

II 90372

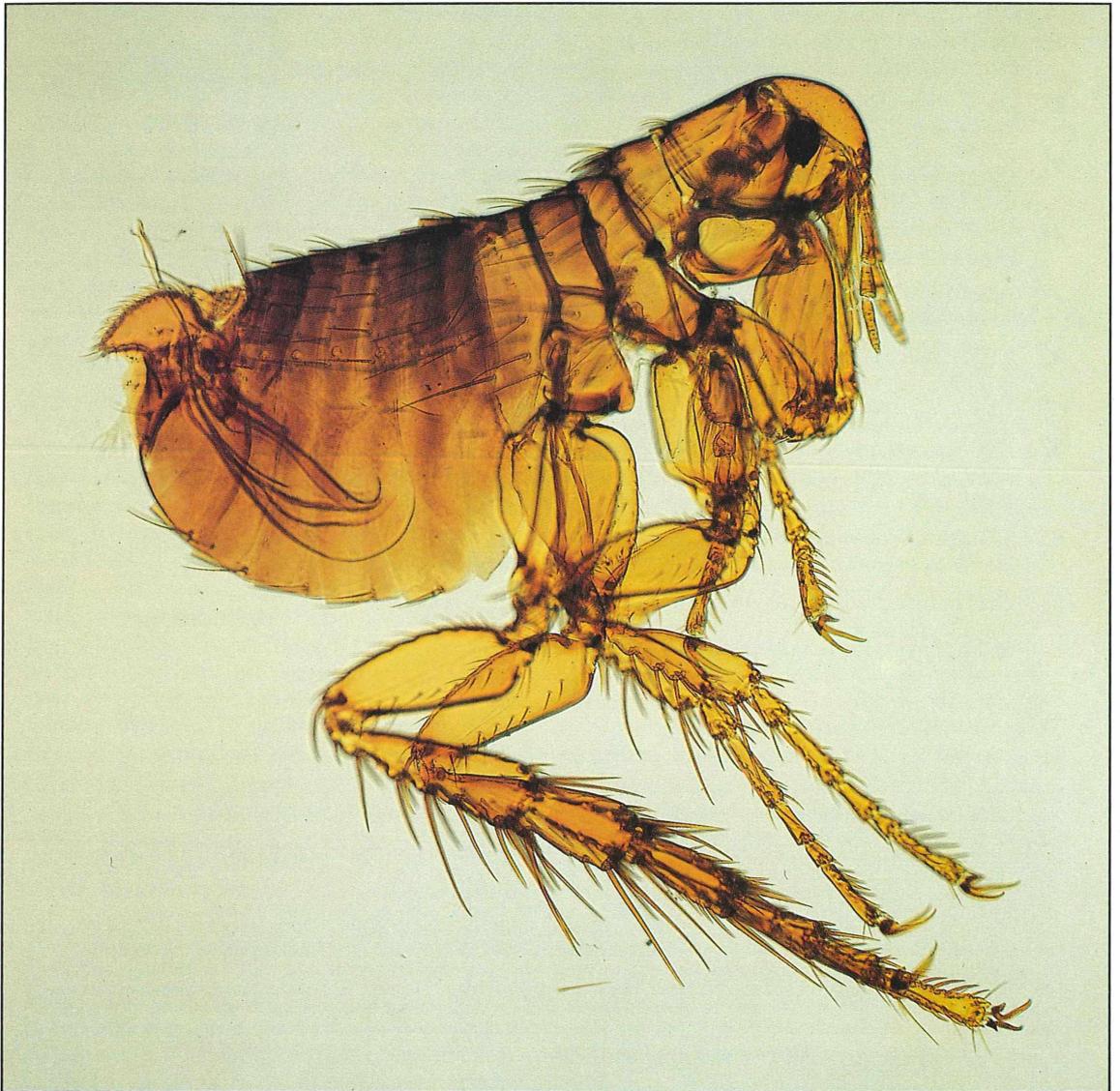
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; <http://www.elsevier.de/>

E 20582

MIKROKOSMOS

85. Jahrgang/Heft 1

Januar 1996



**GUSTAV
FISCHER**

ISSN 0026-3680

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
und Bruno P. Kremer (Köln)
Redaktionsassistentin: Annett Burzlaff (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 3** Das Sonnentierchen *Actinosphaerium eichhornii* – eine Klonzüchtung wird beobachtet
Walter Neubert
- 11** Dr. Dieter Krauter zum 70. Geburtstag
Heinz Streble
- 15** Die Zwitterdrüse der Schnecke
Kurt Lerch
- 21** Farbige Mikroskopie und Mikrofotografie
Rudolf Drews
- 23** Der Camcorder am Mikroskop
Jürgen Balzer und Erhard Mathias
- 27** Akustikmikroskopie – Sehen mit Schall
Annett Burzlaff
- 33** Zum Mechanismus der Astrablau-Safranin-Doppelfärbung botanischer Schnitte
Uwe Markstahler
- 37** Der Springschwanz *Sira buski* – mikroskopische Eindrücke von einem kleinen Hausgenossen
Frank Just
- 45** Charles Darwin und die Mikroskopie
Norbert Gregor Günkel
- 51** Eine handliche Kuvette zur Beurteilung des (Zoo-)Planktons von Gewässern
Wolfgang M. Richter und Matthias Glatzer

Rubriken

- 1**
Editorial
- 14, 63**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 14, 25, 32, 53**
Nachrichten
- 20**
Mikro-Quiz
→ Makro-Quiz
- 13, 36**
Neue Medien
- 50**
Aus der Industrie
- 55**
Mikro-Einsteiger
- 59**
Buchbesprechungen
- 63**
Mikro-Markt

Umschlagabbildung: Igelhoh. Präparation und Hellfeldaufnahme: R. Drews. Siehe Artikel Drews, S. 21–22.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 112,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 79,-), Einzelheft DM 23,- (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten). Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa/Eurocard/Mastercard/American Express (Bitte Kartenummer und Gültigkeitsdauer angeben).

Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste 1. 10. 1994.

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

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

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1996

Satz: Mitterweyer Werksatz GmbH, Plankstadt

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

Printed in Germany

Editorial

Wege zu kleinen Welten

Wo die Augen nichts mehr wahrnehmen, ist die Welt noch längst nicht zu Ende. Zwischen den natürlichen Sichtbarkeitsgrenzen, an denen die Erfahrung normalerweise aussetzt, und der unvorstellbaren Kleinheit des atomaren Bereichs, in dem es auch mit unkonventionellen Instrumenten wirklich nichts mehr zu sehen gibt, tritt vermittelnd das Mikroskop in Aktion und ermöglicht den Zugang in die bezaubernden Dimensionen des Mikrokosmos. Die Qualität des Erlebens ist hier anders als in den alltäglichen Erfahrungsfeldern. Diese Tatsache macht zu einem nicht geringen Teil den besonderen Reiz des Betrachtens und Bestaunens aus, über den jeder Mikroskopiker unwillkürlich ins Schwärmen gerät. Ob es nun die Strukturen der unbelebten Kleinwelten sind, etwa das bizarre Gefüge von Kristallen und technisch erzeugter Miniaturen, oder die dynamische Ordnung lebender Zellen und Gewebe – für kurzweilige, erlebnisreiche und zweifellos auch spannende Seh-Reisen und -Abenteuer entfalten sich hier Räume von fast beliebiger Weite und Tiefe.

Der MIKROKOSMOS erscheint im gerade begonnenen neuen Jahr in seinem 85. Jahrgang. Obwohl er damit rein numerisch zu den echten Mittachtzigern rechnet, fühlt er sich gar nicht so betont angejährt, sondern immer noch vital, unternehmungslustig und hoffnungsfroh. Eigentlich ist der MIKROKOSMOS sogar noch ein paar Jahre älter, denn die 1907/08 mit dem 1. Jahrgang begonnene Zeitschrift erschien mit Band 37 ununterbrochen nur bis 1943/44 und mußte dann kriegsbedingt aussetzen, ehe Band 38 im Jahre 1948/49 den roten Faden wieder aufgreifen konnte. Weltweit gibt es übrigens nur ganz wenige Magazine, die sich wie der MIKROKOSMOS der Mittlerfunktion von der reinen Wissenschaft zur sinnvollen Freizeitbeschäftigung verschrieben haben und eine so lange Tradition aufweisen können.

Dem MIKROKOSMOS ist in den vielen Jahrzehnten seines Bestehens der Stoff nicht ausgegangen. Herumblättern in weiter zurückliegenden Jahrgängen zeigt, daß gewisse Standardthemen von der Amöbe bis zur Zwiebel-

haut zwar immer wieder einmal auftauchen, über die Jahre hinweg aber schrittweise ange-reichert mit methodischen Fortschritten und neuen zellbiologischen Einsichten. So wird es der MIKROKOSMOS hinsichtlich seiner Themenmischung auch künftig handhaben und dem Hobbymikroskopiker bewährte Objekte in aktueller Sicht, aber auch gänzlich neue Empfehlungen aus den sich immer noch rasch entfaltenden Arbeitsgebieten der Mikroskopie anbieten.

Wie in den vorangegangenen Jahren, haben uns auch in den zurückliegenden Monaten viele Leserzuschriften erreicht – zustimmende, anregende, kritische und in jedem Fall solche, die wir sehr ernst nehmen. Gelegentlich fragen Leser an, warum denn der MIKROKOSMOS als primär lichtmikroskopisch orientierte Zeitschrift ab und zu auch rasterelektronenmikroskopische Bilder bringt, die für den Amateur doch gänzlich unerreichbar seien. Wir sind mit Ihnen der Ansicht, daß konventionell lichtmikroskopisch gewonnene Aufnahmen selbstverständlich ihren besonderen Stellenwert für die Aufsätze oder Mitteilungen haben und behalten sollen. Andererseits möchten wir uns aber fallweise der besonderen Ästhetik eines REM-Bildes nicht verschließen, nur weil solche Bild-dokumente für den Leser nicht praktisch wiederholbar sind. Immerhin ist auch zu bedenken, daß formal und in der Aussage bestechend schöne REM-Aufnahmen sehr häufig unmittelbar an die mit der Stereolupe erfahrbare Größenordnung anschließen und deshalb nicht notwendigerweise Wanderungen in gänzlich anderen Welten sind (Abb. 1). Aufnahmen, wie sie nur das hochauflösende Transmissionselektronenmikroskop nach extrem aufwendiger Spezialpräparation liefern kann, werden dagegen im MIKROKOSMOS die absolute Ausnahme sein. Unsere Zeitschrift versteht sich zwar als Fachorgan für die Mikroskopie, aber ausdrücklich nicht als Mitteilungsblatt für die Fortschritte der Feinstruktur-forschung.

Ein äußerst wichtiger Leitgedanke bei der Auswahl und Aufbereitung der Themen bleibt neben der gebotenen Aktualität vor allem die

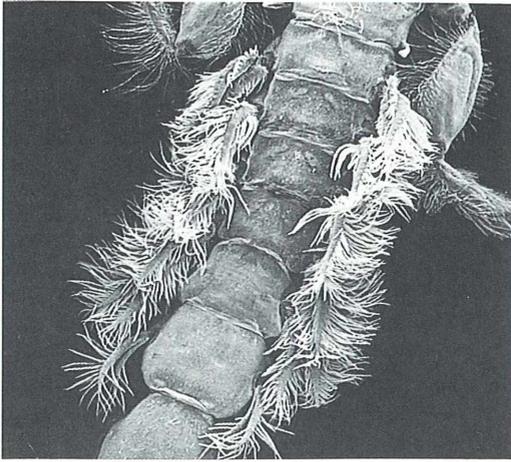


Abb. 1: REM-Aufnahmen sind zwar brillanter als gewöhnliche Mikrofotos, zeigen aber grundsätzlich vergleichbare, auch mit dem Lichtmikroskop zu erkundende Strukturen: Kiemenbüschel an der Eintagsfliegenlarve von *Ephemera danica* (20×) (aus: Wichard, Arens, Eisenbeis, Atlas zur Biologie der Wasserinsekten, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995, mit freundlicher Genehmigung).

Nachvollziehbarkeit und die Praxisnähe der Beiträge. Natürlich werden die einzelnen Hefte nach wie vor über technische Neuentwicklungen berichten oder für die Mikroskopie relevante Befunde, Entdeckungen oder Erkenntnisse darstellen. Wahrnehmen und Wissen sind so eng verzahnt, daß sie sich nur in diesem Verbund auch wirklich zum Genuß steigern. Hintergrundwissen zu vermitteln oder Randbereiche der Mikroskopie in den Blick zu nehmen, gehört ebenso zu den spezifischen Aufgaben des MIKROKOSMOS wie die Anregung oder der Vorschlag zu eigenem Tun. So werden Sie im MIKROKOSMOS auch weiterhin gerade solche Beiträge lesen, in denen Ihnen Autoren verschiedener Erfahrungsfelder Ideen und Impulse mit direktem Anwendungsbezug geben. Dabei haben wir selbstverständlich auch diejenigen im Blick, die mit dem Mikroskop gerade ihre ersten tastenden Versuche unternehmen.

Auf diesem Hintergrund und auch als Reaktion auf einen vielfach geäußerten Leserwunsch, bringt MIKROKOSMOS (beginnend mit diesem Heft) unter der neuen Flagge **Mikro-Einsteiger** jeweils einen Aufsatz, der speziell den Anfängern den Zugang zu interessanten Erfah-

rungswelten erleichtern soll. Erfahrene, didaktisch versierte Autoren werden darin anhand einfacher, sehr leicht zugänglicher und betont ergiebiger Objekte zum Präparieren, Beobachten und Dokumentieren einladen. Die Serien, die sich aus diesen Aufsatzfolgen aufbauen und die in den nächsten Heften aus der Feder unseres langjährigen Autors Dr. Erich Lüthje stammen, werden ein wertvolles Kompendium für Anfänger unserer Zunft bilden. Lassen Sie uns bitte wissen, welche Themenfelder Sie in naher Zukunft behandelt sehen möchten.

Eine weitere Neuerung werden Sie in diesem Heft entdecken: Das bisherige Mikro-Quiz, das als Biographie-Rätsel jeweils eine markante Persönlichkeit aus der Geschichte der Mikroskopie thematisierte, hat einen neuen Inhalt und eine neue Form bekommen: Jetzt werden Sie in jedem Heft ein etwas rätselhaftes Foto finden, dessen Gegenstand zu raten ist. Die darauf dargestellten Objekte sind Alltagsgegenstände, nicht besonders ausgefallene, aber ein wenig raffiniert in Szene gesetzte oder durch die ungewohnte Perspektive verfremdete Dinge des täglichen Lebens. Entsprechend dem Größenbereich, in dem sich die Bildmotive vorzugsweise aufhalten, heißt die Rätsel-ecke ab jetzt **Makro-Quiz**.

Eine besonders erfreuliche Mitteilung möchten wir Ihnen nicht vorenthalten: Eine Reihe unserer Autoren haben als Reaktion auf das Editorial in Heft 4/95 ihr Honorar dem **Jugendforscht-Sonderkonto** des MIKROKOSMOS zur Verfügung gestellt. Redaktion und Verlag bedanken sich für diese großzügige Geste auch auf diesem Wege. Wir werden das angesammelte Guthaben für den MIKROKOSMOS-Sonderpreis einsetzen, der in diesem Jahr in den Landeswettbewerben Rheinland-Pfalz und Mecklenburg-Vorpommern für bemerkenswerte Arbeiten mit dem Mikroskop ausgelobt wird.

Außer dem MIKROKOSMOS, der nunmehr in seinen 85. Jahrgang eintritt, haben wir jetzt im Januar ein weiteres herausragendes Datum zu feiern: Wir gratulieren unserem langjährigen Vorgänger Dr. Dieter Krauter ganz herzlich zu seinem 70. Geburtstag, den er am 13. 1. feiert (siehe auch Artikel Streble, S. 11–13), und wünschen ihm außer persönlichem Wohlergehen noch viele erlebnisreiche Stunden mit dem Mikroskop.

Ihre MIKROKOSMOS-Redaktion

Das Sonnentierchen *Actinosphaerium eichhornii* – eine Klonzüchtung wird beobachtet

Walter Neubert

Bisweilen erhalte ich von Aquarienbesitzern Wasserproben, in denen sich neben Wimpertieren auch Rädertiere, Algen und manches andere findet. Eine solche Wasserprobe enthielt unter anderem zahlreiche Sonnentierchen von erheblicher Größe. Der Zellkörper allein hatte einen Durchmesser von 200–300 µm und mit den Axopodien ergab sich ein Wirkungsbereich von durchschnittlich 600–900 µm. Der Zellkörper besteht aus dem Endoplasma (auch Markschrift genannt) und dem deutlich abgegrenzten, vakuolenreichen Ektoplasma (der Rindenschicht). Die zahlreichen Axopodien durchdringen das Ektoplasma und wurzeln an der Peripherie des Endoplasmas, wo sich auch die zahlreichen Kerne befinden. Es handelte sich um eine Art der Gattung *Actinosphaerium*, zu deutsch Strahlenkugel, eine treffende Bezeichnung für *Actinosphaerium eichhornii*.

Um mehr über die Lebensweise dieses Tierchens zu erfahren, bereitete ich ein Objektträger-Mikroaquarium vor. Als Distanz zwischen Objektträger und Deckglas wählte ich 500 µm, was durch Aufeinanderlegen von fünf Streifen doppelseitig klebendem Tesaband leicht zu bewerkstelligen war (Neubert, 1991).

Klonzüchtung

Aus der Wasserprobe wurde ein Sonnentier isoliert und in das Mikroaquarium eingebracht. Zusätzlich gab ich aus der gleichen Wasserprobe als Futterangebot *Paramecium bursaria*, *Chilodonella uncinata*, eine *Ochromonas*-Art und verschiedene Flagellaten hinzu. Die Klonzüchtung gelang. Nach acht Tagen hatten sich sechs Sonnentiere entwickelt, nach weiteren sechs Tagen waren es elf. Danach blieb die Individuenzahl ziemlich konstant. Der Beobachtungszeitraum betrug 31 Tage (siehe Schema, Abb. 1).

Vom Nahrungsangebot wurden in erster Linie die reichlich vorhandenen *Chilodonella* und *Ochromonas* gefressen. Die *Paramecium bursaria* verfangen sich zwar auch in den Axopodien der Sonnentiere, reagierten aber immer sehr heftig auf die Berührung, indem sie ruck-

artig zurückstießen und sehr schnell davon schwammen. Sie konnten sich fast stets befreien und hinterließen dabei eine Menge ausgeschleuderter Trichocysten (Abb. 2) an der jeweiligen Berührungsstelle. Es wurde festgestellt, daß im Laufe der Zeit jedoch auch Paramecien als Beute den Sonnentierchen zum Opfer fielen. Darauf wird noch im einzelnen eingegangen.

Die Sonnentiere bewegten sich sehr langsam. Um einen Überblick über die Geschehnisse im Mikroaquarium zu erhalten, wurden in Abbildung 1 jeweils im Abstand von mehreren Stunden die Standorte der Tierchen ab dem 9. Versuchstag festgehalten. Veränderungen waren nun gut erkennbar. So konnte ich sowohl Zellteilungen (bei Vermehrung der Individuenzahl) als auch Zellverschmelzungen registrieren. Unser Sonnentierchen besitzt nämlich die unter den Protozoen nicht oft vorkommende Eigenschaft, sich mit seinesgleichen zu vereinigen. Außerdem verhält es sich bei der Cystenbildung ungewöhnlich. Ich hatte nun das Glück, alle diese Vorgänge, wie Zellteilungen, Zellvereinigungen und teilweise auch die Encystierung sowie die Nahrungsaufnahme zu beobachten und mit Mikroaufnahmen zu dokumentieren. Im folgenden wollen wir uns mit den Ergebnissen dieser Untersuchungen etwas näher befassen.

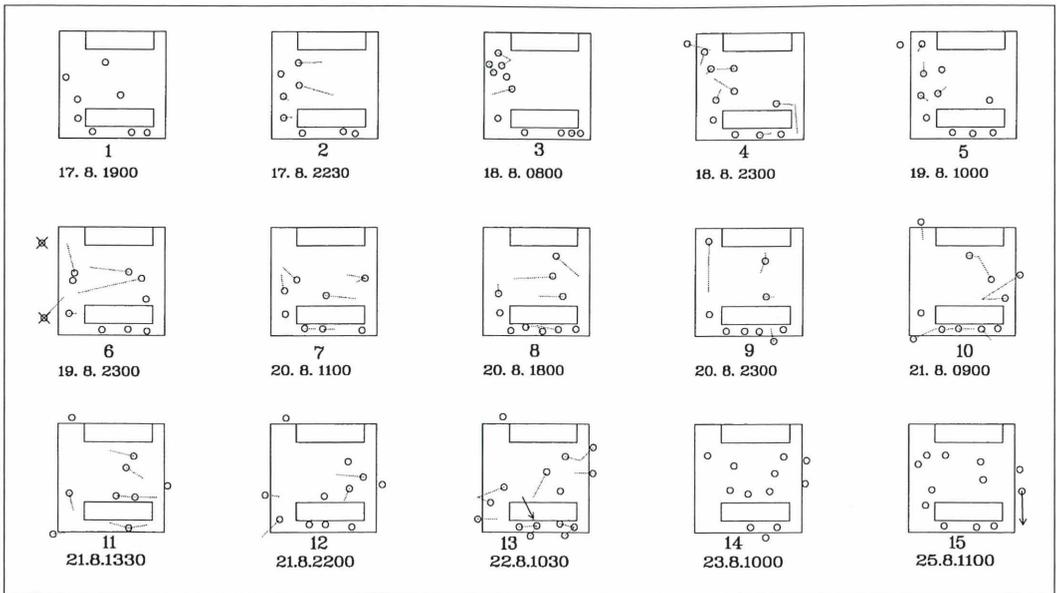


Abb. 1: Chronologische Aufzeichnung von Bewegungsvorgängen der Sonnentiere im Mikroaquarium (Größe $18 \times 18 \times 0,5$ mm). Die gestrichelten Linien zeigen an, ob und inwieweit sich ein Sonnentier von der vorhergehenden Position entfernt hat. Teilungen sind bei 3, 8, 10 und 13, Vereinigungen bei 7, 9 und 11 erkennbar. 6: Die beiden angekreuzten Sonnentiere wurden entfernt. 13: Vermehrung auf 15 Sonnentiere, der Pfeil zeigt auf ein kleines Individuum wie auf Abbildung 4e. 15: Entnahme eines Sonnentieres (Pfeil) für den Versuch zur Cystenbildung.

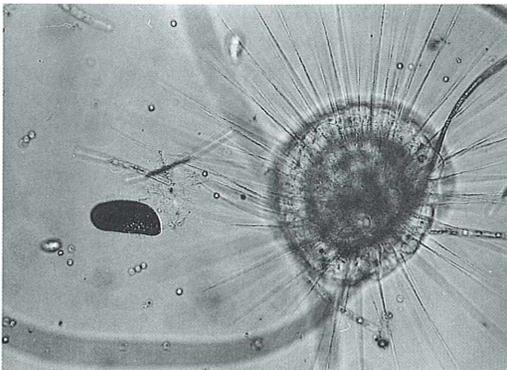


Abb. 2: Sonnentier *A. eichhornii* mit *Paramecium bursaria* im Augenblick des Ausstoßes von Trichocysten. 120 \times .

Vereinigungsvorgänge oder Plasmogamie

Am 8. Tag nach Versuchsbeginn wurde rein zufällig die Annäherung von drei Sonnentierchen beobachtet. Im einzelnen passierte folgendes: zu Beginn waren sich die drei Tiere einander so nahe gekommen, daß sich ihre Axopodien berührten, wobei sich ein Axopodium des linken Tieres am mittleren Tier angeheftet hatte und an dessen Ektoplasma eine Verformung hervorrief (Abb. 3a). Das mittlere Tier wurde innerhalb weniger Minuten vom linken Tier herangezogen, bis sich die Ektoplasmen beider Tiere berührten. Danach erfolgte unerwartet die Abstoßung und das mittlere Tier bewegte sich nun auf das rechte Tier zu. Abbildung 3b zeigt den Zustand unmittelbar nach der Berührung und auf den Abbildungen 3c und 3d ist gut zu sehen, wie Axopodien der beiden rechten Tiere daran beteiligt sind, die Annäherung zu bewerkstelligen. Anschließend vollzog sich die Vereinigung (Abb. 3e und 3f) zügig, während das dritte Sonnentier aus dem Bildfeld verschwand.

Gemäß Streble, Krauter (1978) handelt es sich bei unseren Sonnentierchen um die Bildung von sogenannten Freßgemeinschaften, die sich bald wieder auflösen. Solche Vereinigungen wurden noch mehrfach beobachtet und die Verschmelzungen waren immer so vollkommen, daß man kurze Zeit danach nur noch ein Tier (Abb. 3g) und nicht, wie man erwarten sollte,

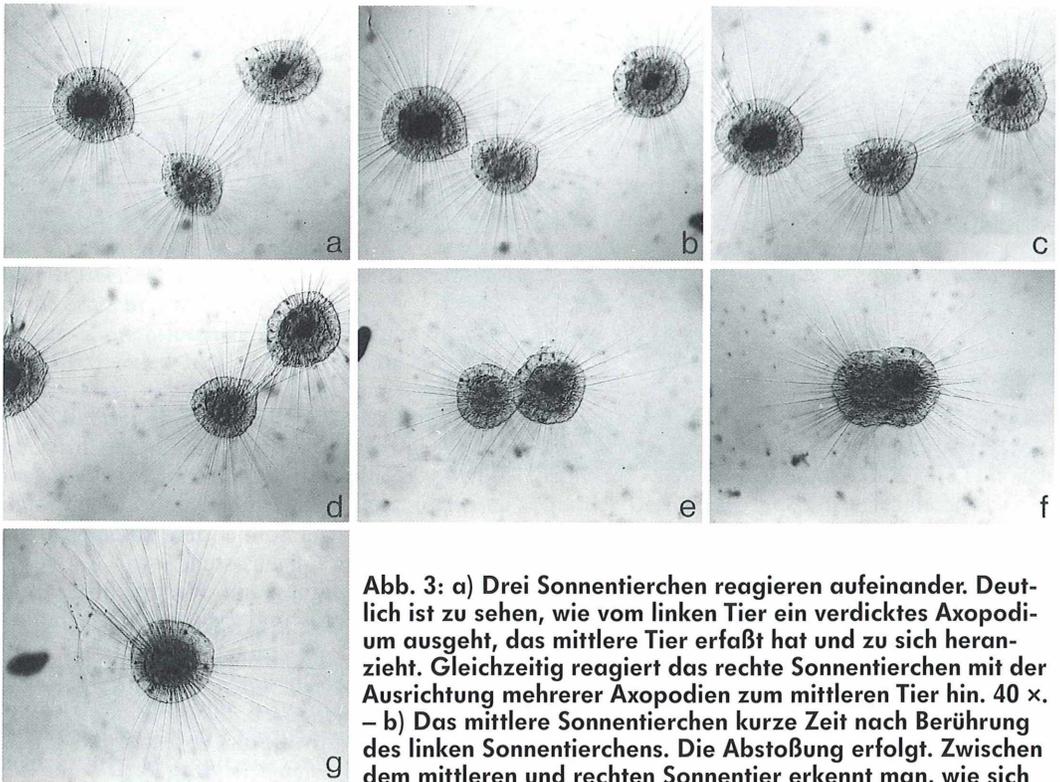


Abb. 3: a) Drei Sonnentierchen reagieren aufeinander. Deutlich ist zu sehen, wie vom linken Tier ein verdicktes Axopodium ausgeht, das mittlere Tier erfaßt hat und zu sich heranzieht. Gleichzeitig reagiert das rechte Sonnentierchen mit der Ausrichtung mehrerer Axopodien zum mittleren Tier hin. 40 ×. – b) Das mittlere Sonnentierchen kurze Zeit nach Berührung des linken Sonnentierchens. Die Abstoßung erfolgt. Zwischen dem mittleren und rechten Sonnentier erkennt man, wie sich mehrere Axopodien parallel zueinander ausgerichtet haben. 40 ×. – c–g) Das mittlere Sonnentier entfernt sich vom linken und strebt dem rechten Tier zu. Die Vereinigung erfolgt zügig und endet mit der vollkommenen Verschmelzung der beiden Individuen. 40 ×.

zwei Tiere erkannte, die noch zu unterscheiden sind und organisch voneinander getrennt bleiben. Die Verschmelzung zweier oder mehrerer Plasmakörper wird als Plasmogamie bezeichnet und ist kein Befruchtungsvorgang. Die Plasmogamie ist vielleicht eine grundlegende Eigenschaft des Protoplasmas, aus der sich Befruchtungsvorgänge entwickeln konnten. In der Regel trennen sich plasmogamierte Individuen wieder. Doch können sie auch für immer vereint bleiben (Doflein, 1953).

Teilungsvorgänge oder Plasmotomie

Auch die Teilungsvorgänge lassen sich nicht mit den Zellteilungen der Protozoen vergleichen. Während bei der klassischen Zellteilung sich auch der bzw. die Kerne teilen und immer zwei

(4, 8, 16 usw.) identische Tochterzellen entstehen, ist dies bei unserem Sonnentier nicht der Fall. Die Teilung des vielkernigen Plasmakörpers von *Actinosphaerium eichhornii* steht in keiner unmittelbaren Beziehung zur Teilung der Kerne. Diese teilen sich unabhängig voneinander während des Wachstums der Zelle. Eine solche von der Kernteilung unabhängige Teilung heißt Plasmotomie (Page, Siemensma, 1991). Als weitere Abweichung von der normalen Zellteilung wurde eine Teilung beobachtet, aus welcher drei Tiere hervorgingen, davon zwei von normaler Größe und ein sehr kleines, wie das in den Abbildungen 4a–4e sehr eindrucksvoll dokumentiert ist. Das kleine Sonnentierchen wurde noch mehrere Tage beobachtet, es nahm an Größe zu, bildete Endo- und Ektoplasma (Abb. 5e), ging jedoch leider bei Manipulationen am Mikroaquarium verloren.

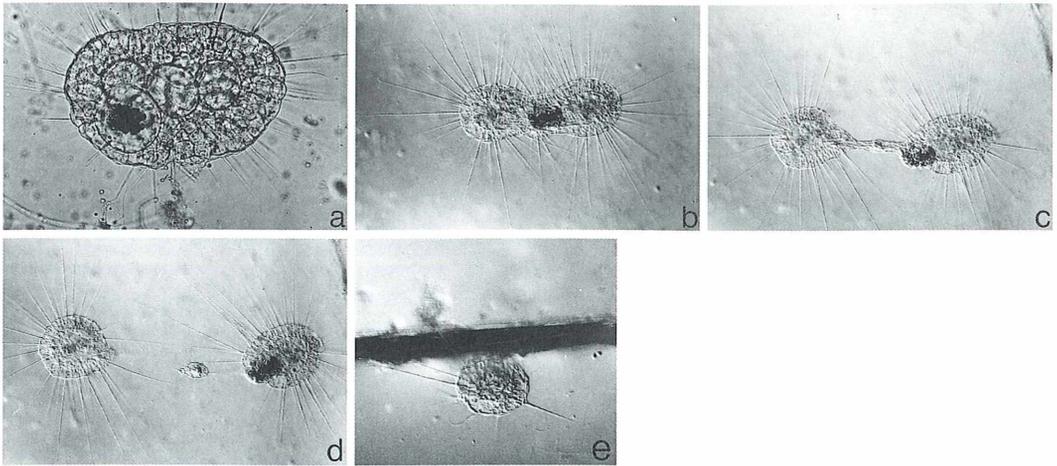


Abb. 4: a–d) Ein Sonnentierchen teilt sich in drei Individuen. Es entstehen zwei normal große und ein sehr kleines Tierchen mit nur einem Zellkern. 4a: 75 \times , 4b–d: 40 \times . – e) Drei Tage nach der Teilung hat sich das kleine Sonnentierchen bereits deutlich vergrößert. Ekto- und Endoplasma sind getrennt erkennbar. 160 \times .

Ist *Actinosphaerium* noch ein Einzeller?

Unser Sonnentier enthält viele Kerne (bis zu 500). Sein Plasmakörper weist zahlreiche, deutlich voneinander abgegrenzte Vakuolen auf, aber diese Vakuolen sind keine Zellen. Der Plasmakörper unseres Sonnentierchens besitzt nicht die Eigenschaft einer klassischen Zelle sondern eher die eines Synzytiums. Die Definition des Synzytiums lautet: Vielkerniger, zellgrenzenloser Plasmabereich, der durch Verschmelzung von Einzelzellen oder durch Ausbleiben der Zellteilung entsteht.

Wir kennen Protozoen als mehrkernige Individuen, aber bei diesen Organismen finden weder Dreiteilungen noch Verschmelzungen zu Freßgemeinschaften statt. Sie verhalten sich so, wie wir es von Einzellern erwarten. Ein Beispiel: Der Ciliat *Urostyla grandis* besitzt 70–150 in der ganzen Zelle verteilte Großkernteile und etwa 3–16 Kleinkerne. Das Tier teilt sich immer in zwei identische Tochtertiere und seine Kleinkerne teilen sich bei jeder Zellteilung mitotisch.

Bei unserem Sonnentierchen haben wir es mit einem Sonderfall zu tun. Es kann in mehr als zwei unterschiedlich große Individuen zerfal-

len. Wenn sich zwei Sonnentiere zu einer Freßgemeinschaft vereinigen, stellen wir fest, daß nach der Vereinigung ein Plasmakörper mit einheitlichem Ekto- und Endoplasma gebildet worden ist (Abb. 3g).

Auch die geschlechtlichen Vorgänge von *Actinosphaerium eichhornii* sind sehr verwickelt. Bei Page und Siemensma (1991) ist nachzulesen: „Nach der Encystierung der Mutterzelle werden 95 % der Kerne aufgelöst und vom Zellplasma resorbiert. Dann teilt sich die Mutterzyste in einkernige Tochtercysten (Primärcysten). Diese teilen sich in Sekundärcysten, die nach zwei Reifeteilungen ihrer Kerne wieder miteinander verschmelzen. Die Zygote umgibt sich dann mit einer Cystenhülle. Vor der Encystierung teilen sich die Kerne mehrere Male, so daß mehrkernige Individuen aus der Cyste kriechen.“

Bei kritischer Betrachtung muß die Frage gestellt werden: Ist das Sonnentierchen *Actinosphaerium eichhornii* noch ein Einzeller und gehört das Tier zum Stamm der Protozoen? Nehmen wir die Definitionen für Protozoen zu Hilfe:

Zitat aus Hausmann (1985):

„Nach wie vor gibt es keine zufriedenstellende Definition für diese Lebewesen. Protozoen sind tierartige, einkernige Organismen, die sich durch heterotrophe Ernährungsweise und durch einen gewissen Grad an Mobilität auszeichnen. Diese Definition ist aber in verschiedener Hinsicht ungenau, unzureichend oder gar falsch.“

Zitat aus Westphal (1974):

„Das Wort Protozoa bedeutet Ersttiere, Urtiere. Die Protozoen sind kleine, tierische Lebewe-

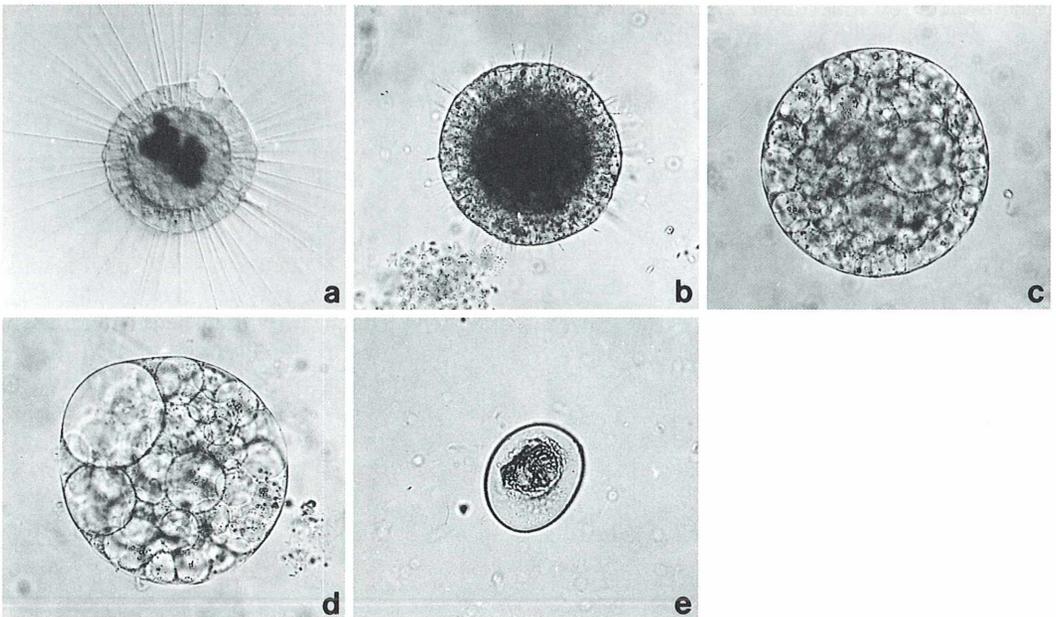
sen ... Grundelement aller tierischen Organismen ist die eukaryotische Zelle ... Die Protozoen sind Eukaryonten ... Durch die bisherigen Abgrenzungen ist der Begriff der Protozoa noch keineswegs eindeutig definiert. Innerhalb des Tierreiches werden die Protozoen allgemein als Einzeller von den Metazoen unterschieden ... Protozoen sind Tiere ohne Gewebsbildung ... Sie können einen so hochdifferenzierten Zellbau aufweisen, wie er bei den Metazoenzellen nicht erreicht wird.“

Unser Sonnentierchen besitzt Kerne, die sich mitotisch teilen und deren Genome identisch sind, da sie aus einer Zygote hervorgegangen sind. Bei der Verschmelzung zweier Individuen aber müssen deren Kerne in einem gemeinsamen Zelleib nebeneinander existieren, obwohl die Genome der beiden Tiere nicht identisch

sind. Die Behauptung: „Die Tierchen verschmelzen miteinander und bilden Freßgemeinschaften (Freßplasmogamie)“ (Page, Siemensma, 1991), wirft die Frage auf, wie zwei genetisch unterschiedliche Individuen nach der Verschmelzung in einer Zelle existieren können. Entweder die beiden Plasmakörper bleiben getrennt, was dem Augenschein widerspricht, oder die Kerne müssen irgendwie miteinander reagieren. Blicke noch die Möglichkeit, daß die Gen-Pools der beiden Tiere zwar unterschiedlich, aber miteinander verträglich sind.

Bei der geschilderten Vereinigung (Abb. 3a–g) von drei Sonnentieren ist doch eines bemerkenswert: Warum haben sich die beiden linken Individuen, nachdem sich ihre Ektoplasmen berührten, wieder voneinander entfernt? Hat sich bei der Berührung eine Unverträglichkeit ergeben? Sind nur Sonnentiere mit bestimmten Eigenschaften fähig, sich zu vereinigen? In unserem Fall entstammen alle drei Tiere einem Klon, sind demnach genetisch identisch. Sind sie es wirklich? Besitzen immer alle Zellkerne eines Individuums die gleiche genetische Information? Da die Vorgeschichte des Muttertieres nicht bekannt ist, kann nicht ausgeschlossen werden, daß es sich vorher bereits mit anderen Individuen vereinigt hatte, also nicht unmittelbar vorher aus einer Zygote entstanden ist. Ich habe auf all diese Fragen in der einschlägigen und mir zugänglichen Literatur noch keine Antwort gefunden.

Abb. 5: a–e) Sonnentier nach Umsetzung in ein anderes Mikroaquarium bei Nahrungsmangel. Zu Beginn (Abb. 5a). Nach einigen Tagen beginnt es, seine Axopodien einzuziehen (Abb. 5b). Das Endoplasma verliert dabei seine Transparenz. Nach weiteren Tagen entstehen Vakuolen, die immer größer werden (Abb. 5c und d). Das Tier wird sehr transparent, zerfällt schließlich und übrig bleiben einige einkernige sehr transparente Zellen (Abb. 5e). 5a: 100 ×, 5b: 120 ×, 5c–e: 140 ×.



Die Encystierung

Um ein Sonnentierchen zur Encystierung zu veranlassen, wurde aus dem Mikroaquarium ein Individuum entnommen und in ein Mikroaquarium gebracht, was mit destilliertem Wasser gefüllt war. Die bei der Umsetzung mitgenommenen Einzeller dienten dem Sonnentierchen noch einige Tage als Nahrung (Abb 5a). Dann begann die Encystierung. Ganz langsam, im Verlauf mehrerer Tage, zog das Tierchen die Axopodien ein. Das Endoplasma erfuhr eine auffallende, gleichmäßige Trübung, so daß Einzelheiten nicht mehr erkennbar waren (Abb. 5b). Dann entstanden in dem Plasmakörper eine Anzahl runder Vakuolen, von denen zwei bis drei besonders groß wurden (Abb. 5c–d). Es stellte sich heraus, daß letztere pulsierende Vakuolen waren, die sich in großen Abständen (15–20 Minuten) entleerten. Der Plasmakörper hatte seine Trübung vollständig verloren, das Ektoplasma war verschwunden, der Plasmakörper sehr transparent und gegen die Umwelt völlig nackt. Zellkerne waren nicht zu erkennen.

Das Experiment war geglückt, das Tierchen schickte sich offenbar zur Encystierung an. Inzwischen waren zehn Tage vergangen. Die große Cyste war plötzlich nicht mehr zu finden. An ihrer Stelle befanden sich drei einkernige, transparente Kugeln im Präparat. Sie wurden noch etwa 14 Tage beobachtet, ohne daß sich irgendwelche Veränderungen zeigten (Abb. 5e). Vermutlich handelte es sich um die Primärcysten des Sonnentierchens.

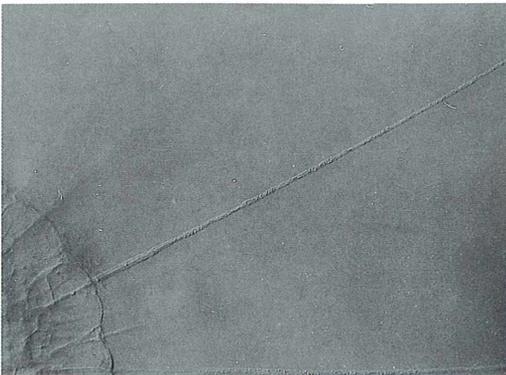


Abb. 6: Axopodium mit Achsenfaden, der sich bis zum Endoplasma fortsetzt. 200 ×.

Nahrungsaufnahme

Die Axopodien, die in großer Zahl das Umfeld des Sonnentierchens ausfüllen, sind radial ausgerichtet und unterschiedlich lang. Die längsten überragen den Körperdurchmesser (Abb. 6). Sie enthalten einen Achsenfaden, der von einer dünnen Protoplasmaschicht umgeben ist und sich durch das Ektoplasma bis zur Oberfläche des Endoplasmas ausdehnt. In der Protoplasmaschicht sieht man sogenannte Extrusomen, kleine Körnchen, die hin- und hergleiten. Die besondere Eigenschaft der Axopodien besteht darin, daß Flagellen und Wimpern bzw. Membranellen von Protozoen bei Berührung haften bleiben. Kleine Tierchen können sich meist nicht mehr befreien, den größeren, wie *Chilodonella*, *Colpidium* und *Paramecium bursaria*, gelingt die Befreiung des öfteren. Ist ein Beutetier in das Netz der Axopodien geraten, dann reagiert das Sonnentierchen augenscheinlich nicht sofort. Das Beutetier zerrt an dem Axopodium und es zeigt sich, daß letzteres sehr leicht nachgibt und durch die Hin- und Herbewegung verbogen wird. Diese Bewegbarkeit führt nun dazu, daß das Beutetier auch noch mit anderen Axopodien in Berührung kommt, sich mehr und mehr verstrickt und sich schließlich nicht mehr befreien kann. Das geschieht eigentlich ohne Zutun des Sonnentierchens, und es gelingt in diesem Stadium immer wieder, daß die größeren Beutetiere sich noch befreien können. Ganz allmählich reagiert auch das Sonnentierchen, indem sich die Axopodien, an denen das Beutetier hängt, langsam verkürzen und dabei verdicken. Es beginnt Protoplasma aus dem Ektoplasma des Zellkörpers in die Axopodien zu fließen. Das immer noch lebende Beutetier wird vom Protoplasma langsam umflossen, bis sich die Nahrungsvakuole geschlossen hat (Abb. 7a–b).

Die Bildung der Nahrungsvakuole kann bereits an den Axopodien vor sich gehen (Abb. 7a), spätestens jedoch erfolgt sie beim Eintauchen des Beutetieres in das Ektoplasma. Die Beute gelangt schließlich ins Endoplasma, wo sie verdaut wird (Abb. 7c).

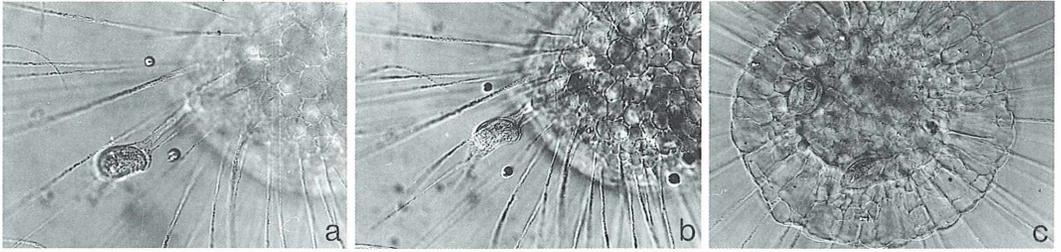
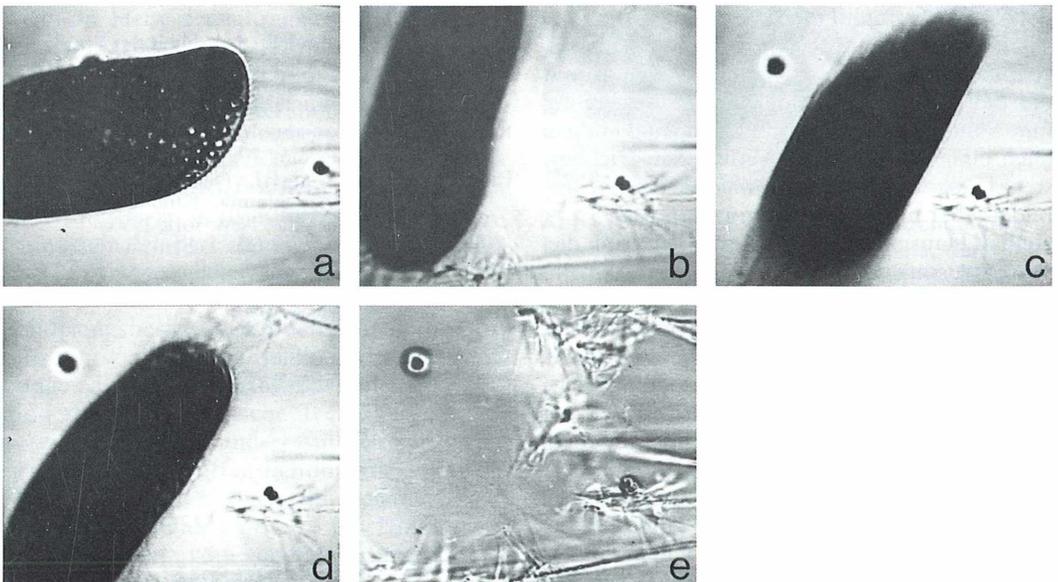


Abb. 7: a–c) Nahrungsaufnahme durch Umfließen des Opfers. Ein Axopodium hat sich erheblich verkürzt und verdickt und erhält Protoplasma aus dem Ektoplasma. Das Beutetier wird schließlich einverleibt, durch das Ektoplasma geschleust und gelangt ins Endoplasma, wo die Verdauung erfolgt. 160 ×.

Eine interessante Entdeckung

Es wurde schon erwähnt, daß *Paramecien* besonders heftig auf eine Berührung mit den Axopodien reagieren. Es konnte nun festgestellt werden, daß jedesmal an den Berührungsstellen eine Anzahl von Trichocysten zu finden sind. Hier benutzt also das *Paramecium* seine Trichocysten zur Abwehr. Es hat den Anschein, als ob das Abfeuern der Trichocysten das Tier in die Gegenrichtung beschleunigt, um schnell aus der Gefahrenzone zu gelangen. Das Vorhandensein der ausgeschleuderten Trichocysten an einer Berührungsstelle kann einwandfrei nachgewiesen werden (Abb. 2 und 8). Um diesen Vorgang zu analysieren, wurden gezielt Videoaufnahmen angefertigt, das heißt, *Paramecien* wurden solange beobachtet, bis es gelang, diesen Vorgang der Abwehr und Flucht mit einem Videorecorder aufzuzeichnen. Die Abbildungen 8a–e sind ausgewählte Einzelbilder, die den Ablauf sehr anschaulich dokumentieren.

Abb. 8: a–e) *Paramecium bursaria* wehrt sich durch Ausstoßung von Trichocysten gegen die Axopodien des Sonnentierchens mit Erfolg. Auf den Abbildungen 8b–d ist der Weg des Pantoffeltierchens chronologisch dargestellt. An vier verschiedenen Stellen werden nacheinander gezielte Salven von Trichocysten abgefeuert. Abbildung 8e zeigt die ausgestoßenen Trichocysten nach der Flucht des *Parameciums*. Weitere Erläuterungen siehe Text. 500 ×.



Zunächst strudelte das *Paramecium* in der Nähe der Axopodien Nahrung herbei (Abb. 8a). Nach einer geringfügigen Vorwärtsbewegung kam es mit den Axopodien rechts in Berührung, schoß dort die erste Ladung Trichocysten ab, schwenkte rückwärts, sich dabei gegen den Uhrzeigersinn drehend und kam dabei mit seinem Hinterende ein zweites Mal mit den Axopodien in Berührung. Dies führte wieder zu einer Abstoßung von Trichocysten (Abb. 8b). Danach schoß das *Paramecium* nach vorn (Abb. 8c) und berührte wiederum Axopodien des Sonnentieres, so daß ein dritter Ausstoß von Trichocysten erfolgte. Schließlich gelang es dem *Paramecium*, rückwärts zu entfliehen, nicht ohne ein viertes Mal mit den Axopodien in Kontakt zu kommen und wiederum Trichocysten zu verlieren (Abb. 8d). Auf Abbildung 8e ist das ganze Ausmaß der Abwehrreaktion zu erkennen. Das *Paramecium* hatte dabei viele Trichocysten verloren. Mit dieser Dokumentation liegt der Beweis vor, daß die Trichocysten eine Waffe darstellen, die gezielt zur Abwehr eingesetzt wird.

Bemerkenswert ist nun die Tatsache, daß nach einiger Zeit die Paramecien keine Abwehrreaktion mehr zeigten und nunmehr den Sonnentieren zum Opfer fielen. Bei genauerer Betrachtung der Paramecien wurde festgestellt, daß die Tiere ihre „Munition“ verschossen hatten und deshalb nicht mehr in der Lage waren, sich zu verteidigen.

Die Trichocysten, die sonst am lebenden Tier gut zu erkennen und in großer Zahl vorhanden sind, ließen sich nur noch vereinzelt nachweisen. Offenbar war in dem begrenzten Raum des Mikroaquariums eine häufige Begegnung mit Sonnentieren unvermeidlich und führte nach einigen Tagen zum Verlust der Trichocysten. Diese werden zwar immer wieder nachgebildet, aber nicht schnell genug.

Gemäß Hausmann (1985), ist die Funktion dieser Extrusomen noch unklar. „Keine der immer wieder diskutierten Möglichkeiten der Spindeltrichocystenfunktion (Feindabwehr, Osmoregulation, Festhaltevorrichtung) wurde bis heute durch Beobachtungen oder Experimente belegt ... Ein *Paramecium*, das experimentell aller seiner Trichocysten beraubt wird, kann innerhalb von 5–8 Stunden sämtliche der etwa 5000–8000 Extrusomen neu synthetisieren. Dies deutet auf eine wichtige Funktion dieser Organellen hin, die zu klären jedoch immer noch nicht überzeugend gelungen ist“.

Mit den oben geschilderten Beobachtungen, die auch als Videodokumentation existieren, erscheint mir überzeugend erwiesen zu sein, daß die Trichocysten als Verteidigungswaffe erfolgreich eingesetzt werden. Nach Verlust derselben sind die Paramecien nicht mehr in der Lage, sich aus den Fängen der Sonnentierchen zu befreien.

Zusammenfassung

Die Beobachtung weniger Individuen über einen längeren Zeitraum in einem geeigneten Mikroaquarium führt zu ganz erstaunlichen Ergebnissen (Neubert, 1991). Unter optimalen Versuchsbedingungen, die man herausfinden muß, gelingt es, in relativ kurzer Zeit sehr aufschlußreiche Beobachtungen zu machen und gezielte Untersuchungen durchzuführen. Zu Beginn solcher Versuche weiß man nicht, wie sich die Mikrowelt, die man eingefangen hat, entwickeln wird. Es ist oft unglaublich, was sich dabei ergeben kann. Die Methode ist einfach und fast immer erfolgreich. Vor allem bleibt das Geschehen überschaubar, wenn man sich intensiv damit beschäftigt. Außerdem besteht die Möglichkeit, sich steuernd in den Ablauf der Ereignisse einzuschalten. Für Liebhaber-Mikroskopiker ergibt sich ein ergiebiges Betätigungsfeld.

Literaturhinweise

- Doflein, F., Reichenow, E.: Lehrbuch der Protozoenkunde. Gustav Fischer Verlag, Jena 1953.
 Hausmann, K.: Protozoologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York 1985.
 Neubert, W.: Langzeitbeobachtung von Mikroorganismen. *Mikrokosmos* 80, 228–231 (1991).
 Page, F.C., Siemensma, F.J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. Protozoenfauna. Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York 1991.
 Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart 1978.
 Westphal, A.: Spezielle Zoologie 1. UTB, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1974.

Verfasser: Walter Neubert, Tassilostr. 1,
 D-85551 Kirchheim/München

Dr. Dieter Krauter zum 70. Geburtstag

Heinz Streble

Am 13. Januar 1996 feiert Herr Dr. Dieter Krauter einen runden, seinen 70. Geburtstag. Dies ist der Anlaß, Dr. Krauter alles Gute rundum zu wünschen. Dazu ist die Gelegenheit für einen Rückblick und für einen herzlichen Dank gegeben.

Als junger Mann von 25 Jahren, im Oktober 1951, schloß Dr. Krauter mit dem Franckh-Verlag, Stuttgart, einen Arbeitsvertrag. Er wurde Nachfolger von Dr. Georg Stehli und Herausgeber des Organs der ‚Deutschen Mikrobiologischen Gesellschaft Stuttgart‘, des MIKROKOSMOS. Bis 1992, einundvierzig Jahre oder fast ein halbes Jahrhundert lang redigierte Dr. Krauter monatlich ein Mikrokosmos-Heft. Nahezu fünfhundert Hefte gab Dr. Krauter heraus, mit eindrucksvollen und schönen Titelbildern. Die zunächst schwarz-weißen Titelbilder wurden ab 1977 farbig gedruckt.

Auf eingehende MIKROKOSMOS-Hefte wartete ich jeden Monat gespannt – seit 1993 ist die Wartezeit verdoppelt. Überraschungen sind jedesmal die Titelbilder, dann die Inhaltsverzeichnisse mit den Artikeln. Einzelne Beiträge liest man sofort ausführlich; andere später, wenn die Hefte der Jahrgänge gebunden sind. Beim Nachschlagen entpuppt sich der MIKROKOSMOS als Panoptikum des Kleinen zwischen Liebhaberei und Wissenschaft, zwischen Ästhetik, Anregungen und Informationen. In Wort und Bild berichtet die Zeitschrift über interessante Beobachtungen, gibt Anleitungen zu aufschlußreichen Untersuchungen in den Bereichen der allgemeinen Biologie, der Histologie, der Bakteriologie und der Planktonkunde. Untersuchungsergebnisse und Erfahrungsberichte werden veröffentlicht, über Entwicklungen und praktische Anwendungen optischer Verfahren wird berichtet, moderne mikroskopische Techniken werden vorgestellt. An die hundert Autoren haben ihre Beiträge zur Veröffentlichung im MIKROKOSMOS gegeben. Insgesamt bedanken sich die MIKROKOSMOS-Leser bei Dr. Krauter für einen Schatz von, gebunden rund 1,5 laufenden Metern, MIKROKOSMOS.

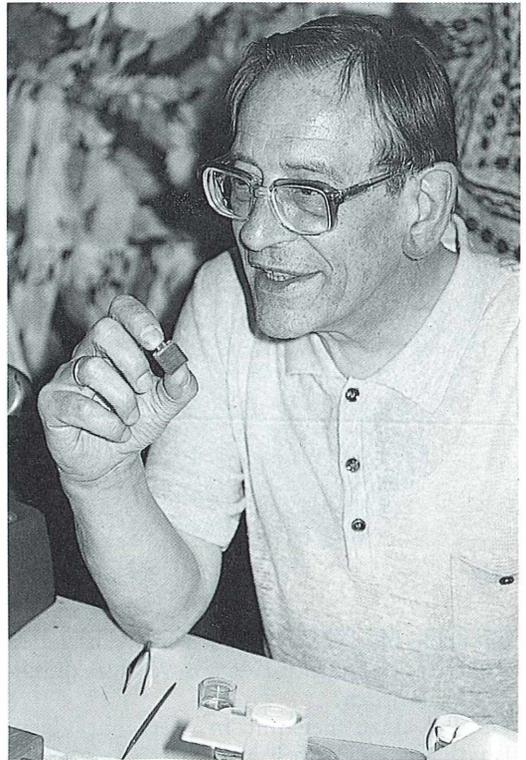


Abb. 1: Während eines Arbeitsabends über Techniken des Mikrotomschneidens, den Dr. Dieter Krauter vor einigen Jahren bei der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft durchführte, entstand dieses Porträt.

Foto: Günter Beyer-Meklenburg, Berlin

Mikroskopierkurse für Anfänger und Kurse für Fortgeschrittene führte Dr. Krauter ab 1952 durch. Mikroskopische Anatomie von Pflanzen und Tieren sowie Techniken der Mikroskopie waren die Themen dieser Kurse,

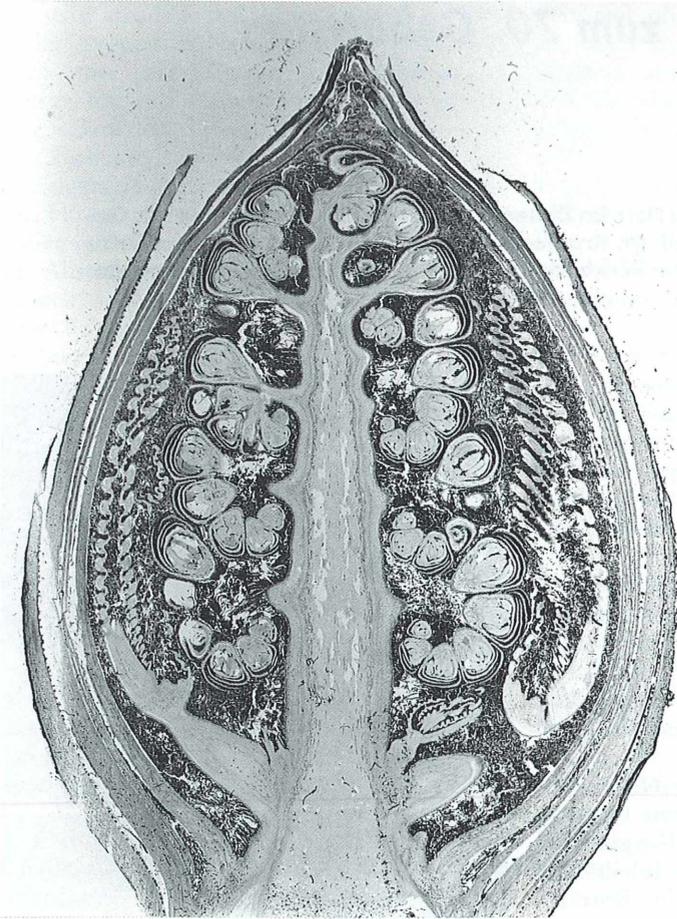


Abb. 2: Längsschnitt durch die Knospe einer Roßkastanie (*Aesculus hippocastanum*). Schnittdicke 20 μm , Färbung mit Astrablau und Safranin. Längsmesserschnitt, beträufelt mit Celloidinlösung. Um die zentrale Achse sitzen die Anlagen der Blütenknospen (Blütenkerze); wellig sind die Anlagen der Laubblätter. Zwischen den Hüllblättern der Knospe und der Achse liegen – als Isoliermaterial – dichtest gepackt mehrzellige, stark verholzte Fadenhaare. Diese Haare machen das Objekt fast unerschneidbar; Dr. Krauter gelang der Schnitt.

die beide bis 1989 alljährlich in wechselnden Räumen des Franckh-Kosmos-Verlages durchgeführt wurden.

Parallel dazu begann, in vierzehntägigem Rhythmus, eine Arbeitsgemeinschaft – von uns flachsend Krauter-Klub genannt. Bis heute arbeiten wir in der Arbeitsgemeinschaft, nun in einem Kursraum der Universität Hohenheim. Das Lektorat Biologie beim Franckh-Verlag übernahm Dr. Krauter 1955. Bis 1987 erschienen bis zu 30 Titel im Jahr: u. a. Kosmos-Naturführer, Mikroskopie im Alltag, Übersetzungen. Die ‚Grüne Reihe‘ als Einführung in die Kleinlebewelt umfaßt Bücher, die jeweils monographieartig eine Gruppe von Kleinlebewesen abhandeln: Blaualgen, Bakterien und Schimmelpilze, Rädertiere, Flechten, Meeresprotozoen, Rhizopoden, Blattfußkrebse, Milben, Kieselalgen, Ruderfußkrebse, Grünal-

gen, Wimpertiere, Fadenwürmer, Ur-Insekten, Kultur und Präparation der Protozoen.

Bei den Lesern sehr bekannt sind die vierteljährlich erscheinenden Bändchen der Kosmos-Bibliothek. Als Redakteur bearbeitete Dr. Krauter die Reihe von 1963 an bis um das Jahr 1980.

In großer Zahl hat Dr. Krauter ausführlich Leserbriefe und Anfragen beantwortet. Da sich ein Teil der Leserfragen ständig auf Wasserorganismen bezog, und häufig taxonomische Auskünfte erwartet wurden, begannen wir 1966 mit dem Buch ‚Das Leben im Wassertropfen‘ (H. Streble/D. Krauter). Ursprünglich war das Buch für die Beschreibung von 450 Arten vorgesehen; die Realitäten, die Vielzahl und Vielfalt der mikroskopischen Formen im Süßwasser machten einen größeren Umfang erforderlich; und verschoben das Erscheinen

von ‚Das Leben im Wassertropfen, Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers‘ bis Frühjahr 1973.

Im Jahr 1967 übernahm Dr. Krauter zusätzlich die Redaktion der Zeitschrift ‚Aquarienmagazin‘ (Monatshefte für Aquarien- und Vivarienkunde). Bei den vielfältigen Verlagsarbeiten haben Rainer Gerstle zwanzig Jahre lang, dann Iris Kick, Adelheid Fischer und Gabi Nindl Herrn Dr. Krauter unterstützt.

Den ersten Kurs ‚Mikroskopieren‘ im Volkshochschulheim Inzigkofen führten wir 1971 durch; und bis heute sind die Themen geblieben: Mikroskopische Techniken, Cytologie, mikroskopische Anatomie von Pflanzen und Tieren, Funktion und Physiologie von Geweben und Organen – am Beispiel von jedes Jahr wechselnden Objekten und Präparaten. Nur ein Objekt in Inzigkofen ist Cantus firmus: Längsschnitt durch eine Jungmaus.

Mit 12 Jahren bereits mikroskopierte Dr. Krauter. Sein Interesse an Mikrotechniken und vergleichendes Ausprobieren neuer Möglichkeiten brachte einfache Optimalmethoden in die Mikroskopie: die Färbung nach H. Etzold

für botanische Längsmesser-, Hand- und Paraffinschnitte; Butanol als hervorragendes Intermedium bei der Einbettung von Objekten aller Art in Paraffin; Sekundenkleber zum Aufkleben von botanischen Objekten auf Holzklötzchen – für Handschnitte und Mikrotomschnitte.

Zur Vita von Herrn Dr. Krauter noch einige Daten. Geboren wurde Dr. Krauter am 13. Januar 1926 in Stuttgart. Zoologie und weitere Fächer studierte er nach dem Krieg an der Technischen Hochschule Stuttgart. Die Promotionsarbeit fertigte er über die Kopfnieren von Knochenfischen bei Prof. Rauther an. Da sein Doktorvater verstarb, übernahm Prof. Pflugfelder 1951 die Promotion. Das Rigorosum betraf die Fächer Zoologie, Botanik und Geologie.

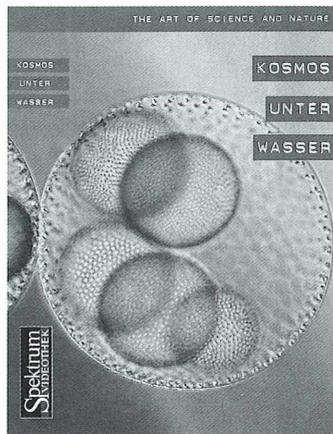
Seit dem Wechsel des MIKROKOSMOS vom Franckh-Kosmos-Verlag zum Gustav Fischer Verlag 1993 arbeitet Dr. Krauter weiter, in seinem häuslichen Labor in Stuttgart.

Verfasser: Dr. Heinz Streble, Institut für Zoologie der Universität Hohenheim, D-70593 Stuttgart

Neue Medien

Spektrum Videothek: Kristallreisen und Kosmos unter Wasser. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 1995, je 30 Minuten, DM 29,95.

Mikroskopiker erfahren es bei vielen Gelegenheiten: Die Welt unterhalb unserer natürlichen Sehgrenzen hat ihre eigenen und sehr spezifischen Reize, die sich einerseits aus der unvertrauten Perspektive der Betrachtung ergeben, andererseits auch aus den hochvarianten Strukturgefügen, die im Bereich der Alltagserfah-



ung keine Entsprechungen haben. So eröffnen sich dem Blick Bilder- und Formwelten, die allein durch ihre Schönheit faszinieren und an fragile, mitunter nur für den Augenblick geschaffene Kunstwerke erinnern. Begeisterte Mikroskopiker früherer Jahrhunderte haben diesen Zauberberwelten einen beträchtlichen Teil ihrer Forschungsarbeit gewidmet und viel Zeit für deren Dokumentation aufgewendet. Der große Ernst Haeckel prägte gar die Formel von den „Kunstformen der Natur“ und erstaunte seine Zeitgenossen mit meister-

haften bildlichen Umsetzungen des Gesehenen. Moderne Darstellungsmittel können die statischen Formengefüge des Einzelbildes übergreifen und zusätzlich eine neue Dimension verarbeiten, indem sie die Abläufe in ihrer ganzen räumlich-zeitlichen Dynamik des Werdens und Gestaltens festhalten.

Die beiden vorliegenden Neuproduktionen, fotografiert von dem den Lesern des MIKROKOS-MOS durch seine hervorragenden Bilddokumente bekannten Manfred Kage, sind die ersten Videofilme einer Serie „The Art of Science and Nature“, die in der makro- und mikroskopischen Dimension mit formaler Ästhetik bestechende Abläufe in bewegten und bewegenden Sequenzen einfängt und diese mit passend

unterlegter Musik aus dem Synthesizer zu Bild-Klang-Welten verarbeitet. „Kristallreisen“ zeigt im polarisierten Licht das nadelige, flächige, dendritische oder zirkulare Wachstum von Kristallen zwischen Deckglas und Objektträger – eine bizarre Gestaltenwelt, die trotz gesetzmäßiger und hochgeordneter Formbildungsprozesse gelegentlich am Rande des Chaos taumelt und unwirkliche Kleinstlandschaften aus brilliantem Feuerwerk zaubert. „Kosmos unter Wasser“ präsentiert dagegen, einfühlsam beobachtet, ein hinreißendes Ballett kleiner und kleinster Organismen aus dem Meso- und Mikrobenthos des Meeres (Stachelhäuter, Nacktschnecken, Nesseltiere, Asselspinnen, Kleinkrebse, Fischlarven) und ebenso einzellige Ver-

treter aus dem marinen oder limnischen Plankton – eine Revue graziler Gestalten, die der Wahrnehmung normalerweise verborgen bleiben. Beide Filme versterhen sich ausdrücklich nicht als wissenschaftliche Dokumentationen, sondern bieten Naturkompositionen in Gestalt von Bildmusik an. Sehen und Hören erfreuen Sie mit wunderschönen, auch in der Schnittfolge sehr harmonisch verknüpften Eindrücken. Wissen wäre allerdings eine zusätzliche Erlebnisqualität. Zweifellos würde ein gesprochener Kommentar den Zauber der Bildwelten stören, aber eine gelegentlich eingblendete Textzeile zur Erläuterung des Gesehenen käme der Faszination und der geweckten Neugier sicher sehr entgegen.

Bruno P. Kremer, Köln

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Nachricht

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Einladung zum 23. Treffen und 10 Jahresfeier am 16. März 1996

Hiermit ergeht an die Mitglieder der genannten Arbeitsgemeinschaft herzliche Einladung zum 23. Treffen, mit dem zugleich das 10jährige Bestehen gefeiert wird. Sissi und Achim Stanek werden wieder ein köstliches Buffet servieren zu dem gesondert geladen wird. Interessante Themen werden zur Feier serviert:

z. B. die Herstellung von Dünnschliffen (Thormann); Einführung in die Fluoreszenzmikroskopie (Dr. Wolf/Wacker); ästhetische Formen von Radiolarien und Diatomeen (Orlishausen), Aufnahmen in 3D (Stanek) usw.

Wegen Überfüllung können keine neuen Mitglieder aufgenommen werden! Das Treffen beginnt um 10 Uhr im Biozentrum Gerbrunn!

Anfragen bei:

K. H. Orlishausen (Sonderschulrektor), Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel. 0 95 71/34 77.

50. Abwasserbiologischer Einführungskurs 1996

Das Bayerische Landesamt für Wasserwirtschaft führt in der Zeit vom 18.–20. März 1996 den abwasserbiologischen Einführungskurs, Teil B: Gewässerbiologie und ökologische Gewässerbewertung, durch.

Weitere Informationen: Institut für Wasserforschung, Kaulbachstr. 37, 80539 München; Tel.: 0 89/2 18 01, Fax: 0 89/2 80 08 38.

Die Zwitterdrüse der Schnecke

Kurt Lerch

Schnecken sind heute in fast allen Aquarien zu finden, wo sie meistens ein mehr oder weniger verborgenes Dasein führen und sich infolge ihrer Anspruchslosigkeit und Zweigeschlechtlichkeit auch bei schlechten Lebensbedingungen stark vermehren.

Während bei getrenntgeschlechtlichen Lebewesen die Eizellen in den Eierstöcken (Ovarien) der Weibchen und die Samenzellen in den Hoden (Testis) der Männchen gebildet werden – zur Fortpflanzung ist also die Vereinigung von einem Männchen und einem Weibchen erforderlich – entwickeln sich bei den zweigeschlechtlichen Schnecken (Zwitter) die Eizellen und die Samenzellen nebeneinander in der Zwitterdrüse jedes einzelnen Tieres (Abb. 1); es kommt daher bei den Schnecken bereits zur Fortpflanzung, wenn sich zwei beliebige Individuen gegenseitig befruchten.

Die Zwitterdrüse

Der histologische Aufbau der Zwitterdrüse ist bei allen Schneckenarten ähnlich. Für die Darstellung im Mikrofoto ist aber wegen der Größe die Zwitterdrüse der Weinbergschnecke (*Helix*) am besten geeignet, da man schon bei einem Exemplar die notwendigen Präparatstellen für die Abbildungen finden kann. Die Zwitterdrüse der Weinbergschnecke hat einen Durchmesser von etwa 6–8 mm, die der kleineren Wasserschnecke von 2–3 mm. In der Literatur ist die Zwitterdrüse der Weinbergschnecke ausführlich beschrieben worden (Hoffmann, 1931). Die Zwitterdrüse ist ein Knäuel von Drüsensäcken (Acini) ähnlich den Hodenkanälchen bei den Männchen anderer Tierarten. Ein Schnitt durch die Zwitterdrüse zeigt die Wand der Drüsensäckchen mit den Keimepithelzellen, Nährzellen und indifferenten Geschlechtszellen. Aus den letzten können sich sowohl Eizellen als auch Samenzellen entwickeln. Im Lumen der Drüsensäckchen befinden sich sämtliche Entwicklungsstadien von Ei- und Samenzellen.

Eizellenentwicklung

Die Eizellen sind leicht an ihrer Größe, dem Zellkern (Nucleus) mit einem deutlichen Kernkörperchen (Nucleolus) und dem homogenen Protoplasma zu erkennen (Abb. 5 und 6). Sie gehören zu den größten Zellen im tierischen und menschlichen Organismus und können einen Durchmesser von 0,12 mm erreichen. Die Eizellen wachsen im Verlauf der Entwicklung bis zu dieser Größe heran, ohne sich dabei zu teilen. Während des Wachstums werden sie von den Keimepithelzellen umschlossen und so von den Samenzellen getrennt (Abb. 4). Wenn die Eizellen ausgewachsen sind, lösen sie sich von der Wand des Drüsensäckchens (Abb. 6), verlassen dieses und gelangen durch den Ei-Samen-Leiter in die nahe dem Fuß der Schnecke gelegenen Geschlechtsorgane, wo sie bei der Kopulation befruchtet werden.

Samenzellenentwicklung

Die Entwicklung der Samenzellen verläuft anders als die der Eizellen. Rückt der Kern einer indifferenten Geschlechtszelle aus dem Keimepithel in einen Fortsatz, der in das Lumen des Drüsensäckchens hineinragt (Abb. 10), so wird er zum Kern einer Ursamenzelle (Spermatogonie), aus der sich im weiteren Verlauf der Entwicklung (Spermiogenese) die Samenfäden (Spermien) bilden. Die Ursamenzellen sind oft an Nährzellen angelagert.

Die Entwicklung beginnt mit der Vermehrungsperiode, in der sich die Ursamenzellen mitotisch teilen und dann zu den großen Spermatozyten heranwachsen. Letztere werden in der 1. Reifeteilung (Meiose) zu Präspmatiden und in der 2. Reifeteilung zu Spmatiden um-

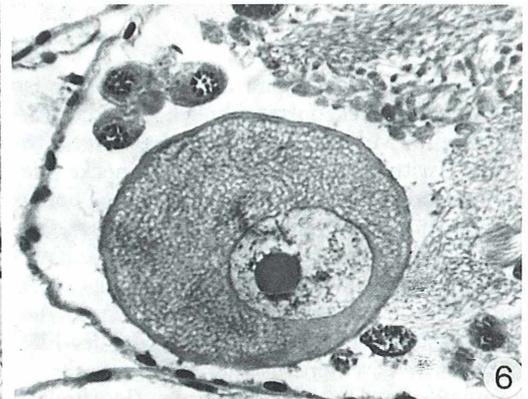
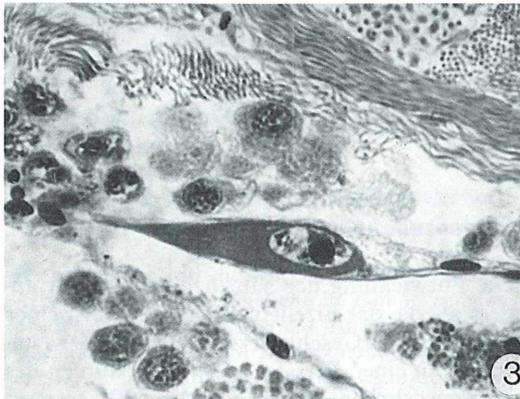
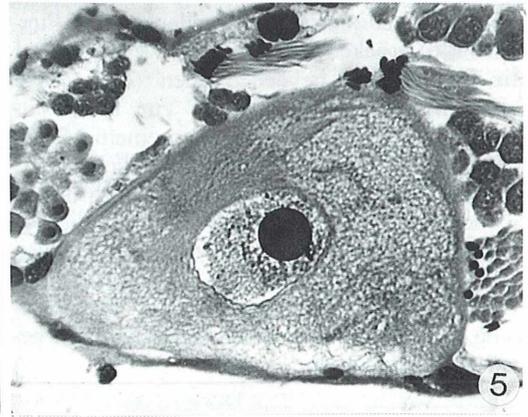
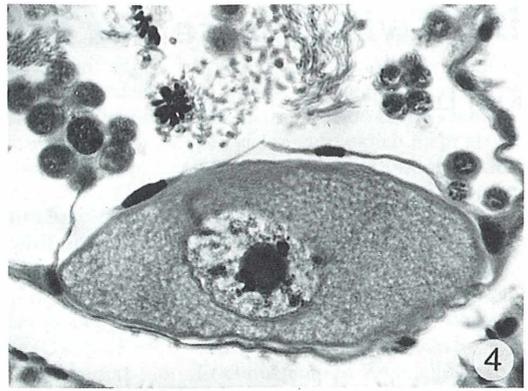


Abb. 1–6 Eizellenentwicklung bei *Helix*.
 Abb. 1: Querschnitt durch ein Drüsensäckchen mit einer Eizelle und unterschiedlich entwickelten Samenzellen. 300 ×. Abb. 2: Ganz junge Eizelle. 600 ×. Abb. 3: Junge Eizelle. 335 ×. Abb. 4: Eizelle im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium. Das umgebende Keimepithel ist etwas abgelöst. 300 ×. Abb. 5: Ausgewachsene Eizelle, noch mit Keimepithel umgeben. 300 ×. Abb. 6: Ausgewachsene Eizelle vom Keimepithel losgelöst. 300 ×.

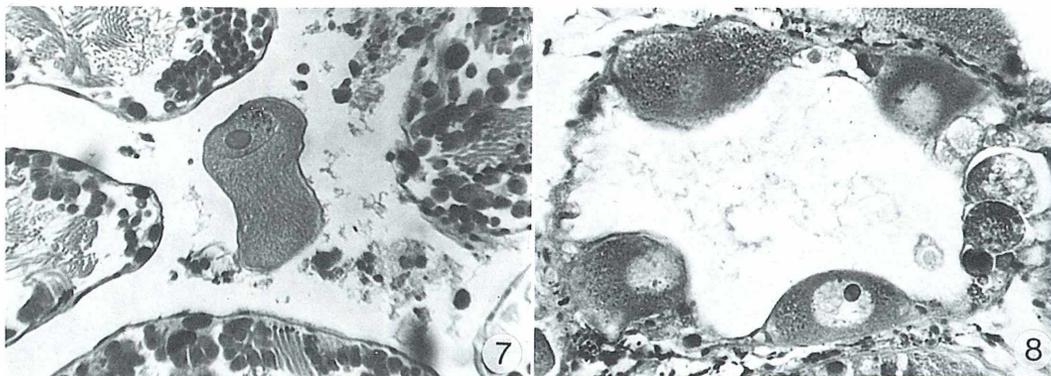


Abb. 7: Ausgewachsene Eizelle von *Helix* verformt und zwischen den Drüsensäckchen liegend. 135 \times . **Abb. 8:** Vier Eizellen verschiedener Größe nebeneinander im Drüsensäckchen einer Wasserschnecke (*Helisoma*). 300 \times .

ren Gruppen in den Drüsensäckchen zusammen. In den Abbildungen 10 bis 20 sind die verschiedenen Entwicklungen der Spermiogenese dargestellt.

Befruchtung

gebildet. Die Spermatiden, die nicht mehr die Größe der Spermatocyten erreichen, gruppieren sich um die Nährzellen und wandeln sich hier zunächst in die Spermatozoen und anschließend in die Samenfäden (Spermien) um, wobei aus dem Kern der Kopf und aus dem Protoplasma das Mittelstück und der Schwanz gebildet werden. Die Spermien liegen in größte-

Wenn die Reifung der Spermien abgeschlossen ist, werden sie ebenso wie die Eizellen durch den Ei-Samen-Leiter in die Geschlechtsorgane befördert, wo sie bei der Kopulation die Eizellen befruchten. Die befruchteten Eizellen werden mit einer gallertigen Hülle umgeben und als Schneckenlaich an Pflanzen, Steinen und im Aquarium sehr oft auch an die Glasscheiben abgelegt. Dort entwickeln sie sich weiter, bis sie eines Tages als fertige Jungschnecken das Gelege verlassen.

MOLEKULARE BIOLOGIE DER ZELLE

Von Prof. Dr. H. Bielka und Prof. Dr. Th. Börner, Berlin

1995. 346 S., 188 Abb., 60 Tab., kt. DM 58,-

Die Ausbildung zellulärer Strukturen sowie Ablauf und Regulation zellphysiologischer Prozesse lassen sich auf spezifische Wechselwirkungen von Molekülen zurückführen. Anliegen dieses Buches ist es, auf übersichtliche und leicht verständliche Weise molekulare Grundlagen biologischer Vorgänge auf verschiedenen Ebenen ihrer Organisation, von chemischen Bindungen bis zur Bildung von Zellverbänden, in ihrer Einheit von Struktur und Information zu beschreiben. Die Autoren beziehen sich dabei im wesentlichen auf ihre Vorlesungen über molekulare Zellbiologie sowie Genetik.

Preisänderungen vorbehalten.

GUSTAV FISCHER

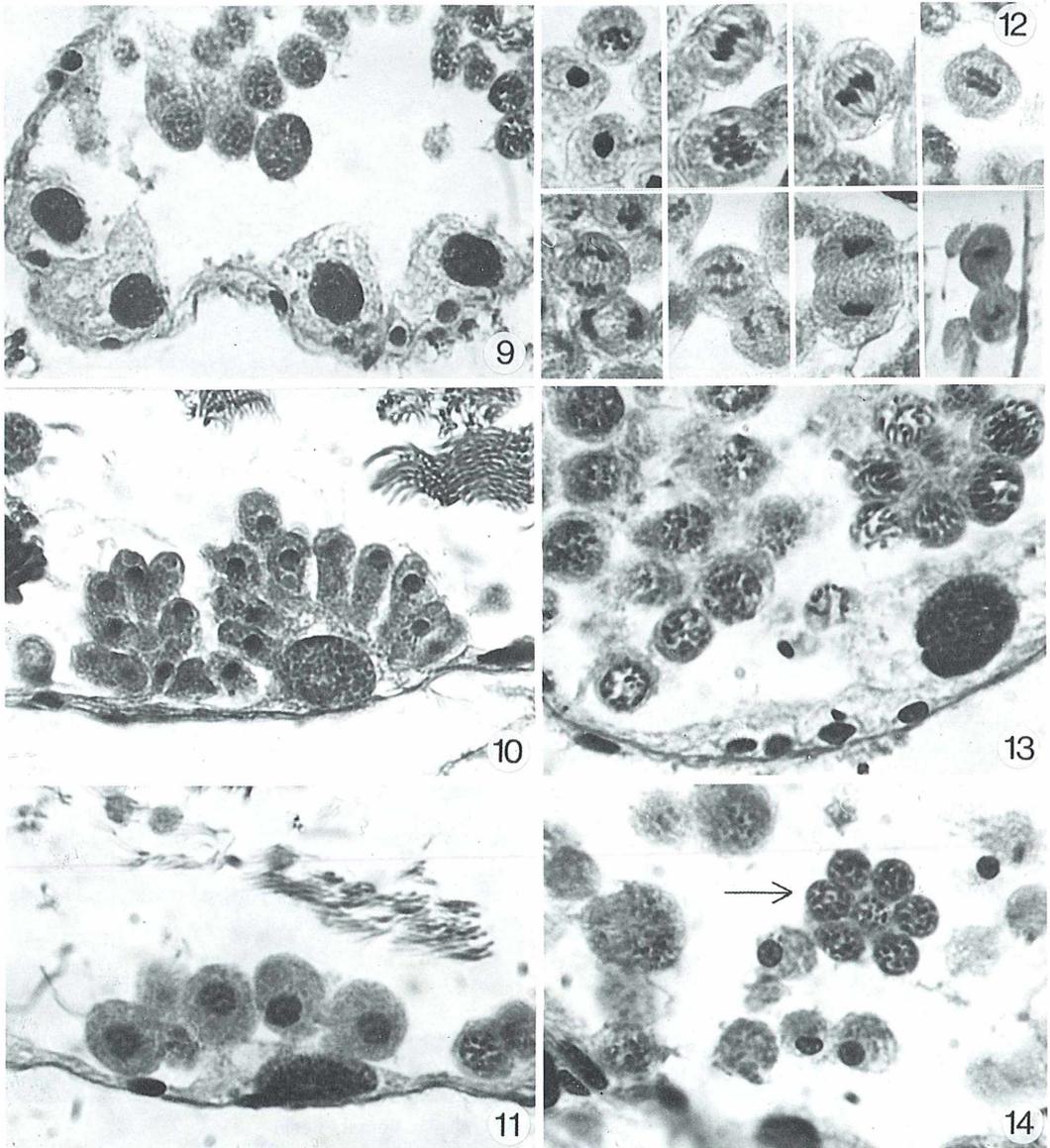
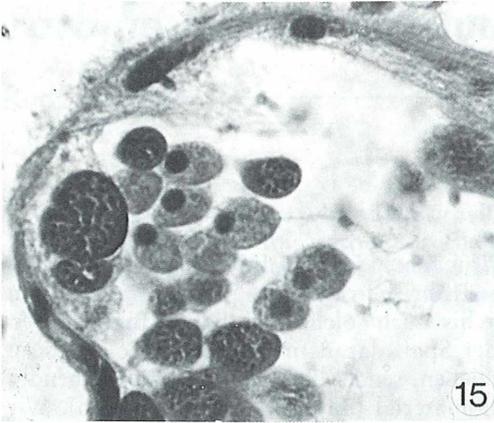


Abb. 9–14: Spermienentwicklung bei *Helix*.

Abb. 9: Nährzellen an der Wand des Drüsen-säckchens. 300 ×. Abb. 10: Ursamenzelle, rechts an einer Nährzelle. 600 ×. Abb. 11: Ausgewachsene Ursamenzellen, teilweise bereits von der Keimepithelschicht gelöst. 600 ×. Abb. 12: Acht Zellteilungsstadien der Spermio-genese. 500 ×. Abb. 13: Spermatocyten I. Ordnung. 600 ×. Abb. 14: Spermatocyten II. Ordnung (Pfeil). 600 ×.

Abb. 15–20: Spermienentwicklung bei *Helix*. ▶

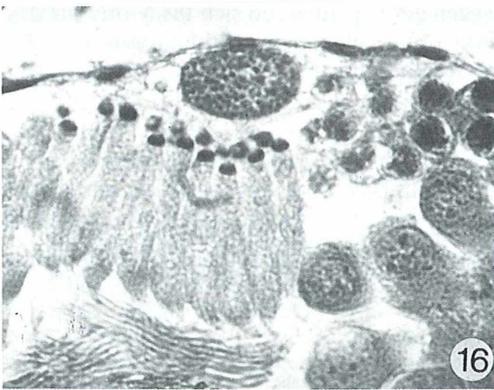
Abb. 15: Spermatischen, zum Teil mit an den Rand verlagertem Kern. 600 ×. Abb. 16: Spermatozoen. 600 ×. Abb. 17: Spermatozoen im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium. 600 ×. Abb. 18: Spermien. 600 ×. Abb. 19: Ringförmig angeordnete Spermienköpfe in der Aufsicht. 600 ×. Abb. 20: Querschnitt von in Bündeln gelagerten Spermatozoen und Spermien. 530 ×.



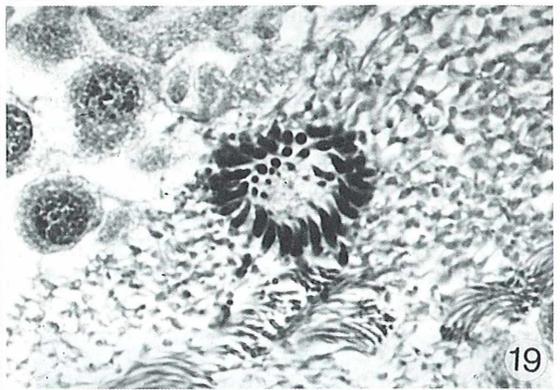
15



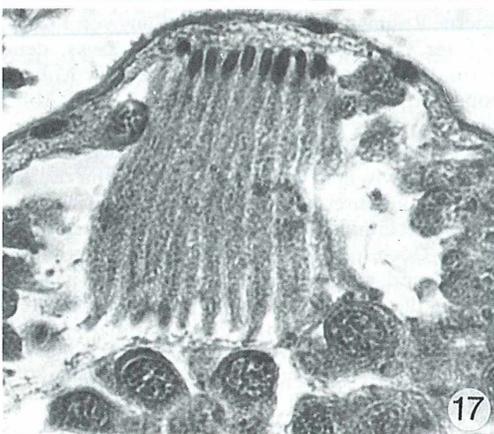
18



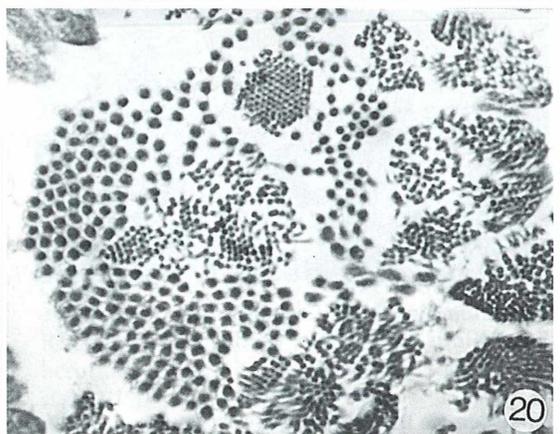
16



19



17



20

Literaturhinweis

Hoffmann, H.: Histologische Untersuchungen an Wirbellosen und Wirbeltieren. Gustav Fischer Verlag, Jena 1931.

Verfasser: Kurt Lerch, Otto-Schwarz-Straße 19,
D-07745 Jena-Winzerla

Vom

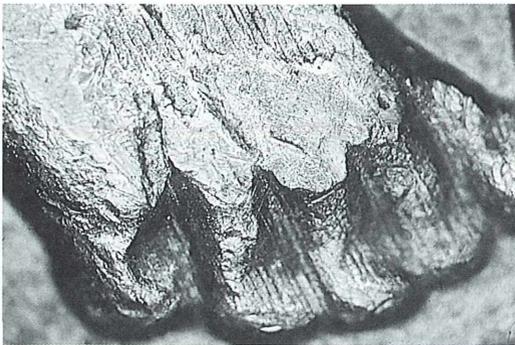
Mikro-Quiz

zum

Makro-Quiz

Die Metamorphose einer Rubrik

Wie im Editorial erwähnt, lassen wir die Rubrik Mikro-Quiz beginnend mit diesem Heft einstweilen ruhen. Damit Sie aber dennoch etwa Rätselhaftes im MIKROKOSMOS finden, dessen Auflösung auch jeweils mit den gewohnten Buchpreisen belohnt wird, haben wir uns zu einer neuen Rätselrunde entschlossen, die wir Makro-Quiz nennen. Hier werden Sie zukünftig Fotos von Dingen aus Ihrer Umgebung vorfinden, die Ihnen ganz sicherlich vertraut sind, die Sie aber – weil lediglich ein Makro-Ausschnitt gezeigt wird – (hoffentlich) nicht auf Anhieb erkennen. Im jeweils folgenden Heft wird dann das gesamte Objekt gezeigt.



Erkennen Sie dieses Objekt?

Foto: Klaus Hausmann, Berlin.

Schreiben Sie Ihre Lösung auf eine Postkarte an die Redaktion MIKROKOSMOS, Prof. Dr. Klaus Hausmann, Zoologisches Institut der Freien Universität, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin. Einsendeschluß ist der 31. 1. 1996.

Der Rechtsweg ist ausgeschlossen.

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

- Storch/Welsch, Lehrbuch der Zoologie
- Jacobs/Renner, Biologie und Ökologie der Insekten
- Hauck/Quick, Strukturen des Lebens

Wir möchten Sie zur aktiven Mitarbeit an dieser Rubrik ermuntern. Sollten Sie in Ihrem Archiv auch solche rätselhaften Bilder haben oder Spaß daran finden, derartige Fotos zu schießen, senden Sie uns bitte entsprechendes Bildmaterial (mit dem Auflösungsfoto). Wir werden gerne prüfen, ob sich Ihr Motiv für das Makro-Quiz eignet. Die Bildautoren erhalten jeweils einen Buchsonderpreis.

Die Redaktion

... und übrigens

Der Gesuchte aus Heft 84/6 ist Ernst Abbe. Ernst Abbe gilt mit Recht als Begründer der modernen Lichtmikroskopie. Seine Berechnungen und Konstruktionen waren es, die dem Lichtmikroskop den Durchbruch zu höchster Leistungsfähigkeit und damit wissenschaftlichem Nutzen ermöglichten. Zusammen mit dem Chemiker Otto Schott, der das gläserne Rohmaterial für die Herstellung von Linsen höchster Qualität lieferte, und Carl Zeiss, dem Begründer des optischen Werkes, in dem die Mikroskope hergestellt wurden und für das Ernst Abbe arbeitete, gelang es ihm, das Lichtmikroskop bis an seine Auflösungsgrenze – gegeben durch den Zusammenhang zwischen Wellenlänge und numerischer Apertur – auszureizen. Damit legte er die Grundlagen für die Entwicklung weiterer Kontrastverbesserungen. Doch nicht nur der scharfe, wissenschaftliche Verstand, sondern auch seine soziale Einstellung machten diesen Mann zu einem unvergessenen Meilenstein in der Entwicklung der Lichtmikroskopie, die ihrerseits bis in unsere Tage Voraussetzung für zahllose naturwissenschaftliche Erkenntnisse ist.

Literaturhinweise

Gerlach, D.: Ernst Abbe (1840–1905). Mikrokosmos 79, 139–146 (1990).

Die drei Bücher haben gewonnen:

- Karl Brantner, Wien (Österreich)
- Cornelia Hedt, Augsburg
- Eberhard Raap, Sangerhausen

Die Redaktion gratuliert sehr herzlich!

Farbige Mikroskopie und Mikrofotografie

Rudolf Drews

Der Mensch nimmt wie jedes Wirbeltier seine visuelle Umwelt farbig wahr. Wie groß das Bedürfnis nach natürlichem, farbigem Sehen ist, zeigen die Kolorierbemühungen in den verschiedensten Bereichen, wo eine Objektdarstellung infolge technisch niedriger Entwicklungsstufe zunächst nur in Grautönen möglich war.

Eine ähnliche Entwicklung durchlief auch die farbige Mikroskopie. Phasen- und Interferenzkontrast – zunächst in grauen oder graublauen Tönen – wurden durch Lichtfilter und andere optische Manipulationen bunt. Ebenso verhielt es sich beim Dunkelfeld: farbig abgewandelt heißt das Verfahren nun „Rheinbergbeleuchtung“. Farbige Mikroaufnahmen bevölkern Lehrbücher und Zeitschriften, obgleich die wesentliche Information auch in einer Schwarzweißabbildung enthalten wäre.

Es gibt eine Reihe von Verfahren zur farbigen Mikroskopie. Die einen basieren auf der Verwendung von Farbstoffen, die anderen bedienen sich physikalischer Phänomene aus dem Bereich der Wellenoptik.

Objektfärbung

Viele mikroskopische Objekte sind farblos oder werden es, wenn man Dünnschnitte von ihnen anfertigen muß (die Farbe wird gewissermaßen auch verdünnt; Beispiel: Muskelgewebe). Hier ist künstliche Färbung vonnöten. Durch Kombination mehrerer Farbstoffe erhält man schön anzusehende bunte Präparate, die, in Kunstharz zu Dauerpräparaten verarbeitet, so manche histologische Sammlung zieren.

Eine Reihe mikroskopischer Objekte ist von Natur aus gefärbt. Dazu gehören: chitinige Substanzen (braun), manche Pilzsporen (braun, violett), Minerale, Pigmentzellen (der Fischhaut), Nauplius- und Rädertieraugen, Stigma der Euglenen, Öltropfen (in Kleinkrebsen), alle Pflanzen und Bakterien mit Assimilationsfarbstoffen (Mikroalgen, Cyanobakterien, Purpurbakterien).

Gefärbtes Umfeld

Durch Einbettung von gefärbten Objekten in farbige Einbettungsmittel lassen sich eindrucksvolle Farbkontraste erzeugen. So bettet man z. B. Mikroalgen in Farbgelatine ein. Der Gelatinetropfen wird beim Präparieren so bemessen, daß er sich unter dem Deckglas nur so dünn verteilt wie das Objekt dick ist. Die Herstellung derartiger Präparate ist umständlich und bedarf großen Geschicks.

Farbfilter und Rheinbergbeleuchtung

Farbige Gelatine entspricht einem Farbfilter, der allerdings das Objekt ausspart. In den Filterhalter des Mikroskops eingelegte Farbfolien oder Farbgläser färben den gesamten Bildhintergrund und das Objekt zugleich, das sich aber mehr oder weniger als dunkler Schattenriß vom Untergrund abhebt. Um auch ihm Farbe zu geben, wird es durch einen Strahlengang beleuchtet, der dem des Dunkelfeldverfahrens entspricht. Die farbige Version heißt nun Rheinbergbeleuchtung. Hierzu sind Rheinbergfilter nötig, die man sich leicht selbst herstellen kann.

Polarisiertes Licht

Von Natur farblose Objekte leuchten in bunten Farben, wenn drei Voraussetzungen gegeben sind: 1. Das Objekt bzw. bestimmte Strukturen desselben müssen doppelbrechend sein. 2. Im Strahlengang müssen sich zwei Polarisationsfilter befinden, eines vor dem Objekt, das andere dahinter, und zwar in Kreuzstellung.

3. Zwischen den beiden Polfiltern muß ein sogenanntes Hilfsobjekt (Glimmerplättchen, λ -Platte) angeordnet sein. Ohne dieses kann es u. U. auch schon zu Farben kommen, gewöhnlich erzeugen aber zwei Polfilter nur Helldunkelkontraste. Zu intensivem Farbspiel kommt es besonders dann, wenn das Hilfsobjekt in der Ebene gedreht wird. Auf gleichen physikalischen Grundvorgängen beruhen die Farben im farbigen Interferenzkontrast.

Fluoreszenz

Manche Substanzen haben die Eigenschaft, bei Bestrahlung mit energiereichem (= kurzwelligem) Licht energieärmeres (= langwelligeres) auszustrahlen. Diese Eigenschaft (Fluoreszenz) hat man sich auch in der Mikroskopie zunutze gemacht. Hierbei gelangt nur das vom Objekt ausgesandte Licht ins Auge, wobei das Erregerlicht durch ein Sperrfilter absorbiert wird. Es gibt von Natur aus fluoreszierende Objekte (z. B. Chloroplasten); andere müssen mit fluoreszierenden Farbstoffen (Fluorochromen) angefärbt werden.

Farbfotografie

Wer farbig fotografiert, steht oft vor der Frage: Dia oder Papierbild. Dias werden gern für Farbdrucke benutzt, während das Papierbild sich gut für die Archivierung eignet, aber auch für den Schwarzweißdruck. In der Mikrofotografie ist ein Farbfilm der Empfindlichkeit von 25–100 ASA empfehlenswert; niedrigempfindliche Filme sind kontrastreicher und feinkörniger. In einem Schwarzweißlabor kann man durch Papierwahl und durch Belichtungs- und Entwicklungsvariation Einfluß auf den Kontrast nehmen. Diese Möglichkeit entfällt beim Farbfilm, den man zur Entwicklung und für Papierabzüge zum Großlabor bringt. Während beim Dia nachträgliche individuelle Gestaltungsmöglichkeiten überhaupt nicht möglich sind und daher bei der Aufnahme auf Bildausschnitt, Kontrast, Bildhintergrund und Lichtqualität geachtet werden muß, sind im Falle des Papierbildes doch einige Variationsmöglichkeiten gegeben.

Grundsätzlich sollte man den Farbnegativfilm zwei Blenden- bzw. Belichtungsstufen länger belichten. Abgesehen davon, daß man zarte

Strukturen schon für die Aufnahme gut kontrastieren sollte, wirkt die Überbelichtung kontraststeigernd. Dunkle Objektbereiche dagegen werden durch längere Belichtung besser durchgezeichnet. Hellfeldaufnahmen, die einen weißen Bildhintergrund haben sollen, werden in der ersten Farbkopie oft nicht zur Zufriedenheit ausfallen. Hier gibt es den einfachen Weg der Reklamation. Die zweite Kopie wird heller ausfallen, mit dem Bildhintergrund natürlich auch das Objekt, weshalb eine kräftige Kontrastierung während der Aufnahme wichtig wird. Der Farbton läßt sich ebenfalls auf dem Wege der Reklamation oder eines Neuauftrags variieren. Der Bildausschnitt ist lediglich eine Frage des entsprechenden Zu-rechtschneidens aus einer Kopie etwas größeren Formats.

Literaturhinweise

- Becker, E.: Fluoreszenzmikroskopie. Wild Leitz GmbH, 1989.
 Bode, F.: Mikrofotografie für Jedermann. Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1958.
 Burck, H.-Chr.: Histologische Technik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1966.
 Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1969.
 Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
 Sauer, F.: Mikroskopieren als Hobby. Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1980.
 Schade, K.-H.: Lichtmikroskopie. Verlag Moderne Industrie, Landsberg/Lech 1993.
 Schömmer, F.: Kryptogamenpraktikum. Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.

Verfasser: Rudolf Drews, Straße 366, Nr. 3
 D-13503 Berlin

Der Camcorder am Mikroskop

Jürgen Balzer und Erhard Mathias

Die Mikrofotografie, sei es mit der Kleinbildkamera oder mit dem Polaroidaufsatz, ist für den Mikroskopiker zu einem unentbehrlichen Hilfsmittel geworden, wenn es um das Dokumentieren des mikroskopischen Bildes geht. Für Untersuchungen von Bewegungen wurde schon frühzeitig die Mikrokinematografie eingesetzt. Vor 60 Jahren sind bereits mit dem ASKANIA-Mikrokino-Aufnahmegerät Bilder in Zeitraffer- und Zeitlupentechnik gemacht worden. Untersuchungen in der Zellforschung in Verbindung mit der Gewebezüchtung standen damals im Mittelpunkt des Interesses. Wog die gesamte Apparatur einschließlich Stativ circa 500 kg, so ist die heutige Aufnahmetechnik in einer Hand zu tragen.

Bewegungsabläufe und zeitliche Veränderungen im Mikroskop mit der Videotechnik festzuhalten, ist nicht nur die Forderung des professionellen, sondern auch der Wunsch des Hobby-Mikroskopikers. Dabei kann einem großen Kreis von Betrachtern das Bild gleichzeitig zugänglich gemacht werden. Ob live-Bild oder Aufzeichnung auf eine Kassette, die Videotechnik ist in Beruf und Freizeit nicht mehr wegzudenken.

Vorteile des Camcorders

Hier soll nicht die Rede sein von aufwendigen und teuren Videosystemen sondern von preiswerten Camcordern und Fernsehgeräten, wie sie im Freizeitbereich eingesetzt werden. Gegenüber der sonst üblichen Video-Mikroskopie (Spezial-Kamera ohne Objektiv und ohne Aufnahmeteil) ergeben sich beim Camcorder Vorteile vor allem dadurch, daß er ein weites Anwendungsgebiet außerhalb der Mikroskopie findet. Auch zur direkten Aufnahme von wissenschaftlichen Beobachtungen, z.B. Felduntersuchungen, ist das System geeignet. Die Video-Kassette kann später abgespielt werden. Bisher scheiterten Versuche zur Anpassung von Camcordern an Mikroskope mangels geeigneter Adapter. In diesem Bericht werden zwei für diesen Zweck entwickelte Video-Adapter vorgestellt.

Zu Beginn einige grundsätzliche Bemerkungen zur Videomikroskopie und zur Anpassung von Camcordern an Mikroskope.

1. Erkennen wir im Mikroskop in einem großen Sehfeld viele Details, so erreichen wir im Fernsehbild den gewohnten Kompromiß zwischen Objektfeld und Auflösungsvermögen nicht. Haben wir auf dem Bildschirm das gleiche Objektfeld wie bei einer Okularbeobachtung, so ist das Auflösungsvermögen aufgrund der Zeilenstruktur entsprechend geringer. Wird das gleiche Auflösungsvermögen wie bei der Okularbeobachtung angestrebt, so muß das Bild stark nachvergrößert werden. Wir haben dann auf dem Monitor allerdings nur einen kleinen Bildausschnitt.

2. Da die Camcorder keine auswechselbaren sondern mit dem Kameragehäuse verbundene Objektive haben, kann die Verbindung mit dem Mikroskop nur über das Filtergewinde des Camcorder-Objektivs erfolgen. (Die separate Befestigung des Camcorders an einem Fotostativ wird als nicht günstig angesehen, da eine exakte Zentrierung nicht möglich ist.) Die Gewinde sind sehr fein und kurz und manchmal sogar aus Kunststoff. Deshalb ist es günstig, den Camcorder senkrecht zu befestigen. Das setzt voraus, daß der Okulartubus des Mikroskops abnehmbar ist. Die beiden Adapterarten sind in Abbildung 1 und Abbildung 2 dargestellt.

Kommen wir zum Gesamtaufbau des Mikroskops mit Camcorder. Der Camcorder-Adapter wird auf das Filtergewinde geschraubt. Anschließend wird der Camcorder mit Adapter anstelle des Okulartubus auf den Mikroskopträger oder auf den trinokularen Ausgang gesetzt. Gearbeitet wird im Telebereich. Alle an-

Tabelle 1. Auflösungsvermögen und Objektfelder

Objektiv	Okularbeobachtung mit P 10x/18		Adapter mit Minus-Optik		Adapter mit Positiv-Projektiv	
	Auflösung (µm)	Objektfeld (mm)	Auflösung (µm)	Objektfeld (mm)	Auflösung (µm)	Objektfeld (mm)
3,2/0,1	3,5	5,6	16	3	8	1,4
10/0,25	1,5	1,8	5	0,9	2,5	0,45
40/0,65	0,6	0,45	3	0,25	1,5	0,12
100/1,25 Öl	0,4	0,18	2	0,09	1	0,05

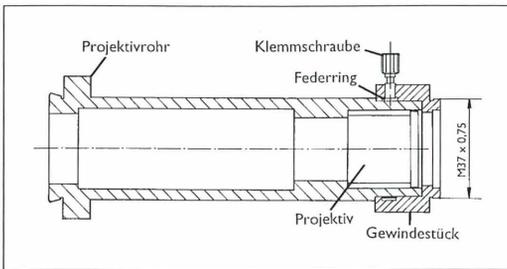


Abb. 1: Camcorder-Adapter mit Positiv-Projektiv. Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

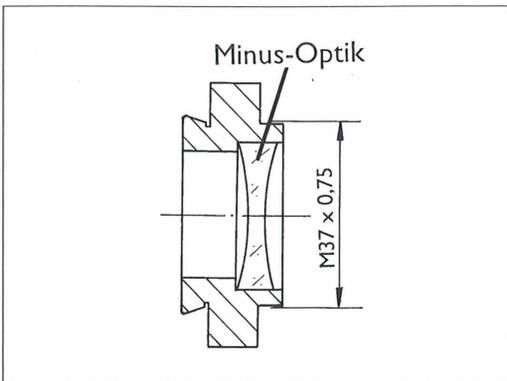


Abb. 2: Camcorder-Adapter mit Minus-Optik. Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

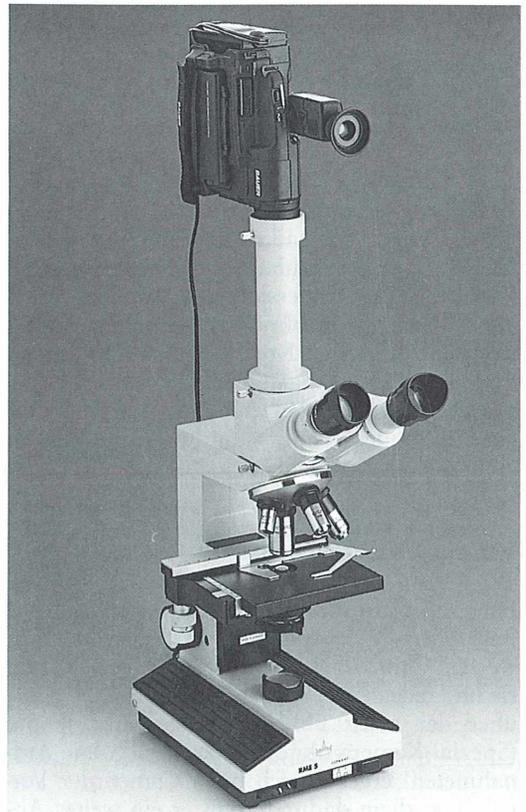


Abb. 3: ASKANIA-Mikroskop RME 5 mit Camcorder.

deren Funktionen des Camcorders bleiben erhalten. Eine Camcorder-Adaption ist möglich an allen handelsüblichen Mikroskopen mit abnehmbarem Okulartubus. In der vorliegenden Untersuchung wurde die Videoübertragung an den folgenden ASKANIA-Mikroskopen getestet: Eduval, Laboval sowie an den Kurs- und Labormikroskopen RME 5, RML 5 und RMA

5. An den Stereomikroskopen mit abnehmbarem Binokulartubus wie Technival, Citoval sowie SMT 4 und SMC 4 ist der Camcorder-Adapter über einen Zwischentubus ansetzbar.

Verfasser: Jürgen Balzer und Erhard Mathias, ASKANIA-Werke Rathenow GmbH & Co. KG, Geschw.-Scholl-Str. 10–11, D-14712 Rathenow

Nachrichten

Pfingsttreffen mit dem Zieralgen-Arbeitskreis Esternberg am Ibmer Moor

Zahlreich und zum Teil von weit her waren die Anhänger der Zieralgen erschienen, um sie unter fachkundiger Leitung von Herrn Professor Rupert Lenzenweger zu sammeln, mit dem Mikroskop zu untersuchen und Erfahrungen auszutauschen. Fast 60 Personen aus Deutschland, Österreich und der Schweiz waren auf der Teilnehmerliste aufgeführt. Die Mitglieder der Mikrographischen Gesellschaft Wien waren zahlenmäßig besonders stark vertreten. Der Kurs fand im Seminarraum des Hotels Moorhof in Dorfbirn statt, das die Teilnehmer auch mit der guten österreichischen Küche versorgte.

Um es vorweg zu sagen: das Wetter meinte es gut. Die Regenschauer gingen am Nachmittag während des Mikroskopierens und in der Nacht nieder, bei den Exkursionen am Vormittag schien dagegen meist die Sonne.

Herr Bruno Ortner als Organisator des Treffens konnte am Freitagabend den schon fast vollständigen Teilnehmerkreis begrüßen, darunter mehrere Vorsitzende von mikroskopischen Arbeitsgemeinschaften.

Nach der Vorstellung des Programmablaufs begann die abendliche Vortragsveranstaltung mit einem Diavortrag von Herrn Dr. Kreutz über den Einzeller *Nasulopsis elegans*. Mit einer Serie hervorragender Bilder wurde der Freßvorgang der Blaualge *Oscillato-*

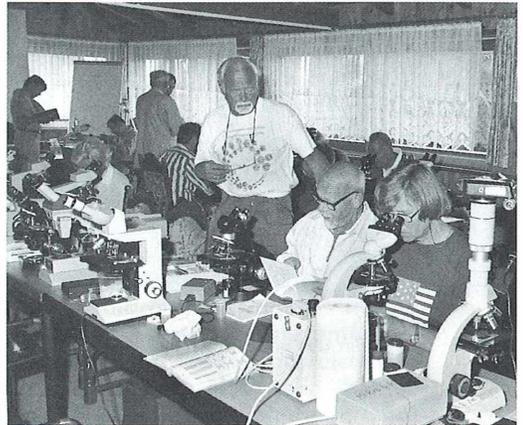


Abb. 2: Prof. Lenzenweger hilft beim Bestimmen.

ria gezeigt und eindrucksvoll die hohe Leistung moderner Mikroskope belegt. Anschließend stellte Herr Thormann, ebenfalls mit einer Diaserie, das Naturschutzgebiet „Heiliges Meer“ bei Ibbenbüren (Nordrhein-Westfalen) vor. Neben einem Gesamtüberblick wurden auch Ausschnitte aus der Arbeit der dort befindlichen biologischen Station gezeigt. Hier können mehrtägige mikroskopische Kurse belegt werden. An den beiden weiteren Abenden wurde die Reihe fortgesetzt durch Herrn Professor Lenzenweger, der einen gründlichen Einblick in das Gebiet der Zieralgen gab, wobei er u. a. auch auf die Besonderheiten der weltweiten Verbreitung und den Ablauf der Zygotenbildung einging. Im Anschluß zeigte Herr Örlshausen in einer Diaschau mit Überblendtechnik und dezenter Musikunterlegung Radiolarien und Diatomeen in perfekter Gestaltung. Herr Stahlschmidt referierte über die Einsatzmöglichkeit von Blitzgeräten bei der Mikrofotografie bewegter Objekte. Es wurde das Beleuchtungsprinzip für Mikroskope mit interner bzw. externer Beleuchtung demonstriert. Einige Geräte aus der Fertigung seines mikrotechnischen Labors waren zur Zufriedenheit ihrer Benutzer während des Treffens im Einsatz. Herrn Prof. Foisner von der Universität Salzburg trug vor über das Thema „Die Ciliaten eines gigantischen Pfannkuchens – der Etoschapfanne von Namibia“. Die Problematik des ständigen Wechsels von extremer Trockenheit zu hohen Salzkonzentrationen während der feuchten Perioden stand dabei im Vordergrund. Neben herrlichen Aufnahmen vom Umfeld wurden Dias von exzellenten Präparaten der besprochenen Ciliaten gezeigt, die mit Hilfe eines besonderen Silberprägnationsverfahrens gefertigt waren.

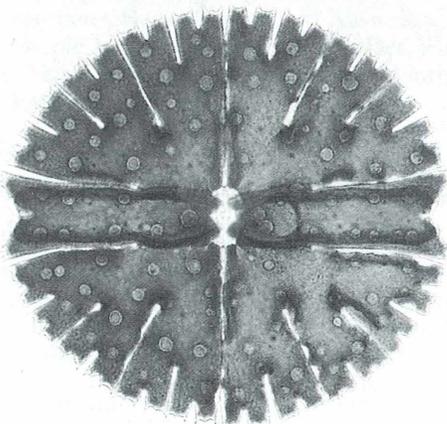


Abb. 1: *Micrasterias rotata*, die größte und im Bereich der Ibmer Moore am häufigsten vorkommende Zieralge.



Abb. 3: Teilnehmer des Pfingsttreffens.

Aus dem Mittelmeer hatte Herr Weber einige Exemplare der makroskopischen Alge *Acetabularia* in Meerwasser mitgebracht, die von den Teilnehmern unter einem Stereomikroskop betrachtet werden konnten.

Die Exkursionen unter Leitung von Herrn Professor Lenzenweger führten in das Ibmer Moor und das Jacklmoos, wo die hohe Individuenzahl in den im vollen Sonnenlicht stehenden Schlenken beeindruckend war. Die versierten Teilnehmer benutzten zum Schöpfen der Wasserproben großvolumige Pipetten, deren Inhalt sofort mit einer starken Lupe auf größere Zieralgen hin untersucht wurde. Eine weitere Exkursion führte noch einmal in das Ibmer Moor unter Leitung von Herrn Professor Krisai, dem wohl besten Kenner dieses Biotops

Bei der Untersuchung der Wasserproben mit dem Mikroskop zeigte sich, wie ergiebig die Fundstellen waren. In manchen Präparaten wimmelte es nur so von unterschiedlichen Desmidiaceen. Die Zufriedenheit der Teilnehmer war deutlich zu vernehmen. Herr Professor Lenzenweger nahm immer wieder Einblick in Mikroskope und gab unermüdlich Auskünfte über die gefundenen Arten. Eine gute Hilfe zum Bestimmen leisteten die von ihm erstellten Bildtafeln im Programmheft der Veranstaltung.

Faszinierend für einen großen Teilnehmerkreis war eine Mikroskopanlage mit Videokamera und Monitor von Herrn Schulz. Sowohl an Frischpräparaten als auch an mitgebrachten Videoaufnahmen konnte die Leistungsfähigkeit des Videobildes demonstriert werden. Natürlich kam auch die Technik nicht zu kurz, was in vielen Fachsimpeleien ihren Ausdruck fand. Einen hohen Stellenwert auf solchen Treffen nimmt daher die Möglichkeit zum Erfahrungsaustausch ein, der bis zum Ausklang der arbeitsreichen Tage in gemütlicher Runde stattfand.

Fazit des Treffens: Es war eine gelungene Veranstaltung, die die Erwartungen der Teilnehmer mehr als erfüllte. Mit Spannung ist die Einladung zum nächsten Pfingsttreffen zu erwarten.

Ingo Pflugmacher, Meerbusch

Mikroskopierte über Meeres-Plankton der Nederlandse Vereniging voor Microscopie



Die Mikroskopierte finden unter Beteiligung der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich vom 28. April bis 4. Mai 1996 im Hotel „De Zeeuwse Stromen“ in Renesse (Schouwen Duiveland) Niederlande statt.

Die Kosten belaufen sich bei genügender Beteiligung für 6 Tage Halbpension inklusive Kursleitung und Kursgebühren auf Holl. Gulden 910,-. Vorgesehen sind auch interessante Besichtigungen (z. B. Die Delta-Expo) und Vorträge zu verschiedenen Themen.

Für Interessenten aus dem Raum Stuttgart besteht die Möglichkeit, mit dem Bus der MGZ mitzufahren. (Auskunft darüber erteilt Juan Roca, Juraweg 4, CH-5600 Lenzburg. Tel: 062/891 31 56).

Anmeldung möglichst bald bei Jan Kros, Hydra 1, 3224 GL Hellevoetsluis, Niederlande. Tel: 0031/1883/11758, nach 19.00 Uhr.

Akustikmikroskopie – Sehen mit Schall

Annett Burzlaff

Seit der Erfindung und wissenschaftlichen Nutzung der Mikroskopie haben viele Forscher im Laufe der Jahrhunderte über Verbesserungen der Leistungsfähigkeit optischer Systeme nachgedacht. Im 20. Jahrhundert erkannte man, daß trotz einer ganzen Anzahl ausgefeilter Methoden der herkömmlichen lichtoptischen Mikroskopie Grenzen gesetzt sind, die in der physikalischen Natur der Lichtwellen begründet sind. Man suchte nach anderen Informationsträgern anstelle des Lichts. Elektronen werden in der Elektronen- und Rastertunnelmikroskopie eingesetzt, interatomare Kräfte in der Rasterkraftmikroskopie (Burzlaff, 1995). Jedoch auch Schallwellen bieten sich als Informationsträger in der Mikroskopie an. Bereits in den dreißiger Jahren wurden erste Versuche unternommen, mit Ultraschallwellen Abbildungen zu erzielen. Mangels ausreichender technischer Möglichkeiten waren die Ergebnisse jedoch nicht sehr überzeugend. Erst in den späten sechziger Jahren war es möglich, kohärente Ultraschallwellen mit Wellenlängen, die mit denen des Lichts vergleichbar sind, zu erzeugen. Das Ultraschallmikroskop war geboren.

Die Qualität eines Mikroskops ist im wesentlichen von den Parametern Auflösung und Kontrast bestimmt. Neu entwickelte Methoden sollten daher die herkömmlichen Mikroskoptechniken wenigstens in einem dieser Punkte übertreffen. Die Fähigkeit eines Akustikmikroskops, Details aufzulösen, ist vergleichbar mit der in der Lichtmikroskopie erzeugten Auflösung und wird von der Elektronen-, Rastertunnel- und Rasterkraftmikroskopie bei weitem übertroffen. Der Vorteil des Akustikmikroskops liegt darin, Kontraste im beobachteten Objekt darzustellen.

Physikalische Grundlagen des Ultraschalls

Schall ist charakterisiert durch mechanische Wellen, sogenannte Longitudinalwellen, bei denen die Schwingungsrichtung der schwingenden Teilchen des elastischen Mediums mit der Ausbreitungsrichtung identisch ist. Es handelt sich um Kompressionswellen. Das Medium wird abwechselnd verdichtet und verdünnt. Zusätzlich können in festen Körpern Transversalwellen (Scherwellen) auftreten, bei denen die Schwingungsrichtung der Teilchen senkrecht zur Ausbreitungsrichtung steht. Es wechseln Wellenberge und Wellentäler miteinander ab.

Beide Wellentypen kommen in der Akustikmikroskopie zur Anwendung. Besondere Bedeutung in der Biologie und Medizin kommt jedoch in erster Linie den Longitudinalwellen zu, da biologische Objekte meist elastischer Natur sind.

Schall breitet sich um den Faktor fünf langsamer aus als Licht. Anders ausgedrückt bedeutet dies, daß bei einer gegebenen Frequenz die Wellenlänge des Schalls um den Faktor fünf geringer ist. Kurze Wellenlängen sind in der Mikroskopie erwünscht, um eine möglichst hohe Auflösung zu erzielen. Die Schallgeschwindigkeit in Wasser und in den meisten biologischen Proben liegt bei 1500 m/s. Erzeugt man Schallwellen mit 2 GHz, so ergibt sich daraus eine Wellenlänge von 750 nm. Dies entspricht der Wellenlänge von infrarotem Licht. Der Vorteil eines Akustikmikroskops liegt folglich darin, daß man mit relativ niedrigen Frequenzen eine mit dem optischen Mikroskop vergleichbare Auflösung erreichen kann, die gepaart ist mit der Darstellung des Kontrasts, der sich aus den mechanischen Eigenschaften des Objekts selbst ergibt. Eine derartige Kontrastverstärkung läßt sich ohne Färbetechniken in der Lichtmikroskopie nicht verwirklichen.

Die akustische Linse

Abbildung 1 zeigt das Herzstück eines Akustikmikroskops: die akustische Linse. Elektrische Schwingungen treffen auf piezoelektrische Kristalle (Zinkoxid) und regen diese zu elastischen, d.h. akustischen Schwingungen an. Das piezoelektrische Material leitet die akustische

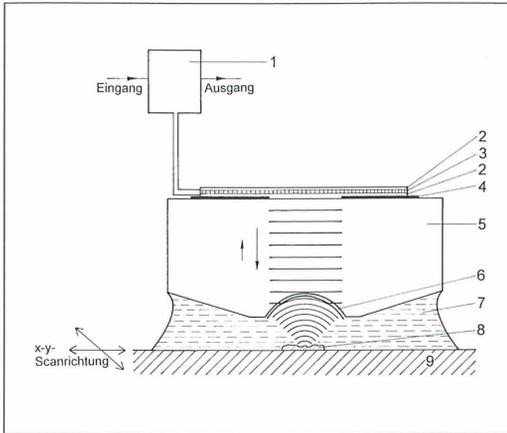


Abb. 1: Schematische Darstellung der akustischen Linse. Über den Eingang des Anpassungsteils gelangen die elektrischen Impulse eines Hochfrequenzgenerators zum piezoelektrischen Element, das die elektrischen Schwingungen in plane Schallwellen umwandelt. Diese pflanzen sich durch den Saphirkristall fort und werden durch die plankonkave Linse fokussiert. Die fokussierten Schallwellen durchqueren das Kopplungsmedium, treffen auf das Objekt bzw. auf das als Unterlage dienende Substrat und werden reflektiert. Die reflektierten Wellen nehmen denselben Weg in umgekehrter Richtung zurück. Sie gelangen durch den Saphir und werden vom piezoelektrischen Element in elektrische Schwingungen umgesetzt. Die elektrischen Schwingungen nehmen den Weg über den Ausgang des Anpassungsteils in einen Verstärker. Auf einem Monitor ist das vom Akustikmikroskop erzeugte Bild sichtbar und kann abfotografiert werden.

1 Anpassungsteil, 2 Goldkontaktschicht, 3 piezoelektrische Schicht aus ZnO, 4 strahlbegrenzende Blende, 5 plankonkave Saphirlinse, 6 Antireflexbelag an der konkaven Fläche, 7 Ankopplungsmedium, 8 Objekt, 9 Substrat (z. B. Glasobjektträger). Verändert nach Beyer, Riegenberg (1988). Zeichnung: Cornelia Falk, Recklinghausen.

Welle an den direkt angrenzenden Saphirkristall weiter. Die akustische Welle pflanzt sich plan durch den Saphirkristall fort. Durch den konkaven Schliff der Linse werden die Schallwellen stark fokussiert. Der entstehende Fokuspunkt mißt $0,7 \mu\text{m}$ im Durchmesser und liegt sehr nah bei der Linse, nur etwa $1,2 r$ vom Scheitel der Hohlfläche ($r = 40 \mu\text{m}$) entfernt. In einem optischen System wäre eine derartige Linsenkonstruktion unmöglich, da es aufgrund der stärkeren Brechung der Randstrahlen zu einer sphärischen Aberration kommen würde. In der Akustikmikroskopie kann das Phänomen der sphärischen Aberration jedoch vernachlässigt werden. Aufgrund der sehr verschiedenen Schallgeschwindigkeiten (im Saphir pflanzt sich Schall mit $11\,000 \text{ m/s}$ fort, im Wasser dagegen nur mit 1500 m/s) liegt ein sehr hoher Brechungsindex vor. Da Wasser das ultraschalloptisch dichtere Medium ist, werden die Wellen sehr stark zum Lot hin gebrochen. Die sphärische Aberration hat keinen störenden Einfluß im akustischen System. Der von der plankonkaven Saphirlinse kommende fokussierte Strahl durchquert die Kopplungsflüssigkeit (z. B. Wasser) und trifft auf das Objekt. Das Wasser wird zur Verminderung der Ultraschallabsorption auf 37°C (bei lebenden Objekten) oder bis zu 60°C erwärmt. Die Saphirlinse ist an ihrer konkaven Seite mit einem Antireflexbelag beschichtet. Dieser Belag ist bei Einsatz von Frequenzen oberhalb 1 GHz absolut notwendig, um unerwünschte Reflexionen und Schwingungsdämpfungen an der Wasser-Saphir-Grenzfläche zu verhindern. Der Linsendurchmesser beträgt weniger als 1 mm . Der Radius der Hohlfläche liegt bei $40 \mu\text{m}$. Mit dem Fokuspunkt der Schallwellen wird das zu untersuchende Objekt rasterartig abgetastet. Dabei bewegt sich die Linse zur Zeilenabtastung im fast scan mode mit 50 Hz , das Objekt selbst wird im slow scan mode rechtwinklig dazu bewegt. Die piezoelektrischen Elemente werden zur Schwingungserzeugung nicht gleichförmig angeregt, sondern im sogenannten Pulsbetrieb. Das hat zur Folge, daß Pakete von Schallwellen die Saphirlinse durchlaufen und auf das Objekt treffen. Die Schallwellen werden vom Untersuchungsobjekt reflektiert und nehmen den gleichen Weg in umgekehrter Richtung durch das Wasser und die Saphirlinse zurück, treffen dann auf die piezoelektrischen Elemente und werden von ihnen in elektromagnetische Signale umgewandelt. Die akustische Linsenkon-

struktion wirkt also sowohl als akustischer Signalgeber als auch als Signalempfänger. Der Pulsbetrieb der Schallaussendung hilft dabei, die Echosignale vom Objekt von den unerwünschten Reflexionssignalen der Linsenoberfläche zu trennen, da beide Signaltypen unterschiedlich Zeit brauchen, um wieder in die Saphirlinse hineinzugelangen. Würden die Ultraschallsignale im Dauerbetrieb ausgesendet, so käme es zu einer undurchdringlichen Verwirrung von Interferenzen und zu einem informationslosem Rauschen. Die elektromagnetischen Signale steuern entweder oszillographische Displaysysteme mit nachleuchtendem Schirm oder einen Bildspeicher an, der mit einem TV-Monitor gekoppelt ist.

Zu Beginn der Entwicklung des Akustikmikroskops gab es vorwiegend Transmissionsmikroskope, bei denen zwei Linsen konfokal angeordnet waren. Zwischen den Linsen lag das Objekt. Die eine Linse diente dabei als Signalgeber, die andere als Empfänger. Der Grund für die anfängliche Herstellung der Transmissionsmikroskope lag vor allem darin, daß man noch nicht in der Lage war, derartig kurze Impulse von Schallwellen zu erzeugen, um Interferenzen zu vermeiden. Die heute kommerziell erhältlichen Akustikmikroskope sind ausschließlich Reflexionsmikroskope.

Anwendung in der Biologie

Zellen und Gewebeproben haben ähnliche akustische Eigenschaften wie Wasser. Trifft Schall auf Gewebe, so pflanzen sich die Wellen als Longitudinalwellen fort. Es entstehen keine Transversalwellen. Das Akustikmikroskop setzt mechanische Eigenschaften der Probe in eine kontrastreiche Abbildung um. Dies erspart beispielsweise die in der Lichtmikroskopie oftmals erforderlichen Färbetechniken.

Die Abbildungen zeigen Zellen, die einem Glasobjektträger aufsitzen und vom Kulturmedium umgeben sind. Ein solches Präparat hat mehrere Grenzflächen:

1. Medium/Zelle, 2. Zelle/Medium, 3. Medium/Glas. Anstelle von Glas kann als Substrat für die Anheftung der Zelle auch Quarz oder Kunststoff verwendet werden. Die Schallwellen interagieren mit den zellulären Strukturen, der Substratoberfläche und mit dem Kulturmedium. Es kommt zu Interferenzen zwischen den von den verschiedenen Grenzflächen reflektier-

ten Schallwellen. Im Bild erscheinende Kontrastunterschiede sind das Resultat verschiedener Parameter: 1. akustische Impedanzunterschiede zweier aneinandergrenzender Stoffe, 2. akustische Dämpfung, 3. Zelldicke und 4. Schallstreuung. Die akustische Impedanz ist vergleichbar mit der Brechung in der Lichtmikroskopie. Die Brechung der Lichtwellen steht in direktem Zusammenhang mit der optischen Dichte zweier Medien. Vergleichbar damit ist auch die akustische Impedanz abhängig von den Dichteunterschieden zweier aneinandergrenzender Stoffe. Sie ist das Produkt aus der Geschwindigkeit der akustischen Welle und der Dichte des Objekts. Die Dichte des Objekts ist ihrerseits von mechanischen Eigenschaften des Materials (z.B. des Cytoplasmas) bestimmt. Das Signal, das von einem weichen Gewebe reflektiert wird, ist um einige Dezibel geringer als die einfallende Welle (d.h. die Amplitude ist geringer). Benutzt man beispielsweise Quarz als Unterlage für die Zelle, so werden von der Wasser/Quarz-Grenzschicht die Wellen zu 65 % reflektiert. Die Wasser/Zell-Grenzschicht dagegen reflektiert die Wellen nur zu 0,5 %. Die Impedanz schwankt innerhalb eines biologischen Objekts und hängt direkt mit den mechanischen Eigenschaften der Zellen (besonders ihrer Dichte) zusammen.

Die Dämpfung der Schallwellen ist neben der akustischen Impedanz ein weiterer wichtiger Faktor, der zur Bildentstehung im Akustikmikroskop beiträgt. Sowohl das Medium als auch das Objekt üben auf die Schallwellen einen dämpfenden, d.h. die Amplitude verringernden Effekt aus. Dies führt dazu, daß bei einer Frequenz von 1 GHz die Schwingungen 200 Dezibel pro Millimeter verlieren. Um diese vom Medium ausgehende unerwünschte Dämpfung zu verringern, bietet es sich an, entweder die Temperatur des Mediums (Wasser) zu erhöhen oder ein Kopplungsmedium (z.B. Helium) zwischen Linse und Objekt einzusetzen, das weniger dämpfende Eigenschaften hat als Wasser.

Interpretation der Bilder

Ein wichtiges Kriterium für die Interpretation der Bilder des Akustikmikroskops ist die Wahl des Fokuspunktes. In Abhängigkeit vom Fokuspunkt geben die entstehenden Bilder unterschiedliche Informationen. Fokussiert man auf die Wasser/Substrat-Grenzschicht, so tragen im

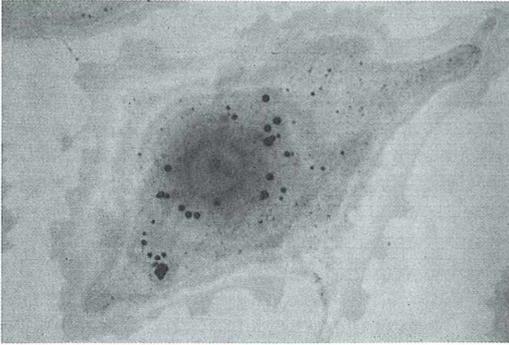


Abb. 2: Endothelzelle aus *Xenopus*. Aufgenommen im Akustikmikroskop mit 1,64 GHz, fokussiert wurde auf die Glasoberfläche. Deutlich sind dunkle Einschlüsse (Speicherstoffe, Vakuolen, verschiedene Zellorganellen) zu erkennen. Foto: Jürgen Bereiter-Hahn, Frankfurt/Main.

wesentlichen die vom Substrat (z. B. Quarz) reflektierten Wellen zur Abbildung bei. Dabei werden sowohl die einfallenden als auch die vom Substrat reflektierten Wellen bei Durchtritt durch die Zelle verändert. Die Zelle dämpft die durch sie hindurchtretenden Schallwellen. Der Hintergrund erscheint hell, während die Zelle mit zunehmender Dicke dunkler erscheint (Abb. 2).

Vergrößert man den Abstand zwischen der Zelle und der Linse (damit liegt der Fokus oberhalb der Substratoberfläche), wird das Bild durch kontrastreiche Ringe dominiert. Diese abwechselnd hellen und dunklen Ringe sind das Resultat von Interferenzen zwischen den von der Zelle und vom Substrat reflektierten Wellen. Die vom Substrat reflektierten Wellen durchqueren die Zelle zweimal und werden dadurch in ihrer Phase gegenüber den von der Oberfläche der Zelle reflektierten Wellen verschoben. Es kommt zur Auslöschung, ein dunkler Ring entsteht. Durch die Verschiebung der Fokusebene erreicht man, daß die Substratebene außerhalb des Fokus liegt und somit die von ihr ausgehenden Reflexionen in vermindertem Umfang an der Bildentstehung teilnehmen. Da die Zelloberseite näher an der Fokusebene liegt, tragen vorwiegend ihre Reflexionen zur Bildentstehung bei. Durch die Interferenzen entsteht ein Muster von abwechselnd dunklen und hellen Ringen, die zur Bestimmung der Zelltopographie herangezogen werden können

Abb. 3: Vergleich der Bildinformationen über eine Endothelzelle von *Xenopus* a) von einem Lichtmikroskop mit Fluoreszenzeinrichtung und b) von einem Akustikmikroskop. Deutlich sind im Fluoreszenzmikroskop die mit TRITC-Phalloidin markierten Aktinfilamente, die die gesamte Zelle und besonders die Zellperipherie durchziehen, erkennbar. Das akustomikroskopische Bild zeigt die Peripherie der Zelle dunkler als den Rest der Zelle. Dies läßt auf Anhaftung der peripheren Zellabschnitte am Substrat schließen. In den Bereichen der Anhaftung beträgt der Abstand zwischen dem Substrat und der Zelle nur wenige Nanometer. Es kommt zur Totalreflexion der Schallwellen in diesen Bereichen. – c, d) Aus den Grafiken läßt sich die Dicke der Zelle ablesen sowie in Grafik c die Geschwindigkeit und in Grafik d die Dämpfung der Schallwellen. Diese Informationen erlauben Aussagen über die Eigenschaften der Zelle hinsichtlich ihrer Elastizität und Dichte. (Die Meßkurven beziehen sich auf eine horizontale Linie von links nach rechts genau durch die Mitte des akustomikroskopischen Bildes ziehende Linie.) Das akustomikroskopische Bild wurde mit einem ELSAM (Leitz, Wetzlar) erstellt. Die Frequenz lag bei 1 GHz. Dies entspricht einer Wellenlänge von etwa $1,5 \mu\text{m}$ in Wasser. Als Medium wurde eine salzhaltige Lösung verwendet. Die Schallgeschwindigkeit im Medium betrug 1510 m/s bei 28°C , der Dämpfungskoeffizient $0,015 \mu\text{m}^{-1}$. Die Zellen lagen auf einem Glasobjektträger mit bekannter Schallgeschwindigkeit und Dichte. Die Fokusebene lag $12 \mu\text{m}$ oberhalb der Glasoberfläche. Foto: Jürgen Bereiter-Hahn, Frankfurt/Main.

(Abb. 3 b). Die Stärke der Reflexion von der Zelloberseite ist in erster Linie von der akustischen Impedanz der Zelle abhängig. Weist die Zelle eine hohe Impedanz auf, so ist die Reflexion stärker und die entstehenden Ringe sind sehr stark kontrastreich.

Verringert man den Abstand zwischen Linse und Substrat, entsteht ein mehr oder weniger einheitlich graues Bild von der Zelle, nur Randbereiche sind kontrastreicher. Intrazelluläre Fibrillen in diesem Randbereich treten deutlich hervor.

Schließlich hat auch die Wahl des verwendeten Substrats Einfluß auf das entstehende Bild. Gebräuchliche Substrate sind Glasobjektträger,

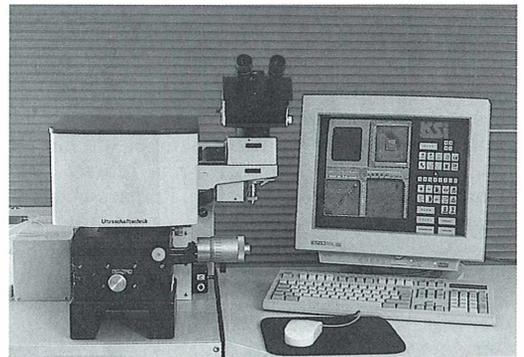
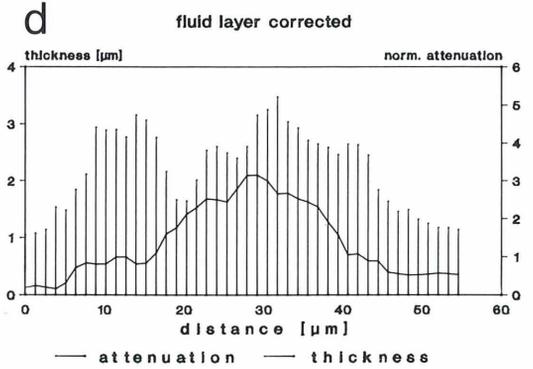
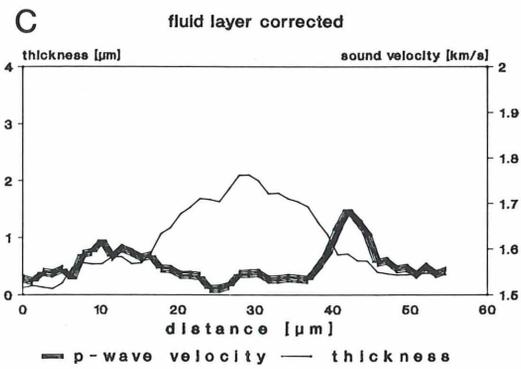
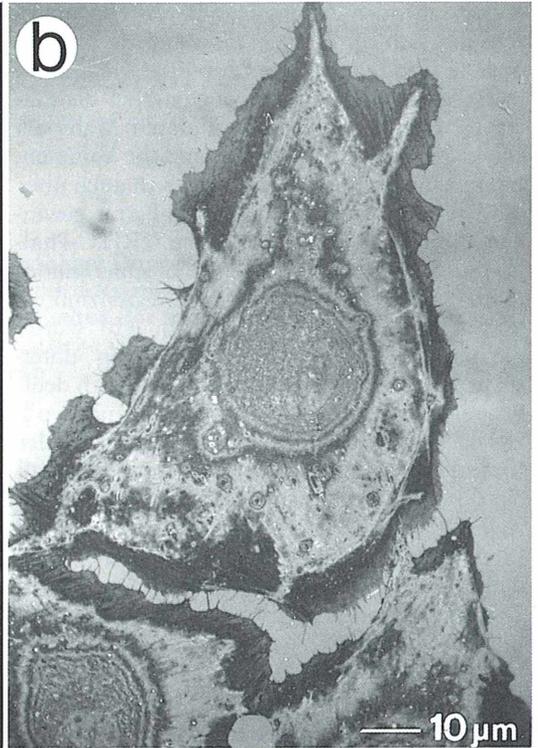


Abb. 4: KSI Scanning Akustikmikroskop SAM 2000. Foto: Krämer Scientific Instruments.

Polystyren oder Quarz. Diese Substrate unterscheiden sich vor allem in ihrer akustischen Impedanz. Die Interpretation der Bilder des Akustikmikroskops erlaubt Aussagen über die Elastizität bzw. Steifheit des zellulären Materials sowie über ihre Topographie und ihr Volumen. Interessante Erkenntnisse lassen sich auch über die Kontakte einer Zelle zum Substrat gewinnen. Abbildung 3 a zeigt die mit TRITC-Phalloidin markierten Actinfilamente einer Endothelzelle von *Xenopus* im fluoreszenzmikroskopischen Bild. Daneben (Abb. 3 b) wurde dieselbe Zelle im Akustikmikroskop untersucht. In der Peripherie der Zelle läßt sich deutlich der Verlauf der Aktinfilamente nachvollziehen. In den dunklen Randbereichen ist der Kontakt der Zelle zum Substrat (in diesem Fall ein Glasobjektträger) besonders eng. Lebende Zellen können mehrere Stunden im Akustikmikroskop untersucht werden, ohne daß sie durch den Ultraschall geschädigt werden.

Das Akustikmikroskop bietet eine Vielzahl an Informationen, die zum Teil vergleichbar sind mit den Ergebnissen aus der Phasenkontrast- oder Reflexionsinterferenzmikroskopie. Darüber hinaus lassen sich Erkenntnisse speziell zu viskoelastischen Eigenschaften und Veränderungen einer lebenden Zelle (z. B. bei der Fortbewegung) gewinnen. Aussagen zur Zelltopographie und Zellvolumen sind möglich. Auf Färbungen, die in der Lichtmikroskopie eingesetzt werden, um den Kontrast einzelner Zellstrukturen zu erhöhen, kann in der Akustikmi-

roskopie verzichtet werden. Im Zusammenhang mit der Licht- und Elektronenmikroskopie sind in naher Zukunft von der Ultraschallmikroskopie noch viele weitere Erkenntnisse zur Klärung von Zellstrukturen und Bewegungsvorgängen zu erwarten.

Literaturhinweise

- Bereiter-Hahn, J.: Scanning acoustic microscopy visualizes cytomechanical responses to cytochalasin. *D. J. Microsc.* 146, 29–39 (1987).
- Bereiter-Hahn, J., Lüers, H.: The role of elasticity in the motile behaviour of cells. In Akkas, N. (ed.): *Biomechanics of active movement and division of cells.* NATO ASI Series, Series H: Cell Biology, Vol. 84. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg 1994.
- Burzlaff, A.: Rastertunnel- und Rasterkraftmikroskopie – die andere Art des Sehens. *Mikrokosmos* 84, 239–246 (1995).
- Beyer, H., Riegenberg, H.: *Handbuch der Mikroskopie.* 3. Aufl., VEB Verlag Technik, Berlin 1988.
- Hildebrand, J. A., Rugar, D., Johnston, R. N., Quate, C. F.: Acoustic microscopy of living cells. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 78, 1656–1660 (1981).
- Lemons, R. A., Quate, C. F.: Acoustic microscopy: biomedical applications. *Science* 188, 905–911 (1971).
- Slayter, E. M., Slayter, H. S.: *Light and electron microscopy.* Cambridge University Press 1992.
- Somekh, M. G.: Acoustic microscopy in biology. An engineer's viewpoint. In Duke, P. J., Michette, A. G. (eds.): *Modern microscopies techniques and applications.* Plenum Press, New York 1990.

Verfasser: Dipl.-Biol. Annett Burzlaff, Institut für Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin

Nachricht

Kurse im Volkshochschulheim Inzigkofen

Mikroskopieren – für Anfänger und Fortgeschrittene
25.–30. März 1996

Während des Kurses werden mikroskopische Verfahren vorgeführt und eingeübt, die zu einem Einblick in den Bau und die Zellstrukturen von Einzelzellen, Pflanzen- und Tiergeweben führen. Die erforderlichen mikroskopischen Präparate (auch Dauerpräparate) werden überwiegend von den Kursteilnehmern selbst hergestellt. Ein Tag wird der Beobachtung und Bestimmung von Süßwasserplankton gewidmet sein.

Die Teilnehmer werden gebeten, ihre Mikroskope mitzubringen. In begrenzter Anzahl können Mikro-

skope und mikrotechnische Hilfsmittel (Pinzetten, Präpariernadeln, Pipetten etc.) zur Verfügung gestellt werden. Wer davon Gebrauch machen möchte, sollte dies auf der Anmeldekarte vermerken.

Leitung: Dr. Dieter Krauter, Stuttgart
Dr. Heinz Streble, Hohenheim
Iris Kick, Inzigkofen

Kursgebühr: 235,- DM

Unterkunft und Verpflegung: 285,- DM

Anmeldung und weitere Informationen beim Volkshochschulheim Inzigkofen, Parkweg 3, 72514 Inzigkofen; Tel: 07571/73980, Fax: 07571/739833.

Zum Mechanismus der Astrablau-Safranin-Doppelfärbung botanischer Schnitte

Uwe Markstahler

Seit ihrer Einführung hat die sehr leistungsfähige Doppelfärbung mit Astrablau und Safranin etliche Anwendungen mit eindrucksvollen Ergebnissen erfahren. Dennoch sind längst noch nicht alle Einzelheiten der Farbeffekte geklärt. Der vorliegende Beitrag stellt einige färbechemische Überlegungen zum Ablauf der Doppelfärbung und ihrer Zielstrukturen an.

Mehrfachfärbungen werden in der mikroskopischen Histologie zur optischen Gewebedifferenzierung eingesetzt. Man verwendet hierfür Farbstoffe, die aufgrund unterschiedlicher physiko-chemischer Eigenschaften nur für bestimmte Gewebsbestandteile eine Affinität besitzen. Einer der möglichen Färbemechanismen erfolgt durch selektive elektrostatische Adsorption bzw. durch Ionenbindung des farbtragenden Ions mit chemischen Gruppen, die in einer bestimmten Gewebsart auftreten. So färben basische Farbstoffe (= positiv geladene Farbstoffionen) in erster Linie saure (= überwiegend negativ geladene) Gewebsbestandteile an, wohingegen saure Farbstoffe (= negativ geladene Farbstoffionen) sich positiv geladenen Gewebsbestandteilen anlagern.

Spezifität der Farbstoffe

Beispielsweise färbt Safranin als basischer Farbstoff (siehe Abb. 1a) spezifisch das sauer reagierende Chromatin und ist daher für die Chromosomendarstellung gut geeignet. Aber auch in der botanischen Histologie wird Safranin zum Färben lignininkrustierter Zellwände benutzt.

Interessanterweise handelt es sich bei dem Farbstoff Astrablau, der bei der Doppelfärbung mit Astrablau-Safranin in der botanischen Histologie zur differenzierten Darstellung verholzter bzw. unverholzter Zellwände Verwendung findet, genauso wie beim Safranin, um einen basischen Farbstoff (Abb. 1b). Es drängt sich daher die Frage auf, worauf die Spezifität von Safranin für verholztes Gewebe

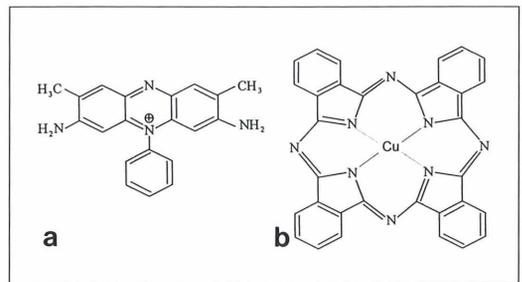


Abb. 1: a) Safranin besitzt als chromogenen Grundkörper eine Azingruppe. Das Azinmolekül ist positiv geladen und trägt außerdem zwei Aminogruppen ($-NH_2$), weshalb dieser Farbstoff basische Eigenschaften besitzt. – b) Die chromogene Gruppe von Astrablau besteht aus einem stark basischen Kupferphthalocyaninkörper.

im Gegensatz zu Astrablau beruht, wenn doch die elektropolare Eigenschaft dieser beiden Stoffe prinzipiell die gleiche ist.

Wendet man die sukzessive Astrablau-Safranin-Färbung an, so kann man beobachten, daß Astrablau auch nach einer längeren Inkubationszeit nur unverholzte, nicht lignifizierte Zellwände anfärbt. Dagegen färbt das Safranin nach einer längeren Färbedauer verholzte und unverholzte Bestandteile gleichermaßen an. Es zeigt sich jedoch eine geringfügige Metachromasie: Lignininkrustiertes Gewebe wird dunkelrot, suberinisiertes Gewebe dagegen hellrot angefärbt. Erst durch eine kontrollierte Differenzierung des Pflanzenschnitts in salzsaurem Alkohol setzen sich die verholzten Bestandteile rot vom blauen Restgewebe ab. Verweilen die

Schnitte länger in HCl-Alkohol, wird das Safranin aus dem Schnitt vollkommen ausgezogen, so daß der Schnitt am Ende wieder nur noch mit Astrablau gefärbt erscheint.

Dieses Verhalten zeigt, daß Astrablau ein intensiveres und spezifisches Bindungsverhalten besitzt als Safranin.

Testreihe zeigt die Unterschiede

Zur Aufklärung des Färbemechanismus von Safranin und Astrablau wurde in einer Testreihe das Färbeverhalten der beiden Farbstoffe bei unterschiedlichen pH-Werten untersucht. Als Testobjekt dienten Stengelquerschnitte der Brennessel (*Urtica dioica*). Hierbei erwies sich die Safraninfärbung als pH-unabhängig. Safranin färbte die Schnitte sowohl im sauren als auch im alkalischen Milieu gut an. Das bedeutet, daß die elektrische Polarität des Farbstoffmoleküls oder des Gewebes, die durch die Protonenkonzentration der Farbstofflösung beeinflusst wird, für das Färbeverhalten von Safranin nicht die wesentliche Funktion besitzt.

Hingegen ist die Astrablaufärbung stark pH-abhängig. In basischem Milieu konnte mit Astrablau keine nennenswerte Färbung erzielt werden, in saurem Milieu sind die Färberversuche jedoch alle positiv ausgefallen.

Diese Ergebnisse deuten darauf hin, daß die Astrablaufärbung sehr wahrscheinlich über eine spezifisch wirkende elektrostatische Adsorption verläuft (Abb. 2c). Bei der Safraninfärbung scheint der wesentliche Färbemechanismus dagegen nicht so sehr auf elektrostatischen Adsorptionseffekten zu beruhen.

Wie läßt sich aber nun die Affinität des Safranins für lignifiziertes Gewebe erklären?

Vergegenwärtigt man sich in diesem Zusammenhang, daß Lignin ein dreidimensionales emaschiges Mischpolymerisat verschiedener Phenylpropan-Alkohole darstellt, das der Pflanze als Füllsubstrat zum Stabilisieren druckbeanspruchter Gewebeszonen dient, so kann man einen Färbemechanismus für Safranin postulieren, der eher im physikalischen Diffusionsverhalten dieses Farbstoffes zu suchen ist. Hierbei diffundiert das verhältnismäßig kleine Safraninmolekül in das lignifizierte Gewebe ein, wobei dessen dichtere Strukturen deshalb intensiver gefärbt werden, weil die Zahl der zur Aufnahme des Farbstoffs vorhandenen Strukturücken größer ist als in den al-

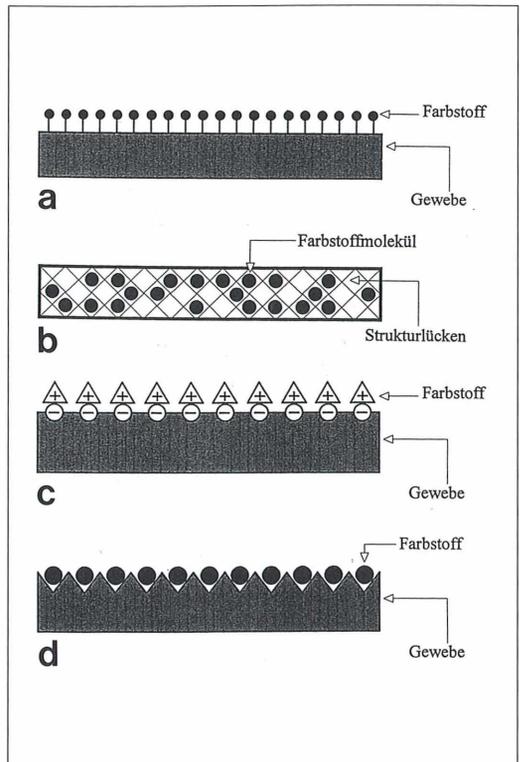


Abb. 2: a) Chemische Färbung: Das Farbstoffmolekül bindet kovalent an Seitengruppen des Gewebesubstrates. Durch die hohe Spezifität ist eine chemische Färbemethode besonders geeignet als histochemisches Nachweismittel. Beispiel: Phloroglucin/HCl zum Ligninnachweis. – b) Physikalische Färbung: Der Farbstoff diffundiert in Strukturücken des Gewebes. Je dichter das Gewebe ist, desto intensiver wird die Färbung. Beispiel: Diffusion und Anreicherung von Sudanfarbstoffen in lipidreiche Gewebsbestandteile. – c) Färbung durch Elektroadsorption: Das Farbstoffmolekül bindet infolge elektrostatischer Anziehung seiner polaren Gruppen mit entgegengesetzt polarisierten Gruppen des Gewebesubstrates. Beispiel: Positiv geladenes Safranin bindet als Kernfarbstoff an negativ geladene Phosphatgruppen der DNA des Zellchromatins. – d) Grenzflächenadsorption: Das Farbstoffmolekül lagert sich an der Gewebegrenzfläche ab. Die Färbung erfolgt aufgrund unterschiedlicher Oberflächenspannungen zwischen dem Lösungsmittel des Farbstoffs und dem Gewebesubstrat. Das Phänomen der Grenzflächenadsorption tritt bei allen Färbungen mehr oder weniger auf.

lein von Cellulose dominierten Gewebsbestandteilen. Hinzu kommt, daß der Diffusionswiderstand in dichteren Gewebszonen größer ist als in weitleumigen (Abb. 2b). Beim Differenzieren dauert es infolgedessen länger bis das in die dichten Gewebsanteile eindiffundierte Safranin wieder ausgewaschen wird.

Diese Hypothese wird durch folgende Tatsache zusätzlich unterstützt: Vergleicht man gut differenzierte Safraninfärbungen mit ligninspezifischen Phloroglucin-Salzsäure-Färbungen und mit suberin-cutinspezifischen Sudan-Färbungen, so stellt sich heraus, daß Safranin keineswegs ein spezifischer Holzfarbstoff ist. Safranin färbt nämlich sowohl ligninverdichtete als auch cutin- bzw. suberinverdichtete Zellwandbestandteile an. Es kommt bei dieser Färbung anscheinend nicht in erster Linie auf die Chemie der Zellwandzusammensetzung, sondern vielmehr auf die Mikrostruktur der Zellwände an.

Zusammenfassend kann man zur Erklärung des Färbemechanismus der Astrablau-Safranin-Doppelfärbung folgende Hypothese aufstellen:

1. Die Astrablaufärbung verläuft im wesentlichen über elektrostatische Adsorption des Farbstoffs an polare Gruppen des Zellwandgewebes. Farbstoffanreicherung im Gewebe aufgrund physikalischer Diffusionsprozesse scheinen eine untergeordnete Rolle zu spielen. Dafür spricht, (a) daß die Färbung stark pH-abhängig ist, (b) Astrablau selbst nach längerer Inkubationszeit kein verholztes Gewebe anfärbt, (c) Differenzierungsflüssigkeiten einen geringen Auswascheffekt besitzen und (d) das Astrablaumolekül verhältnismäßig groß und daher weniger diffusibel ist als das kleinere Safraninmolekül (Abb. 1).
2. Bei der Safraninfärbung überwiegt die durch physikalische Diffusion verursachte Anfärbung vor allem dichter, lignifizierter (auch cutinierter) Gewebsräume. Diese Vorstellung wird von drei Tatsachen gestützt: (a) Safranin ist sehr leicht auswaschbar, (b) die Färbung ist nahezu pH-unabhängig und (c) Safranin färbt nach längerer Inkubationszeit alle Zellwandtypen an. Hierbei zeigt sich eine geringe Metachromasie, was allerdings auf eine gewisse elektro-

statische Wechselwirkung zwischen Farbstoffmolekül und Gewebe hinweist.

Ein paar Tips zur Färbepaxis

In der Praxis ergibt sich deshalb bei der Astrablau-Safranin-Färbung immer wieder das Problem des „sauberen“ Differenzierens. Der eigentlich kritische Punkt besteht bei der Schnittfärbung nicht so sehr im Färben und Differenzieren als solchem, sondern darin, daß während des Entwässerns mit Alkohol das gut diffusible Safranin aus dem Schnitt zusätzlich ausgezogen wird. Dieser störende und schwer kontrollierbare Safraninauszug ist oftmals so groß, daß der Schnitt nach der Entwässerung durch Überdifferenzierung wenig aussagekräftig erscheint. Um dieses immer wieder auftauchende Problem zu umgehen, wird der Schnitt nicht wie üblich mit Alkoholstufen, sondern mit Glycerinstufen entwässert. Dieses Vorgehen besitzt den Vorteil, daß sich Safranin in Glycerin-Wasser-Mischungen langsamer löst. Zumindest ist der Auswascheffekt bei dieser Entwässerungsmethode um vieles geringer, so daß der durch die kontrollierte Differenzierung hergestellte Farbkontrast auch über die Entwässerungsphase hinweg bis zur Einbettung in einem Kunstharz erhalten bleibt. Vermutlich hängt dieses Verhalten damit zusammen, daß Glycerin gegenüber Ethanol eine größere Viskosität besitzt. Die Folge davon ist, daß die Diffusion von Safranin aus dem Gewebe in das Entwässerungsmedium stark reduziert wird.

Eine Schwachstelle bei dieser Entwässerungsmethode soll allerdings nicht unerwähnt bleiben. Es hat sich leider herausgestellt, daß die Brillanz der Safraninfärbung durch die Glycerolbehandlung vermindert wird. Anscheinend gilt auch hier der Grundsatz: Jede Wirkung besitzt ihre negativen Nebenwirkungen.

Es empfiehlt sich daher das Schema auf Seite 36 für die Astrablau-Safranin-Färbung.

1. Fixieren
2. Waschen
3. Darstellung der Zellwandbestandteile durch Entfernen des Zellplasmas mit Eau de Javelle. Waschen.
4. Färben mit Astrablau
5. Färben mit Safranin
6. Kontrolliertes Differenzieren unter mikroskopischer Kontrolle in: Wasser (sehr langsam), 30 %igem Ethanol (langsam) oder in salzsaurem Alkohol (schnell).
7. Entwässern in Glycerolstufen (30 %, 50 %, 80 %, 100 %).
8. Übertragen der Schnitte in Isopropylalkohol (100 %)
9. Überführen in Xylol
10. Einbetten in Kunstharz

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, A.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. 4. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
- Burck, H.-C.: Histologische Technik. 2. Aufl., Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1969.
- Etzhold, H.: Eine kontrastreiche, simultane Mehrfachfärbung für pflanzenanatomische Präparate. Mikrokosmos 72, 213–219, 1983.
- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. 3. Aufl., Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
- Krauter, D.: Erfahrungen mit Etzolds FSA-Färbung für Pflanzenschnitte. Mikrokosmos 74, 231–233, 1985.
- Krauter, D.: Farbstoffe für den Anfang. Mikrokosmos 68, 319–326, 1979.
- Krauter, D.: Roesers Astrablau-Fuchsin-Färbung. Mikrokosmos 65, 149 (1976).
- Romeis, B.: Mikroskopische Technik. 16. Aufl., R. Oldenbourg Verlag, München 1968.
- Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik. 33. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Dipl.-Biol. Uwe Markstahler, Weiherstr. 24, D-78050 Villingen

Neue Medien

Bild der Wissenschaft Video Wissen: Mikrokosmos. Teil 2: Die Geheimnisse des Lebens. Mit einer Einführung des Atomphysikers Prof. Pedro Waloschek. Deutsche Verlagsanstalt, Stuttgart, 1995, 52 Minuten, DM 79,00.

Der vorliegende Videofilm, Teil 2 einer dreiteiligen Serie und deutsche Version einer Produktion des japanischen Fernsehens NHK, verspricht optische Reisen in den Nano-Space, einer Welt, in der alles nur in Nanometern gemessen wird. Gar so klein sind die meisten der präsentierten

Szenarien allerdings nicht. Zwar taucht der filmische Bericht mit gelegentlicher Elektronenmikroskopie und einigen Computeranimationen fallweise in die Welt der Makromoleküle ein, hält sich aber ebenso bei Wasserflöhen, Fadenwürmern und Bakterien auf. Hier sollen, so die Ankündigungen auf der Kassettenhülle, die Geheimnisse des Lebens mit Mikroskop und Computer entschlüsselt werden. Worin diese nach Einschätzung der unbekannten Filmautoren eigentlich bestehen, lassen die etwas willkürlich aneinandergereihten Filmsequenzen weithin offen. Vollends ärgerlich ist der inkompetente, reichlich mit Sach- und

Begriffsfehlern durchsetzte Kommentar. Er bezeichnet Viren fortlaufend ganz unbekümmert als kleinste Lebewesen und verwendet eine Anzahl von Wortschöpfungen (z. B. Genspirale, Geißelhärchen), die für die damit bezeichneten Strukturen überhaupt nicht zutreffen. Die Krone ist der als Folder beigelegte Einführungstext zum Film. Er behandelt die kleinsten Bausteine der Materie (Quarks) und damit ein Themenfeld, das die Geheimnisse des Lebens erst recht nicht berührt. Fazit: Niveaulose, inhaltsarme Schaumschlagerei, von der dringend abzuraten ist.

Bruno P. Kremer, Köln

Der Springschwanz *Sira buski* – mikroskopische Eindrücke von einem kleinen Hausgenossen

Frank Just

Aufgrund vieler primitiv anmutender Merkmale werden die Collembolen oder Springschwänze zu den ursprünglichsten Insekten gerechnet. Etwa 2000 Arten sind bisher bekannt geworden. Ihr hoher Anspruch an die relative Luftfeuchtigkeit zwingt sie zu einem Leben im Verborgenen. So besiedeln die in der Regel nur 1 bis 2 mm großen Tiere vor allem das Porensystem der Böden. Aber auch in der Laubstreu, auf Moospolstern, den Oberflächen von Gewässern, im Spülsaum der Meeresstrände und auf den Gletschern der Gebirge sind sie anzutreffen. Wenige Arten finden sich auch in unserer häuslichen Umgebung, wo sie die Welt der Zimmerpflanzen für sich entdeckt haben.

Erst beim Blumengießen fallen sie ins Auge. Kleine weiße oder dunkel gefärbte Tierchen, die infolge der plötzlichen Überschwemmung ihres Lebensraumes auf der feuchten Erde erscheinen. Manchem Zimmerpflanzenbesitzer jagt der Anblick dieses behende umherlaufenden und springenden „Ungeziefers“ auf seinen Blumentöpfen einen Schauer über den Rücken. Doch zu unrecht. Oft fälschlicherweise mit Flöhen verwechselt, handelt es sich vielmehr um sogenannte Springschwänze oder Collembolen. Diese ursprünglichen, primär flügellosen Insekten sind harmlose Bewohner des Bodens. Sie können hier hohe Siedlungsdichten erreichen und sind maßgeblich an der Humusbildung beteiligt. Nur selten werden sie schädlich, so z. B. in der Champignonzucht, wo sie günstige Bedingungen für eine Massenvermehrung vorfinden. In unseren meist überheizten und trockenen Räumen führen sie dagegen ein eher zurückgezogenes Dasein. Die meisten Arten leben ständig in dem labyrinthartigen Porensystem unterhalb der Erdoberfläche (euedaphische Arten). Andere (epedaphische Arten) besiedeln die oberflächennahen Bereiche sowie die Unterseite der Blumentöpfe. Die Collembolen sind diesen unterschiedlichen Lebensräumen in perfekter Weise angepaßt. Euedaphische Formen zeichnen sich u. a. durch eine zunehmende Reduktion ihrer Körpergröße und ihres Sprungvermögens aus. Das Extrem stellen winzige, wurmförmige, pigmentlose,

blinde und sprungunfähige Formen dar. Zu den epedaphischen Arten zählen in der Regel größere, bläulich oder schwarz gefärbte Formen, die funktionsfähige Ommatidien besitzen und sich ihren Feinden durch gewaltige Sprünge entziehen können. Eine dieser auffälligeren Arten, fand ich zwischen meinen Orchideen und bestimmte sie als *Sira buski* (Lubbock, 1869) (Synonyme: *Scira buski*, *Degeeria cyanea*, *Sira pruni* var. *buski*, *Sira busquii*, *Willowsia buski*). Anhand dieser Art lassen sich mit Hilfe des Rasterelektronenmikroskops einige Besonderheiten des Collembolenbauplanes vorstellen.

Körpersegmentierung

Sira buski gehört in die Gruppe der *Arthropleona*. Die Vertreter dieser Unterordnung besitzen einen langgestreckten, deutlich in Segmente gegliederten Körper. Sie werden hierin von rundlich, gedrungenen Formen (*Symphyleona*) mit undeutlichen Segmentgrenzen abgegrenzt. Der Körper von *Sira buski* ist in Kopf, Thorax und Abdomen gegliedert (Abb. 1–4). Der Kopf zeigt den typischen Bauplan eines entognathen Insekts: die Mundwerkzeuge werden von einem Hohlkegel umschlossen, der nur ihre Spitzen herausragen läßt (Abb. 8–10). Die viergliedrigen Fühler erreichen etwa die halbe Körperlänge. Bei Collembolen werden nur fünf

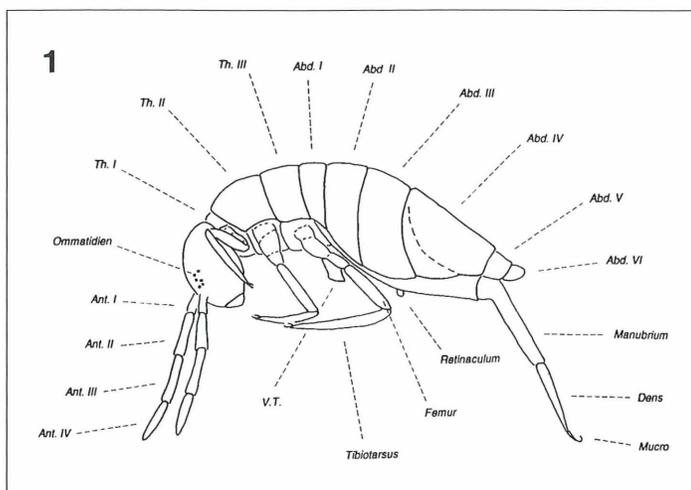


Abb. 1: Schematische Darstellung der Körpergliederung von *Sira buski*. Abd Abdominalsegment, Ant Antennalsegment, Th Thoracalsegment, V.T. Ventraltubus.

bis acht Paare Ommatidien ausgebildet. Sie liegen einzeln, auf einem Pigmentfleck verteilt, in der vorderen Kopfhälfte (Abb. 6, 7). Die drei Thoracalsegmente tragen je ein Laufbeinpaar. Das erste Thoracalsegment wird dabei kapuzenartig von dem folgenden Segment überdeckt. Neben dem Bau der Mundgliedmaßen und der Komplexaugen ist auch der Bau der Laufbeine gegenüber den höheren Insekten verändert. Sie gliedern sich in Subcoxa, Coxa, Trochanter, Femur, Tibiotarsus und Prätarsus mit Klaue (Abb. 11, 12). Der unpaaren Klaue ist meist eine Nebenklaue (Empodium) gegenübergestellt (Abb. 12). Die Zahl der Abdominalsegmente ist auf sechs reduziert. Alle diese Segmente sind bei *Sira buski* noch vollständig getrennt. Das vierte Abdominalsegment ist deutlich länger als das dritte (Abb. 1, 3).

Der Ventraltubus

Neben den thoracalen Laufbeinen besitzen die Collembolen spezialisierte Abdominalbeine. Sie verschmelzen in der Embryonalentwicklung paarweise (zumindest basal) und bilden im 1. Segment den Ventraltubus sowie das Retinaculum und die Sprunggabel (Furca) im 3. bzw. 4. Segment. Der Ventraltubus besteht aus einer Basalplatte, einem Zylinder, Tubusklappen und den Coxalblasen (Abb. 13, 14). Diese können durch Druck der Haemolymphe herausgepreßt werden. Mit Hilfe des Ventraltubus, können sich die Tiere an glatten Unterlagen festsaugen. Unter dem Binokular läßt sich dieses Verhalten

sehr schön beobachten. Hierzu fängt man einige Collembolen in einem verschließbaren Reagenzglas und legt das Glas auf den Binokulartisch. Nachdem die Tiere ihr Gefängnis ausgiebig untersucht haben, kommen sie in der Regel bald zur Ruhe und sammeln sich auf dem Boden des Gefäßes, wo sie nahezu reglos verharren. Nun dreht man vorsichtig das Reagenzglas bis eines der Tiere in eine kopfüber hängende Position gebracht worden ist und seine Unterseite betrachtet werden kann. Auf diese Weise kann man die Ruhelage von Ventraltubus und Sprunggabel studieren. In dieser für das Tier sehr labilen Position genügt nun eine geringe Erschütterung des Glases und der Collembole stülpt augenblicklich die Coxalblasen des Ventraltubus aus, preßt sie an die glatte Unterlage und „saugt“ sich fest. Diese Verankerung ist sehr effektiv und läßt sich auch durch stärkere Erschütterungen des Glases nicht überwinden. Neben dieser Anheftungsfunktion spielt der Ventraltubus eine wichtige Rolle bei der Regulation des Wasser- und Ionenhaushalts des Tieres, da er mit einem transportaktiven Epithel ausgekleidet ist. Er steht zudem mit dem Mund über die Ventralrinne in Verbindung (Abb. 10, 14), und es erscheint wahrscheinlich, daß über diese Rinne Flüssigkeit dem Mundvorraum kapillar zugeführt werden kann. Durch die der Unterlage fest anlegbaren Coxalblasen und die Saugwirkung des Ventraltubus könnte ein Flüssigkeitsfilm von einer benetzten Oberfläche effektiver abgenommen werden, als dies bei bloßem Gebrauch der Mundwerkzeuge der Fall wäre.

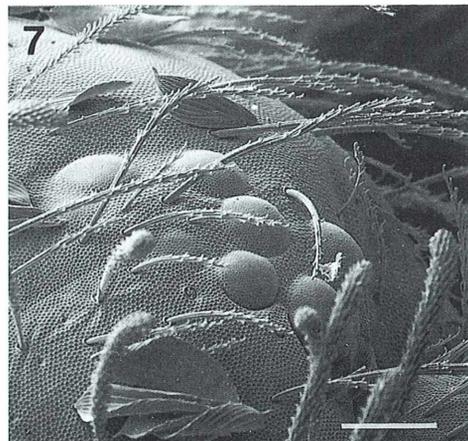
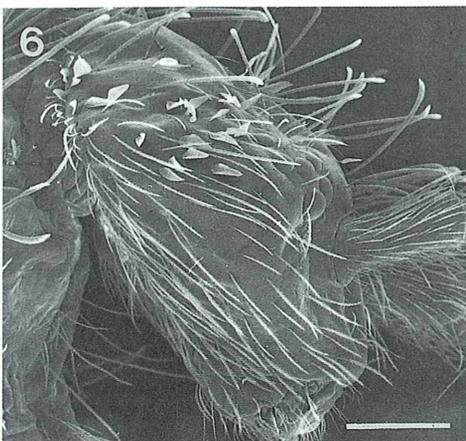
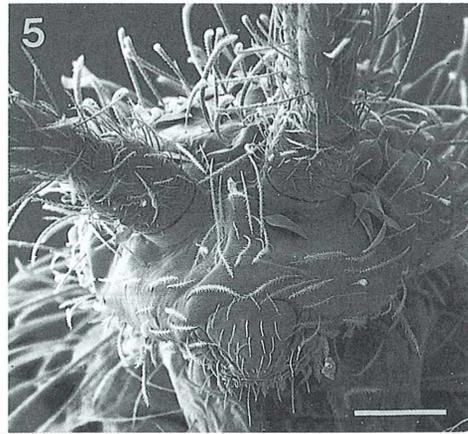
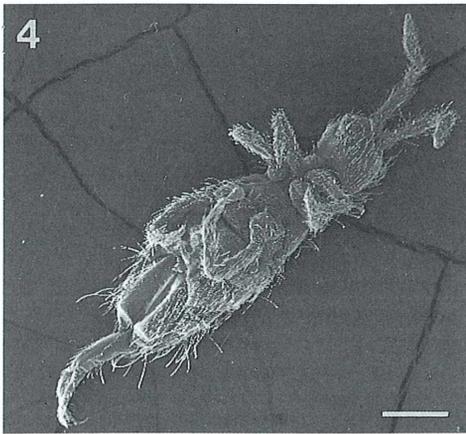
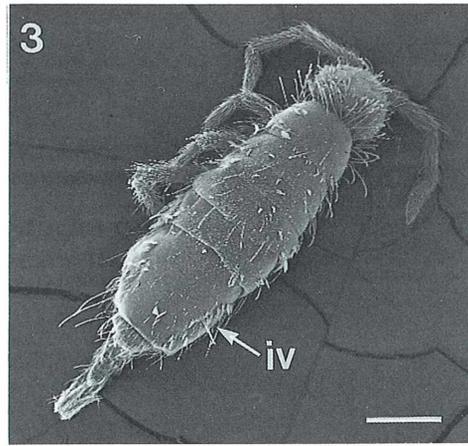
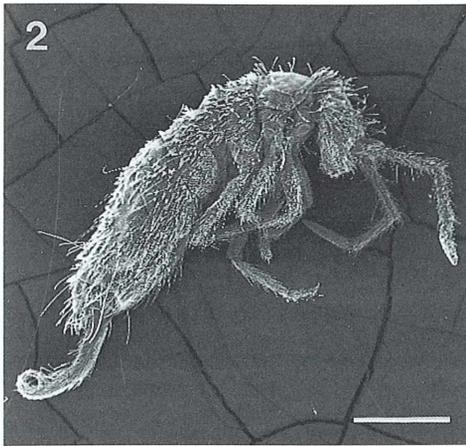
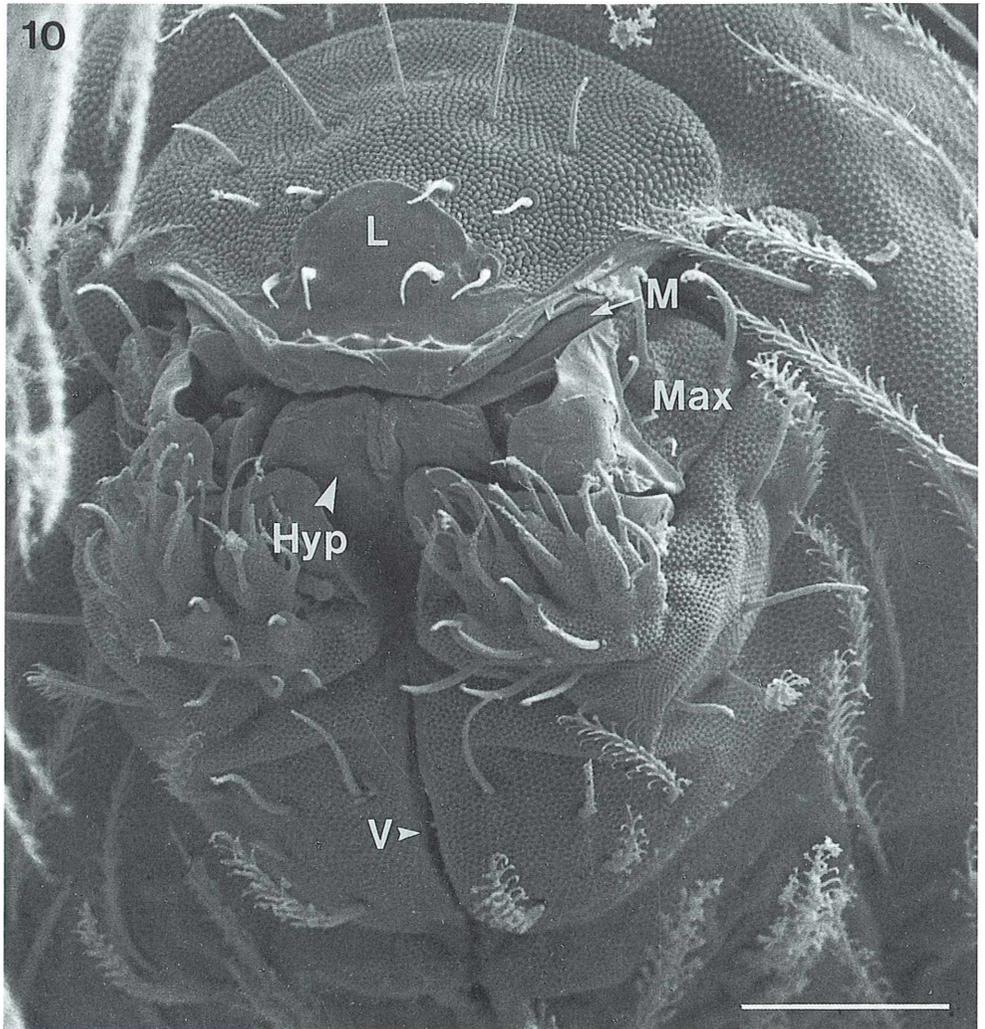
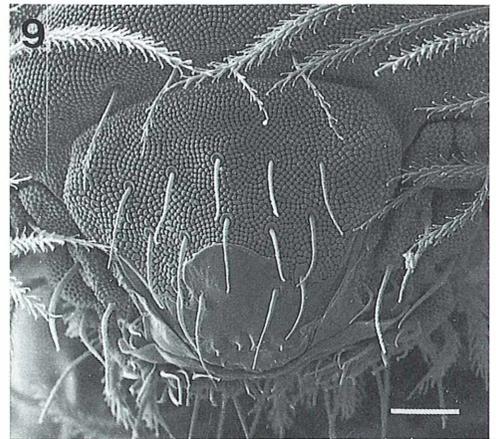
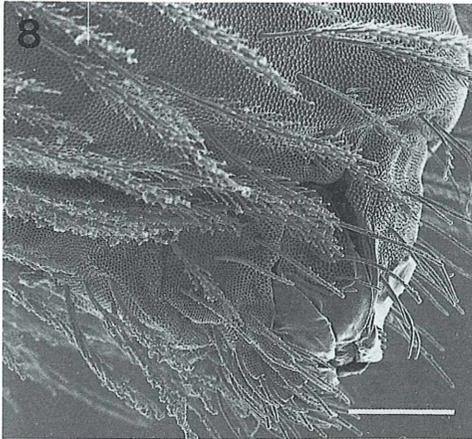
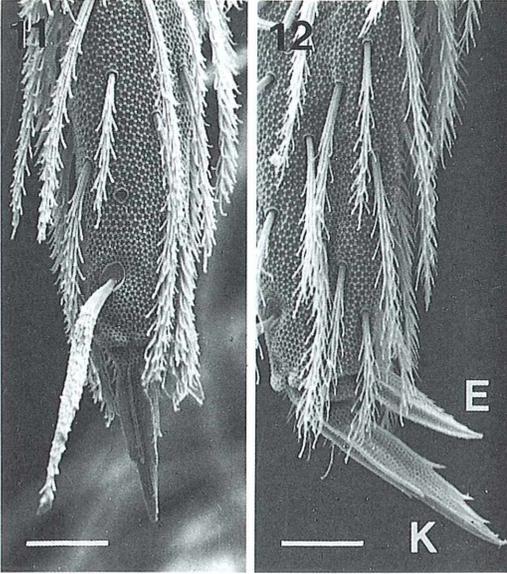


Abb. 2: Habitus, lateral. 500 μm .
Abb. 3: Habitus, dorsal. iv 4. Abdominalsegment. 200 μm . Abb. 4: Habitus, ventral. 200 μm .
Abb. 5: Kopf, frontal. 50 μm .
Abb. 6: Kopf, lateral. 100 μm . Abb. 7: Kopf, lateral, Ommatidienfeld. 20 μm .



- ◀ **Abb. 8: Mundkegel, lateral. 20 µm.**
Abb. 9: Blick auf das Labrum. 10 µm.
Abb. 10: Mundwerkzeuge, frontal; nicht alle Teile liegen frei. Hyp Hypopharynx, L Labrum, M Mandibel, Max Maxillarpalpus, V Ventralrinne. 20 µm.

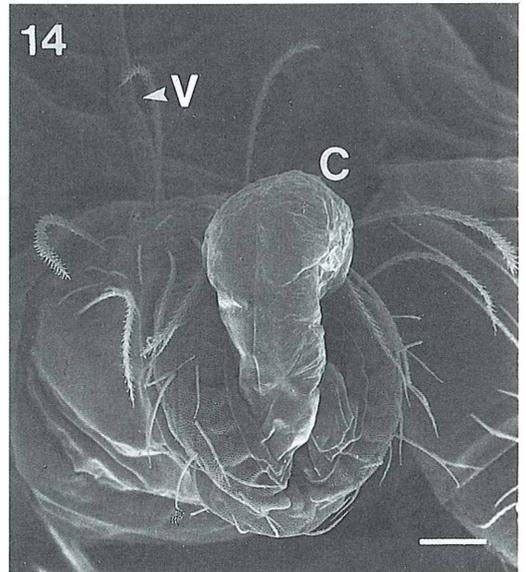
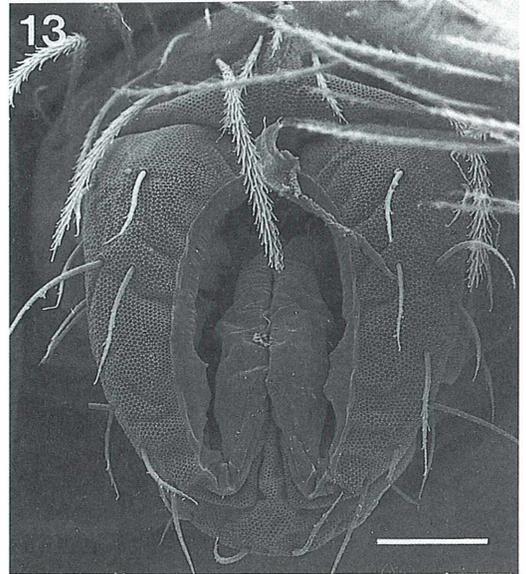


- Abb. 11: Tibiotarsus mit Klaue, frontal. 10 µm.**
Abb. 12: Tibiotarsus mit Klaue (K) und Empodium (E), lateral. 10 µm.

Die Sprunggabel

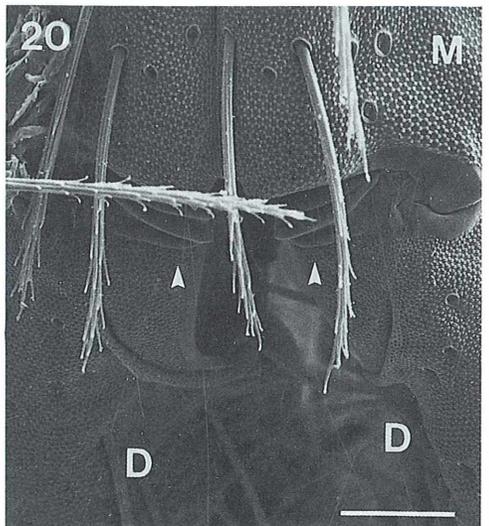
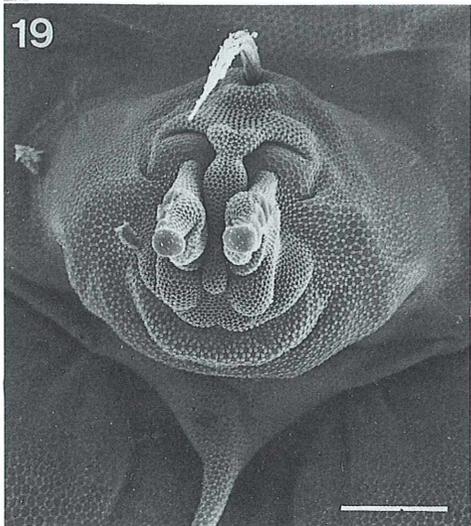
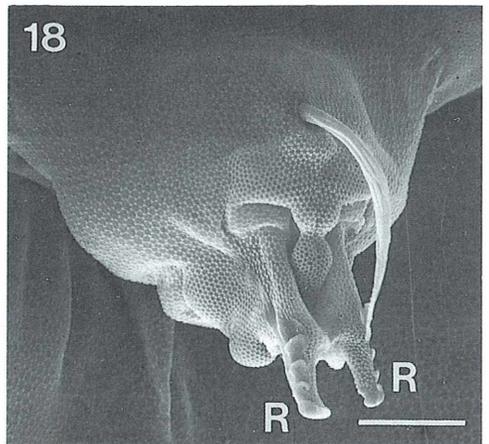
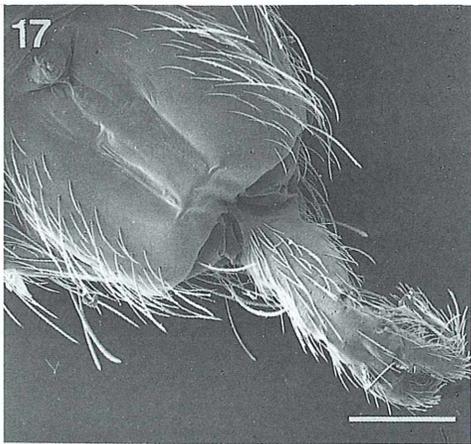
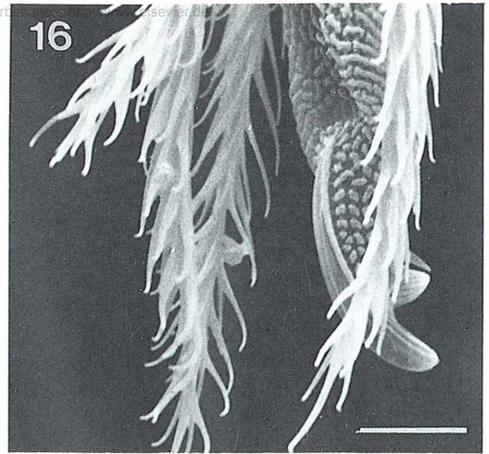
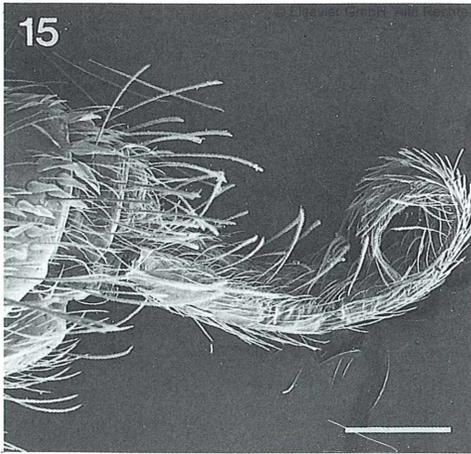
Das wohl auffälligste Merkmal des Collembolenkörpers stellt aber die Sprunggabel dar. Sie wird von dem ungestörten Insekt unter dem Abdomen getragen und durch das Retinaculum arretiert. Bei Gefahr schnellert der Sprungapparat aus seiner Haltung und katapultiert das Insekt in Bruchteilen von Sekunden aus der Gefahrenzone. Nach mehreren Überschlügen in der Luft, landet das Tier in sicherer Entfernung. Sprungweiten bis zu 25 cm können erreicht werden.

Die Furca gliedert sich in das unpaare Manubrium und die paarigen Dentes, die die eigentliche Sprunggabel bilden (Abb. 1). An ihrem Ende liegen die hakenförmigen Mucronen, die ein Weggleiten der Sprunggabel während des Absprungs verhindern (Abb. 16). Das Retinaculum (Abb. 18, 19) besteht aus einem ebenfalls



- Abb. 13: Blick auf die Öffnung des Ventraltubus bei eingefahrenen Coxalblasen. 20 µm.**
Abb. 14: Ventraltubus mit einseitig ausgetretener Coxalblase (C) und der zum Kopf ziehenden Ventralrinne (V). 20 µm.

unpaaren Grundglied und zwei fingerförmigen Ästen (Rami). Diese greifen in passende Ausparungen am distalen Ende des Manubriums ein und arretieren in der Ruhe die Furca unter dem Körper (Abb. 20, 21).



Legende zu den Abbildungen 15–20: s. S. 44.

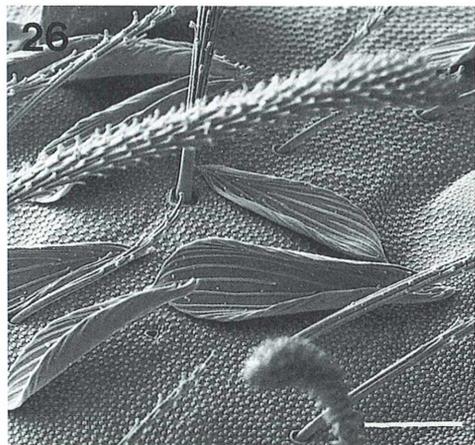
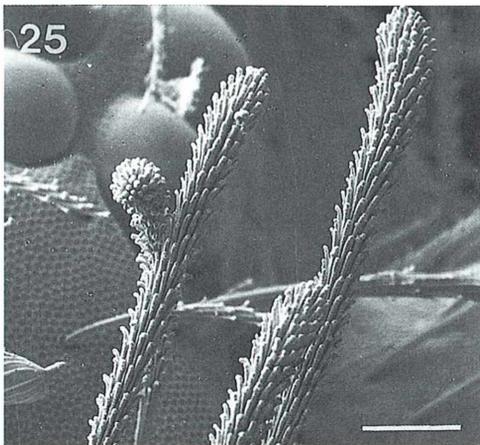
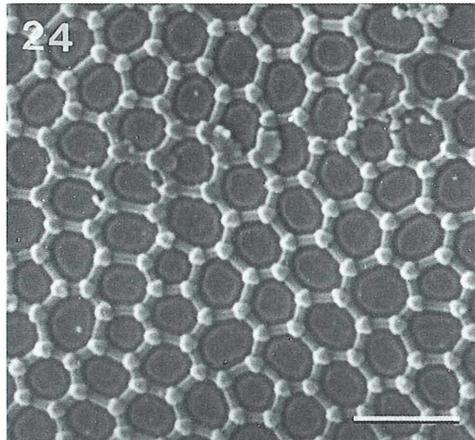
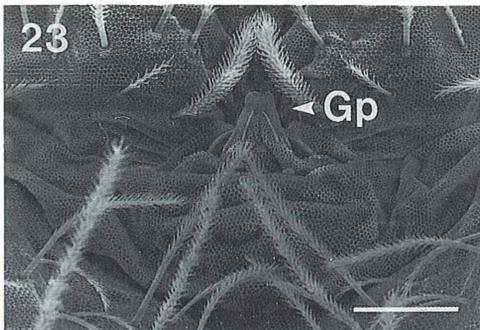
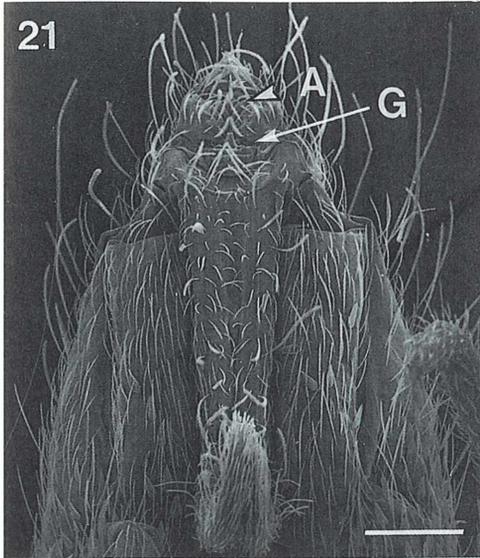


Abb. 15: Ausgeklappte Furca am Ende des Hinterleibs, lateral. 100 μm . **Abb. 16:** Mucro, lateral. 4 μm . **Abb. 17:** Abdomen und Furca, ventral. 100 μm . **Abb. 18:** Retinaculum mit den beiden Rami (R), Schrägansicht. 10 μm . **Abb. 19:** Retinaculum, frontal. 10 μm . **Abb. 20:** Distales Ende des Manubriums (M) mit der Aufnahmevorrichtung für die Rami des Retinaculums (Pfeilspitzen). Unten links und rechts die beiden Dentes (D). 10 μm .

Abb. 21: Ventralansicht des Abdomens bei eingeklappter Furca. A Analregion, G Genitalöffnung. 100 μm . **Abb. 22:** Blick auf die (vermutlich männliche) Genitalöffnung. 10 μm . **Abb. 23:** Männliche Genitalöffnung mit erigierter Genitalpapille (Gp). 20 μm . **Abb. 24:** Cutikulaoberfläche, hexagonale Anordnung der Mikrotuberkel. 2 μm . **Abb. 25:** Keulenförmig endende Haare am Kopf des Tieres. 10 μm . **Abb. 26:** Artspezifisch geformte Deckschuppen im Kopfbereich. 10 μm .

Die Genitalien

Das 5. Abdominalsegment trägt die Geschlechtsöffnung des Tieres, das 6. Abdominalsegment den After (Abb. 21). Äußere Anhänge fehlen. Weibliche Collembolen besitzen in der Regel eine querliegende Genitalöffnung, bei Männchen ist sie längs gerichtet. Dieses Merkmal ist jedoch nicht immer eindeutig ausgeprägt (Abb. 22). Die für Insekten vergleichsweise unspektakuläre Ausbildung der äußeren Geschlechtsorgane liegt nicht zuletzt im Fortpflanzungsverhalten der Collembolen begründet. Die Männchen der *Arthropleona* befestigen (auch in Abwesenheit eines Weibchens) gestielte Spermatophoren auf einer Unterlage. Hierbei ist eine erektile Genitalpapille behilflich, die in seltenen Fällen beim Tod des Tieres während der Präparation austritt und so eine eindeutige Geschlechtsbestimmung zuläßt (Abb. 23). Mehrere Spermatophoren (bis zu 100) werden von den Männchen zu einem „Liebesgarten“ zusammengefaßt. Sie pflegen diesen Garten, indem sie alte Spermatophoren fressen und durch neue ersetzen. Trifft ein Weibchen auf einen Liebesgarten, so nimmt es aktiv Spermatophoren in seine Geschlechtsöffnung auf. Ein Kontakt zu dem Männchen ist hierfür nicht notwendig.

Die Cuticula

Die Oberfläche der Collembolen-Cuticula zeigt ein einzigartiges hexagonales Grundmuster (Abb. 24). Es besteht aus vielen gleichförmigen Untereinheiten, den Mikrotuberkeln, die in wabenartiger Anordnung den gesamten Körper überziehen. Da den meisten Collembolen ein Tracheensystem fehlt, muß die Cuticula eine Diffusion der Atemgase gewährleisten. Sie ist deshalb verhältnismäßig dünn ausgebildet und bietet nur einen geringen Verdunstungsschutz. Dieser Umstand bindet die Collembolen an einen Lebensraum mit hoher Luftfeuchtigkeit. Epedaphische Collembolen, wie *Sira buski*, sind in der Regel mit einer Vielzahl von Haaren besetzt, die, neben rezeptorischen Aufgaben, die Transpiration mindern (Abb. 25). Für die hier untersuchte Art sind weiterhin spitz zulaufende, breitrippige Schuppen charakteristisch, die mit Ausnahme der Furca den ganzen Körper bedecken und ebenfalls vor Wasserverlusten schützen (Abb. 26). Leider brechen diese eindrucksvollen, blätterartigen Gebilde bei der leisen Berührung ab und gehen deshalb unweigerlich während der Probenvorbereitung für die Rasterelektronenmikroskopie verloren. Nur in Ausnahmefällen und bei massiver Vermehrung werden Collembolen an Zimmerpflanzen zu einem Problem. Die unter Umständen eher lästigen denn schädlichen Hausgenossen wird man in der Regel schnell wieder los, indem man die Pflanzen nicht zu warm hält und die Erde zwischen den Gießperioden regelmäßig antrocknen läßt.

Literaturhinweise

- Eisenbeis, G., Wichard, W.: Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1985.
- Handschin, E.: Urinsekten und Apterygota. In: Dahl, F.: Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile. 16. Teil. Gustav Fischer Verlag, Jena, 1929.
- Schaller, F.: Collembola (Springschwänze). In: Helmcke, J.-G., Starck, D., Wermuth, H.: Handbuch der Zoologie, IV. Band: (2) 2/1. de Gruyter Verlag, Berlin, 1970.
- Weidner, H.: Bestimmungstabellen der Vorratsschädlinge und des Hausungeziefers Mitteleuropas. 5. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1993.

Verfasser: Dipl. Biol. Frank Just, Institut für Zoologie der Universität Regensburg, Universitätsstr. 31, D-93040 Regensburg

Charles Darwin und die Mikroskopie – Begleiter bei einem Lebenswerk

Norbert Gregor Günkel

Als der frischgebackene Theologe Charles Darwin (1809–1882) im Jahre 1831 seine Studien in Cambridge mit dem Examen beendet hatte, machte ihm sein Freund John Herbert ein für einen künftigen Geistlichen seltsam anmutendes Geschenk: Ein Coddington-Mikroskop. Damit sollten, so das Begleitschreiben, seine begonnenen Forschungen erleichtert werden.

Darwin nannte das Geschenk in einem Brief einen Glücksfall. In der Tat haben Mikroskope den gesamten weiteren Weg des Wissenschaftlers begleitet. Viele seiner Forschungen, die ihm bei seinen Zeitgenossen mehr Anerkennung einbrachten als seine Evolutionstheorie, waren nur mit Hilfe dieser Instrumente möglich. Nach Meinung mancher Biographen trug das jahrelange Mikroskopieren allerdings auch zu Darwins zum Teil rätselhaften Erkrankungen bei (Hemleben, 1968); jedenfalls beklagte er sich des öfteren über Beschwerden durch die angespannte Haltung am Instrument. Seine Arbeit mit dem Mikroskop fiel in eine Zeit, da dieses Gerät in England als wichtiges Hilfsmittel der wissenschaftlichen Arbeit breite Anerkennung fand, wie die Gründung der Royal Microscopical Society im Jahr 1839 beweist.

Darwins Mikroskope

Schon während seiner Studien bei Professor John Henslow, bei denen sich die wahren Neigungen und Interessen des auf väterlichen Wunsch hin Theologie studierenden jungen Darwins zeigten, benutzte er ein Mikroskop. Bei der Untersuchung von Pollenkörnern gewann er Einsichten in einige Grundmechanismen des Lebens, die der von Henslow vertretenen offiziellen Lehrmeinung widersprachen. In der Auseinandersetzung mit seinem Mentor lernte Darwin, daß auch für die Bekanntgabe wissenschaftlicher Entdeckungen der richtige Zeitpunkt gewählt werden sollte (Desmond, Moore, 1992). Diese Frage beschäftigte ihn später bei der Evolutionstheorie über Jahre hinweg.

Nach den Biographien benutzte Darwin mindestens drei Mikroskope im Lauf seines Lebens. Dem Coddington-Modell folgte sehr bald jenes, das er auf seine berühmte Weltumsegelung mitnahm. Der Botaniker Robert Brown, ein hervorragender Mikroskopiker, der die nach ihm benannte Molekularbewegung entdeckte und den Zellkern erstmals richtig beschrieb, beriet Darwin vor seinem Aufbruch, welches Modell er sich zulegen sollte. Neben dem Mikroskop zählten auch Teleskop, Kompaß, Barometer und andere Instrumente zur Ausrüstung des jungen Forschers auf der „Beagle“ (Desmond, Moore, 1992). Als er sich lange nach seiner Rückkehr nach England an seine von den Zeitgenossen vielgerühmte Arbeit über die Rankenfüßer machte, bemerkte er bald, daß er eine bessere Auflösung brauchte. Eine neue Linse, für die Charles drei Shilling und sechs Pence ausgab, brachte zunächst Besserung, befriedigte ihn aber nicht lange. Nach dem Rat von Carpenter ließ er sich Ende 1846 bei Smith & Beck in London ein Binokular nach den Plänen des französischen Konstrukteurs Chevalier bauen, das seinen Ansprüchen genügen sollte. Der Franzose experimentierte seit 1824 mit dem Bau von zusammengesetzten Objektiven bzw. Okularen und baute 1835 ein umgekehrtes Mikroskop. Trotz des „fabelhaften Spielzeugs“, wie Darwin seine Neuerwerbung nannte, fand er die Arbeit damit nach wie vor anstrengend, obgleich er die Handgelenke durch untergelegte Holzblöcke stützte. Die äußeren Bedingungen für seine Tätigkeit am Mikroskop hatte sich Darwin einzurichten gewußt. Beim Umbau von Down House, seinem Wohnsitz in der Grafschaft Kent, hatte er sein mehr als 25 Quadratmeter großes Arbeitszimmer an der Nordseite des Hauses mit zwei großen Fenstern

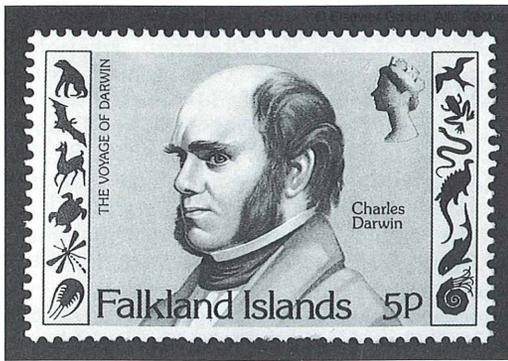


Abb. 1: Mit nur 22 Jahren trat Charles Darwin seine mehr als fünfjährige Weltumseglung an.



Abb. 2: Jahrzehnte des Forschens, von Krankheiten geprägt, veränderten das Aussehen des Wissenschaftlers, wie seine Altersporträts, hier zusammen mit Darwin-Finken, belegen.

ausstatten lassen, die ihm das richtige Licht zum Arbeiten am Schreib- und am Seziertisch lieferten.

Erste Entdeckungen

Schon Darwins erste dokumentierte wissenschaftliche Entdeckung hat mit dem Mikroskop zu tun. Noch als Student in Cambridge erhielt er 1827 von einem Fischer Moostierchen, die er unter dem Mikroskop untersuchte. Dabei stellte er fest, daß sich die angeblichen Eier von *Flustra carbasea* mit Hilfe von Wimpfern

selbständig bewegen konnten. Die Eier waren in Wirklichkeit Larven. Am 27. März des gleichen Jahres teilte er seine Entdeckung der Plinian Society mit, wo sie im Protokollbuch festgehalten wurde (Allen, 1989). Ohne diese Mitteilung überbewerten zu wollen, wird man doch festhalten dürfen, daß Darwin das Mikroskop ganz selbstverständlich als Forschungsinstrument nutzte. Insofern läßt sich an ihm das gewandelte Verständnis der wissenschaftlichen Welt für die Möglichkeiten des Mikroskops verdeutlichen. Denn Alexander von Humboldt, dessen Reiseberichte zu Darwins Lieblingslektüre gehörten, benutzte das Instrument während seiner fünfjährigen Amerika-Expedition von 1799 bis 1804 noch eher, um die Damen der Salons mit den Vergrößerungen ihrer eigenen Läuse zu erfreuen (Humboldt, 1992; Botting, 1974).

Weltumseglung auf der Beagle

Von 1831 bis 1837 dauerte Darwins Weltumseglung mit der „Beagle“, die im Auftrag der britischen Regierung unter dem Kommando von Kapitän Robert Fitzroy Vermessungsarbeiten durchführte. Darwin war als wissenschaftlicher Begleiter an Bord und wurde nach übereinstimmendem Urteil seiner Biographen auf dieser Fahrt zu jenem Wissenschaftler, der später imstande war, die Evolutionstheorie zu entwickeln. Seine Mentoren hatten seine Talente erkannt und ihn für diese Expedition empfohlen, zu der sein Vater Dr. Robert Darwin ihn allerdings partout nicht lassen wollte – nicht weil er für die Kosten selbst aufzukommen hatte, sondern weil er wohl ahnte, daß sein Sohn für die Theologie verloren sein würde.

Darwin war instrumentell mit allem versehen, was er als Wissenschaftler brauchen würde. Von den besten Experten Englands hatte er sich unterweisen lassen, wie er Proben zu sammeln und aufzubewahren hatte. Naturgemäß ist in der fünfjährigen Arbeit an Bord der „Beagle“ und in den Unterkünften während der Reise nicht jede Untersuchung mit dem Mikroskop dokumentiert. Aber über einige lassen sich doch genauere Angaben machen. So benutzte Darwin sein für die damalige Zeit recht leistungsfähiges Mikroskop dazu, Larven von Meereslebewesen zu zerlegen. In Muscheln, die er an den Stränden im Süden Chiles sammelte, entdeckte er winzige Parasiten, die er als Ran-

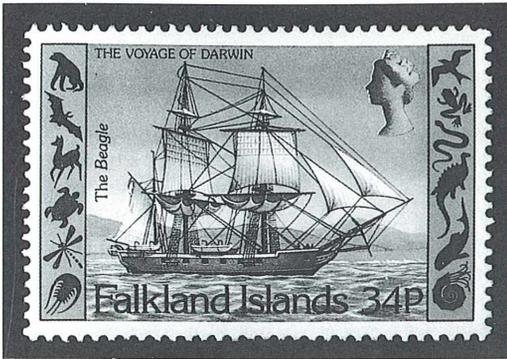


Abb. 3: Die „Beagle“ war alles andere als ein geräumiges Schiff. Darwin hatte seine Forschungen in einer engen Kabine zu absolvieren.

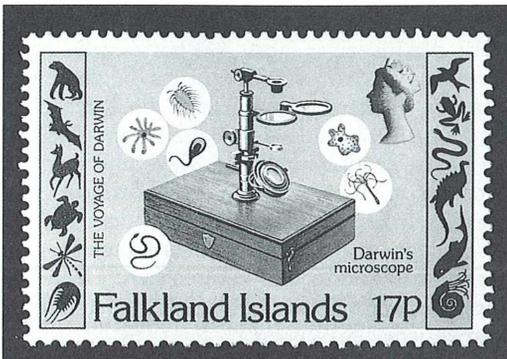


Abb. 4: Sein Mikroskop auf der „Beagle“. Später erwarb er für seine Arbeiten über die Rankenfüßer ein für die damalige Zeit modernes Binokular. Die Falkland-Inseln haben dieses Gerät deshalb auf einer Briefmarke in einer Serie über den Wissenschaftler gewürdigt.

kenfußkrebse identifizierte. Damit war ein Fundament gelegt für eine seiner wichtigsten wissenschaftlichen Arbeiten.

Schließlich untersuchte Darwin mit seinem Gerät lebende Korallen in dem Bestreben, die einzelnen Organismen zu erkennen, was ihm indessen nicht gelang. Über die Korallenriffe schrieb er später eine seiner ersten großen wissenschaftlichen Arbeiten.

Leicht hatte es „der Philosoph“, wie die Mannschaft ihn nannte, auf der „Beagle“ mit dem Mikroskopieren im übrigen nicht. Denn in sei-

ner Kabine war es unvorstellbar eng, außerdem plagte ihn die Seekrankheit fürchterlich. Die wissenschaftliche Ausbeute seiner Fahrt ist auch unter diesen Gesichtspunkten durchaus bemerkenswert.

Die Rankenfüßer

Nach seiner Rückkehr nach England hatte Darwin sich zunächst um die Bearbeitung seiner umfangreichen wissenschaftlichen Sammlung zu kümmern, deren verschiedene Teile er anderen Wissenschaftlern zur Verfügung stellte. Selbst die Erde, die an den Wurzeln der Pflanzen haftete, wurde untersucht – übrigens von dem deutschen Forscher Christian Gottfried

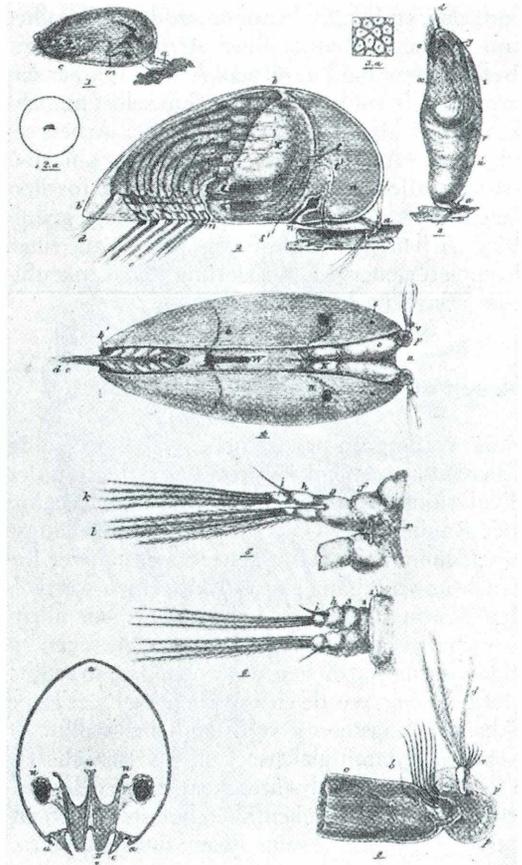


Abb. 5: Seine hochgeschätzte Monographie über die Rankenfüßkrebse ließ Darwin sorgsam mit Illustrationen versehen (Hemleben, 1968).

Ehrenberg in Berlin, der darin Mikroorganismen aufspüren wollte. Darwin selbst leistete bedeutende Beiträge zur Beschreibung seiner Ausbeute, und schließlich blieben die seltsamen Rankenfußkrebse übrig, die er 1835 vor der Küste Chiles in Muscheln gefunden hatte. Ihre Beschreibung stellte Darwin vor einige Probleme, die nicht gerade erleichtert wurden durch den Umstand, daß sich die Wissenschaft von den Rankenfüßern in einem chaotischen Zustand befand (Desmond, Moore, 1992). Die Cirripedia sind kleine, meeresbewohnende Krebse, deren Gestalt allerdings eher an Muscheln erinnert. Sie heften sich mit einem Fühlerpaar auf einem Substrat fest, die Beine sind in rankenartig biegsame Tentakel umgewandelt, welche die Nahrung herbeistrudeln.

Was Darwin die nächsten Jahre seines Lebens beschäftigen sollte, begann ganz harmlos damit, daß er Vergleichsexemplare haben wollte, um „seinen“ Rankenfüßer *Arthrobalanus* zu beschreiben. Bald quoll sein Arbeitszimmer davon über. In mühevoller, von ihm selbst manchmal sogar als quälend empfundener Arbeit sezerte er Hunderte von Exemplaren, um eine Monografie zu schreiben, die sogar die fossilen Arten einschließen sollte. Die jahrelange geduldige Arbeit am Mikroskop führte zu einer komplett neuen Klassifizierung der Rankenfüßer – das Chaos war beseitigt.

Arbeit an der Evolutionstheorie

Was vordergründig aussieht wie eine völlig überflüssige Ablenkung von der Arbeit an der Evolutionstheorie, die Darwin 1846 bei Beginn der Rankenfüßer-Untersuchungen wohl längst als Idee im Kopf hatte, leistete bei näherer Betrachtung auf ganz eigene Weise einen wertvollen Beitrag zu seinem Lebenswerk. Vor allem verschaffte sie Darwin immenses Ansehen in der wissenschaftlichen Welt. Und das, so wußte der Forscher, würde er brauchen, wenn er seine Abstammungstheorie veröffentlichen wollte. Er schuf sich damit gleichsam eine wissenschaftliche Basis der Glaubwürdigkeit und der Reputation. Aber die Rankenfüßer lieferten auch direkte Hinweise für seine Ideen, die er in Notizbüchern festhielt.

Freilich: Im notwendigen Zeitaufwand überschätzte sich Darwin gründlich. Was er für eine Arbeit von einigen Monaten hielt, sollte ihn geschlagene acht Jahre beschäftigen. Dann aller-

dings hatte er mit seiner zweibändigen Abhandlung „die Lizenz erworben, sich zum Thema der Arten zu äußern“ (Desmond, Moore, 1992).

Darwins Art und Weise, die Rankenfüßer zu bearbeiten, unterschied sich im Grunde nicht von seinem Bemühen, seine Überlegungen zur Entstehung der Arten mit Beweisen zu unterfüttern, bevor er damit an die Öffentlichkeit trat. Wenn es stimmt, daß er bereits während seiner Weltreise erste Zweifel an der von der Kirche verkündeten Schöpfung aller jetzt lebenden Arten vor wenigen tausend Jahren hatte, dann widmete sich Darwin ein Vierteljahrhundert lang der Ausarbeitung seiner Ideen. Dabei, so darf man bei seiner methodischen Arbeitsweise wohl annehmen, wird er immer wieder auch sein Mikroskop benutzt haben. Dokumentiert ist das für sein Experiment mit den Exkrementen von Vögeln – Darwin suchte auf allen nur denkbaren Wegen nach Beweisen. Mitte der fünfziger Jahre – er hatte endlich mit der Niederschrift seines Buches begonnen – stand er vor der Frage, wie sich die Arten über die Kontinente verbreitet haben könnten. Dabei prüfte er alle möglichen Wege und Routen, darunter auch die Exkremente körnerfressender Vögel. Er sammelte sie, unter dem Mikroskop suchte er darin nach unverdauten Samen, die er aussortierte und keimen ließ. Heute gehört die Keimfähigkeit solcher Samen längst zum gesicherten Wissen.

An der Benutzung des Mikroskops führte auch aus einem anderen Grund kein Weg vorbei: Englands wissenschaftliche Welt bemühte sich um die Förderung dieses Instruments, die damit erzielten Ergebnisse waren Gegenstand wissenschaftlicher Erörterungen, wie Darwin selbst bei einem Besuch bei Richard Owen Ende der dreißiger Jahre bemerkte. Die Erkenntnisse aus der Mikrowelt zwangen dazu, die Grundlagen des Lebens immer wieder neu zu durchdenken. Aber die Grenzen des Instruments ließen noch genug Raum für Spekulationen, was Darwin wiederum herausforderte, seine Position im Vergleich zur herrschenden Meinung so weit wie möglich mit Beobachtungen zu untermauern. Richard Owen, einer der bekanntesten Wissenschaftler Englands zu dieser Zeit, wurde 1839 der erste Präsident der neugegründeten Royal Microscopical Society (RMS), deren Bestreben es war, die Entwicklung und Verwendung des Mikroskops zu fördern sowie Erkenntnisse zu verbreiten. Trotz solcher per-

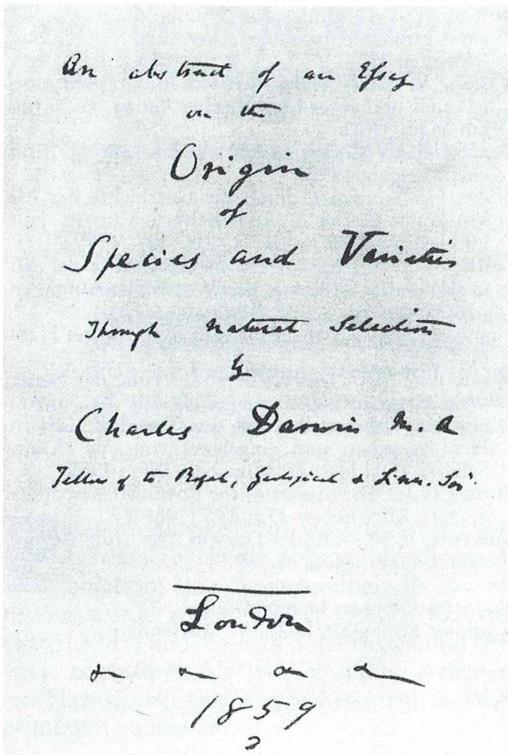


Abb. 6: So sollte nach einem Entwurf Darwins das Titelblatt seiner „Entstehung der Arten“ aussehen (Hemleben, 1968).

sönlichen Kontakte zur RMS ist Darwin nie Mitglied geworden (Turner, 1989) – er hatte generell eine Abneigung, sich wissenschaftlichen Zirkeln anzuschließen.

Untersuchungen an Pflanzen

Darwins Produktivität als Wissenschaftler war immens, seine Neugier auf Vorgänge des Lebens war unerschöpflich. Immer wieder spielten dabei auch Pflanzen eine besondere Rolle, von seiner Studienzeit bis in das hohe Alter. In Cambridge widmete er sich besonders Experimenten mit Pollen, die er unter dem Mikroskop sorgsam untersuchte und in ihren unterschiedlichen Formen miteinander verglich. Dabei entdeckte er an Geranienpollen, daß sie beim Zerplatzen ihrer Zapfen Kügelchen freisetzen. Im

Gegensatz zu seinem Lehrer Henslow hielt er dies für ein Zeichen der Lebenskraft der Pollen (Desmond, Moore, 1992). Sein Interesse wurde zwar im Lauf der folgenden Jahre auf andere Bereiche gelenkt, aber schon weil er nach Beweisen für seine Theorie suchte, befaßte er sich immer wieder auch mit Pflanzen. Nach der Veröffentlichung seiner „Entstehung der Arten“ im Jahr 1859 widmete er sich verstärkt seinen botanischen Studien, ohne daß heute im einzelnen nachgewiesen werden könnte, wann und wofür er sein Mikroskop benutzte. Sicher ist aber, daß zum Beispiel seine Arbeit über den Blut-Weiderich (*Lythrum salicaria*) für die Linnæan Society 1864 nicht ohne das Gerät möglich gewesen wäre. Ende der siebziger Jahre befaßte sich Darwin mit den Bewegungen der Pflanzen. Dabei untersuchte er unter anderem den Sonnentau und die einsetzenden Einrollungen, wenn man ein Blatt berührt. Er fand unter

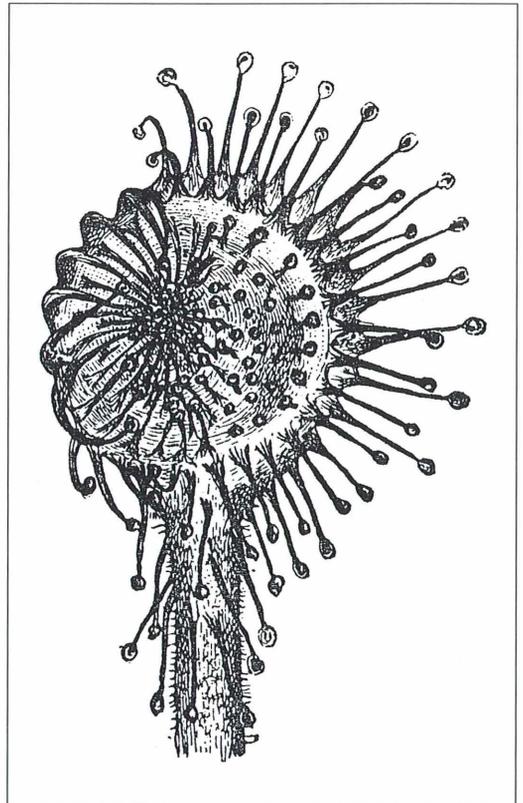


Abb. 7: Die Mechanismen im Sonnentau entdeckte Darwin unter dem Mikroskop und erläuterte sie in seiner Abhandlung über fleischfressende Pflanzen (Allen, 1989).

dem Mikroskop heraus, daß sich die Flüssigkeit in den Tentakeln zu Klümpchen zusammenballen, wenn die Tentakeln sich zusammenziehen. Darwin verglich die Bewegungen der Klümpchen mit denen von Amöben (Allen, 1989).

So hat das Mikroskop ständig das wissenschaftliche Lebenswerk eines Mannes begleitet, der allzu oft nur als Begründer der Evolutionstheorie gilt. Ohne seine wahrlich breit gestreuten Forschungen auch mit Hilfe dieses Geräts wäre Charles Darwin diese Leistung wohl nicht möglich gewesen. Und das zu einer Zeit, das sollte nicht vergessen werden, als das Mikroskop noch weit entfernt war von jener Leistungsfähigkeit, die Zeiss und Abbe erst entwickelten, als Darwin bereits am Ende seines Lebens stand.

Literaturhinweise

Allen, M.: Darwins Leben für die Pflanzen. Der Schlüssel zur „Entstehung der Arten“. Pawlak, Herrsching 1989.

Botting, D.: Alexander von Humboldt. Biographie eines großen Forschungsreisenden. Prestel-Verlag, München 1974.

Clarke, R. W.: Charles Darwin. Biographie eines Mannes und einer Idee. Fischer Verlag, Frankfurt am Main 1990.

Desmond, A., Moore, J.: Darwin. List Verlag, München, Leipzig 1992.

Göke, G.: Streifzüge durch die Geschichte der Mikroskopie. 2. Der große Durchbruch im 19. Jahrhundert. Mikrokosmos 78, 104–107 (1989).

Göke, G.: Streifzüge durch die Geschichte der Mikroskopie. 3. Mikroskope für spezielle Aufgaben. Mikrokosmos 78, 139 (1989).

Hemleben, J.: Darwin. Rowohlt, Reinbek bei Hamburg 1968.

Humboldt, A. v.: Die Wiederentdeckung der Neuen Welt. Erstmals zusammengestellt aus dem unvollendeten Reisebericht und den Reisetagebüchern. Herausgegeben und eingeleitet von Paul Kanut Schäfer. Carl Hauser, München, Wien 1992.

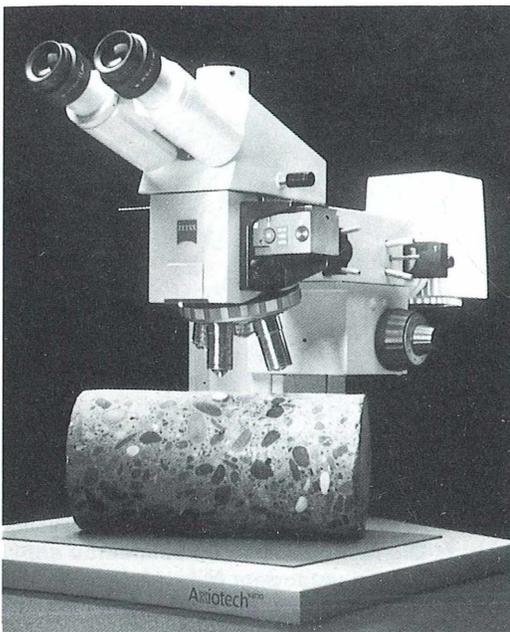
Turner, G.L.: The origins of the Royal Microscopical Society. *Microscopy* 155, 235 (1989).

Wuketits, F. M.: Charles Darwin. Der stille Revolutionär. Piper, München 1987.

Verfasser: Norbert Gregor Gönkel,
Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg

Aus der Industrie

Axiotech^{vario} – Das Auflichtmikroskop für variable Anwendungen



Mit dem Axiotech^{vario} können nun auch große, schwere und unförmige Präparate mikroskopisch analysiert werden. Es ermöglicht aber auch den Anbau von Manipulatoren. Das Neue am Axiotech^{vario} besteht darin, daß der Mikroskopkörper mit Koaxialtrieb an einer Säule befestigt und damit stufenlos höhenverstellbar ist. Der Aufbau von Axiotech^{vario} bietet individuelle Lösungen für die unterschiedlichsten Aufgaben.

Die neue Auflichtoptik mit vergrößertem Arbeitsabstand sorgt bei allen Methoden – Hell/Dunkelfeld, Polarisationskontrast, Differentialinterferenzkontrast und Fluoreszenz – für ausgezeichnete Ergebnisse. Das mikroskopische Bild wird mit dem neuen binokularen Fototubus aufrecht und seitenrichtig wiedergegeben. Es gibt keine Orientierungsprobleme. Differentialinterferenzkontrast ist mit nur einem Prisma für alle Objekte möglich. Für komfortable laterale Messungen steht die digitale Okularmeßeinrichtung zur Verfügung. Für Höhenmessungen können Meßtaster adaptiert werden. Mit dem neuen Video-Zoom-Adapter ist die Normvergrößerung für Videoprints einfach einstellbar. Mit AxiDoc, dem digitalen Bildarchiv, lassen sich die Ergebnisse einfach dokumentieren, vermessen und wiederfinden.

Eine handliche Küvette zur Beurteilung des (Zoo-)Planktons von Gewässern

Wolfgang M. Richter und Matthias Glatzer

Mikroskopiker befassen sich von alters her gern mit dem Plankton von Gewässern. Die Vielfalt relativ leicht zu erbeutenden pflanzlichen und tierischen Lebens reizt zur Betrachtung und Bestimmung. In neuerer Zeit jedoch gewinnen Untersuchungen zum Planktonstatus eines Sees oder einer Fließstrecke immer mehr an Bedeutung, ist dieser doch, neben der Kenntnis von physikalischen und chemischen Parametern für die genauere Bewertung und eventuell notwendige Behandlung der von uns Menschen strapazierten Ressourcen von Wichtigkeit.

Eine Möglichkeit zur Restaurierung von Gewässern ist die sogenannte Biomanipulation, eine ökotechnologische Variante. Sie wurde von Benndorf (1983), Koschel (1985, 1989) und anderen beschrieben und teilweise angewandt. Als Beispiel sind die Arbeiten am Haussee bei Feldberg in Mecklenburg-Vorpommern zu nennen.

Für einen biomanipulatorischen Eingriff, z. B. in den Nährstoffhaushalt eines Gewässers, ist jedoch die recht genaue Kenntnis seines Planktons von Wichtigkeit. Dabei spielt u. a. das Verhältnis von pflanzlichem Plankton zu tierischem, insbesondere dem sich räuberisch ernährenden, eine große Rolle (Abb. 1).

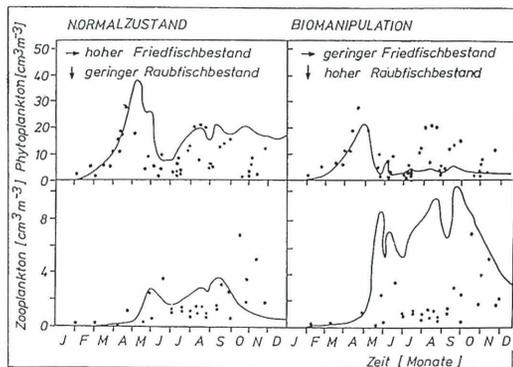


Abb. 1: Modellberechnung mit dem Ökosystemmodell SALMO der TU Dresden für den Feldberger Haussee (Koschel, 1989).

Gewinnt zum Beispiel das Glaskrebschen *Leptodora kindtii* Focke (Abb. 2) in einem See die Oberhand, kann also den sich von pflanzlichem Plankton ernährenden Kleinkrebsen dezimierend zur Gefahr werden, können alle vorher sorgfältig angestellten Berechnungen zur gewünschten Planktonentwicklung fehlschlagen.

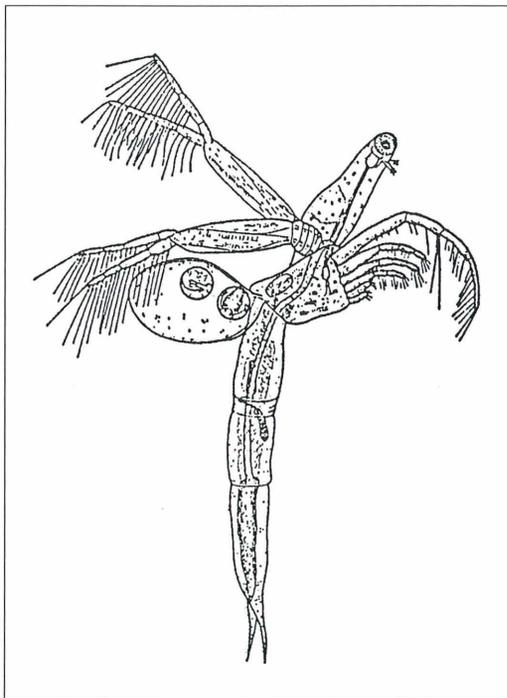


Abb. 2: *Leptodora kindtii* Focke (Strebler, Krauter, 1985).

Selbstbau einer Küvette

Eine einfache, recht gut vor Ort praktizierbare Methode zur Einschätzung der Planktonstruktur im Gewässer wurde von den Autoren in Form einer Küvette zur Betrachtung in situ gezogener Planktonproben gefunden. Dieses Hilfsmittel, hier vorgestellt, soll zum Nachbau und zur Anwendung anregen.

Wie aus den Abbildungen 3 und 4 ersichtlich, ist das Gerät vornehmlich aus organischem Glas gefertigt. Die Abmessungen wurden mit etwa 145×145 mm und einer Schichtdicke von 5 mm für günstig befunden. Die Küvette kann, auch im schwankenden Boot, aus einem Auffangbecher (Richter, 1990) einfach gefüllt werden. Etwa 100 cm^3 Inhalt sind dann mit unbewaffnetem Auge schon gut überschaubar und stellen sich bei Verwendung von vergrößernden Hilfsmitteln bis zur Ansprechvergrößerung des Planktons dar. Zu den vergrößernden Hilfsmitteln

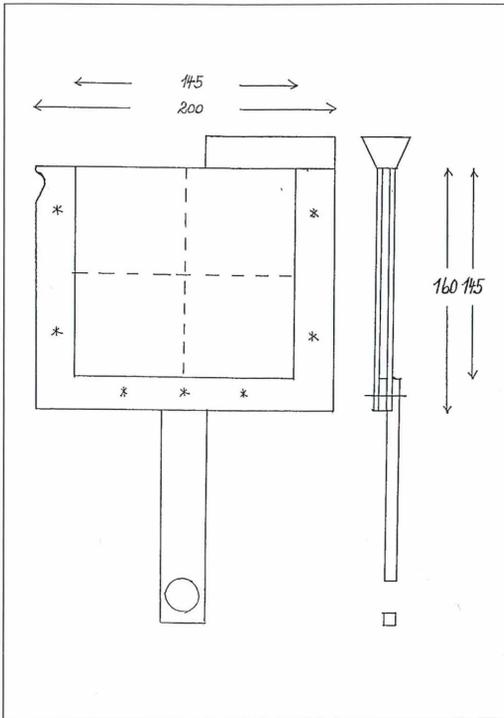


Abb. 3: Küvette aus organischem Glas auf PVC-Rahmen zur Bewertung von Planktonfängen. Die Sichtscheiben sind aufgeklebt und zusätzlich verschraubt (*); Trichteraufsatz; Schnebbe zur Rückfüllung in ein Sammelgefäß. Maßangabe in mm.

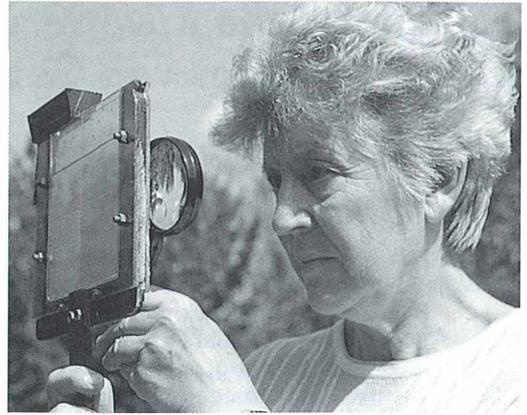


Abb. 4: Betrachtung des Küvetteninhaltes mit zusätzlichem Leseglas (Vergrößerung: 1,5–2 \times).

tern sind einfache Lesegläser/Leselupen (1,5–2,4 \times), Blatt-, Augen-, Kopf- oder Stirnlupen (1,5–4 \times) vorteilhaft anzuwenden. Höhere Vergrößerungen sind nicht sinnvoll. Nach Bedarf können Grau-, Opal- oder Filterfolien hinter die Küvette gesteckt werden, die ein besseres Hervorheben gesuchter Spezies bewirken können. Die Rückseite der Küvette, mit Schleiftrippel angerauht, hat sich bewährt. Sogar Foto- und Videoaufnahmen von Planktern werden mit Zwischenringen oder der Makroeinstellung möglich. Bewährt hat sich an diesem Gerät auch das Anbringen einer trichterartigen Einfüllvorrichtung und ein aufsetzbarer Dekkel, der ein Überschwappen der Probe verhindert. Beim Auszählen der Individuen hilft und erleichtert auch die Teilung der vorderen Sichtscheibe in entsprechende Quadranten.

Einsatz der Küvette

Von den Autoren wurden mit einer solchen Küvette Auszählungen von den sehr schwer erkennbaren *Leptodora kindtii* Focke und der Glasstäbchen-Larve von *Chaoborus* (*Corethra*) *plumicornis* vorgenommen.

Es konnten z.B. folgende Aussagen an Hand der mit dieser Küvette getätigten Auszählungen gemacht werden:

Gewässer	Datum	m-Bereich	Expl./m ²	Expl./m ³
Haussee	20.7.1994	2:0	65	32
		4:2	130	65
		- 5,0 (H2S-Grenze) -		
		6:4	65	32
		9:6	65	32
		* 9,5 (Grund)		

Gleichzeitig wurden auch Aussagen zum sonstigen Plankton möglich, wie zu den Blattfußkrebsen *Diaphanosoma brachyurum* und *Daphnien* sowie zu den Ruderfußkrebsen *Eudiaptomus gracile*, *Cyclops strenuus* und *Macrocyclus fuscus*.

1994 konnten folgende, für biomanipulatorische Überlegungen recht aussagefähige Höchstzahlen an *Leptodora* ermittelt werden:

Gewässer	Datum	Expl./m ²
Haussee	30.7.1994	585
Breiter Luzin	21.8.1994	845
Schmalere Luzin		
Nord	20.7.1994	1234
Mitte	4.8.1994	1330
Süd	30.7.1994	909

Wenn also in 1 m³ Wasser in bestimmten Tiefen bis zu 200 Exemplare des räuberischen Glas-*Leptodora* anzutreffen sind oder unter 1 m² Wasserfläche bis zu 1330 Exemplare registriert werden können, dürften diese carnivoren Wasserbewohner gewiß zu erheblicher Dezimierung anderer Plankter in der Lage sein. Ihre Anwesenheit müßte zwangsläufig bei biomanipulatorischen Vorhaben berücksichtigt werden.

Literaturhinweise

- Benndorf, J. et al.: Manipulation der pelagischen Nahrungskette durch Raubfischbesatz in einem Experimentalgewässer. Veröfftl. des Museums der Westlausitz. 7, 41–70 (1983).
- Focke, G. W.: Der Bremer Stadtgraben. Sonntagsblatt der Weserzeitung (1844). (34) 22. 9. 1844 p. 6; nebst einer Tafel (*Polyphemus Kindtii*); 24. 11. p. 5; 8. 12. p. 6.
- Koschel, R. et al.: Natur und Umwelt im Bezirk Neubrandenburg. Das Feldberger Seengebiet. Kulturbund der DDR-Gesellschaft für Natur und Umwelt 3, 1–96 (1985).
- Koschel, R.: Ökotechnologie kontra Eutrophierung. AdW, Berlin. Spectrum 20, 17–19 (1989).
- Richter, W. M.: Ein selbstgebautes Schließnetz mit wechselbaren Gazen für Plankton-Stufenproben. Mikrokosmos 79, 204–206 (1990).

Verfasser: Diplom-Biologe Wolfgang M. Richter, Straße des Friedens 51, D-39606 Osterburg (Altmark)

Nachrichten

Umfrage

Die Mikrobiologische Vereinigung München hat unter ihren Mitgliedern kürzlich eine Umfrage nach Interessenschwerpunkten, der Gestaltung der Vereinsarbeit und der technischen Ausrüstung durchgeführt. Einige Ergebnisse könnten auch für andere Vereine interessant sein.

51 Fragebögen wurden an die Mitglieder ausgegeben, die Rückläuferquote war (bereinigt) 80 %. Alle folgenden Angaben beziehen sich auf 35 Antworten (= 100 %).

29 Mitglieder (von den 35) sind „aktive, praktizierende“ Mikroskopiker.

Wofür interessiert man sich?

86 % haben schon einmal einen Handschnitt gemacht; Mikrotomschnitte 40 %, nur 17 % waren damit zufrieden. Elf Befragte halten Mikrotom-, drei auch Handschnitte ohne Anleitung durch Erfahrene

für zu schwierig. 16 färben ihre Schnitte regelmäßig oder gelegentlich.

Das Leben im Wasser (tropfen) interessiert 10 % „eher weniger“, „eher mehr“ 20 % und „sehr“ 65 %. Die Beliebtheitsskala in %: Grünalgen 71, Diatomeen 60, Desmidiaceen 54, Blaualgen 51, Flagellaten 43, Goldalgen 40, Amöben und Ciliaten 60, Rädertiere 51. Die Schlußlichter bilden Bärtierchen, Bakterien und Würmer. Einige Mitglieder interessieren sich auch für „alles“.

Ferner werden genannt: Videomikroskopie von Wasserorganismen, Pflanzenanatomie, Flechten, Pilze, Hochfrequenz- oder Schwermetalleinflüsse auf Wasserorganismen, Pollen, Samen, Pflanzenkrankheiten, Werkstoffe, Hefen, Insekten, Mineralogie und Petrographie, biologische Wassergüteuntersuchung und anderes mehr.

Von den 22 Mitgliedern, die sich für Wasserorganismen „sehr“ interessieren, haben 20 Dunkelfeld, 16 Phako, zehn DIK, aber nur sechs einen Mikroblitz,

(es fotografieren aber 15) und überraschenderweise nur 13 ein Planktonnetz. 10 benützen neben „Strebelle/Krauter“ weitere Literatur, fünf auch spezielle Monografien.

Arbeitsgruppen?

An unseren 14-tägigen Abenden erscheinen jeweils 20 bis 25 Mitglieder und Gäste, oft noch mehr, selten weniger. Da kommt oft die Frage auf, ob nicht auch spezielle, themenbezogene Arbeitsgruppen von etwa drei bis sechs Gleichgesinnten interessant wären. 22 (63 %) meinen ja, darunter 13 Planktonliebhaber. Als mögliche Arbeitsthemen werden genannt: Limnologie/Plankton einschließlich biologischer Wassergütebestimmung, Umweltthemen, Fischkrankheiten (3 x), Kryptogamen, Mikrobiologie, zoologische und botanische Histologie, Lebensmittel, Pollen, Sand/Boden und anderes mehr. Manche meinen, Arbeitsgruppen sollten sich eher spontan bilden, nicht vom Verein organisiert werden. Neun Mitglieder möchten ohnehin ausdrücklich alleine arbeiten.

Mikroskop, Hilfsinstrumente, Arbeitsplatz

Ein eigenes Mikroskop haben 91 %. Fabrikate: Olympus elf, Zeiss zehn, Leitz sieben, PZO vier, russisch fünf, Jena zwei, Reichert zwei, Nikon, Meopta, Euromex je einer und ein McArthur-Typ. Fast alle normale Bauart. 66 % mit Phako, 37 % mit DIK, 60 % mit Polarisationsvorrichtung, 54 % mit Binokular- und 43 % mit Trinokular, Köhlersche Beleuchtung haben 77 %. (Der Verein selbst besitzt zwölf Mikroskope, sechs Stereolupen, einige Exkursionsmikroskope und Mikrotome, die an die Mitglieder ausgeliehen werden.)

Ein eigenes Mikrotom haben vier, ein Handmikrotom elf, Kameraansatz 23, Zeichenapparat neun, Mikroblick sieben, Doppelkollektor dazu vier, Stereo-Binokular 24, Kaltlichtleuchte mit Lichtleitern 15, Lackringdrehscheibe sechs, Planktonnetze 14 x, Handzentrifuge 16 x, Wärmeschrank neunmal.

17 Mitglieder haben schon Zubehör selbst gebastelt – bis hin zu Pol-, DIK- und Stroboskop-Einrichtungen, Köhler- oder Fluoreszenzbeleuchtung, Mikroblicke. Entsprechende Anleitungen und Vorschläge wünschen sich 75 %. Das ist ein Hinweis an die MIKROKOSMOS-Redaktion und die schreibenden Leser!

25 Mitglieder beschäftigen sich mit Mikrofotografie, neun mit einem Elektronenblitz. Die Kameras: Olympus OM2 und OM4 10 x, diverse Minoltas vier, Schraub- und M-Leica zwei, Rest recht unterschiedlich. 13 Mitglieder zeichnen am Mikroskop. Einen eigenen Arbeitsplatz zum Mikroskopieren haben zu Hause 77 %, ein eigenes Zimmer für ihr Steckenpferd 37 %.

Vereinsarbeit

15 Mitglieder haben sich schon einmal für ein Vereinsamt zur Verfügung gestellt bzw. es erwogen.

Aber nicht immer lassen sich Wunsch und Wirklichkeit – wegen weiter Entfernung oder zeitaufwendigem beruflichem Engagement – in Einklang bringen. 50 % meinen, daß mehr Praxis, also gemeinsam mikroskopieren, zeigen, demonstrieren und üben, wünschenswert ist. Das weist darauf hin, daß auch wir Amateure uns über Didaktik Gedanken machen müssen.

Wichtig im Vereinsleben sind der Präparate- und Materialtausch, Beratung beim Kauf von Büchern und Instrumenten. Viele Mitglieder schätzen unsere Vereinsbibliothek, die 500 Bände enthält, etliche datieren vor dem Jahr 1900.

Fast die Hälfte aller Mitglieder hat mindestens einmal an einem Mikroskopier-Kursus teilgenommen. Weiterempfohlen werden vor allem die Kurse in Inzikkofen (Strebelle/Krauter) von fünf und Lenzenwegers Desmidiaceen-Veranstaltungen von drei Personen. Manche haben einen Kursus während ihres Studiums an der Uni besucht.

Das war eine Überraschung: Von den 35 Rücksendern haben nur 18 den MIKROKOSMOS abonniert. Auch bei denen, die den Fragebogen nicht zurückgeschickt haben, werden einige Nicht-Abonnenten sein. Andere einschlägige Zeitschriften werden nur von sechs Mitgliedern gelesen, davon nennen vier wiederum nur Spektrum und Bild der Wissenschaft.

Das dominante Interesse an allem, was im Wasser schwebt, schwimmt, kriecht oder strudelt, wird künftig in unseren Übungen und Referaten und Exkursionen entsprechende Beachtung finden müssen.

(Vereinigungen, die Interesse an dem verwendeten Fragebogen haben, schickt der Verfasser gerne eine Kopie oder Diskette. Tel. 08131/6404.)

Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13,
85221 Dachau

11.–18. August 1996: EPC 1 in Köln

Vom 11. bis 18. August 1996 findet in Köln der 1. Europäische Phykologenkongress statt. Das wissenschaftliche Programm setzt sich aus Plenarvorträgen, Symposien und Poster-Sektionen zusammen. Im Verbund mit diesem bedeutenden Algologen-Kongress findet vom 9.–13. August 1996 die 11. Zweijahrestagung der Internationalen Gesellschaft für Protistenevolution (ISEP) statt. Für weitere Informationen wende man sich an Prof. Dr. M. Melkonian, Botanisches Institut, Universität zu Köln, Albertus-Magnus-Platz, 50923 Köln, Tel.: 02 21/4 70 24 75, FAX: 02 21/4 70 51 81.



Mal sehen, was den Kompost wurmt – Enchytraeiden unter dem Mikroskop

Erich Lühje

Wer einen Garten besitzt, fördert dessen Bodenqualität nach Kräften. Fast unverzichtbar ist ein Komposthaufen, in dem aus Erde und organischen Abfällen fruchtbarer Humus entsteht. Unter den Mitwirkenden bei dieser so bedeutamen Wandlung befinden sich auch die Enchytraeiden. Diese Ringelwürmer von etwa 0,3–3,0 cm Länge und nur 0,2–1 mm Breite fressen pilz- und bakterienhaltiges Substrat. Aufgenommene Nahrung verflüssigen sie mit einem Speichelsekret. Nach Art der mit ihnen verwandten Regenwürmer fressen sie sich durch den Boden hindurch (Tischler, 1980). Im Komposthaufen finden sie sich in der mittleren und späten Phase der Rotte (Beckmann, 1995).

Bodenbildung im Komposthaufen – ein mikroskopisches Thema? Ganz gewiß! In einigen Brocken feuchten Kompostmaterials nehmen wir die Tiere mit zur Untersuchung (Abb.1). Als mein Kompost in der Sommerdürre des Jahres 1995 recht trocken geworden war, fiel die Suche allerdings schwer, und die schließlich zusammengeklauten Würmer hatten allesamt einen leeren Darm. „Gegen Trockenheit und hohe Temperaturen sind sie sehr empfindlich; sie können daher nur in feuchtem Milieu aktiv sein“ (Tischler, 1980). Kurzerhand feuchtete ich das Substrat mit Wasser an – das „große Fressen“ setzte wieder ein, und ihr Darm füllte sich. Mit einer Präpariernadel heben wir ein Tierchen vom Substrat auf und spülen in einem Blockschälchen anhaftende Bodenkrümel ab; dann legen wir es auf den Objektträger in einen Tropfen Wasser und decken es mit einem 24 × 30 mm Deckglas vorsichtig ab. Junge Tiere eignen sich besser zur mikroskopischen Untersuchung als größere Exemplare.

Enchytraeiden sind nahezu durchsichtige Wenigborster (Oligochaeten) und damit im Gegensatz zum Regenwurm „leicht zu durchschauen“. Am Mikroskop untersuchen wir sie zunächst im Hellfeld bei nicht zu geringer Kondensorabblendung. Die ganze Wurmgestalt (Abb. 2) können wir allerdings nur mit einer 2–2,5fachen Optik ins Blickfeld bringen.

Borstenbesatz

In Bündeln sind die Borsten ringförmig um den Körper angeordnet. Wir können die Zahl pro Bündel bei stärkerer Vergrößerung gut ermitteln. Mehr noch: das 40er Objektiv zeigt (bei günstiger Lage des Tieres) deutlich die Mus-



Abb. 1: Kompostklümpchen mit zahlreichen Enchytraeiden. (Makroaufnahme mit 50mm Objektiv). Ca. 3×.

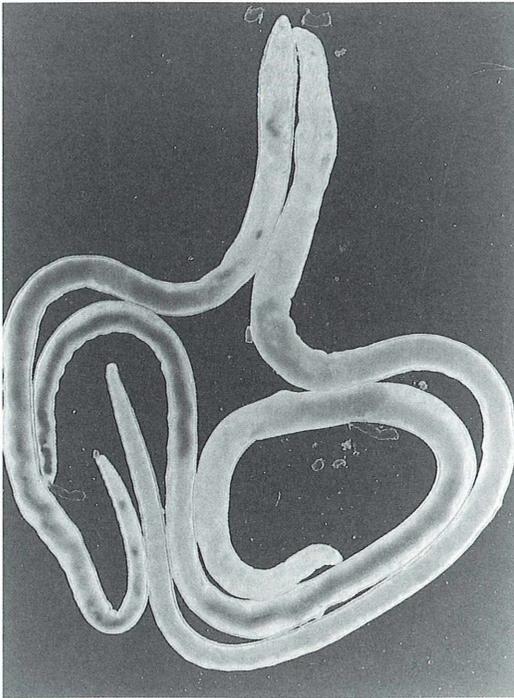


Abb. 2: Enchytraeiden sind meistens farblos, etwa 4–40 mm lang und von den anderen Würmern des Bodens gut durch ihre Ringelung zu unterscheiden. Makroaufnahme im Dunkelfeld mit 38mm-Optik. Ca. 15×.

keln, mittels derer die Borsten ausgefahren und zur Verankerung im Erdreich benutzt werden (Abb. 3). Für die Arbeit am eigenen Mikroskop hier die

Beobachtungsanregung

- Wieviele Borsten stehen in einem Bündel?
- Wieviele Bündel gibt es pro Segment?

Muskulatur

Längst hat der agile Wurm den Betrachter in den Bann gezogen. Seine Schlängel- und Kriechbewegungen vollzieht er mit Längs- und Ringmuskeln in seiner Körperhülle. Beim Bohren pressen die Würmer die von den Ringmuskeln zusammengezogenen und spitz gewordenen vorderen Ringe in kleine Lücken zwischen den Erdpartikeln. Die anschließende Kontrak-

tion der Längsmuskeln bläht das eingebohrte Vorderende auf. Der eintretende Überdruck der Körperflüssigkeit genügt, um die Erdlücke so zu erweitern, daß der übrige Körper in sie nachgezogen werden kann (Kaestner, 1965, zum Regenwurm; jetzt: Gruner, 1993).

Mit der 40fachen Optik läßt sich die Faserichtung beider Muskeltypen erkennen. Durch vorsichtiges Absenken der Schärfeebene von oben nach unten wird zunächst die eine, dann die andere Streifung der jeweiligen Muskelschicht sichtbar.

Beobachtungsanregung

- Welche Muskelschicht liegt außen, welche innen?

Epidermis

Eingehüllt wird die Leibeswand der Enchytraeiden von einer Oberhaut (Epidermis) aus einer einzigen Zellschicht. Wenn wir Enchytraeiden einige Stunden lang in ein Blockschälchen mit blaßblauer Methylenblau-Lösung legen, färben sie sich bläulich an (Vitalfärbung). Unter

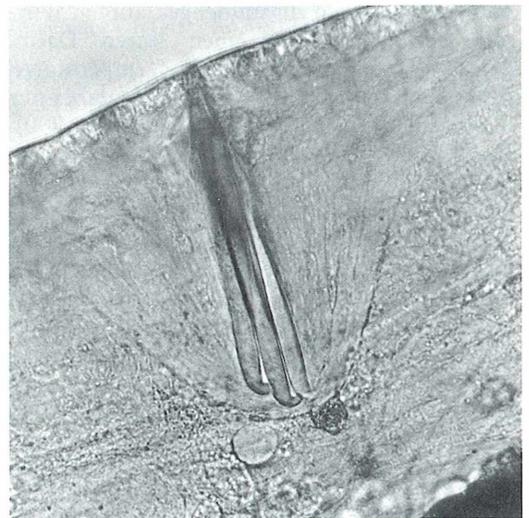


Abb. 3: Hautmuskelschlauch mit Borstentasche. Die Borsten werden von einer Epidermiszelle erzeugt und durch Muskeln bewegt, die schräg vom Grund des Borstensäckchens zur Körperwand ziehen. Ca. 1000×.

dem Mikroskop erkennen wir nun die Haut an einem Punktemuster (ein lohnendes Motiv für Farbaufnahmen!). Die Punkte stellen Schleimdrüsenzellen dar, deren Inhalt sich blau angefärbt hat. Gut geschmiert kann sich der zarte Wurm besser durch sein unterirdisches Reich schlängeln. Bei 20–40facher Objektivvergrößerung sind die Drüsenzellen sehr gut zu erkennen.

Beobachtungsanregung

- In welcher Anordnung liegen die Schleimdrüsen in der Epidermis (einzeln oder in Gruppen; regellos verstreut oder geordnet)?

Darmperistaltik und Strömung der Körperflüssigkeit

Nun wenden wir unsere Aufmerksamkeit dem sichtlich bewegten Innenleben der Enchytraeide zu. Zwei Vorgänge fallen ins Auge: Zum einen sind es die Knetwellen des Darmes (Peristaltik), die für eine innige Durchmischung seines Inhalts sorgen (Abb. 4). Zugleich erkennen wir, daß der Darm von einer mächtigen Drüsen-schicht umhüllt ist (in Abb. 4 dunkel wiedergegeben). Diese weißliche bis gelbbraune Umhüllung besteht aus sogenannten Chlorogogdrüsen, welche Reservestoffe (Fett, Glykogen) speichern sowie am Eiweißstoffwechsel

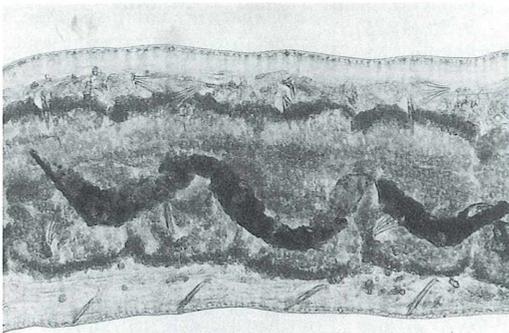


Abb. 4: Mittlerer Körperabschnitt mit gefülltem Darm. In der Epidermis fallen die mit Methylenblau dunkel gefärbten Schleimdrüsen auf. Die Borstenbündel kennzeichnen jeweils ein Segment. Ca. 120×.



Abb. 5: Mittlerer Körperabschnitt, Dunkel-feldaufnahme. Mit schräger Beleuchtung (teilweise Abschattung des Leuchtfeldes) und Einlegeblende wurde ein reliefartiges Bild erzielt, das u. a. die lebhaft strömenden Zellen der Körperflüssigkeit gut hervortreten läßt. Ca. 135×

und an der Exkretion beteiligt sind. Wir können sogar mit dem 40er Objektiv durch den Hautmuskelschlauch blicken und ihre traubenähnliche Bündelung ausmachen! Das andere bewegende Schauspiel im Körperinneren der Enchytraeide wollen wir im Dunkelfeld studieren (Abb. 5). Dazu setzen wir einen Dunkel-feldkondensator an die Stelle des Hellfeldkondensators. Steht uns dieses Zusatzgerät nicht zur Verfügung, erreichen wir den gewünschten Effekt auf folgende bewährte Weise: Eine filtergroße Folie oder Glasscheibe mit dunklem Zentrum (Größe des Zentrums vom Objektiv abhängig) wird in den Filterhalter gelegt und die Kondensorbende ganz geöffnet. Durch Anheben und Absenken des Kondensors ermitteln wir die beste Ausleuchtung des Bildfeldes. Eine Einlegeblende zwischen Objektiv und Okular mildert wohlthuend Lichtsäume und Überstrahlungen (besonders beim Fotografieren zu empfehlen).

Jetzt richten wir den Blick wieder auf den Kompostwurm. Zwischen Hautmuskelschlauch und Darmrohr fluten in einer Flüssigkeit spindelförmige Zellen wie muntere Fische dichtgedrängt durch den Körper. Dabei blähen sich an den Segmentgrenzen dünne Trennwände in Strömungsrichtung auf. Diese Dissepimente sind zarte, gefensterterte und daher die einzelnen Körpersegmente nur unvollkommen trennende Membranen, die sich am Darm und an der Lei-

beswand anheften (Kükenthal, 1984; jetzt: Storch-Welsch, 1993). Was für ein faszinierendes Schauspiel wird beim Mikroskopieren aus dieser trockenen Lehrbuchweisheit!

Beobachtungsanregung

- In welcher Richtung verläuft (a) die Peristaltik des Darmes und (b) die Strömung der Körperflüssigkeit mit den freien Zellen?

Der Vorderabschnitt des Wurmes weicht in einigen Strukturen vom gleichförmigen Bauplan des übrigen Körpers sichtlich ab. Bevor der Verdauungskanal seinen größten Durchmesser erreicht, ist er als deutlich dünnere Schlundröhre (Oesophagus) ausgebildet. Zwischen ihr und der Körperwand liegen blasige Samenspeicher. Weitere Teile des zwittrigen Geschlechtsapparates werden wir am lebenden (Jung-)Tier kaum ausmachen. (Geschlechtsreife Exemplare – bei *Enchytraeus coronatus* 29–32 Tage alt und 26–28 Segmente lang (Albert, 1975) – enthalten u. U. Eier, die in einen Kokon abgelegt werden – ein lohnendes Thema für Fotostudien!) Mit Hilfe eines geeigneten Lehrbuchs (z. B. Gruner, 1993, Storch-Welsch, 1993) können wir noch weitere anatomische Einzelheiten erkennen und deuten. Dazu gehören u. a. die segmentweise angeordneten Nierenschläuche mit ihrem Flimmerstrom sowie der bauchseitige Nervenstrang. Für seine Umwelt hat der kleine weiße Bruder des Regenwurms eine große Bedeutung.



Abb. 6: Körperende mit kurzem Enddarm und After. Die Auslieferung einer Portion bester Gartenerde steht kurz bevor. Ca. 140×.

Mustergültig führt er uns in seinem durchscheinenden Körper die Humusentstehung vor Augen (Abb. 4 und 5): Mit seiner Nahrung gelangen zahlreiche Mikroorganismen und Mineralteilchen in den Darm. Während der Darmpassage vermehren sich die Mikroben noch erheblich. Die Minerale verlassen den Darm eng vermischt mit unverdaubaren organischen Resten (Abb. 6); zusätzlich sind sie mit Mikrobenschleim verkittet und bilden Ton-Humus-Komplexe. Diese Kotkrümel haben eine sehr viel größere Stabilität als die physikalischen Bodenkrümel und speichern erheblich mehr Wasser. Wie die Regenwürmer wirken damit auch die Enchytraeiden einer Verschlämmung des Bodens sowie der Stauwasserbildung und schlechten Durchlüftung entgegen (Topp, 1981).

Wenn unser Untersuchungsobjekt vor unseren Augen wieder einmal einen Kotbatzen ausscheidet (Abb. 6), sollten wir dieses Öko-Happening mit allem gebotenen Respekt würdigen!

Mit den Foto- und Beobachtungstips möchten wir unsere Leser zu eigenständigen Untersuchungen anregen. Geeignete Bilder und Berichte über ihre Arbeit, über Erfolge und Schwierigkeiten können in unserer Rubrik wiedergegeben werden.

Literaturhinweise

- Albert, R.: Zum Lebenszyklus von *Enchytraeus coronatus*. Nielsen & Christensen, 1959 (Oligochaeta). Mitt. Hamb. Zool. Mus. Inst. 72, 79–90 (1975).
- Beckmann, M.: Kompostmieten als Lebensraum. *Mikrokosmos* 84, 261–267 (1995).
- Gruner, H.-E. (Hrsg.): Lehrbuch der speziellen Zoologie. Band I: Wirbellose, 3. Teil, 5. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena 1993.
- Storch, V., Welsch, U.: Leitfaden für das zoologische Praktikum. 21. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
- Tischler, W.: Biologie der Kulturlandschaft. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
- Topp, W.: Biologie der Bodenorganismen. UTB 1101, Quelle und Meyer, Heidelberg 1981.

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

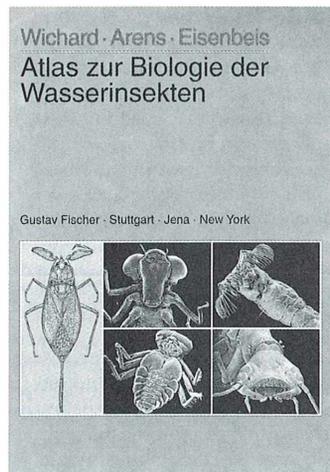
Buchbesprechungen

Wichard, W., Arens, W., Eisenbeis, G.: Atlas zur Biologie der Wasserinsekten.

Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1995, 338 Seiten, 912 rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen auf 148 Tafeln, 156 Textabbildungen, Großformat, gebunden, DM 128,00, ISBN 3-437-30743-6.

Wer das Buch von W. Wichard und W. Eisenbeis: Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden kennt, braucht an dieser Stelle nur den Hinweis zu bekommen, daß sich die Wasserinsekten lückenlos an den Qualitätsstandard der Bodenarthropoden anschließen. Alle weiteren Worte erübrigen sich dann. Denjenigen, die dieses Vorgängerwerk nicht kennen, sei gesagt, daß es sich auf Grund der überwältigenden Fülle der meist hochwertigen rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen um eines der eindrucklichsten – im besten Sinne des Wortes – Bilderbücher handelt, das derzeitigen keinen ernsthaften Konkurrenten auf dem Markt hat und zweifelsfrei bald seinen festen Platz in der einschlägigen Literatur einnehmen wird, zumal auch der Text (inklusive der zahlreichen Literaturverweise) sehr konzentriert den aktuellen Stand zur Morphologie und Anatomie der Wasserinsekten wiedergibt. Der im ersten Moment hoch erscheinende Preis relativiert sich angesichts des Gegenwertes sehr schnell. Das Preis-Leistungsverhältnis ist meines Erachtens deutlich zum für den Käufer Positiven verschoben. Autoren wie Verlag sind zu diesem auch fertigungstechnisch herausragendem Werk zu beglückwünschen. Also liegt ein rundum gelungenes Buch vor?! Leider nicht! Bei der Sorgfalt und dem Qualitätsbewußtsein, die bei der Anfertigung

und Zusammenstellung der REM-Fotos Pate gestanden haben, hätte ich eine perfektere Bearbeitung der zahlreichen Strichzeichnungen erwartet. Diese läßt bei mir jedoch viele Wünsche offen. Die Abbildungen sind zwar didaktisch klug ausgewählt und illustrieren in der Regel recht genau die Sachverhalte, die vermittelt werden sollen, zeigen aber andererseits eine unglaubliche Qualitätsheterogenität, die eine Palette von simpelsten, überdimensionierten Diagrammen



(Abb. 0–3) und dilettantisch anmutenden Strichzeichnungen (z.B. Abb. 3-2, 8-12) über meines Erachtens optimale Habituszeichnungen (z.B. Abb. 2-8, 3-10, 5-9) bis hin zu unübersichtlichen (da zu klein reproduzierten) dreidimensionalen Darstellungen (z.B. Abb. 2-11, 9-2) reicht. Die gleiche Heterogenität ist bei der Beschriftung dieser Abbildungen festzustellen. Es sind nahezu alle denkbaren Varianten verwirklicht, das absolute Fehlen einer Erklärung genauso gut wie die Überladung mit Hinweisen. Dieses Dilemma rührt zweifelsfrei daher, daß die Strichabbildungen aus einer Vielzahl von Veröffentlichungen anderer Autoren ohne eine verein-

heitliche Überarbeitung übernommen wurden, wobei es teilweise sogar durch unzureichende Reproduktionsqualität zu Detailverlusten gekommen ist (z.B. Abb. 7-1, 12-13). Es verwundert dann auch nicht, daß nahezu alle Möglichkeiten der graphischen Gestaltungstechnik verwirklicht sind, was zu einer störenden Unruhe führt. Hier hätte sich im Interesse eines ausgewogenen Gesamteindrucks des Buches eine Überarbeitung durch einen Wissenschaftsgrafiker sicherlich gelohnt!

Nun sollte und will diese Kritik nicht die hohe Qualität des Buches in Frage stellen. Es wäre jedoch angemessen gewesen, hätte man bei diesem Werk, das so offensichtlich von der Illustration lebt, neben der Einhaltung einer hohen Qualität der REM-Fotos auch auf eine optimale Ausführung der Strichzeichnungen geachtet.

Klaus Hausmann, Berlin

Mehlhorn, H., Piekarski, G.: Grundriß der Parasitenkunde. 4., überarbeitete und erweiterte Auflage, UTB 1075, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, 1995, 452 Seiten, 157 Abbildungen, 19 Tabellen, DM 39,80, ISBN 3-8252-1075-8.

Der 15 Jahre nach dem ersten Erscheinen nunmehr bereits in vierter Auflage vorliegende Grundriß stellt eine gleichermaßen für Biologen wie auch für Human- und Veterinärmediziner gedachte Einführung in eines der faszinierendsten Kapitel der Zoologie dar. Nach einer Einleitung, in der das Phänomen des Parasitismus kurz umrissen und die grundlegenden Fachtermini der Parasitologie erläutert werden, erfolgt (gegliedert

nach den Gruppen Protozoa/Protista, Helminthes und Arthropoda) die Vorstellung der wichtigsten human- und tierpathogenen Endo- und Ektoparasiten. Besonderer Wert wird dabei auf die Beschreibung der Morphologie der verschiedenen Arten und eine Darstellung ihrer mitunter fast unglaublich erscheinenden Entwicklungsabläufe gelegt. Hierbei besticht das vorliegende Buch durch die Fülle der durchweg guten licht- und elektronenmikroskopischen Abbildungen sowie die vielen informativen Strichzeichnungen, mittels derer Morphologie und Histologie der besprochenen Spezies veranschaulicht werden. Besonders hervorzuheben sind auch die zahlreichen, didaktisch gut gelungenen schematischen Übersichten über die Lebenszyklen ausgewählter Parasitenformen sowie die 19, z.T. mehrseitigen Tabellen, die dem Leser eine rasche Orientierung über die wichtigsten Charakteristika der behandelten Parasitengruppen ermöglichen. Ein umfangreiches Literaturverzeichnis, das dem spezieller Interessierten den Zugang zur Primärliteratur erleichtert, schließt das sehr empfehlenswerte Werk ab.

Horst Kierdorf, Köln

Seifert, G.: Entomologisches Praktikum. 3. neubearbeitete erweiterte Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York, 1995, 330 Seiten, 310 Abbildungen, DM 65,00, ISBN 3-13-455003-2.

Die letzte Auflage des Entomologischen Praktikums von 1970 ist seit Jahren vergriffen. Jetzt ist dieses Standardwerk in einer neubearbeiteten, nunmehr 3. Auflage wieder erhältlich. Damit steht allen entomologisch Interessierten ein Leitfaden zur Verfügung, aus dem man Anregungen zu einem Praktikum entnehmen kann. Was ist neu, was ist geblieben?

Neu ist das Format, das ein großzügigeres Layout zuläßt. Nahezu alle Abbildungen aus der vorangegangenen Auflage wurden übernommen, sind jetzt größer und wurden durch zahlreiche neue Abbildungen ergänzt. Dabei handelt es sich um rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen und fotografisch dokumentierte Semidünnschnitte sowie in situ Aufnahmen.

An den Themen und ihrer Abfolge hat sich nichts geändert. Der Bogen spannt sich über die allgemein für Insekten dargestellten Bereiche Integument, Muskulatur, Verdauungssystem, Nervensystem und Sinnesorgane hin zur spezielleren, exemplarisch dargestellten Beschreibung der Morphologie und Anatomie der Tagmata Kopf, Thorax und Abdomen und ihrer jeweiligen Organe. Ein Kurs, der die Organogenese und postembryonale Entwicklung behandelt, schließt dieses Buch ab. Die Färbetechniken und Fixierungsgemische, die im Rahmen der praktischen Arbeiten von Bedeutung sind, werden zusammengefaßt im Anhang aufgeführt.

Die Kapitel sind auf einzelne Kurstage zugeschnitten und beginnen mit einer kurzen theoretischen Einleitung in die Thematik. Die knappe Darstellung zwingt zum parallelen Studium weiterer Literatur. Entsprechende Hinweise auf weiterführende Literatur am Ende eines jeden Kapitels wären wünschenswert. Die jedem Kapitel vorangestellten Materialvorschläge werden im praktischen Teil ausreichend ausführlich und in leicht verständlicher Sprache abgehandelt. Ein Glossar am Kapitelende dient als Stichwortkatalog und erklärt zahlreiche Fachbegriffe. Hilfreich und wünschenswert wäre ein Glossar am Ende des Buches, das alle Begriffe in einer Gesamtübersicht zusammenfassend bietet.

Der Text selbst wurde an vielen Stellen überarbeitet. Die Tendenz, ältere Begriffe durch heute eher gebräuchliche zu ersetzen, ist

prinzipiell zu begrüßen, jedoch letztlich nicht konsequent umgesetzt worden. So wird an längst überholten Begriffen wie z.B. „Basalmembran“ (Basallamina) festgehalten. Sogar äußerst bedenklich ist, wenn der Begriff „Blatt“ durch „Cölom“ ersetzt wird (richtig wäre: Cölomepithel). Ebenso bedürfen einige Abbildungen neueren Erkenntnissen folgenden Überarbeitungen (z.B. Schema des Ommatidienquerschnittes).

Erklärtes Ziel dieses Buches ist seine funktionsmorphologische Ausrichtung. Diesem wird mehr oder weniger ausführlich in den theoretischen Einleitungen und in den praktischen Aufgaben Rechnung getragen. Wer allerdings eine vergleichend-morphologische Abhandlung unter systematischen Gesichtspunkten erwartet, wird hingegen nur an wenigen Stellen und dann nur in äußerst knappen Hinweisen fündig werden.

Sowohl dem Anfänger als auch dem Fortgeschrittenen und Dozenten wird das Entomologische Praktikum hilfreich als informatives und durch die zahlreichen Abbildungen anschauliches Compendium Anregung geben können. Es ist im deutschen Sprachraum aufgrund fehlender vergleichbarer Publikationen einzigartig.

Christian Fischer, Berlin

Kirschbaum, U., Wirth, V.: Flechten erkennen, Luftgüte bestimmen. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, 1995, 128 Seiten, 73 Farbfotos, Zeichnungen und Tabellen, kartoniert, DM 19,80, ISBN 3-8001-3477-2.

Flechten als ernährungsphysiologisch besonders spezialisierte Pilze bieten im Bereich Feinmorphologie viele auch für den Mikroskopiker interessante Merkmale. Seit geraumer Zeit weiß man, daß viele Flechtenarten in abgestufter

Empfindlichkeit außer auf das regionale Klima gerade auch auf anthropogene Schadgasbefrachtungen der Luft reagieren. Das vorliegende, sehr handliche Werk stellt 60 unterschiedlich sensible Arten (in den Schlüsseln sind insgesamt 120 Flechtenarten erfaßt) und ihre Eignung für das Luftgüte-Biomonitoring in wunderschönen Farbaufnahmen und erläuternden Texten vor. Praxisorientiert leitet es zur Flechtenkartierung und deren Auswertung nach der neuen VDI-Richtlinie an. Ein nützliches und ansprechend aufgemachtes Einführungswerk, das der Lichenologie neue Freunde gewinnt und für die umweltrelevante Thematik Bioindikation sicher ein kritisches Bewußtsein schafft.

Bruno P. Kremer, Köln.

Foissner, W., Berger, H., Blatterer, H., Kohmann, E.: **Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems. Band IV: Gymnostomatea, Loxodes, Suctoria. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, München, 1995, 540 Seiten, 1468 Abbildungen, 23 Tabellen, 87 Schlüssel, Loseblattsammlung, DM 100,00, ISBN 3-930253-63-1.**

Die ersten drei Bände dieser Serie waren ein absoluter Erfolg. Der vierte und leider nun schon abschließende Band fügt sich dem Qualitätsniveau seiner Vorgänger ohne jeden Abstrich an. Ich kann es nur noch einmal betonen: Nie gab es in jüngerer Zeit qualitativ und quantitativ so herausragendes Bild- und Textmaterial über Ciliaten zu einem derartig günstigen Preis.

Das Besondere an dieser Lieferung sind – neben der erwarteten Taxonomie und Ökologie der behandelten Arten dieses Bandes – die vorangehenden rund 150 Sei-

ten, die mit „Bestimmungsschlüssel, Ökologie, Nomenklatur und Glossar“ überschrieben sind. Hierbei nehmen die ausgesprochen wertvollen und benutzerfreundlichen Großgruppenschlüssel, Spezialschlüssel und Zystenschlüssel einen wesentlichen Raum ein.

Selbst auf die Gefahr hin, mich zu wiederholen, kann ich auch diesmal wieder nur sagen: Kaufen, solange der Vorrat reicht, und zwar per brieflicher Bestellung vom Bayerischen Landesamt für Wasserwirtschaft, Lazarettstr. 67, 80636 München.

Klaus Hausmann, Berlin

Wachmann, E., Platen, R., Barndt, D.: **Laufkäfer. Beobachtung, Lebensweise.** Naturbuch Verlag, Augsburg, 1955, 295 Seiten, 259 farbige Abbildungen, DM 34,00, ISBN 3-89440-125-7

Innerhalb des riesigen Käferheeres gehören die Laufkäfer weltweit zu den bestuntersuchten Käferfamilien. In Mitteleuropa gibt es etwa 800 Arten. Sie sind relativ vielgestaltig, manche dunkel gefärbt, andere schillernd bunt. Es gibt kleine filigrane nur 2 mm große Arten und sehr massige, bis 70 mm lange Vertreter. Das macht Laufkäfer zu einem beliebten Sammlerobjekt. Darüberhinaus ist aber auch die Biologie der meisten unserer Arten relativ gut erforscht. Laufkäfer wurden dadurch ein wichtiges Instrument im Naturschutz.

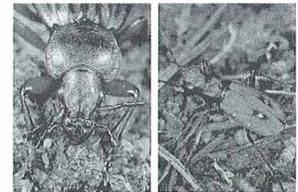
Das vorliegende Buch möchte uns diese Käfergruppe näherbringen. Der umfangreiche allgemeine Teil stellt die Familie vor. Alle denkbaren Aspekte werden dabei berücksichtigt: Systematik, Morphologie der Larven und Imagines, Zoogeographie und angewandte Aspekte wie u.a. Naturschutz und Sammelmethode. Ausführlich wird die Biologie behandelt: Entwicklung, Verhalten,

Ernährung, Lebensräume und vieles mehr. So erfährt der Leser spannende Details, wie z. B. manche Arten zur Feindabwehr Explosionen erzeugen. Der spezielle Teil läßt anhand zweier Bestimmungsschlüssel zunächst Laufkäfer als solches erkennen und stellt dann die Unterfamilien vor. Weitere Determination muß mit im Text erwähnten Spezialschlüsseln erfolgen. 220 (!) heimische Arten werden im einzelnen vorgestellt. Jede Art wird morphologisch, ökologisch und faunistisch kurz charakterisiert. Farbfotos lebender Tiere vermitteln ein Bild vom Aussehen der Tiere. Ein Glossar wichtiger Fachbegriffe sowie ein ausführliches weiterführendes Literaturverzeichnis schließen das Buch ab.

EKKEHARD WACHMANN
RALPH PLATEN
DIETER BARNDT

Laufkäfer

Beobachtung,
Lebensweise



Die Texte sind durchgehend hochkomprimiert und informativ, das Lesen ist ein Vergnügen. Die Abbildungen, insbesondere die Fotos, sind von überragender Qualität.

Dieser Naturführer wird dem interessierten Laien die Vielfalt der Laufkäfer sicher näher bringen. Der Fachmann wird in diesem Buch viele Fakten auf die Schnelle

nachschlagen können, die er nicht immer parat hat. Schließlich stellen die ausgezeichneten Fotos eine sehr gute Ergänzung zur Spezialliteratur dar. Das Buch wird uns Spannendes über die Tiere lernen lassen, die wir immer wieder umherkrabbeln sehen, über die die meisten aber eigentlich wenig wissen. Kurz: Jeder Naturinteressierte sollte es besitzen.

Michael Balke, Berlin

Robenek, H. (Hrsg.): Mikroskopie in Forschung und Praxis. GIT Verlag GmbH, Darmstadt, 1995, 399 Seiten, zahlreiche Abbildungen, DM 68,00, ISBN 3-928865-18-8.

Mikroskope sind heute aus keinem Forschungslabor der Medizin, Natur- oder Materialwissenschaft mehr wegzudenken. In den letzten Jahrzehnten haben sich die mikroskopischen Techniken zu einer Vielfalt entwickelt, die kaum noch überschaubar ist. Damit einher geht der Einsatz dieser unterschiedlichsten Mikroskoptypen in den verschiedensten Arbeitsbereichen. Das vorliegende Buch bietet eine unter den deutschsprachigen Werken einmalige Zusammenstellung von bekannten und weniger bekannten, aber in jedem Fall brandaktuellen Mikroskopietechniken. Das Spektrum reicht von der Licht- und Stereomikroskopie, Raster- und Transmissionselektronenmikroskopie, Röntgenmikroanalyse, Konfokal-, Rastersonden- und Akustomikroskopie bis hin zur Automatischen Bildanalyse. Alle Verfahren werden eingehend von Spezialisten auf dem jeweiligen Gebiet vorgestellt. Die Autoren

brillieren mit sehr verständlich geschriebenen Ausführungen und vielen Abbildungen zur Funktionsweise und zu Einsatzmöglichkeiten der vorgestellten Techniken. Dieses, gemessen an seinem Umfang, sehr preiswerte Buch ist uneingeschränkt all denjenigen zu empfehlen, die sich mit Mikroskopie beschäftigen. Speziell den Lichtmikroskopikern öffnet es Einblicke in Welten, die jenseits des lichtmikroskopischen Horizontes liegen. Erfreulicherweise sind Ergänzungsbände geplant, die sich mit Spezialthemen befassen und das Werk auf dem neuesten Stand halten werden.

Annett Burzlaff, Berlin

Holstein, T., Emschermann, P.: Cnidaria: Hydrozoa – Kamptozoa. In: Schwoerbel, J., Zwick, P.: Süßwasserfauna von Mitteleuropa (Hrsg.), Bd. 1, 2/3. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1995, 142 Seiten, 67 Abbildungen, 13 Tabellen, kartoniert, DM 158,00, ISBN 3-437-30625-1.

In jedem limnologisch ausgerichteten Buch nehmen die Hydrozoen ihren festen, nicht zu übersehenden Platz ein. Dahingegen führen in den entsprechenden Publikationen die Kamptozoen eher nur ein Schattendasein, wohl nicht zuletzt deshalb, weil diese vorwiegend marinen Organismen nur mit den zwei Gattungen *Barentsia* und *Urnatella* im Süß- bzw. Brackwasser vertreten sind.

Das vorliegende Buch behandelt die beiden Tiergruppen in der von der Süßwasserfauna bekannten Art und Weise: dem allgemeinen folgt der spezielle Teil mit

einem dichotomen Bestimmungsschlüssel. Bei den Hydrozoen steht dem allgemeinen Teil mit rund 50 Seiten Umfang (plus 15 Seiten Literatur) ein circa 30seitiger spezieller Teil (plus 4 Seiten Literatur) gegenüber, wohingegen die allgemeine Biologie der Kamptozoen auf 10 Seiten und ihre Systematik auf 13 Seiten (mit einem insgesamt dreiseitigen Literaturverzeichnis) abgehandelt werden. Von der Qualität (und leider auch Preisgestaltung) reiht sich dieses Buch in den bewährten, hohen Standard der Süßwasserfauna ein.

Da die Süßwasserfauna primär als Bestimmungswerk angelegt ist, mag der relativ ausführliche allgemeine Teil der Hydrozoen etwas verwundern. Dazu muß man jedoch nur wissen – oder es spätestens bei der Lektüre des Buchs feststellen –, daß Prof. Holstein sich in seiner Forschung den Hydrozoen primär von der cytologischen-zellbiologischen Seite genähert hat. So gesehen ist der allgemeine Teil natürlich besonders wertvoll, spiegelt er doch einen sehr aktuellen Kenntnisstand der Zellbiologie der Hydrozoen wider, die ja gerade in den letzten Dekaden beliebte Modellsysteme der Zell- und Entwicklungsbiologie darstellten. Unter diesem Gesichtspunkt hätte ich mir dann allerdings auch noch einige markante elektronenmikroskopische Abbildungen zur Abrundung der Thematik gewünscht. Insgesamt ist dieses Buch ein adäquater Beitrag für die Süßwasserfauna, der jedem Mikroskopiker eine wertvolle Hilfe bei der Bestimmung der Organismen sein kann, die er in seinen Proben vorfindet, vorausgesetzt natürlich, daß er den finanziellen Kraftakt des Erwerbes dieser Publikation bewerkstelligen kann.

Klaus Hausmann, Berlin

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover



4. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg/Hildesheim

In der Zeit vom 22. 4. 1996 bis 27.4.1996 veranstaltet die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover unter der Leitung von Herrn Karl Brüggmann zum 4. Mal ein Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg bei Hildesheim. Der Schwerpunkt dieser Veranstaltung liegt auf der Herstellung von histologischen Dauerpräparaten auf der Basis von Paraffin- und Kunststoffschnitten. Dabei wird sowohl botanisches als auch zoologisches Material verarbeitet, so daß jeder Teilnehmer ca. 20 gefärbte Präparate mitnehmen kann. Als Besonderheiten sind für 1996 neue Färbefahrverfahren und wieder die Untersuchung des eigenen Blutes vorgesehen. Daneben sollen speziell der Aufbau eines Laubblattes und verschiedene Nervengewebe behandelt werden. Über eine Videoanlage können die hergestellten Präparate gemeinsam diskutiert werden.

Ein Tag ist eigens für die Planktonfreunde vorgesehen. Unter der Leitung von Michael Butkay werden aus den nahegelegenen Gewässern im Rahmen eines Waldspaziergangs interessante Proben entnommen, die anschließend über Video analysiert werden. Außerdem wird eine halbtägige Besichtigungsfahrt angeboten, die nach Hannover in das Niedersächsische Institut für Peptidforschung (IPF) führt, das von Prof. Forssmann geleitet wird. Hier soll in kleineren Gruppen am RM und am Laser-Scan-Mikroskop gearbeitet werden. Es ist vorgesehen, wieder mit Unterstützung von Herrn Wilfried Latz einen Gesteins-

dünnschliff anzufertigen, so daß die Teilnehmer mit der Zeit eine wertvolle Sammlung mineralischer Präparate aufbauen.

Die Abende werden mit Diavorträgen und Diskussionen ausgefüllt, ferner besteht die Möglichkeit, mikroskopische Geräte und Zubehörteile zu tauschen.

Die Veranstaltung findet in den Gebäuden einer Bildungsstätte statt, die unterhalb einer Burganlage mitten im Wald gelegen ist. Es stehen für die Teilnehmer im selben Haus nette Einzelzimmer zur Verfügung, die Verpflegung ist gesund und reichlich. Ein Grillabend auf der großen Hausterrasse ist immer eine beliebte Abwechslung und bietet die Gelegenheit beim Einbecker Mai-Bockbier über mikroskopische Themen zu diskutieren.

Wann: 22. April 1996, 12.00 Uhr bis 27. April 1996, 11.00 Uhr

Wo: Haus Wohldenberg 31188 Holle, (Tel. 0 50 62/3 80) Autobahn A 7 Ausfahrt Derneburg – Holle – Sillium – Wohldenberg. Bahnstation ist Derneburg.

Preis: Einzelzimmer mit Vollpension 410 DM.

Eine verbindliche Anmeldung muß durch Zahlung des Betrages von 410 DM bis zum 1. März 1996 auf folgendes Konto erfolgen: Karl Brüggmann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33, Konto 48 559-306 bei Postbank Hannover (BLZ 250 100 30).

Die normalen Arbeitstreffen der MAH finden jeweils montags nach Vereinbarung im Institut für Peptid-Forschung, Feodor-Lynen-Str. 31, statt. Die aktuellen Kontaktadressen lauten: Karl Brüggmann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: 05 11/81 33 33; Michael Butkay, Klappenweg 9, 30966 Hemmingen, Tel.: 0 51 01/23 16; Petra Hasenleder, Wasserkampstr. 10, 30559 Hannover, Tel.: 05 11/51 33 91.

Mikro-Markt

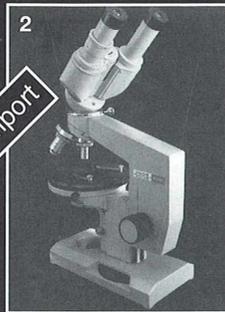
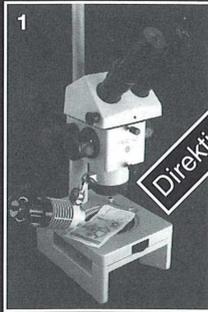
Photomikroskop I (C. ZEISS, Oberkochen): Kardiodi-DF, PH, DIK, Jamin-Lebedeff, Durchlicht-/Auflichtfluoreszenz, PH-FL. Mikroblitz, TTL-Aufsetzkameras. Ca. 30 Objektive, z. B. komplette Reihen Plan-NEOFLUAR, PLANAPOCHROMAT. Mit viel Zubehör in sehr gutem Erhaltungszustand für DM 45.000,- zu verkaufen (Barzahlung). Chiffre 196-3

Zubehör für Zeiss + Leitz, z. B. Zeiss Phasenkontrastkondensator Ilz, DM 500,-, Binokular-Tubus G, DM 450,-, DIK-Prisma 444450, Fluotar 63/0,85, Fluoreszenzfilter u. a., auch im Tausch. Tel 0 21 91/5 25 05

Sammler verkauft umfangreiche Sammlung zu fairen Preisen. Neue und alte Objektive, (auch unendl.) Okulare, Stative, Fotoausrüstung, Zubehör für Leitz, Zeiss, Will, Olympus. Z. B. Leitz Heinekondensator mit 5 PV-Objektiven und Zubehör im Kasten 2.100,-. Weitere Infos unter: Chiffre 196-1

Gesucht: **Feinkorn-Photoplatten 30/45 mm** verwendbar für Einzelaufnahmen mit Plattenadapter Zeiss-Inkon-Contax III. Jean Rügger-Deschenaux, Alte Landstrasse 33, CH-8803 Rüschlikon, Tel.: 01-724.28.61; Fax: 01-724.29.84

Sonderoptiken • Astronomie • Mikroskopie



Direktimport

1 Neues Forschungs-Stereo-Mikroskop DM 610.-
 4,8 - 56x, kompl. in Holzkiste
 • Kaltfaserbeleuchtung Ring od. Schwanenhl. DM 450.-
 • Vorsatzoptik 2x / od. Objektiv 190/Fak. 0,5 DM 120.-
 • Fototubus inkl. KBK Zenit 122 DM 450.-

2 Biol. Ärzte-Mikroskop Binokular, komplett DM 690.-
 • Phasenkontrasteinrichtung komplett 4x/Acho. DM 490.-
 • Köhler Beleuchtung 8V / 20W (Regeltrafo) DM 320.-
 • Abbe/König Kondensator Apertur 0,22-1,4 DM 280.-
 • Zeiss Jena Stereo-Mic. Citoval Technoval 2DM 3150.-
 • ca. 50 Objektive am Lager Konditionen erfragen
 • 10 Verschiedene Labor-Mic am Lager Kond. erfragen

100 Seiten Optik am laufenden Band, Katalog "MICRO/MACRO", DM 10.-

BW OPTIK DIREKTVERSAND unschlagbar PREISWERT



Langner-Voss • Lindenstr. 52 • D-45894 Gelsenkirchen TEL. / FAX 02 09 / 39 47 45

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

Das Bestimmungsbuch auf Fotobasis: **Tiere und Pflanzen im Wassertropfen, nach Farbfotos erkannt**, 490 Fotos, DM 36,-. Bezug durch den Fauna-Verlag, Eichenweg 8, 85757 Karlsfeld

Verkaufe **Leitz Objektive**, neuwertig, NPL und PLFL, Phaco und Hellfeld. **Okulare** PPGF, Pol-Analysator Schieber für Ortholux. Tel.: 0 40/5 20 21 07

Carl Zeiss (Oberkochen) Verkäufe/Tausche: Projektionsaufsatz Kpl 10x (473080) mit Mattscheibeneinsatz 15 cm (473081). Mikroprojektions-Okular Kpl 2,5x (463479). Okular C 8x (463910). Objektiv Plan 1/0,04 (462010). Objektiv Plan 40/0,65 (460710).

Suche/Tausche: Stativ Standard LAB 06 oder Standard KF 2. Hilfsmikroskop (464820) oder Kleinsche Lupe (464830). Analysator-(Pol)Filter (473651). Okular C 6,3x (463810). Okular Kpl 25x (464420). Binokularer Schrägtubus (473010). Objektiv 10/0,22 (460400). Objektiv 63/0,80 (460800). Kondensator achromatisch-aplanatischer 1,4 Z (465257), möglicherweise ohne Frontlinse. Ultra-Kondensator 1,2...1,4 Oel (465500) mit zentrierbaren Kondensatorhalter S (465541).

Angebote/Fragen: Bo Brandt, Strandagervej 19, DK-3250 Gilleleje, Dänemark. Internet-E-mail: Bo_Brandt@online.pol.dk

Verkaufe **Wild M8 Zoom-Stereomikroskop** mit Auflichtstativ; Objektive 1x, 1,6x; Vergr. 6-80x; incl. Phototubus und Zeichenspiegel. DM 3.500,- VB. Tel.: 0 57 04/7 33

Gesucht: Zeiss (Oberkochen) runder, dreh- und zentrierbarer Kreuztisch, evtl. auch nur Aufsatz für Querverschiebung (x-Richtung); **Zeiss** (Oberkochen) Planapo 4x/0,14 (46 02 40) Planapo 10x/0,32 (46 04 40). Martin Guther, Wartenbergstraße 15, 78532 Tuttlingen, Tel.: 0 74 61/ 1 32 19

Verkaufe **Zeiss Objektive** Planapo 40/ÖL Ph, Planapo 100/ÖL sowie Quarzkeil 1.-4. Ordnung für Tubusschlitz 6x20 mm und binokularer Fototubus (Fa. Hund). Tel. 0 70 73/39 98

Leitz-Labormikroskop SM, 4 Objektive, Beleuchtung, Spiegel, Schrank; wie neu DM 1.300,- Tel. 04 71/8 32 41

Gesucht **Schlittenmikrotom** mit Messer. Ideal: Jung Mod. Hn V27. Angebote an E. Woessner, Kirchensteig 19, CH-8152 Glattbrugg. Tel. 00 41/18 10 71 81.

Suche **OLYMPUS BH-2** Zubehör: Objektive S PLAN 10x 20x 40x, UVFL 10x 20x 40xdry, alle NFK, 5x 6x Revolver, Mikro-Prospekte vor 1980, Tel. 05 31/60 21 76 nach 18.00 Uhr

Verkaufe: **C. Zeiss Mikroskop** Standard im Schrank, komplett mit 4 Planachromaten, zentrierb. Pol.-Drehtisch, Trinokulartubus, 3 Kpl-Okulare 10x, Einstellgrundkörper, Kamera C 35, Verschluss CS, Ikophot M., DM 2.600,-. Chiffre 196-2

WILD MIKROSKOP M11B, binokular, Kreuztisch, FL-Obj. 7/20/40/100,achr.apl.K., Komp.Ok. 6+10, Fototubus, Bel. 6V/30W, Holzschrank, ladenneuer Zustand!, SFR. 3.500,- **WILD PHASEN-KONTRAST** zu M11/M20, ladenneuer, SFR. 2.800,- Tel. 00 41/17 64 12 69 abends

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

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

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

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

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

6. Literaturzitate in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

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

Buchzitate:

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

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

10. Text- und Bildbeiträge bitte einsenden an Redaktion MIKROKOSMOS

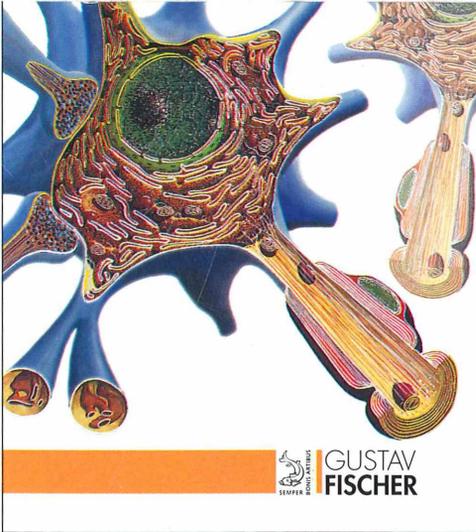
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Zoologisches Institut der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

(Manuskripte zu zoologischen Themen);
oder an

Redaktion MIKROKOSMOS

Dr. Bruno P. Kremer
Johann-Henk-Straße 35 a
53343 Wachtberg

(Manuskripte zu botanischen Themen).



Die Zelle

Atlas der Ultrastruktur

Von Prof. Dr. J. UDE
und Dr. M. KOCH, Jena

2., völlig neu bearb. u. erw. Aufl. 1994.
309 S. mit 238 elektronenmikroskopischen
Aufnahmen, 43 Farbtaf., 52 zweifarbigen
Textabbildungen u. 4 Tab., kt. DM 78,-
ISBN 3-334-60532-9

Für jeden, der sich mit biologischen Problemen beschäftigt, ist die Kenntnis der Ultrastruktur der Zelle und ihrer Elemente eine unabdingbare Notwendigkeit, wird doch erst durch die Synthese von Struktur und Funktion ein Gesamtsystem voll verständlich.

Tiefe Einblicke in die morphologischen Dimensionen der makromolekularen Elemente hat erst das Elektronenmikroskop erschlossen und damit die biochemischen, physiologischen und molekularbiologischen Sachverhalte leichter verständlich gemacht.

Nach einer Einführung in die apparativen Grundlagen folgt im zweiten Teil des Buches die Beschreibung der submikroskopischen Morphologie der Zellorganelle, im dritten Teil wird das Gesamtsystem an ausgewählten Zellformen der vier Grundgewebearten (von Tieren) erläutert.

Schwerpunkt der Darstellung ist das elektronenmikroskopische Bild; hervorragende Farbtafeln und Textabbildungen erleichtern zugleich die Vorstellung von der dreidimensionalen Organisation der Zelle.

Preisänderung vorbehalten.

GUSTAV
FISCHER

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1996

Band/Volume: [85_1](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 85_1 1](#)