

II 90342/P1,4

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

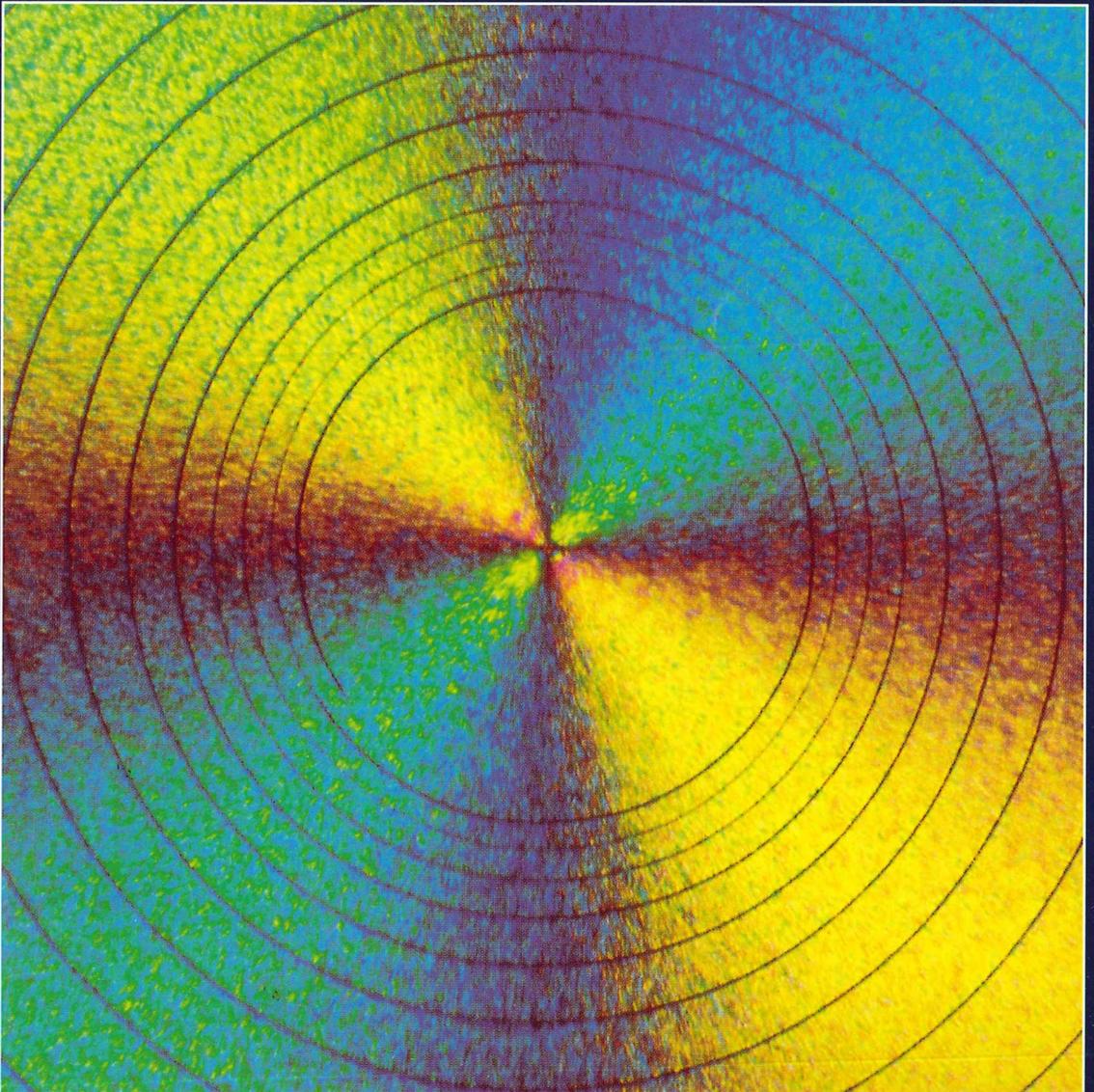
F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

Juli 2002
91. Jahrgang
Heft 4
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) v.i.S.d.P.
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 193** Experimente und mikroskopische Beobachtungen zur Mineralogie des Schwefels
Siegfried Hoc
- 197** Spiralarisse - Ohne Torsionskräfte entstanden
Eberhard Schnepf
- 199** Lichtmikroskopie jenseits der konventionellen Auflösungsgränze – Neue Markierungs- und Bildverarbeitungsverfahren in der Zellbiologie
Rainer Wolf
- 203** Unter falschem Namen bis ins All
Norbert Gregor Günkel
- 209** "Und flechten sollst du dein Leben lang" – Warum die Schwingalgen, *Oscillatoria*, schwingen
Peter Hippe
- 211** Algenbeobachtungen auf der Ostsee
Wolfgang M. Richter
- 218** Beobachtungen zur Biologie des Süßwasserpolypen *Hydra viridissima*. 1. Teil: Allgemeine Einführung
Matthias Haas
- 225** Beobachtungen zur mikroskopischen Anatomie der Apfelsinenschale
Hans-Peter Elsässer
- 231** Hardware und Software für Mikroskopiker - Die Adaption der NIKON Coolpix 990 und die Anwendung aktueller Programme zur Bildbearbeitung
Gerd Günther
- 241** Anschleifen von Einzellergehäusen unter ständiger Sichtkontrolle
Joachim Stanek und Rainer Wolf

Rubriken

- 195, 207, 208, 210, 217, 254**
Nachrichten
- 196, 198**
Kurze Mitteilungen
- 202, 239**
Neue Medien
- 215**
Mikro-Galerie
- 230**
Mikro-Cartoon
- 240**
Makro-Quiz
- 247, 248**
Aus der Industrie
- 248, 249**
Buchbesprechungen
- 254**
Aus den Arbeitsgemeinschaften

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV

(<http://urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv/htm>) wird mit dem Erscheinen dieses Heftes ein Artikel aus dem Jahrgang 38 (1958/49) über Bakteriensymbiosen bei Küchenschaben wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Polarisationsmikroskopische Aufnahme eines Spiralarisses in eingetrockneter Ascorbinsäure (Foto: Klaus Hausmann, Berlin). Siehe Artikel E. Schnepf, S. 197-198

Experimente und mikroskopische Beobachtungen zur Mineralogie des Schwefels

Siegfried Hoc

Das Element Schwefel, das in sublimierter Form als Schwefelblüte in Apotheken erworben werden kann, weist besondere, interessante Eigenschaften auf. Mit diesem schwefelgelben Pulver können eine Reihe einfacher Versuche und mikroskopischer Beobachtungen durchgeführt werden, die Einblicke in die Natur dieses Elementes vermitteln.

Jährlich verbraucht die chemische Industrie weltweit gut 50 Millionen Tonnen Schwefel. Das Element ist neben Pyrit (Schwefeleisen), Gips und Anhydrit der Hauptrohstoff für die Produktion von Schwefelsäure. Die Herstellung von Insektiziden, Feuerwerkskörpern und Streichhölzern ist ebenso auf Schwefel angewiesen wie die Vulkanisierung von Kautschuk zu Gummi. Trotz der Verwendung großer Mengen ist das Element Schwefel in mancher Hinsicht noch ein Forschungsobjekt, mit dem sich viele Wissenschaftler verschiedener Disziplinen befassen. Der Grund dafür sind die physikochemischen Besonderheiten des Schwefels.

Entstehung von Schwefelverbindungen

Entstanden ist Schwefel an Vulkanen oder in tonig-mergeligen, oft bitumösen Sedimenten, in Vulkanen durch Oxidation von austretendem Schwefelwasserstoff nach der Reaktion $2\text{H}_2\text{S} + \text{O}_2 \rightarrow 2\text{H}_2\text{O} + 2\text{S}$ oder $2\text{H}_2\text{S} + \text{SO}_2 \rightarrow 2\text{H}_2\text{O} + 3\text{S}$. Schwefel scheidet sich dadurch in Hohlräumen als sublimierter Schwefel ab.

In den Sedimenten ist Schwefel meist das Reduktionsprodukt von Sulfaten wie Gips oder Anhydrit, aber auch von Schwefeldioxid (SO_2). Bei diesen Vorgängen spielen anaerobe Bakterien eine wichtige Rolle. In diesen Fällen tritt Schwefel imprägnativ in Lagern und Nestern auf.

Modifikationen des Schwefels und seine Farben

Kristallographisch sind sechs Modifikationen bekannt. Davon ist in der Natur der häufigste der alpha-Schwefel, dessen Kristallform rhombisch-dipyramidal ist (Abb. 1). Der beta-Schwefel ist seltener wie auch der gamma-

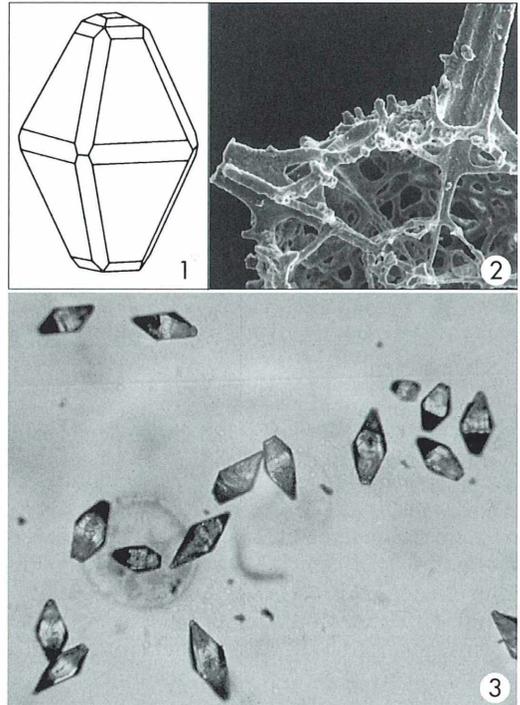


Abb. 1: Schematische Kristallform des alpha-Schwefels bei gewöhnlicher Temperatur: rhombisch-dipyramidal. **Abb. 2:** Das Kristallgitter des alpha-Schwefels baut sich aus acht ringförmig angeordneten Atomen auf (Cyclooctaschwefel), wobei der Ring nicht eben, sondern kronenförmig ist. **Abb. 3:** Rhombische Kristalle von alpha-Schwefel, auskristallisiert nach Lösen von sublimiertem Schwefel in Kohlenstofftetrachlorid. Vergr.: 350fach.

Schwefel, der als Rosickyit bezeichnet wird. Das Kristallgitter des alpha-Schwefels baut sich aus ringartigen S_8 -Molekülen auf (Abb. 2). Die

Farbe des Schwefels ist schwefelgelb, die Kristalle sind durchscheinend, oft auch grünlich oder bräunlich. Alle ungewöhnlichen Eigenschaften des Schwefels gehen auf die Molekülstruktur und die schwache van-der-Waals'sche Bindung zwischen den Molekülen zurück.

Wie schon angedeutet, tritt Schwefel nicht nur in der schwefelgelben Farbe auf. Man kennt auch weißen, roten, braunen, schwarzen und blauen Schwefel. Die Farbe ändert sich mit der Temperatur: -200 °C weiß, $+25\text{ °C}$ gelb, $+125\text{ °C}$ orangebraun, $+240\text{ °C}$ rotbraun, $+600\text{ °C}$ schwarzbraun.

Der bei Raumtemperatur thermodynamisch stabile gelbe Schwefel ist ringförmig aus acht Atomen aufgebaut, wobei die Schwefelringe nicht eben, sondern kronenförmig angeordnet sind: Cyclooctaschwefel (Abb. 2). Neben dem S_8 -Ring sind noch Schwefelringe mit nur sechs Atomen bekannt (Cyclohexaschwefel). Diese Modifikation ist extrem lichtempfindlich. Es wurden auch S_{12} -Schwefel (Cyclododecaschwefel) und S_{18} -Schwefel (Cyclooctadecaschwefel) nachgewiesen. Auch ein S_{20} -Ringsystem ist bekannt. Blauer Schwefel besteht aus nur zwei Atomen. Er wurde unter speziellen Bedingungen bei der Kondensation von Schwefeldampf nachgewiesen.

Flüssige und kristalline Schwefelformen

Viele Rätsel gibt der flüssige Schwefel auf. Es ist bekannt, dass der bei 119 °C schmelzende S_8 -Schwefel bei 160 °C hochviskös ist. Bei weiterem Erhitzen sinkt die Viskosität wieder bis zum Siedepunkt bei 444 °C . Gießt man die Schmelze rasch in kaltes Wasser, so entsteht plastischer Schwefel. Was dabei im Schwefel vor sich geht, ist erst teilweise bekannt.

Kristalliner Schwefel tritt bei gewöhnlicher Temperatur in Form von Sphenoiden auf, die dem rhombischen Kristallsystem angehören (Abb. 1 und 3). Gut ausgebildete, große Schwefelkristalle sind selten und teuer. In mikroskopisch kleiner Form kann man sie jedoch leicht gewinnen. Man löst dazu etwas Schwefelblüte (Sulfur sublimatum) in Tetrachlorkohlenstoff und bringt davon einen Tropfen auf einen Objektträger. Nach dem Eindunsten kann man nach Auflegen des Deckglases die entstandenen rhombischen Kristalle betrachten. Sie verkörpern den alpha-Schwefel. Tetrachlorkohlenstoff (Kohlenstofftetrachlorid, CCl_4) und seine Dämpfe sind giftig, was beim Umgang damit beachtet werden sollte.

Auch der sublimierte Schwefel gehört der alpha-Form an. Alpha-Schwefel ist unterhalb von $95,6\text{ °C}$ stabil. Darüber verändert er sich und geht bei $119,5\text{ °C}$ in die beta-Form über. Beta-Schwefel kristallisiert in Form monokliner Nadeln (Abb. 4 und 5).

Da monokliner Schwefel unter $95,6\text{ °C}$ instabil ist, verändern sich die monoklinen Nadeln wieder und zerfallen in rhombische Kristalle innerhalb von einer halben Stunde. Dieser Versuch lässt sich einfach durchführen, wenn man etwas Schwefelblüte in Petroleum erhitzt, dabei schmilzt und anschließend erkalten lässt.

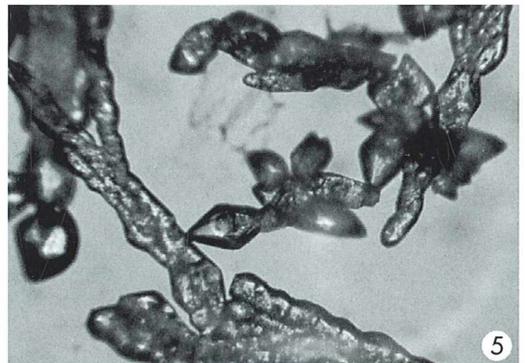
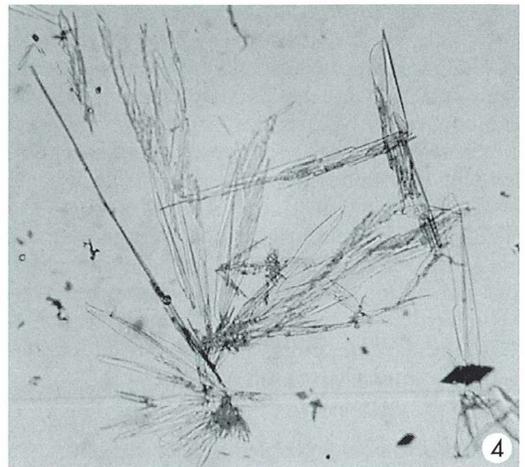


Abb. 4: Sublimierter Schwefel geht über einer Temperatur von $119,5\text{ °C}$ in die beta-Form über und kristallisiert in Form monokliner Nadeln aus. Hier sieht man monokline Nadeln von beta-Schwefel, wie man sie durch Lösen von sublimiertem Schwefel in heißem Petroleum erhält. Verg. 350fach. **Abb. 5:** Rhombischer alpha-Schwefel nach der Umwandlung aus monoklinem, instabilen beta-Schwefel. Verg. 400fach.

Schon makroskopisch sind die monoklinen Nadeln erkennbar. Auf den Objektträger gebracht, lässt sich der Umwandlungsprozess in den rhombischen alpha-Schwefel unter dem Mikroskop verfolgen. Im polarisierten Licht zeigt sich dieser Vorgang besonders eindrucksvoll.

Literaturhinweise

Als weiterführende Literatur werden moderne Lehrbücher der anorganischen Chemie, speziellen Mineralogie und Kristallographie empfohlen.

Verfasser: Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, D-82140 Olching

Nachricht

10 Jahre Mikroskopiertreffen auf dem Wohldenberg

Das von Karl Brüggemann 1993 ins Leben gerufene Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg fand in diesem Jahr in ununterbrochener Folge zum 10ten Mal statt, ein Zeichen für die große Beliebtheit dieser Veranstaltung (Abb. 1–3). Für viele der Teilnehmer ist deshalb dieses Treffen seit einigen Jahren zu einem freundlichen und lehrreichen Erlebnis geworden, einige sind sogar von Anfang an dabei: Udo Lentz, Friedrich Lütkemöller und Friedrich Thormann. Aber auch vier neue Teilnehmer konnten begrüßt werden. Anlässlich dieses Jubiläums wurde Karl Brüggemann gleich zu Beginn eine Urkunde überreicht, die von allen am diesjährigen Treffen teilnehmenden Mikroskopikern unterschrieben war. Wenn sich auch für das Wohldenberg-Treffen ein bestimmter Interessenkreis gebildet hat, so ist es doch erfreulich, wenn sich dieser Kreis erweitert und neue Erfahrungen eingebracht werden. Insgesamt kamen in den Jahren 1993 bis 2002 zu den 10 Treffen etwa 90 Damen und Herren aus der Schweiz, Österreich, Holland und Deutschland.

Wie schon in den vergangenen Jahren lag auch diesmal der Schwerpunkt in der Verarbeitung von botanischen und histologischen Mikrotomschnitten, die Herr Brüggemann als Paraffinschnitte mitbrachte, vor Ort über verschiedene Stufen von Rotihistol und Isopropylalkohol entparaffinierte und in Wasser überführte. Die botanischen Schnitte wurden entweder in der bewährten Etzoldtfärbung (Astrablau, Chrysoidin, Fuchsin) oder in einer von Karl Brüggemann modifizierten Trichromfärbung mit Alciangrün, Chrysoidin und Fuchsin gefärbt. Bei den histologischen Schnitten mit tierischen/menschlichen Geweben wurde die Gomori-Färbung und eine abgewandelte AZAN-Färbung verwendet. Auch drei uneinge-

bettete Holzschnitte wurden gefärbt, und es lag an der Geschicklichkeit jedes Einzelnen, diese sperrigen Präparate weiter zu verarbeiten. Wenn die Präparate aber gelungen waren, zeigten sie den Aufbau verschiedener Hölzer in beeindruckender Weise. Besonders schön kam hier der Übergang vom Holz zur Rinde zur Geltung; oft gibt es hier Zerreißen am meristematischen Gewebe, das als weiches Wachstumsgewebe zwischen Holz und Rinde liegt.

Zwei Objekte sollen wegen ihrer Schönheit und besonderen Aussagekraft erwähnt werden, zum einen ein Längsschnitt durch eine ganz junge circa 2 cm lange Forelle, in der je nach Lage des Schnittes die Augen mit Linse und Sehnerv neben vielen anderen Details zu sehen war, und dann ein Längsschnitt durch eine einen Tag alte Maus. Die Interpretation der Gewebe übernahm dankenswerter Weise und in einer sehr verständlichen Form Herr Dr. Andreas Gebert.

Am folgenden Tag stand eine Blutuntersuchung des eigenen Blutes auf dem Programm. Herr Dr. Gebert und die Medizinstudentin Sabine Hasse boten sich an, freiwilligen Teilnehmern Blut abzunehmen, um damit Ausstriche anzufertigen. Nach anfänglichem Zögern gab es bald eine Warteschlange, so dass genügend Blut für Ausstriche zur Verfügung stand. Die Ausstriche wurden mit zwei verschiedenen Schnellfärbungen (Fa. Merck) gefärbt und anschließend für ein Differenzialblutbild ausgewertet.

Auch die Mineralogie kam nicht zu kurz. Herr Brüggemann hatte aus der Bundesanstalt für Geowissenschaften zwei 200 µm dicke Schlitte mitgebracht (einen Dunit aus Albanien und einen Chromitit aus Simbabwe), denen nur noch der Feinschliff auf circa 30 µm fehlte. Mit Hilfe von Schleifpulver und angefeuchteten Glasplatten ging das mühelos, und jeder Teilnehmer freute sich über die schönen Präparate. Klaus Henkel aus München gab eine ausführliche Einführung in die Handschnitt-Technik, zu der er ein 15-seitiges Manuskript ausgearbeitet hatte, und den Teilnehmern als Kopie zur Verfügung stellte. Manch einer, der insgeheim die Nase über diese Technik rümpfte, war nach der praktischen Übung und Anleitung überrascht, welche guten Ergebnisse sich auf diese Weise von botanischem Material erzielen lassen.



Abb. 1: Gut gelaunte Teilnehmer des 10. Mikroskopiertreffens auf dem Wohldenberg.

Kurze Mitteilung

Calamagrostis x bio-mathematica

Dem Landreitgras *Calamagrostis epigeios* war auf der Titelseite des MIKROKOSMOS 91, Heft 2 (2002) ein großer Auftritt beschieden. Vorher war mit dem „Ackerrohr auf der Erde“ einiges geschehen: Nach einer Klorix-Essigsäure-Bleichung verlor das Astrablau-Safranin-Fuchsin-Gemisch nach Etzold dem Handschnitt attraktive Farben – im Wesentlichen nach der Faustregel unverstärkte Zellwände blau, verstärkte Zellwände rot. Beim Gang durch Brennspritzen, Isopropanol und Euparal rollte sich das Präparat zu einer dekorativen Spirale ein. Schließlich sorgten Polfilter und Zwischenobjekte (ein Satz eingerahmter Klarsichtfolien) für das dottergelbe Hintergrundlicht und ließen dabei die Farben des Blattquerschnitts aufleuchten.

Bei nüchterner Betrachtung zeigt das Objekt folgende Details: Obere und untere Epidermis mit (rotgefärbten) Wandverstärkungen und Spaltöffnungen, Gelenkzellen in den Winkeln der Blattriefen; in jeder Riefe ein zentrales Leitbündel, welches mit sklerenchymatischem Gewebe (rot) zwischen Blattober- und -unterseite fixiert wird. Die elliptischen Bündelscheiden umschließen das Xylem mit seinen großen Tracheen sowie das feinmaschige Phloem (mit blauen Zellwänden). Das Mesophyll (Grundgewebe im Blattinneren) hebt sich vor dem Pol-Gelb grün ab. Vereinzelt wurden in beiden Epidermen so genannte Kurzzellen mit dunkel gefärbter Sekundärwand angeschnitten. Stellenweise bilden sie papillenförmige Auswüchse, die im polarisierten Licht markant aufstrahlen.

Viel stärker spricht das Foto aber unsere Phantasie an – steckt hier ein Vogelküken seinen roten Schnabel (den verstärkten Blattrand) ins Gefieder? Blickt uns ein Seepferdchen an? Grinsen die Leitbündel nicht wie Halloweenmasken?

Eine unvermutete Assoziation steuerte MIKROKOSMOS-Autor Ernst Hippe, Neu-Isenburg, bei. Er hat seinen Kleinrechner speziell programmiert und erzeugt so phantastische Höhenbilder, die oft auch an organische Strukturen erinnern – hier an das eingerollte Landreitgras (Abb. 1). Dazu erläutert er:

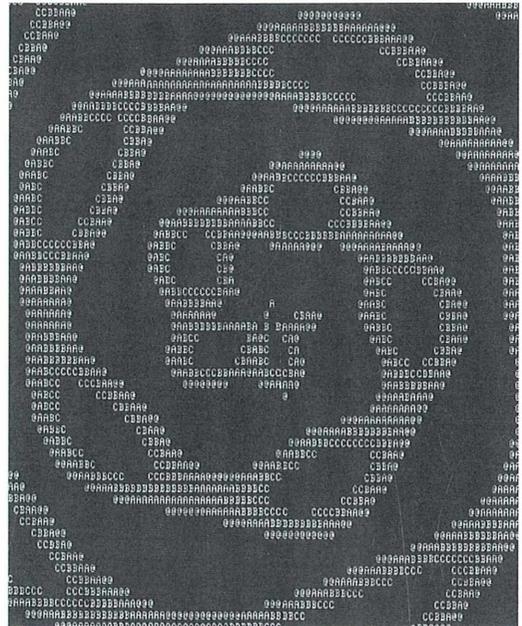


Abb. 1: $z = \sin(\varphi + 5r) + 0,6 \sin 5\varphi$.

Man nehme die Formel

$$z = \sin(\varphi + 5r) + 0,6 \sin 5\varphi$$

und rechne für jeden Bildpunkt den Zahlenwert z aus. Dabei sind r und φ die Polarkoordinaten der Ebene, z bedeutet dann die Höhe über der Papierebene und wird umgesetzt in Buchstaben. Von den je Punkt errechneten Werten zwischen -2 und $+2$ druckt man nur die von 0 bis $+1$ und erhält so das gewünschte Bild. Die erste Hälfte der Formel bewirkt eine Spirale, die zweite die Löcher.

Auf ähnliche Weise entstanden schon Simulationen von Blüten, Zieralgen, Amöben, Quallen, Ammoniten bis zu Kometen und Galaxien. Dass sich viele Strukturen der Natur mathematisch mehr oder weniger grob beschreiben lassen, ist bekannt. An die Vielfältigkeit der echten Natur kommt so etwas natürlich nicht heran. Immerhin – wer jetzt in die richtigen Tasten greift, kann auf seinem Bildschirm das Gras wachsen sehen!

Erich Lüthje, Kiel

Spiralrisse – Ohne Torsionskräfte entstanden

Eberhard Schnepf

Die im Titelbild gezeigte Spirale ist ein Riss, der beim Eintrocknen einer Ascorbinsäure-Lösung auf einem Objektträger entstand, ohne dass Torsionskräfte dabei eine Rolle spielten.

Einem Skifahrer wird beim Fallen das Bein stark verdreht. Ein Spiralbruch des Schienbeins ist die Folge. Es gibt aber gelegentlich auch Spiralbrüche, die nicht durch Torsionskräfte verursacht worden sind. Das hat kürzlich die Gruppe um Leung (2001) in einem Artikel in der Zeitschrift *Nature* gezeigt. Lucia Kins (2001) hat diesen Aufsatz kommentiert und ergänzt.

Die Vorgehensweise

Leung und Mitarbeiter (2001) ließen feine Suspensionen von Nickelphosphat, Ferrocyanid oder Eisenhydroxyd in Petrischalen eintrocknen. Dabei reißt sich der bildende Film unregelmäßig auf. Es entstehen eckige Schollen. Im gegebenen Fall waren sie 0,2–0,5 mm dick. Beim weiteren Eintrocknen schrumpfen die Schollen, ihre Ränder lösen sich von der Unterlage ab und wölben sich nach oben.

Dadurch entstehen radial und senkrecht zur Bruchkante Spannungskräfte. Die Spannungen werden größer und es bildet sich ein feiner Riss. Auf diesen wirken die Zugkräfte so ein, dass er sich in einer Richtung verlängert, in der Regel zu einer einwärts gekrümmten Spirale. Diese hat einen Durchmesser von einigen hundert Mikrometern bis zu mehreren Millimetern und weist einige wenige Windungen auf. Der Riss geht dabei nicht durch die ganze Dicke der Scholle, sondern nur zu 20–60%.

Diese Erklärung ist zwar etwas mühsam zu verstehen, sie wird aber durch Computer-Simulationen gestützt. Die Parameter der Modellrechnung liegen dabei in einem ganz engen Bereich, wenn Spiralen resultieren sollen.

Trockenriss von Ascorbinsäure

Die Spirale im Titelbild, einer polarisationsmikroskopischen Aufnahme, ist weitaus schöner als die, die von Leung und Mitarbeitern (2001) gezeigt wurden. Sie ist viel regelmäßiger und hat viel mehr Windungen. Und sie ist anders entstanden, zwar auch beim Eintrocknen als Trockenriss, nämlich beim Eintrocknen einer Ascorbinsäure-Lösung, aber nicht an hochgewölbten Rändern von Bruchschollen. Ihre Bildung wurde nicht direkt beobachtet, lief aber wohl folgendermaßen ab.

Die Ascorbinsäure-Lösung, in der sich noch kleine Kristallisationskeime befanden, war über einen Objektträger ausgestrichen. Es entstand ein dünner Film unterschiedlicher Dicke. Um die Partikel herum, die quasi als Berge aus dem flachen Film herausragten, war wegen der Kapillarwirkung und der Oberflächenspannung die Schichtdicke größer als auf der freien Fläche. Die Flüssigkeit hatte also stellenweise die Form eines sehr flachen Kegels mit dem Partikel als Kegelspitze.

Als der Film eintrocknete, bildeten sich zunächst, radial vom Kristallisationskeim ausgehend, feine nadelförmige Ascorbinsäure-Kristalle. Das wird durch das Sphäritenkrenz in der polarisationsmikroskopischen Aufnahme verdeutlicht. Beim weiteren Eintrocknen verfestigte sich die Masse. Sie schrumpfte dann, blieb aber in Kontakt mit dem Objektträger. Es kam zu Spannungen an der Oberfläche, und schließlich riss diese auf, zuerst da, wo der Film dünn war. Hier trocknete er schneller ein, hier kam es zuerst zu der kritischen Spannung. Der Riss verlängerte sich. Die Austrocknung schritt voran. Dadurch kamen immer dickere Teile des

Films in den kritischen Bereich, also immer näher an den Kristallisationskeim, an die Spitze des Kegels heran. Der Riss nahm also die Form einer Spirale an. Meist ganz regelmäßig wurde die Spirale immer enger, wohl bedingt durch die Form des Kegels und die Geschwindigkeit des Trocknungsprozesses. Um das Zentrum herum mag der eintrocknende Film so fest und so dick gewesen sein, dass er nicht aufriss.

Diese Spiralen bestehen manchmal aus über 12 Windungen und haben einen Durchmesser bis zu 2 mm. Bei ihrer Entstehung spielen also Torsionskräfte keine Rolle. Die Entstehung hängt von vielen Faktoren ab, die nicht oder nur wenig steuerbar sind, unter anderem von der Dicke des aufgetragenen Flüssigkeitsfilmes, von den Oberflächeneigenschaften des Objektträgers, von der Größe der Kristallisationskeime, von der Geschwindigkeit des Trocknungsprozesses – letztlich also vom Glück des Mikroskopieters. Diese Spiralen entstanden nur auf zwei von insgesamt acht gleich behandelten Objektträgern, aber dort mehrfach, teilweise auch in Verbindung mit anderen Trockenrissen. Gelegentlich bildeten sich auch Kreise (Abb. 1).

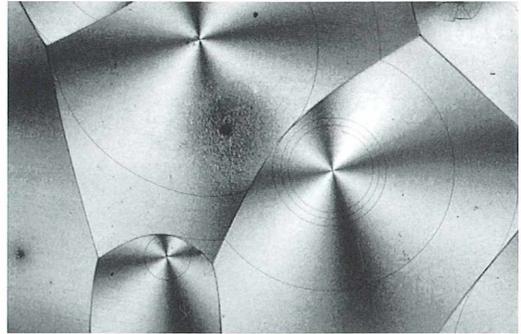


Abb. 1: Verschiedene Spiralarisse nebeneinander in einem kleinen Präparatbereich (eingetrocknete Ascorbinsäure) (Foto: Klaus Hausmann, Berlin).

Literaturhinweise

- Kins, L.: Spiralbrüche. *Naturwiss. Rundschau* 54, 592 (2001).
 Leung, K.-T., Józsa, J., Ravasz, M., Néda, Z.: Spiral cracks without twisting. *Nature* 410, 166 (2001).

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

Kurze Mitteilung

Textur des gebeizten Tabakblattes

Merkwürdigerweise ist die Anatomie des Tabakblattes im Hinblick auf die Verarbeitung nicht genau untersucht. So hat dann auch eine lichtmikroskopische Untersuchung neue Tatsachen ans Tageslicht gebracht. Die Textur des Tabakblattes, welche durch unterschiedliche Rauigkeit der Oberfläche getrockneter Blätter gekennzeichnet ist, wurde bisher ausschließlich über Anfühlen (taktile) durch den Fachmann erastet. Es ergab sich nun aber, dass die anatomische Struktur von Wichtigkeit ist. Die Textur wird offensichtlich vom Vorkommen oder Nichtvorkommen kegelförmiger, zellulärer Auswüchse an der (adaxialen) Unterseite der Blätter bestimmt. Vom anatomischen Gesichtspunkt aus betrachtet, ist die Blattdicke das einzige objektive Kriterium, das zur Textur des Blattes in Beziehung gebracht werden kann. Die Expansionsfähigkeit des getrockneten Tabakblattes nach der Wiederbefeuchtung ist nicht von zyto-

logischen Faktoren, wie zum Beispiel Reservestoffgehalt oder Abbauprodukten, abhängig. Die Expansionsfähigkeit könnte proportional dem Dickenverhältnis von Palisadenparenchym zu Schwammparenchym sein. Die Zellen von Tabakblättern mit geringer Expansionsfähigkeit nach Wiederbefeuchten haben dickere Zellwände als bei solchen Blättern mit einer hohen Ausdehnungskapazität. Es ist daher nicht überraschend, dass ausgewachsene Blätter im Vergleich zu jungen Tabakblättern die dicksten sind und eine sehr stabile Zellwandstruktur haben.

Literaturhinweis

- Rohr, R., Eberhard, A., Delon, R., Descombes, J. P., Demor, J. M.: Comparative study of leaf texture and ability to expand of cured tobacco. *Contributions in Tobacco Research* 19, 333–338 (2001).

H.F. Linskens, Nijmegen

Lichtmikroskopie jenseits der konventionellen Auflösungs-grenze – Neue Markierungs- und Bildverarbeitungsverfahren in der Zellbiologie

Rainer Wolf

Vor etwa 10 Jahren ging unter Mikroskopikern das Gerücht um, der Zellbiologe Shinya Inoué habe in seinem weltbekannten Forschungslabor in Woodshole, USA, mit seinem Spezialmikroskop – als optische Bank mit axial drehbaren Objektiven aufgebaut – das Abbe-Limit der Lichtmikroskopie durchbrochen und Super-Auflösungen von unter 20 nm erreicht, den kleinsten aufgelösten Abstand also um das 10fache herabgesetzt. Damals schien das aufgrund der ehernen Abbe'schen Abbildungstheorie unglaublich. Heute aber sind die Grenzen der lichtmikroskopischen Technik noch weiter vorangetrieben.

Die Lichtmikroskopie ist tot. Es lebe die Lichtmikroskopie! – das könnte man angesichts der neuen technischen Entwicklungen sagen. Die Methoden werden komplizierter, und ohne Computer kommt man fast nicht mehr aus. Nie aber werde ich den einfachen Rat vergessen, den mir Hidamy Sato gab – einer der Mikroskopie-Päpste, den ich in an der Universität Straßburg kennenlernte: *You always need green grass!* sagte er, und nickte bedeutungsvoll. Aus Respekt wagte ich damals nicht, nachzufragen, wozu um Himmels Willen beim Mikroskopieren grünes Gras notwendig sei – bis mir auf der Heimfahrt dämmerte, dass er *clean glass* meinte: Sämtliche abbildenden Linsen müssen natürlich ganz sauber sein.

Auflösungsvermögen und Beugung

Wo aber sind die Grenzen der Lichtmikroskopie? Jedes noch so kleine Objekt kann man abbilden, wenn von ihm Photonen ausgehen – selbst ein einziges Atom. Es wird aber bekanntlich nicht als Lichtpunkt abgebildet, sondern als Beugungsscheibchen, und dessen Größe entscheidet über das Auflösungsvermögen (Abb. 1). Falls es sich um zwei leuchtende Atome handelt, sind diese nur dann als getrennte Objekte sichtbar, wenn die Lichtintensität zwischen den beiden Beugungsscheibchen um mindestens 20% kleiner ist als in den Maxima – diesen Helligkeitsunterschied können wir gerade noch wahrnehmen. Damit beträgt das so genannte Abbe-Limit

der Lichtmikroskopie bei optimal geeigneten Präparaten 160 nm. Elektronische Kontrastverstärkung macht Helligkeitsunterschiede von weniger als 1% sichtbar. Damit erreicht man kleinste aufgelöste Abstände (d) von knapp 100 nm.

Liegen zwei strahlende Atome näher beisammen, kann man dennoch manchmal ihre Zahl ermitteln: Wenn sie nämlich gleich hell leuchten. Sie erzeugen dann nämlich gleich ein Beugungsscheibchen, das doppelt so hell ist, oder drei Mal so hell, wenn es sich um drei Atome handelt.

Wird das Bild durch eine Videokamera aufgezeichnet, ist deren Auflösung durch den CCD-Chip begrenzt. Gehen wir von 1024×1024 Pixeln aus, so kann ohne Verlust an Auflösungsvermögen nur eine Präparatfläche von maximal $50 \times 50 \mu\text{m}$ (nämlich $512 \times d$) aufgezeichnet werden. Man muss also dafür sorgen, dass die Vergrößerung auf einem 17-Zoll-Monitor mindestens 4000fach ist, sonst gehen Details, die das Mikroskop liefert, verloren.

Diese Begrenzung des Auflösungsvermögens wird bei der digitalen SLR-Kamera (*Single Lens Reflex* Kamera) von Nikon mit einem Trick überwunden, den die Natur schon vor etwa 200 Millionen Jahren erfunden hat: Dem bewegten Target. Wenn das Wirbeltierauge ruht, ist es ja bekanntlich blind. Das macht ja das Froschauge zum Beispiel ganz unmittelbar zu einem Bewegungsdetektor: Frösche sehen nur Objekte, die sich bewegen. Bei uns aber zittert die Netzhaut unter dem ruhenden Bild um 5–10 Sehzellbreiten hin und her, und diese Mikrosakkaden er-

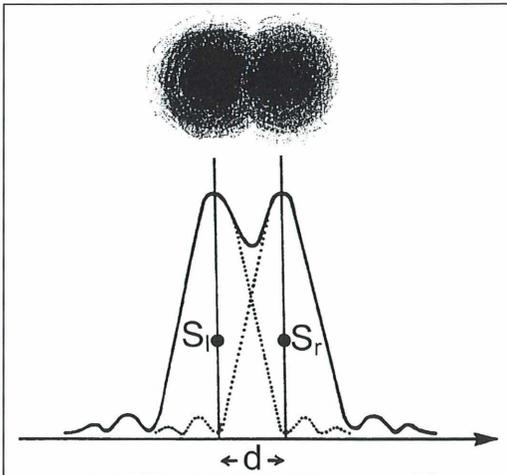


Abb. 1: Helligkeitsverteilung innerhalb zweier Beugungsscheibchen (hier dunkel gezeichnet), die bei konventioneller Durchlichtmikroskopie gerade noch als zwei getrennte Objekte wahrgenommen werden. Senden linkes und rechtes Beugungsscheibchen Licht von unterschiedlicher Signatur aus, kann man sie durch elektronische Bildanalyse rechnerisch voneinander unterscheiden, ihre „Schwerpunkte“ S_l und S_r ermitteln und so den kleinsten aufgelösten Abstand d auf weniger als 35 nm verringern.

möglichen durch zeitliche Interpolation, die unser Sehsystem per *wetware* leistet, ein visuelles Auflösungsvermögen, das deutlich höher ist als dem Abstand der Sehzellen entspricht (von Campenhausen, 1996; Wolf, 1987; Wolf *et al.*, 2002).

Optische Nahfeldmikroskopie

Einen ganz anderen Weg geht die Optische Nahfeldmikroskopie: Ein *Atomic Force Microscope* rastert die freie Oberfläche eines Objekts berührungsfrei mit einer feinen Sonde ab. Diese trägt eine circa 50 nm dicke Glasfaser, die als 50 nm große Lichtquelle dient. Unter dem Präparat misst man das Streu- oder Fluoreszenzlicht und erhält so ein lichtmikroskopisches Bild, das ein Auflösungsvermögen von bis zu 50 nm hat – fast das Vierfache der klassischen Mikroskope.

Konfokales Laser-Scanning-Mikroskop

Die Grenzen des konfokalen Laser-Scanning-Mikroskops (CLSM) liegen vor allem in der Tiefenauflösung, die zwei bis drei Mal schlechter ist als die laterale Auflösung. Sie lässt sich verbessern mittels Zwei- (oder Drei-) Photonen-Anregung durch einen Infrarot-Laser, der Licht von der doppelten (bzw. dreifachen) Wellenlänge liefert. Dann

kommt es zur Fluoreszenz nur, wenn zwei (bzw. drei) Photonen gleichzeitig auf ein Farbstoffmolekül einwirken. Eine Alternative ist eine Mikro-Axialtomographie: Man lässt beispielsweise Zellen auf einer Glasfaser wachsen, die etwa 100 μm dick ist und sich zwischen Objektträger und Deckglas befindet. Wenn man diese Faser dreht, kann man nacheinander konfokale Aufnahmen aus vielen verschiedenen Richtungen machen und daraus eine 3D-Rekonstruktion erstellen.

Spektrale Präzisionsdistanz-Mikroskopie

Neu ist die Methode der Spektralen Präzisionsdistanz-Mikroskopie (Bornfleth *et al.*, 1998; Cremer *et al.*, 1999). Das Abbe-Limit gilt nämlich nur dann, wenn die beiden Objektpunkte, die man auflösen will, Licht derselben spektralen Signatur abstrahlen, das heißt, das gleiche Emissionsspektrum und dieselbe Fluoreszenz-Halbwertszeit haben. Man braucht dazu ein Mehrkanal-CLSM. Der Trick: Man markiert zum Beispiel bei der Chromosomenanalyse mit geeigneten Farbstoffen einzelne Gene farbspezifisch – eines rot, das zweite grün, das dritte blau. Mit einer hochempfindlichen Farbvideokamera kann man dann das Bild, das die Punktbild-Funktion liefert, aufzeichnen und daraus die Schwerpunkte der einzelnen Farben – rot, grün und blau – im mikroskopischen Bild mathematisch ermitteln, auch wenn man die Farben visuell nicht auflösen kann. Diese Technik liefert Daten über Distanzen von unter 35 nm mit einem Fehler von nur 15 nm.

Ein Problem bei der Super-Auflösung ist der Restfarbfehler der Mikroskopobjektive. Er ist so klein, dass man ihn visuell nicht wahrnimmt, aber er bewirkt Distanzfehler von bis zu 50 nm. Jedes Objektiv muss daher mit polychromatischen Latexkugeln (Firma Polysciences) geeicht werden. Sie haben einen Durchmesser von exakt 526 nm und enthalten ein Gemisch der Fluorochrome FITC, TRITC und CY5. Je nachdem wie man sie anregt, leuchten sie in verschiedenen Farben. Durch den Farbfehler sieht man dann ein und dieselbe Kugel in diesen verschiedenen Farben mehrfach abgebildet, so dass man den Farbfehler messen und bei der Auswertung rechnerisch kompensieren kann (Edelmann *et al.*, 1999).

Will man im Präparat viele verschiedene Punkte unterscheiden, die nahe beieinander liegen, müsste man jeden einzelnen durch ein Fluorochrom markieren, das sich in der Wellenlänge des emittierten Lichts unterscheidet. Dazu bräuchte man im CLSM viele getrennte Messkanäle. Verschiede-

ne Fluoreszenzfarbstoffe haben aber auch unterschiedliche Fluoreszenz-Halbwertzeiten: Manche emittieren das Photon durchschnittlich schon nach einer Milliardstel Sekunde, andere brauchen dazu bis zu fünf Milliardstel Sekunden. Beleuchtet man das Präparat mit einem mit 50.000 Hz gepulsten Diodenlaser, den man für etwa 50,- € selbst bauen kann, lässt sich das ausgesandte Fluoreszenzlicht mit genau definierten Verzögerungen messen. Durch eine spezielle Videokamera mit Torschaltung kann man dann Fluorochrome, die zwar Licht derselben Wellenlänge abstrahlen, aber unterschiedliche Halbwertzeiten haben, voneinander unterscheiden (zeitaufgelöstes *Imaging*). Durch drei oder vier verschiedene Wellenlängen und mehrere verschiedene Halbwertzeiten lassen sich gleichzeitig viele hundert verschiedene Zellstrukturen spezifisch markieren.

Eine weitere Neuerung sind die so genannten Nanokristalle von 4–6 nm Durchmesser, die bei einer Laseranregung von nur 5 mW minutenlang viele Millionen Photonen pro Sekunde abgeben. Sie leuchten um mehrere Größenordnungen heller als die bisher üblichen Fluorochrome. Koppelt man diese winzigen Kristalle spezifisch an bestimmte Proteine, kann man Nanostrukturen, zum Beispiel einzelne Nucleosomen, im Lichtmikroskop analysieren und ihre Bewegungen in der lebenden Zelle verfolgen (Hausmann *et al.*, 1999).

Spatially Modulated Fluorescence Excitation

Mit der Technik der *Spatially Modulated Fluorescence Excitation* oder *Standing Wave Field Microscopy* (Schneider *et al.*, 1998, 1999) lassen sich schließlich fluoreszierende Objekte auf wenige nm genau lokalisieren. Auf einer optischen Bank, montiert auf einer Temperatur invarianten *Super Invar*-Platte, stehen zwei Plan-Apochromat-Objektive 63/1,4 einander gegenüber. Schickt man durch beide Objektive kohärente Laserstrahlen, deren Fokuspunkt in den hinteren Objektivbrennebenen liegt, entstehen zwischen den Objektiven stehende Lichtwellen. Deren Maxima sind jeweils eine halbe Wellenlänge voneinander entfernt und lassen sich mit einer Genauigkeit von $1/20$ der Wellenlänge lokalisieren. Wenn man nun ein Präparat zwischen die Objektive bringt und entlang der optischen Achse verschiebt, erreicht man eine Tiefenauflösung von 20 nm bei einem Messfehler von nur 1 nm. Regt man mit mehreren Laserwellenlängen an, kann man fluoreszierende Objekte anhand ihrer spektralen Signaturen voneinander unterscheiden und mit einer Tiefenauflösung von 1–2

nm darstellen – das ist $1/500$ der Lichtwellenlänge. Wenn man die beiden Objekte etwas seitlich zueinander verschiebt, so dass die Interferenzstreifen schräg stehen, erreicht man auch lateral immerhin ein Auflösungsvermögen von 3–5 nm. Fazit: Die Lichtmikroskopie hat noch eine große Zukunft vor sich.

Literaturverzeichnis

- Bornfleth, H., Sätzler, K., Eils, R., Cremer, C.: High precision distance measurements and volume-conserving segmentation of objects near and below the resolution limit in three-dimensional confocal fluorescence microscopy. *J. Microsc.* 189, 118–136 (1998).
- Campenhause, Ch. v.: Die Sinne des Menschen. Thieme, Stuttgart 1993.
- Cremer, C., Edelmann, P., Esa, A., Bornfleth, H., Schneider, B., Bradl, J., Rinke, B., Trakhtenbrot, L., Dietzel, S., Hausmann, M., Cremer, T.: Spektrale Präzisionsdistanzmikroskopie in der Genomforschung. *Z. Med. Phys.* 9, 14–20 (1999).
- Edelmann, P., Esa, A., Hausmann, M., Cremer, C.: Confocal laser scanning microscopy: In situ determination of the confocal point-spread function and the chromatic shifts in intact cell nuclei. *Optik* 110, 194–198 (1999).
- Hausmann, M., Esa, A., Edelmann, P., Trakhtenbrot, L., Bornfleth, H., Schneider, B., Bradl, J., Ben-Bassat, I., Rechavi, G., Cremer, C.: Advanced precision light microscopy for the analysis of 3D-nanostructures of chromatin breakpoint regions: Towards a structure-function relationship of the BCR-ABL region. In: Horneck, G. (ed.): NATO ASI Series, Vol. 55, p. 219–230. Kluwer Academic Publ., Dordrecht 1999.
- Schneider, B., Upmann, I., Kirsten, I., Bradl, J., Hausmann, M., Cremer, C.: A duallaser, spatially modulated illumination fluorescence microscope. *Microscopy and Analysis* 57, 5–7 (1999).
- Schneider, B., Bradl, J., Kirsten, I., Hausmann, M., Cremer, C.: High precision localization of fluorescent targets in the nanometer range by spatially modulated excitation fluorescence microscopy. In: Slavik, J. (ed.): Fluorescence microscopy and fluorescence probes, Vol. 2, p. 63–68. Plenum Press, New York 1998.
- Wolf, R.: Der biologische Sinn der Sinnestäuschung. *Biologie in unserer Zeit* 17, 33–49 (1987).
- Wolf, R.: Vom Sinn und Unsinn der Sinnestäuschung. *Studium Generale der Universität Würzburg*, 3. Aufl., Würzburg 2002.
- Wolf, R., Schuchardt, M., Rosenzweig, R.: Was wir nicht wahrnehmen, obwohl es die Augen „sehen“: Ein Blick auf die eigenen Sehzellen. Entoptische Strukturen sichtbar gemacht durch ein Mikroskop mit exzentrisch rotierender Aperturblende. In: Bühlhoff, H. H., Gegenfurtner, K. R., Mallot, H. A., Ulrich, R. (Hrsg.): 5. Tübinger Wahrnehmungskonferenz, S. 73. Knirsch, Kirchentellinsfurt 2002.

Verfasser: Dr. habil. Rainer Wolf, Biozentrum der Universität Würzburg, Am Hubland, D-97074 Würzburg; e-mail: lrwolf@biozentrum.uni-wuerzburg.de

Neue Medien

Internetseiten deutscher Planetarien

Eine gute Optik ist nicht nur zur (mikroskopischen) Darstellung der kleinen Dinge wichtig, sondern auch das Studium großer, weit entfernter (Himmels-)Objekte benötigt eine ausgefeilte Technik. Die Optik für Planetarien und Mikroskope wird häufig von ein und demselben Hersteller angeboten, beispielsweise der Firma Carl Zeiss.

In der *Naturwissenschaftlichen Rundschau* wurden kürzlich aus Anlass der Wiedereröffnung des Carl-Zeiss-Planetariums in Stuttgart die Internetseiten ausgewählter deutscher Planetarien präsentiert. Wir möchten Sie hier in Kürze für die MIKROKOSMOS-Leser wiedergeben. Auf der entsprechenden *homepage* der Planetarien kann unter anderem der Veranstaltungskalender mit Angeboten zu Vorträgen, astronomischen Kursen, Seminaren, Ausstellungen usw. eingesehen werden.

Carl-Zeiss-Planetarium Stuttgart: www.planetarium-stuttgart.de. Im Juli 2001 fand die letzte Vorstellung mit dem alten Projektor Zeiss VI A statt, der nun im Foyer bestaunt werden kann. Die Stadien des Aus- und Umbaus und die Einrichtung mit dem neuen Zeiss-Projektor Universarium können auf der Internetseite nachvollzogen werden. Adresse: Mittlerer Schlossgarten, 70173 Stuttgart, Tel.: 07 11/162 92 15.

Zeiss-Großplanetarium Berlin: www.snafu.de/~astw/zgp/. Dieses Planetarium wurde 1987 anlässlich der 750-Jahrfeier der Stadt Berlin als eines der größten und modernsten Sternentheater in Europa eröffnet. Der 23 m große Kuppelsaal ist mit einem Projektor von Zeiss Jena, dem Cosmorama, ausgestattet. Adresse: Prenzlauer Allee 80, 10405 Berlin, Tel.: 030/421 84 50.

Zeiss-Planetarium Bochum: www.planetarium-bochum.de. Seit April 2000 werden die Vorstellungen mit dem Zeiss Projektor Universarium IX durchgeführt. Adresse: Castroper Str. 67, 44777 Bochum, Tel.: 02 34/516 06 13.

Zeiss-Planetarium Jena: www.planetarium-jena.de. Dieses Planetarium ist bereits seit 1926 in Betrieb und weht seine Besucher heute mit modernster Zeiss-Technik, dem Universarium VIII, in die Geheimnisse des Sternenhimmels ein. Adresse: Am Planetarium 5, 07743 Jena, Tel.: 036 41/88 54 88.

Zeiss-Planetarium im Deutschen Museum München:

www.deutsches-museum.de/ausstell/dauer/astro/astro3.htm. Die Idee zur Schaffung eines Projektionsplanetariums stammte vom Gründer des Deutschen Museums, Oskar von Miller, und einem Konstrukteur und Mitglied der Geschäftsleitung der Firma Carl Zeiss, Prof. Walther Bauersfeld. 1923 wurde der künstliche Sternenhimmel auf einem Fabrikdach des Zeiss-Werkes Jena erstmals verwirklicht und dann 1925 in München in Betrieb genommen. Heute wird mit dem computergesteuerten System 1015 gearbeitet. Adresse: Museumsinsel 1, 80538 München, Tel.: 089/217 91.

Nicolaus Copernicus Planetarium Nürnberg:

www.planetarium-nuernberg.de. Die erste Sternwarte Deutschlands wurde 1471 in Nürnberg gegründet. Auch sonst hat die Stadt astronomisch Einiges zu bieten. Albrecht Dürer fertigte hier 1515 die erste gedruckte Sternkarte an und 1543 wurde das Hauptwerk von Nicolaus Copernicus gedruckt. Ein Planetarium wurde 1927 gebaut und 1961 das erste westdeutsche Nachkriegs-Planetarium. Adresse: Am Plärrer 41, 90317 Nürnberg, Tel.: 09 11/929 65 53.

Planetarium Schkeuditz:

www.uni-leipzig.de/~stern/. In diesem kleinen Planetarium können etwa 30 Zuschauer mit dem Zeiss ZKP-2-Projektor den Sternenhimmel betrachten. Adresse: Bergbreite 1, 04435 Schkeuditz, Tel.: 03 42 04/626 16.

Scultetus-Sternwarte Görlitz

www.astronomie-sachsen.de/goerlitz/. Diese östlichste der ostsächsischen Volkssternwarten wurde nach dem Görlitzer Mathematiker, Lehrer und Astronomen Bartholomäus Scultetus benannt. Gegründet im Jahre 1856 erhielt die Scultetus-Sternwarte 1989 durch die Eröffnung eines Kleinplanetariums mit 80 Plätzen und einem Cassegrain-Newton 400/8000/2000 als größtes Instrument ihr endgültiges Profil. Adresse: Scultetus-Sternwarte, An der Sternwarte 1, 02827 Görlitz, Tel. 035 81/782 22.

Planetarium Hamburg

www.planetarium-hamburg.de/. Dies ist das größte Sternentheater im norddeutschen Raum. Weltweit erstmals wird der von Carl Zeiss Jena und Schneider AG entwickelte Zeiss-Universal-Laser-Image-Projektor (ZULIP) bei regulären Planetariumsvorführungen eingesetzt. Einmal im Monat trifft sich die Gesellschaft für volkstümliche Astronomie e.V. Hamburg im Planetarium mit Berichten aus der amateur-astronomischen Beobachtungspraxis. Adresse: Planetarium Hamburg, Hindenburgstr. 1b, 22303 Hamburg, Tel. 040/514 98 50.

Auf der Internetseite der Firma Zeiss (www.zeiss.de/de/planetarium/home.nsf) sind zusätzliche Angaben zu Zeiss Planetarien in Deutschland abrufbar. Eine Reihe weiterer Internetseiten informiert über Planetarien und deren Programmangebote weltweit. Informationen zu allen Planetarien im deutschsprachigen Raum (Deutschland, Österreich, Schweiz) kann man beispielsweise über www.sternklar.de/gad/ Planetarien.htm einsehen.

Unter falschem Namen bis ins All

Norbert Gregor Günkell

Seit Jahren geistert ein Protist unter falschem Namen durch die wissenschaftliche Welt. Wahrscheinlich kam er „unter falscher Flagge“ sogar bis ins Weltall. Urheber der Fehlbestimmungen ist ausgerechnet der große Ciliaten-Spezialist Alfred Kahl. Auch ich habe deshalb eine Korrektur anzubringen: Der im MIKROKOSMOS 79 (1990) beschriebene Organismus ist nicht *Dileptus anser*, sondern *Dileptus margaritifer* (Ciliophora, Gymnostomatea).

Die Nomenklatur der Gattung ist einigermaßen kompliziert, weil immer mal wieder neue Arten errichtet wurden, obwohl die beschriebenen Organismen eigentlich einer bestehenden Art hätten zugeordnet werden müssen. Und Kahl beschrieb eine wichtige Art in seinem Standardwerk (Kahl, 1931) falsch. Dieser Fehler pflanzte sich fort, weil sich unzählige Bestimmungen naturgemäß auf dieses maßgebliche Buch stützten. Selbst das grundlegende moderne Werk über die Ciliaten von Hausmann und Bradbury (1996) blieb von dieser Verwechslung nicht verschont und präsentiert eine Abbildung von *D. margaritifer* als *D. anser*.

Dileptus margaritifer

Dileptus margaritifer, um den es hier gehen soll, wurde 1833 erstmals von Ehrenberg beschrieben. Er unterscheidet sich von *D. anser* durch den kürzeren Rüssel. Bei *D. anser* ist dieser länger als der Rumpf, bei *D. margaritifer* nur etwa halb so lang (Abb. 1). Endgültig definiert wurde die Art dann von Dujardin im Jahr 1841 als *D. amphileptus margaritifer*. Bei Kahl taucht die Art mit den Merkmalen des *D. margaritifer* dann als *D. anser* auf, die Erstbeschreibung wird zugleich O. F. Müller zugewiesen. Der Hamburger Gymnasiallehrer Alfred Kahl (1877–1946) hat dennoch eine unvergleichliche Arbeit vollbracht. Er veröffentlichte in nur neun Jahren 15 wichtige Publikationen, darunter den Bestimmungsschlüssel in Dahls *Die Tierwelt Deutschlands*. Darin präsentierte Kahl eine Übersicht fast aller damals bekannter Ciliaten mit exakten Zeichnungen. Diese im-

mense Arbeit samt vieler Erstbeschreibungen von Arten leistete Alfred Kahl völlig alleine. Wie könnte man angesichts eines solchen Pensums nicht Verständnis haben für einen Fehler. Die Revision haben Foissner *et al.* (1995) geleitet und dabei einen Überblick über die verwirrende Taxonomie (siehe Tab. 1) gegeben. Danach wurde *D. margaritifer* meist als *D. anser* bezeichnet, *D. anser* dagegen bisher meist als *D. cygnus* bestimmt. Diese Bezeichnung ist laut Foissner aber nur ein Synonym für *D. anser*. Mehrere Synonyme gibt es auch für *D. margaritifer*, nämlich *D. gigas* var. *varsaviensis*, *Amphileptus irregularis*, *D. beersi* sowie *D. jonesi*.

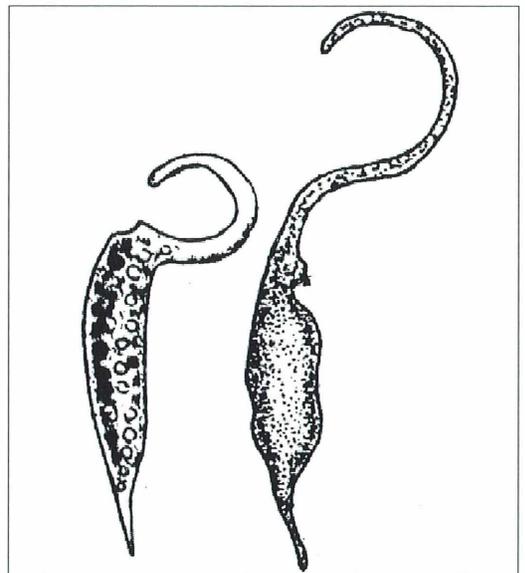


Abb. 1: *Dileptus margaritifer* (links) und *Dileptus anser* im Vergleich (aus: Foissner *et al.*, 1995).

Tabelle 1: Die wichtigsten Arten der Gattung *Dileptus* mit ihren Bestimmungsmerkmalen und Synonymen.

<i>Dileptus</i> -Arten	Wichtige Merkmale	Synonyme
<i>D. margaritifer</i>	Rüssel-Länge ein Drittel bis Hälfte des Körpers; Makronucleus aus 100 bis 500 Teilen im Plasma verstreut; Kontraktile Vakuolen auf der Dorsalseite	<i>D. anser</i> , <i>D. gigas</i> var. <i>D. beersi</i> , <i>D. jonesi</i> , <i>Amphileptus irregularis</i>
<i>D. anser</i>	Rüssel länger als der Körper	<i>D. cygnus</i>
<i>D. viridis</i>	Zoochlorellen	
<i>D. anatinus</i>	Kontraktile Vakuolen auch auf Ventralseite	
<i>D. mucronatus</i>	Nur 2 längliche Teile des Makronucleus	
<i>D. multinucleatus</i>	Nur 185 µm lang, 2 kontraktile Vakuolen	
<i>D. visscheri</i>	Länge < 100 µm, weniger als 100 Teile des Makronucleus	

Populationen mit Zoochlorellen können laut Foissner als *D. viridis* bezeichnet werden.

Dileptus margaritifer ist 250 bis 600 µm lang und 40 bis 70 µm breit. Unter guten Nahrungsbedingungen kann der Räuber auch bis zu einem Millimeter lang werden. Der Organismus kann also in Kulturen bereits mit bloßem Auge erkannt werden. Muss er freilich hungern, schrumpft die Größe auf etwa 200 µm. Die Generationszeit wird unter Laborbedingungen mit 11 bis 17 Stunden angegeben. Die Gestalt ist sehr flexibel. Wichtigstes anatomisches Merkmal ist der Rüssel mit einer Länge von einem Drittel bis zur Hälfte des Körpers. Weiteres wichtiges Kennzeichen ist der Kern, der aus 100 bis über 500 Teilen besteht, die im Plasma verstreut sind. *D. anser* dagegen hat einen perl-schnurartigen Makronucleus mit nur 10 bis 20 kugelförmigen Teilen. Um die Struktur des Kernes zu erkennen, empfiehlt sich eine Färbung mit Methylgrün-Pyronin (Foissner, 1979). Kontraktile Vakuolen sind bei *D. margaritifer* auf der Dorsalseite verstreut, in der Seitenansicht bilden sie fast eine Reihe. Diese drei Merkmale bilden die wichtigsten Kriterien für eine einwandfreie Bestimmung der Art.

Verwandtschaftsverhältnisse

D. margaritifer hat über *D. anser* hinaus eine reiche Verwandtschaft, was Verwechslungen möglich macht: *D. anatinus* (kontraktile Vakuolen auch auf der Ventralseite), *D. mucronatus* (nur zwei längliche Teile des Makronucleus),

D. multinucleatus (mit 185 µm deutlich kleiner, nur zwei kontraktile Vakuolen), *D. visscheri* (kleiner als 100 µm und weniger als 100 Makronucleus-Teile).

Dileptus margaritifer ist ein echter Kosmopolit. Er kommt in vielen Lebensräumen vor, ist dort aber nie häufig vertreten. Er bevorzugt stehende oder langsam fließende Gewässer und hält sich gerne zwischen Algen, Wasserpflanzen oder Detritus auf. Dort lauert der Räuber auf seine Beute, die er mit schnellen Schlägen seines mit Toxicysten bewehrten Rüssels erbeutet (Günkkel, 1990), um sie dann mit seinem Oralapparat zu verschlingen (Abb. 2). In seiner Nahrung ist er nicht wählerisch. Flagellaten, Amöben, Ciliaten und Rädertiere (Abb. 3) gehören zu den Beuteorganismen. Selbst Gliederwürmer und kleine Planarien sind vor ihm nicht sicher. Auf einige Merkwürdigkeiten bei der Ernährung wird noch einzugehen sein.

Nachgewiesen wurde der Räuber in europäischen, süd- und nordamerikanischen Flüssen (z. B. Wolga, Donau, Amazonas), in italienischen Reisfeldern, im Hamburger Hafen und in Tundra-Tümpeln in Alaska. Ich selbst habe *D. margaritifer* in einem Süßwasser-Aquarium nachweisen können. Mit einer Temperatur von 25 Grad Celsius liegt dieses Becken an der oberen Grenze des Bereichs, der für *D. margaritifer* angegeben wird (0 bis 25,5 °C, teilweise sogar nur bis 13 °C). Wenig Übereinstimmung gibt es auch beim pH-Wert: Während laut Foissner *et al.* (1995) die meisten Quellen den Organismus eher dem basischen Bereich zuordnen (Werte von pH 7,2 bis 8,6), gibt es auch Untersuchun-

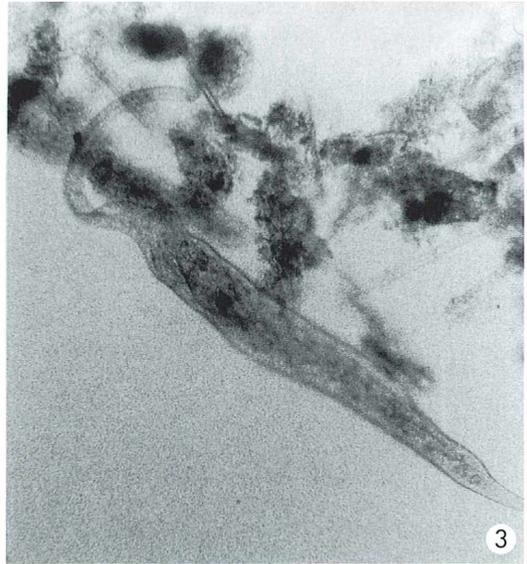


Abb. 2: *Dileptus margaritifer* zwischen Detritusteilen aus einem Süßwasser-Aquarium. Deutlich zu erkennen ist die Mundregion, die sich nach außen wölbt. Vergr. 80fach. – **Abb. 3:** Der Räuber hat ein Rädertier ingestiert. Es ist in der vorderen Hälfte des Körpers zu erkennen. Der geschwungene Rüssel ist deutlich kürzer als der Körper – ein wichtiger Hinweis darauf, dass es sich nicht um *D. anser* handeln kann. Vergr. 80fach.

gen mit Werten von pH 4,7 bis 5,8. Mein Aquarium lag mit pH 6,2 bis 6,6 deutlich im sauren Bereich. Der Ciliat gehört zu den Saprobien-Organismen, die dazu dienen, die Qualität eines Fließgewässers einzuschätzen. Foissner *et al.* (1995) geben für *D. margaritifer* eine Einstufung als betamesosaprob an – also ein Organismus, der in gering belasteten Gewässern lebt.

D. margaritifer ist ein gut untersuchter Ciliat. Vor allem seine enorme Regenerationsfähigkeit hat die Forscher beeindruckt. Werden in Experimenten einzelne Bestandteile der Zelle entfernt, so ist *D. margaritifer* imstande, sie wieder neu zu bilden, solange der Makronucleus intakt blieb – eine Fähigkeit, die nicht auf diese Art beschränkt, hier aber sehr ausgeprägt ist. Diese Vorgänge sind natürlich hoch komplex. Ihr Verständnis bei einem einzelligen Organismus steigert gleichzeitig unser Verständnis für die Abläufe in den Zellen bei den mehrzelligen Organismen. Ob sich daraus irgendwann einmal medizinische Konsequenzen ziehen lassen, das steht sicher nicht im Mittelpunkt der Interessen der Protistenforscher.

Im Orbit unterwegs

Die Weltraumforscher dagegen haben bei ihren Experimenten mit den Einzellern ein ganz konkretes Interesse: Dem Menschen das längerfristige Überleben im All möglichst zu machen. Nach 30 Jahren Raumfahrt ist ja hinreichend bekannt, dass dem Menschen die Schwerelosigkeit schwer zu schaffen macht. Dabei sind wir angesichts der Dimensionen des Weltraums bislang nur in der nächsten Nähe der Erde unterwegs gewesen (von echter Raumfahrt kann eigentlich noch gar keine Rede sein). Eine Reise zum Mars, dem nächsten Ziel, dauert mehr als sechs Monate, von weiterführenden Expeditionen gar nicht zu reden. Sicher ist, dass die Schwerelosigkeit zu einem Abbau der Muskeln führt. Nicht auszuschließen ist aber, dass es noch sehr viel weitergehende physiologische Veränderungen geben könnte. Denen wollen die Wissenschaftler der Weltraumbehörden auf die Spur kommen. Praktisch seit dem Beginn der Raumfahrt werden deshalb Experimente zur Untersuchung der Auswirkungen der Schwerelosigkeit auf Organismen durchge-

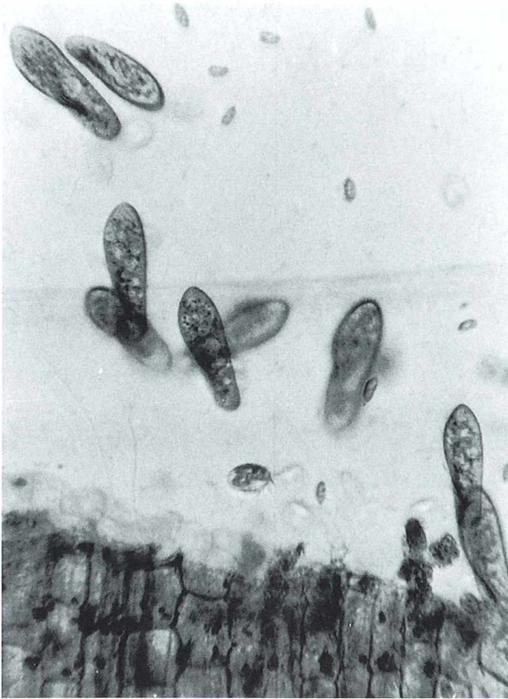


Abb. 4: Zu Paramecien als Beuteorganismen hat *Dileptus* ein eher gespanntes Verhältnis. Verg. 50fach.

führt. Bei einer Mission war nach Angaben der NASA *Dileptus anser* neben etlichen anderen Organismen mit von der Partie. Angesichts der verwirrenden Nomenklatur ist es wahrscheinlich, dass es sich um *D. margaritifer* handelte. Die Wissenschaftler reden allerdings nicht von Schwerelosigkeit, sondern von Mikro-Gravitation, weil es im Orbit der Erde eben doch noch Schwerkraft gibt. Schwerelos wirkt das nur, weil sich die Geschwindigkeit der Raumkapseln oder des *Space Shuttle* genau mit der Erdanziehung ausgleicht (andernfalls würden die Dinge einfach wieder auf die Erde stürzen). Die NASA hat ein eigenes Programm zur Erforschung der Mikro-Gravitation aufgelegt (MRP genannt), das die Auswirkungen auf einer ganz breiten Basis untersucht.

Im Rahmen dieses Programms startete *Dileptus* am 24. Dezember 1996 zur Weltraumfahrt. Allerdings nicht im *Shuttle*, sondern in einer unbemannten russischen Vostok-Kapsel. Bion 11 hieß die Mission, bei der auch zwei Rhesus-Affen als wichtigste Besatzungsmitglieder mit von

der Partie waren. Ihre physiologischen Reaktionen auf die Schwerelosigkeit standen im Mittelpunkt des Interesses von Wissenschaftlern aus Russland, Frankreich und den Vereinigten Staaten. Offenbar zum Vergleich der physiologischen Reaktionen wurden etliche andere Arten, vor allem Mehrzeller, mit auf die zweiwöchige Reise geschickt. Über Weihnachten und den Jahreswechsel waren die beiden Affen Lapik und Multik mit Gefolge im All unterwegs, am 7. Januar 1997 landete die Kapsel wieder in Kasachstan. Alle Passagiere wurden zunächst wohlbehalten geborgen. Dann freilich trat ein tragischer Verlust ein: Multik starb bei den medizinischen Untersuchungen am nächsten Tag, offiziell wegen Schwierigkeiten bei der Anästhesie, als Sonden zur Reaktionsmessung wieder aus dem Körper genommen werden sollten. Für die NASA ergab sich aus dem Zwischenfall die Frage nach der Ethik solcher Experimente, denn Tierversuchsgegner in den USA liefen Sturm gegen die Bion-Reihe. Sie argumentierten, die NASA habe alles längst erforscht, was jetzt mit dem russischen Programm untersucht werden sollte. Für längst vorliegende Ergebnisse dürften Tiere nicht länger missbraucht werden. Überdies handele es sich deshalb auch schlecht um Geldverschwendung. Mit diesem Argument wurde die Bion-Beteiligung schließlich zum politischen Thema. Die Organisation zog die Konsequenzen und stieg aus den Bion-Missionen aus. Das Programm zur Erforschung der Wirkung der Schwerelosigkeit freilich wird fortgesetzt, heute allerdings mehr bezogen auf Werkstoffe und Produktionsverfahren. Als einzellige Organismen sind oft Bakterien oder Viren an Bord der Missionen – oder sogar nur noch organische Moleküle. Vielleicht hat es mit dem Schock nach dem Tod des Affen zu tun, dass von den Ergebnissen der Experimente mit *Dileptus* jedenfalls im Westen offenbar nichts publiziert worden ist. Die NASA weist in ihren etlichen hundert Papieren zu den Bion-Missionen dazu nichts nach. Im Zuge des MPR-Programms ist *Dileptus* nach Auskunft der amerikanischen Weltraumbehörde bisher (noch?) nicht wieder im All gewesen.

Grundsätzlich kann man das Interesse der Wissenschaftler an der Reaktion der Einzeller auf die Schwerelosigkeit nachvollziehen. Denn bei ihnen konzentriert sich in einer Zelle, was bei den Mehrzellern in komplex aufgebauten Organismen abläuft. Zudem haben sie natürlich

den Vorteil, dass sie für einen Raumflug leichter unterzubringen sind als höhere Organismen. Freilich bleibt die Frage umstritten, inwieweit Versuche mit solchen Organismen (wie Tierversuche generell) überhaupt auf den Menschen übertragen werden können.

Beziehungskiste

Wesentlich interessanter sind die Beziehungen zwischen *Dileptus* und seinen Beuteorganismen. Der Räuber ist kein Nahrungsspezialist, dennoch hängt die Entwicklung seiner Population im Einzelfall von der Art seiner Beute ab. Owen Petchey (2000) setzte den Räuber in unterschiedlich strukturierte Lebensgemeinschaften ein. Die Arten *Collodictyon triciliatum*, *Colpidium striatum* und *Paramecium aurelium* standen einzeln oder in unterschiedlichen Kombinationen als Futter zur Verfügung (Petchey, 2000). *Colpidium* wurde vom Räuber entweder ausgerottet oder auf ein solches Minimum reduziert, dass es zum eigenen Überleben nicht mehr ausreichte. Um seinen Hunger zu stillen, nimmt *Dileptus* seinen eigenen Tod in Kauf. *Collodictyon* und *Paramecium* (Abb. 4) dagegen behagten als Nahrung offenbar nicht, denn *Dileptus* gedieh kaum in Kulturen, in denen diese beiden Arten jeweils alleine zur Verfügung standen, überlebte unter den Paramecien aber länger als in den *Colpidium*-Kulturen. Diät kann eben nützlich sein. Dienen beide Arten zusammen als Nahrung, entwickelt sich

Dileptus wesentlich besser. Richtig gut geht es dem Räuber aber nur, wenn alle drei Organismenarten als Futter dienen können, obwohl er auch in diesem Fall die Colpidien bevorzugt.

Literaturhinweise

- Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
- Foissner, W.: Methylgrün-Pyronin: Seine Eignung zur supravitalen Übersichtsfärbung von Protozoen. *Mikroskopie* 35, 108–115 (1979).
- Foissner, W., Blatterer, H., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien systems. Band IV: Gymnostomatea, *Loxodes*, Suctorina. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, Heft 1/95. 1995.
- Günkel, N. G.: Ein eleganter Räuber. Das Wimpertier *Dileptus anser* im Süßwasser-Aquarium. *Mikrokosmos* 79, 186–189 (1990).
- Hausmann, K., Bradbury, P. C. (Eds.): Ciliates: Cells as organisms. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa I: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria) 2. Holotricha außer den im 1. Teil behandelten Prostomata. – Tierwelt Deutschlands 21, 181–398. Gustav Fischer, Jena 1931.
- Lamszus, W.: Alfred Kahl. Ein Volksschullehrer als Protistenforscher. *Mikrokosmos* 52, 377–380 (1963).
- Petchey, O. L.: Prey diversity, prey composition, and predator population dynamics in experimental microcosms. *Journal of Animal Ecology* 69, 874–882 (2000).

Verfasser: Norbert Gregor Günkel, Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg, e-mail: nguenkel@aol.com

Nachrichten

Microscopy Award von Olympus

Sie lernen, studieren oder arbeiten mit Lichtmikroskopen in Routine und/oder Forschung? Dann nehmen Sie an dem neuen europaweiten Wettbewerb teil, den Olympus und der GIT Verlag in diesem Jahr erstmals ausschreiben. Gefragt ist Ihre in Englisch oder Deutsch verfasste und mit Bildern illustrierte Darstellung einer lichtmikroskopischen Anwendung. Wissenschaftliche Aussagekraft, Innovation, Aktualität und Originalität der Applikation sind ebenso entscheidend wie der Schwierigkeitsgrad, die Qualität und die Ästhetik der Bilder. Die Auswahl des Themas bleibt ganz Ihnen überlassen. Olympus und der GIT Verlag freuen sich auch besonders über die Teilnahme jüngerer Forscher. Daher

wird ein spezieller *Junior Award* für Schüler, Studenten und Berufseinsteiger vergeben. Ein attraktiver Geldbetrag erwartet die Sieger. Einsendeschluss ist der 23.11. 2002. Die Teilnahmebedingungen und weitere Informationen erhalten Sie unter: www.microscopy-award.com. Adressen der Ausrichter: Olympus Optical Co. (Europa) GmbH, Ester Robertson, Tel.: 040/23 77 33 26, e-mail: microscopy@olympus-europa.com, Internet; www.olympus-europa.com. GIT Verlag, Internet: www.gitverlag.com.

Histologisches Wochenende mit Dr. Heinz Streble bei der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft

Wie schon seit einigen Jahren, kam Dr. Heinz Streble aus Stuttgart traditionsgemäß zum Frühjahr zu den Berliner Mikroskopikern. Diesmal hatte er sich vorgenommen, den BMG-Lern die komplizierten anatomischen und histologischen Gegebenheiten des Hypokotyls vom Löwenzahn näher zu bringen. Bewährterweise wurden für alle Teilnehmer vorgefertigte Schnitte und entsprechende Farbabbildungen zur Verfügung gestellt. Unter Einsatz der Video-Mikroskopie konnten die Präparate gezeigt, besprochen und intensiv analysiert werden (Abb. 1).

Was am Freitagabend theoretisch begann, wurde am Samstagvormittag praktisch fortgesetzt, indem noch nicht weiter bearbeitete Schnitte zunächst gefärbt und dann zu dauerhaften Fertigpräparaten hergerichtet wurden, die ein jeder Teilnehmer zur heimischen Nachbereitung mit nach Hause nehmen konnte (Abb. 2).

Unterdessen haben auf diese Weise die BMGler über die Jahre eine schon beachtliche Sammlung von hochwertigen histologischen Präparaten anlegen

können, welche die verschiedensten Aspekte der mikroskopischen Anatomie vielzelliger Tiere und Pflanzen abdecken. Somit ist ein Besuch von Dr. Streble in Berlin nicht ein punktuelles Ereignis, das nach kurzer Zeit schnell im alltäglichen Trubel untergeht und vergessen wird, sondern es ist von langandauernder Wirkung, da die Präparate zu Hause in der eigenen Mikroskopierecke in aller Ruhe und Muße durchgemustert und schließlich erst wirklich vollständig verinnerlicht werden.

Das Konzept, am Freitagabend ein Thema zunächst mehr oder weniger ausgeprägt theoretisch anzugehen und dann am Samstagvormittag praktisch zu vertiefen, hat den Teilnehmern wie auch dem Referenten so sehr zugesagt, dass für das Frühjahr 2003 schon ein grober Termin sowie eine Thematik festgelegt wurden: Im März '03 kommt die Maus, quer und längs. Wer zu diesem Aktionswochenende der BMG hinzustoßen möchte, sollte sich rechtzeitig bei den Veranstaltern nach dem genauen Termin erkundigen.

Klaus Hausmann, Berlin

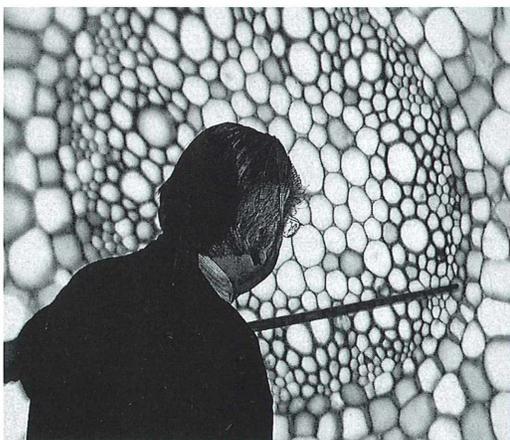


Abb. 1: Dr. Streble erklärt am Videobild die histologischen Befunde (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

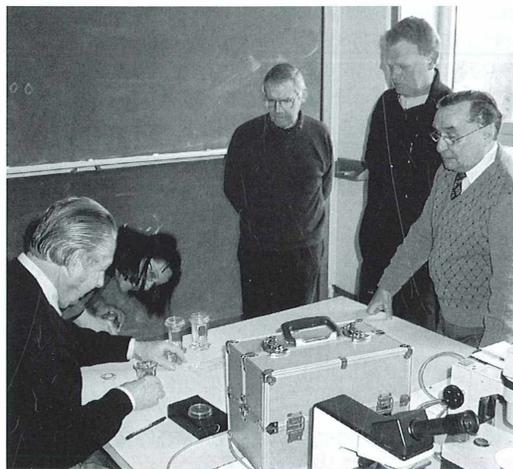


Abb. 2: Dr. Streble gibt Präparationshinweise.

Ein großes Lebendiges ist die Natur. Schiller

Der Löwenzahn als Untersuchungsobjekt

Von Dr. W. Fischer

„Und flechten sollst du dein Leben lang“ – Warum die Schwingalgen, *Oscillatoria*, schwingen

Peter Hippe

Beim Studium biologischer Abläufe stellen sich immer zwei Fragen: Die nach dem Wie und die nach dem Warum, Wozu.

Zur Beantwortung der ersten Frage sind heute mehr denn je die Molekularbiologie und Biochemie mit ihren hochentwickelten Labortechniken prädestiniert. Anders bei der zweiten Frage; hierzu ergeben sich Erkenntnisse oder auch nur Denkansätze häufig durch einfache Naturbeobachtungen, auch mit Hilfe der guten, alten Lichtmikroskopie.

Schwingbewegungen von *Oscillatoria*

Fädige Blaualgen der Gattung *Oscillatoria*, mit ihren fast zwanzig Arten, scheinen da auf den ersten Blick wenig attraktiv zu sein: Meist sind es Gewirre dünnster Fäden, bei einigen Arten kaum 3 µm breit. Die meisten Zellinhalte liegen nahe bei oder unterhalb der physikalischen

Auflösungsgrenze des Lichtmikroskops. Wenn da nicht die Bewegungen wären!

Die Algenfäden kriechen vorwärts und rückwärts, oft in schnellem Wechsel. Dazu rotieren sie um die Längsachsen der Fäden.

Richtig beeindruckend aber sind die weit ausholenden, kreisenden Schwingbewegungen der *Oscillatoria*. Es scheint, als ob es sich dabei um gezielte Suchbewegungen handelt. Das Wissen, hier nur autonome Bewegungsabläufe niederer Pflanzen vor sich zu haben, tritt beim Betrachter da leicht in den Hintergrund. Entgegen älterer Annahmen ist heute sicher, dass die Bewegungen nicht einfach nur durch Schleimsekretion, sondern vielmehr durch die Mitwirkung von in den Zellwänden vorhandener Mikrofibrillen erfolgen. Es wird gefolgert, dass die Bewegungen von Torsionswellen herrühren,

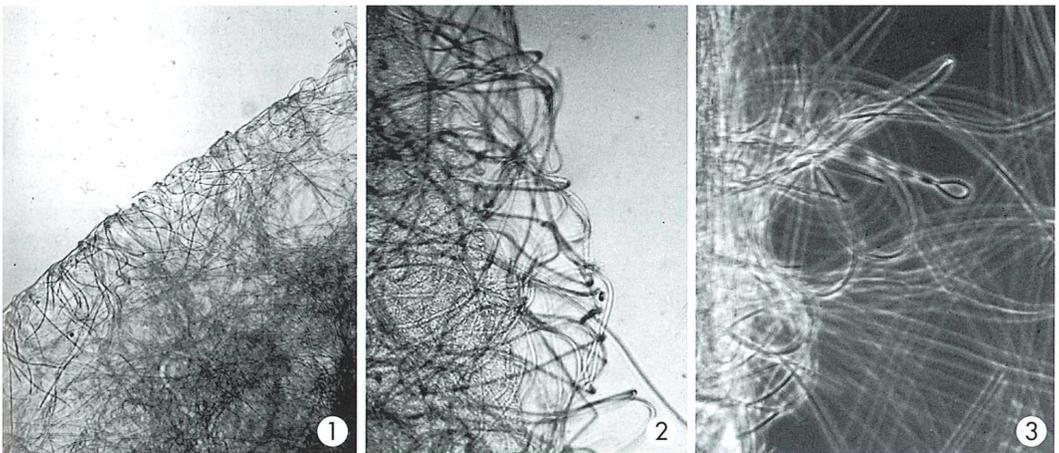


Abb. 1. *Oscillatoria*, Thallus mit scharf begrenztem Rand, Prinzip der „Webkante“ ersichtlich. –
Abb. 2. *Oscillatoria*, lockerer Thallusrand, Fadenrückführung besonders deutlich. – Abb. 3. *Oscillatoria*,
offener Thallusrand, freischwingende und mehrere zurückgebogene Fäden sowie ein verdrillter Faden
sichtbar.

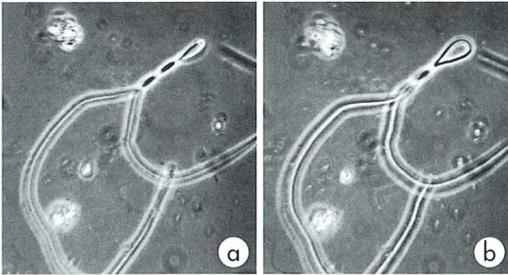


Abb. 4a und b. *Oscillatoria*-Faden, zwei Phasen des Drillvorganges.

welche die Fibrillen erzeugen, und die auch umkehrbar sind (Schlegel, 1992).

Bei Esser (2000) wird angemerkt, dass nach neueren Untersuchungen von Engelhardt (1999) die *Oscillatoria*-Zellen Gemische verschiedener Polysaccharide ausscheiden, die in Form sich stetig verlängernder Fibrillen wie Staken die Fortbewegung bewirken.

Algenverflechtungen

Man gewinnt den Eindruck, dass die Schwingbewegungen dazu dienen, mittels Verfilzungen und Verflechtungen stabile Algenlager aufzubauen, um so Umwelteinflüssen besser zu widerstehen und die Assimilations-Chancen durch konstruktive Verteilung auf eine größere Fläche zu verbessern.

Bei einigen *Oscillatoria*-Arten kommt es dabei zu interessanten Thallusausbildungen mit scharfen Begrenzungen, die wie die Webkanten

textiler Meterwaren aussehen (Abb. 1). Bei näherer Betrachtung zeigt sich, dass die Technik durchaus die gleiche ist: Am Rand werden Fäden zurückgeführt und in der Fläche verflochten (Abb. 2). An offenen Thallusrändern sieht man neben langen, frei schwingenden Fadenenden auch Fäden, die sich bogenförmig zurückwinden oder von anderen zurückgedrängt und überlagert werden (Abb. 3). So entstehen diese Verflechtungen.

Häufig finden sich dazwischen Gebilde von Fäden, die sich um 180° zurückgebogen und dabei verdrillt haben (Abb. 3). Die Abbildungen 4a und b zeigen einen Faden beim Verdrillen. Vielleicht ist in diesem Vorgang ein Grundmuster zu sehen, das die Bildung der „Webkanten“ verursacht.

Das Beispiel der Schwingalgen zeigt wieder einmal, dass nichts in der Natur sinnlos geschieht.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Praktikum zur Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Pflanzen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1976.
- Esser, K.: Kryptogamen, Cyanobakterien, Algen, Pilze, Flechten: Praktikum und Lehrbuch. 3. Auflage, Springer Verlag, Heidelberg 2000.
- Schlegel, H. G.: Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1992.
- Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik. 34. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1998.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Keller & Co., Stuttgart 1973.

Verfasser: Peter Hippe, Zur alten Säge 7, D-94431 Pilsting

Nachricht

Sonderausstellung Welt der Gewürze

Im Deutschen Museum findet vom 16. Mai bis zum 31. Dezember 2002 eine Sonderausstellung zur *Welt der Gewürze* statt. Gewürze verleihen nicht nur unseren Speisen das gewisse Etwas und machen sie bekömmlicher, sondern sie gehören auch zu den ältesten Arzneipflanzen der Menschheit nach dem Grundsatz: Ein guter Koch ist ein halber Arzt. Die wichtigsten traditionellen Gewürz-Arzneipflanzen wie Muskat, Nelken, Pfeffer, Chili und Safran stehen im Mittelpunkt der Ausstellung. Präsentiert werden botanische Aspekte dieser Pflanzen, chemisch pharmazeutische Zusammenhänge, der kulturgeschichtliche Hintergrund dieser kostbaren Waren, ihre An-

wendung in der Küche und die zur Verarbeitung nötige Technik wie zum Beispiel Gewürzmöhlen. Im botanischen Garten in München-Nymphenberg kann man während der Ausstellungsdauer alle tropischen Gewürzpflanzen auch *live* bewundern.

Ort der Ausstellung: Deutsches Museum, Museumsinsel 1, D-80538 München, Eingangshalle Bibliothek. Öffnungszeiten: Täglich von 9.00–17.00 Uhr. Kontakt: Sabine Hansky, Deutsches Museum, Leiterin Presse- und Öffentlichkeitsarbeit. Tel.: 089/217 94 75, e-mail: s.hansky@deutsches-museum.de

Algenbeobachtungen auf der Ostsee

Wolfgang M. Richter

Verschiedene Tageszeitungen erinnerten uns nach unserer Baltikum-Ostsee-Reise Ende Juli 2001 an Beobachtungen, die wir am 07.07.2001 bei der Überfahrt von Kiel nach Stockholm machen konnten. Eine kurze Notiz aus dem Stader Tageblatt vom 27.07.2001 soll als Beispiel dienen: *Kiel (Ino). In der Ostsee wuchern wieder Algen. Unter den sich rasch vermehrenden Arten sind möglicherweise auch giftige Blaualgen, teilte Schleswig-Holsteins Umweltministerium gestern in Kiel mit. An mehreren Stellen sei die potenziell gefährliche Alge von der Wasserschutzpolizei entdeckt worden, hieß es. Derzeit werde untersucht, ob die Algen tatsächlich giftig sind. Dabei befürchten die Experten, dass sich die Arten weiter vermehren.*

Wir befanden uns bei diesen Beobachtungen auf folgenden Positionen: 10.00 Uhr MESZ 55° 45,8' nördlicher Breite und 015° 50,9' östlicher Länge, 11.00 Uhr MESZ 55° 53,5' nördlicher Breite und 016° 14,3' östlicher Länge, 11.30 Uhr MESZ 55° 57,1' nördlicher Breite und 016° 25,4' östlicher Länge, 12.00 Uhr MESZ 56° 01,0' nördlicher Breite und 016° 37,0' östlicher Länge.

Verschmutzung oder Algenblüte?

Quer zu unserer Fahrtrichtung, meist schon etwa 1 sm (1–2 km) weit voraus, entdeckten wir dabei mit bloßem Auge langgezogene, bräunliche Streifen (Abb. 1), von denen wir beim ersten noch annahmen, es könne sich um Reste des Lenzens von Schiffsrückständen oder sogar um eine mögliche Verklappung handeln. Immerhin gibt es – nach Angaben der Sonderstelle des Bundes zur Bekämpfung von Meeresverschmutzungen in der Nord- und Ostsee – etwa 300 bis 350 solcher Kontaminationen pro Jahr. Gerade ereignete sich ja wieder ein besonders gravierender Fall vor Rügen (Bustorff, 2001), bei dem sich ein 26 km langer Ölteppich bildete. Es mussten sieben schwedische, dänische und deutsche Ölbekämpfungsschiffe eingesetzt werden, die insgesamt 100 m³ mit Chemikalien versetzten Öles aufnehmen konnten. Da wir dann jedoch weitere (insgesamt vier) solcher Streifen registrierten, dazu vorausgehend eine längere Sonnenscheinperiode bei geringem Seegang geherrscht hatte, schlossen wir

auch die Bildung von Algenteppichen nicht mehr aus und beobachteten und fotografierten intensiver.

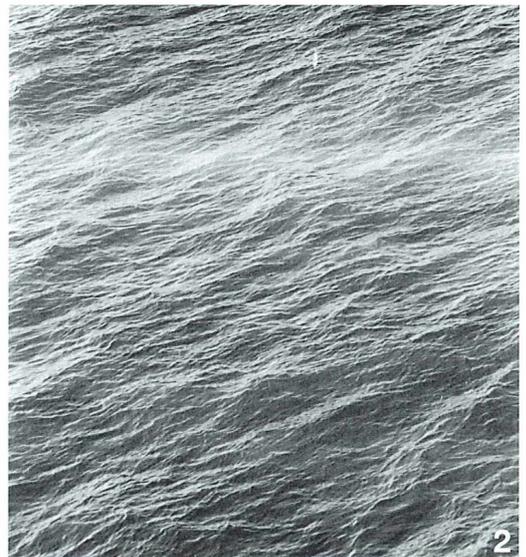


Abb. 1: Teleaufnahme eines Algenteppichs etwa 1 sm voraus. – **Abb. 2:** Aufnahme der Algen kurz bevor der Bug des Schiffes den Teppich durchschneidet.

Querab, dicht an der Bordwand, konnte noch einmal die bräunliche Suspension bei nur wenigen Metern Entfernung gesichtet werden (Abb. 2). Da hatten wir den Eindruck, dass es sich um – bereits zu kleinen, kugelförmigen Gebilden verklumpte – Algen handeln könne. Jedenfalls bestand hier keine Ähnlichkeit mehr mit den von uns vor 10 Uhr MESZ beobachteten, treibenden Makrophytenplacken.

Eine Probenentnahme war nun allerdings bei einer Reisegeschwindigkeit von 14 bis 16 Knoten (entspricht etwa 28 km/h) nicht möglich. Außerdem führten wir ausgerechnet dieses Mal auch unser Reisemikroskop Lensman nicht bei uns. Deshalb wandten wir uns an das Institut für Ostseeforschung in Warnemünde (IOW) und teilten unsere Beobachtungen bebildert mit. Von dort erhielten wir von Herrn Prof. Dr. B. von Bodungen auch umgehend Auskunft, und so kann mit einiger Sicherheit gesagt werden, dass es sich bei den bräunlichen Streifen um an der Oberfläche akkumulierte Cyanobakterien der Spezies *Nodularia spumigena* handelte (Abb. 3–5). Herr von Bodungen meinte

weiter, dass in diesen Algenteppeichen zusätzlich auch Diatomeen und heterotrophe Organismen eingebettet sein können.

Blualge *Nodularia spumigena*

Die Blualge *Nodularia spumigena* ist nach dem von Simonsen (1962) überarbeiteten Halobiensystem eine oligohalobe, pleioeuryhaline Alge. Sie kann recht oft blüten- und massenbildend, und besonders bei anhaltend ruhigem Wetter, akkumulierend Oberflächenteppiche ausbilden (Nehring, 1991). Als Synonyme für die Blualgenart werden bei Pankow (1990) genannt: *Spermosira litorea*, *Nodularia spumigena* var. *litorea* und *Nodularia spumigena* var. *vacuolata*.

Die Beschreibung von Fritsch (1912) lautet wie folgt: Einzelne oder schleimige Kolonien, fast gerade, aber auch gekrümmt oder gewunden; 7–14 µm breit; Scheiden meist dick, farblos; Zellen scheibenförmig, 3–4mal breiter als lang; zum Teil mit Gasvakuolen; Heterocysten kugelig bis scheibenförmig mit 8–16 µm Breite. Akineten in Reihen, auch einzeln, fast kugelig bis scheibenförmig, 8–18 µm breit und 6–15 µm lang, mit brauner Wand.

Diese Alge kommt in der gesamten Ostsee vor. Der Salzgehalt der sich scheinbar immer weiter aussüßenden Ostsee beträgt von Westen her etwa 28‰ im Oberflächenwasser, nach Osten hin nur noch etwa 1‰, vor St. Petersburg sogar gegen Null laufend.

Bei Fott (1971) gehört *Nodularia spumigena* zu einer Gruppe von Blualgen, die durchaus für Säugetiere, Geflügel und Fische giftig werden können, ja sogar schon bei Menschen Erkrankungen herbeiführten. Es wird auf Francis (in Fott, 1971) verwiesen, der in Australien bereits 1878 davon berichtete. Bei Fott ist weiter zu lesen, dass Blualgen durch die gebildeten Endotoxine vom Charakter zyklischer Polypeptide recht unterschiedliche Giftigkeitsgrade aufweisen können. Für das deutsche Ostsee-Küstengebiet wird ein Fall von Entensterben angeführt, der durch *Microcystis* und *Nodularia* herbeigeführt wurde (Kalbe und Thiess, 1964; Pankow, 1964).

Chlorophyll-Messdaten

Zur weiteren Vervollständigung unserer Beobachtung wandten wir uns zusätzlich an das Deutsche Fernerkundungsdatenzentrum (DFD).

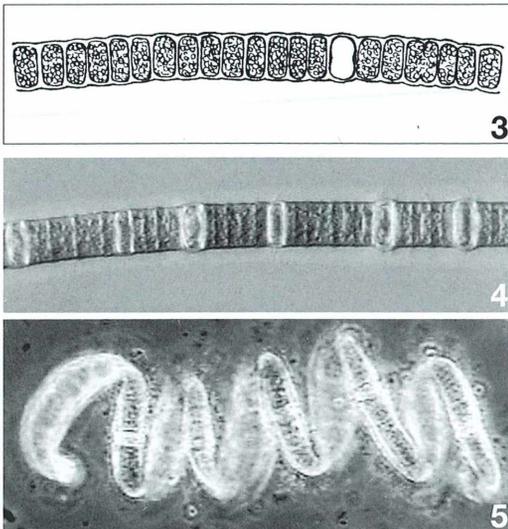


Abb. 3–5: Cyanobakterie (Blualge) *Nodularia spumigena*. – Abb. 3: Schemazeichnung eines Filaments mit Heterocyste (Pankow, 1990). – Abb. 4 und 5: *N. spumigena* als gerade und spiralförmig gewundene Ketten von 8–12 µm Dicke. Die Heterocysten sind mit 9–14 µm Dicke etwas breiter als die anderen Zellen (Internetseite <http://www2.fimr.fi/algaine/sheets/sheetman/noduspu.htm>).

Von dort konnte uns die Aufnahme eines Indischen Satelliten (Abb. 6) zur Verfügung gestellt werden, der im Abstand von etwa fünf Tagen das von uns beobachtete Areal überfliegt und die Chlorophyll-Konzentration misst. Der Zufall kam uns zu Hilfe: In diesen Überflug-Rhythmus passte nun genau unsere Beobachtung vom 07.07.2001, und so kann hier die Aufnahme von diesem Tage, mit der Uhrzeit 09:57:42 UT präsentiert werden. Der in Farbwerte beziehungsweise Grautöne umgesetzte Chlorophyllgehalt lässt erkennen, dass in dem von uns angeführten Gebiet Werte von etwa 5 bis 10 mg/m^3 gemessen wurden. Eine Aufnahme vom 01.05.2001 dagegen zeigt, dass im fraglichen Seegebiet, etwa zur gleichen

Uhrzeit (09:57:00 UT), nur Konzentrationen von etwa 2–3 mg/m^3 vorhanden waren (Abb. 7). Da sich in Algen Chlorophyll befindet und sich dieses unter anderem auch in Abhängigkeit von der Belichtung verändert, korrelieren Phytoplankton-Biomasse und Chlorophyll-a-Konzentration miteinander. Wasmund (1999, 2000) bringt dazu eine aussagefähige Graphik (Abb. 8), die die Zusammensetzung der Phytoplankton-Biomasse (in mg/m^3) und der Chlorophyll-a-Konzentration (in mg/m^3) für das Jahr 2000 zeigt. Es handelte sich dabei um Schöpferproben von der Wasseroberfläche, genommen an der Seebrücke in Heiligendamm (54°08,55'N; 11°50,60'E). Klar ist erkennbar, dass ein (in Linie dargestellter) hoher Chloro-

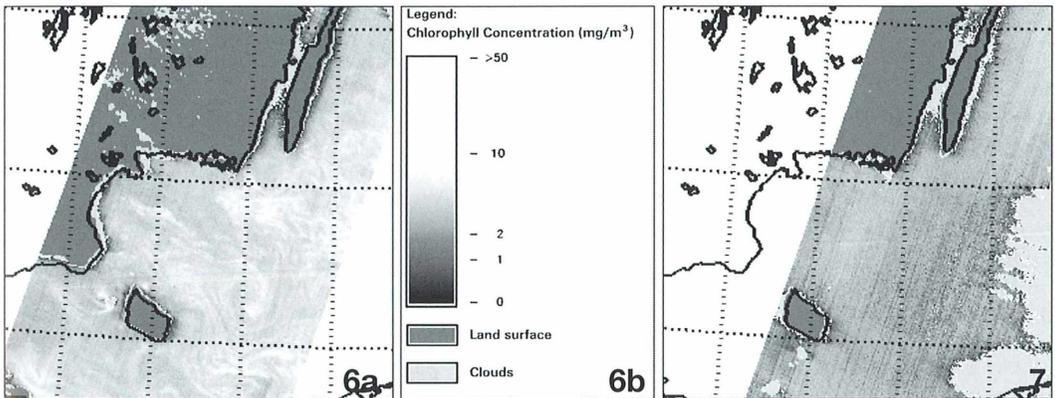
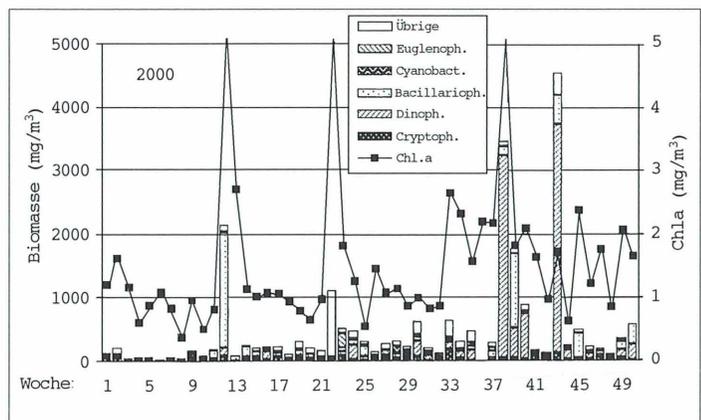


Abb. 6a: Satelliten-Aufnahme vom 01.05.2001 des beobachteten Gebietes mit Messung der Chlorophyll-Konzentrationen. Es lagen recht hohe Chlorophyllwerte von etwa 5 bis 10 mg/m^3 vor. (DFD – Deutsches Fernerkundungsdatenzentrum). – **Abb. 6b:** Die Chlorophyllkonzentrationen in den Abbildungen 6a und 7 können am Graukeil abgelesen werden. – **Abb. 7:** In der Satelliten-Aufnahme vom 07.07.2001 des gleichen Gebietes betrug die Chlorophyllkonzentration nur etwa 2–3 mg/m^3 (DFD – Deutsches Fernerkundungsdatenzentrum).

Abb. 8: Grafik zur Verdeutlichung der Korrelation von Phytoplankton-Biomasse (in Säulen) und der Chlorophyll-a-Konzentration (in Linien) aus Wasseroberflächenproben an der Seebrücke Heiligendamm im Jahr 2000 (nach Wasmund, 2000).



phyll-a-Gehalt auch einem hohen Gehalt an Bacillariophyten in der zweiten Jahreshälfte entspricht.

Zusammensetzung der Algenblüten

Aus den Berichten von Wasmund der Jahre 1998, 1999 und 2000 kann ferner entnommen werden:

1. Im Jahre 1998 konnten um den 07.07., also in der 27. Woche, keine Massenentwicklungen festgestellt werden. Ursache dafür waren wohl Starkwindereignisse, die unter anderem Sedimentaufwirbelungen an der Messstelle bewirkten. Wasmund schreibt: Nennenswerte Biomassen blütenbildender Cyanobakterien (*Nodularia spumigena*, *Aphanizomenon baltica*, *Anabaena* sp.) traten nur Anfang August in der 31. Woche auf.
2. Für das Jahr 1999 beobachtete Wasmund erst am 13. und 21.07.1999 eine Blaualgenblüte von *Nodularia spumigena*.
3. Im Jahr 2000 kann er berichten: Am 25.07. und 01.08.2000 (30.–31. Woche) traten der Dinoflagellat *Ceratium tripos* und wiederum die Kieselalge *Dactyliosolen fragilis-simus* stark hervor. Anschließend kamen unbestimmte Cryptophyceen, der Dinoflagellat *Heterocapsa rotundata*, die Euglenophyceen *Eutreptiella* sp., sowie das Cyanobakterium *Nodularia spumigena* hinzu.

Auch diese Beobachtungen zeigen uns, dass sich in unserer Ostsee die Nährstoffgehalte in den zurückliegenden Jahrzehnten erheblich aufgeschaukelt haben. Das allerdings dürfte kein Wunder sein, denn viele der Ostseezuflüsse bringen eben nicht nur sauberes, klares Süßwasser in das Binnenbecken, sondern werten mit zum Teil erheblich nährstoffbelasteten Wässern aus Industrie und Urbanem auf (Lozán et al., 1996).

Dank

Abschließend sei allen gedankt, die an diesem Beitrag mitwirkten. Dazu gehören natürlich auch die Herren Dipl. Ing. M. Glatzer und Dr. G. Kubsch aus unserer Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V.

Literaturangaben

- Bodungen, B. von: Briefliche Mitteilung des Instituts für Ostseeforschung, Warnemünde. 09.08.01. Dir-389/01.
- Bustorff, U.: 26 Kilometer langer Ölteppich weggeräumt. Stader Tageblatt vom 24.08.2001.
- Deilmann – Reederei – Nautische Inspektion: FAX-Mitteilung vom Kapitän der MS Berlin vom 02.08.2001.
- Deutsches Fernerkundungsdatenzentrum (DFD): Brief an M. Glatzer, BONITO. Chlorophyll Concentration in the Baltic Sea in mg/m³ am 01.07. und 01.05. 2001.
- Fichtelmann, B., Borg, E., Guder, H.-G., Klisch, A.: Operational processing of MOS Data – the demonstrator „chlorophyll map of the Baltic Sea”. Proceedings of the 4th International Workshop on MOS-IRS and Ocean Colour, Berlin, 2001 (in print).
- Fott, B.: Algenkunde. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1971.
- Fritsch, F. E.: Transactions of the Royal Society of South Africa 18 (1921).
- Kalbe, L., Thies, D.: Entenmassensterben durch *Nodularia*-Wasserblüte am Kleinen Jasmunder Bodden auf Rügen Arch. Exp. Vet. Med. 18, 535-555 (1964).
- Kohl, J.-G., Nicklisch, A.: Ökophysiologie der Algen. Wachstum und Ressourcennutzung. Akademie-Verlag, Berlin 1988.
- Lozán, J. L., Lampe, R., Matthäus, W., Rachor, E., Rumohr, H., Westernhagen, H. von (Hrsg.): Warnsignale aus der Ostsee. Parey Buchverlag, Berlin 1996.
- Nehring, S.: Giftalgen. Die Cyanophyceen *Nodularia spumigena*. Mikrokosmos 80, 321–327 (1991).
- Pankow, H.: Bemerkungen über die Schädlichkeit von Blaualgenwasserblüten für Tiere. Naturwissenschaften 51, 146–147 (1964).
- Pankow, H.: Ostsee-Algenflora. Gustav Fischer Verlag, Jena 1990.
- Simonsen, R.: Untersuchungen zur Systematik und Ökologie der Bodendiatomeen der westlichen Ostsee. Int. Rev. Ges. Hydrobiol., Syst. Beih. 1, Berlin 1962.
- Simonsen, R.: Übersicht über das verwendete Halobiontensystem. In: Pankow, H. (ed.) Ostsee-Algenflora. Gustav Fischer Verlag, Jena 1990.
- Wasmund, N.: Phytoplankton (einschließlich Chlorophyll) an der Messstelle Seebrücke Heiligendamm in den Jahren 1998, 1999 und 2000. IOW-Berichte.
- Wolff, E., Reimer, R., Borg, E., Günther, A., Baruth, B., Fichtelmann, B., Preuss, H.: Bereitstellung einer operationellen Chlorophyllkarte für die Ostsee. ZPF 66, 146–156 (1998).

Verfasser: Diplom Biologe Wolfgang M. Richter, Drosselgang 2, D-21709 Himmelpforten (Nieder-Elbe)

Mikro-Galerie

Kleine Organismen ganz groß – Bronzeplastiken aus der Mikrowelt

In diesem Beitrag möchte unser MIKROKOSMOS-Leser Manfred Kühn aus Schwäbisch Gmünd eine etwas außergewöhnliche Art der Beschäftigung mit der Mikrowelt vorstellen. Schon lange ist er Hobby-Entomologe und hat vor einigen Jahren damit begonnen, Bronze-Insektenplastiken herzustellen, um diese auch fühlen und begreifen und als dekorative Wesen darstellen zu können. Nun hat sich auch das durch den MIKROKOSMOS geweckte Interesse an Kleinstorganismen sozusagen plastisch ausgewirkt. Mit Hilfe seiner beruflichen Erfahrungen als Steinbildhauermeister und dem Besuch der Sommerakademie Salzburg, in der Herr Kühn die Technik des Bronzegusses im Wachsauflöschverfahren erlernt hat, schuf er etliche selbst entworfene, modellierte, gegossene und ziselierte Werke. Sehen Sie eine kleine Auswahl seiner Plastiken als Fotodokumentation.

Die Abbildungen 1a und b zeigen zwei in Bronze gefertigte Plastiken von Rotatorien am Rand des Gartenteichs, in dem die Originaltiere gefunden wurden. Das gestreckte Tier mit den Fransenkronen misst knapp 30 cm, das in sein Gehäuse zurückgezogene Individuum knapp 20 cm. Die Gehäuse wurden auf einer Seite geöffnet dargestellt, so dass man im Innern jeweils den Körper der

Tiere sehen kann. Es handelt sich um die Art *Stephanoceros fimbriatus*.

Das Moos *Frullania dilatata*, welches ja oft bdelloide Rotatorien in seinen sackförmigen Unterlappen enthält, wurde von Manfred Kühn bisher ausschließlich in feuchten Tälern an auf Silikatböden stehenden Eschen gefunden. Bei den darin lebenden Rotatorien handelt es sich um *Mniobia symbiotica*

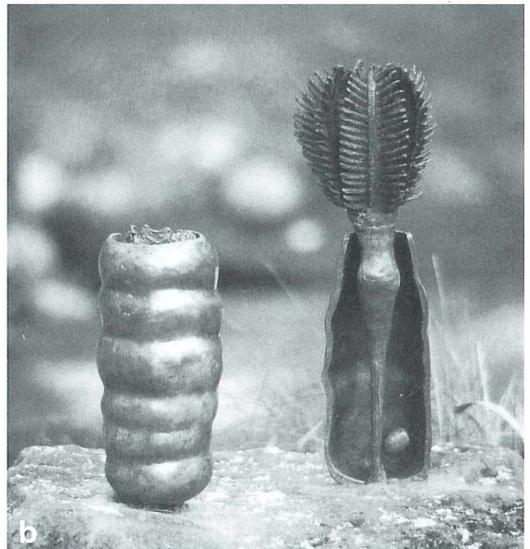
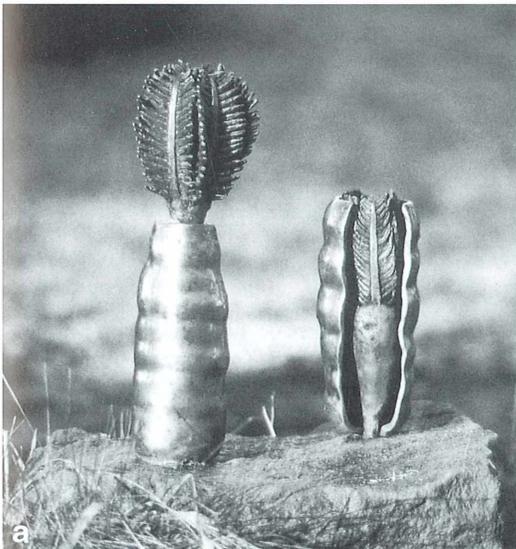


Abb. 1a und b: Bronzeplastiken des Rädertiers *Stephanoceros fimbriatus*. Ein Individuum ist ins gallertige Gehäuse eingezogen, das andere streckt seine Fransenkrone heraus.

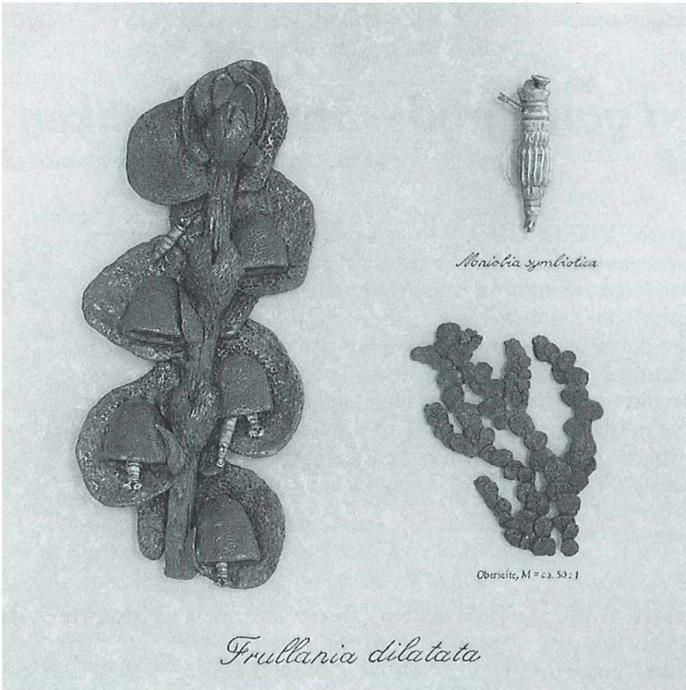


Abb. 2: Das Moos *Frullania dilatata* beherbergt Rotatorien (*Mniobia symbiotica*) in seinen sackförmigen Unterlappen. Moos aus Bronze; Rotatorien aus 900er Silber; auf Kalksteinplatte montiert.

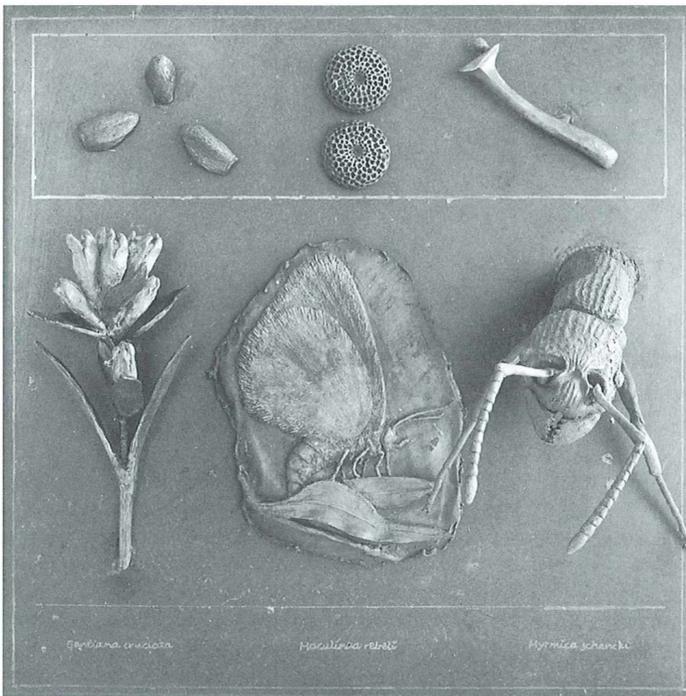


Abb. 3: Beziehung von Schmetterling (Kreuzenzian-Ameisenbläuling *Maculinea rebeli*, unten Mitte), Pflanze (Kreuzenzian *Gentiana cruciata*, unten links) und Ameise (*Myrmica schencki*, unten rechts). Obere Reihe: links Enziensamen, mitte Eier von *Myrmica schencki*, rechts Fühlerbasis von *Myrmica schencki*. Bronzeteile auf Schieferplatte.

Die einzelnen Objekte wurden hier auf einer 50 × 50 cm großen Solnhofener Kalksteinplatte montiert, wobei die Moosplastiken aus Bronze, die Rotatorien aus 900er Silber bestehen.

Da im MIKROSMOS hin und wieder auch Themen der Entomologie erörtert werden, wird ein Bild mit Kunstwerken aus diesem Bereich gezeigt (Abb. 3). Diese Reliefplastik stellt eine der interessantesten Beziehungen von Schmetterling, Pflanze und Ameise unserer heimischen Natur dar.

Im Mittelpunkt steht der Kreuzenzian-Ameisenbläuling *Maculinea rebeli*. Dieser mittlerweile sehr seltene Schmetterling legt seine Eier ausschließlich auf dem Kreuzenzian *Gentiana cruciata* (links unten) ab. Nachdem sich die geschlüpfte Larve kurze Zeit durch die Enzianblüten gefressen hat, lässt sie sich aus der Blüte fallen. Für ihr weiteres Überleben ist es unerlässlich, dass sie von den Knotenameisen *Myrmica schencki* (rechts unten) oder *Myrmica sabuleti*

gefunden wird, wobei erstere Art als Hauptwirt gilt. Die Ameise wird durch ein Pheromon aufgefordert, die Schmetterlingsraupe ins heimische Nest zu transportieren. Dort ernährt sich die Raupe zunächst überwiegend räuberisch von Ameisenbrut, wird aber nach der Überwinterung von den Ameisen gefüttert. Nach der Metamorphose zur Imago muss sich diese allerdings beeilen, das Ameisennest zu verlassen, da sie dann nicht mehr durch pheromonellen Schutz vor Angriffen der Ameisen geschützt wird.

Die obere Reihe zeigt die in Wirklichkeit staubfeinen Enziansamen (links), die Eier von *Maculinea rebeli* (Mitte) und die Fühlerbasis von *Myrmica schencki* (rechts), welche das wichtigste Bestimmungsmerkmal dieser Art darstellt. Die einzelnen Bronzeleiste des Reliefs wurden auf einer 50 × 50 cm großen Schieferplatte angebracht.

Verfasser: Manfred Kühn, Felsenburgweg 1/1, D-73525 Schwäbisch Gmünd

Nachricht

Biohistoricum Neuburg



Ein Bekenntnis zur Vergangenheit mit Zukunft.

Die kritische Besinnung auf Vorgedachtes und Vorgemachtes gehört zum Wesen jeder wissenschaftlichen Arbeit. Mit der Preisgabe historischer Materialien, der sachlichen und schriftlichen Quellen biologischen Denkens, geht nationales Kulturgut für immer verloren, eine Situation, wie sie etwa in der Kunstgeschichte undenkbar wäre.

Um späteren Generationen Einblick in Originalquellen zu ermöglichen, wurde im September 1998 das *Biohistoricum Neuburg* als außeruniversitäres, nicht-staatliches Museum und Forschungsarchiv für die Geschichte der Biologie in Neuburg an der Donau gegründet. Die Nähe zum *Deutschen Medizin-historischen Museum* in Ingolstadt und zum *Jura-Museum* in Eichstätt ist für die Wahl des Standortes nicht unwichtig gewesen. Betrieben wird es von einem Trägerverein, dem neben fördernden Mitgliedern die Stadt, der Landkreis Neuburg-Schrobenhausen und die Deutsche Gesellschaft für Geschichte und Theorie

der Biologie e. V. als juristische Personen angehören. Das *Biohistoricum* sammelt und bewahrt Nachlässe, Dokumente, Geräte, Objekte und Bücher, um sie zu erschließen und in Ausstellungen zu präsentieren. Ein in zwangloser Folge erscheinendes Nachrichtenblatt, die *Folia Biohistorica*, informiert über Termine und Veranstaltungen, in den *Acta Biohistorica* werden abgeschlossene Forschungsarbeiten publiziert. Seit Gründung sind bereits sieben Monographien erschienen. Die Arbeits- und Forschungsbibliothek umfasst über 45 000 Bände.

Alle Tätigkeiten wurden bislang ausschließlich von ehrenamtlichen Kräften erbracht. Weil mit öffentlichen Mitteln derzeit nicht zu rechnen ist, können die Arbeitsfähigkeit des Museums und die Benutzung von Archiv und Sammlungen nur gewährleistet werden, wenn private Spender die Finanzierung hauptamtlicher Mitarbeiter übernehmen.

Kolleginnen oder Kollegen, die bereit sind, sich mit Kapitaleinlagen oder mit Haus- und Grundbesitz an einer Stiftung zu beteiligen, deren Errichtung in nächster Zukunft geplant ist, bitten wir um direkte Kontaktaufnahme. Helfen Sie mit, den Fortbestand des *Biohistoricum* zu sichern und seine Ziele zu unterstützen.

Werden Sie förderndes Mitglied im Trägerverein Biohistoricum Neuburg e. V., Jahresbeitrag € 51,-, Konto 364133 (BLZ 72152070 Stadtparkasse Neuburg), Spendenquittungen werden unaufgefordert zugestellt. Biohistoricum Neuburg, Amalienstr. A 33, 86633 Neuburg an der Donau, Tel.: 08431/60 54 30.

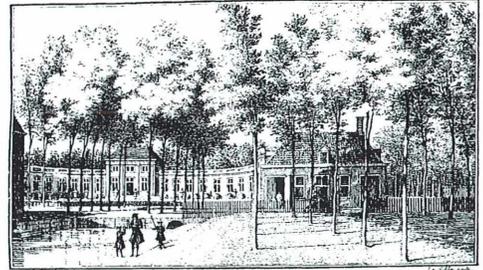
Beobachtungen zur Biologie des Süßwasserpolyphen *Hydra viridissima* 1. Teil: Allgemeine Einführung

Matthias Haas

Süßwasserpolyphen der Gattung *Hydra* waren im Laufe der vergangenen Jahre schon des Öfteren Thema von MIKROKOSMOS-Artikeln. Nun hat uns ein Schüler des Laurentius-Gymnasiums Neuendettelsau seine Facharbeit aus dem Fach Biologie zugesandt, in der er erneut Polyphen unter verschiedensten Aspekten untersucht hat. Das Niveau dieser Arbeit hat uns dermaßen beeindruckt, dass wir seine Beobachtungen zur Biologie des Süßwasserpolyphen *Hydra viridissima* leicht gekürzt und in drei Teile gegliedert unseren Lesern vorstellen wollen. Etliche seiner Versuche hat er auch filmisch gekonnt dokumentiert und kommentiert, was wir hier verständlicherweise leider nicht wiedergeben können. Die Facharbeit von Matthias Haas wurde auch für den Schülerwettbewerb Jugend forscht eingereicht.

Weiterhin entdeckte ich ein kleines Tier, dessen Körper zeitweise lang gestreckt, dann aber wieder zusammengezogen war. Mit diesen Worten beginnt der Pionier der Mikroskopie, Antoni van Leeuwenhoek, seinen im Dezember 1702 verfassten Brief an die Royal Society in London. In ihm berichtet er der wissenschaftlichen Fachwelt von der Entdeckung jenes Tieres, das Carolus Linnaeus 1746 als *Hydra* klassifiziert und das uns heute als Süßwasserpolyph bekannt ist. Über drei Jahrhunderte hinweg hat dieser einfache Organismus Forscher und Laien gleichermaßen fasziniert und zu näheren Untersuchungen herausgefordert. Der Schweizer Naturforscher Abraham Trembley etwa befasste sich vier Jahre lang mit den Süßwasserpolyphen und veröffentlichte 1744 sein viel beachtetes Werk *Mémoires pour servir à l'histoire d'un genre des polypes d'eau douce à bras en forme de cornes* (Abb. 1). Das vielarmige Wesen, das auf einer Vase der Antikensammlung der staatlichen Museen zu Berlin im Kampf mit Herakles zu sehen ist, hat zwar den Namen *Hydra* mit unserem Objekt gemeinsam, stellt aber wohl eher einen Vertreter der Kraken (Kopffüßer) dar (Abb. 2).

Fragt man sich, was die Faszination dieser Tiere ausmacht, so bekommt man verschiedene Antworten. Zum einen sind die Süßwasserpolyphen gerade für den mikroskopischen



MÉMOIRES POUR L'HISTOIRE DES POLYPES. PREMIER MÉMOIRE.

Où l'on décrit les Polypes, leur Forme, leurs Mouvemens, & une partie de ce qu'on a pu découvrir sur leur Structure.



DES Faits aussi fingaliers, aussi contraires aux idées généralement reçues sur la nature des Animaux, que le font ceux que m'a fait voir l'Infecte dont je vais donner l'Histoire, demandent, pour être admis, les preuves les plus évidentes. Il est arrivé plus d'une fois, que la précipitation, & l'amour du

①

Abb. 1: Titelblatt von Abraham Trembleys (1744) historischer Abhandlung über Hydren.



②

Abb. 2: Schwarzfigurige Vase aus der Berliner Antikensammlung; Herakles im Kampf mit der Hydra von Lerna (wahrscheinlich ein Kopffüßer).

Anfänger leicht beobachtbar. Gleichzeitig zeigen sie eine Vielzahl interessanter Lebenserscheinungen und eröffnen vielfältige Möglichkeiten der experimentellen Tätigkeit. Als ich vor fünf Jahren in einer Wasserprobe zufällig einen Süßwasserpolyphen der Art *Hydra viridissima* nach Hause gebracht habe und mikroskopisch beobachten konnte, wurde mein Interesse für diese Tiere geweckt. Nun habe ich

mich in im Rahmen einer schulischen Facharbeit intensiver mit *Hydra* beschäftigt, wobei ich bestrebt war, einzelne Aspekte der Lebensweise dieses mikroskopischen Wasserlebewesens durch wissenschaftliche Untersuchungen zu dokumentieren.

Aussehen und Aufbau der Süßwasserpolyphen

Die Gestalt der *Hydra*-Polypen ist schlauchförmig, wobei das geschlossene Schlauchende in der Regel fest am Substrat haftet und das freie offene Ende als einzige Körperöffnung eine Verbindung zwischen dem Außenmilieu und dem flüssigkeitsgefüllten Innenraum, dem Gastralraum, herstellt (Abb. 3). Die Mundöffnung dient sowohl der Nahrungsaufnahme als auch der Defäkation und liegt an der Spitze eines Mundkegels (Hypostom), der seinerseits von einer wechselnden Anzahl von fadenförmigen, hohlen Ausstülpungen der Körperwand, den Tentakeln, umgeben ist. Der Tentakelkranz markiert die Grenze zwischen Hypostom und Rumpf. Die Rumpfsäule lässt äußerlich keinerlei Gliederung erkennen, sodass eine axiale Zonierung in die drei funktionellen Einheiten Ga-

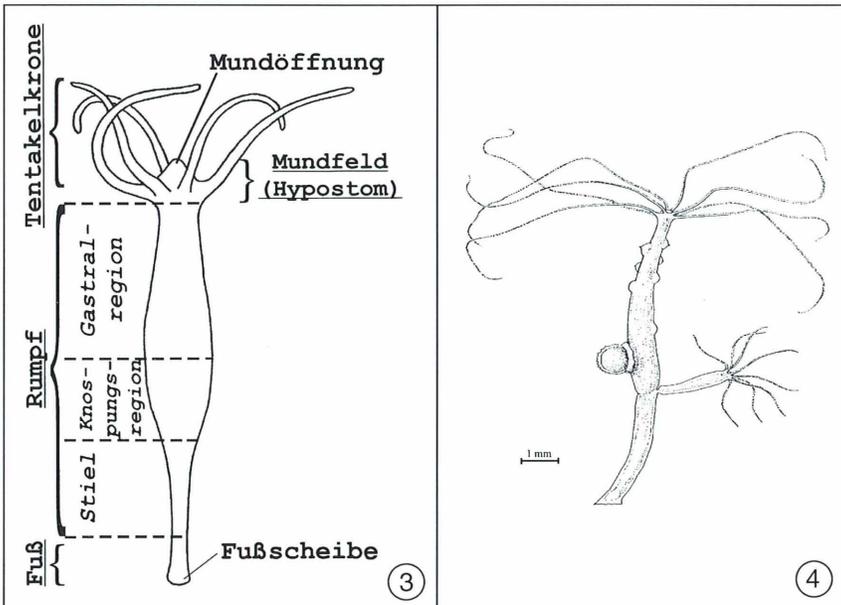


Abb. 3: Schematische Körpergliederung eines Süßwasserpolyphen. – Abb. 4: Habitusbild von *Hydra viridissima* (nach Holstein, 1995).

stralregion, Knospungsregion und Stiel erst bei Beobachtung der Lebenszyklen des Polypen möglich ist (Holstein, 1995). Das geschlossene Schlauchende schließlich wird als Fuß- oder Basalscheibe bezeichnet. Ein von den Zellen der Fußscheibe abgesondertes, klebriges Sekret ermöglicht dem Polypen die Anheftung an verschiedenste Substrate. Bemerkenswert ist weiterhin, dass der Polyp die Fähigkeit besitzt, durch Kontraktion innerhalb kürzester Zeit kugelförmige Gestalt anzunehmen.

Morphologische Eigenheiten von *Hydra viridissima*

Während einige Polypenarten nur auf zytologischer Ebene voneinander unterschieden werden können, ist *Hydra viridissima* für den Beobachter schon makroskopisch anhand seiner hellgrünen Färbung eindeutig identifizierbar. Diese ist auf symbiontische einzellige Algen der Gattung *Chlorella* zurückzuführen, die in die Zellen des Entoderms eingelagert sind.

Bei voller Streckung erreicht *Hydra viridissima* eine Rumpflänge von 8 bis 15 mm und erscheint sehr dünn. Die Tentakelzahl schwankt zwischen sechs und zwölf, wobei der Durchmesser bei sieben bis acht Fangarmen liegt. Die Tentakel sind in der Regel stern- oder glockenförmig um das Hypostom angeordnet. Hinsichtlich der geschlechtlichen Vermehrung ist der grüne Süßwasserpolymp ein Zwitter (Abb. 4).

Klassifikation

Der Naturforscher Abraham Trembley konnte die Zugehörigkeit der grünen Hydren zum Tierreich erst durch nähere Untersuchungen belegen. Verbesserte optische Hilfsmittel ermöglichten dann die Zuordnung zur Abteilung der Gewebetiere (Eumetazoa) im Unterreich der Vielzeller (Metazoa). Des Weiteren weist der von der Körperwand umgebene Gastralraum *Hydra viridissima* als Hohltier aus. Auf zytologischer Ebene sind die noch näher zu betrachtenden Nesselzellen besonders auffällig, weswegen die Hydratiere (Hydrozoa) zusammen mit den Korallen- oder Blumentieren (Anthozoa), den Scheibenquallen (Scyphozoa) und den Würfelquallen (Cubozoa) dem Stamm der Nesseltiere (Cnidaria) untergeordnet werden. Im Süßwasser sind die Cnidaria nur durch die Klasse der Hy-

drozoa vertreten. Da der grüne Süßwasserpolymp weder einen Generationswechsel zwischen Polyp und Meduse aufweist, noch kolonial lebt, wird er der Unterordnung Hydrina und schließlich der Familie Hydridae (Süßwasserpolympen) zugeordnet. Innerhalb dieser Familie gibt es nur die Gattung *Hydra*, welche in Mitteleuropa durch fünf Arten vertreten ist. Eine davon ist der grüne Süßwasserpolymp *Hydra viridissima*.

Lebensraum und geographische Verbreitung

Im Allgemeinen sind *Hydra*-Polypen in Süßwasseransammlungen verschiedenster Art anzutreffen. Die grüne *Hydra* bevorzugt stehende Gewässer, wie etwa Waldteiche, wo sie vor allem auf Wasserpflanzen angetroffen werden kann. Aber auch die Unterseiten von Steinen in relativ stark durchströmtem Wasser sind nicht selten von grünen Hydren besiedelt.

Süßwasserpolympen sind weltweit verbreitet. *Hydra viridissima* darf hierbei als echter Kosmopolit betrachtet werden, der auf allen Kontinenten mit Ausnahme der Antarktis lebt.

Lebensdauer

Besonders Tardent (1988) weist auf die potentielle Unsterblichkeit eines Süßwasserpolympen hin. Als Beweis für seine Annahme führt er zellbiologische Befunde an, welche darauf hindeuten, dass *Hydra* keinerlei Alterungsprozessen unterworfen ist. Die längste Zeit, die ein *Hydra*-Individuum unter Laborbedingungen überleben konnte, betrug jedoch drei Jahre.

Phylogenie

Die Nesseltiere (Cnidaria), denen die Süßwasserpolympen zugeordnet werden, stehen auf einer frühen Evolutionsstufe, bei der ein vielzelliges System aus spezialisierten Einzelzellen erste Schritte einer Arbeitsteilung aufweist. Holstein (1995) betont, dass *das kosmopolitische Verteilungsmuster der Hydra-Gruppe [...] darauf schließen [lässt], dass das Genus Hydra eine phylogenetisch sehr alte Gruppe ist und schon vor der Trennung der Kontinente im Mesozoikum vorhanden war.* Das Mesozoikum erstreckte sich über einen Zeitraum, der etwa 248 bis 65 Millionen Jahre zurück liegt.

Eine spätere weltweite Verbreitung scheint unwahrscheinlich, da bisher auf keiner der ozeanischen Inselgruppen *Hydra*-Arten beschrieben wurden. Zeitlich exakte Einordnungen in die Erdgeschichte sind jedoch nicht möglich, da bisher noch keine fossilen Überreste von Süßwasserpolyphen gefunden wurden.

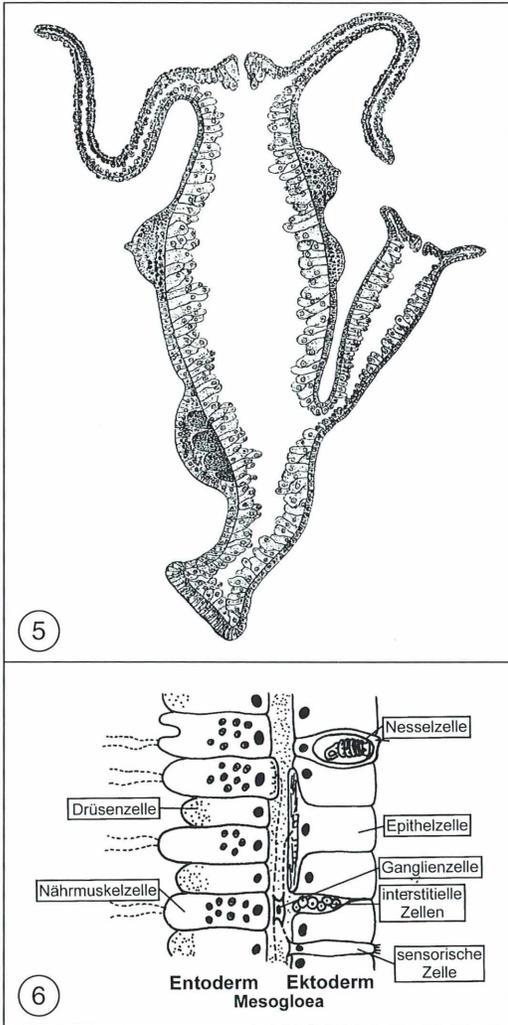


Abb. 5: Längsschnitt durch eine *Hydra* mit Hoden, Eiern und Knospe: Der zweischichtige Körperbau ist gut erkennbar (nach Steche, 1911). – Abb. 6: Schematischer Schnitt durch die Körperwand eines Süßwasserpolyphen mit Zellschichten und verschiedenen Zelltypen (nach Neuwirth-Schmidt, 1990).

Histologie

Hydra weist als einer der einfachsten Vielzeller sowohl einen epithelialen Bauplan als auch eine strukturelle und funktionelle Spezialisierung der Zellen und Zellverbände auf.

Die gesamte Körperwand des Polyphen ist zweischichtig (Abb. 5) und gliedert sich in die beiden Epithelien Ektoderm und Entoderm. Diese Zellschichten entsprechen den zwei Körperschichten (Keimblättern) der bei vielen Vielzellern während der Embryonalentwicklung auftretenden Gastrula. Zwischen Ektoderm und Entoderm liegt als nicht-zelliges Sekretionsprodukt der beiden Epithelien die dünne, kollagenhaltige Mesogloea als Stützlamelle. Das Ektoderm ist relativ dünn und bis auf wenige Stellen gleichartig. Bei *Hydra viridissima* unterscheidet es sich durch das Fehlen intrazellulärer Symbionten deutlich vom hellgrünen Entoderm.

Die Epithelien eines *Hydra*-Polyphen setzen sich aus höchstens 20 verschiedenen Zelltypen zusammen. Im Ektoderm finden sich beispielsweise Epithelmuskelzellen, Sinneszellen und Nesselzellen, während im Entoderm Nährmuskelzellen lokalisiert sind. Nervenzellen, Sinneszellen, Drüsenzellen und interstitielle Zellen sind in beiden Epithelien anzutreffen (Abb. 6). Die wichtigsten Zelltypen werden im Folgenden näher charakterisiert.

Zelltypen und ihre physiologische Bedeutung

Epithelzellen

Die zylindrischen Epithelzellen bilden den Grundbau sowohl des Ekto-, als auch des Entoderms. Alle anderen Zelltypen sind diesem Epithelverband an- oder eingelagert. Als häufigste Zellart haben sie vielfältige Aufgaben. Sie erfüllen die Funktion von Makrophagen, indem sie fremde oder absterbende Zellen als solche erkennen und phagozytieren. An der Basis der Epithelzellen sind Muskelfaserbündel vorhanden, welche die Muskulatur des Polyphen bilden.

Ektodermale Epithelmuskelzellen

Die Epithelmuskelzellen des Ektoderms bilden einen schützenden Abschluss des Polyphenkörpers nach außen hin. In dieser Funktion produzieren sie eine zarte Oberflächenabscheidung als Grenzschicht zur Umwelt. An dem der Me-

sogloea zugewandten Ende fallen längs verlaufende, T-förmige Verlängerungen der Basis auf, welche Muskelfibrillen enthalten. Diese glatten Muskelfasern des Ektoderms sind parallel zur Polypenachse angeordnet und ermöglichen durch ihre Kontraktion eine Verkürzung des Körpers (Längsmuskulatur). Zu erwähnen ist noch, dass die beschriebene Grundstruktur der Epithelmuskelzellen an den Enden des Tieres jeweils leicht modifiziert ist; so sind in den Zellen der Basalscheibe die Muskelfortsätze stark reduziert und die Zellen scheiden drüsenartig ein muköses Sekret zur Anheftung an den Untergrund ab. Darüber hinaus schließen die Epithelmuskelzellen der Tentakel als Batteriemutterzellen 8 bis 24 Nesselzellen in ihren Zellkörper ein und bilden mit ihnen eine funktionelle Einheit.

Entodermale Nährmuskelzellen

Bei den Epithelzellen des Entoderms spricht man von Nährmuskelzellen. An ihrer Basis befinden sich ebenfalls Muskelfortsätze. Die durch sie gebildete Ringmuskulatur ist senkrecht zur Achse des Polypen angelegt. Ihre Kontraktion wirkt antagonistisch zur ektodermalen Muskulatur und führt zu einer Streckung des Polypenkörpers. Durch kombinierten Einsatz von Längs- und Ringmuskulatur sind die Bewegungsmöglichkeiten des Polypen verhältnismäßig groß. Auffallend an den Nährmuskelzellen ist die distale Begeißelung mit zwei Cilien, sowie das vakuolenreiche Zellplasma. Die zyklische Veränderung des Vakuolenscheinungsbildes deutet auf die zweite große Funktion der Nährmuskelzellen hin, die Verdauung. Nahrungsteile aus dem Gastralraum werden durch die Cilien herbeigestrudelt, aufgenommen, verdaut und die unverdaulichen Reste schließlich wieder ausgestoßen. Bei *Hydra viridissima* sind in jede Nährmuskelzelle außerdem 15 bis 20 *Chlorella*-Grünalgen eingelagert.

Entodermale Drüsenzellen

Die entodermalen Drüsenzellen der Gastralregion können an ihrem kolbenförmigen Erscheinungsbild erkannt werden. In ihrem apikalen Plasmabereich finden sich zahlreiche Sekretgranula, deren Inhalt in den Gastralraum ausgeschüttet werden kann. In der Systematik der Drüsenzellen unterscheidet man die mukösen Zellen (Schleimzellen) der Hypostomalregion und die zymogenen Zellen (eigentliche Drüsen-

zellen) des Gastralraums. Erstere scheiden ein Sekret ab, das die Aufnahme des Beutetieres durch die Mundöffnung erleichtert. Letztere hingegen helfen durch ihre Abscheidungen, die Beute chemisch zu zerkleinern.

Nervenzellen

Das Nervensystem von *Hydra* stellt eines der einfachsten schlechthin dar. Es wird mit seiner diffusen Organisation und seinem netzartigen Aufbau in vielen Lehrbüchern beispielhaft angeführt. Allgemein unterscheidet man im Nervensystem von *Hydra* die sensorischen Zellen und die eigentlichen Ganglienzellen.

Sensorische Zellen: Die sehr schlanken Sinneszellen sind im Ektoderm des Polypenkörpers peripher lokalisiert. Sie tragen am Außenende ein Cilium. Durch dieses sind sie in der Lage, mechanische und chemische Reize, sowie Lichtreize der Umgebung wahrzunehmen. Zum Zweck der Erregungsleitung stehen sie an ihrem basalen Ende in synaptischem Kontakt mit Neuronen.

Ganglienzellen: Die kleinen, länglich-ovalen Neuronen sind im Gegensatz zu den Sinneszellen ganz an der Basis der Epithelzellen zu finden. Die in *Hydra* vorkommenden bi- und multipolaren Ganglienzellen sind hinsichtlich ihrer Erregungsleitung isopolar, sodass kein Unterschied zwischen Dendriten und Axonen besteht. Die Neuronen stehen sowohl untereinander als auch mit den Sinneszellen und den Epithelmuskelzellen in Verbindung. Ihre Gesamtheit bildet ein Nervennetz, dessen Dichte im Kopf- und Fußbereich zwei bis vier mal höher ist als im Rumpf. Im Hypostom des Polypen ist ein lockerer Nervenring vorhanden.

Interstitielle Stammzellen

Die interstitiellen Stammzellen der Süßwasserpolyphen wurden von Nikolaus Kleinenberg entdeckt. Er beschreibt sie in seiner 1872 veröffentlichten Abhandlung über *Hydra* folgendermaßen: *In der Folge der eigenthümlichen Gestaltung dieses Gewebes* [des Ektoderms] *entsteht zwischen den an einander gefügten Basen der Zellkörper [...] ein System von communicierenden Lücken. Diese werden ausgefüllt von einem Gewebe, welches ich seiner topographischen Beziehung zu dem andern wegen als interstitielles Gewebe des Ectoderms bezeichnen werde. [...] Diese Zellen* [die interstitiellen Zellen] *sind spindelförmig oder zu kleinen Plättchen ausgebreitet, ihr Plasma ist dicht und kör-*

nig und umgibt einen relativ grossen, oft die Hauptmasse bildenden Kern.

Die interstitiellen Zellen (I-Zellen) sind hauptsächlich in der Gastralregion zu finden. Sie besitzen durch amöboide Bewegungsercheinungen die Möglichkeit zur Ortsveränderung. In ihrer Funktion stellen die I-Zellen eine Population multipotenter Zellen dar, die durch ihre ständige Proliferation den Wiederaufbau verloren gegangener oder verbrauchter Elemente des Polypenkörpers ermöglichen und das hohe Regenerationsvermögen, sowie letztendlich die potentielle Unsterblichkeit eines Polypen begründen. Des Weiteren differenzieren sich aus den I-Zellen verschiedene somatische Zelltypen, vor allem die noch näher zu betrachtenden Nesselzellen. Nicht zuletzt haben die I-Zellen die Aufgabe der Bildung von Keimzellen in der Sexualperiode; aus ihnen entwickeln sich Spermatozoen beziehungsweise Eier.

Nesselzellen

Die Nesselzellen (Cnidocyten, Nematocyten) als charakteristischer Zelltyp der Cnidaria sind ein Differenzierungsprodukt der interstitiellen Zellen, aus denen sie über den Zwischenschritt der Nematoblasten entstehen. Der Ort der Differenzierung ist die Gastralregion, von wo aus die Nematocyten in die Batteriemutterzellen der Tentakel einwandern. Die Nesselzellen dienen der Verteidigung und dem Beutefang. Die in ihnen enthaltenen Nesselkapseln (Nematocysten, Cniden) stellen eines der am kompliziertesten geformten Sekrete des Tierreiches dar. *Hydra viridissima* produziert vier verschiedene Kapseltypen (Abb. 7). Alle Kapseln sind mit Flüssigkeit gefüllt und mit einem Deckel verschlossen. Die Kapselwand setzt sich nach innen in einen hohlen Faden fort, der bei Entladung herausgeschleudert wird (Abb. 8). Ein sensorischer, durch die Außenfläche des Poly-

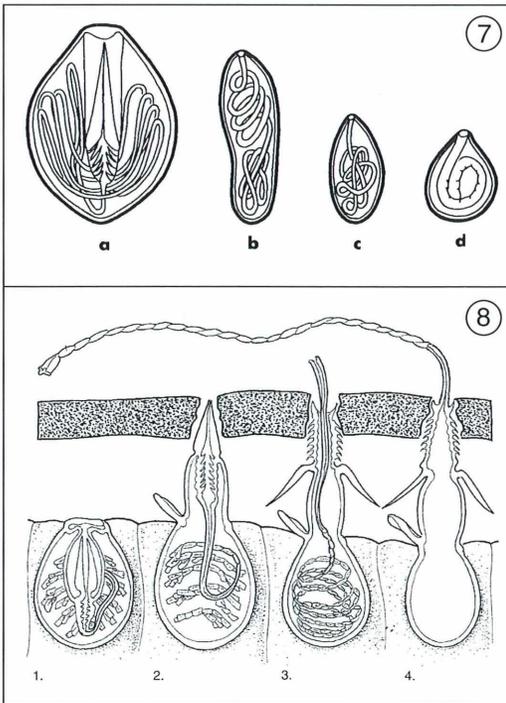


Abb. 7: Nesselkapseltypen von *Hydra viridissima*. a Stenotele, b holotriche Isorhize, c atrische Isorhize, d Desmoneme (nach Holstein, 1995). – Abb. 8: Entladungsstadien einer Nesselkapsel (nach Moore, 2001).

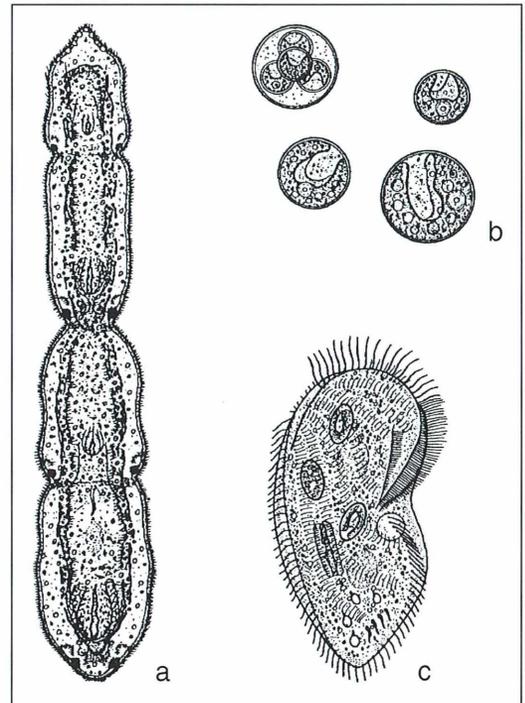


Abb. 9: a Ketten-Strudelwurm *Microstomum li-neare*, ein Fressfeind der Hyden. b Die grüne Kugelalge *Chlorella vulgaris* lebt symbiontisch in *H. viridissima*. c Kommensalisches Wimpertierchen *Kerona polyporum*, die nierenförmige Polypenlaus.

pen ins Wasser ragende, stiftförmiger Zellfortsatz (Cnidocil) kann die Entladung bewirken. Jede Nesselzelle kann nur ein einziges Mal entladen werden. Einen ersten Kapseltyp stellen die Stenotelen (früher Penetranten) dar, deren giftgefüllter Nesselfaden mit Stiletten und Dornen bewehrt ist. Die Desmonemen (früher Volventen) sind mit einem spiraligen Faden ausgestattet. Die Isorhizen (früher Glutinanten) schließlich lassen sich in zwei Typen unterteilen, die sich in der Anordnung des Nesselfadens unterscheiden.

Feinde

Zu einem der wenigen Feinde der Süßwasserpolyphen zählt der Strudelwurm *Microstomum lineare* (Abb. 9a), der *Hydra* nicht nur frisst, sondern die dabei verschlungenen und noch funktionsfähigen Nesselzellen in seine eigenen Hautzellen einbaut und diese Kleptokniden genannte Organellen als Verteidigungswaffe verwendet. Außerdem ernährt sich die Schnecken-gattung *Lymnaea* unter anderem von Süßwasserpolyphen.

Symbionten

Der grüne Süßwasserpolyph lebt in Symbiose mit einzelligen Grünalgen der Gattung *Chlorella* (Abb. 9b). Deren Gesamtzahl in allen Ektodermzellen eines Polyphen beläuft sich auf etwa 100.000. Die Grünalgen sind etwa 5–6 µm groß und fast gänzlich von einem becherförmigen Chloroplasten ausgefüllt.

Bei der Symbiose handelt es sich vornehmlich um den Austausch von Assimilationsprodukten; die Algen empfangen vom Polyphen Kohlenstoffdioxid und Aminosäuren, während sie im Gegenzug Maltose aus ihrer Photosynthese abgeben.

Kommensalen

Frisch gesammelte Hydren sind häufig mit verschiedenen Arten von Epibionten besiedelt. Bemerkenswert bei allen diesen Tieren ist der bisher ungeklärte Sachverhalt, dass sie trotz lebhafter Bewegung auf dem Polyphenkörper die Nesselzellen nicht zur Explosion bringen. Unter den Kommensalen dominieren zwei Arten von einzelligen Wimpertierchen. Die häufigste Art

stellt hierbei *Kerona polyporum* (Abb. 9c) dar, eine ovale Zelle, die rastlos auf dem Polyphenkörper umher kriecht. Die zweite Art ist *Trichodina pediculus*. Ihre Vertreter können sich mit einer Art Saugnapf an der Körperoberfläche des Polyphen anheften. Beide Kommensalen phagozytieren anfallende Nahrungsreste des Wirtes und Bakterien, ohne *Hydra* dabei Schaden zuzufügen.

Parasiten

Bei den Parasiten der Süßwasserpolyphen seien an dieser Stelle nur die zwei wichtigsten genannt. Zu einem der harmloseren von ihnen zählt der Wasserfloh *Anchistropus*, der Zellen aus dem Polyphenektoderm herausraspelt. Die dadurch entstehenden Wunden können vom Polyphen aber leicht durch seine hohe Regenerationspotenz geschlossen werden. Schwerwiegender ist ein Befall mit *Hydramoeba hydroxena*. Diese Amöbenart zerfrisst den Polyphen, indem sie ganze Zellen phagozytiert.

Literaturhinweise

- Deckart, M.: Die Nesselkapseln von *Hydra*. Mikrokosmos 42, 265–269 (1952/53).
- Holstein, Th.: Cnidaria: Hydrozoa. In: Brauer, A. (Begr.); Schwoerbel, J., Zwick, P. (Hrsg.): Süßwasserfauna von Mitteleuropa, Band 1/2+3. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Kleinenberg, N.: *Hydra*. Eine anatomisch-entwicklungsgeschichtliche Untersuchung. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig 1872.
- Storch, V., Welsch, U.: Kükenthal – Zoologisches Praktikum. 23. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Stuttgart 1999.
- Moore, J.: An introduction to the invertebrates. Studies in biology. Cambridge University Press, Cambridge 2001.
- Steche, O.: *Hydra* und die Hydroiden. Monographien einheimischer Tiere, Band III. Verlag Dr. Werner Klinkhardt. Leipzig 1911.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. Ein Bestimmungsbuch. 9. Auflage, Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.
- Tardent, P.: *Hydra*. Veröffentlichungen der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich. Orell Füssli, Zürich 1988.
- Trembley, A.: Mémoires pour servir à l'histoire d'un genre des polypes d'eau douce à bras en forme de cornes. Leiden 1744.

Verfasser: Matthias Haas, Johann-Flierl-Str. 4, D-91564 Neuendettelsau, Tel.: 098 74/42 67, e-mail: Ph.Haas@t-online.de

Beobachtungen zur mikroskopischen Anatomie der Apfelsinenschale

Hans-Peter Elsässer

Apfelsinen (*Citrus sinensis*) erfreuen sich als Obst besonders in den Wintermonaten großer Beliebtheit. Hierbei steht vor allem das Fruchtfleisch im Mittelpunkt des Interesses, während die Schale im Allgemeinen als nicht zum Verzehr geeigneter Anteil verworfen wird. Für den Mikroskopiker hält sie aber eine Reihe interessanter Strukturen bereit, die aufgrund der festen Konsistenz der Schale durch einfach auszuführende Handschnitte ohne großen Aufwand erschlossen werden können.

Schneidet man eine Apfelsine in der Mitte durch, erkennt man ohne weiteres die makroskopische Gliederung in das Fruchtfleisch und die das Fruchtfleisch umgebende Schale (Perikarp). Am Perikarp lassen sich seinerseits drei Schichten unterscheiden: Exokarp, Mesokarp und Endokarp. Das nach außen weisende Exokarp und das dem Fruchtfleisch anliegende Endokarp sind aus nur wenigen Zellschichten aufgebaut, während das zwischen ihnen liegende Mesokarp den Hauptteil der Schale ausmacht (Kaussmann und Schiewer, 1989).

Exokarp

Das Exokarp begrenzt die Frucht und bildet die Oberfläche, die unmittelbar mit der Umgebung in Kontakt tritt. Diese Oberfläche ist mit einer dünnen Cuticula überzogen. Diese löst sich in kleinen Tafeln ab, wenn man einen spitzen Gegenstand vorsichtig über die Oberfläche zieht, was mit einer Stereolupe gut beobachtet werden kann. Man kann die Cuticula auch mit einem Stück Tesastreifen, den man zunächst auf die Orangenoberfläche klebt, abziehen. Der Tesastreifen wird auf einen Objektträger geklebt und kann so mikroskopiert werden. Da auch bei diesem Verfahren die Cuticula in Fragmente zerbricht, erkennt man ein Mosaik aus kleinen Wachstafeln (Abb. 1a). An einigen Stellen ist die Form der unter der Cuticula gelegenen Epidermiszellen zu sehen. Außerdem erkennt man charakteristische runde oder ovale Aussparungen, die Spaltöffnungen anzeigen. Tatsächlich sieht man bereits in der Stereolupe kleine runde

Punkte, die von diesen Spaltöffnungen herrühren. Abdrücke der Epidermiszelle und der Spaltöffnungen lassen sich noch besser darstellen in Oberflächenabdrücken mit UHU-Kraft. Hierzu bringt man eine dünne Schicht des Klebers auf eine nicht zu große Fläche auf und lässt vollständig trocknen. Die ausgehärtete Kleberschicht kann leicht abgezogen und auf einen Objektträger überführt werden. Der Abdruck kann ohne Deckglas mikroskopiert werden (Abb. 1b).

Zur besseren Darstellung der Spaltöffnungen eignen sich Tangentialschnitte, die man einfach mit der Rasierklinge als Handschnitte herstellt. Für eine gute Transparenz der Schnitte habe ich diese in Hoyer'schem Gemisch (200 g Chloralhydrat, 30 g Gummi arabicum, 20 ml Glycerin, 50 ml destilliertes Wasser; Wurst, 1988) eingedeckt, in dem sie auch länger aufbewahrt werden können. Das Maximum an Transparenz ist hierbei erst nach ein paar Tagen erreicht. Da Tangentialschnitte von einer konvexen Oberfläche meist in der Mitte die größte Dicke aufweisen, empfiehlt es sich, die Randbereiche mehrerer Schnitte abzusuchen, um dort schöne Exemplare von Spaltöffnungen zu finden (Abb. 1c, d).

Herstellung von Schalenquerschnitten

Für die weitere Analyse der Orangenschale sind Querschnitte notwendig. Hierzu löst man ein größeres Schalenstück von der Frucht, schafft mit einer Rasierklinge an einer Seite eine plane Schnittfläche und nimmt von dieser dann dünne Handschnitte ab. Dies gelingt leicht

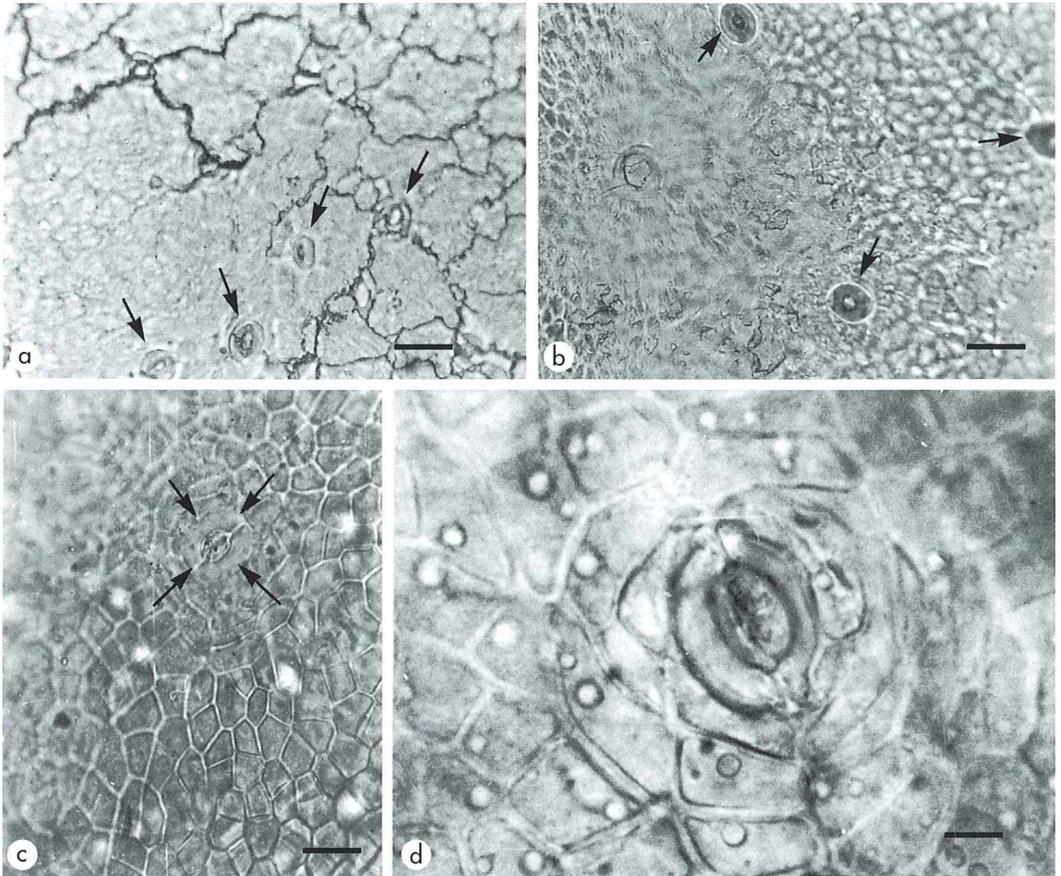


Abb. 1: Darstellung der Schalenoberfläche. **a** Abzug der oberflächlichen Cuticula mit Hilfe von Tesafilm. Die wachsartige Cuticula ist entlang der dunklen Bruchlinien in Fragmente zerfallen. Die Pfeile kennzeichnen Abdrücke von Spaltöffnungen in der Cuticula. **b** Abdruck der Orangenoberfläche mit Hilfe von UHU-Kraft. Man sieht teilweise die Umrandung der oberflächlichen Zellen sowie einige Abdrücke von Spaltöffnungen (Pfeile). **c** Transversaler Flachschnitt durch die obersten Zellschichten der Schale. Die Schnitte wurden in Hoyer'schem Gemisch eingedeckt und mikroskopiert. Deutlich erkennt man die Umrisse der obersten Zellen, zwischen denen eine Spaltöffnung liegt (Pfeile). **d** Bei höherer Vergrößerung erkennt man deutlich die Schließzellen der Spaltöffnung. Die Bilder wurden im Durchlicht bei etwa $\frac{2}{3}$ geschlossener Kondensorblende angefertigt. Maßstrich: a–c 50 μm , d 10 μm .

ohne Holundermark oder ähnliche Hilfsmittel, da die Schale dick und von fester Konsistenz ist. Die Schnitte können in Wasser als Frischpräparate angeschaut werden. In Hoyer'schem Gemisch erlangen auch etwas dickere Schnitte eine ausreichende Transparenz und können außerdem über längere Zeit aufbewahrt werden. Alternativ wurden kleine Stücke (ca. 1–2 mm Kantenlänge) der Schale in einem Gemisch aus 2,5% Paraformaldehyd, 2,5% Glutaraldehyd

und 0,025% Pikrinsäure über Nacht bei Raumtemperatur fixiert (Ito und Karnovsky, 1968). Danach wurde das Gewebe in 0,1 M Cacodylatpuffer, pH 7,3, gewaschen und anschließend osmiert. Nach Entwässerung wurden die Schalenstücke in Eponharz eingeschlossen. Von dem so vorbereiteten Gewebe konnten nun etwa 1 μm dünne Schnitte mit Glasmessern hergestellt werden. Diese Schnitte wurden mit der Richardson Lösung (je 0,25%

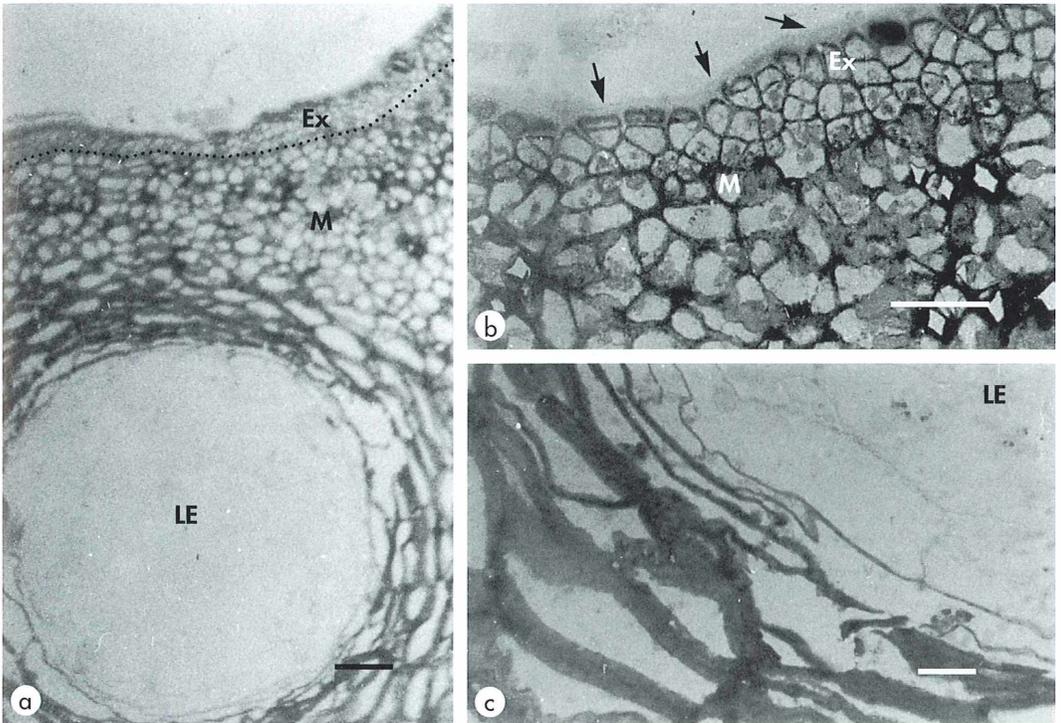


Abb. 2: Querschnitte durch eine Orangenschale. a Übersichtsvergrößerung, in der das Exokarp (Ex) und das Mesokarp (M) zu erkennen sind, wobei die gestrichelte Linie etwa die Grenze dieser beiden Schichten anzeigt. Im Mesokarp sieht man den Anschnitt eines lysigenen Exkretbehälters (LE). Beachte, dass die Mesokarpzellen zum Exkretbehälter hin mehr und mehr abflachen. b Ausschnittvergrößerung von Exokarp (Ex) und angrenzendem Mesokarp (M). Die Exokarpzellen sind deutlich kleiner als die Mesokarpzellen. Die äußerste Exokarpzellschicht ist mit der wachsartigen, homogenen, circa $1,9 \mu\text{m}$ dicken Cuticulaschicht überzogen (Pfeile). c Ausschnittsvergrößerung aus dem Wandbereich eines lysigenen Exkretbehälters (LE). Die Zellwände der abgeflachten Mesokarpzellen werden immer dünner, bis sich die Zelle auflöst und so zur Bildung des Behälterinhaltes beiträgt. Zellreste sind noch im Lumen des Behälters zu erkennen. Es handelt sich um mit Richardson Lösung gefärbte Schnitte von in Epon eingebetteten Schalen. Maßstrich: a und b $100 \mu\text{m}$, c $10 \mu\text{m}$.

Natriumtetraborat, Metylenblau und Azur II; Richardson *et al.*, 1960) gefärbt (für eine ausführliche Anleitung hierzu siehe Methodenbücher zur Elektronenmikroskopie).

Histologie von Schalenquerschnitten

Das Exokarp besteht aus der wachsartigen Cuticula und einem aus 3–4 Zellschichten aufgebautem Abschlussgewebe (Epidermis; Abb. 2a, b). Diese Zellen enthalten kleine gelbe Granula, die aber nur an frischen, in Wasser eingedeck-

ten Schnitten zu sehen sind. Diese Chromoplasten geben der Orangenschale ihre typische Farbe. An das Exokarp schließt sich das Mesokarp an. Es besteht aus etwa doppelt so großen Zellen wie die Epidermis (Abb. 2a, b). Nimmt man ein größeres Stück Orangenschale und knickt es, so dass die Oberfläche überdehnt wird, treten an vielen Stellen Tropfen einer leicht beweglichen Flüssigkeit aus, ein ätherisches Öl, das den typischen Orangeruch verbreitet. Diese Flüssigkeit befindet sich in Hohlräumen des Mesokarps (Abb. 2a). Das Oberflächenepithel ist über diesen Hohlräumen

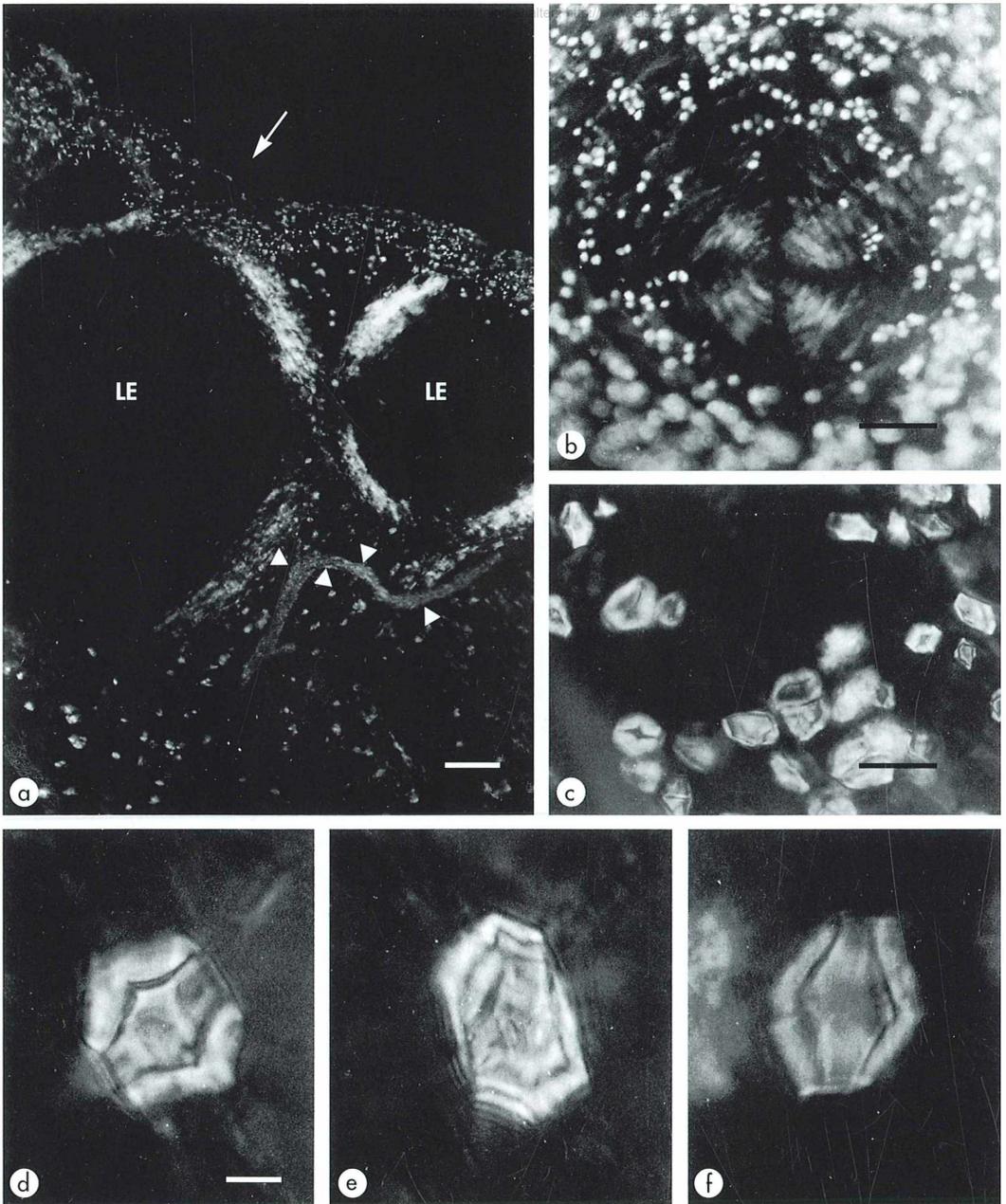


Abb. 3: Querschnitte durch Orangenschalen im polarisierten Licht. a Übersichtsaufnahme, in der drei unterschiedliche Strukturen im polarisierten Licht aufleuchten: Wände an der Grenze lysigener Exkretbehälter (LE), Kristalle, die hier als Granulierung zu sehen sind, sowie Gefäßbündel (Pfeilspitzen). Das Exokarp ist am oberen Pol des großen Behälters eingezogen (Pfeil). Betrachtet man eine solche Stelle in einem Transversalschnitt im polarisierten Licht (b), so sieht man ebenfalls aufleuchtende Zellwandstrukturen, wobei dieses Areal frei von Kristallen ist. c-f Bei höheren Vergrößerungen erkennt man den meist sechseckigen Aufbau der Kristalle. Da bei Behandlung der Schnitte mit verdünnter Salzsäure die Kristalle ohne Gasbildung verschwanden, handelt es sich vermutlich um Oxalatkristalle. Beachte auch in a, dass in den oberen Schichten viele kleinere Kristalle vorkommen, während in den tieferen Schichten größere vereinzelte Kristalle zu sehen sind. Die Kristalle in c-f sind aus den tieferen Schichten. Es handelt sich um in Hoyer'schem Gemisch eingedockte Handschnitte. Maßstrich: a 200 μm , b 100 μm , c 50 μm und d-f 10 μm .

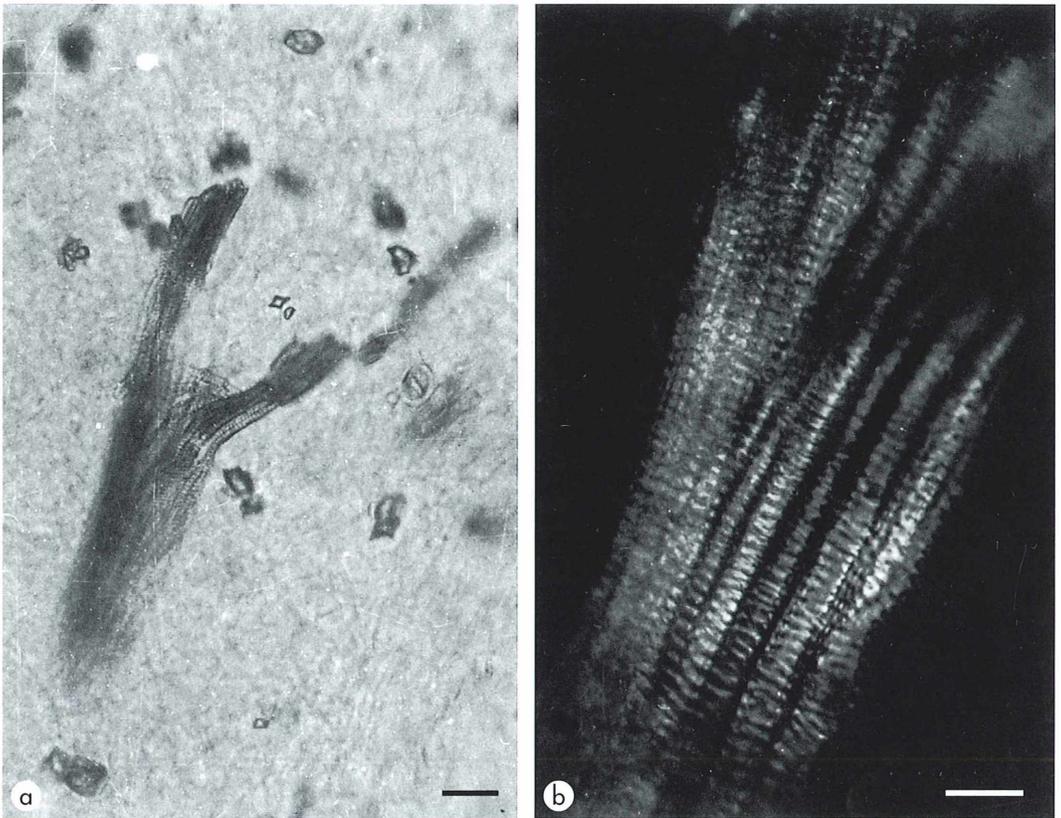


Abb. 4: Darstellung der Gefäßbündel. **a** Aufnahme im Durchlicht mit circa $\frac{2}{3}$ geschlossener Kondensorblende. Das Gefäßbündel, in dem zum Teil einzelne Gefäße zu erkennen sind, teilt sich in zwei Stränge auf. **b** Betrachtet man Gefäßbündel im polarisierten Licht, sieht man besonders schön die Ringstrukturen, welche die Gefäßwände hier definieren. Es handelt sich um in Hoyer'schem Gemisch eingedockte Handschnitte. Maßstrich: **a** 50 μm , **b** 20 μm .

etwas eingezogen (Abb. 3a), wodurch die unregelmäßige Oberfläche der Orange entsteht. Mit Geduld und etwas Übung können diese Hohlräume, zumindest partiell, auch mit Handschnitten dargestellt werden. Betrachtet man auf Semidünnschnitten die Zellen, die die mit Flüssigkeit gefüllten Hohlräume umgeben, so beobachtet man, dass mit Annäherung an den Hohlraum die Zellwände immer dünner werden (Abb. 2a, c). Die Begrenzung des Hohlraums bilden sehr dünnwandige Zellen oder Zellen, deren Zellbegrenzung bereits aufgerissen ist. Der Hohlraum entsteht also durch gezielte Auflösung von Zellen, wobei die freigesetzten Zellbestandteile zumindest einen Teil des eingeschlossenen ätherischen Öls bilden. So

entstandene, mit Flüssigkeit gefüllte Hohlräume nennt man lysigene Exkretbehälter (Strasburger *et al.*, 1978). Je näher die Zellen zum Hohlraum hin liegen, umso langgestreckter sind sie. Außerdem beobachtet man, dass ihre Zellwände im polarisiertem Licht aufleuchten, so dass die lysigenen Behälter gewissermaßen nachgezeichnet werden (Abb. 3a, b).

Kristalle und Gefäße im polarisierten Licht

Einzelne Zellen des Exokarps und des Mesokarps beinhalten noch Kristalle, die allerdings ohne Hilfseinrichtung nur schwer zu erkennen sind. Erst im polarisierten Licht leuchten sie auf

(Abb. 3). Meist sind die Kristalle in den tiefer gelegenen Zellschichten größer als in den oberflächlichen Zellen. Zur näheren Charakterisierung der Kristalle wurde Salzsäure unter das Deckglas gezogen. Eine solche Behandlung führte zur Auflösung der Kristalle, ohne dass Gasbläschen zu beobachten waren. Dies lässt darauf schließen, dass es sich um Calciumoxalat-Kristalle handelt (Braune *et al.*, 1979). Einige große Einzelkristalle sind in Abbildung 3 d bis f dargestellt.

Im Gewebe unter den lysigenen Exkretbehältern sowie zwischen diesen findet man Gefäße, die zu Bündeln zusammengefasst sind (Abb. 4a). Auch diese Strukturen leuchten im polarisierten Licht auf, wenn auch schwächer als die beschriebenen Kristalle oder die Zellwände um die lysigenen Exkretbehälter (Abb. 3a und 4b). Die Wände der Gefäße weisen ringförmige Verstärkungen auf, was besonders gut im polarisierten Licht zu sehen ist (Abb. 4b). Mit Safranin O färben sich die Gefäße rotbraun, was auf eine Verstärkung durch Einlagerung von Ligninen hinweist. Die Gefäße reichen bis in das Ge-

webe zwischen den lysigenen Exkretbehältern, wurden aber nicht in den obersten Zellschichten beobachtet.

Literaturhinweise

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenbotanisches Praktikum I. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1979.

Ito, S., Karnovsky, M. J.: Formaldehyde-glutaraldehyde fixatives containing trinitro compounds. *J. Cell Biol.* 39, 168–169 (1968).

Kaussmann, B., Schiewer, U.: Funktionelle Morphologie und Anatomie der Pflanzen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1989.

Richardson, K. C., Jarret, L., Finke, E. H.: Embedding in epoxy resins for ultrathin sectioning in electron microscopy. *Stain Technol.* 35, 31 (1960).

Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1978.

Wurst, E.: Milben an Hummeln und Honigbiene. *Mikrokosmos* 77, 33–37 (1988).

Verfasser: Prof. Dr. Hans-Peter Elsässer, Auf dem Wulf 31, D-35041 Marburg
e-mail: elsaesse@mailers.uni-marburg.de

Mikro-Cartoon

1. Mai 2002: Im Berliner Umland Riesenamöbe gesichtet?

Am 1. Mai 2002 trafen sich die Berliner Mikroskopiker traditionsgemäß wieder zu einer besonderen Aktion. Wie schon einige Male zuvor hatte Dr. Gerhard Teichert zu seinem vor den südlichen Toren Berlins gelegenen Wochenenddomizil eingeladen, um dort die schöne Landschaft zu genießen und bei einer Wanderung Proben zu nehmen. Nach dieser Exkursion wurde dann im Freien am Rande des seit einiger Zeit zum „Biotopf“ umfunktionierten Swimmingpools bei schönstem Sonnenwetter mikroskopiert.

Ob die Amöbe, die gerade gesichtet wurde, wirklich so groß war, wie es der erste Vorsitzende der BMG, Klaus Hausmann, einigen der Mitglieder beim Freiluft-Mikroskopieren eindringlich vermitteln möchte, wird von den skeptischen Mikroskopikern doch wohl eher bezweifelt (Abb. 1).



Abb. 1: Mikroskopiker-Latein: Sooo groß war die Amöbe, mindestens! (Foto: Gerhard Teichert, Berlin)

Hardware und Software für Mikroskopiker – Die Adaption der NIKON Coolpix 990 und die Anwendung aktueller Programme zur Bildbearbeitung

Gerd Günther

Im Zuge der rasanten Entwicklung im Bereich der digitalen Kameras und der PC-Software werden die entsprechenden Produkte auch für den Mikroskopiker immer interessanter. Veröffentlichungen im MIKROKOSMOS zu diesem Thema häufen sich in den letzten Jahren. Im Folgenden soll versucht werden, den aktuellen Entwicklungsstand der Digitaltechnik exemplarisch vorzustellen. Anregungen für die Arbeit mit dieser Technik kommen nicht zuletzt aus den zahlreichen Veröffentlichungen im MIKROKOSMOS zum Thema Videomikroskopie und deren Anwendung.

Der Markt der digitalen Consumerkameras ist in den letzten Jahren explosionsartig gewachsen. Die Preisentwicklung in diesem Segment ist dementsprechend verbraucherfreundlich geworden. Diejenigen Spezialgeräte, die zur professionellen Dokumentation am Mikroskop angeboten werden, waren leider bisher von der günstigen Preisentwicklung ausgenommen. Viele der aktuellen Consumerkameras können jedoch mit Erfolg in der mikroskopischen Dokumentation eingesetzt werden. Im ersten Teil des folgenden Berichtes wird exemplarisch die Adaption einer NIKON Coolpix 990 beschrieben.

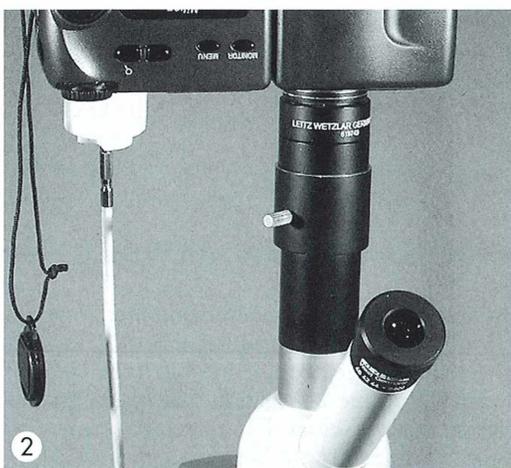
Der zweite Teil des Berichtes befasst sich mit den Möglichkeiten der elektronischen Bildverarbeitung (EBV) in der mikroskopischen Dokumentation. Auch hier hat es in den vergangenen Jahren, nicht zuletzt im Gefolge der Digitalkameras, eine stürmische Entwicklung gegeben. Lange Sitzungen in der Dunkelkammer werden Dank der Möglichkeiten der aktuellen Programme überflüssig. Viele Verfahren, die im MIKROKOSMOS zum Thema Videomikroskopie beschrieben wurden (Kontrastverstärkung, Retusche), sind in den aktuellen Programmen zur Bildbearbeitung implementiert. Die Anregung für einige der vorgestellten Verfahren stammen aus Veröffentlichungen in dieser Zeitschrift (siehe Literaturhinweise).

Hardware – Adaption der NIKON Coolpix 990

Im Gegensatz zu Spiegelreflexkameras haben fast alle Digitalkameras unter € 1500,- ein fest angebautes Objektiv. Die mechanische Voraussetzung für eine erfolgreiche Adaption ist das Vorhandensein eines Filtergewindes, um eine sichere und zentrierte Verbindung mit der Optik des Mikroskops herzustellen. Diese Voraussetzung erfüllt nur ein geringer Teil der angebotenen Kameras. Die optischen Voraussetzungen sind bekannt: Ein Okular projiziert das Bild ins Unendliche, das auf Unendlich fokussierte Kameraobjektiv bildet es auf dem Film oder bei Digitalkameras auf dem Sensor ab. Die Daten der meisten Objektive in diesem Kamerasegment sind nicht beschaffbar, daher kommen nur zwei Lösungen der Adaption in Frage:

1. Käuflicher Erwerb eines passenden Adapters zur Kamera. Die Mikroskophersteller kennen die Daten der Kameraobjektive aus ihrem Hause und bieten jeweils kompatible Systeme an (Nikon, Olympus, Zeiss/Sony).

2. Eigene Versuche mit vorhandenem Material. Die Tücke einer Adaption steckt in der Pupillenabbildung (persönliche Mitteilung B.-J. Lau). Oft passen Austrittspupille des Okulars und Eintrittspupille des Objektivs nicht zusammen. Es kommt zu Vignettierungen unterschiedlicher Ausprägung. Brillenträgerokulare sind von Vorteil aufgrund der höher liegenden



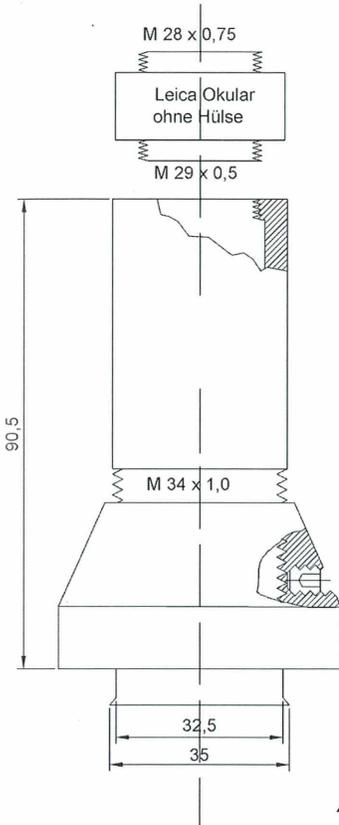
Austrittspupille. Wenn die Eintrittspupille des Objektivs jedoch weit im Inneren liegt, gibt es auch hier Abschattungen. Die vorliegende Adaption wird mit einem Leica Okular erstellt. Es handelt sich um das Okular Nummer 11519749 (aus Leica DM-IL), welches auch noch bei Leica verfügbar ist (ca. € 200,-). Der entscheidende Vorteil hierbei ist das Außengewinde am Okular (für eine Augenmuschel bei Benutzung ohne Brille) der Dimension $M28 \times 0,75$, welches exakt in das Filtergewinde des Coolpix-Objektivs passt (Abb. 1). Das andere Ende des Okulars wird unterschiedlich behandelt:

1. Für die Verwendung in einem Hertel & Reuss Mikroskop der Serie Cn wird es in den vorhandenen monokularen Fototubus gesteckt und mittels Klemmschraube so in der Höhe fixiert, dass visuelles und kameraseitiges Bild scharf sind. Der mechanische Eingriff in das vorhandene Material beschränkt sich hierbei auf das Abdrehen eines Gewindes am Fototubus von Hertel & Reuss, welches für die Aufnahme eines Kleinbildspiegelreflex-Adapters vorgesehen war (Abb. 2).

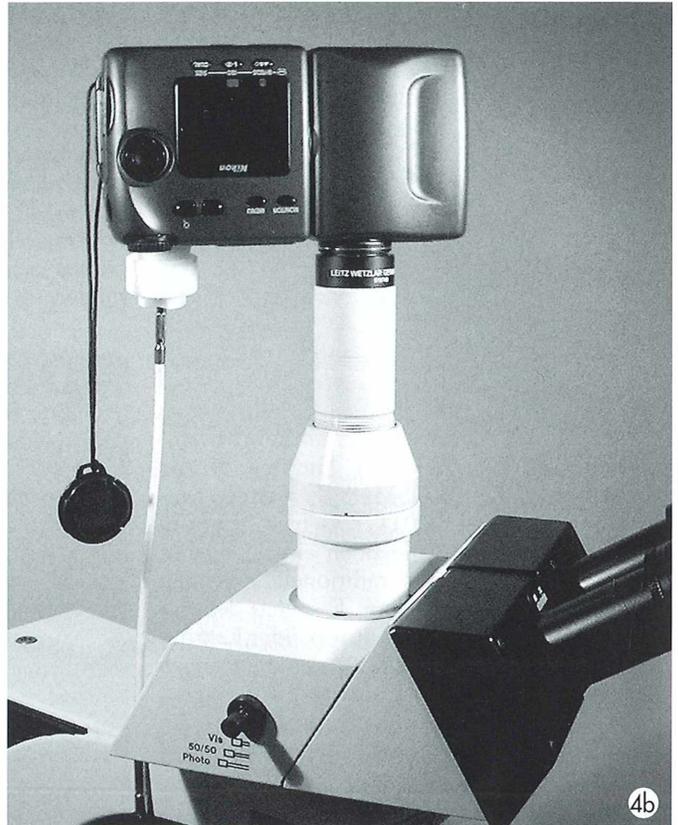
2. Für die Verwendung an einem Leica DMLB musste ein Adapterstück angefertigt werden (Abb. 3b und 4a). Dieses verbindet den Fototubusausgang des trinokularen Einblickes und das Okular, welches hierfür vom Unterteil für die Steckung in Normtuben befreit wird. Das Feingewinde des Okulars sorgt für eine formschlüssige Verbindung (Abb. 3a). Für die exakte Justage (visuelles und kameraseitiges Bild scharf) wurde noch ein Gewinde zur Längenva-riation vorgesehen. Nach dem Ausrichten erfolgt die Klemmung mit einer Madenschraube (Abb. 3b).

Die mechanische Adaption ist damit abgeschlossen. Die montierte Einheit ist auf Abbildung 4b zu sehen. Die optische Qualität der Adaption mit dieser empirischen Kombination ist ausgezeichnet. Lediglich ab einer Weitwin-

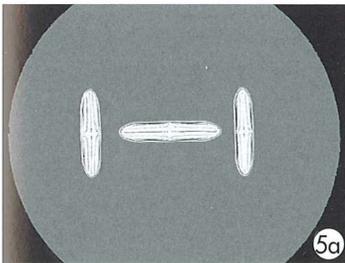
Abb. 1: Das Außengewinde des Leica Okulars passt exakt in das Filtergewinde des Coolpix-Objektivs. – **Abb. 2:** Die Coolpix mit eingedrehtem Okular wird in den monokularen Fototubus eines Hertel & Reuss Mikroskops gesteckt und mittels Klemmschraube fixiert. – **Abb. 3a und b:** Für die Verwendung an einem Leica DMLB musste ein Adapterstück hergestellt werden.



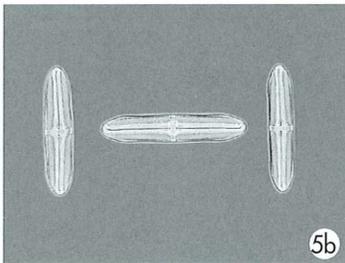
4a



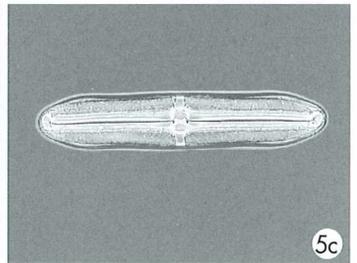
4b



5a



5b



5c

Abb. 4a und b: Montierte Einheit aus Coolpix-Kamera, Adapter und Leica DMLB Mikroskop. – **Abb. 5a–c:** Bereich der KamerazoomEinstellung von maximaler Weitwinkeleinstellung (Abb. 5a) bis maximaler Teleeinstellung (Abb. 5c). Kamerazoom: a 8,2 mm (ca. 39 Kb), b 11,9 mm (ca. 57 Kb), c 23,4 mm (ca. 111 mm Kb) (Objektiv 20:1).

kelzoom-Einstellung des Coolpix Objektivs unter 10 mm ist eine Abschätzung zu beobachten. Die Abbildungen 5a-c zeigen den Bereich der Kamerazomeinstellungen von maximaler Weitwinkelstellung (Abb. 5a) bis maximaler Teleeinstellung (Abb. 5c), der mit der angegebenen Kombination nutzbar ist. Als Präparat dient hier ein gelegtes Testpräparat der Firma Göke

(*Pinnularia opulenta*). Ähnliche Erfahrungen hinsichtlich des nutzbaren Zoombereiches beschreibt Hillenkamp (2001) in seinem Bericht. Die optischen Leistungen käuflicher Adapter sollen und können nicht mit der hier vorgestellten Adaption verglichen werden. Bei der hier vorliegenden Adaption handelt es sich jedoch keineswegs um eine Bastelei mit der häufig ein-

hergehenden faktorproportionalen Anspruchsreduktion. Die optischen Komponenten sind von hoher Qualität, die Mechanik kann in jeder Institutswerkstatt hergestellt werden und die Kosten sind im Vergleich zu käuflichen Lösungen moderat.

Software

Der Teil dieses Erfahrungsberichtes, der sich mit der Software – dem Einsatz vom Programmen für einen Heimcomputer (PC) – befasst, gliedert sich in zwei Teile. Zunächst soll beschrieben werden, mit welchen Verfahren eine Steigerung der Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern zu erzielen ist. Hierüber wurde bereits im MIKROKOSMOS berichtet (Mathias und Mathias, 2001). Das hier beschriebene Verfahren benutzt jedoch einen anderen Ansatz, angelehnt an das traditionelle Zeichnen per Hand. Den Anstoß zum Erstellen der folgenden Bilder bekam der Autor bei der Lektüre des Buches von Göke (1988), der die geringe Tiefenschärfe der dort auf Seite 57 gezeigten Fotos von Radiolarienschalen bedauerte. Im zweiten Teil soll ein Bericht von Nachtigall

(1997) aufgegriffen und gezeigt werden, wie mit aktueller Software ansprechende Strichzeichnungen erstellt werden können.

Steigerung der Tiefenschärfe mittels elektronischer Bildverarbeitung (EBV)

Bekanntlich besitzen lichtmikroskopische Fotografien eine sehr geringe Tiefenschärfe, insbesondere wenn höher vergrößernde Objektive

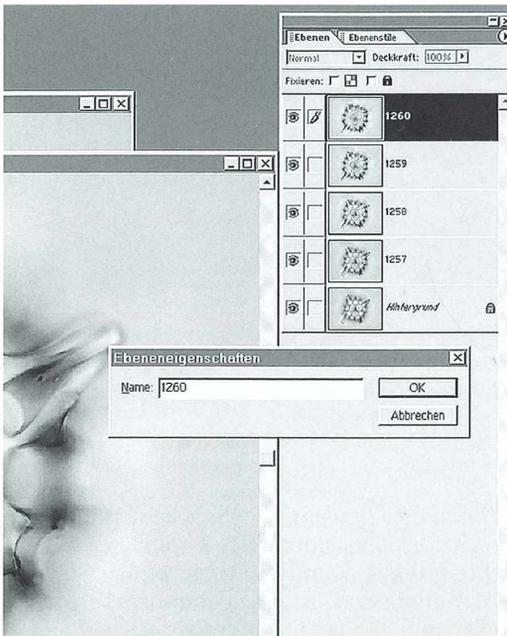


Abb. 6: Einfügen neuer Ebenen und Benennung in Photoshop Elements.

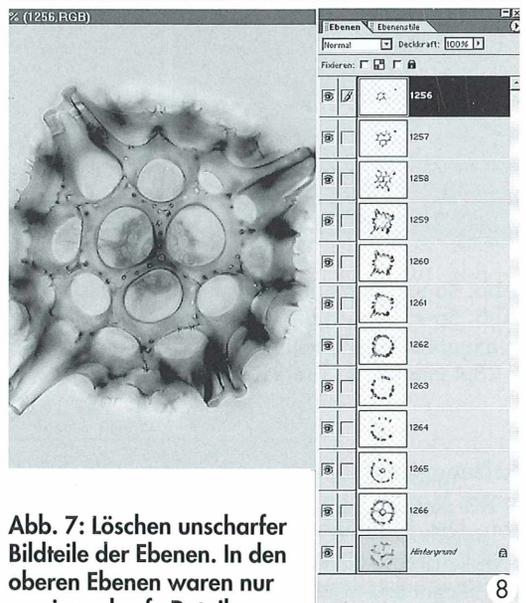


Abb. 7: Löschen unscharfer Bildteile der Ebenen. In den oberen Ebenen waren nur wenige scharfe Details. – Abb. 8: Fertig retuschierte Ebenen vor der Reduktion auf eine Ebene.

(ab 40×) verwandt werden. Die Tiefenschärfe kann drastisch erhöht werden, wenn mehrere Aufnahmen unterschiedlicher Fokussierung nacheinander geschossen und diese dann zu einem Ganzen montiert werden. Dieses Verfahren kann auch mit Kleinbildfilmaufnahmen im Fotolabor durchgeführt werden, doch der Zeitaufwand für richtige Maskierung und Montage ist enorm. Mittels der EBV ist dieses Verfahren jedoch für Digitalfotos leicht und sicher durchzuführen. Die technischen Voraussetzungen auf PC-Ebene sind:

1. Ein PC mit möglichst viel Hauptspeicher- und Festplattenkapazität, CPU mindestens Pentium II ab 300 MHz. Die Grafikkarte und auch die CPU-Taktung sind nicht die entscheidenden Kriterien für flüssiges Arbeiten. Die Ausstattung mit Hauptspeicher ist die maßgebliche Engstelle eines Systems. Nach vorliegender Erfahrung benötigt man mindestens 256 MB, um flüssig arbeiten zu können.

2. Eine Bildbearbeitungssoftware, die die Ebenentechnik unterstützt. Fast alle gängigen Programme der Mittelklasse erlauben den Einsatz von Ebenen, allerdings häufig mit abweichender Benennung derselben. Im Folgenden soll die Montage von Einzelbildern exemplarisch mit dem Programm Adobe Photoshop Elements gezeigt werden. Einerseits ist dieses Programm preislich sehr attraktiv (Stand 20.12.01: € 72,-), andererseits bietet es fast die vollständige Funktionalität des großen Bruders Adobe Photoshop 6, dem Standard in der professionellen Bildbearbeitung. Hier soll allerdings keinerlei Wertung vorgenommen werden, mit anderen Programmen kommt man auch ans Ziel, schließlich hat jeder seine Vorlieben.

Die technische Voraussetzung auf Mikroskopenebene ist ein unbewegliches Objekt und eine digitale Kamera. Prinzipiell erlaubt das Verfahren natürlich auch die Montage von Einzelbildern bewegter Objekte, hierzu liegen aber noch keine eigenen Erfahrungen vor. Weiterhin sollte der Mikroskopiker mit der Software vertraut sein und die jeweilige Reihenfolge der Kommandos und die Eigenschaften der Werkzeuge kennen.

Folgende Vorgehensweise hat sich bewährt: Das Objekt wird zunächst im Mikroskop möglichst Format füllend eingestellt. Mit dem Feintrieb wird die räumlich oberste Ebene scharf gestellt und das erste Teilbild belichtet. Es folgen die weiteren Teilbilder, wobei jeweils die Fokussierung um circa 2–5 Mikrometer nach

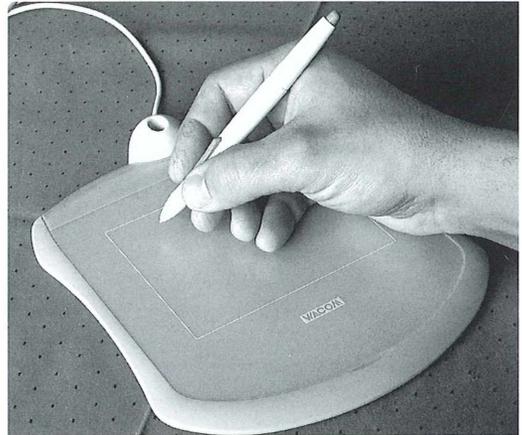


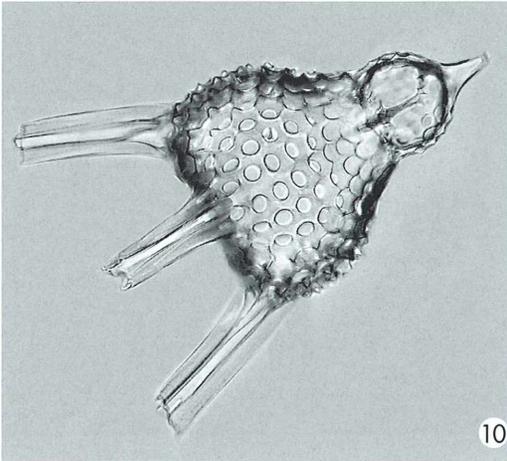
Abb. 9: Das Wacom Zeichentablett mit dem kabellosen Stift ermöglicht ein ermüdungsfreieres Arbeiten als mit der Maus.

(räumlich) unten mit dem Feintrieb verschoben wird. Anschließend werden die Teilaufnahmen in den PC (in einen eigenen Ordner) geladen.

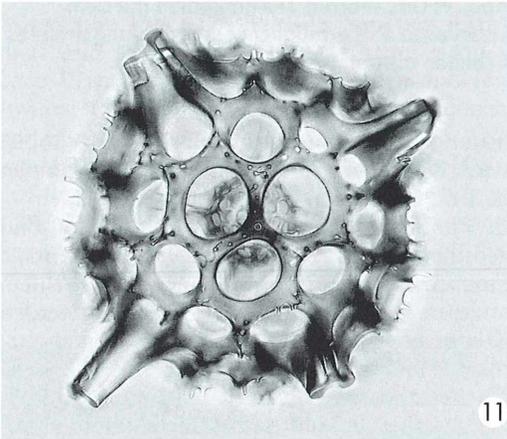
In Photoshop Elements wird das erste Bild geöffnet und als Ausgangsbild für die Montage möglichst unter anderem Namen und in einem anderen Format gespeichert. Dadurch werden Kompressionsartefakte des jpeg-Formates vermieden und die Originaldaten bleiben erhalten. Nacheinander werden nun alle anderen Teilbilder geöffnet und mittels der Tastenkombinationen Strg-A (alles auswählen), Strg-C (kopieren) und Strg-V (einfügen) als neue Ebenen in das Ausgangsbild eingefügt. Um die Übersicht bei vielen Ebenen zu behalten, empfiehlt sich die Umbenennung der Ebenen nach den Dateinamen der Originalteilbilder (Abb. 6).

Der eigentliche Montagevorgang besteht nun darin, aus den jeweiligen Ebenenbildern alle unscharfen Bereiche zu löschen (Abb. 7). Als Photoshop-Werkzeug wird hierzu der Radiergummi mit den verschiedenen Spitzen verwendet. Bei sehr detaillierten und viele Ebenen langen Aufnahmen kommt die Maus als Schnittstelle zur menschlichen Hand schnell an ergonomische Grenzen, daher kann ein Zeichentablett nur wärmstens für längere Sitzungen empfohlen werden. Hierbei erlaubt der kabellose Stift ein intuitives, ermüdungsfreies Arbeiten (Abb. 9).

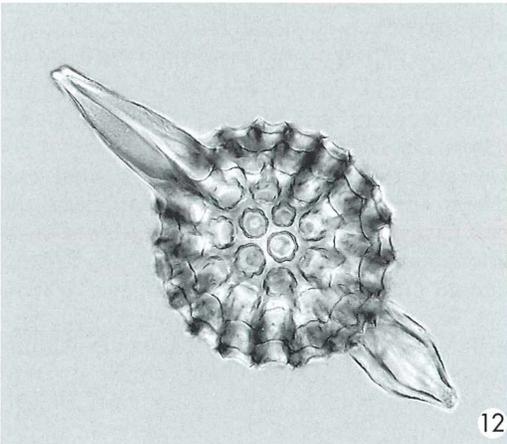
Das Ergebnis der partiellen Radierarbeiten stellt sich dann etwa wie in Abbildung 8 dar. Falls zuviel radiert wurde, kann der jeweilige



10



11



12

Schritt über das Protokoll von Photoshop rückgängig gemacht werden oder das jeweilige Teilbild wird nochmals neu als Ebene geladen. Als Abschluss erfolgt die Reduktion auf eine Ebene und gegebenenfalls eine Farbkorrektur sowie eine leichte Nachschärfung. Als Ergebnis erhält man Bilder, die in dieser Form im Mikroskop nicht zu sehen sind, da hierbei physikalisch-technische Grenzen durch den Einsatz der Software überwunden werden. Die Abbildungen 10-12, die fossile Radiolarienschalen zeigen, entstanden mit diesem Verfahren. Das vorgestellte Verfahren lehnt sich dabei sehr stark an die Anfertigung von Zeichnungen an, was auch beabsichtigt war.

Die Umsetzung digitaler Fotos in Strichzeichnungen

Die Fotografie auf digitale Medien oder Kleinbilddfilmmaterial ist bezüglich ihres dokumentarischen Charakters unübertroffen. Wozu bräuchte man dann Strichzeichnungen?

Die Ausführungen von Nachtigall (1997) hierzu sollen nicht in allen Details wiederholt werden. In diesem Zusammenhang ist jedoch die Form der Publikation entscheidend. Kleinbilddias auf der Leinwand und digitale Fotos auf Bildschirmen oder per Datenprojektor (Beamer) auf Leinwänden gezeigt, erreichen ausgezeichneten Kontrast und Brillanz. Die Ergebnisse auf Papier gedruckt verlieren je nach Rasterung mehr oder weniger ihrer ursprünglichen Qualität. Nicht zuletzt der Kostenfaktor erzwingt bisweilen die Publikation als Strichzeichnung. Die vollständige Kontrolle dieses Umsetzungsprozesses vom Foto zur Strichgrafik ist mit den aktuellen EBV Programmen möglich. Auch hierbei kann, wie bereits weiter oben beschrieben, Unwichtiges weggelassen und Wichtiges verstärkt werden. Die Vorgehensweise ähnelt auch hierbei eher der Anfertigung einer Handzeichnung denn einer sklavischen Befolgung programmgegebener Abläufe. Die folgende Vorgehensweise in Photoshop Elements hat sich als Ausgangsbasis für eigene Versuche bewährt:

Zunächst wird das Ausgangsbild in eine neue Ebene kopiert und diese Ebene hinsichtlich Kontrast und Helligkeit sowie Tonwertumfang entsprechend korrigiert (Menü: Überarbeiten). Hier können dann auch bereits störende Bildteile retuschiert werden (die Möglichkeiten

Abb. 10–12: Fossile Radiolarienschalen im Hellfeld nach erfolgter elektronischen Bildverarbeitung. Abb. 10: 250fache, Abb. 11: 250fache, Abb. 12: 450fache Vergrößerung.

hierzu sind im Handbuch zum Programm und in der Hilfe sehr gut beschrieben).

Variante 1 der Umsetzung erfolgt in den Schritten: Hochpass – Weichzeichner – Schwellenwert – Konvertierung in Bitmap-Modus. Der Hochpass-Filter (Menü: Filter – sonstige) arbeitet Konturen heraus und betont die Umrisse. Werte von 1-2 Pixel für den Radius sind dabei optimal. Je kleiner der eingestellte Wert, um so dünner werden die Konturen (Abb. 13).

Optional erfolgt dann eine Weichzeichnung, um die Konturen zu glätten (Menü Filter – Weichzeichnungsfiler – Gaußscher Weichzeichner). Je nach Objekt muss hier mit den Einstellungen experimentiert werden. Es folgt die Einstellung des Schwellenwertes (Menü Bild – Korrekturen – Schwellenwert), hierbei werden ab einer einstellbaren Schwelle der Helligkeitsabstufung alle Bildpunkte entweder schwarz oder weiß (Bild 14). Das Ergebnis der Rasterung kann in weitem Umfang über die Regler der Zwischenschritte eingestellt werden und sollte je nach Objekt neu ausprobiert werden. Das fertige, nur aus schwarz und weiß bestehende Bild kann in den platz sparenden Bitmap-Modus umgewandelt werden (Menü Bild – Modus – Bitmap). Diese Abfolge von Bearbeitungsschritten kann leider in der Elements-Version von Photoshop nicht gespeichert werden. Diese so genannte Aktionenpalette ist nur in den Photoshop-Vollversionen nutzbar.

Variante 2 der Umsetzung erfolgt in den Schritten: Selektiver Weichzeichner – Umkehren – Konvertierung in Bitmap. Hierfür wird das Ausgangsbild wiederum auf eine neue Ebene – für die Anwendung beider Varianten in einem Bild über der Ebene der Variante 1 – kopiert, und der selektive Weichzeichner (Menü Filter – Weichzeichnungsfiler – Selektiver Weichzeichner) aufgerufen. Einstellungen: Qualität *mittel* und Modus *nur Kanten*. An den Reglern Radius und Schwellenwert kann die Umsetzung gesteuert werden. Hier ist wieder experimentieren angesagt (Abb. 15). Das Ergebnis sind weiße Striche auf schwarzem Grund. Die Umkehrung ins Positiv erfolgt über die Tastenkombination Strg-I oder das Menü Bild – Korrekturen – Umkehren. Diese Umsetzungsvariante erzeugt feinste Konturenstriche während Variante 1 eher plakative Flächen erzeugt. Je nach Geschmack oder objektabhängigen Erfordernissen können die Varianten einzeln benutzt oder kombiniert werden. Bei der Kombination beider Varianten wird die Deckkraft der jewei-

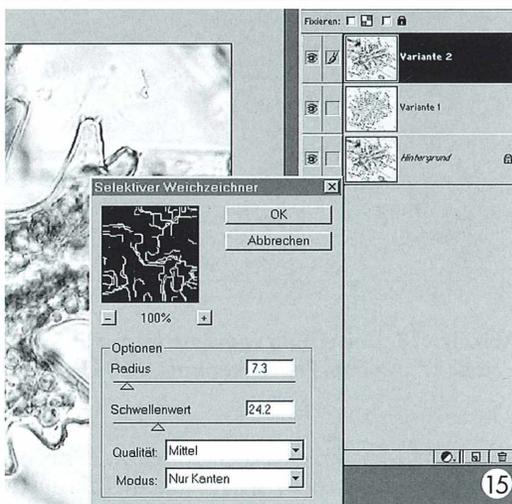
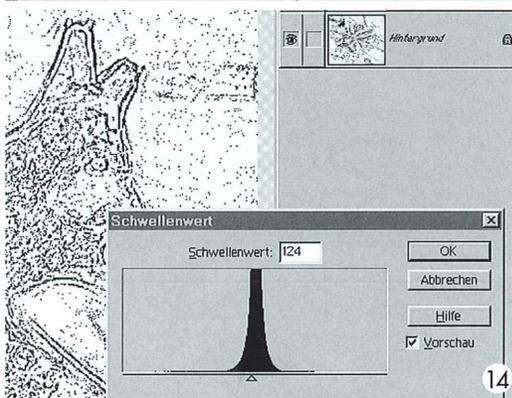
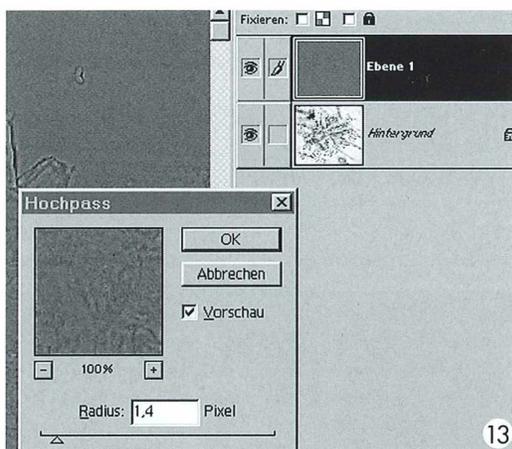
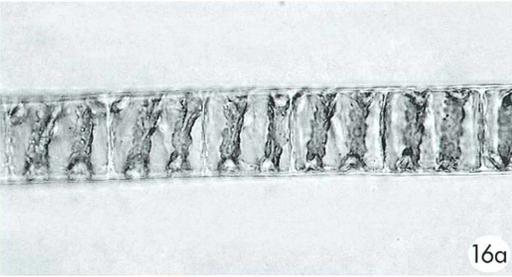


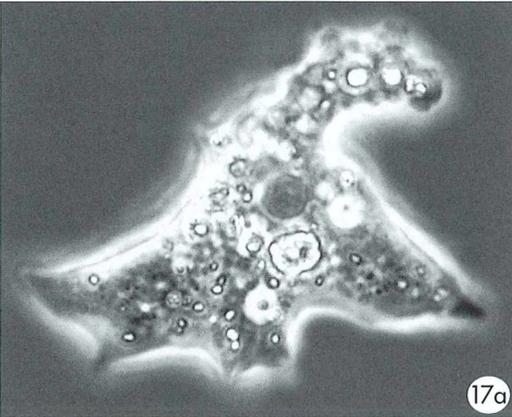
Abb. 13: Bearbeitung mit dem Hochpass-Filter. – Abb. 14: Bearbeitung mit dem Schwellenwert. – Abb. 15: Bearbeitung mit dem selektiven Weichzeichner.



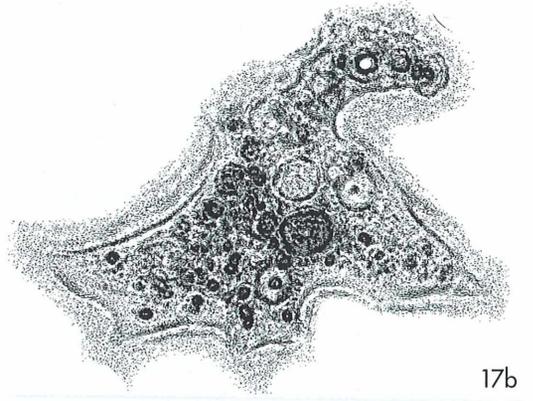
16a



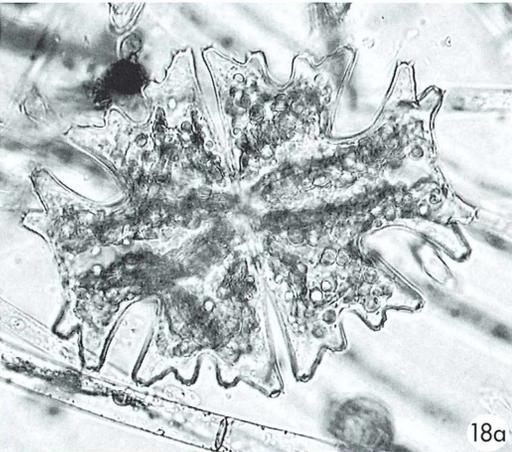
16b



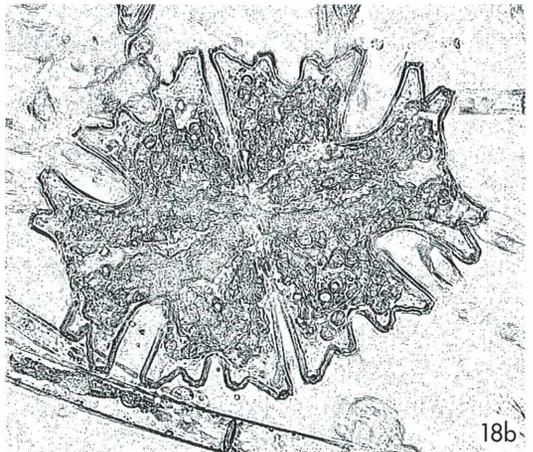
17a



17b



18a



18b

Abb. 16–18: Umsetzung vom Foto (a) zur Strichgrafik (b). – Abb. 16: Spirogyra-Faden. Hellfeld (400×) – Abb. 17: Amöbe. Phasenkontrast (500×) – Abb. 18: Micrasterias-Zelle Hellfeld (250×).

ligen Ebene entsprechend eingestellt, die Ebene wird sozusagen transparent und die darunter liegende Ebene (der anderen Variante) scheint durch. Mit dem Deckkraftregler der Ebenenpalette wird der gewünschte Effekt eingestellt. Anschließend erfolgt mit Strg-E (oder Menü: Ebenen – Mit darunter liegender auf eine Ebene reduzieren) die Zusammenführung beider Ebe-

nen. Im Anschluss daran muss nochmals die Einstellung des Schwellenwertes erfolgen, da die Transparenzeinstellung der Ebenen Graustufen erzeugt. Die Abbildungen 16a und 16b zeigen *Spirogyra*-Zellen. Durch die deutliche Konturierung schon im Ausgangsbild ist die Umsetzung in eine Strichzeichnung problemlos. Gleiches gilt für die *Micrasterias*-Zelle in den

Abbildungen 18a und 18b. Bei Umsetzung des Ph-Bildes der Amöbe (Abb. 17a und 17b), das weiche Konturen hat, musste etwas mehr experimentiert werden, die Umsetzung ist aber befriedigend ausgefallen.

Diskussion

Der Einsatz von Digitalkameras in der Mikroskopie steht noch am Anfang seiner Entwicklung. Die Vorteile in der Dokumentation überlegen jedoch bei weitem die geläufigen Methoden, zum Beispiel die Polaroidfotografie. Mit aktuellen Druckermodellen braucht man für den Ausdruck der Bilder keinen zwischengeschalteten PC, dies wird die Akzeptanz der Technik noch weiter fördern.

Die mechanische und optische Adaption der Coolpix an verschiedene Mikroskope gestaltete sich wider Erwarten recht problemlos. Im Unterschied zu professionellen Lösungen in der digitalen Dokumentation fehlt aber noch die konsequente Integration von Kamera und PC. Die Möglichkeiten der Kamerasteuerung direkt vom angeschlossenen PC werden Thema eines weiteren Erfahrungsberichtes sein.

Bei der Auswahl der Verfahren für die Bildbearbeitung wurde bewusst eine andere Vorgehensweise als die anderer Autoren (Mathias und Mathias, 2001) beschritten. Das hier beschriebene Verfahren zur Erhöhung der Tiefenschärfe ergibt Bilder, die ohne den Einsatz von Software nicht möglich wären. Die Erstellung der Bilder ist dabei mit der Anfertigung einer Zeichnung zu vergleichen. Hierbei werden

ebenfalls unwichtige Details weggelassen und wichtige verstärkt. Der Zeichner hat dabei die vollständige Kontrolle über die Bilder. Gleiches gilt für die beschriebene Umsetzung in Strichgrafiken.

Literaturhinweise

- Balzer, J., Mathias, E.: Der Camcorder am Mikroskop. *Mikrokosmos* 85, 23-24 (1996).
- Burzlaff, A.: Kontrastverstärkung in der Videomikroskopie – Mit Argusaugen in die Mikrowelt. *Mikrokosmos* 86, 175-180 (1997).
- Göke, G.: Die Anpassung einer Videokamera an das Mikroskop. *Mikrokosmos* 88, 23-26 (1999).
- Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Hillenkamp, E.: Einsatz der Digitalkamera Nikon Coolpix 990 in der Mikroskopie. *Mikrokosmos* 90, 239-242 (2001).
- Lau, B.-J.: Digitale Kompaktkamera am Mikroskop. Persönliche Mitteilung.
- Mach, M.: Eine einfache CCD-Computer-Kamera für jedermann. *Mikrokosmos* 88, 331-334 (1999).
- Mathias, A., Mathias, E.: Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC. *Mikrokosmos* 90, 295-299 (2001).
- Nachtigall, W.: Computerzeichnungen von Mikroorganismen: Punktrasterung von Mikroaufnahmen über bildbearbeitende Programme. *Mikrokosmos* 86, 83-89 (1997).
- Nachtigall, W.: Erfahrungen mit einer Mini-Videokamera am Mikroskop. *Mikrokosmos* 85, 325-328 (1996).
- Neumeyer, H.: Kompendium Photoshop 5.5 für Windows, Markt und Technik Verlag, München 2000.
- Verfasser:* Gerd Günther, Knittkuhler Strasse 61, D-40629 Düsseldorf.
e-mail: Gerd.Guenther@rp-plus.de.

Neue Medien

Internetseite für Mikrofotografie mit polarisiertem Licht

Martin Moos, der Initiator und *Ringmaster* des so genannten *Lightscaapes Webring*, hat die Redaktion des MIKROKOSMOS auf diesen einzigen deutschen

Webring, der sich mit Mikroskopie befasst, aufmerksam gemacht. Unter der Internetadresse www.microscapes.de werden derzeit 15 Mitgliederseiten aus sieben Ländern zusammengefasst. Privat, beruflich, wissenschaftlich oder künstlerisch gestaltete Webseiten der Mitglieder zeigen Polarisationsmikrofotografien mit fantastischen Farben

und Formen. Weiterhin werden zusätzliche interessante *Links* zu einer Reihe von Internetseiten mit mikroskopischen und mikrofotografischen Themen vorgestellt. Schauen Sie hinein und erfreuen sich.

Redaktion MIKROKOSMOS

Makro-Quiz

Quizfrage: Was ist das?

Eine Einsendung unseres Lesers Rolf Hebbinghaus vom Aquazoo-Löbbecke Museum in Düsseldorf bot einen Anlass, die Quizsparte im MIKROKOSMOS wieder aufleben zu lassen. Bereits in den Jahren 1994 bis 1996 stellten wir unsere Leser mit zwei Typen von Quizfragen auf die Probe – dem Mikro- und dem Makroquiz. Im Mikroquiz ging es damals um das Erkennen bekannter Persönlichkeiten aus den Reihen der Mikroskopiker, die anhand ihres Lebenslaufes vorgestellt wurden. Beim Makroquiz hingegen wurden die Leser mit nicht alltäglichen Ansichten alltäglicher Gegenstände konfrontiert, die es in Makroaufnahmen zu erkennen galt. Damals wurde das Ratespiel wegen der abflauenden Zahl an zugesandten Beiträgen letztendlich eingestellt.

Wir würden es begrüßen, wenn wir zumindest das Makro-Quiz wieder regelmäßiger in unserer Zeitschrift anbieten könnten. Also, wer mit seinen Makroaufnahmen ein bisschen Spannung und Freude am Wettstreit einbringen möchte, sei herzlichst ermuntert, uns solche Rätselbilder zuzusenden. Die Auflösung erfolgt jeweils in dem darauffolgenden MIKROKOSMOS-Heft.

Nun noch ein kurzer Hinweis zu unserem heutigen Rätsel (Abb. 1). Einen kleinen Tip, den uns Herr Hebbinghaus mit seinem ersten Makro-Quizbeitrag zukommen ließ, möchten wir Ihnen nicht vorenthalten: Es handelt sich um ein Organ eines fünf Millimeter großen Meerestieres. Ist nun alles klar?

Redaktion MIKROKOSMOS

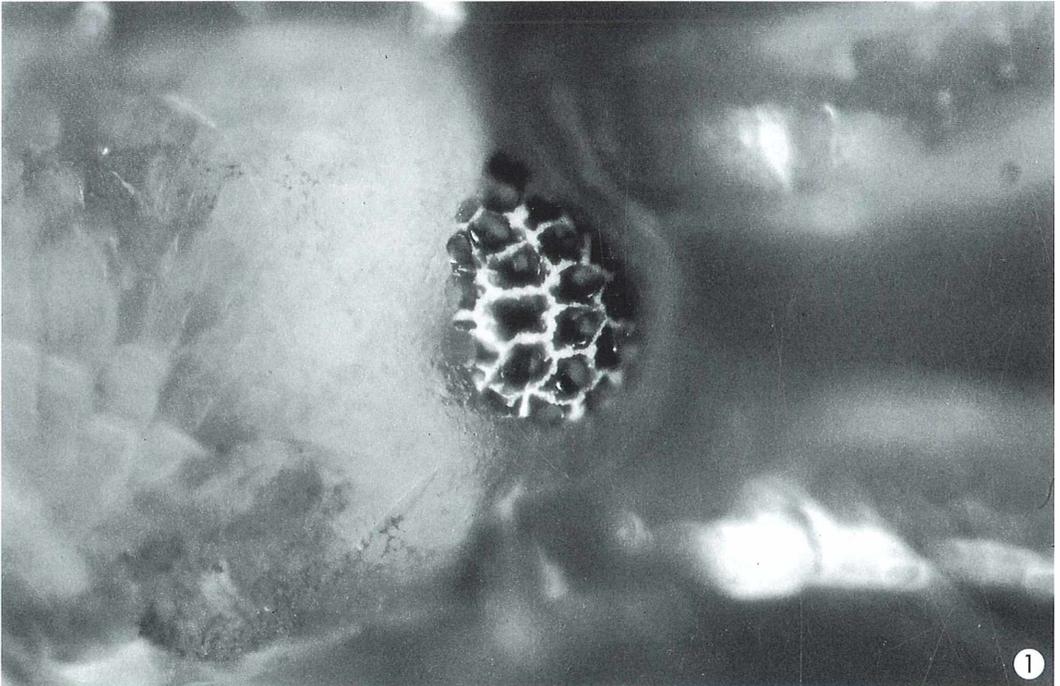


Abb. 1: Worum handelt es sich bei dem hier gezeigten Organ?

Anschleifen von Einzellergehäusen unter ständiger Sichtkontrolle

Joachim Stanek und Rainer Wolf

Nur selten gelingt es, Radiolarien-Skelette so auseinander zu brechen, dass ihr innerer Aufbau, der bis zu vier konzentrisch angeordnete Sphären aufweisen kann, zu erkennen ist. Im vorliegenden Bericht wird geschildert, wie man mit einfachen Mitteln solche und andere kleine Objekte unter dem Stereomikroskop gezielt anschleifen kann, um Einblick in eine ganz bestimmte Schnittebene zu gewinnen.

Um Ausbildung und Verlauf von Schalenhohlräumen, z. B. von Mikrobohrungen, Bryozoen oder bei Foraminiferen den Verlauf von Kanälen in den Schalenwänden zu ermitteln, ist die Anfertigung von Dünnschliffserien sehr zeitaufwendig und bei kleinen Objekten technisch meist nicht durchführbar (Wissing und Herrig, 1999). Unsere Erfahrung jedoch ist – es geht doch!

Die systematische Bearbeitung schalenbildender Einzeller erfordert die genaue Kenntnis auch der inneren Gehäusestrukturen, die von außen meist nicht sichtbar sind. Die Gehäuse sind in der Regel nur mit einem Mikroskop hinreichend deutlich zu erkennen – die meisten der von Joachim Stanek bearbeiteten Objekte sind nur 0,05 mm bis 2 mm groß. Speziell bearbeitete er die Gehäuse von fossilen oder rezenten Foraminiferen und Radiolarien.

Vorbereitungen zur Präparation

Zur Präparation werden die Gehäuse je nach Art des Materials aus der Boden- beziehungsweise aus der Gesteinsprobe mit Wasser, 30%igem Wasserstoffperoxid oder 3%iger Salzsäure herausgelöst. Hierzu wird das Material in kleinen Siebbehältern in Wasser geschlämmt und gespült. Als Siebbehälter kann man Plastik-Filmdöschen verwenden, bei denen der Boden durch ein feines Maschensieb aus der Siebdrucktechnik ersetzt ist. Am einfachsten erreicht man dies, indem man den Boden des Filmdöschens abschneidet, den neu entstandenen Döschenrand auf ein Maschensieb (Planktongaze) der gewünschten Feinheit aufsetzt und beide durch

Erhitzen auf der Sohle eines alten Bügeleisens miteinander verschweißt. Erhältlich sind Siebe mit Maschenweiten von 0,03 mm, 0,05 mm, 0,08 mm, 0,1 mm, 0,25 mm und 0,5 mm.

Mit einem Pinsel der Größe 00, 0 – oder besser noch mit einem aus einem einzelnen, unbeschnittenen (!) Nasenhaar hergestellten Pinsel – sortiert man die Gehäuse in eine Frankezzelle. Das Nasenhaar wird mit seiner Basis auf ein zugespitztes, geriffeltes Rundholz (Durchmesser ca. 8 mm) aufgeklebt oder in das spitze Ende einer Glaspipette in Wachs eingeschmolzen. Nasenhaare haben den Vorteil, immer verfügbar zu sein. Ihre 3 µm dicke Spitze ist stabil und kann, wenn sie zu fein ist, gekürzt werden. Dies ist zum Aufnehmen winziger, sehr empfindlicher Gehäuse optimal. Beim Auslesen unter stereomikroskopischer Beobachtung sollte man den Pinsel beziehungsweise das Rundholz zwischen Daumen, Zeige- und Mittelfinger ganz vorne anfassen und die Finger fest auf die Unterlage pressen. So kann durch den kurzen Hebelarm das Haar präzise und ohne Zittern geführt werden. Streicht man mit ihm über das Objekt, lassen sich durch die elektrostatische Aufladung des Haares die ausgesuchten Gehäuse in die Frankezzelle transportieren und dort orientiert abstreifen.

Einfrieren und Positionieren der Gehäuse

Vor dem Anschleifen werden die Gehäuse einzeln in einem kleinen Wassertropfen bei einer Temperatur von bis zu -20°C eingefroren. Hierzu dient ein einfaches, regelbares Peltier-Kühlgerät (Abb. 1; Kosten etwa 16 € zuzüglich Netzgerät mit regelbarer Strombegrenzung).

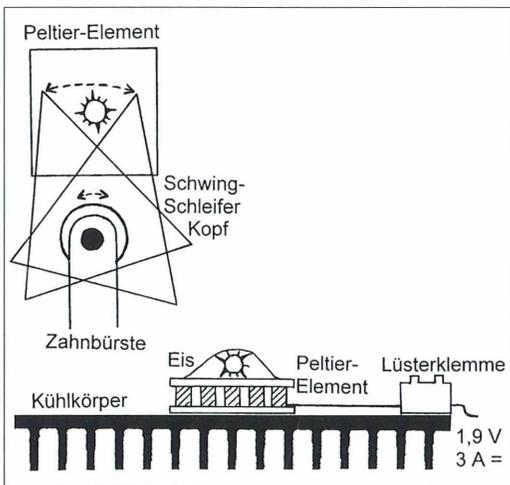


Abb. 1: Schematischer Aufbau (Aufsicht und Seitenansicht) einer selbst gebauten Gefrier- und Schleifeinrichtung mit einem preisgünstigen handelsüblichen Peltier-Element, das mit einem regelbaren Netzgerät (elektronische Strombegrenzung auf max. 3 A Gleichstrom) gespeist wird. Bei Dauerbetrieb kann man die Kühlrippen in ein flaches Wasserbad eintauchen, das zusätzlich mit Eiswürfeln gekühlt wird, oder einen einfachen, tiefgefrorenen Eis-Akku unterlegen.

Peltier-Elemente funktionieren wie ein Kühlschrank mit Wärmepumpe: Beim Anschluss an Gleichspannung von 1,9 Volt wird die eine Seite des Elements kalt und die andere Seite heiß, und bei Umpolung geschieht das Umgekehrte. Prinzipiell könnte man auch einen einfachen Haushalts-Kühlakku verwenden, den man im Eisfach tiefgekühlt hat und auf den man mit Wärmeleitpaste eine kleine Metallplatte – zum Beispiel eine Kupfermünze – aufsetzt.

Um die Gehäuse bei der Präparation kontrastreicher sehen zu können, klebt man ein etwa 4×4 mm großes Stück schwarze Selbstklebefolie auf die Kühlfläche des Peltier-Elements. Auf diese Folie wird ein Einzelgehäuse übertragen und überschüssiges Wasser vor dem Einfrieren abgesaugt. Um die Oberflächenspannung des Wassers und die Kalkablagerung zu verringern, sollte man nur destilliertes Wasser mit einem kleinen Zusatz von Spülmittel verwenden.

Zur genauen Positionierung von Foraminiferegehäusen eignet sich besonders gut eine Knetmasse aus der Fototechnik (Haftplast von Hama), von der sich die Gehäuse rückstands-

frei wieder lösen lassen. Etwa 1 mm^3 dieses Materials wird auf die schwarze Selbstklebefolie aufgebracht und auf eine Fläche von etwa 2×2 mm verteilt. Da es sehr weich ist, kann man die Gehäuse etwas in die Knetmasse eindrücken, mit einem Wassertropfen bedecken und danach einfrieren und schleifen. Ange-schliffene Gehäuse können mehrfach wieder aufgetaut, neu orientiert, eingefroren und weiter geschliffen werden.

Schleifen

Zur Schleifen eignet sich eine handelsübliche elektrische Zahnbürste mit hin und her rotierendem Kopf, beispielsweise eine Batterie betriebene elektrische Zahnbürste von Colgate oder Braun (Abb. 1). Die aufsteckbaren Bürstenaufsätze werden zu einem Mini-Schwingschleifer umgebaut. Hierzu schneidet man die Borsten möglichst kurz ab und schleift oder feilt die so entstandene Fläche weiter ab, bis sie völlig glatt ist. Darauf klebt man mittig mittels Sekundenkleber ein dreieckiges, spitzwinkeliges dünnes Blech von 15 mm Breite und 20 mm Länge, oder ein entsprechend geformtes Kunststoffplättchen. Die zu verwendenden Schmirgelleinen der Firma Micro-Mesh (KR 70) werden passgenau zugeschnitten und mit Doppelklebeband auf dem dreieckigen Träger befestigt. Für größere Arbeiten bei größeren Gehäusen eignet sich das Schleifset DIAPAD der Firma 3M, das aus sechs mit Diamantsplittern verschiedener Körnung besetzten Hartschwämmen besteht.

Der entscheidende Vorteil der geschilderten Methode ist, dass durch die Dreiecksform des Schwingschleiferkopfes der Zahnbürste der Blick auf das Gehäuse immer wieder freigegeben wird. Daher kann man in der Nähe der Spitze den Schleifvorgang am Gehäuse dank des durchsichtigen Eises durch das Stereomikroskop ständig beobachten und so die gewünschte Anschliffentiefe des Gehäuses genau einhalten.

Gehäuse, die beim Anschleifen wegen ihrer Form in mehrere Teile zerfallen würden, schleift man am besten an, nachdem sie zuvor statt in Wasser in einer dünnen Schicht aus Einbettungslack orientiert eingebracht worden sind, der dann nach dem Erhärten angeschliffen werden kann. Eine besonders glatte Oberfläche erhält man, wenn beim Schleifen etwas Öl zugefügt wird.

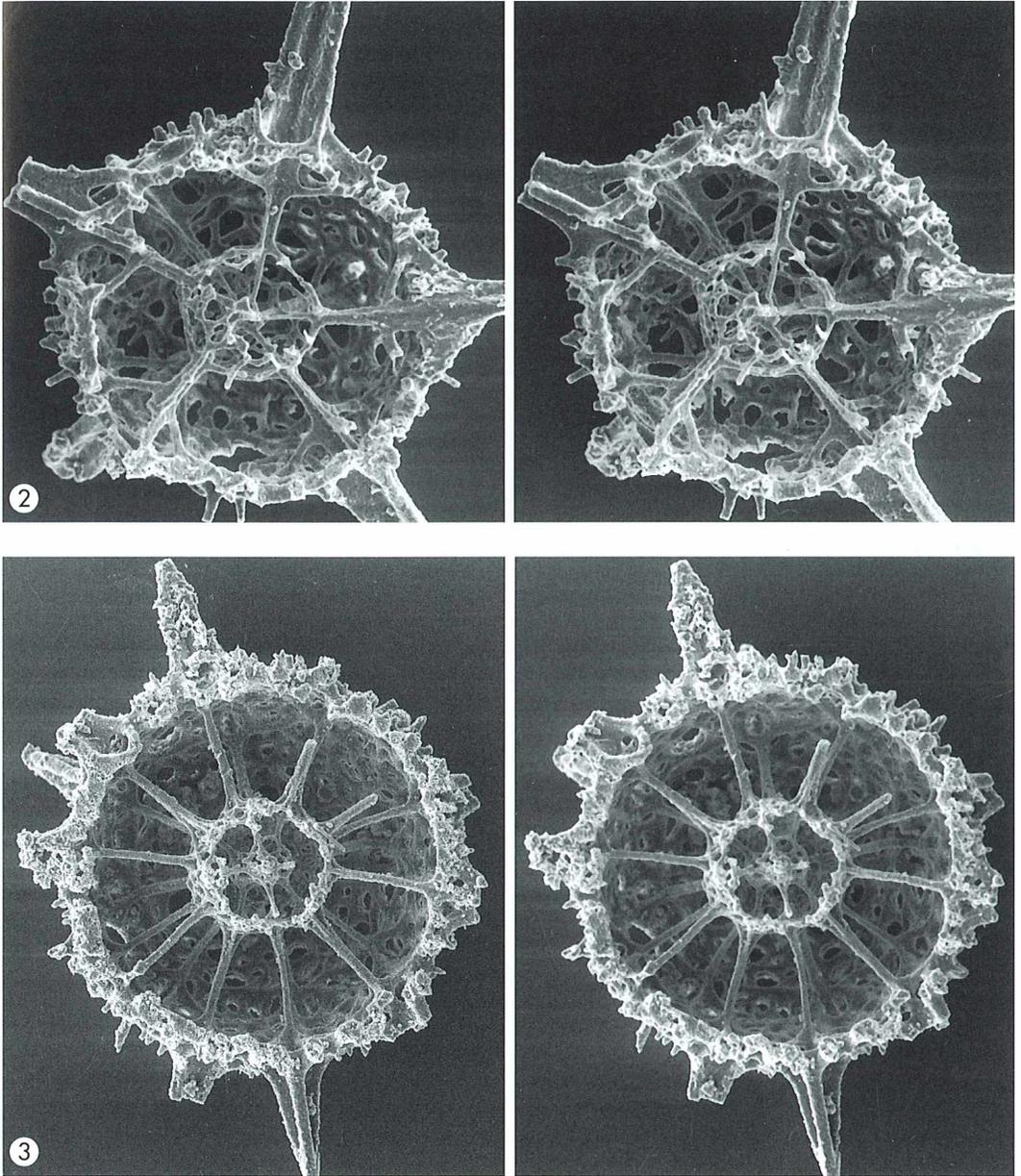


Abb. 2 und 3: Stereobildpaare verschiedener Gehäusetypen von Radiolarien im REM. Das Fusionieren der Bildpaare erfolgt wie im Text beschrieben. – Abb. 2: Ein Gehäuse, das aus drei konzentrischen Sphären aufgebaut ist. Vergr. 245fach. – Abb. 3: Anzahl und Anordnung der inneren Trabekel, welche die Sphären in ihrer Position zueinander halten, können sehr unterschiedlich sein. Vergr. 205fach.

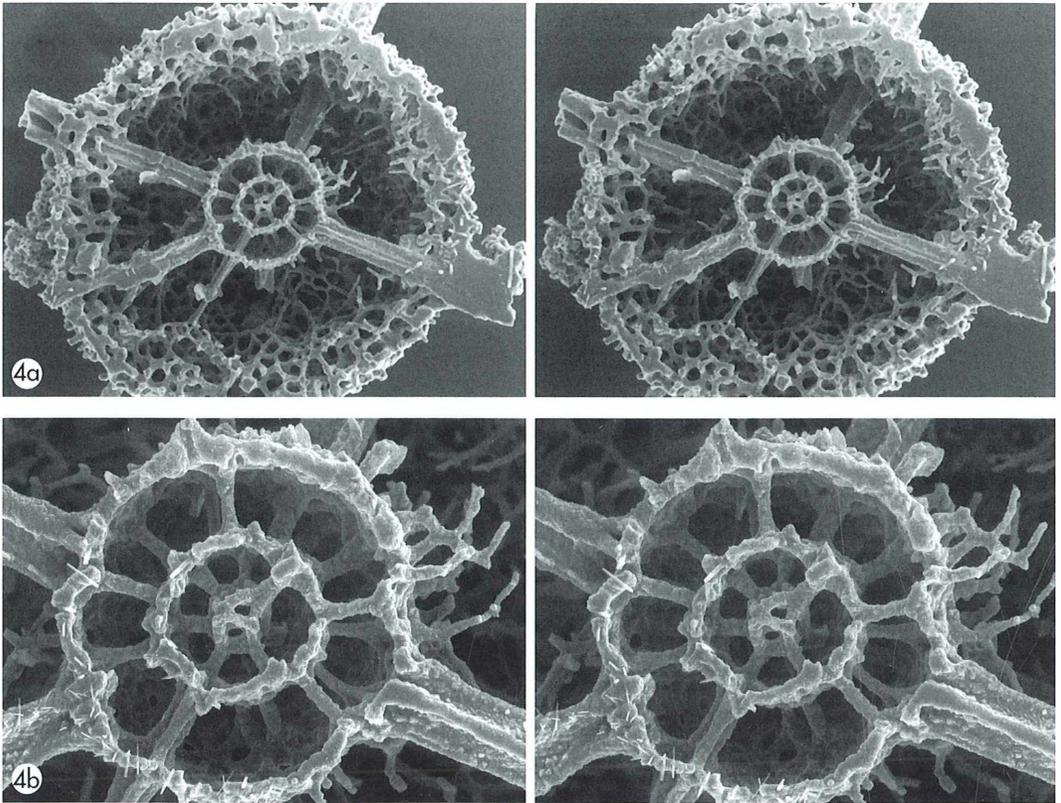


Abb. 4: Stereobildpaare eines Spumellaria-Gehäuses im REM, Verkipfungswinkel 4–5 Grad. **a** Dass Spumellaria-Gehäuse aus bis zu vier konzentrischen Sphären bestehen, erkennt man erst durch den gezielten Anschliff. Vergr. 205fach. **b** Ausschnitt aus dem zentralen Bereich des Gehäuses. Vergr. 455fach.

Säubern

Nach dem Schleifvorgang wird das Peltier-Kühlgerät abgeschaltet (oder das Metallplättchen von dem Kühlakku abgehoben), so dass das Eis schmilzt. Nun wird das angeschliffene Gehäuse im feuchten Zustand mit einem zugeschnittenen feinen Pinsel in einen Siebbehälter überführt und in ein handelsübliches Ultraschallbad gebracht, um die Innenräume von Schleifresten und eingelagertem Material zu befreien. In keinem Fall darf das Gehäuse vorher trocknen, weil sich der Schleifstaub sonst untrennbar mit ihm verbindet. Vorsicht: Zu lange und/oder zu intensive Ultraschall-Behandlung kann zu Schäden am Gehäuse führen. Es ist ratsam, das Peltier-Element unmittelbar nach Gebrauch sorgsam mit einem Taschentuch ab-

zutrocknen und auch die Schleifrückstände zu entfernen.

Mikroskopie der Gehäuse und 3D-Effekt

Nach dem Säubern der angeschliffenen Gehäuse taucht man den Siebbehälter in hochprozentigen Industrialkohol, um das Wasser zu entziehen. Nach dem Trocknen werden sie dann je nach Wunsch für das Lichtmikroskop auf einem Objektträger in Kunstharz orientiert und blasenfrei eingebettet – wobei Abstandhalter dafür sorgen, dass sie nicht zerdrückt werden – oder auf ein Target für das Rasterelektronenmikroskop (REM) aufgeklebt. Für unsere Untersuchungen der Gehäuse stand ein Zeiss Rasterelektronenmikroskop DSM 962

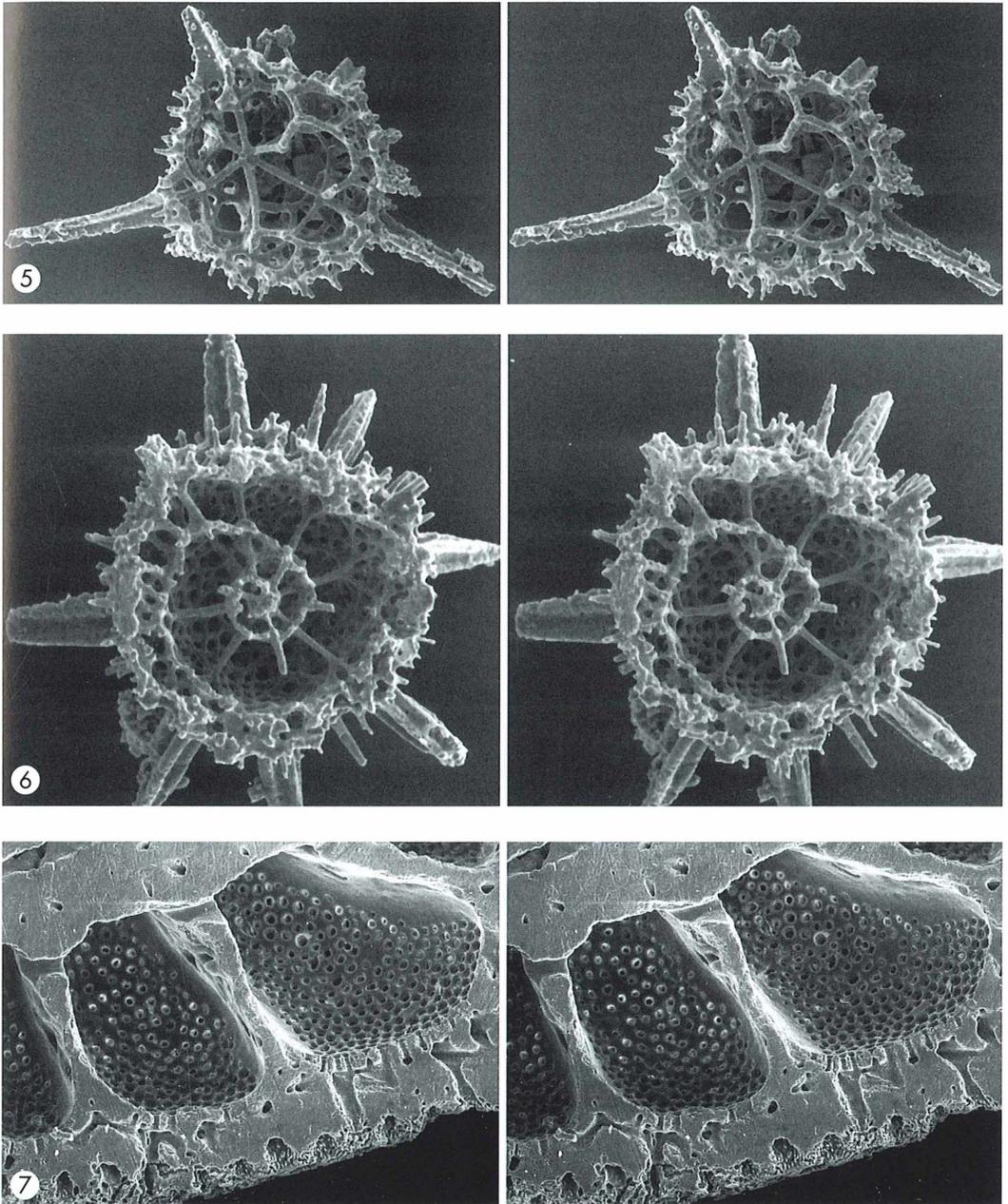


Abb. 5: Gehäuse mit asymmetrischem Innenaufbau. Vergr. 135fach. – Abb. 6: Anschliff der Schale einer Spumellaria-Art durch die Mitte des Gehäuses mit spiralförmigem Stützskelett. Vergr. 255fach. – Abb. 7: Anschliff eines Foraminiferen-Gehäuses. Einige der Schalenporen, durch die die Reticulopodien des lebenden Einzellers nach außen ragten, sind längs getroffen. Vergr. 140fach.

zur Verfügung. Mit beiden Techniken lassen sich eindrucksvolle 3D-Aufnahmen bei höchstem Auflösungsvermögen herstellen (Wolf, 1985; Abb. 2–7). Sie zeigen eine unerwartete Vielfalt der Innenstrukturen, wie zum Beispiel bis zu vier konzentrisch ineinander steckende Hohlkugeln (Abb. 4), aber auch überraschend asymmetrische Strukturen (Abb. 5), ja sogar Spiralen (Abb. 6). Abbildung 7 zeigt den komplexen Innenaufbau eines Foraminiferen-Gehäuses. Der Verkippungswinkel betrug in allen abgebildeten Fällen 4–5 Grad.

Das Fusionieren der Bildpaare erfolgt wie bei den so genannten *Magic Eye* Bildern: Bei waagerechter Kopfhaltung werden benachbarte Halbbilder miteinander verschmolzen. Bei der Starr-Technik blicke man entspannt in die Ferne und berühre mit der Nase den Steg zwischen den beiden Bildern. Man erkennt – zunächst unscharf – ein einziges, großes Bild. Wenn man sich auf dieses konzentriert und es langsam vom Gesicht weg bewegt, wird es schärfer und gewinnt räumliche Tiefe. Insgesamt sieht man drei Bilder, und das mittlere davon ist räumlich.

Wem es nicht gelingt, dieses Bild in der Wahrnehmung festzuhalten, der setze sich vorher eine Lesebrille mit einer Brechkraft von 2–3 Dioptrien auf. Dann können die Augen ständig entspannt in die Ferne blicken, und das Bildpaar wird in Leseentfernung automatisch scharf.

Bei der alternativen Kreuzblick-Technik wird das 3D-Bild tiefenverkehrt, was man allerdings nur erkennt, wenn das Gehirn sozusagen unlogische Verdeckungen bei den Trabekeln der Gehäuse akzeptiert (Wolf, 1987). Als Schielhilfe halte man den Zeigefinger senkrecht in die Mitte zwischen Nase und Bildpaar und betrachte die Fingerspitze. Im Hintergrund sieht man wiederum – zunächst unscharf – drei Bilder. Indem man sich auf das mittlere, räumliche Bild konzentriert und es entspannt betrachtet, kann man es mit etwas Übung schließlich scharf sehen. Normalsichtigen gelingt dies leichter, wenn sie dazu eine Brille für Kurzsichtige mit minus 2–3 Dioptrien Brechkraft aufsetzen. Tiefenrichtig sieht man dann das Gehäuse aber nur, wenn rechtes und linkes Halbbild ausgetauscht werden.

Objekte in Kunststoff

Mit unserem Mini-Schwingschleifer lassen sich kleine Objekte wie etwa Knochen, Mineralien

und Hölzer nicht nur eingefroren gezielt, das heißt unter stereomikroskopischer Kontrolle, anschleifen, sondern auch dann, wenn sie ungekühlt in Kunststoff eingebettet sind. So haben wir beispielsweise einen wenige Zehntel Millimeter dicken Schnitt durch ein Stück Holz mit einer Rasierklinge hergestellt. Mit histologischem Einbettungslack (z. B. Pertex) oder Zweikomponentenkleber (z. B. Uhu plus sofortfest Epoxidharz, das sich luftblasenfrei anmischen lässt) auf einen Objektträger geklebt, wird das Holz zunächst auf der Oberseite plan geschliffen. Anschließend löst man es von der Unterlage ab und klebt es umgekehrt auf einen Objektträger, den man auf eine schwarze Unterlage legt. Von der Seite her beleuchtet, kann es dann mit dem Mini-Schwingschleifer nahezu beliebig dünn zugeschliffen und danach mit einem Deckgläschen eingedeckt werden. Mit Hilfe des geschilderten neuartigen Verfahrens, komplex aufgebaute mikroskopische Objekte gezielt anzuschleifen, lassen sich viele neue Erkenntnisse über ihre Morphologie gewinnen, die nicht nur wissenschaftlich, sondern auch wirtschaftlich von Interesse sind – nicht zuletzt auch für Hobbyforscher.

Verwendete Geräte und Materialien

- Peltier-Element (z. B. 1,9 V / 3 A, Bestell-Nr. 19 35 50-22) von Conrad, D-92240 Hirschau, das auf einen Strangkühlkörper (z. B. Typ SK44, Bestell-Nr. 18 78 52-22) oder ein circa 10 × 10 cm großes, 3–6 mm dickes Kupferblech mit Wärmeleitpaste (Bestell-Nr. 18 91 54-22) aufgeklebt und mit einem regelbaren Netzgerät (z. B. Typ PS 303-A, Bestell-Nr. 51 14 20-22) betrieben wird.
- Schwarze Selbstklebefolie der Firma DeCeFix, im Schreibwarenhandel erhältlich.
- Schmirgelleinen-Set Mikro-Mesh KR70, Körnung 1500–6000. Bezug über Lankhorst/Hohorst GmbH, Bonifatiusstr. 411, D-48434 Rheine.
- Schleifset DIAPAD 3M. Bezug über Fachhandel für Steinmetzbetriebe.
- Elektrische Zahnbürste mit Batteriebetrieb der Firmen Colgate oder Braun. Bezug über den Fachhandel.
- Pertex Einbettungslack der Firma Medite GmbH, Wollenweberstr. 12, D-31303 Burgdorf.
- Zweikomponentenkleber Uhu plus sofortfest aus dem Fachhandel.

- Eis-Akku vom Haushaltswarenhandel.
- Siebbehälter eigener Herstellung oder aus dem Fachhandel.
- Ultraschall-Reiniger (z.B. Bestell-Nr. 82 10 80 - 22) von Conrad, D-92240 Hirschau.

Literaturhinweise

- Wissing, F.-N., Herrig, E.: Arbeitstechniken der Mikropaläontologie: Eine Einführung, 1. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart 1999.
- Wolf, R., Fischbach, K. F.: Räumliches Sehen im Lichtmikroskop. 2. Hochauflösende Stereo-Mikrofotografie mit einfachen Mitteln. *Mikrokosmos* 74, 292–298 (1985).
- Wolf, R.: Der biologische Sinn der Sinnestäuschung. *Biologie in unserer Zeit* 17, 33–49 (1987).

Danksagung

Dr. Wolfgang Kiessling, Mikropaläontologische Abteilung der Universität Erlangen-Nürnberg hat uns bei diesem Projekt mit Material und wissenschaftlicher Beratung sehr unterstützt. Für die Überlassung von weiterem Radiolarienmaterial danken wir Herrn Dr. habil. Thorsten Steiger und Dr. Peter Zügel. Ein herzliches Dankeschön geht an die Tochter des Erstautors Charlotte Stanek, die mit viel Geduld und technischem Wissen zur Fertigstellung des Manuskripts beigetragen hat. Dem Patentanwalt Walter Kriegelstein danken wir für kritische Beratung.

Verfasser: Joachim Stanek, Am Moosrangen 28, D-90614 Ammerndorf und Dr. habil. Rainer Wolf, Biozentrum der Universität Würzburg, Am Hubland, D-97074 Würzburg; e-mail: lrwolf@biozentrum.uni-wuerzburg.de

Aus der Industrie

Axioskop 2 mot plus – Der neue Standard in der Life Science Mikroskopie

Die Motorisierung des Axioskop 2 mot plus (Abb. 1) von Carl Zeiss macht mikroskopische Untersuchungen in Pathologie, Zytologie, Zellbiologie, Entwicklungsbiologie und Genetik noch einfacher, schneller und effizienter. Während der präzise und hochreproduzierbar arbeitenden z-Trieb immer motorisiert ist, erlaubt die freie Wahl zwischen weiteren manuellen, kodierten und motorisierten Komponenten die genaue Abstimmung des Mikroskops auf die spezifische Aufgabenstellung. Mit dieser Anpassungsfähigkeit ist das Axioskop 2 mot plus so vielseitig wie kein anderes Mikroskop seiner Klasse. Die konsequente Umsetzung ergonomischer Anforderungen gewährleistet entspanntes ermüdungsfreies Arbeiten.

Das Axioskop 2 mot plus bietet erstklassige Abbildungsqualität in allen Durchlicht- und Auflichtverfahren. Damit ist es für morphologische Untersuchungen gefärbter und ungefärbter Präparate ebenso geeignet wie für Einfach- oder Mehrfachfluoreszenzen. Die Arbeit mit lebenden Zellen, etwa unter Verwendung fluoreszierender Proteine (GFPs), wird durch die Motorisierung von Reflektorrevolver und Auflicht-Shutter besonders erleichtert. Die verschiedenen Fluorochrome werden schnell und ohne unnötiges Bleichen mikroskopiert. Die motorisierten Komponenten können direkt über Funktionstasten

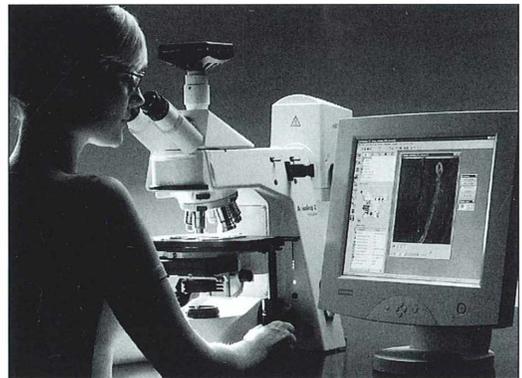


Abb. 1: Das Zeiss Axioskop 2 mot plus.

am Stativ gesteuert werden. Zusätzlich ist die Ansteuerung über die Archivierungs- und Applikationssoftware AxioVision möglich. Kombiniert mit der hoch auflösenden digitalen Kamera AxioCam verwandelt sich das Axioskop 2 mot plus in ein digitales Dokumentationssystem. Die üblichen Probleme bei der Abstimmung von Einzelkomponenten verschiedener Hersteller entfallen, alles kommt System integriert von Carl Zeiss.

Weitere Informationen erhalten Sie unter: www.zeiss.de.

Das neue inverse Mikroskop TE2000 von Nikon

Angetrieben durch neue Technologien aus *Life-Sciences* und *Digital Imaging* wächst die Anwendungsvielfalt für Untersuchungen an lebendem Zell- und Gewebematerial mit inversen Mikroskopen. Für diese Anwendungen stellt Nikon das innovative Mikroskop-System ECLIPSE TE2000 vor. Es bietet optische Höchstleistung, extreme Langzeitstabilität sowie hochgradige Modularität für die Realisierung moderner Anwendungen von heute und morgen. Drei Stativvarianten mit unterschiedlicher Anzahl von Kameraausgängen stehen zur Auswahl: TE2000-S, -U und -E. Beim Top-Modell TE2000-E sind Umschaltung zu den Multi-Ports und Fokusachse motorisiert. Die übrigen innovativen Eigenschaften sind mit allen drei TE2000-Stativen glei-

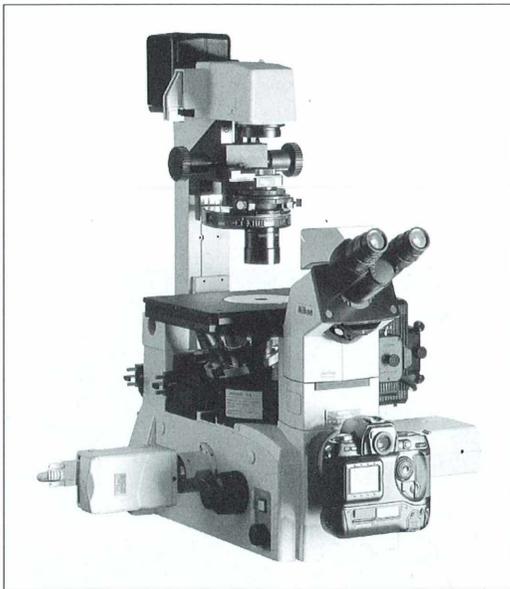


Abb. 1: Das neue Inversmikroskop TE2000 von Nikon.

chermaßen realisierbar. So können motorisierte Versionen einzelner Komponenten wie zum Beispiel Objektivrevolver, Kondensator und 6fach Fluoreszenzfilterblockkarussell beliebig kombiniert in alle TE2000-Stativen eingebaut und bequem per Knopfdruck oder PC bedient werden.

Die CFI60-Unendlichtoptik bietet extra lange Arbeitsabstände mit optischer Höchstleistung für Untersuchungen an Zellen zum Beispiel in *Cell-Factory*-Gefäßen. Zudem stehen hochauflösende Objektive und Kondensoren für Phasenkontrast, DIC und Hoffman Modulation Contrast (HMC) zur Verfügung. Für die Fluoreszenz-Mikroskopie mit Mehrfachmarkierungen können bis zu sechs Filterblöcke in das Reflektor-Karussell montiert werden. Ein Fluoreszenz-Zoom-Adapter, Nikons *Noise Terminator* sowie lichtstarke Objektive sorgen für Fluoreszenz-Bilder mit hervorragendem Signal-Rausch-Verhältnis. Um bestmögliche Stabilität und Resistenz gegenüber thermischen Einflüssen zu gewährleisten, verwendet Nikon für die Stativen eine neue Legierung, sowie das bewährte Konstruktionsprinzip der optischen Bank. Dies garantiert Langzeitstabilität bei Zell-Experimenten im Bereich von 37 °C.

Nikon ist erstmalig auch für inverse Mikroskope der Zugang zum Unendlich-Strahlengang zwischen Objektiv und Tubuslinse gelungen: In *Sandwich*-Anordnung zur Fluoreszenzachse erlaubt dieser Raum die unkomplizierte Integration von zusätzlichen Lasern, Lichtquellen und anderen optischen Komponenten für Anwendungen wie beispielsweise *Release of caged compounds*, FRAP, Laser-Mikrodissektion, TIRF-Mikroskopie für moderne Anwendungen in der Zellphysiologie bis zur molekularen Pathologie. Als Zubehör bietet Nikon Temperatur-, Klimakontroll- und Mikroinjektions-Systeme an. Dazu kommen die bekannten Nikon Digitalkameras D1 und Coolpix für klassische Digitalfotografie, sowie die DN100 und DXM1200 für Bildfernübertragung und Digitalfotografie.

Ansprechpartner: Nikon GmbH, Mikroskope / Optische Messtechnik, Dr. Anja-Rose Strohmaier, Tiefenbroicher Weg 25, D-40472 Düsseldorf, Tel.: 02 11/941 42 14, Fax: 02 11/941 43 22, e-mail: Anja.Strohmaier@nikon.de

Buchbesprechungen

Mehlhorn, H., Piekarski, G.:
Grundriss der Parasitenkunde,
6. Aufl.

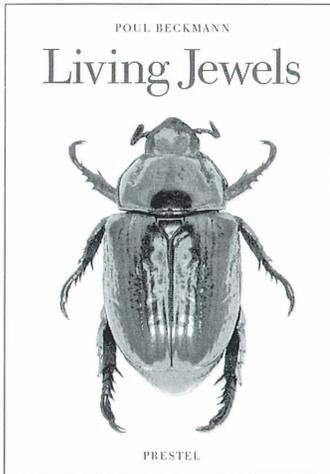
Spektrum Akademischer Verlag,
Heidelberg 2002, Taschenbuch,
184 Abbildungen mit zahlreichen
Einzeldarstellungen, 516 Seiten,
€ 24,95,
ISBN 3-8274-1158-09.

Ab sofort ist – in erster Linie zum Vorteil aller Zoologiestudenten, die sich verstärkt mit der Parasitologie beschäftigen möchten, – die auf den aktuellen Wissensstand gebrachte Neuauflage dieser bewährten Einführung verfügbar. Aber auch alle anderen, die sich für parasitologische Fragen inter-

essieren, können besten und preisgünstigen Nutzen aus diesem Buch ziehen, das sehr ansprechend und reichhaltig illustriert ist.

Wilhelm Wagner, Essen

Beckmann, P.: Living Jewels – The Natural Design of Beetles. Prestel Verlag, München, 112 Seiten mit 192 farbigen Abbildungen, Format 24 x 34 cm, € 39,95, ISBN 3-7913-2528-0.



Dieses Buch erregt Aufsehen und Staunen! Es begeistert in erster Linie durch die Farbenpracht und Formenvielfalt der abgebildeten Insekten. Dabei unterstützt das große Format (24 x 34 cm) und die fast immer ganzseitigen Abbildungen der Tiere das Anliegen des Autors.

Um es gleich vorweg zu nehmen: *Living Jewels* ist kein entomologisches Lehrbuch. Es wendet sich in erster Linie an alle Kunstschaffenden und Kunstliebhaber. Die biologische Evolution hat eine überwältigende Vielfalt an Organismen hervorgebracht. Am Beispiel einer der artenreichsten Tiergruppen, den Käfern, will der Autor mit 192 farbigen Abbildungen in den Formen- und Farbenreichtum dieser Organismen einführen. Präsentiert werden überwiegend ganzseitige, meist dorsale Habitusansichten von Käfern aus allen Kontinenten. Die fotografische Technik und die gestalterische Aufmachung des Buches weisen dabei durchaus Ähnlichkeiten mit einem Kunst-katalog auf. Die Insekten sind

ausnahmslos auf einem weißen Hintergrund platziert und nahezu schattenfrei ausgeleuchtet. So grandios diese Technik die eigentümliche Schönheit der Tiere unterstreicht, so enttäuschend fallen zahlreiche Detailabbildungen aus. Sie zeigen in der Regel lediglich eng begrenzte Rückenansichten (Pronotum und Elytren). Keineswegs werden verborgene, vorher nicht sichtbare Details dargestellt. Die Redundanz verfängt auch nicht als didaktischer Kniff, den Betrachter nochmals auf die Ornamente aufmerksam zu machen. Zudem handelt es sich lediglich um digitale Ausschnittsvergrößerungen der gegenübergestellten Habitusabbildungen. Bei einigen Detailansichten treten gar die Pixel störend sichtbar hervor.

In der vorangestellten Einleitung werden in konzentrierter Form die Bedeutung und Rolle der Käfer in der Kulturgeschichte der Menschheit gewürdigt. So galten im alten Ägypten die *Scarabaeus*-Arten als personifizierte Wiedergeburt und Unsterblichkeit. Dies erwuchs nicht zuletzt aus der Kenntnis des Lebenszyklus der Tiere heraus. Sogar die Mumifizierung der Toten wird unter anderem in Zusammenhang mit der typischen Entwicklung der holometabolen Käfer gebracht. Von Verehrung bis Ablehnung reicht die Rolle der Käfer in den europäischen Kulturen. In der frühchristlichen Religion galten die Scarabaeidae als Symbol der Sünder. Als Schmuck und Dekoration von Kleidungsstücken wurden besonders die harten und stabilen Elytren in zahlreichen Kulturen verwendet. In Südostasien werden Käfer gar als Haustiere gehalten, und besitzen dort jene Bedeutung, wie sie Katzen und Hunde in der westlichen Welt zukommt. Auf die weltweit stattfindenden Börsen, bei denen Insekten erstanden und getauscht werden können, wird hingewiesen, zum Glück aber mit zwei wichtigen Anmerkungen: Zum einen mit dem Hinweis auf be-

drohte und geschützte Arten, zum anderen auf die Fauna, die sich in der eigenen unmittelbaren Umgebung finden lässt. Im Anhang werden zu jeder Abbildung der wissenschaftliche Name des Tieres genannt, dessen Fundort und natürliche Größe. Zur Biologie der einzelnen Käfergruppen sind knappe Hinweise zu entnehmen. Es schließt sich eine kurze Literaturliste an, bei der die Zahl der Internet-Bibliographie die der gedruckten Werke knapp übertrifft.

Ein Fazit zu ziehen, fällt schwer. Aus der Perspektive eines Zoologen bietet das Buch nur wenig Information. Es spricht jedoch nichts dagegen, sich dieses Buch beispielsweise aus Liebhaberei zuzulegen.

Für alle Nicht-Zoologen kann es einen Einstieg und eine erste Bekanntschaft mit der Vielfalt und Vielgestaltigkeit der biologischen Evolution bieten. Die gesamte Darstellung, das heißt die fotografische Technik und das Layout, erinnert stark, wie bereits oben erwähnt, an einen Kunst-katalog. Daher verwundern weder der Titel *Living Jewels*, noch dass es sich beim Herausgeber um einen Verlag handelt, dessen Programm hauptsächlich Titel zur Kunstgeschichte und Architektur umfasst.

In der Kulturgeschichte gab es immer wieder Phasen, in denen sich Menschen der Vielgestaltigkeit und Farbenpracht von Lebewesen widmeten. Die Beobachtung und Faszination wurde nicht selten zur Quelle von Inspiration und Stimulation, insbesondere von Künstlern. Aus den vielen Beispielen sei hier nur auf die *Kunstformen der Natur* des deutschen Zoologen und Evolutionsbiologen Ernst Haeckel zum Ausgang des 19. Jahrhunderts verwiesen. In der Architektur und Kunst folgte die blühende Phase des Jugendstils, deren Formensprache auf die Gestalt der Lebewesen zurückgriff. In der Fotografie war es Karl Blossfeldt, der in der Bildsprache der Neuen

Sachlichkeit Pflanzenstudien anfertigte.

Heute zum Beginn des 21. Jahrhunderts stehen Lebewesen wiederum verstärkt im gesellschaftlichen Interesse. Nicht nur in der Biologie sind sie Gegenstand der Forschung, sondern werden auch als Modelle für technische Problemlösungen betrachtet. *Living Jewels* verfolgt keinen dieser Ansätze, sondern steht ganz am Anfang. Es setzt auf Faszination. Und dies ist bei weitem kein schlechter Ansatz: Faszination als Einstieg zum Schutz der Lebewesen.

Christian Fischer, Berlin

Plattner, H., Hentschel, J.: Zellbiologie, 2. Aufl.

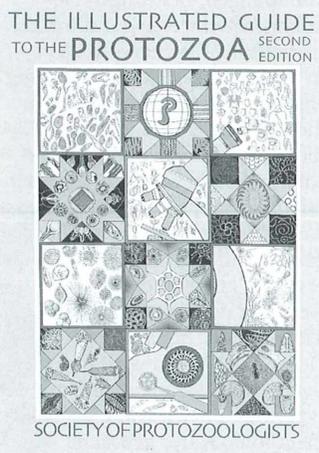
Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2002, 457 Seiten, 255 vielfach vierfarbige Abbildungen, 23 Tabellen, Taschenbuch, € 29,95, ISBN3-13-106512-5.

Wie bei den beiden Autoren nicht anders zu vermuten war, erfüllt die zweite Auflage der *Zellbiologie* zweifelsohne die Erwartungen, die man in die Neuauflage eines Buches setzen darf: Korrektur, Ergänzung und Aktualisierung des dargebotenen Stoffes. Das Buch übertrifft jedoch die Erwartungen insofern, als das neue, vierfarbig angelegte Layout den zu vermittelnden Stoff noch lese- und studienfreundlicher macht. Wie in der ersten Auflage ist auch in der nun vorliegenden Ausgabe der Stoff adäquat aufbereitet, für einen Studienbeginner überschaubar dargestellt und nicht mit zunächst nutzlosen Einzelfakten überfrachtet. Die Illustrationen – insbesondere die licht- und elektronenmikroskopischen Abbildungen – sind von einer Qualität, die kaum noch übertroffen werden kann. Dazu ist der Preis des Buches nicht nur akzeptabel, sondern adäquat. Das Buch sollte als Standardwerk zum Buchbestand eines

jeden Biologiestudenten und darüber hinaus in die private Bibliothek eines jeden an der Zellbiologie Interessierten gehören.

Klaus Hausmann, Berlin

Lee, J. J., Leedale, D. F., Bradbury, P. (eds) (2000): An Illustrated Guide to the Protozoa, 2nd edition.
Society of Protozoologists, Allen Press, Lawrence, KS 66044, USA, 135,00 US\$ (inkl. Versand), ISBN 1-891276-22-0.



Endlich ist die langersehnte, seit vielen Jahren angekündigte zweite Auflage des amerikanischen *Illustrated Guide to the Protozoa* verfügbar. Warum es bis zum endgültigen Versand (2002) dieses unterdessen auf zwei Bände angewachsenen Werkes (insgesamt 1432 Seiten) so lange gedauert hat, obgleich das Jahr 2000 als Erscheinungsdatum angegeben ist, wird wohl immer ein Geheimnis bleiben, das wir auf unserer Seite des Nordatlantiks nicht werden lösen können. Sicherlich waren zwei Komponenten mit im Spiel: (1.) Weit über 60 Autoren mussten bei diesem generellen Bestimmungswerk unter einen Hut gebracht werden und das in einer Situation,

in der (2.) ständig neue Einsichten und somit Veränderungen im System der Organismen ihren Tribut forderten. Aber das kann nur ein Teil einer Erklärung sein.

Das voluminöse Ergebnis ist beeindruckend und wird sicherlich für ein bis zwei Dekaden seine Stellung im protozoologischen Buchsektor behaupten. Was danach kommt, vermag bei den vielen Imponderabilien um das Wissen zur Phylogenie der Organismen derzeit überhaupt keiner vorherzusagen.

Es gibt aktuell kein vergleichbares Printprodukt auf dem Markt, das derartig umfassend die einzelnen Lebewesen behandelt. Ist es doch von einer Vielzahl von Spezialisten kompiliert worden. Das Wissen dieser Spezialisten ist natürlich auf die Einzeller-Gruppen beschränkt, die sie jeweils bearbeiten. Das wirklich große Problem, nämlich wie all dieses mehr oder minder punktuelle Wissen in ein schlüssiges, allumfassendes System der Lebewesen auf unserem Planeten zusammengefügt werden kann, ist in diesem Buch nicht gelöst – wie es meines Wissens nach bislang in keiner einzigen Publikation gelungen ist.

Es wäre nun beckmesserisch, auf die – leider – zahlreichen Druckfehler und andere drucktechnischen Unzulänglichkeiten hinzuweisen. Da, wie aus dem Vorwort hervorgeht, die Herausgeber versucht haben, den immer noch beeindruckenden Verkaufspreis soweit wie möglich zu minimieren, indem sie mehr oder minder die gesamte Layout-Arbeit selbst bewältigt haben, sind Mängel zu vermerken, die bei einer professionellen – und damit kosten-trächtigen – Bearbeitung nicht aufgetreten wären.

Zusammenfassend darf man festhalten, dass einerseits sicherlich ein bemerkenswerter Geldbetrag für die Anschaffung dieses zweibändigen Werkes bereitgestellt werden muss, dass man andererseits aber auch einen mehr als adäquaten Gegenwert erhält.

Klaus Hausmann, Berlin

Nebel, M., Philippi, G. (Hrsg.): Die Moose Baden-Württembergs, Band 2: Spezieller Teil (Bryophytina II, Schistostegales bis Hypnobryales). Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2001, 529 Seiten, 159 Farbfotos, 322 Verbreitungskarten, gebunden, € 49,90, ISBN 3-8001-35302.

Der zweite Band dieser Serie steht in Nichts den Standards nach, die mit dem ersten Band gesetzt wurden. Wieder liegt eine solides Werk vor, das jedem sehr hilfreich sein wird, der sich auf die Biologie und Bestimmung von Moosen konzentriert. Man darf sich bereits jetzt schon auf den für dieses Jahr angekündigten dritten Band freuen, der diese Serie dann abschließen wird.

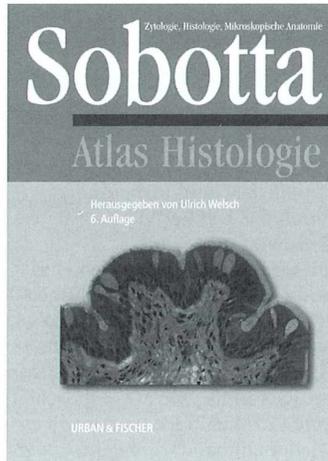
Klaus Hausmann, Berlin

Amato, J. A.: Von Goldstaub und Wollmäusen – Die Entdeckung des Kleinen und Unsichtbaren. Europa Verlag, Hamburg 2001, 252 Seiten, gebunden, € 19,90, ISBN 3-203-75012-0.

Dieses Buch führt nicht unmittelbar in die Anwendung der Mikroskopie, aber in die mikroskopische Dimension. In Form eines historischen Exkurses wird aufgezeigt, wie die Wissenschaft mehr und mehr – unter anderem mit Hilfe des Mikroskops – in den für uns zunächst unsichtbaren Bereich vorgedrungen ist, Erkenntnisse erarbeitet und Schlussfolgerungen gezogen hat, die letztendlich zur Bewältigung großer Menschheitsprobleme – wie zum Beispiel der furchterlichen Volksseuche Pest – geführt haben. Jedem, der an der historischen Facette des Wissens um den Mikrokosmos interessiert ist, wird die Lektüre dieses sorgfältig recherchierten Buches großen Gewinn und sicherlich auch Freude bringen.

Thomas Gross, Heidelberg

Welsch, U. (Hrsg.): Sobotta – Atlas Histologie: Zytologie, Histologie, Mikroskopische Anatomie, 6. Auflage. Urban & Fischer, München 2001, 262 Seiten, 528 Abbildungen, 15 Tabellen, gebunden, € 39,95, ISBN 3-437-43140-4.



Die neue Auflage der Sobotta-Histologie ist seit einiger Zeit auf dem Markt. Dieses großformatige Buch zur mikroskopischen Dimension des Menschen zeichnet sich durch hochwertigste Drucktechnik aus, schwarz-weiß wie farbig. Das ist bei der in diesem Werk behandelten Thematik sicherlich angesagt, heutzutage aber bei aktuellen Printprodukten dieses Genres keineswegs die Regel. Dem Verlag gebührt Anerkennung für diese Leistung. Natürlich sind neben der Güte des Druckes die Auswahl der licht- und elektronenmikroskopischen Abbildungen sowie die Konzipierung von erklärenden Zeichnungen und Diagrammen eine fundamentale Voraussetzung für die inhaltliche Qualität eines solchen Lehrbuches, das primär für Studierende der Humanmedizin in der vorklinischen Ausbildung zusammengestellt wurde. Denn hier wird eine Basis für das gesamte Studium – und auch für die spätere Berufsausübung – gelegt. Was sollte man an dieser Stelle erwarten dürfen, wenn nicht höchste

Qualität?! Und dieses ist das besondere Verdienst des Herausgebers Ulrich Welsch: Bestes Illustrationsmaterial wurde zu einer umfassenden Aussage kombiniert. Der Text ist eher spärlich, aber durchaus ausreichend und instruktiv. Der Herausgeber hat eine sicherlich nicht immer einfache Gratwanderung gemeistert. Neben der zweifelsfrei primären Zielgruppe MedizinstudentInnen spricht dieses Buch aber auch jeden etwas weiter Außenstehenden an, der sich im weitesten Sinne der Histologie verschoren hat, also ein nicht kleines Segment unserer Leserschaft. Mit dem Kauf dieses Buches erwirbt man sich einen Abbildungsfundus, den man so schnell nicht durch die Anschaffung eines anderen Werkes dieser Preisgruppe geboten bekommt.

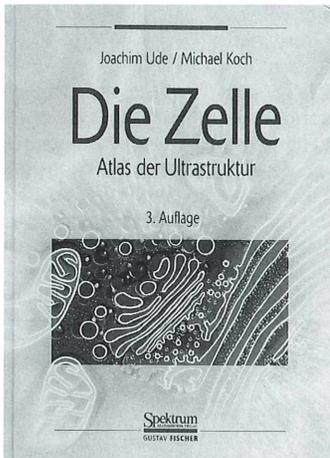
Klaus Hausmann, Berlin

Nicholls, J. G., Marin, A. R., Wallace, B. G.: Vom Neuron zum Gehirn – Zum Verständnis der zellulären und molekularen Funktion des Nervensystems. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002, 538 Seiten, 372 Abbildungen, 5 Tabellen, broschiert, € 29,95, ISBN 3-8274-1347-8.

Das vorliegende Buch ist die deutsche Übersetzung eines sehr erfolgreichen Neurobiologie-Lehrbuchs aus dem amerikanischen Sprachraum. Der Stoff wird in sechs großen Teilen abgehandelt, die jeweils in verschiedene Kapitel untergliedert sind: Eigenschaften von Neuronen und Glia; Kommunikation zwischen erregbaren Zellen; Entwicklung und Regeneration im Nervensystem; Integrative Mechanismen; Das visuelle System; Schlussfolgerungen. Der Text liest sich flüssig, und die Aussagen werden durch eine Vielzahl von instruktiven, meist farbigen Abbildungen illustriert. Dem, der sich in die Thematik Nervensystem vertiefen möchte, sei dieses Buch empfohlen.

Wilhelm Wagner, Essen

Ude, J., Koch, M.: **Die Zelle – Atlas der Ultrastruktur**, 3. Aufl. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002, gebunden, 328 Seiten, € 34,95, ISBN 3-8274-1173-4.



Wenn dieses Buch unterdessen in der dritten Auflage erscheint, dann deshalb, weil es im aktuellen Buchangebot seinen festen Platz eingenommen hat. Es gibt meines Wissens auf dem deutschsprachigen Markt kein Buch, das mit dem vorliegenden Werk verglichen werden könnte. Es handelt sich im wahrsten und besten Sinne des Wortes um ein Bilderbuch. Es werden alle Facetten der Ultrastruktur der Zelle illustriert, wobei vorwiegend Fotos von Ultradünnschnitt-Präparaten zur Wiedergabe der Zellanatomie herangezogen werden. Zahlreiche farbige, didaktisch durchweg klug angelegte 2D- und 3D-Darstellungen verdeutlichen, erläutern und interpretieren die Sachverhalte. Was hat sich im Vergleich zu den vorherigen Auflagen verändert? War die erste, sicherlich positiv angenommene Auflage von 1982 durch ein etwas tristes, wenig einladendes Layout gekennzeichnet (sehr kräftige bis zu dunkle Bildkontraste und ungewohnter Weise schwarze Lichtlinien um die Einzelbilder herum), strahlte die zweite, erweiterte Auflage von 1994 durch ein geändertes Layout

Helligkeit aus, die zum Schmökern anregte und verführte. Inhaltlich war diese Auflage durch ein Kapitel über Gameten komplettiert worden.

Die jetzt vorliegende dritte Auflage zeigt, was es bedeutet, wenn bei der Wiedergabe eines im Wesentlichen gleichen Bildbestandes ein großzügigeres und meiner Meinung nach sehr geschmackvolles Layout zugrunde gelegt wird. Das Buch hat durch diese herstellungstechnische Veränderung unglaublich gewonnen. Natürlich ist auch diese Auflage aktualisiert und insbesondere durch das Kapitel Viren erweitert worden.

Dieses Buch gehört in die Hand und – vor allem – vor die Augen eines jeden, der an den elektronenmikroskopisch erfassbaren Realitäten der Zellen interessiert ist. Es könnte eine ausgesprochen gute Geschenkidee sein, wenn es wieder einmal darum geht, einem lieben Menschen anlässlich eines besonderen Tages eine Freude zu machen. Letztlich hat jeder Mikroskopiker einmal Geburtstag! Darüber hinaus gibt es ja auch noch andere Anlässe, die durch ein solches Buchgeschenk entsprechend gewürdigt werden könnten!

Klaus Hausmann, Berlin

Kühnel, W.: Taschenatlas der Zytologie, Histologie und mikroskopischen Anatomie, 11. Aufl.

Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2002, 535 Seiten, 745 meist farbige Abbildungen, Taschenbuch, € 34,95, ISBN 3-13-348611-X.

Dieses von jeher in erster Linie für Studierende der Human-, Zahn- und Tiermedizin, für Anatomen, Pathologen und Biologen sowie für die medizinisch-technischen Assistenzberufe konzipierte, die mikroskopische Dimension des menschlichen Körpers behandelnde Werk ist – wie immer – darüber hinaus auch für jeden von Belang, der sich – aus welchen

Gründen auch immer – für die mikroskopische Dimension des menschlichen Körpers interessiert. Der seit der letzten Auflage erfolgte Wissenszuwachs ist in dem nun vorliegenden Buch berücksichtigt, die Abbildungen sind in Qualität wie Quantität nach wie vor üppig und die Sachverhalte werden im begleitenden Text klar verständlich dargelegt. Was könnte man mehr von einer Neuauflage eines bewährten Lehrbuches erwarten?

Wilhelm Wagner, Essen

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 9. Aufl., Kosmos Naturführer. Franck-Kosmos Verlags-GmbH & Co., Stuttgart 2002, 428 Seiten, 1760 sw-Zeichnungen, 56 Farbfotos, 25 sw-Fotos, gebunden, € 24,90, ISBN 3-440-08431-0.

Wer kennt ihn nicht, den *Wassertropfen*? Niemand, der gerne mikroskopiert und sich vom vielfältigen Leben im Wasser verzaubern lassen will, kann auf dieses Bestimmungsbuch für die Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers verzichten. Das bewährte Gesamtkonzept ist geblieben. Einleitend werden beispielsweise Tipps gegeben zur Probennahme, Kultivierung, Fixierung und Färbung, Mikroskopie und biologischen Gewässergütebewertung. Vor dem umfangreichen, mit Schwarzweiß-Zeichnungen ausgestatteten Bestimmungsteil werden die allgemeinen Merkmale der Algen, Einzeller und Tiergruppen des Süßwassers beschrieben. Im Vergleich zur vor 14 Jahren erschienenen 8. Auflage hat der *Wassertropfen* Einiges hinzugewonnen. Er wurde um bisher nicht aufgenommene, aber häufig vorkommende Arten erweitert, das Literaturverzeichnis wurde auf den neuesten Stand gebracht, und es gibt mehr Farbtafeln. Keine Frage, dieses Werk kann unumschränkt empfohlen werden.

Renate Radek, Berlin

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Freier Download von Archivartikeln aus 90 Bänden MIKROKOSMOS

URBAN & FISCHER
Verlag für Medizin

Mikrokosmos
Zeitschrift für Mikroskopie
Mitteilungsorgan für mikroskopische Gesellschaften

ISSN 0026-3680
Gegründet 1907
von der Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft

Publikationssprache: Deutsch
2002: 91. Band (6 Hefte pro Band)
Format: 170 mm x 240 mm
Kurztitel: Mikrokosmos

Charakteristik	Probezeitplan	Metadaten
Interessenten	Archiv	Inhaltsverzeichnis
Herausgeber	Gesellschaft	Ankündfe
Bezugsanweise	Abstracts-Indexed in	Liste der Zeitschriften

Mit jedem neuen erscheinenden Heft von Mikrokosmos finden Sie unter

<http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv.htm>

einen Archivtitel aus den 90 publizierten Jahrgängen Mikrokosmos.

Der Archivartikel kann auch als PDF heruntergeladen werden, so dass Sie sich problemlos eine kleine Sammlung aufbauen können.

Nutzen Sie diesen interessanten Einblick in die Geschichte der Mikroskopie.

URBAN & FISCHER



Aus den Arbeitsgemeinschaften

Herbsttreffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Das Herbsttreffen der Arbeitsgemeinschaft findet am 12. Oktober 2002 statt und beginnt pünktlich um 10 Uhr. Die Teilnehmer treffen sich wie immer am letzten Parkplatz hinter dem Bio-Zentrum in Gerbrunn bei Würzburg.

Interessante Inhalte erwarten die Teilnehmer. So erleben sie die Anfertigung eines Hologramms, einen Vortrag von Ernst Hippe über Mathematik und Biologie sowie Diaserien über farbenprächtige

Gesteinsdünnschliffe und Aufnahmen mit dem Rasterelektronenmikroskop. Fachkundige Mitteilungen runden das Programm ab.

Weitere Auskünfte erteilt:

K. H. Orlishausen, Sonderschuldirektor a. D.,
Friedhofstr. 5, D-96215 Lichtenfels,
Tel.: 095 71/34 77,
e-mail: orlishausen@gmx.de

Nachricht

Fortsetzung von Seite 195

Daneben gab es aber wie in jedem Jahr eine Reihe anderer Aktivitäten – dazu zählte eine Exkursion nach Hannover ins Max-Planck-Institut für experimentelle Endokrinologie. Dort wurden wir von Frau Neubert begrüßt, die auch einen einführenden Vortrag hielt. Die dortige Forschung umfasst drei Bereiche: die molekulare Embryologie (speziell Gehirn und Gliedmaßen), die Neurobiologie (Schilddrüse, Hormone, Steuerung der inneren Uhr) und das *Gene Paint*, eine Technologie zum Aufzeichnen von Genstrukturen. Danach wurden wir in verschiedene Labors geführt, wo die unterschiedlichen licht- und elektronenmikroskopischen Verfahren erläutert und vorgeführt wurden. Abschließend gab es einen Imbiss, bei dem noch offene Fragen beantwortet wurden; ein insgesamt lohnender Ausflug.

An den Abenden war dann Gelegenheit zum Tauschen und Handeln (bei Weißwurst und Hefeweizen, die Richard Jähner aus Lindau mitbrachte), Mikrotomschneiden von Paraffinblöcken, wahlweise mit einem Rotations- beziehungsweise Schlittenmikrotom, sowie Kurzvorträge. Herr René Graf aus der Schweiz hatte Dünnschliffe von Gesteinen mitgebracht und erfreute alle mit einem gelungenen Vortrag über die Schönheiten der Natur. Auch Erwin Heiser führte einige Dias seiner Schliffe vor; Friedrich Lütkemöller ergänzte seinen Vortrag vom Vorjahr über den Schuppenwurm, bei dem es einige Unklarheiten gegeben hatte, und Friedrich Thor-

mann zeigte Dias vom ersten Treffen 1993. Udo Lentz erläuterte den gefahrlosen Umgang mit Lösungsmitteln und beseitigte mit seinem Beitrag einige Bedenken.

Zu danken haben wir Herrn Ernst von der Firma Olympus. Wie schon in den vergangenen Jahren stellte er eine Videoeinrichtung samt Mikroskop zur Verfügung. Das Wetter hatte es diesmal nicht so gut mit uns gemeint. Nach dem traditionellen Grillabend mit Einbecker Maibockbier sollte am nächsten Tag ein Spaziergang zu den Derneburger Teichen führen, um Plankton zur Lebenduntersuchung zu bekommen. Das fiel aber buchstäblich ins Wasser. Für den Besuch einer Schulklasse aus Salzgitter musste dann der Hausweier erhalten, und die Kinder waren so sehr beeindruckt, dass sie am nächsten Tag als Dank verschiedene Handzeichnungen mit erstaunlichen Details brachten.

Am Sonntag ging eine an Erfahrungen reiche Woche mit einem kleinen Test zu Ende. Nach einer allgemeinen Diskussion, in der verschiedene Anregungen vorgebracht wurden, bedankten sich die Teilnehmer bei Herrn Brüggemann für die vielen schönen Präparate und praktischen Anleitungen und notierten den möglichen Termin für 2003 (28.04.2003 bis 04.05.2004) in ihrem Kalender.

Friedrich Thormann, Hannover



Abb. 2: Mikroskopiker beim Präparieren, Studieren und Diskutieren.



Abb. 3: Im Hinblick auf zukünftige Mikroskopietreffen wird bereits der Nachwuchs angeleitet.

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 nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Platzierung der Abbildungen und Tabellen angeben. 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 nummerieren) 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 tief-schwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien auf CD-R (bis 700 MB) einreichen; bitte keine CD-RWs oder DVDs verwenden. Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. 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 und 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 € 30,00 und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit € 60,00.

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

Mikrokosmos
4/2002

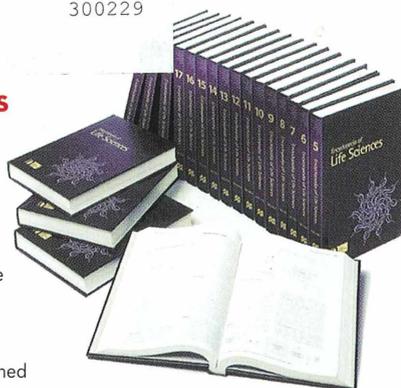
1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

Sciences

300229



all of the life sciences

The *Encyclopedia of Life Sciences* is the largest, most comprehensive reference source ever published in the biological sciences. Available online, and now published as a 20 volume print edition, *ELS* will become an essential resource for every reference library.

- 3000 entries, specially commissioned and peer-reviewed
- contributions from 5000 of the world's leading scientists
- 12 million words
- 6,000 illustrations, including a color plate in each volume
- an extensive index for quick and accurate searching
- meticulous cross-referencing for thorough research

NOW PUBLISHED

- a comprehensive glossary explaining key scientific terms
- an international board of 180 subject specialist advisors guarantees the complete coverage of contemporary biology

**Print edition and online bundle —
Save 20% on the print edition price**

www.els.net

www.els.net is a fully integrated web resource featuring the full text of *The Encyclopedia of Life Sciences* plus all the advantages of an online resource:

- advance searching by keyword, free text, subject area, illustration, A-Z browse
- 30,000 internal links plus external links to bibliographic references and primary literature
- monthly content and functionality updates, plus weekly scientific news items
- personalisation and book-marking features
- multimedia pages

Bibliographic details

North America:
Print: ISBN 1-56159-274-9 List price: \$4,200
Online: ISBN 1-56159-238-2 Price on quotation
Bundle: Price on quotation

Rest of World:
Print: ISBN 0-333-72621-9 List price: £2,595
Online: ISBN 0-333-94788-6 Price on quotation
Bundle: ISBN 0-333-94789-4 Price on quotation

- Cell Biology
- Clinical Medicine
- Developmental Biology
- Diversity of Life
- Ecology
- Evolution
- Genetics
- History & Philosophy of Science
- Immunology
- Microbiology
- Molecular Biology
- Neuroscience
- Plant Science
- Structural Biology
- Virology

To order or for more information on the print edition, bundle deals and online access, visit our website or contact the sales representative for your area:
Visit: www.naturereference.com/els Email us: enquiries@els.net
Tel: (North America) 1-800-221-2123 ext. 203 or (Other Regions) +44 (0) 20 7843 4619
Fax: (North America) 1-212-689-9711 or (Other Regions) +44 (0)20 7843 4998

nature publishing group **npg**

**Recommend to
your librarian**

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2002

Band/Volume: [91_4](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 91_4 1](#)