mit Verdauungsbewegungen gefilmt); Wasserflöhe häufiger, dichterer Algenbewuchs (fast undurchsichtig).*

Unschwer zu erraten: Bei der Präsentation vor zahlreichen Mitschülern machten die rotgemaserten Enchytraeiden mit ihrem Tanz auf dem Bildschirm das Rennen. Drei Mikroskope mit pollenhaltigen Honigproben fanden ebenfalls staunende Betrachter. Die Aquarianerinnen führten Ausschnitte aus ihrer Videodokumentation vor. – Einige Highlights in drei Schaukästen sollen unter Schülern und Fachkollegen Appetit auf neue Streifzüge mit Fotoapparat und Videokamera am Mikroskop wecken.

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

COUNT · DOWN



Jeden Tag sterben ca. 160 Arten aus. Artenschutz heute bedeutet unser aller Überleben morgen, doch die Zeit läuft. Sorgen Sie mit dafür, daß sie uns nicht wegläuft!

Spendenkonto: 100 100 · BfS Köln · BLZ 370 205 00

Gegen DM 6,– in Briefmarken erhalten Sie unsere Broschüre zum Artenschutz.

NABU Postfach 30 10 54 53190 Bonn

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

Mikro-Einsteiger

Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren
V. Teil: Amöboide und plasmodiale Protisten

Eberhard Schnepf

Der abschließende, fünfte Teil dieser Artikelserie stellt zunächst kurz einige Amöben und amöbenähnliche Protisten vor und dann solche Protisten, die im Inneren der Wirtszelle ein Plasmodium, also einen vielkernigen, nackten Zellkörper entwickeln. Bei vielen dieser Organismen ist die systematische Stellung noch ungeklärt.

Wenn man, wie im Teil I dieser Serie empfohlen (Schnepf, 1999a), Rohkulturen von Plankton aus dem Meer oder aus dem Süßwasser in Petrischalen anlegt, kann man in der Regel nach einigen Tagen verschiedene Protisten, unter anderem algenfressende Amöben beobachten.

Amöben

In der Regel sind diese Amöben nicht auf eine bestimmte Nahrung, auf eine bestimmte Alge, spezialisiert, sondern Allesfresser. Die marine Amöbe in Abbildung 1 enthält neben einer angedauten Kieselalge noch Reste anderer Algen. Die Süßwasser-Amöbe in Abbildung 2A hat unter anderem zwei verschiedene Diatomeen phagozytiert; sie hat ein schaumiges Ektoplasma und bewegt sich nur sehr langsam.
Die Abbildungen 2B und C zeigen hingegen eine Amöbe, die sich ganz spezifisch von der marinen Diatomee *Odontella sinensis* ernährt, nämlich *Amoeba biddulphiae* (*Odontella sinensis* hieß früher *Biddulphia sinensis*). *A. biddulphiae* findet man in der Nordsee von Juli bis November, zuweilen mit hohen Befallsraten, bis 20% (Drebes, 1974). Der Wirt stammt aus dem Chinesischen Meer und wurde 1903 zum ersten Mal in der Nordsee beobachtet, eingeschleppt vermutlich mit dem Ballastwasser von Schiffen. Die Amöbe kriecht da, wo die Schalenteile überlappen, in das Zellinnere (Abb. 2B). Daraufhin kontrahiert sich der Protoplast des Wirtes und wird dann von der Amöbe phagozytiert (Abb. 2C). Diese teilt sich schließlich mehrfach.
Stark spezialisiert sind auch einige zu den Vampyrelliden gehörenden Amöben. Sie bohren, wohl mit Hilfe von Enzymen, ein kreisförmiges Loch in die Wände von Grünalgen wie *Mougeotia* und *Spirogyra*. Durch dieses Loch dringt ein Pseudopodium in die Algenzelle ein und phagozytiert den Protoplasten. Die Nahrungsaufnahme und Entwicklung von *Vampyrella lateritia* wird in einem Film gezeigt, den N. Hülsmann in Zusammenarbeit mit dem IWF, Göttingen, gedreht hat (Hülsmann und IWF 1985, siehe auch Hülsmann 1983 und Fig. 239 in Hausmann und Hülsmann, 1996).

Victorina multiformis

Victorina multiformis wurde 1994 von Kühn in der Nordsee entdeckt (Kühn, 1997). Sie befällt die große Diatomee *Coscinodiscus wailesii*. Die taxonomische Stellung dieses Organismus ist noch unbekannt. Es gelang bislang nicht, ihn in Kultur zu nehmen. Deshalb ist auch der Entwicklungskreislauf noch nicht in allen Einzelheiten aufgeklärt.
Dem Namen entsprechend kommt *V. multiformis* in verschiedenen morphologischen Stadien vor. Am häufigsten findet man Trophonten. Sie leben im Inneren der Wirtszellen und sind un-

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

regelmäßig-rundlich geformt. Mit einem Pseudopodium reißen sie Nahrungsportionen aus dem Wirtsprotoplasten. Abbildung 3A zeigt, wie sich solche Trophonten um einen Rest des Wirtsplasmas scharen, um an ihm zu fressen. Ein Teilungsstadium ist bei stärkerer Vergrößerung in Abbildung 3B dargestellt. Daneben kann man auch Zellen beobachten, die Filopodien ausbilden, feine Plasmafortsätze, welche der Fortbewegung zu dienen scheinen. Nach den letzten Teilungen werden die Zellen stumpf kegelförmig oder sie enzystieren sich. Die Verbreitung und Neuinfektion scheint über Schwärmer zu erfolgen, die apikal oder leicht subapikal zwei Geißeln tragen.

Pseudospora

Die systematische Stellung von *Pseudospora* ist ebenfalls ungeklärt. Das motile Stadium ist ein Flagellat mit zwei ungleichen, am vorderen Zellpol sitzenden Geißeln (Canter und Lund,

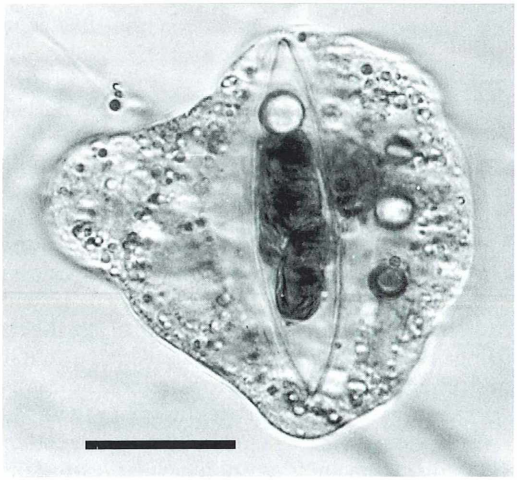


Abb. 1: Marine Amöbe mit gefressener Kieselalge und Resten anderer Algen. Maßstrich = 20 µm.

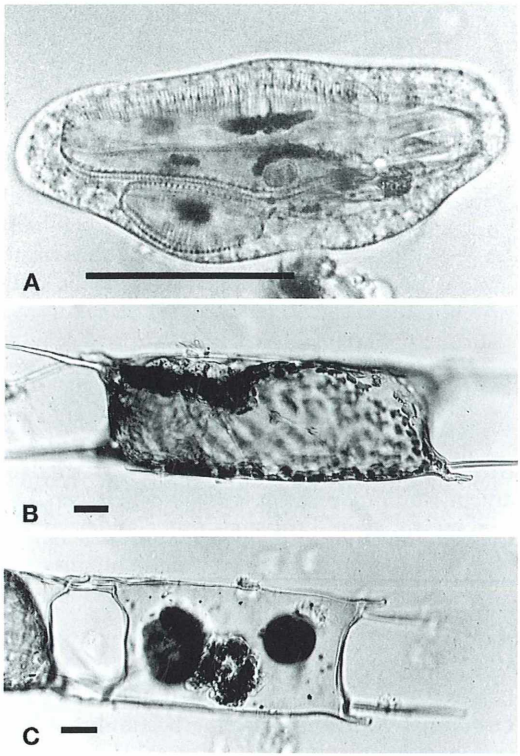


Abb. 2: Algenfressende Amöben. A Süßwasseramöbe mit gefressenen Kieselalgen. B *Amoeba biddulphiae* dringt in *Odontella sinensis* ein. C Wie B, die *Odontellea*-Zelle ist fast leer gefressen. Maßstrich = 20 µm.

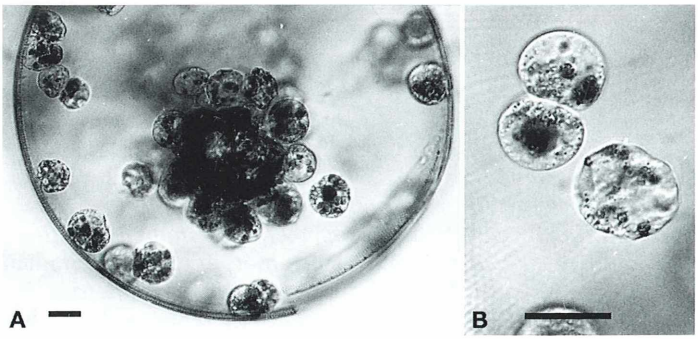


Abb. 3: *Victoria multiformis*. A Trophonten in *Coscinodiscus*. B Teilungsstadium. Maßstrich = 20 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbe

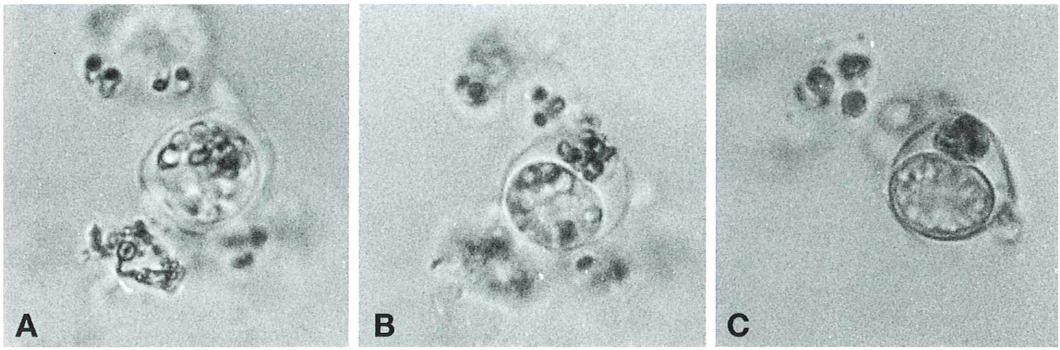


Abb. 4: *Pseudospora* in *Coenochloris*-Kolonien. A Bildung der primären Zystenwand. B Ausstoß nicht verdauter Algenreste. C Dauerspore und Residualkörper zwischen primärer und sekundärer Zystenwand. M = 10 µm.

1968). Der Trophont, das Freßstadium, phagozytiert in verschiedenen Grünalgen des Süßwassers und ist amöboid, hat aber noch Geißeln. Er enzystiert sich (Abb. 4A), indem er sich zunächst mit einer primären Zellwand umgibt. Dann kontrahiert sich der Protoplast und stößt die unverdauten Reste der Beutealge aus (Abb. 4B) und umgibt sich mit einer weiteren, sekundären Zellwand (Abb. 4C). Der Residualkörper liegt also zwischen der primären und sekundären Zellwand. Im Juni 1998 waren Zysten von *Pseudospora* in Kolonien von *Coenochloris*, einer coccalen Grünalge aus Seen in Nord-Brandenburg, häufig zu beobachten. Nach Canter und Lund (1968) werden allerdings andere Grünalgen als Nahrung genommen. Im English Lake District kann *Pseudospora* die coccalen Grünalgen beträchtlich reduzieren (Canter und Lund, 1968).

Phagomyxa

Phagomyxa wurde erst 1993 im Wattenmeer-Plankton von Sylt als Parasit der häufigen, fadenbildenden Kieselalge *Bellerochea malleus* entdeckt (Schnepf, 1994), ist aber im Spätsommer eigentlich nicht selten. Die Infektionsraten können recht hoch sein. *Phagomyxa* gehört, wie auch elektronenmikroskopische Untersuchungen gezeigt haben (Schnepf, 1994), zu den Plasmodiophoromycota, eine Gruppe von Organismen, die heute meist in die Nähe der Schleimpilze gestellt werden. Ein bekannter Vertreter ist *Plasmodiphora brassicae*, der Erreger der Kohlhernie.

Es war bislang nicht möglich, diesen *Bellerochea*-Parasiten längere Zeit zu kultivieren. Sein Entwicklungskreislauf ist daher noch nicht in allen Einzelheiten vollständig bekannt. Deshalb konnte auch noch nicht geklärt werden, ob er mit *Phagomyxa algarum* identisch ist, die an der Atlantik-Küste der USA fädige Braunalgen befällt (Karling, 1944). Dennoch läßt sich in Rohkulturen die interessante Entwicklung dieses Parasiten gut verfolgen.

Eine Infektion wird zuerst dadurch sichtbar, dass sich der Protoplast der befallenen *Bellerochea*-Zelle kontrahiert. Dabei erkennt man im Protoplast der Diatomee Partien, die durch eine andersartige Lichtbrechung auffallen (Abb. 5A). Diese Bereiche nehmen bald die ganze Peripherie des Protoplasten ein; sie werden zu einem vielkernigen Plasmodium. Das befindet sich im Inneren des Protoplasten, ist also von der Plasmamembran des Wirtes umschlossen, ist endobiotisch im engen Sinne. Man erkennt das auch an den feinen Fäden aus Wirtsplasma, die den Protoplasten mit der Schale verbinden (Abb. 5B). Die Masse des Wirtsplasma mit den Chloroplasten wird in eine zentrale Vakuole des Plasmodiums eingeschlossen und dort verdaut. Die Bildung einer Verdauungsvakuole ist für Plasmodiophoromycota sehr ungewöhnlich.

Gegen Ende der Freßphase zerklüftet sich das Plasmodium in einzelnen Portionen (Abb. 5C). Diese runden sich ab, umgeben sich mit einer

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

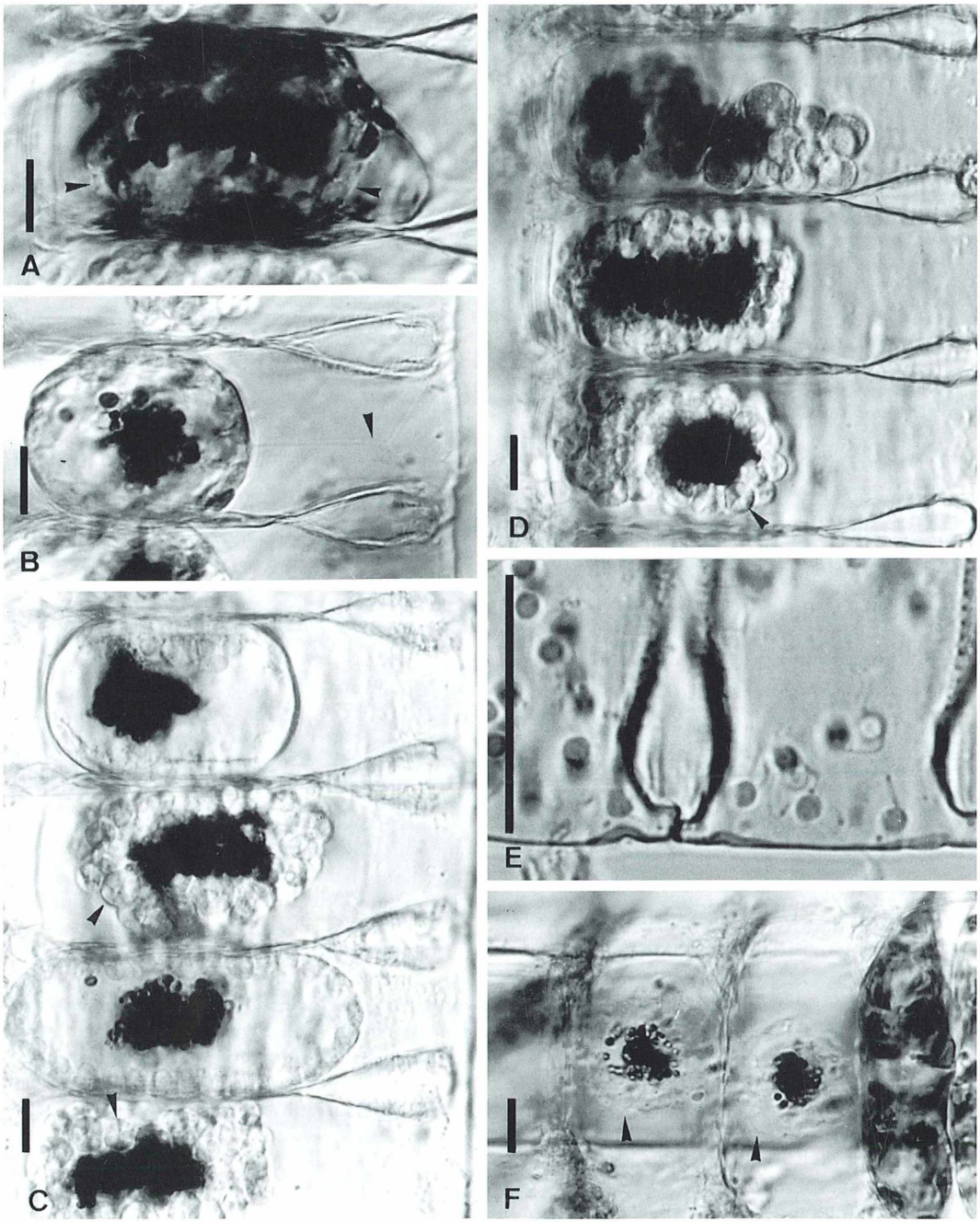


Abb. 5: *Phagomyxa* in *Bellerochea malleus*. A Junges Infektionsstadium, *Phagomyxa*-Thallus (Pfeilspitze). B Älteres Infektionsstadium, Plasmafaden, der den Wirtsprotoplasten mit der Kieselschale verbindet (Pfeilspitze). C Alte Infektionsstadien vor und nach dem Zusammenbruch der Wirts-Plasmamembran, Bildung der Zoosporangien, Teilung im Zoosporangium (Pfeilspitze). D Zoosprorangien-Sori. E Zoosporen in einer Wirtszelle. F Die Zoosporen sind ausgeschwärmt, leere Zoosporangien (Pfeilspitze). Maßstrich = 20 µm.

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

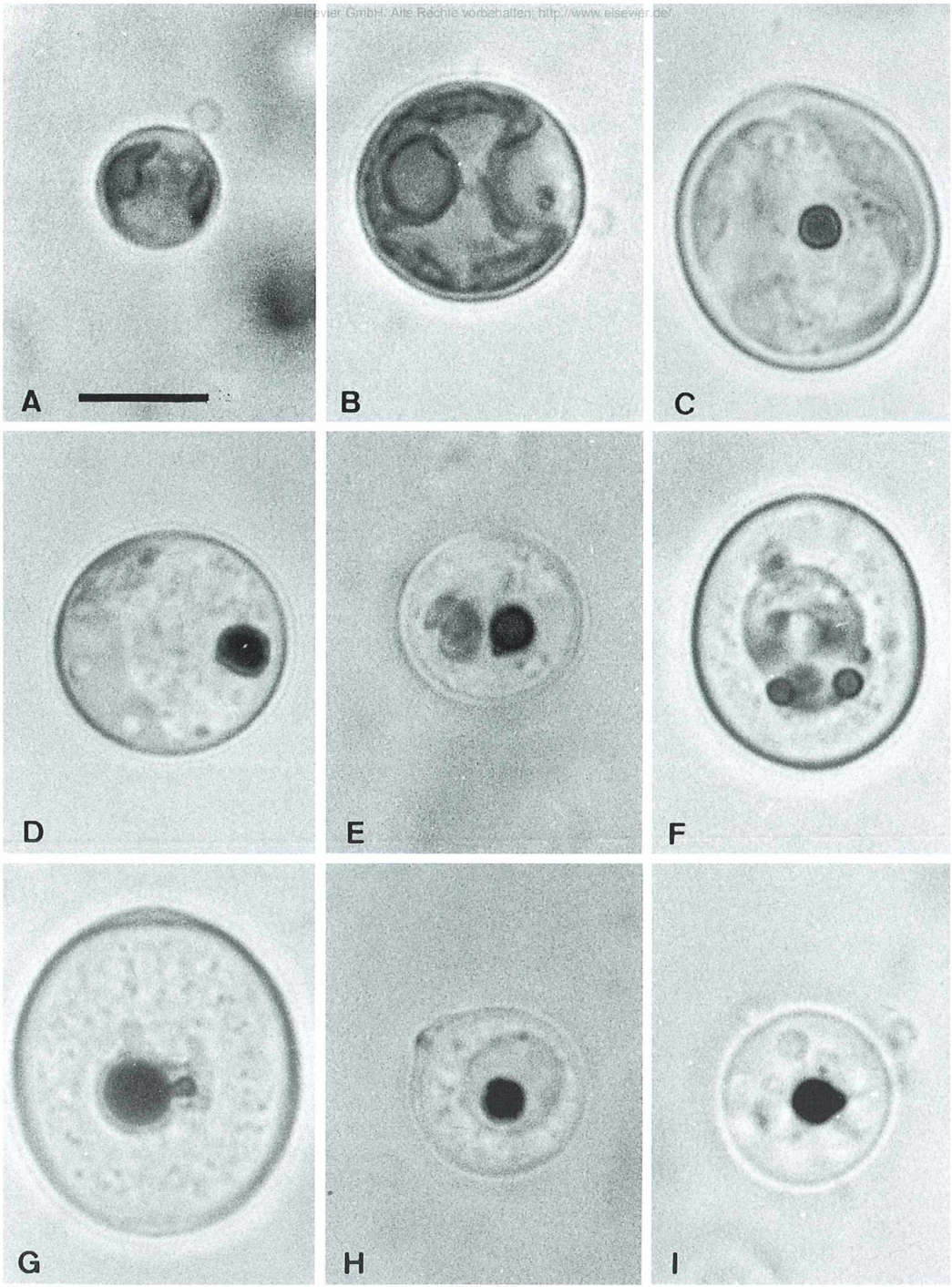


Abb. 6: *Aphelidium chlorococcarum* in coccalen Grünalgen. A Infektion, Zyste außen an der Wirtszelle. B Junger Thallus. C Thallus im Zentrum der Wirtszelle, mit Residualkörper. D Thallus in einem Sektor der Wirtszelle, mit Residualkörper. E Thallus mit zwei unterschiedlich alten Verdauungsvakuolen. F Thallus mit zentraler Verdauungsvakuole, die zwei unterschiedlich alte Residualkörper enthält. G Beginn der Zoosporenbildung. H Zoosporenbildung. I Die Zoosporen werden frei, bleiben aber zunächst außen an der Wirtszelle. Maßstrich = 10 µm.

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

feinen Zellwand und werden zu Zoosporangien (Abb. 5C); die Plasmamembran des Wirts-Protoplasten löst sich auf. Den Sporangienhaufen nennt man Sporangiensorus. Er umschließt die nicht verdauten, bräunlich-schwarzen Reste der Chloroplasten (Abb. 5C, D). In den Zoosporangien, die unterschiedlich groß sein können (meist 4–10 µm im Durchmesser), teilt sich der Protoplast mehrfach (Abb. 5C, D): die Zoosporen (Abb. 5E) werden gebildet. Diese sind etwa birnenförmig, 4 µm lang und 2,5 µm im Durchmesser, und haben zwei ungleiche Geißeln. Die

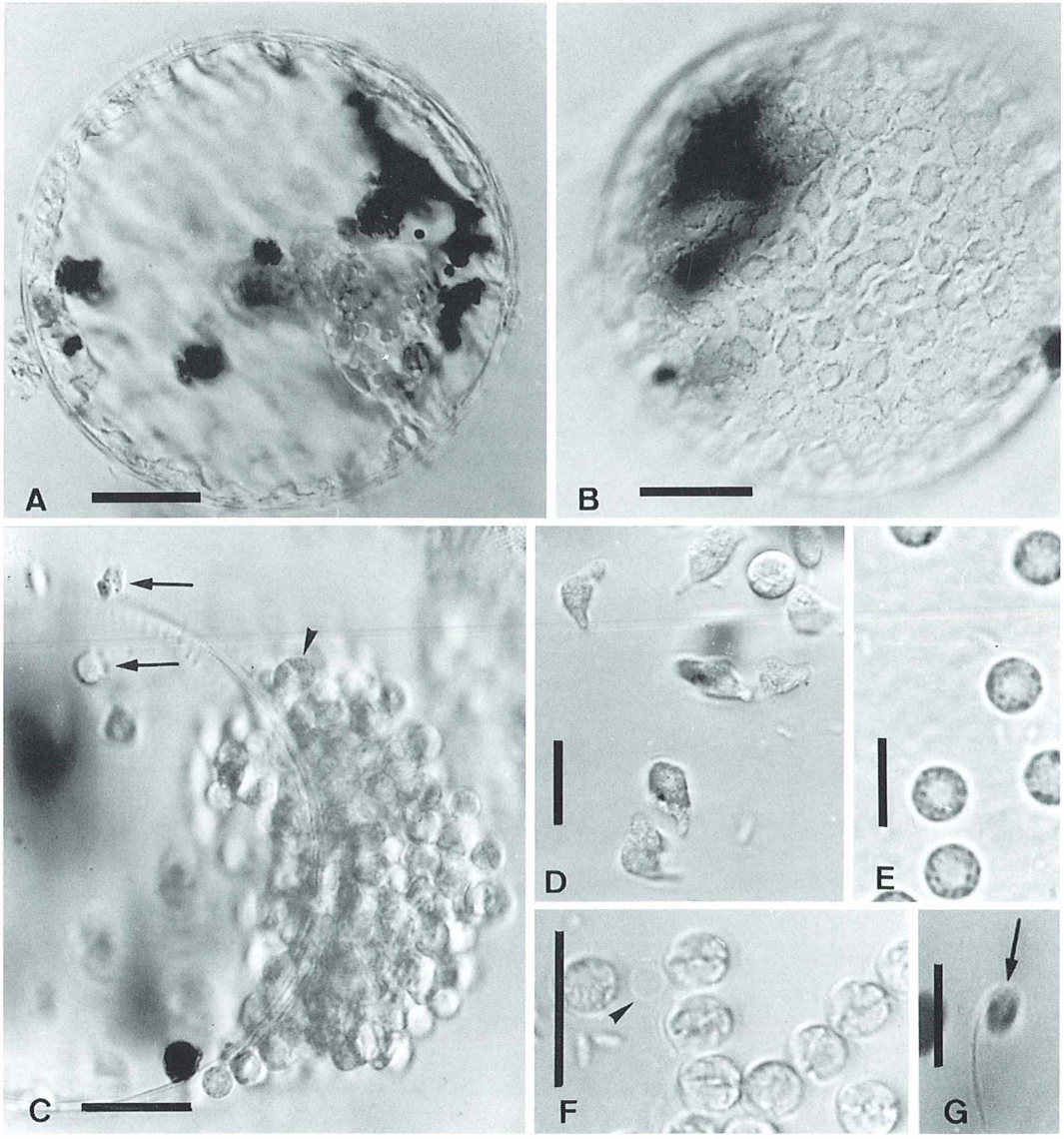


Abb. 7: ***Pseudaphelidium drebesii*** **in** ***Thalassiosira punctigera.*** **A Peripherer Thallus und Nahrungsvakuole. B Ausbildung der Amöben an der Peripherie der Wirtszelle (Aufsicht). C Die Amöben (Pfeile) kriechen aus der Wirtszelle und enzystieren sich; geteilte Zyste (Pfeilspitze). D Amöben. E Ungeteilte Zysten. F Geteilte Zysten. G Zoospore; der Pfeil zeigt auf den hinteren Zellpol, die Geißel ist umgeklappt. Maßstrich = 20 µm in A–C, 10 µm in D–G.**

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbe

eine, nach vorn gerichtet, ist 4 µm lang, die andere, nach hinten gerichtet, 8 µm. Wenn sie die Wirtszelle verlassen haben, erkennt man noch lange an den leeren Wänden der Zoosporangien, die den Residualkörper umgeben, daß hier *Phagomyxa* gefressen hat (Abb. 5F).
Im Herbst 1998 trat in der Nordsee bei Sylt eine weitere *Phagomyxa* auf. Sie befällt die Diatomee *Odontella sinensis* und war recht häufig.

Aphelidium chlorococcarum

Aphelidium chlorococcarum wurde 1957 von Fott beschrieben. Es wurde in die Familie Zoosporiade eingeordnet, ein Taxon unklarer Stellung, das in modernen Systemen von Protisten meist „vergessen" wird. Es befällt verschiedene coccale Grünalgen des Süßwassers. Dieser interessante Organismus ist nicht selten, wurde aber oft übersehen. Seine Entwicklung ähnelt der von *Phagomyxa*, beide Parasiten sind aber nicht verwandt, wie schon die unterschiedliche Begeißelung der Schwärmer zeigt.
Die Wirtszellen werden von Flagellaten befallen, die rundlich geformt und knapp 2 µm groß sind und nur eine 15 µm lange Geißel am Hinterende der Zelle tragen (opisthokonte Begeißelung). Sie enthalten einen stark lichtbrechenden Lipidtropfen und gleichen so den Zoosporen von Chytridiomyceten (siehe Teil III dieser Serie; Schnepf 1999c). Diese Zoosporen enzystieren sich auf der Wirtszelle, meist an dem Pol, der dem Chloroplasten gegenüberliegt (Abb. 6A). Der Protoplast dringt dann durch die Zellwand hindurch in die Alge ein (Schnepf *et al.*, 1971) und entwickelt sich intrazellulär zu einem Plasmodium (Abb. 6B), das aber im Unterschied zu *Phagomyxa* nicht endobiotisch ist, sich also nicht im Wirtsplasma befindet (Schnepf *et al.*, 1971). Das Plamodium sieht klarer aus als das Algenplasma und enthält bald kleine, lichtbrechende Tröpfchen (Abb. 6C). Es verleibt sich phagozytotisch Portionen des Wirtsplasmas ein, die dann gleich verdaut werden. Die Reste sind dunkelbraune Residualkörper (Abb. 6C–I). Die Verdauungsvakuolen fusionieren miteinander (Abb. 6E, F). Anfangs füllt das Plasmodium einen Sektor der Algenzelle (Abb. 6B, D), oder das Innere (Abb. 6C), später die Peripherie (Abb. 6E–H). In der Mitte der Zelle liegt dann eine Vakuole mit mehr oder weniger verdauten Resten des Algenplasmas (Abb. 6F–H).
Das Plasmodium bleibt immer nackt, auch wenn es zur Zoosporenbildung kommt. Dabei zerklüftet sich das Plasmodium. Die Zoosporen treten einzeln aus und bleiben anfangs an der Algenzelle haften oder in ihrer Nähe liegen (Abb. 6I). Die frei gewordenen Zoosporen sind anfangs noch unregelmäßig geformt. Innerhalb einiger Minuten runden sie sich ab. Erst dabei scheint die Geißel die volle Länge zu erreichen. Schließlich werden die Zoosporen beweglicher und schwimmen dann plötzlich fort. In den leeren Algenzellen bleibt der Residualkörper noch lange erhalten. *Aphelidium* kann auch Dauersporen ausbilden.

Pseudaphelidium drebesii

Auch *Pseudaphelidium drebesii* bildet ein Plasmodium im Inneren der Wirtszelle, der marinen Kieselalge *Thalassiosira punctigera* (Schweikert und Schnepf, 1996). Es tritt im Spätsommer auf.
P. drebesii hat wie *Aphelidium* opisthokont begeißelte Zoosporen. Sie sind 5 µm lang und 3 µm dick, haben eine 15 µm lange Geißel und enzystieren sich auf der *Thalassiosira*-Schale.
Der Protoplast dringt mit Hilfe einer Infektionsröhre zwischen überlappenden Schalenteilen in das Zellinnere (Schweikert und Schnepf, 1997) und entwickelt sich zu einem Plasmodium, das wie bei *Aphelidium* nicht endobiotisch ist. Es phagozytiert das Wirtsplasma, erfüllt bald die ganze Zellperipherie und umschließt eine große zentrale Verdauungsvakuole (Abb. 7A). Dann zerklüftet es in amöboide Zellen (Abb. 7B), nicht in Flagellaten wie bei *Aphelidium*. Die Amöben kriechen aus der Wirtszelle (Abb. 7C, D), meist aber nicht weit (Abb. 7C) und enzystieren sich (Abb. 7C, E). Nach meist zwei Teilungen (Abb. 7F) werden die Zoosporen entlassen.

Schluß

Die algenfressenden Protisten, von denen hier natürlich nur eine willkürliche Auswahl vorgestellt werden konnte, spielen eine oft unterschätzte Rolle in aquatischen Ökosystemen (Van Donk und Bruning, 1995). Entdeckungsreisen in dieses auch heute noch nicht voll erschlossene Gebiet sind auch für den Anfänger lohnend, und sie sind nicht schwierig.

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

Danksagung

Die eigenen Beobachtungen an den Algenparasiten, über die in den fünf Teilen dieser Artikelserie berichtet wurde, habe ich in der Wattenmeerstation List/Sylt der Biologischen Anstalt Helgoland und am Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei in Neuglobsow am Stechlin-See gemacht. Ich bedanke mich sehr herzlich für die Gastfreundschaft und Hilfe in beiden Instituten und für die gute Zusammenarbeit mit Dr. G. Drebes (ihm auch für die Überlassung von Fotos), Dr. M. Elbrächter, Dr. S. Kühn, Dr. M. Schweikert und Frau H. Halliger (List) sowie mit Dr. L. Krienitz, Dr. D. Hepperle und Frau Dipl. Biol. Ines Schlegel (Neuglobsow).

Literaturhinweise

Canter, H. M., Lund, J. W. G.: The importance of protoza in controlling the abundance of planktonic algae in lakes. Proc. Linn. Soc. London *179*, 203–219 (1968).

Drebes, G.: Marines Phytoplankton. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1974.

Fott, B.: *Aphelidium chlorococcarum* species nova, parasit zelených ras. Univ. Carol., Biologica *3*, 229–237 (1957).

Hausmann, K., Hülsmann, N.: Protozoology, 2nd ed., Georg Thieme Verlag Stuttgart, New York 1996.

Hülsmann, N.: On the penetration of algal cell walls by vampyrellids. J. Protozool. *30*, 50A (1983).

Hülsmann, N. und IWF: Entwicklung und Ernährungsweise von *Vampyrella lateritia* (Rhizopoda). Film C 1522 des IWF Göttingen (1983). Publikation von N. Hülsmann, Publ. Wiss. Film, Sekt. Biol. Ser. 17, Nr. 16/C 1522 (1985).

Karling, J. S.: *Phagomyxa algarum* n. gen., n. sp., an unusual parasite with plasmodiophoralean and proteomyxean characteristics. Amer. J. Bot. *31*, 38–52 (1944).

Kühn, S. F.: *Victoriniella multiformis*, gen. et spec. nov. (incerta sedis), a polymorphic parasitoid protist inecting the marine diatom *Coscinodiscus wailesii* Gran et Angst (North Sea, German Bight). Arch. Protistenkd. *148*, 115–123 (1997).

Schnepf, E.: A *Phagomyxa*-like endoparasits of the centric marine diatom *Bellerochea malleus*: a phagotrophic plasmodiophoromycete. Bot Acta *107*, 374–382 (1994).

Schnepf, E.: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren. I. Teil: Dinoflagellaten als Fresser mariner Kieselalgen. Mikrokosmos *88*, 49–56 (1999a).

Schnepf, E.: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren. III. Teil: Pilze – Chytridineen. Mikrokosmos *88*, 181–187 (1999).

Schnepf, E., Hegewald, E., Soeder, C.-J.: Elektronenmikroskopische Beobachtungen an Parasiten aus *Scenedesmus*-Massenkulturen. 2. Über Entwicklung und Parasit-Wirt-Kontakt von *Aphelidium* und virusartige Partikel im Cytoplasma infizierter *Scenedesmus*-Zellen. Arch. Mikrobiol. *75*, 209–229 (1971).

Schweikert, M., Schnepf, E.: *Pseudaphelidium drebresii*, gen. et spec. nov. (incerta sedis), a parasite of the marine centric diatom *Thalassiosira punctigera*. Arch. Protistenkd. *147*, 1117 (1996).

Schweikert, M., Schnepf, E.: Electron microscopical observations on *Pseudaphelidium drebesii* Schweikert and Schnepf, a parasite of the centric diatom *Thalassiosira punctigera*. Protoplasma *199*, 113–123 (1997).

Van Donk, E., Bruning, K.: Effects of fungal parasites on planktonic algae and the role of environmental factors in the fungus-alga relationship. In: Wiessner, W., Schnepf, E., Starr, R. C. (eds.): Algae, environment and human affairs. Biopress, Bristol 1995.

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

Kurze Mitteilung

Ötzi war Vegetarier

Der neolithische Mann, der 1991 in einem Ötztaler Gletscher eingefroren aufgefunden wurde (der sogenannte „Ötzi"), war Vegetarier. Auf Grund der Untersuchung des Isotopen-Verhältnis von Kohlenstoff und Stickstoff konnte Stephen Macho von der Universität von Virginia, Charlotteville, im Haar des Ötzi den Anteil an pflanzlicher und tierischer Nahrung während der Wachstumszeit der Haare nachweisen. Pflanzen enthalten nämlich relativ weniger schwere Isotope als tierische Gewebe. In den Haaren von Vegetariern sind daher im Verhältnis weniger schwere Isotope enthalten als in Haaren von Fleischessern. Der sehr geringe Anteil an schweren Isotopen im Haar des Ötzi weist darauf hin, dass er in den Wochen vor seinem Tode keine Fleischnahrung zu sich genommen hat. Die bei dem etwa 5000 Jahre alten Ötzi gefundenen Waffen, Pfeile und Bogen dürften also kaum der Jagd gedient haben.

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Aus der Industrie

Neue Objektivserie für Eclipse-Mikroskope von Nikon CFI60 S Fluor Objektive speziell für die Fluoreszenzmikroskopie

Viele der neuen mikroskopischen Methoden im „LifeScience"-Bereich sind so weit spezialisiert, dass sie auf ebenso hoch spezialisierte Gerätekomponenten und Optik angewiesen sind. Applikationen wie zum Beispiel Calcium-Messung und -Imaging benötigen lichtstarke Objektive mit einer guten UV-Durchlässigkeit. Genau für diese Zwecke gibt es von Nikon eine neue Objektiv-Serie, die S Fluor Objektive.

Diese Objektive verfügen aufgrund der Verwendung von Quarz- und Spezialgläsern über hohe Transmissionsraten im gesamten sichtbaren Spektrum also von Ultraviolett bis Infrarot. Die erhöhte Durchlässigkeit im Bereich ab 340 nm ermöglicht das Darstellen und Messen von Farbstoffen wie Fura-2, Indo-1 oder Quin-2. Die hohe Transmissionsrate im IR-Bereich bis 1000 nm ist wichtig, weil immer mehr Fluorochrome mit Emissionsspektren im Nah-IR-Bereich entwickelt werden, um einen größeren Spektrumsbereich für Mehrfachfärbungen ausnutzen zu können. Darüberhinaus ermöglicht das langwellige IR-Licht eine größere Eindringtiefe in dicke Präparate.

Spezieller Kitt und die ausgefeilte Anti-Reflexions-Beschichtung der Linsen minimieren Reflexion und Autofluoreszenz, was zu einem exzellenten Signal/Rausch-Verhältnis der S Fluor Objektive führt. Anwendungen mit niedriger Photonenausbeute profitieren davon, dass der Hintergrund sehr dunkel ist und dadurch ein guter Kontrast entsteht. Aber nicht nur diese Eigenschaft ist vorteilhaft, auch die Bildhelligkeit insgesamt ist bei dieser Objektivserie optimiert.

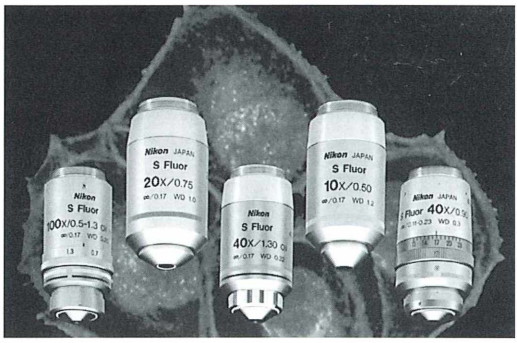


Abb. 1: CFI60 S Fluor Objektive speziell für die Fluoreszenzmikroskopie

Die Bildhelligkeit in der Fluoreszenzmikroskopie ist nicht nur von der Transmissionsrate, sondern auch von der Numerischen Apertur des Objektives abhängig. Diese geht in der vierten Potenz in die Berechnung der Helligkeit ein. Hier spielen die S Fluor Objektive ihre ganze Klasse aus. Das S Fluor 40X trocken verfügt beispielsweise über eine Numerische Apertur von 0,9 im Vergleich zu 0,75 des vergleichbaren Plan Fluor Objektives. Nicht zu vergessen ist dabei, dass die Numerische Apertur der Güteparameter für das Auflösungsvermögen eines Objektives schlechthin ist. Es sind folgende Objektive aus dieser Serie erhältlich, in: 10X (N.A. 0,5), 20X (N.A. 0,75), 40X (N.A. 0,9), 40X Öl (N.A. 1,3), 100X Öl (N.A. 0,5–1,3, Iris).

Fluoreszenz-Korrelationsspektroskopie bei Polytec

Das neue Fluoreszenz-Korrelationsspektroskop ermöglicht Analysen auf der Ebene einzelner Moleküle [nähere Informationen zur Fluoreszenz-Korrelationsspektroskopie finden sich bei H. F. Linskens, MIKROKOSMOS *87*, 155–156 (1998)]. Mit Hilfe eines Lasers (mit einer Wellenlänge von mehr als 700 nm) wird ein Probenvolumen im Femtoliterbereich ausgeleuchtet. Bewegt sich ein Molekül durch dieses Probenvolumen hindurch, fängt es an zu fluoreszieren und gibt Photonen ab. Empfindliche Detektoren erfassen diese Signale. Durch die rechnerische Methode der Autokorrelation erhält man aus diesen Daten Hinweise auf die Geschwindigkeit, mit der sich das Molekül durch den Brennpunkt des Laserstrahls bewegt. So lassen sich Aussagen zur Diffusionsgeschwindigkeit eines Moleküls, zu Wechselwirkungen zwischen Molekülen oder zur Konzentration von Molekülen treffen. Dies ist nicht nur in Lösung, sondern auch innerhalb von Zellen möglich.

Die Zweikanaltechnik (es sind zwei Detektorsysteme am Mikroskop installiert) gestattet die simultane Verarbeitung von Signalen auch unterschiedlicher Wellenlänge (Kreuzkorrelation). Die Hardware-gesteuerte Korrelation erlaubt die schnelle Verarbeitung von Signalen in Routineuntersuchungen. Wahlweise ist auch eine Software-gesteuerte Korrelation möglich, welche die Rohdaten erhält und anderen Algorithmen zugänglich macht. Diese Variante ist besonders für Forschunglabors interessant, die eigene Algorithmen anwenden möchten.

Das Fluoreszenz-Korrelationsspektroskop wird hergestellt von der Firma ISS (Champaign, USA) und ist in Deutschland bei der Polytec GmbH, Polytec-Platz 1-7, 76337 Waldbronn (Tel. 07243-604153) erhältlich.

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

Buchbesprechungen

Eckart, W. U.: Geschichte der Medizin. 3. Aufl., Springer Verlag, Berlin 1998, 427 Seiten, 35 Abbildungen, broschiert, DM 36,00, ISBN 3-540-63756-7.

Jedem, den die historische Facette der Medizin interessiert, wird das vorliegende Buch ein willkommenes Nachschlagewerk sein. Wenngleich auf sehr gedrängtem Raum, so doch übersichtlich und kompetent wird in zehn Kapiteln ein Überblick über die Historie der Medizin gegeben. Beginnend mit der Medizin der Steinzeit und der alten Hochkulturen, fortfahrend mit dem Wirken der Ärzte in der griechischen und römischen Antike, der byzantinischen Medizin und der mittelalterlichen Heilkunst wird über die Darstellung der Medizin in der Renaissance, der Aufklärung und der beginnenden Moderne bis hin zur Darlegung der medizinischen Betreuung und Forschung unserer Tage ein sehr weiter Bogen gespannt. Gewünscht hätte ich mir noch eine tabellarische Zusammenstellung in der Art, daß eine zeitliche Zuordnung der Marksteine der Medizin mit den zentralen Fortschritten in den anderen Naturwissenschaften möglich wäre. Dessen ungeachtet liefert das Buch von Wolfgang U. Eckart eine Fülle von Informationen, die im Bedarfsfall dank des ausführlichen Namens- und Sachverzeichnisses punktuell schnell abgefragt werden können. Für den, der sein Wissen darüberhinaus vertiefen möchte, gibt das relativ knappe, aber doch ausreichende Literaturverzeichnis genügend Hinweise auf weiterführende Werke.

Klaus Hausmann, Berlin

Sauer, F.: Orchideen Europas nach Farbfotos erkannt. Sauers Naturführer. Fauna-Verlag, Karlsfeld o. J., Weinheim 1998, 176 Seiten, zahlreiche Abbildungen, gebunden, DM 28,00, ISBN 3-923010-25-7.

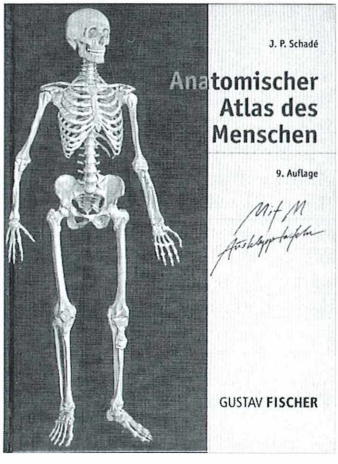
In der unterdessen auf mehr als ein Dutzend Bände angewachsenen Naturführer-Reihe ist als jüngster Titel das vorliegende Bestimmungsbuch über die europäischen Orchideen erschienen. Es zeigt in ausgesucht schönen Farbaufnahmen jeweils ein ganzseitiges Artenporträt, meist eine viertelseitige Detailaufnahme einer Blüte oder eines Blütenstandes sowie eine briefmarkengroße Verbreitungskarte der rund 60 in Mitteleuropa vorkommenden Arten. Etwa die gleiche Anzahl mediterraner Spezies wird ab Seite 144 in viertel- oder halbseitigen Kurzporträts vorgestellt. Im taxonomischen Konzept der nicht immer liniengenau abzugrenzenden Sippen folgt der Autor dem 1986 im Mosaik-Verlag (München) erschienenen Orchideenwerk von K. Buttler. Die aus verschiedenen weiteren Werken zusammengetragenen Begleittexte bieten außer diagnostischen Hilfen eine Menge nützlicher Information zur Biologie und Ökologie der einzelnen Arten.
Der Einleitungstext zum Buch wäre revisionsbedürftig – er enthält eine Anzahl Sachfehler und überrascht unter anderem mit der Feststellung, dass etwa 200 Orchideenarten zur Fauna (!) Europas gehören. Ein Literaturverzeichnis mit der üblichen Benennung der offensichtlich verwendeten Literatur fehlt.
Buchgestalterisch wirkt auch dieser Band der Reihe recht hausbacken. Man wird ihn wegen seiner überzeugenden Bilder aber dennoch fallweise zur Hand nehmen.

Bruno P. Kremer, Köln

In der gleichen Reihe erschien bereits 1995 ein 128seitiger, mit 224 Farbfotos und 53 Strichzeichnungen illustrierter Naturführer *Wildlinien Europas* mit den für die *Orchideen Europas* ausgeführten Charakteristika zum Preis von DM 24,00, ISBN 3-923010-21-4.

Redaktion MIKROKOSMOS

Schadé, J. P.: Anatomischer Atlas des Menschen. 9. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1998, 192 Seiten, 120 Abbildungen, 11 farbige Ausschlagtafeln, gebunden, DM 68,00, ISBN 3-437-46140-0.



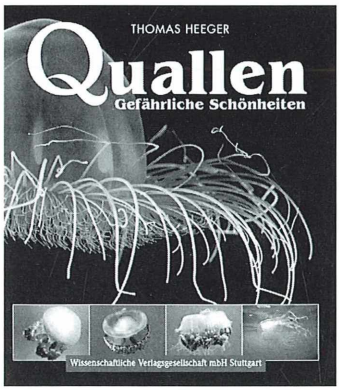
Dieser seit Jahrzehnten bewährte, nun bereits in der 9. Auflage vorliegende Farbatlas richtet sich vorwiegend an Auszubildende und Angehörige der Pflege- und Gesundheitsfachberufe. Alle Facetten der Struktur und Funktion des menschlichen Körpers sind dargestellt. Elf eindrucksvolle, ausklappbare Farbtafeln in der Größe 27×56 cm (mit Ausnahme der letzten, die „nur" 27×37 cm mißt) geben die anatomischen Details von Skelett, Muskelsystem, Herz- und Gefäßsystem, Nervensystem, Sinnesorgane so-

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

wie innere Organe wieder. Unterstützt werden diese Tafeln durch Detailausschnitte, Grafiken und Tabellen. Ein ausführliches Register macht die Suche nach bestimmten Stichworten leicht. Für den Mikroskopiker ist es interessant zu erfahren, daß zu Beginn des Buches auch auf die zelluläre und somit mikroskopische Dimension eingegangen wird. Dieses primär für Fachleute zusammengestellte Tafelwerk dürfte jedem etwas zu bieten haben, der sich näher mit dem menschlichen Körper beschäftigen möchte. Und wer möchte das eigentlich nicht?!

Klaus Hausmann, Berlin

Heeger, Th.: Quallen – Gefährliche Schönheiten. Mit einem Geleitwort von D. Mebs. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1998, 358 Seiten, 283 zumeist farbige Abbildungen, gebunden, Format 24 × 27 cm, DM 248,00, ISBN 3-8047-1487-0.



Mit einem schlagkräftigen Titel meldet sich als Autor ein namhafter Meeresbiologe und Forscher zu Wort, dessen Werk höchste Aufmerksamkeit und auch Anerkennung gebührt. Der Titel dieses Werks geht allerdings mit dem Inhalt des Buches nicht ganz konform. Es sind nämlich nicht nur die Quallen (Medusen) der Cnidaria oder Nesseltiere, die in Bild und Text erfaßt werden, sondern auch die sogenannten Kamm- oder Rippenquallen (Ctenophora) und einige der verwandtschaftlich noch viel weiter von jenen entfernten Manteltiere (Tunicata): Organismen also, die allesamt von einem gelatinösen oder „qualligen" Körperbau geprägt sind und – zumindest während eines eher kürzeren Teils ihres Lebenszyklus – im Zooplankton aller Weltmeere auftreten. Die Art der Präsentation mit präzisen zoologischen Detailinformationen, hervorragenden Illustrationen und ausführlichem Glossar und Index ist als äußerst gelungen zu bezeichnen – wann glückt es schon einmal, die berechtigten Interessen von Meeresbiologen einerseits und von interessierten Laien andererseits gleichermaßen zu befriedigen? Die Antwort auf diese Frage wird bereits im Geleitwort gegeben: zum ersten Male wieder seit Ernst Haeckels berühmtem sechsbändrigem Werk über das System der Medusen, das im Jahre 1879 erschien! Stimmt das?

Das gebundene, mit einem faszinierenden Schutzumschlag versehene Buch gliedert sich in die folgenden Kapitel: Einführung (S. 12–35), Biologie der Quallen (S. 37–199), Ökologie der Quallen (S. 201–253), Staatsquallen (S. 255–269), Kamm- oder Rippenquallen (S. 271–279), andere gelatinöse Zooplanktongruppen (S. 283–287), sowie einen Anhang (S. 290–358), der einen Bestimmungsschlüssel, einen Artenkatalog, ein Glossar sowie das Literatur- und Stichwortverzeichnis umfaßt.

In das Auge fällt zunächst (und auch immer wieder bei erneuter Lektüre!) das absolut faszinierende Bildmaterial, das in Spalten- oder Seitenbreite, und häufig auch in ganzseitigem Format gesetzt ist und das in technischer wie biologischer Hinsicht keine Wünsche hinsichtlich Schärfe, Brillianz und Farbenpracht mehr offenläßt. Die sich in den Fotografien äußernden ästhetischen Momente werden durch ein gefälliges Layout und eine gediegen große Schrifttype vervollkommnet – das mag als Erklärung wie als Berechtigung für einen ebenso so gediegen hohen Preis des Buches genügen.

Im Vorwort sucht man zwar lange, aber nicht vergeblich nach Hinweisen auf die Zusammensetzung der potentiellen Leserschaft, an die sich der Inhalt dieses Buches richtet. Einige Hinweise deuten darauf hin, daß die Intention des Autors auf das Interesse derjenigen Zeitgenossen abzielt, die sich dem bewußten Spannungsfeld zwischen Ästhetik und Schönheit einerseits und Gefahr und Ekel andererseits nicht entziehen wollen, also der scheinbar eher Abenteuerlustigen und Mutigen. Man kennt das bereits aus vielen Feldern der Biologie, zum Beispiel von Giftspinnen, Giftschlangen, von pfeilgiftliefernden Porzellanfröschen – auch hier betrifft es Organismen, denen man sich vorsichtig nähern sollte, oder besser: sich selbst aktiv und ganz bewußt nähern muß, um sich an ihrer natürlichen Schönheit und auch Unschuld vor Ort wirklich erfreuen zu können. Von daher darf man vermuten, daß sich zunächst vor allem diejenigen angesprochen fühlen werden, die Tauchgänge in fernen tropischen Gewässern planen, um sich vor Ort selber „ein Bild zu machen" Der Bestimmungsschlüssel und auch der Inhalt des Artenkatalogs sprechen dafür eine beredte Sprache.

Aber diese Buch ist mehr. Nicht nur, weil einige der fotografischen Aufnahmen nicht in der freien Natur, sondern „durch die Scheiben" eines Aquariums hindurch – also gefahrlos – entstanden, wie man den fehlenden topographischen Anmerkungen in den Legenden einiger Abbildungen entnehmen kann. Der Grund für diese Aufnahmetechnik und die nachfolgenden Techniken ist jedoch eher in der Kleinheit der Objekte zu suchen. Oder besser: auch in der vergleichsweisen Winzigkeit der Strukturkomplexe, welche die Gefährlichkeit der Nesseltiere ausmacht, nämlich in den Nesselzellen selbst. Nicht nur für die Makrofotografie, sondern auch für die Mikro-

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

skopie halten die besprochenen Lebewesen Einiges bereit. Und so darf man sich nicht wundern, sondern muß sich vor allem freuen, wenn ein Großteil des Buches diesem Thema gewidmet ist. Neben histologische Präparationen treten zahlreiche – natürlich in Schwarzweißtechnik gefertigte – raster- und transmissionselektronenmikroskopische Aufnahmen, welche die Faszination des eigentlich Unsichtbar-Gefährlichen noch weiter verstärken. Hierin vor allem liegt der – wie ich meine – unwiderstehliche Reiz des Buches.
Durch die detaillierte Darstellung der histologischen und cytologischen Befunde wird deutlich, in welcher Weise der Autor sich selbst den Objekten nähert und sie somit seinen Lesern auch wirklich nahebringt. Faszination im großen wie im kleinen Maßstab - vollendete Objekte der Evolution. Ernst Haeckel hätte seine Freude an diesem Buch gehabt. Seine Schüler und Nachfahren haben sie jetzt!

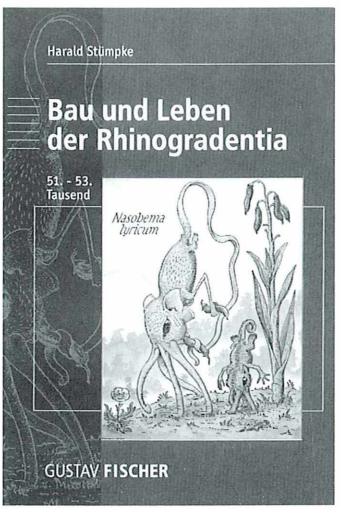
Norbert Hülsmann, Berlin

Eckert, R.: Sehen heißt wissen. – Das Rasterelektronenmikroskop im Fehleranalyselabor. Druckerei Kurz, Stuttgart, 1998, 180 Seiten, 200 zum Teil farbige Fotos, 35,00 DM, ISBN 3-89301-081-5.

Es war wohl vielen schon immer klar, daß das Rasterelektronenmikroskop eine ganz zentrale Rolle in Schadensanalyse, Qualitätskontrolle und Neukonstruktion spielt. Daß man aus den Erfahrungen dieser Tätigkeit ein reich illustriertes und zudem ansprechendes Buch zusammenstellen kann, ist weniger selbstverständlich. Richart Eckert hat diesen Versuch mit einem hohen Maß an Eigeninitiative gewagt. Das vorliegende Ergebnis zeigt, daß es diesen Versuch gelohnt hat. In 16 Kapiteln werden die verschiedenen Facetten dieser Applikationsbereiche dargestellt. Für einen primär biologisch Interessierten mögen die einen Materialwissenschaftler wohl auf Anhieb begeisternden Befunde zunächst etwas gewöhnungsbedürftig sein. Bei näherem Studium des Buches wird er aber bald das Faszinosum eines solchen Werkes erspüren. So kann man schließlich auch nachempfinden, wenn der Autor zum Schluß seiner Hoffnung Ausdruck gibt, daß der Leser mit den Untersuchungsmethoden des REM vertraut geworden ist und den Informationsgehalt von REM-Aufnahmen aus dem Blickwinkel des Materialwissenschaftlers besser als bisher zu beurteilen weiß. Möge der Titel sowie die auf der letzten Textseite als Quintessenz des Buches geäußerte Feststellung „Sehen heißt wissen" dem Werk eine weite Verbreitung bescheren.

Wilhelm Wagner, Essen

Stümpke, H.: Bau und Leben der Rhinogradentia. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1998, 51.–53. Tausend, 90 Seiten, 15 Farbtafeln, 12 Textabbildungen, broschiert, DM 29,80, ISBN 3-437-26040-5.



Wer hat nicht von ihr gehört, von der legendären Monographie über die Biologie der Nasobeme? Dieses einmalige Nachschlagewerk über die sozusagen vergeistigten Nasenläufer, das innerhalb der entsprechenden Fachliteratur nach wie vor seinesgleichen sucht, hat inzwischen – mit Recht – eine für wissenschaftliche Publikationen gigantische Auflagenzahl erreicht. Das Besondere an dieser neuen Auflage ist, daß nun auch Farbe bekannt wird. Die 15 ehemals schwarzweißen Strichzeichnungen, welche die jeweils wichtigsten Vertreter der verschiedenen Rhinogradentia-Taxa plastisch-realistisch wiedergeben, haben nun eine einfühlsame Kolorierung erfahren, welche diese sympathischen Geschöpfe noch liebenswerter erscheinen läßt. Das Buch ist nach wie vor eine hervorragende Geschenkidee!

Klaus Hausmann, Berlin

Müller, W. E. G. (ed): Molecular evolution: evidence for monophyly of Metazoa. Springer Verlag, Berlin 1998, 189 Seiten, 54 Abb., gebunden, DM 188,00, ISBN 3-540-63229-8

Dies ist ein sehr spezielles, aber auch wichtiges Buch. Es widmet sich in sieben Beiträgen von Autoren aus Deutschland, den USA, Japan, Belgien und Brasilien ausschließlich der Frage, ob es molekularbiologische Hinweise gibt, daß alle vielzelligen Tiere (Metazoa) auf einen einzigen nur ihnen gemeinsamen Ursprung zurückzuführen sind. Insbesondere wird diskutiert, ob die Schwämme (Porifera) die Schwestergruppe der übrigen Metazoa sind. Es ist nämlich auch denkbar – und ist früher mehrfach vertreten worden – daß die Schwämme, die ja keine festen Achsenverhältnisse haben und bei denen weder besondere Verdauungs- oder Exkretionsorgane noch ein Nervensystem oder komplexe Sinnesorgane vorkommen, einen eigenen Weg zur Vielzelligkeit beschritten haben und unabhängig aus Pro-

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

tisten entstanden sind. Alle Artikel dieses Buches kommen zu der Schlußfolgerung, daß die Metazoa monophyletisch sind und daß die Porifera einen frühen Seitenzweig repräsentieren. Hierfür hat es bisher schon mehrere biochemische und cytologische Hinweise gegeben: Collagen, Lectine, extrazelluläre Matrix, septate junctions kommen auch bei den Schwämmen vor.

In diesem Buch werden nun viele zusätzliche Belege vorgestellt. Beispielsweise kann die große Übereinstimmung in der Struktur mancher Gene bei Schwämmen und Metazoen nur so gedeutet werden, daß sie nur einmal entstanden sind. Es kann und soll hier nicht auf alle Einzelheiten eingegangen werden. Der interessierte Leser muß sich selbst in die Details vertiefen, deren Beweiskraft ziemlich erdrückend ist. Daher nur ein paar kurze Anmerkungen.

Allein zwei Artikel befassen sich mit der Übereinstimmung von Homöobox-Genen bei Schwämmen und den übrigen Metazoen. Homöobox-Gene enthalten Sequenzen aus 180 Basenpaaren, die hochgradig konserviert sind und daher Vergleiche bei verwandtschaftlich weit entfernten Arten erlauben. Eine japanische Forschergruppe hat 5 solcher Gene identifiziert und analysiert und fand starke Übereinstimmungen mit entsprechenden Genen bei höheren Metazoen, nicht jedoch bei solchen von Pflanzen und Pilzen. Ein Team aus Belgien und Brasilien hat ein weiteres Homöobox-Gen untersucht und stellt fest, daß es große Ähnlichkeit mit Metazoen-Genen, und zwar aus der Antennapedia-Gruppe hat.

In einem zusammenfassenden Artikel schreibt W. E. G. Müller, Professor für Physiologische Chemie an der Universität Mainz und Herausgeber des Bandes, daß Schwämme aus Molekülen zusammengesetzt sind, die typisch für Metazoen sind. „It appears that all basic molecules required for the maintenance of an individuum as known from higher metazoan phyla are already present in sponges" (S. 124).

Aus der Sicht eines Morphologen und Phylogenetikers sind dies Ergebnisse, die weitgehend den Stand der neueren Diskussionen bestätigen und eindrucksvoll untermauern. O. Tuzet (1973) hat in dem Band über Porifera in dem großen französischen Sammelwerk „Traité de Zoologie" die Stellung der Schwämme als Metazoen überzeugend dargestellt. In neuerer Zeit hat Ax (1995) nochmals klar die Argumente herausgearbeitet. Leider nehmen viele Molekularbiologen solche Ergebnisse und Diskussionen oft nicht zur Kenntnis. Tuzet wird in keinem der Literaturverzeichnisse des besprochenen Bandes zitiert, Ax nur einmal mit einer älteren Arbeit von 1989. Nach vielen anderen wichtigen Beiträgen zur Phylogenie der Metazoa und Porifera sucht man ebenfalls vergeblich. Die für Morphologen entscheidenden Merkmale, die die Porifera mit den Metazoen verbinden, nämlich die Spermiohistogenese und die Oogenese mit der Bildung von Polkörperchen, habe ich nirgends erwähnt gefunden. Dies zeigt, daß trotz mancher Annäherung in letzter Zeit die beiden Seiten, Molekularbiologen und Morphologen, doch in vielen Punkten weiter parallel vor sich hinarbeiten, ohne viel Kenntnis von den Fortschritten auf dem jeweils anderen Gebiet zu nehmen. Diese Feststellung kann für beide Seiten gelten, trifft heute aber wohl eher auf die Molekularbiologen zu, die ernsthafte phylogenetische Diskussionen auf der Grundlage morphologischer Merkmale kaum zur Kenntnis nehmen oder sie sogar als „spekulativ" desavouieren. Ein Molekularbiologe würde sich zu Recht erregen, wenn sich Morphologen so oberflächlich mit ihren Ergebnissen und Argumenten auseinandersetzen würden.

Es ist ein glücklicher Zufall, daß bei der Frage der Monophylie der Metazoa die Ergebnisse beider Seiten so gut kongruieren. Für den interessierten Morphologen ist es aber auch sehr wichtig, daß er an einer Stelle die neuesten Ergebnisse so kompakt dargestellt bekommt wie in diesem Band. Darin liegt ein ganz großer Verdienst der Ausgabe.

Das Buch ist handlich und übersichtlich. Man kann vor einer Vorlesung oder Diskussion nochmals schnell danach greifen, um sich die Argumente vor Augen zu halten. Allerdings wäre in einigen Punkten ein wenig mehr Sorgfalt bei der Herausgabe angebracht gewesen. Sinnentstellende Druckfehler kann man besonders in einigen Literaturverzeichnissen sammeln. Auf S. 23 findet man statt „metazoan" im Titel der Arbeit „matazoan" und einige Zeilen tiefer „metazonan" Jemand, der sich mit dem Jargon nicht so auskennt, kann da ins Grübeln kommen. Auch bei manchen Abbildungen fragt man sich, ob die Autoren, die mit aufwendigsten Methoden und Geräten ihre biochemischen Analysen durchführen, sich keinen besseren Drucker oder Kopierer leisten konnten. Es kann nicht am Druck liegen, der gestochen scharf ist, besonders in den mit sehr kleiner Type gesetzten Literaturverzeichnissen.

Diese kritischen Anmerkungen sollen aber nicht den Verdienst des Bandes schmälern. Es ist ein wichtiger Beitrag, mit dem sich jeder, der sich mit den Fragen der Phylogenie der Metazoen befaßt, sehr intensiv auseinandersetzen muß.

Literaturhinweise

Ax, P: Das System der Metazoa I. Ein Lehrbuch der phylogenetischen Systematik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York 1995, 226 Seiten.

Tuzet, O.: Introduction et place des Spongiaires dans la classification. In: Grassé, P.-P. (Éd.): Traité de Zoologie, Tome III Spongiaires: 1–26. Masson et Cie., Paris 1973.

Wolfgang Dohle, Berlin

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

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikrobiologische Vereinigung – MBV – im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg – Planktongruppe –

Programm
September bis Dezember 1999

7. 9.: Elke Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen
Walter Steenbock: Bacillariophyceen des Süßwassers 1
12. 10.: Elke Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen
Rolf Kröger: Kalibration von Meßokularen
9. 11.: Elke Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen sowie Kalibrieren eigener Meßokulare
Walter Steenbock: Basillariophyceen des Süßwassers 2
7. 12.: Elke Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen sowie Kalibrieren eigener Meßokulare
Rolf Kröger: Limnologie 5 / Physikalische Eigenschaften des Wassers 2: Zum Wärmehaushalt limnischer Systeme

Alle Veranstaltungen der Planktongruppe finden in den Labors des Zentrums für Schulbiologie und Umwelterziehung, ZSU, in Hamburg-Kleinflottbek, Hemingstedter Weg 142, jeweils um 18.00 Uhr statt. Darüberhinaus finden an jedem letzten Freitag eines jeden Monats jeweils um 18.00 Uhr im Gymnasium Farmsen Swebenhöhe 50, mikrobiologische Praktika und wechselnde Vorträge zu Themen von mikrobiologischem Interesse statt. Diese Veranstaltungen werden direkt von der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg betreut. Zu allen Veranstaltungen sind interessierte Gäste stets willkommen.
Ansprechpartner: Dr. Georg Rosenfeld, Nigen-Rägen 3b, 22159 Hamburg, Tel.: 040/643 06 77

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Programm
September 1999 bis Februar 2000

3. 9. 1999: André Fischer, Berlin: Minierfliegen
17. 9. 1999: Dr. Gerhard Teichert, Berlin: Küvettenmikroskopie
1. 10. 1999: James Bond, Berlin: Pflanzenhaare
15. 10. 1999: Dr. Gunnar Strunz, Berlin: Polarisationsmikroskopie – eines der wichtigsten qualitativen und quantitativen Analyseverfahren der Geowissenschaften
29. 10. 1999: Rudolf Drews, Berlin: Stachelhäuter im Auf- und Durchlicht
12. 11. 1999: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Berlin: Nahrungsaufnahme bei Ciliaten – Teil 1
13./14. 11. 1999: Robin Wacker, Güntersleben: Hämatoxylinfärbungen
26. 11. 1999: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Berlin: Nahrungsaufnahme bei Ciliaten – Teil 2
10. 12. 1999: Weihnachtsfeier
14. 1. 2000: Prof. Dr. Wilhelm Foissner, Universität Salzburg, Institut für Zoologie:
Planktonciliaten – Versilberungstechniken
28. 1. 2000: Günter Beyer-Meklenburg, Prof. Dr. Klaus Hausmann, Berlin: Nesseltiere
11. 2. 2000: Jahreshauptversammlung
25. 2. 2000: Dr. Heinz Streble, Stuttgart: Wie halten die Äste?

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

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

Mikro-Markt

Preise für Fließsatzanzeigen (pro mm/Spaltenbreite): privat DM 3,50; geschäftlich DM 5,–; Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift (nur Privatanzeigen) DM 2,– Chiffregebühr DM 10,– (Preise zzgl. gesetzl. Mwst.)
Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: URBAN & FISCHER VERLAG, Anzeigenleitung, Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe ist der 17 09. 1999

• Chemikalien (chemicals) • Reagenzien (reagents)
• Farbstoffe (staining solutions) • Indikatoren (indicators)

CHROMA

Färbe-Probleme?

Das komplette Lieferprogramm!
(the whole world of dye)

jetzt im Internet: www.chroma.de
E-mail info@chroma.de

Suche Zeiss Jena Mikroskope: JENAVERT, JENAVAL komplett, sowie Teile u. Zubehör. Tel. 0 89/3 08 22 11

Suche für Zeiss Mikroskop Standard: Trinokularer Fototubus 30° oder 45° und Optovar. H. Ehrhardt,Tel.: 0 83 68/3 59

Verk. CZ Plan-Neofluar Trockenobjektiv 63/0,90, 160/0,11-0,23, VB 900,- DM. CZ Kamera C 35, Verschluß CS, Belichtungsmesser Ikophot M, 300,- DM. Tel.: 0 51 21/87 64 98

Verk. Historische Mikroskope, Mikr. i. Koffer (10x20x30), Zeiss m. Pankrat. Kond., Leitz Stereo-Lupe; O. Bachmann: Dauerpräp. (1893). Tel.: 0 30/4 31 59 09

Verkaufe Olympus Phasenkontrast für B- und C-Modelle
BH2-PC Kondensor, CT-Zentrierfernrohr, Objektive S-Plan-PL 10x, 20x, 40x, 100x, DM 3750,- (NP DM 8800,-)
BH2-TR30 Fototubus m. 2x WHK 10x Okulare DM 1450,- (NP DM 2550,-)
Objektiv NC DPlan FL 60x/0.95 DM 570,-
Zeiss Planapo 40x/0.95 m. Deckglaskorrektur DM 960,-
Tel. ab 18°° Uhr 0 89/5 80 73 79

Schul- und Forschungsmikroskope
(Durchlicht, Auflicht, Stereo)
Videokameras für die Mikroskopie
Präparierbedarf u. Mikropräparate
Reparatur- u. Serviceleistungen.
Labor- u. Medizintechnik
Dr. Jutta Rost
Am Fischerhaus 1, 04159 Leipzig
Tel./Fax 03 41/4 61 65 96
labortechnik.rost@t-online.de

LOMO
Die vernünftige Alternative
❑ Biologische Forschungsmikroskope
❑ Schülermikroskope
❑ Stereomikroskope
❑ umfangreiches Zubehörprogramm
❑ große Auswahl an Apochromaten
❑ und Achromaten

Sonderoptiken Astronomie Mikroskopie
Telefon und Fax 02561/67269
BW-OPTIK
Direktversand LANGNER-VOSS
48683 Ahaus - Bussardweg 19-B
Neuer Katalog - 200 Seiten DIN A4
Schutzgebühr: Inland DM 10,- Ausland DM 20,-

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

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

Probleme beim Ausbau des Mikroskops? Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie" enthält die passende Optik und viele Bauteile. Wir liefern auch Präparate von Diatomeen, Radiolarien und Foraminiferen.
R. Göke, Bahnhofstaße 27, 58095 Hagen,
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

Laborauflösung! Bitte Listen anfordern.
Chiffre 1.5/99
Einschlußmedien für die gesamte Mikroskopie
Internet: www.micro-tech-lab.de

KOSMOS
SERVICE

Mikroskope und ein umfangreiches Angebot an Zubehör für jeden Anspruch

Fordern Sie gleich unseren kostenlosen Katalog an:

KOSMOS SERVICE, Postfach 10 60 11, 70049 Stuttgart
per Fax: 0711/21 91-350 oder telefonisch 07 11/21 91-342

Impressum
Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: 030/8 38 64 75, Telefax: 030/8 38 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de
Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, PF 100 537, D - 07705 Jena.
Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de
Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, PF 100 537, D - 07705 Jena,Telefon (03641)62 64 28, Fax (03641)62 64 21.
Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 1999.
Abonnementsverwaltung und Vertrieb: SFG Servicecenter Fachverlage Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, PF 10 05 37, 07745 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.
Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.
Erscheinungsweise (1999): 1 Jahrgang mit 6 Heften.
Abo-Preise (1999): 118,– DM/60.36 Euro*; Einzelheftpreis: 24,– DM/12.28 Euro*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,– DM/40.41 Euro* *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.
Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).
Bankverbindung: Deutsche Bank AG Jena, Konto-Nr. 6 284 707, BLZ 820 700 00 und Postbank Stuttgart, Konto-Nr. 923 727 04, BLZ 600 100 70.
Copyright: Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.
Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.
Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D - 72072 Tübingen.
Diese Zeitschrift wird ab Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.
Printed in Germany

Deutsche Fachpresse
Mitglied der Informationsgemeinschaft zur Feststellung der Verbreitung von Werbeträgern und der Deutschen Fachpresse
© 1999 Urban & Fischer Verlag

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

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

Hinweise für Autoren

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

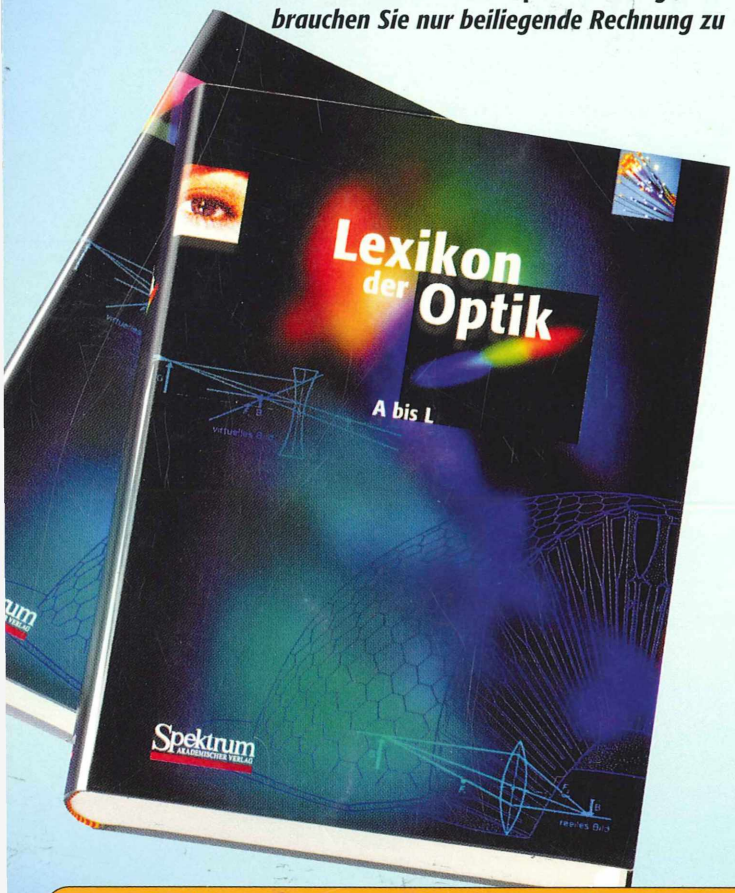
Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

300229

Jetzt das neue Lexikon der Optik!!

Angebot auf dem Bestellcoupon ab und faxen Sie diesen sofort zurück. Wenn Sie das neue Lexikon der Optik überzeugt, brauchen Sie nur beiliegende Rechnung zu begleichen. Danach bekommen Sie auch Band 2 bequem gegen Rechnung zugeschickt. Unsere Vertrauensgarantie: Sollten Sie nicht völlig zufrieden sein, senden Sie Ihren Test-Band und die Rechnung einfach innerhalb von 4 Wochen zurück.



Aktuelles Wissen in verständlicher und kompakter Form!

Das aktuelle und umfassende **„Lexikon der Optik"** sorgt in zwei handlichen Bänden für den Durchblick in sämtlichen Teildisziplinen der Wissenschaft von Licht und Wahrnehmung. Es verbindet die physikalischen Grundlagen der Optik und der klassischen Theorie der optischen Abbildung mit den modernen Disziplinen wie Quanten- und nichtlineare Optik, optische Nachrichtenübertragung, Bildverarbeitung u. -speicherung, Mikrooptik und Lasermedizin.

Das bietet Ihnen das neue Lexikon der Optik

- Zwei Alphabetbände mit jeweils ca. 400 Seiten pro Band, gebunden, im Schuber
- über 3.000 Stichworte aus sämtlichen Teildisziplinen der Optik: Von der physikalischen Optik und Augenoptik über Werkstoffe und Lichttechnik bis hin zu Quanten- und Atomstrahloptik.
- verfaßt von über 70 renommierten Autoren
- über 500 Abbildungen (z.T. vierfarbig), 6.000 Verweise und 5.000 Formeln ergänzen die Stichworteinträge und ermöglichen darüber hinaus eine rasche Orientierung.

Bitte kopieren und zurückfaxen an: 0 62 21 - 91 26 38

☐ ***Ja, ich bestelle*** das neue ***Lexikon der Optik*** in 2 Bänden zum Gesamtpreis von DM 496,- / öS 3.621,- / sFr 441,- (ISBN 3-8274-0123-2). Ich erhalte zuerst den Band 1 zum Preis von DM 248,-. Wenn mich das Werk überzeugt, brauche ich nur die beiliegende Rechnung zu begleichen. Danach bekomme ich Band 2 (Ersch.-Termin: 7/99) ebenfalls gegen Rechnung zum Preis von DM 248,-. Sollte ich wider Erwarten nicht völlig zufrieden sein, sende ich meinen Test-Band (Bd. 1) einfach innerhalb von 4 Wochen an die Bestelladresse zurück. Damit ist die Sache für mich erledigt.

Widerrufsrecht: Diese Bestellung kann ich innerhalb einer Woche bei Spektrum Akademischer Verlag, Vangerowstraße 20, D-69115 Heidelberg widerrufen. Die Frist beginnt einen Tag nach Absendung des Bestellcoupons. Die Kenntnisnahme dieses Hinweises bestätige ich mit meiner 2. Unterschrift.

Datum ✗ 2. Unterschrift

Absender:

Name/Vorname

Straße

PLZ/Ort

Datum ✗ 1. Unterschrift

Rufen Sie an: 06221-912641
oder schicken Sie eine Mail:
http//www.spektrum.verlag.com

Spektrum
AKADEMISCHER VERLAG
Vangerowstraße 20 • 69115 Heidelberg

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 1999

Band/Volume: 88_5

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 88_5 1