

II P0372/P0,5

www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



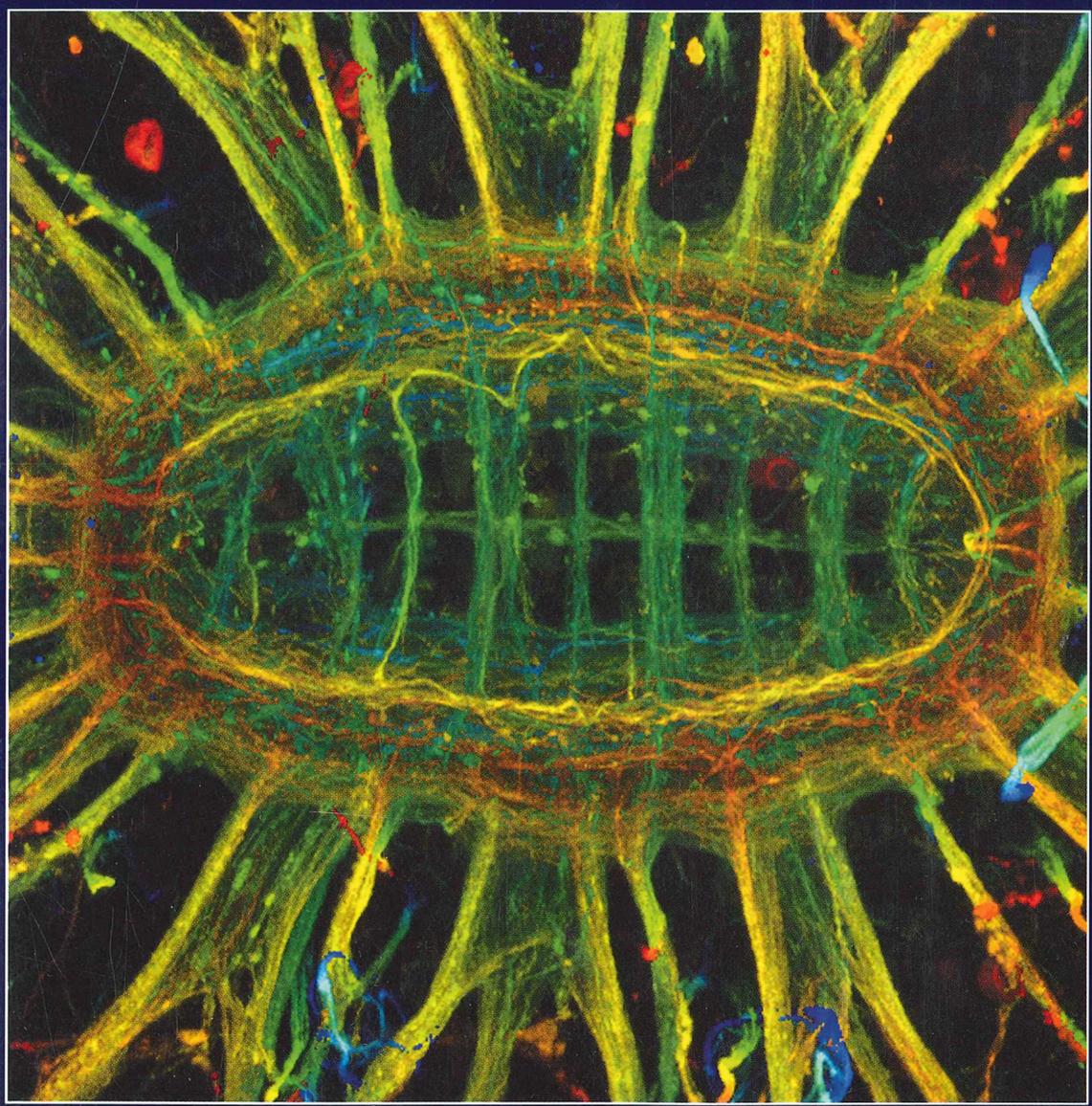
URBAN & FISCHER

September 2001

90. Jahrgang

Heft 5

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie
Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 257** Lorenz Oken: Naturwissenschaftler und Naturphilosoph
Renate Radek und Klaus Hausmann
- 261** Eine unkonventionelle Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung
Werner Nachtigall
- 265** Schwammnadeln – Ein Skelett aus Glas
Christina Hanna Lydia Schönberg
- 277** Das leuchtet ein!
Vergleich zwischen konventioneller und konfokaler Fluoreszenz-
Mikroskopie
Monika C. Müller
- 283** Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.)
I. Von der befruchteten Eizelle bis zum voll entwickelten Keimstreifen
Wolfgang Groepler
- 295** Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC
Adolf Mathias und Erhard Mathias
- 301** Kiefernpollen als Nährstoffquelle für Plankton in einem extrem sauren
Tagebaurestsee
Wolfgang Jacob
- 307** Erfahrungen mit der Video-Mikroskopie an Protisten
Joachim Wygasch
- 310** Notizen zu zwei Algenfunden im Staat Rio de Janeiro (Brasilien)
Klaus Rudolph
- 313** Mikro-Einsteiger:
Als Fischfutter fast zu schade: Der Nematode *Anguilla silusiae*
Hans-Jürgen Voß

Rubriken

260, 276, 306

Buchbesprechungen

264

Neue Medien

273, 293, 300

Nachrichten

292

Aus der Industrie

318

Aus den Arbeitsgemein-
schaften

319

Mikro-Markt

320

Impressum

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

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

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

Umschlagabbildung: Tiefenkodiertes Bild vom Nervensystem eines Vielborsters (Polychaet). Die dargestellte Tiefe beträgt 40 µm, wobei die rot kodierten Strukturen weiter ventral, die gelben, grünen und blauen Strukturen jeweils weiter dorsal liegen. Siehe Artikel M. C. Müller, Seite 277–282.

Lorenz Oken: Naturwissenschaftler und Naturphilosoph

Renate Rädek und Klaus Hausmann

Als Lorenz Oken, noch unter dem Namen Lorenz Okenfuß, dem armen Bauern Johann Adam Okenfuß am 1. August 1779 in Bohlsbach bei Offenburg in bauerlichen Verhältnissen geboren wurde, deutete nichts darauf hin, dass er einmal ein überragender Naturforscher werden würde. Seine Eltern verstarben bereits in seinen Jugendjahren (1792/1797). Glücklicherweise nahmen sich ein Lehrer und der Pfarrer seines Heimatdorfes des aufgeweckten Jungen an und schickten ihn aufs Franziskanergymnasium und die Stiftsschule von Baden-Baden, wo seine Begeisterung für die Wissenschaft geweckt wurde. Den Namen Okenfuß legte er früh (1804) ab, um Spott zu vermeiden.

Mit Begabung und geistiger Aufgewecktheit erschloss sich Oken rasch ein großes Wissen und wurde ein streitbarer Vertreter seiner schon in jungen Jahren entwickelten Theorien und Entdeckungen. Er legte sich mit Politikern und kirchlichen Würdenträgern an, stritt mit Wissenschaftlern. Der Bohlsbacher Pfarrer entschuldigt das „rechthaberische und hitzige Temperament“ seines Schützlings als Familienmerkmal der Familie Okenfuß. Seit Generationen gäbe es in dieser Familie Unruhestifter, die an ihrem südländischen Aussehen, brünett mit dunklem Teint, klein gewachsen und drahtig mit scharfen Gesichtszügen und glutvollen Blicken – so wie der junge Oken (Abb. 1) – erkannt werden könnten.



Abb. 1: Das südländische Aussehen von Lorenz Oken – dunkler Teint, schwarze Locken, glutvolle Blicke – passte zu seinem hitzigen Temperament.

Studienzeiten in Freiburg und Würzburg

Mit seinem scharfen Verstand, seinem Begeisterungs- und Durchsetzungswillen stürzte sich Oken zum Wintersemester 1800/01 in Freiburg in das Studium der Anatomie, Physiologie und Zoologie. Im Sommer 1804, mit 25 Jahren, promovierte Lorenz Oken zum Doktor der Medizin. Im November des gleichen Jahres ging er nach Würzburg zu Friedrich Schelling. Bei Schelling hörte er Philosophie und wurde ein Anhänger seiner Naturphilosophie. Okens Denkhaltung war pantheistisch: Organismen bauen sich durch optisch-elektrische Kräfte aus dem Urschleim auf; alles

Sichtbare ist der erstarrte Gedanke Gottes; das Lebensprinzip ist Selbsterregung. Obwohl diese Ideen heute eher abwegig erscheinen, förderten sie in der damaligen Zeit die experimentellen naturwissenschaftlichen Forschungen ungemein.

Oken machte sich wissenschaftlich bekannt, zum Beispiel mit Debatten über die Zeugung. Er erklärte, dass die Präformationstheorie des Lebens überholt sei, dass es der Natur widerspreche anzunehmen, dass jedes Spermium schon als Homunculus das fertige Lebewesen enthalte. In seiner Schrift „Die Zeugung“ (1805) vertrat er die Ansicht, dass vielmehr die organische Welt aus unendlich vielen Bläschen (Infusorien = Zellen) bestehe, die mit Ur-

schleim (Protoplasma) gefüllt seien und sich einer Metamorphose zu höheren Formen entwickelten. Okens Bläschentheorie lässt gewisse Parallelen zur wenig später entwickelten Zellenlehre Schleidens erkennen.

Auch Okens Physiologielehrer Ignaz Döllinger beeinflusste die Arbeit Okens stark. Er lehrte ihn die exakte Beobachtung und den Gebrauch des Mikroskops.

Göttinger Studien- und Lehrzeit

1805 wechselt Oken durch Schellings Vermittlung von Würzburg nach Göttingen zu Johann Friedrich Blumenbach, einem seinerzeit beherrschenden Mediziner und Anthropologen Deutschlands. Oken arbeitete dort embryologisch und physiologisch. Er veröffentlichte beispielsweise eine Arbeit über die Bildung des Darmkanals im Embryo der Säugetiere. Eine aufsehenerregende Entdeckung gelang ihm in der Göttinger Zeit. Nach Blumenbachs Theorie besitzt der Mensch im Gegensatz zu Säugetieren keinen Zwischenkieferknochen. Oken präparierte menschliche Embryonen und konnte eindeutig zeigen, dass das Os intermaxillare beim Menschen nicht fehlt, sondern im Verlaufe der Embryonalentwicklung so eng mit den Nachbarknochen verzahnt, dass die Nähte nicht mehr erkennbar sind. Die Veröffentlichung dieser Erkenntnis führt allerdings zu einem heftigen Streit mit Johann W. Goethe, der die gleiche Entdeckung bereits 20 Jahre früher machte, sie aber nicht veröffentlichte. Denn Blumenbach erteilte der Doktorarbeit Goethes zu diesem Thema damals eine Abfuhr und hielt die Angelegenheit streng geheim. Später, von Oken überzeugt, entschuldigte sich Blumenbach bei Goethe. Auch in der Wirbeltheorie des Schädels kam Oken später in Prioritätenstreit mit Goethe.

Der ungeheuer fleißige, von der Wissenschaft besessene und von Ideen sprühende Oken konnte sich in Göttingen habilitieren. Materiell ging es ihm allerdings sehr schlecht. Ende 1805 war er völlig ohne Geld und musste von Schelling finanziell unterstützt werden. Eine gewisse Entlastung bot ihm im Sommer 1806 das bescheidene Honorar aus der Publikation der „Zeugung“.

In Göttingen bekam Oken eine Dozentenstelle und lehrte über Biologie, Zeugung und vergleichende Physiologie. Sein unverblümter, an-

schaulicher Stil gefiel den Studenten. Viele Kollegen missbilligten allerdings seine offenen Worte und ausgesprochen streitlustige Suche nach Erkenntnis und manche hielten ihn sogar für verrückt: Man müsse sich ja nur ansehen, wie ihm die zerzausten, schwarzen Locken ins Gesicht fielen, wenn er sich mit rauer Stimme in Rage rede. Nach anderen Quellen schilderten ihn seine Kollegen allerdings als netten und bescheidenen Mann.

Reformen und Ideen

Auch methodisch schlug Oken neue Wege ein. Er verlangte beispielsweise, dass Organismen auch in ihrer natürlichen Umgebung und nicht nur getrocknet oder in Spiritus studiert werden sollten. Seine Exkursionen ans Meer oder in die Berge sollen sehr beliebt bei den Studenten gewesen sein. Es war ihm ein Anliegen, dass möglichst viele Menschen, auch Laien, wissenschaftliche Ergebnisse und Theorien nachvollziehen können. Dazu schuf er eine ganze Flut von deutschen Wortschöpfungen, von denen sich viele, wie etwa Nesthocker, Nestflüchter, Kerbtiere, Lurche und so weiter gehalten haben.

Von Jena nach München und Zürich

Bekanntgeworden durch seine neue Naturphilosophie und seine zahlreichen Publikationen, wird Oken mit 28 Jahren an die Universität Jena gerufen. Hier hatten bereits Größen wie Hegel, Schiller und Fichte gelehrt. Am 30. Juli 1807 wird er zum außerordentlichen Professor für Medizin bei der Gesamtakademie Jena berufen. Er entwickelt eine sehr erfolgreiche Tätigkeit und war ein glänzender, ungemein anregender Dozent; seine Vorlesungen waren die besuchtesten der Universität.

1814 heiratet Oken Louise Stark, die Tochter des Geheimen Hofrates Stark in Jena. Seine Frau und zwei Kinder, Sohn Offo und Tochter Clothilde, teilen mit ihm die kommenden turbulenten und sorgenreichen Jahre.

Während seiner Zeit in Jena erschien eine Reihe von Publikationen wie zum Beispiel die Schriften „Über das Universum als Fortsetzung des Sinnessystems“ (1808) und „Über den Wert der Naturgeschichte, besonders für die Bildung der Deutschen“ (1809) oder sein „Lehrbuch der Naturphilosophie“ (1809). Andererseits erwie-

sen sich viele Gedanken Okens als irrig oder seltsam. Er vertrat zum Beispiel die Meinung, das Weib stehe eine Tierklasse tiefer als der Mann oder der Mensch sei das große Endziel der schaffenden Natur. In seinem „Lehrbuch der Naturgeschichte“ verkündete er 1815: „Der Mensch ist Maß und Messer der Schöpfung, sein Leib mithin Maß und Messer der Tierleiber“. Vier Organsysteme habe der Mensch, Eingeweide, Knochen, Muskeln und Nerven, also gäbe es ebenso viele Hauptklassen der Tiere.

Oken gründete 1816 die Zeitschrift *Isis* (geführt bis 1848) als „Encyclopädische Zeitung“, die die Elemente der Mineralien, Pflanzen, Tiere und das Reich des Geistes umfassen sollte. Ihr Einfluss erstreckte sich bald über ganz Deutschland und veränderte auch Okens Schicksal entscheidend. Die *Isis* sollte zwar kein politisches Blatt sein, doch die veröffentlichten provozierenden, politisch geprägten Artikel schworen großen Ärger mit der Weimarer Republik herauf. Nach Verwarnungen wurde er vor die Wahl gestellt, auf die Professur oder die Herausgabe seiner *Isis* zu verzichten. Oken entschied sich für die Aufgabe seines Lehramts, blieb aber noch neun Jahre in Jena. Er lebte mehr schlecht als recht von der Herausgabe der *Isis*. Familie und Freunde standen zu ihm.

Ende 1827 erhielt Oken eine Professur für Physiologie an der Universität München. Er

sammelte wieder begeisterte Hörer um sich, aber wieder gab es auch Unstimmigkeiten.

1833 ließ er sich von der neu gegründeten Universität Zürich als erster Rektor gewinnen und lebte fortan in der Schweiz. Nach wie vor übte er auf seine Hörer eine starke, nachhaltige Wirkung aus und stand auch bei jüngeren Professoren in hohem Ansehen. Oken starb am 18.11.1851, zehn Tage nach seinem 72. Geburtstag. Seine Studenten ehrten ihren Lehrer mit einem Fackelzug.

Förderer der Naturwissenschaften

Mit dem Ziel, jedem aus dem Volk eine naturwissenschaftliche Bildung zu ermöglichen und die Naturwissenschaft weiter zu bringen, versuchte Oken die Forschungsergebnisse der Zeit allen zugänglich zu machen. Seine Zeitschrift *Isis* war angesehen, mit fast schon internationalem Charakter. Sie wies ein breites Spektrum von Artikeln aus allen Wissenschaftsbereichen auf und verschloss sich auch vor der mikroskopischen Dimension nicht. So wurde beispielsweise 1834 ein umfangreicher Artikel über das Bärtierchen *Macrobiotus hufelandii* veröffentlicht (Abb. 2).

Eine noch breitere Wirkung hatte sein „Lehrbuch der Naturgeschichte“, das noch in Jena

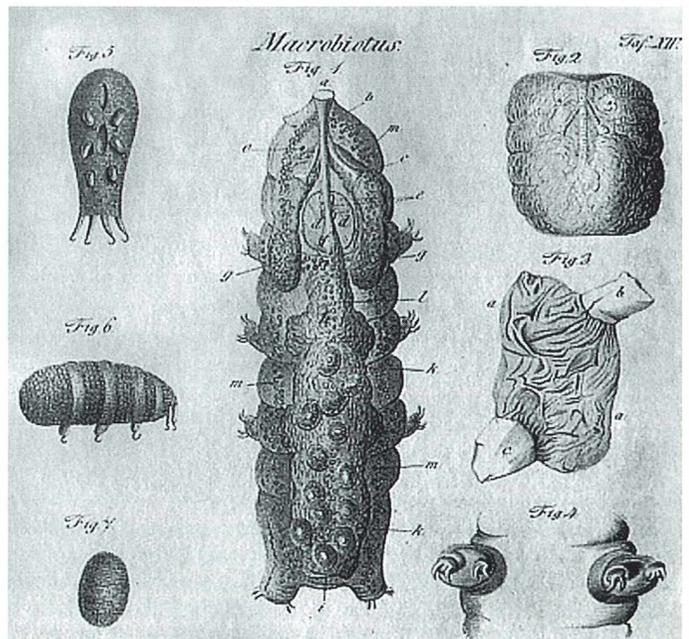


Abb. 2: Zeichnungen des Bärtierchens *Macrobiotus hufelandii* von Herrn Hofrath Schultze aus Greifswald, 1834 in Okens Zeitschrift *Isis* erschienen.

entstand und in späteren Jahren zu einem mehrbändigen Werk ausgebaut wurde, der „Allgemeinen Naturgeschichte für alle Stände“. Von 1833 bis 1845 erschienen 12 Textbände und ein Bildband mit wunderschönen, kolorierten Illustrationen. Es war das bis dahin erste und vollständigste Werk seiner Art. Okens „Allgemeine Naturgeschichte“ wurde später zur Vorlage für die berühmten „Brehms Tierleben“.

Eine weitere große und verdienstvolle Initiative ergriff er 1822, als er die „Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Ärzte“ ins Leben rief. Damit schuf er eine zentrale Einrichtung für Naturforscher und förderte die Verbreitung von aktuellem Wissen. 1822 initiiert er eine erste Tagung der Gesellschaft in Leipzig. Seine Verdienste als Forscher und Förderer der Naturwissenschaften sind reichlich belegt, sein Lehrtalent mitreißend. Er war ein steter Kämpfer für die Freiheit des Einzelnen und die Freiheit der Lehre.

Hinweis: Vom 19.–20. September findet in Offenburg ein Symposium zum 150. Todestag von Lorenz Oken statt. Die Themen werden

sein: „Lorenz Oken in Forschung und Lehre“ und „Von Verantwortung und Freiheit in der Forschung“. Ansprechpartner: Gesellschaft Deutscher Naturforscher und Ärzte, Prof. Dr. J. Nolte, Hauptstr. 5, 53604 Bad Honnef (e-mail: nolte@josefsklinik.de).

Literaturhinweise

- Blum, J.: Lorenz Oken, Naturwissenschaftler und Hochschullehrer. Internet: http://www.oken.org.bw.schule.de/lok_biol.htm
- Breidbach, O., Fliedner, H. J., Ries, K.: Lorenz Oken (1779–1851) – Ein politischer Naturphilosoph. Verlag Hermann Böhlau Nachfolger, Weimar 2001.
- Henschel, U.: Den Geist zu finden sei unser höchstes Ziel. *Geo* 4, 158–176 (2001).
- Kuhn-Schnyder, E.: Lorenz Oken (1779–1851). Erster Rektor der Universität Zürich. Verlag Hans Rohrer, Zürich 1980.

Verfasser: Dr. Renate Radek und Prof. Dr. K. Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin; e-mail: rradek@zedat.fu-berlin.de und hausmann@zedat.fu-berlin.de

Buchbesprechungen

Ruthmann, A.: Evolution und die Vielfalt des Lebens. Shaker Verlag, Aachen 2000, 466 Seiten, 166 Abbildungen, broschiert, DM 68,00, ISBN 3-8265-7006-5.

Es sind bislang viele Bücher über die Evolution geschrieben worden und es werden zahlreiche folgen. Im vorliegenden Werk wird von Prof. Ruthmann, Hochschullehrer i. R. der Universität Bochum, der derzeitige Wissensstand zusammengefasst. Man spürt bei der Lektüre, dass ein erfahrener Hochschullehrer den Text zusammengestellt hat, der Lernenden – und dazu gehören auch die MIKROKOSMOS-Leser – Sachzusammenhänge zu vermitteln weiß.

Thomas Gross, Heidelberg

Aesch, E.: Catalogue of the generic names of ciliates (Protozoa, Ciliophora). Denisia 1, 2001, 350 Seiten, broschiert. öS 760,00, ISSN 1608-8700. Dieses Buch wird direkt vom Biologiezentrum des Oberösterreichischen Landesmuseums, J.-W. Klein-Str. 73, A-4040, Österreich, vertrieben.

Berger, H.: Catalogue of ciliates names. 1. Hypotrichs. Verlag Helmut Berger, Salzburg 2001, 206 Seiten, Taschenbuch, € 31,00, ISBN 3-902147-00-8.

Beide Bücher sind für solche Leser von hohem Interesse, die sich unter wissenschaftlichen Aspekten mit Ciliaten beschäftigen. Hier kann man nach-

schauen, wie die derzeitige korrekte Bezeichnung dieser Einzeller lautet, wobei man bis an die Quellen der Namensgebung zurückgeführt wird. Während sich das Werk von Erna Aesch auf die Bezeichnungen der Gattungen konzentriert, beschäftigt sich das Buch von Helmut Berger zunächst nur mit den Hypotrichen, dies aber bis zu den Artnamen. Es wird angekündigt, dass weitere Publikationen in Arbeit sind, um schlussendlich (hoffentlich) zu einem allumfassenden Katalog der Gattungs- und Artbezeichnungen der Ciliaten zu kommen. Beiden Publikationen kann man eine lange Stand- und somit Gültigkeitsdauer in den Bücherregalen nicht nur taxonomisch arbeitenden Ciliatenforschern vorhersagen.

Klaus Hausmann, Berlin

Eine unkonventionelle Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung

Werner Nachtigall

Im MIKROKOSMOS 2/2001 wurde eine Einrichtung für die sogenannte kritische Beleuchtung beschrieben. Als Beleuchtung dient eine Opalglaslampe nahe der Aperturblende des hochgestellten Kondensators. Sie wird ohne weitere Hilfsmittel von unten mit dem Blitz durchstrahlt. Das Lampenoberteil wirkt dabei als diffuse Leuchfläche, das Unterteil als Streufilter für den Blitz. Es ergibt sich damit eine sehr weiche, ausgeglichene und völlig homogene Ausleuchtung, die gerade farblich fein differenzierte Gewebeschnitte ausgezeichnet darstellt. Der einzige Nachteil der Methodik ist die relative Lichtschwäche der 40-W-Opallampen-Beleuchtung, die bei Verwendung höherer Vergrößerungen und lichtschluckender Phototuben mit Strahlenteiler für die visuelle Beobachtung nicht mehr gut ausreicht. Als preiswerte Alternative mit Vorteilen hat sich das folgende unkonventionelle Verfahren bewährt.

Für die kritische Beleuchtung, deren Vorteile im obengenannten Beitrag dargestellt worden sind, wäre eine völlig homogen und hell leuchtende Flächen-Lichtquelle in der Ebene der Aperturblende ideal. Dies wurde recht gut realisiert mit einem Opalglas-Plättchen im Filterhalter des Kondensators (also sehr nahe der Aperturblenden-Ebene), das mit zwei Hochintensitätsleuchten unter etwa 60° schräg von unten beleuchtet wird. Vor jeder Leuchte ist ein Hitzeschutzfilter, ein leichtes Blaufilter und eine Sammellinse angeordnet.

Beleuchtungsprinzipien

Der Blitz strahlt von unten frei auf das Opalglas-Plättchen. (Durch eine Zylinderlinse und eine Bildlinse läßt sich, wenn erwünscht, eine gewisse Bündelung erreichen.) Diese unkonventionelle Einrichtung bietet einen nicht zu unterschätzenden Vorteil: Die für die visuelle Beobachtung nötigen Blaufilter liegen nicht im Strahlengang des Blitzes. Man kann also auch nicht vergessen, sie vor einer Blitzaufnahme auszuklappen, um bei der Verwendung von Tageslichtfilm blaustichige Aufnahmen zu vermeiden. Das Beleuchtungsschema ist in Abb. 1 dargestellt.

Details der Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung

Als Opalscheibe wurde ein Stückchen käufliches Opalglas benutzt, auf einer glasklaren Trägerplatte von 2,7 mm Dicke ist eine 0,3 mm

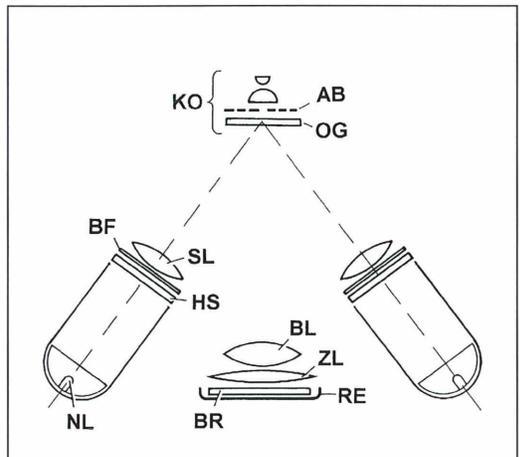


Abb. 1: Prinzipskizze einer kritischen Beleuchtung mit Halogen-Spiegellampen und Blitzbeleuchtung. AB Aperturblende, BF Blaufilter, BL Blitzlinse (optional), BR Blitzröhre, KO Kondensator, HS Hitzefilter, NL Niedervolt-Spiegellampe, OG Opalglas (ersatzweise Mattglas), SL Sammellinse, RE Blitzreflektor, ZL Zylinderlinse (optional).

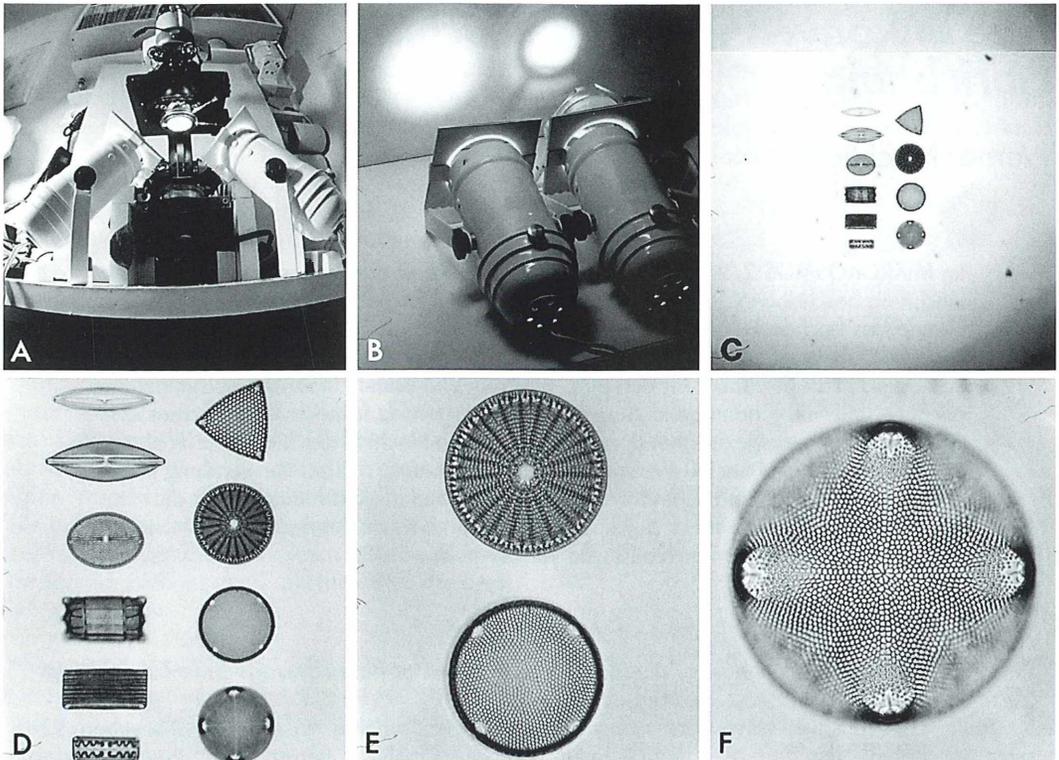


Abb. 2: Realisation der Beleuchtungs-Blitz-Einrichtung und Beispiele für Blitzaufnahmen. A Frontalansicht der Einrichtung, extreme Weitwinkel-Aufnahme; 1. Lampenvorsätze (Hitzefilter, Blaufilter, Linse) hier weggelassen. B Bühnen-Spot Gehäuse mit 50 W, 10° Niedervolt-Spiegellampe, ohne und mit vorgeschalteter Sammellinse 12,5 Dioptrien. C-F Blitzaufnahmen-Beispiele von Meeres-Diatomeen bei zunehmender Vergrößerung.

dicke Opalschicht aufgebracht (Abb. 2B). Das Opalglas wurde mit dem Glaser-Diamanten grob zugeschnitten und auf 32 mm Durchmesser zurechtgeschliffen. Ausreichend und sogar lichtstärker ist auch ein Teil einer leicht matten/milchig wirkenden Kunststoff-Box (für Kühlschränke).

Als Lampen fanden preiswerte Metallgehäuse (Bühnen-Spot) für Halogen-Kaltlicht-Spiegelampeln von 50 mm Durchmesser Verwendung (Conrad-Katalog). Man kann sie mit einem Bügel dreh- und kippbar auf ein Grundbrett schrauben (Abb. 2A). Als Birnen wurden hochintensive Engstrahler (50 W, 10° Typ GX 5,3, silber, Paulmann, 8833.59) benutzt. Ihre Rückseite läßt die Wärmestrahlen zum Gutteil durchtreten, so daß zur Hitzedämpfung ein vorgeschalteter normaler Wärmeschutzfilter

völlig ausreicht. Die Wärmeschutzfilter (5×5 cm, 3,8 mm Dicke) stammten aus dem Ersatzteilhandel für Diaprojektoren. Als leichte Blaufilter wurden die Typen KB 3 (identisch 82 B) verwendet. Sie sorgen für einen neutralen, nicht zu bläulichen Hintergrundeindruck und sind im Fotohandel erhältlich. Die Lichtdämpfung fällt mit einem Verlängerungsfaktor von 1,2 praktisch nicht ins Gewicht.

Die Lampengehäuse besitzen an der Frontseite einen einsteckbaren Blechvorsatz von 6,5×6,5 cm mit einer zentralen Öffnung von 4,5 cm Durchmesser. An diesem Blechteil können mit vier Bohrungen in den Ecken Langschrauben befestigt werden, die über Zwischenröhrchen oder Muttern und Beilagscheiben die drei Vorsätze halten, nämlich Wärmeschutzglas, Blaufilter und Hilfslinse. Als optimale Hilfslinse

hat sich für die gegebenen Abstandsverhältnisse eine Bikonvexlinse von 8 cm Brennweite (12,5 Dioptrien) ergeben; sie erhöht die Helligkeit auf einer Fläche von etwa 2 cm Durchmesser deutlich. Man bekommt diese Linse als Kunststoff-Preßteil in mitgepreßtem Vierkantrahmen für wenige Mark als Taschen-Klapplupe in Schreibwarengeschäften.

Mit zwei derartig bestückten Leuchten kann das Opalglass-Plättchen nahe der Blendenebene des Kondensors zu glänzend-hellem Leuchten gebracht werden. Es erfüllt so in fast idealer Weise die Voraussetzungen einer kritischen Beleuchtung, nämlich die Existenz einer flächigen Lichtquelle in der Aperturebene.

Auch mit lichtschluckendem Phototubus und bei starker Blendung kommt man mit dem 40× Trockenobjektiv oder der 100× Ölimmersion zu hellen Gesichtsfeldern. Die Beleuchtung wirkt so angenehm wie in der Einleitung bei der Charakterisierung der Opal-Birne ausgeführt.

Als Blitz wurde ein Olympus T34-Blitz verwendet. Mit einer Zylinderlinse und einer Hilfslinse (Abb. 1, 2A) konnte eine deutliche Intensitätserhöhung auf dem Opalglassplättchen erreicht werden. Dies ist von Vorteil, da dieses Plättchen durch Diffusion den Blitz sehr stark schwächt, so daß er mit langer Blitzzeit arbeitet, die für bewegte Objekte dann nicht mehr ausreicht. In solchen Fällen ist ein leichtes Mattfilter statt des Opalglassplättchens gün-

stiger. Hiermit beleuchtet der Blitz bei 20×-Objektiv und mittlerer Blendung etwa mit 1/20000 Sekunde. Die Verwendung solcher Linsen hat aber auch Nachteile. Bei schwacher Vergrößerung kann die Blitzintensität schon heller sein, als daß sie von der Automatik bewältigt werden könnte: Selbst mit kürzester Belichtungszeit ist der Blitz dann noch zu hell. Es empfiehlt sich in solchen Fällen die Verwendung eines Graufilters, den man einfach auf die Blitzröhren-Abdeckung legen kann.

Bildbeispiele

Die Teilabbildungen 2C-F zeigen einige ausgewählte Beispiele, alle mit hochstehendem Kondensator und auf $\frac{2}{3}$ geschlossener Aperturblende fotografiert. Die weiche, homogen ausleuchtende und fein differenzierende Blitzbeleuchtung überzeugt bei allen Vergrößerungsstufen.

Literaturhinweise

Conrad-Katalog „Elektronik-Welt 2001“. Klaus Conrad-Str. 1, 92240 Hirschau.
Nachtigall, W.: Kritische Beleuchtung mit Opal-Birnen und Blitzanpassung. *Mikrokosmos* 90, 117-119 (2001).

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

Anzeige



**Zum Greifen nah
und doch noch fern ...**

... WILDNIS IN DEUTSCHLAND

Wir wollen der Natur ein Stück Deutschland zurückgeben. Zur freien Verfügung. Schreiben Sie uns, wenn Sie mehr wissen wollen zu WILDNIS IN DEUTSCHLAND.

Bund für Umwelt und Naturschutz
Deutschland e.V. • Am Köllnischen
Park 1 • 10179 Berlin •
Fax: 030-27 58 64 40

Aquatische Organismen im Internet

Vor einiger Zeit bekamen wir eine Anfrage von unserem MIKROKOSMOS-Leser Heinz Kauderer aus Scheibbs, Österreich, der darum bat, Internet-Adressen zum Thema Teichbiologie und Ähnlichem abzudrucken.

Wir haben nun eine kleine Auswahl von Adressen herausgesucht, die limnologische oder marine Inhalte betreffen. Bei speziellen Fragen sollte man mit allgemeinen Suchmaschinen arbeiten, die in der Regel Etliches an Infor-

mationen ausfindig machen. Unter den folgenden Adressen können Informationen von Gesellschaften und Instituten, aus biologisch orientierten Suchmaschinen und zu verschiedenen Organismengruppen bezogen werden:

| http:// | Web-Site der Institution |
|--|---|
| www-3.igb-berlin.de www.aslo.org www.fba.org.uk www.mpil-ploen.mpg.de www.uga.edu/protozoa www.cells.de | Deutsche Gesellschaft für Limnologie American Society of Limnology and Oceanography Freshwater Biological Association Max-Planck-Institut für Limnologie Society of Protozoologists Institut für den Wissenschaftlichen Film (online-Dienst zur Zellbiologie) |

| http:// | Biologie-Suchmaschinen |
|--|--|
| www.biologie.de/ www.biofinder.org/ mcb.harvard.edu/BioLinks.html etd.pnl.gov:2080/hydroweb.html | Wissenschaft-Online Biofinder Biology Links der Harvard Universität Hydrology Web |

| http:// | Institution/Projekt | Organismen |
|--|--|---|
| www2.fimr.fi/project/algaline/algaline.htm www.marbot.gu.se/SSS/SSShome.htm www.liv.ac.uk/ciliate/ www.bio.net/hypermail/PROTISTA/ www.watermite.de www.aquanet.com www.baertierchen.de | Baltic Sea Alg@Line Department of Marine Botany, Göteborg University, Sweden Planktonic Ciliate Project Protisten Newsgroup European Watermite Research Aquatic Network Martin Mach | Algen Marine Algen und Protozoen der Ostsee Ciliaten Protisten Neuigkeiten Wassermilben Fische, Aquakultur Bärtierchen (Tardigraden) |

Diese Internet-Adressen sind nur eine kleine Auswahl aus der Vielfalt des World Wide Webs. Es wäre schön, wenn wir von MIKROKOSMOS-Lesern, die gute Internetseiten kennen, weitere Anregungen bekommen könnten. Viel Spaß beim Stöbern und Surfen.

Redaktion MIKROKOSMOS

Schwammnadeln – Ein Skelett aus Glas

Christine Hanna Lydia Schönberg

Wer gerne mikroskopiert, sollte sich einen Blick in die bizarre Welt der Schwammnadeln gönnen. Schwammnadeln können in den vielfältigsten Formen ausgebildet sein. Diese Formenvielfalt wird bei der Artbestimmung benutzt. Die Skelettelemente der Hornkiesel Schwämme bestehen aus Silikat, das heißt, aus einer glasartigen Substanz. Es verwundert daher nicht, dass viele Eigenschaften eines solchen Schwamm-Skeletts denen von Glas ähnlich sind.

Schwämme bewohnen weltweit Meere, Flüsse und Seen, und sind vom Flachwasser bis in die Tiefsee und vom Äquator bis an die Pole verbreitet. Sie sind wichtige Bodenbewohner, die verschiedene Funktionen in ihrem Lebensraum erfüllen. Ihr wissenschaftlicher Name Porifera bedeutet Porenträger. Sie pumpen und filtern Wasser durch ein Kanalsystem im Körperinneren und reinigen es, bereiten Nährstoffe auf und werden auch selbst gefressen (für Menschen sind Schwämme allerdings ungenießbar). Sie bieten kleineren Organismen wie Würmern und Fischlarven ein Siedlungssubstrat, das durch die vielen Poren und Kanäle versteckt bietet. Schwämme übernehmen in vielen Biotopen eine Schlüsselrolle.

Skeletttypen

Je nach Skelettmaterial und -aufbau unterscheidet man zwischen Kalk- (Calcarea), Hornkiesel- (Demospongiae) und Glasschwämmen (Hexactinellida; Bergquist, 1978). Hornkiesel- und Glasschwämme haben ein Silikatskelett. Das Material ist dem uns bekannten Glas sehr ähnlich. Das Skelett besteht aus vielfältigen Nadelchen, die je nach Art anders geformt sind und zur Artbestimmung herangezogen werden (Hornkiesel Schwämme: Abb. 1 und 2a–f). Die meisten bekannten Schwammarten gehören den Hornkiesel Schwämmen an, auch unsere heimischen Süßwasserschwämme. Süßwasserschwämme haben zum Teil sehr ähnliche Skelettmerkmale, so dass sie nur mithilfe ihres Gemmula-Skeletts unterschieden werden können (Saller, 1990). Gemmulae sind kleine,

kugelförmige Dauerstadien, die ähnlich funktionieren wie eine Pflanzen-Samenkapsel. In ihre harte Schale sind ganz spezielle, sehr kleine Skelettnadeln eingelagert, die zur Identifizierung der Süßwasserschwämme herangezogen werden (Langenbruch, 1984).

Man unterscheidet zwischen den größeren Megaskleren und den kleinen Mikrosklern (Abb. 1). Megaskleren sind in der Regel zwischen 1 mm und 100 µm lang, Mikrosklern meist unter 100 µm. Der Größenunterschied ist jedoch relativ und kann über die angegebenen Maße hinausgehen. Gewöhnlich kann man aber sehr deutlich erkennen, wenn ein Schwamm beide Nadeltypen besitzt (Abb. 2e). Megaskleren sind generell überall im Körper eingelagert, während Mikrosklern oft feinere Strukturen, wie Membranen stützen.

Schwammnadeln als Skelettelemente

Das Schwamm skelett stabilisiert wie auch in anderen Tieren das Gewebe. Schwämme haben keine so klar definierte Körperform wie zum Beispiel Wirbeltiere, und ihr Skelett bedingt nicht im gleichen Maße die äußere Form (Abb. 3a). Jedoch stützen die Nadeln das Poren- und Kanalsystem und halten es offen (Abb. 3b–c). Das ist für den Schwamm lebenswichtig, da das Kanalsystem zur Atmung, Nahrungsaufnahme und Ausscheidung dient. Ein Hornkiesel Schwamm besteht aus einem Kompositmaterial: aus dem weichen Gewebe, einer bindegewebsartigen Hornsubstanz (Spongin) und den harten Nadelchen (Weißenfels, 1978, 1989). Je nachdem, welcher Anteil favorisiert

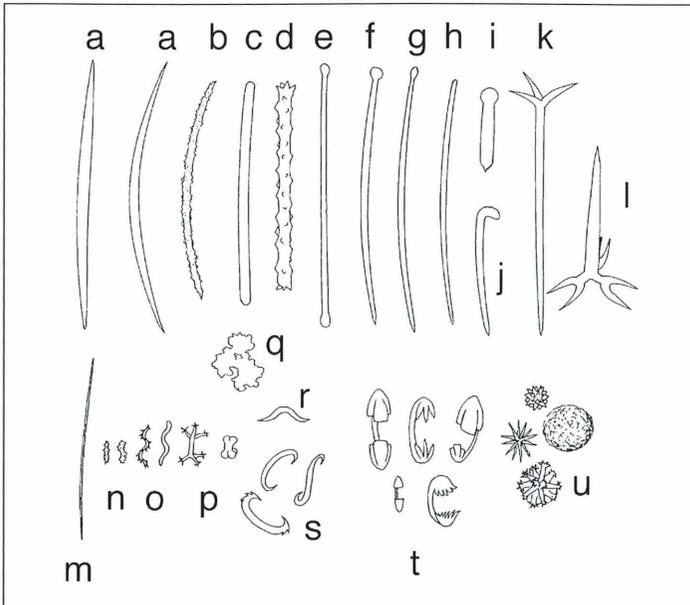


Abb. 1: Eine Auswahl von Skelettnadeltypen, die häufig in Hornkieselschwämmen vorgefunden werden. Oben: Megaskelernen. Unten: Mikroskelernen (nicht im gleichen Maßstab gezeichnet). a: Oxeas. b: Acanthose (bedornete) Oxea. c: Strongyle. d: Acanthose Strongyle. e: Tylole. f: Tylostyle. g: Subtylostyle. h: Style. i: Mucronate Tylostyle. j: Rhabdostyle. k: Plagioriaene. l: Dichotriaene. m: Microxea. n: Mikrorhabde. o: Spiraster, acanthos und glatt, vermiform. p: Amphiaster, delikate und nodulose Form. q: Desma. r: Toxa. s: Sigmast. t: Chelae. u: Asters.

wird, bekommt der Schwamm andere Eigenschaften. Durch hohe Spongin-Anteile wird der Schwamm elastischer und reißfester, durch hohe Anteile des mineralischen Skeletts wird er zwar insgesamt fester, kann aber leicht brechen. In stürmischen Jahreszeiten können Schwämme einen höheren Skelettanteil und durchschnittlich etwas größere Skelettelemente ausbilden, um der Belastung durch stärkere Wasserbewegung zu begegnen (Palumbi, 1984, 1986; Schönberg und Barthel, 1997). In vielen Schwämmen liegen die Skelettnadeln kreuz und quer im Gewebe (Abb. 3b und d). In anderen Schwämmen können Nadeln jedoch auch in bestimmten Anordnungen verteilt sein und zum Beispiel eine Rindenschicht ausbilden, die die Oberfläche nach außen hin besonders schützt (Abb. 3c und e).

Neben den arteigenen Skelettnadeln werden manchmal andere Elemente im Schwammgewebe gefunden. Einige Schwämme nehmen Sedimente auf, die zur zusätzlichen Festigung eingelagert werden (z.B. Teragawa, 1986). Andere stehen sich sozusagen Nadeln bei ihren Nachbarn, um selber weniger Nadeln ausbilden zu müssen (Kleptospicula; Schönberg, 2000).

... als Abwehreinrichtungen

Eine weitere Aufgabe des Schwammskeletts ist die Abwehr. Trifft ein Schwamm beim Wachsen auf einen Nachbarn, dann baut er mithilfe von Schwammnadeln und Spongin eine Wand, um sich abzugrenzen (Abb. 3f; van de Vyver und Barbieux, 1983). Außerdem schützt das Skelett gegen einige Fressfeinde. Natürlich gibt es Spezialisten, denen es nichts ausmacht, diese wie mit Glaswolle gespickten Organismen zu fressen (Abb. 3b–e). Einige Schnecken können die Zellen zwischen den Nadeln regelrecht herauslutschen, und Fische und Schildkröten beißen sich ganze Stücke Schwamm heraus, ohne daran Schaden zu nehmen (Abb. 3a). Trotzdem schreckt es eine ganze Reihe von weiteren Interessenten ab, die einer solchen mineralhaltigen Mahlzeit nicht viel Freude abgewinnen können.

... als Verankerungseinrichtungen

Schwämme, die auf Hartgrund wachsen, können sich mit Spongin auf der Unterlage festkitten (Weißenfels, 1978). Schwämme, die mit

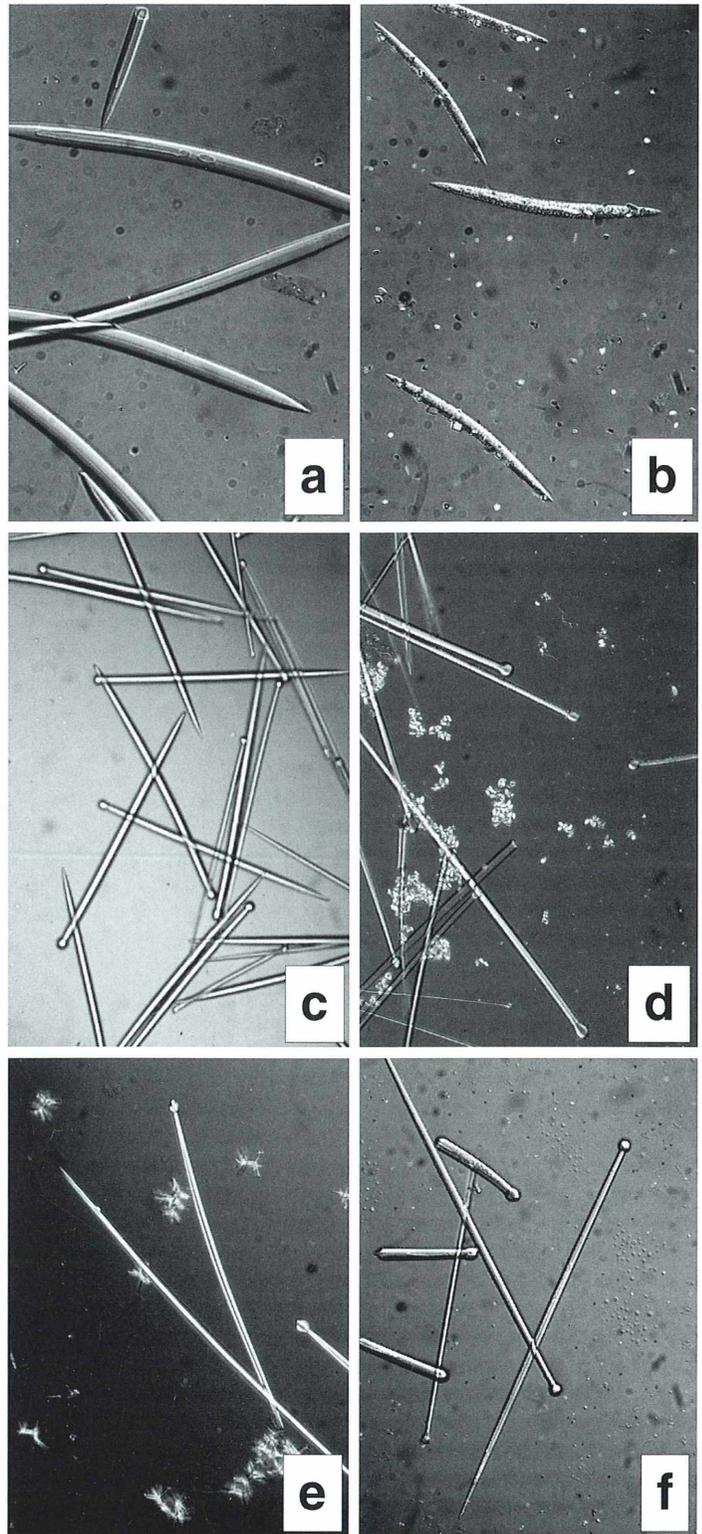
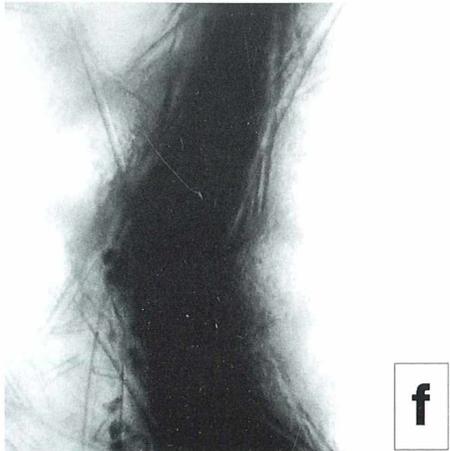
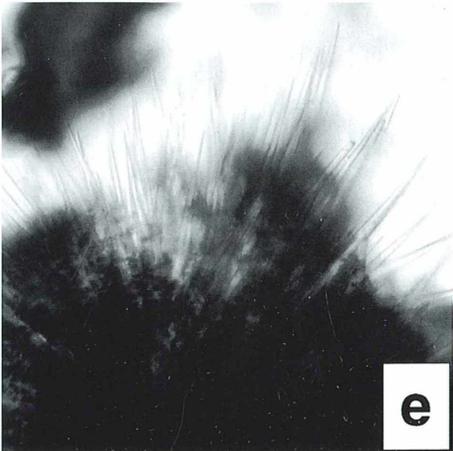
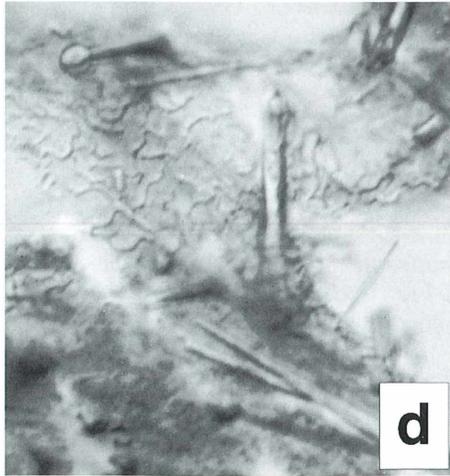
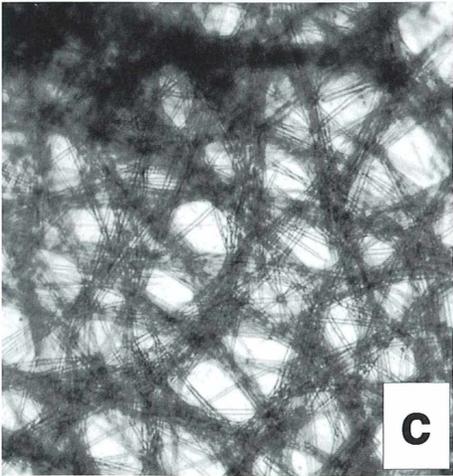
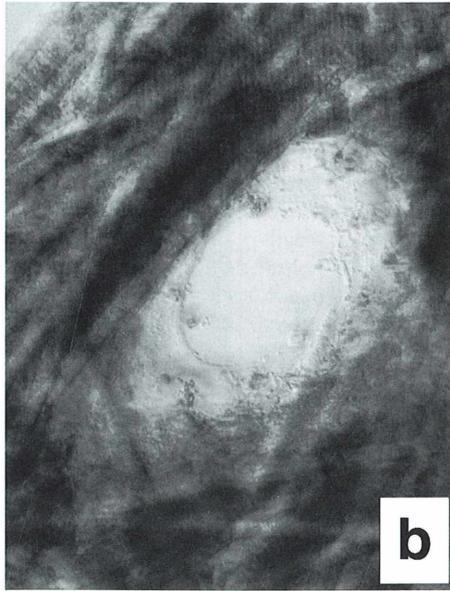
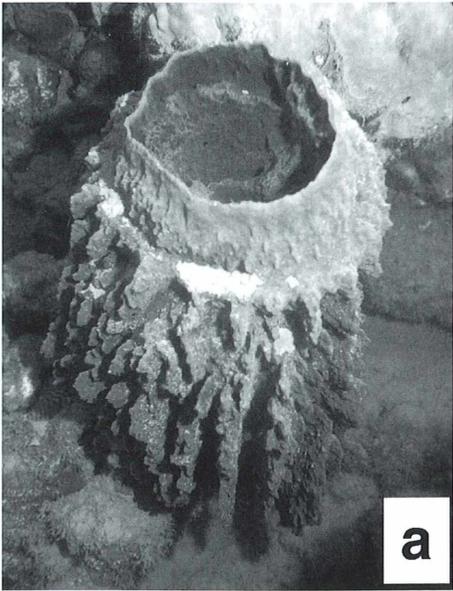


Abb. 2: Beispiele von der mikroskopischen Erscheinung häufig auftretender Skelettnadeltypen von Hornkiesel-schwämmen. a: Oxeas von *Aka mucosa*. Vergr. 40 \times . b: Acanthose (bedornzte) Oxeas von *Pione vastifica*. Vergr. 20 \times . c-d: Tylostylen von *Cliona orientalis*. Vergr. 20 \times . e: Tylostylen (Mega-skleren) und Amphiaster (Mikro-skleren) von *Cliothisa hancocki*. Vergr. 20 \times . f: Tylostylen einer unbekanntem australischen Schwammart, in zwei Größenklassen. Vergr. 20 \times .



weichem Schlamm Boden zurechtkommen müssen, hätten ohne ihre wurzelartig verlängerten Skelettnadeln das Problem, leicht ausgewaschen zu werden. Besonders von Tiefseeschwämmen sind die langen, ausgezogenen Glasbüschel bekannt, die wie ein Bart weit aus dem unteren Schwammkörper herausragen und den Schwamm im Schlamm verankern (Barthel und Tendal, 1993).

... als Lichtleiter

Lange, gerade Schwammnadeln bündeln das Licht wie Glasfasern. Man hat festgestellt, dass das Licht so tief in das Schwammgewebe eindringen kann, als es ohne die eingelagerten Kieselnadeln möglich gewesen wäre. Man vermutet, dass hierdurch das Licht zu im Schwammgewebe wohnende Symbionten geleitet wird, die das Licht zur Photosynthese brauchen (Abb. 4a; Gaino und Sarà, 1994; Cattaneo-Vietti *et al.*, 1996).

... als Beutefangstrukturen

Der Höhlenschwamm *Asbestopluma* im französischen Mittelmeer hat ganz spezielle Schwammnadeln ausgebildet. Seine leicht gebogenen Mikroskleren ragen etwas aus dem Gewebe heraus und bilden eine Art Klettfäche. Darin verfangen sich kleine planktische Tiere, die der Schwamm mit Körpergewebe

umgibt und verdaut (Vacelet und Boury-Esnault, 1995). Da Schwämme normalerweise Filtrierer sind, hat dieser Raubschwamm bei seiner Entdeckung viel Aufsehen erregt.

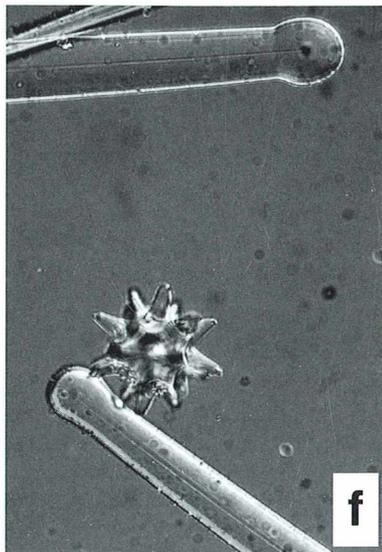
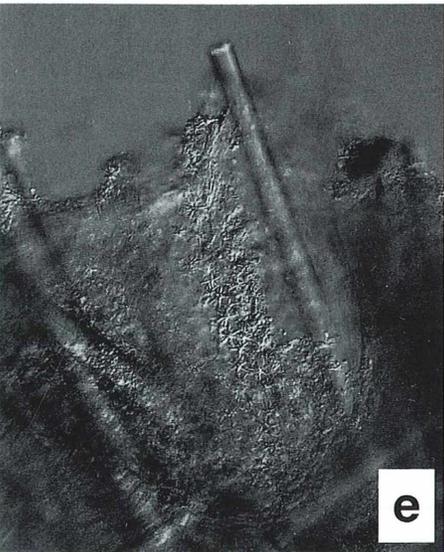
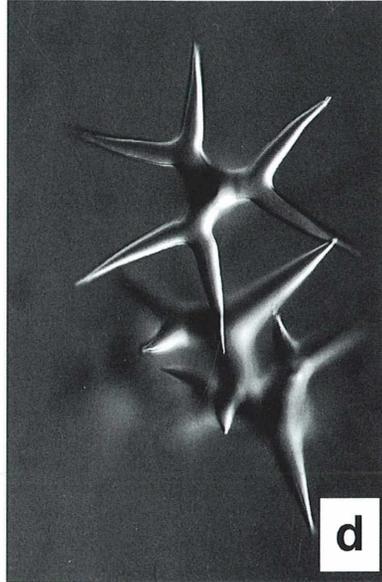
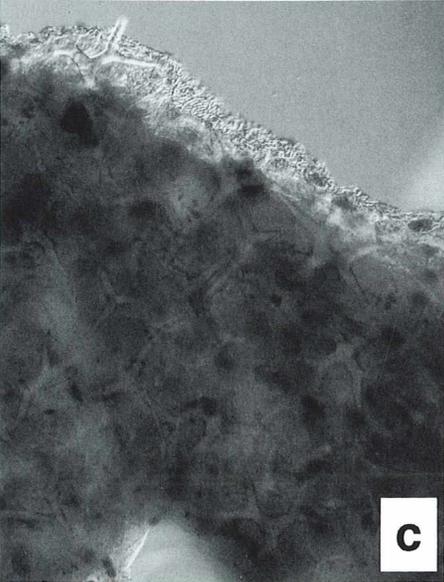
Bildung von Schwammnadeln

Es gibt recht gute Kenntnisse, wie Schwammnadeln gebildet werden. Spezialisierte Zellen in Hornkieselchwämmen legen zuerst organische Fäden an, um die dann in Schichten Silikat abgelagert wird (Lévi, 1963; Weißenfels und Landschoff, 1977; Uriz *et al.*, 2000). Der Faden ragt in jeden Seitenast und bestimmt die Form der Nadel (Garrone *et al.*, 1981). Man kann ihn auch in fertig ausgebildeten Silikatnadeln erkennen (Abb. 2a und 4f). Wird der Faden während der Ausbildung verbogen oder zerrissen, so kommt es zu Nadelmissbildungen (Abb. 5a). Andere Nadelmissbildungen sind durch hohe Temperaturen oder Einfluss von Chemikalien möglich (z. B. Richelle-Maurer *et al.*, 1994). Hierbei sind insbesondere kugelige Beulen bekannt (Abb. 5b).

Mikroskopische Untersuchung

Wer sich Schwammnadeln unter dem Lichtmikroskop ansehen will, hat verschiedene Möglichkeiten. Von einigen Schwammarten lassen sich gute Querschnitte herstellen. Andere Schwämme sind so weich, dass man besser

◀ **Abb. 3:** Abbildungen zur Veranschaulichung der Funktion von Schwammnadeln. a: Ein großes, tonnenförmiges Individuum von *Xestospongia testudinaria* am Großen Barriereriff (etwa 70 cm hoch). *X. testudinaria* hat ein verhältnismäßig festes, dichtes Gewebe mit einem hohen Skelett- und Sponganteil. Der obere Rand war wahrscheinlich von einer Schildkröte abgefressen und ist nachgewachsen. b: Bündel von Megaskleren halten einen Kanal im Schwammkörper offen und stützen ihn (*Cliona orientalis*). Vergr. 100×. c: Oberflächengewebe, das von *Halichondria panicea* abgezupft wurde (aus der Ostsee). Vergr. 10×. Die Nadeln liegen parallel zur Oberfläche und sind netzartig angeordnet. Sie sparen die Bereiche der Ein- und Ausstromöffnungen aus. Im Winter, wenn im Sammelgebiet Stürme auftreten, ist das Nadelnetz besonders dicht und schützt den Schwamm vor Abrieb durch aufgewirbelte Sedimente. d: In *Cliona orientalis* sind die Mikroskleren (wellenförmige Spiraster) besonders auf Gewebsoberflächen und auf Membranen zu finden. Der megasklere Nadeltyp ist die Tylostyle. Vergr. 40×. e: In der Oberfläche von *Cliona orientalis* sind die Nadeln im rechten Winkel zur Oberfläche angeordnet. Sie sind mit einem Köpfchen im Gewebe verankert und ragen mit der Spitze aus der Oberfläche heraus (Tylostyle in hispider Pallisaden-Anordnung). Vergr. 20×. Hierin verfährt sich feines Material, das den Schwamm tarnt. Zusätzlich erscheint es wenig attraktiv, in eine solche Oberfläche zu beißen. Trotzdem hat *Cliona orientalis* Fressfeinde. f: *Halichondria panicea* siedelt in der Ostsee meistens auf Rotalgen. Hier kann man oft beobachten, dass der Schwamm eine abgrenzende Schicht aus Spongium und Oxeas gegen die von ihm besiedelte Alge anlegt. Vergr. 20×.



fährt, ein Stückchen Gewebe vom Körper zu zupfen und zwischen Objektträger und Deckgläschen zu zerquetschen. Sowohl in Querschnitten als auch in Quetschpräparaten kann man oft gut die Anordnung der größeren Nadeln im Gewebe erkennen. Diese Methode ist jedoch für die Betrachtung von Mikrosklenen ungeeignet. Sie sind zu klein und werden vom Gewebe verdeckt (Abb. 4a–f). Wer Zugang zu einer Abzugshaube hat (giftige Gasentwicklung!), kann mit konzentrierter Salpetersäure das Schwammgewebe auflösen, so dass nur die Kieselnadeln übrigbleiben. Für Kalkschwämme benutzt man Wasserstoffperoxid, da die Säure auch die Kalknadeln angreifen würde. Man zupft ein kleines Stück Schwammgewebe ab (1–2 mm²) und löst es in einem Reagenzglas oder auf einem Objektträger auf, den man mit einer Holzklammer festhält (Schönberg, 1999). Man gibt 2–3 Tropfen Säure auf das Gewebe und erwärmt es leicht. Bei der Erhitzung von Glasschwamm-Präparaten muss man sehr vorsichtig sein. Die sehr großen Kieselnadeln enthalten Luft, die sich beim Erwärmen ausdehnt und die Nadeln sprengen kann. Wenn man Zeit hat, kann der Vorgang auch kalt ablaufen. Die Säure zerfrisst das Gewebe und legt die Nadeln frei. Zur Klärung des Präparates spült man auf dem Objektträger mit absolutem Alkohol nach und brennt ihn ab. Nun liegen die Skelettnadeln auf dem Objektträger und können in Wasser, Glycerin oder einem im Laborhandel erhältlichen Einbettungsmittel betrachtet werden. Arbeitet man mit Säure und einem Säure-Alkohol-Gemisch, sollte man unbedingt Gummihandschuhe, Schutzbrille und Laborkittel tragen, denn bei der Reaktion kann es kochen und spritzen, was gelbe Flecken auf die Haut und Löcher in die Kleidung ätzen und Augenverletzungen hervorrufen kann. Die so präparierten Schwammnadeln können unter dem Lichtmikroskop betrachtet werden, eignen sich aber auch hervorragend für die

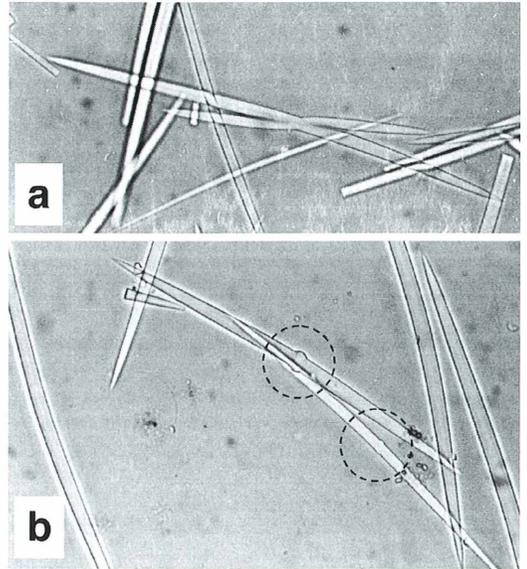


Abb. 5: Nadelmissbildungen, die häufig in *Halichondria panicea* aus der Kieler Bucht der Ostsee beobachtet wurden. Vergr. 40×. a: Verzweigende Formen von Oxeads traten besonders im Winter auf, wenn die Wasserbewegung stark war und die Zentralfäden wahrscheinlich während der Ausbildung beschädigt wurden. b: Im Sommer kam es oft zu Schwellungen an den Nadeln, häufig an der Schaftmitte. (Der Nachdruck von Abbildung 5b erfolgte mit freundlicher Genehmigung des Springer Verlages, Heidelberg.)

Rasterelektronenmikroskopie. Unter dem Phasenkontrastmikroskop kann man mit der Nomarski-Prisma-Schraube wunderschöne Effekte erzielen. In den Glasnadeln brechen sich alle Regenbogenfarben und verföhren leicht zum Abschweifen von der wissenschaftlichen Arbeit. Eine solche Pause rechtfertigt sich jedoch ohne weiteres durch die Freude an den farbenfrohen Effekten.

◀ **Abb. 4: Gewebspräparationen im Vergleich mit herausgelösten Nadeln der jeweils gleichen Schwammart (alle Proben von unbekanntem Schwammarten vom australischen Großen Barriereriff). a: Körpergewebe eines Schwamms mit Algen (schwarze Flecken unten) und gut erkennbaren Speicherzellen (graue Kugeln). Vergr. 20×. b: Mikrosklenen in diesem Schwamm sind Anisochelae (ungleichförmige Chelae). Vergr. 40×. c: Sehr stark sklerotisiertes Gewebe. Vergr. 20×. d: Die Megaskleren sind verzweigte Triänen. Vergr. 40×. e: Stark sklerotisiertes Gewebe. Vergr. 40×. f: Die Megaskleren sind Tylostylen, die Mikrosklenen Sterraster. Vergr. 100×.**

Danksagung

Ich bedanke mich bei dem „Meister der Formate“, P. Rumm.

Literaturhinweise

- Barthel, D., Tendal, O. S.: The sponge association of the abyssal Norwegian-Greenland Sea: species composition, substrate relationships and distribution. *Sarsia* 78, 83–96 (1993).
- Bergquist, P. R.: Sponges. Hutchinson & Co, London 1978.
- Cattaneo-Vietti, R., Bavestrello, G., Cerrano, C., Sarà, M., Benatti, U., Giovine, M., Gaino, E.: Optical fibres in an Antarctic sponge. *Nature* 383, 397–398 (1996).
- Gaino, E., Sarà, M.: Siliceous spicules of *Thethya seychellensis* (Porifera) support the growth of a green alga: a possible light conducting system. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 108, 147–151 (1994).
- Garrone, R., Simpson, T. L., Pottu-Boumendil, J.: Ultrastructure and deposition of silica in sponges. In: Simpson, T. L., Volcani, B. E. (eds.): Silicon and siliceous structures in biological systems, pp. 491–521. Springer Verlag, Berlin 1981.
- Langenbruch, P. F.: Vergleichende rasterelektronenmikroskopische Darstellung der Gemmulaschalen von *Ephydatia fluviatilis*, *E. muelleri* und *Spongilla fragilis* (Porifera). *Zoomorph.* 104, 79–85 (1984).
- Lévi, C.: Sclérobastes et spiculogénèse chez une éponge siliceuse. *C. R. Hebd. Séance Acad. Sci. Paris* 256, 497–498 (1963).
- Palumbi, S. R.: Tactics of acclimation: morphological changes of sponges in an unpredictable environment. *Science* 225, 1478–1480 (1984).
- Palumbi, S. R.: How body plans limit acclimation: responses of a demosponge to wave force. *Ecology* 67, 208–214 (1986).
- Richelle-Maurer, E., Dégouenne, Y., Van de Vyver, G., Dejonghe, L.: Some aspects of the ecology of Belgian freshwater sponges. In: van Soest, R. W. M., van Kempen, T. M. G., Breakman, J.-C. (eds.): Sponges in time and space, pp. 341–350. Balkema, Rotterdam 1994.
- Saller, U.: Vergleichende Darstellung der Skelet-Elemente und der Gemmula-Schalen von Süßwasser-Schwämmen (Porifera, Spongillidae). *Abh. naturwiss. Ver. Hamburg* 31–32, 175–183 (1990).
- Schönberg, C. H. L.: An improved method of tissue digestion for spicule mounts in sponge taxonomy. *Mem. Queensland Mus.* 44, 533–539 (1999).
- Schönberg, C. H. L.: Bioeroding sponges common to the Australian Great Barrier Reef: descriptions of three new species, two new records, and additions to two previously described species. *Senckenbergiana marit.* 30, 161–221 (2000).
- Schönberg, C. H. L., Barthel, D.: Inorganic skeleton of the demosponge *Halichondria panicea*. Seasonality in spicule production in the Baltic Sea. *Mar. Biol.* 130, 133–140 (1997).
- Teragawa, C. K. T.: Particle transport and incorporation during skeleton formation in a keratose sponge: *Dysidea etheria*. *Biol. Bull.* 170, 321–334 (1986).
- Uriz, J., Turon, X., Becerro, M. A.: Silica deposition in demosponges: spiculogenesis in *Crambe crambe*. *Cell Tissue Res.* 301, 299–309 (2000).
- Vacelet, J., Boury-Esnault, N.: A carnivorous sponge. *Nature* 373, 333–335 (1995).
- van de Vyver, G., Barbieux, B.: Cellular aspects of allograft rejection in marine sponges of the genus *Polymastia*. *J. Exp. Zool.* 227, 1–7 (1983).
- Weißenfels, N.: Biologie und mikroskopische Anatomie der Süßwasserschwämme (Spongillidae). Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1989.
- Weißenfels, N.: Bau und Funktion des Süßwasserschwammes *Ephydatia fluviatilis* L. (Porifera). 5. Das Nadelskelet und seine Entstehung. *Zool. Jb. Anat.* 99, 211–223 (1978).
- Weißenfels, N., Landschhoff, H.-W.: Bau und Funktion des Süßwasserschwammes *Ephydatia fluviatilis* L. (Porifera). 4. Die Entwicklung der monaxonalen SiO₂-Nadeln in Sandwich-Kulturen. *Zool. Jb. Anat.* 98, 355–371 (1977).

Verfasserin: Dr. C. H. L. Schönberg,
Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, Arbeitsgruppe Zoosystematik & Morphologie, Fachbereich 7 – Biologie, Geo- & Umweltwissenschaften, D-26111 Oldenburg,
Tel. 04 41/7 98 33 73, Fax 04 41/7 98 31 62,
e-mail: christine.schoenberg@mail.uni-oldenburg.de

Anzeige



**Ohne Seen gehen
Flußpferde
baden!**

Living Lakes:
Eine Zukunft für
die Seen der Welt.

**Helfen Sie mit!
Fordern Sie unsere
Informationen an.**

Global Nature Fund, Güttinger Str. 19, 78315 Radolfzell



Nachricht

15 Jahre Berliner Mikroskopische Gesellschaft 3. Berliner Mikroskopierwoche in Kleinmachnow

Ein Hauch von Paradies liegt über der Szene. Die Nobelherberge im idyllischen Berliner Umland, der Tagungssaal mit nagelneuen Axiostar-Mikroskopen (ein Dankeschön dem Hause Zeiss!), das Sortiment anregender Programmpunkte – solche Eckdaten stimmen die circa 25 Teilnehmer der 3. Berliner Mikroskopierwoche in Kleinmachnow (7.5.–13.5. 2001) vor den südlichen Toren Berlins eine strahlend schöne Maiwoche lang euphorisch.

Spermatogenese und Regenwurmparasiten am Montag

Prof. Dr. H. D. Pfannenstiel eröffnet das Kaleidoskop der Themen am Montag mit der verzwickten Entwicklungsstory des Endoparasiten *Monocystis agilis* sowie der Spermatogenese in den Samenblasen des Regenwurms (Abb. 1). Mag die Detailfülle fast alte Prüfungsängste erwecken – sofort wird es spannend bei der Phako-Fahndung nach Gamonten, Gameten, Sporocysten und Sporocysten-Cysten. Ideal die mikroskopische Videoprojektion parallel zur eigenen Beobachtungsarbeit (alles perfekt inszeniert von den BMG-Mitgliedern B. und G. Beyer-Meklenburg und M. und G. Zahrt).

Auch der Dienstag beginnt mit Parasiten

Diesmal serviert Frau Dr. R. Radek (Redaktion MIKROKOSMOS) hauptberuflich Organismen aus verschiedenen Schabenarten auf den Objektträgern der Teilnehmer: Gregarinen, Nephridiophagen, Nematoden und Ciliaten (Abb. 2). Das Thema er-

weist sich als so fesselnd, dass einige (abgetötete) Schaben zur häuslichen Hobbypflege mit in die Schweiz genommen werden sollen. Bier-ernstes Diskussionsthema beim abendlichen Umtrunk: Gibt es Probleme mit den Einfuhrbestimmungen?

Welche anatomischen und physiologischen Anpassungen lassen die hochspezialisierten Pflanzen der Salzwiese erkennen? Zu diesem Thema hat Dr. E. Lühje Probenmaterial von der Nordseeküste sowie Mikrodiatome mitgebracht (Abb. 3). Für die Teilnehmer heißt das: Zur Klinge greifen, Handschnitte anfertigen und färben, um die evolutiven Umgestaltungen des Standardblattes in ein sturmflutfestes Spezialorgan nachvollziehen zu können. Eingebettet in die liebenswürdige Schöpfungsgeschichte des Zeichners Jean Effel kann sich dieses einzige botanische Thema der Veranstaltung erfolgreich behaupten.

„Filme und Videos aus dem Mikrokosmos“ von Prof. Dr. K. Hausmann vermögen unter anderem die Wasserausscheidung beim Pantoffeltierchen höchst anschaulich vor Augen zu führen. Der (allen MIKROKOSMOS-Lesern wohlbekannte) Referent wird es verzeihen, wenn ihm hier mitgeteilt wird, dass sich abends im „Zille-Keller“ noch ausführliche Diskussionen über den mutmaßlichen physiologischen Umgang der Pantoffeltierchen mit Bier anschlossen.



Abb. 1: Prof. Pfannenstiel beim Präparieren eines Regenwurms (alle Fotos dieses Berichtes: G. Zahrt, Berlin).



Abb. 2: Dr. Radek sucht in einer Schabe nach Parasiten.



Abb. 3: Dr. Lühje verteilt Salzpflanzenmaterial.

Bandwürmer und Besuch des Berliner Naturkundemuseums

Weiterhin Parasiten auf dem Programm – Prof. Dr. R. Lucius eröffnet den dritten Arbeitstag mit der Präsentation des Fuchsbandwurms und seiner Verwandten (Abb. 4). Reichhaltiges mikroskopisches Material vermittelt einen Einblick in das erstaunlich umfangreiche Artenspektrum der nicht immer harmlo-



Abb. 4: Prof. Lucius erklärt die Morphologie eines Bandwurmes.

sen Mitbewohner von Tier und Mensch. Und wie bringt man Licht in den Lebenszyklus einer unbekannt Art? Prof. Lucius gab sie seinem Hund zu fressen und verfolgt den Befallsverlauf. Einzige Komplikation: Die Reaktion seiner Familie.

„Hinter den Kulissen“ hat das Berliner Naturkundemuseum ebenfalls Sehenswertes zu bieten – zum Beispiel 25 Millionen Tiere (gegenüber 6000 in den Ausstellungen) (Abb. 5). Vor allem der Systematik dient die Forschung an diesem Material – leider keine „sexy science“ und daher viel zu wenig gefördert, wie Dr. O. Coleman bei der Vorstellung seines Arbeitsgebietes feststellen musste. Noch immer steht ein ganzer Flügel des imposanten Gebäudes als Kriegeruine mit leeren Fensterhöhlen und daraus wachsenden Bäumen da. Um so eindrucksvoller der fröhliche Elan, mit dem der international anerkannte Crustaceenspezialist Coleman seiner Arbeit nachgeht. Es gibt ja noch so viele neue Krebse zu entdecken, zu benennen und ins System einzugliedern!

Ausflug ins Feldberger Seengebiet

Mit einer ganztägigen Exkursion in die als Naturpark ausgewiesene Feldberger Seenlandschaft trägt das Programm am Donnerstag dem schönen Wetter Rechnung. Je nach Geschmack und Naturell des Einzelnen bleiben das junge Grün der Buchen, der Blick auf den Haussee, der Gaukelflug der Rohrweihe oder die fachgerechte Präparation zweier gegrillter Puten im „Stieglitzkrug“ im Vordergrund der Erinnerung (Dünnschnitte waren das nicht!). Die Führung von Dr. P. Wernicke, Leiter der Naturparkverwaltung, war von größter Sachkundigkeit geprägt (Abb. 6). Unermüdliche werten am Abend Probenmaterial aus einem Zwischenmoor aus.



Abb. 5: In den Sammlungsräumen des weltberühmten Naturkundemuseums in der Invalidenstraße.



Abb. 6: Dr. Wernicke begrüßt die Mikroskopiker in der Feldberger Seenlandschaft.

Schmausen unter dem Mikroskop

„Räuberische Einzeller“ aus der Arbeitsgruppe von Prof. Dr. K. Hausmann fallen am Freitag Morgen so programmgemäß über ihre Beute her, dass es eine helle Freude ist, ins Mikroskop zu schauen. Mit Videosequenzen (Zeitlupe und Einzelbildschaltung) und Mikrodias eingehend vorbereitet wird diese Präsentation zu einem der Höhepunkte der Mikroskopierwoche. Vornehmlich ökologischen Fragen gelten die Untersuchungen an Bodenmilben, die Prof. Dr. G. Weigmann am Nachmittag vorstellt (Abb. 7). Innerhalb dieser Tiergruppe legt er den Schwerpunkt auf die Hornmilben. Im Mikroskop sind unter anderem die einfallsreichen Schutzeinrichtungen ihrer Panzerung zu studieren, mit denen sie den Raubmilben zu entgehen suchen. Unter den zahlreichen Präparaten auch diskrete Prominenz: Eine neue Art mitten aus Berlin, die von einem Baumstamm abgelesen worden war und vom Referenten beschrieben wurde.



Abb. 7: Prof. Weigmann verteilt Milbenpräparate.

„Wildbienen am Haus und im Garten“ können ein lohnendes makrofotografisches Thema sein. Dr. E. Lühje zeichnet die Lebensweise der weitverbreiteten Mauerbiene *Osmia rufa* nach und dokumentiert, wie sich an leicht zu fertigenden Nisthilfen allmählich eine wachsende Artengemeinschaft einstellt. Grundsätzlich konkurrieren sie alle um die angebotenen Mietwohnungen, aber jeweils spezifische Unterschiede entschärfen diese Konkurrenz wirkungsvoll, übrigens auch in der mikroskopischen Dimension: Bisweilen kann man über den eingetragenen Pollen bereits die Siedlungsart bestimmen.

Hühnchen, Steine und Mikroskope am Samstag

Fünftageweche? Von wegen! Der Sonnabend beginnt mit der Hühnchenentwicklung, vorgestellt von Prof. Dr. H. Krefß. Wie wird aus einem zweidimensionalen Dotteraufwohner ein richtiges Küken? Ein hervorragender Film bahnt den Weg für das Verständnis der vorgelegten Präparate. Man hätte sich für diese Art Hähnchengenuss noch etwas mehr Zeit gewünscht! „Viel Steine gab's ...“ beim Mineralogen Dr. G. Strunz am Nachmittag. Ist die Theorie für manchen Teilnehmer vielleicht auch etwas grau – bunt wird es dann im Polarisationsmikroskop (Abb. 8). Die Gesteinsdünnschliffe faszinieren den Betrachter – Schönheit, die man auch ohne tiefere Kenntnisse der Indicatrices genießen kann. Übrigens: Seit 120–150 Jahren ist, so hört man vom Referenten, die Gesteinsanalyse durch Polarisationsstechnik ausgereift. Ein hierfür taugliches Kursmikroskop kostet freilich etwa 20 000 DM. Das ist Realität. Wie könnte eine mikroskopische Arbeitswoche besser ausklingen als im genussvollen Apparatefetischismus. Dieses höchste aller (niederer) Gefühle gewährt

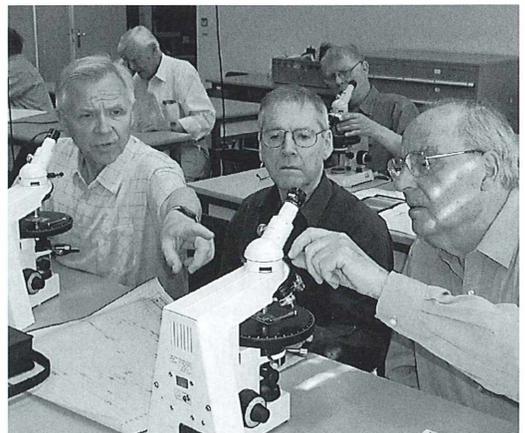


Abb. 8: Die Mikroskopiker machen sich mit den Polarisationsmikroskopen für die Gesteinsanalysen vertraut.

schmunzelnd Dr. G. Teichert (BMG) den Teilnehmern am letzten Abend der Veranstaltung, als seine Reisemikroskope von Hand zu Hand gehen (Abb. 9). „Vorsichtshalber“ lässt der Veranstalter die Präsentation von zwei Videokameras lückenlos „überwachen“. Allein diese Aufnahmen der einzelnen Mikroskoptypen sind ein Genuss! Zwei Eindrücke werden von den Gästen aus der Schweiz (MGZ), aus München (MGM) und anderswo beim Abschied immer wieder formuliert: Anerkennung für die Gestaltung eines reichhaltigen Programms und Dank für die perfekte Durchführung an den Vorstand der BMG. Bitte noch einmal – spätestens in 5 Jahren!

Erich Lüthje, Kiel



Abb. 9: Dr. Teichert führt einige historische Reisemikroskope aus seiner Privatsammlung vor.

Buchbesprechung

Roth, R. R.: Raoul H. Francé and the doctrine of life. 1st
Books Library, Bloomington
2000, Taschenbuch, 318 Seiten,
57 Abbildungen, DM 48,00,
ISBN 1-58721-289-7.

Raoul H. Francé, der Begründer des Mikrokosmos, ist den Lesern dieser Zeitschrift bereits in einer Reihe von Artikeln vorgestellt worden. Darüber hinaus existieren eine Autobiographie und eine zeitgenössische Biographie zum 50. Geburtstag Francés. Nun hat René Romain Roth eine neue Biographie über Francé vorgelegt, die – breit angelegt – versucht, über die Beschreibung biographischer Daten hinaus, die vielschichtige Persönlichkeit Francés als Naturwissenschaftler, Künstler und Philosoph zu würdigen. Grundlage hierfür ist neben den autobiographischen Zeugnissen Francés und seinen Werken ein wesentlicher Teil des schriftlichen und künstlerischen Nachlasses der Eheleute Francé, der Roth zur Verfügung gestellt worden ist. Darüber hinaus hat Roth in einer mehrmonatigen Forschungsreise an den über Europa verteilten Wirkungsstätten Francés Spurensuche betrieben.

Ausgangspunkt der Biographie ist der zeitliche Ablauf der Ereignisse des von einer Vielzahl von Brüchen gekennzeichneten Lebens von R. Francé. Roth verknüpft die Lebensphasen mit den Ergebnissen der Forschungen von Francé auf den verschiedensten Gebieten und bettet letztere jeweils in eine Darstellung des damaligen Forschungsstandes ein. Darüber hinaus wird in einzelnen Passagen auch den Nachwirkungen der Francéschen Gedanken bis in die heutige Zeit nachgegangen. Dabei scheut Roth auch keine Tabus und beschäftigt sich unter anderem intensiv mit der Frage der Position von Francé zum NS-Regime. Hierzu wertet er die Korrespondenz aus, die von verschiedenen Institutionen des NS-Staates untereinander, sowie mit Francé und dessen Verleger geführt wurde. Hieraus ergibt sich das ambivalente Bild eines Autors, der einerseits auf die Einnahmen aus den Buchveröffentlichungen zum Leben angewiesen war, andererseits als doch im wesentlichen unpolitischer Mensch eine Festlegung in politischen Fragen vermied.

Ausführlich wird auch auf die Rolle seiner Frau Annie Francé-Harrar eingegangen. Die Darstellung der Lebenslehre Francés in einem eigenständigen Kapitel beschreibt auf hohem Niveau die geistesgeschichtlichen Bezüge dieser philosophischen Richtung und zeugt von einer jahrzehntelangen Auseinandersetzung Roths mit der Thematik. Zwar wird auch auf das künstlerische Wirken Francés eingegangen, die mäßige Druckqualität insbesondere der Aquarelle steht aber einer eigenständigen Auseinandersetzung durch den Leser entgegen. Die elektronische Version des Buches ist insoweit aufschlussreicher (www.1stbooks.com). R. Roth, der auch noch über die Skizzenbücher Francés verfügt, überlegt, ob und wie diese der Öffentlichkeit zum Beispiel als Druck zur Verfügung gestellt werden können. Für denjenigen, der sich ein umfassendes Bild vom Leben und Wirken Francés machen möchte, ist das Buch eine Empfehlung wert.

Matthias Burba, Hamburg

Das leuchtet ein! – Vergleich zwischen konventioneller und konfokaler Fluoreszenz-Mikroskopie

Monika C. Müller

Ein bedeutender Schritt, interne Strukturen in farblosen und daher transparenten Tieren untersuchen zu können, war die Entdeckung, dass einige Farbstoffe an ganz bestimmte Strukturen binden. Nachteile dieser histologischen Färbungen sind, dass a) die Präparate mechanisch in Schnittserien zerlegt werden müssen und b) sie wenig sensitiv sind, da die Sichtbarmachung der Markierung viele Farbmoleküle erfordert (Alberts *et al.*, 1995). Durch Verwendung fluoreszierender Farbstoffe können sehr viel kleinere Strukturen erkannt werden, weil sie vor dunklem Hintergrund leuchten, so dass kontrastreiche Bilder entstehen. Die Auswertung von Fluoreszenzmarkierungen mit leistungsstarken konfokalen Laser-Raster-Mikroskopen (confocal laser scanning microscope, cLSM) liefert Einblicke in dreidimensionale Gewebe oder vollständige kleine und transparente Organismen. Diese Technologie ist seit einiger Zeit eine in der Zellbiologie etablierte und anerkannte Untersuchungsmethodik (Stelzer *et al.*, 1991).

Fluoreszenzmarkierung kombiniert mit der Immunohistochemie ist eine grundsätzliche Voraussetzung bei der cLSM. Vor längerer Zeit wurde bereits einmal diese Thematik im MIKROKOSMOS bearbeitet (Hausmann und Hauck, 1989). Daher seien an dieser Stelle nur die wesentlichen Fakten kurz rekapituliert.

Was ist Fluoreszenz?

Elektronen, die negativ geladenen Teilchen eines Atoms, umgeben den Kern auf festgelegten Bahnen. Abhängig von seiner Entfernung zum Kern besitzt jedes Elektron eine bestimmte Energie. Durch Aufnahme von Lichtenergie (Anregungslicht) können die negativen Teilchen ein höheres Energieniveau erreichen; sie befinden sich dann im angeregten Zustand (Abb. 1A). Nach kurzer Zeit fallen sie jedoch auf ihr ursprüngliches Energieniveau zurück, wobei wiederum Energie – zum Teil als Wärme, zum Teil als Licht (Emissionslicht) – freigesetzt wird. Verschiedene Fluorophore werden durch Licht unterschiedlicher Wellenlängen angeregt und emittieren verschiedenfarbiges Licht. Das Anregungslicht ist immer kurzwelliger und energiereicher als das Emissionslicht (Abb. 1B). Aufgrund dieses Unter-

schiedes sind die Wellenlängen mit Hilfe bestimmter Spiegel und Filter trennbar.

In der Anwendung werden spezifische Strukturen mit Hilfe von Fluoreszenzfarbstoffen markiert, anschließend mit Licht einer sie anregenden Wellenlänge bestrahlt und das von ihnen ausgestrahlte Licht herausgefiltert. In Verbindung mit immunohistochemischen Techniken können so spezifische, antigene Komponenten in Zellen und Gewebeschnitten durch spezifische Antikörper nachgewiesen werden. Dabei ist das Fluorochrom entweder direkt an den primären Antikörper gebunden (direkte Methode), oder ein sekundärer Antikörper, der an den primären bindet, trägt den Farbstoff (indirekte Methode) (Abb. 2).

Konventionelle und konfokale Bildentstehung

Konventionelle Mikroskope sind Weitfeldmikroskope, in denen das gesamte Präparat mit Anregungslicht bestrahlt wird und das von den Objektiven gesammelte Emissionslicht aus allen Bereichen des Objektes stammt. In dicken Präparaten werden so nicht nur Signale aus der Fokusebene, sondern auch ober- und unterhalb von dieser aufgefangen und am Detektor (zum Beispiel dem menschlichen Auge) abgebildet

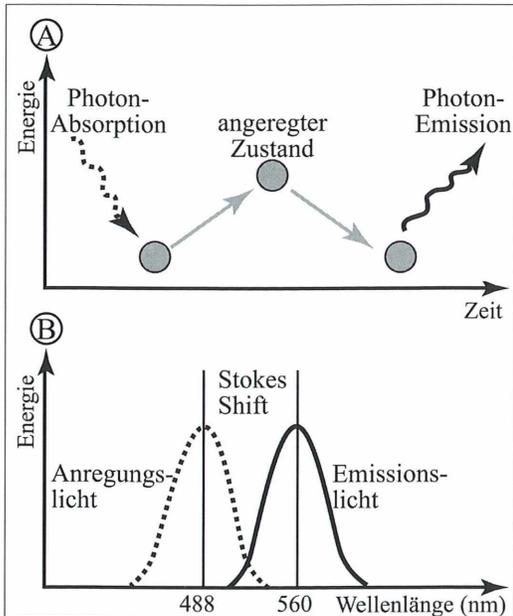


Abb. 1: Prinzip der Fluoreszenz. A: Elektronen werden durch die Aufnahme von Lichtenergie (Photonen) auf ein höheres Energieniveau gehoben. Fallen sie auf den ursprünglichen Energielevel zurück, wird Energie in Form von Wärme und Licht freigesetzt. B: Die Wellenlänge des Anregungslichtes ist immer kürzer als die des abgegebenen Lichtes; die Differenz wird als Stokes Shift bezeichnet.

(Verändert nach http://mpi-magdeburg.mpg.de/research/project_c/pro_c3/mikmethoden.html).

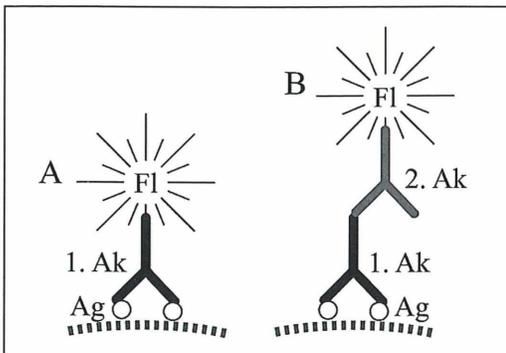


Abb. 2: Antikörpermarkierungen. A: Bei der direkten Fluoreszenztechnik ist das Fluorochrom (Fl) unmittelbar an den ersten Antikörper (1. Ak) gebunden (konjugiert). B: Bei der indirekten Markierung bindet ein zweiter, fluorochromierter Antikörper (2. Ak) an den ersten. Antigen (Ag) (nach Böck, 1989).

(Abb. 3A). Dieses Streulicht überlagert feine Signale aus der Fokusebene und produziert ein unscharfes Bild. Zudem verringert Streuung den Kontrast (Lichtmann, 1994). Um scharfe Abbildungen der Fokusebene zu erhalten, müsste dementsprechend jegliches Streulicht außerhalb des Fokus ausgeblendet werden.

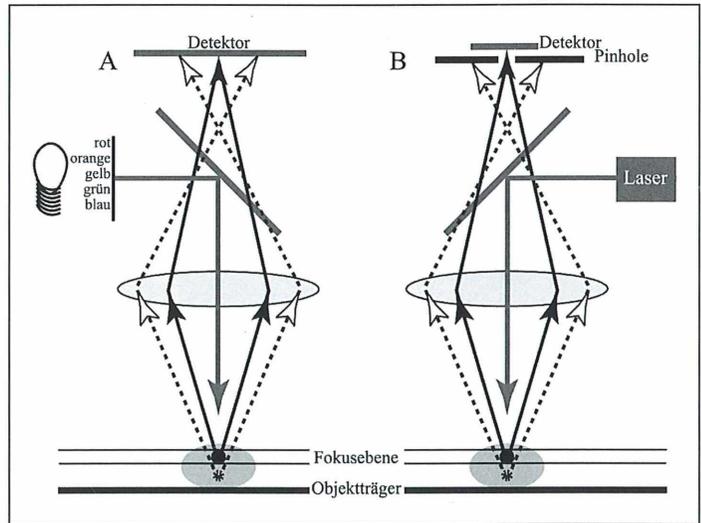
Bereits in den fünfziger Jahren entwickelte Marvin Minsky ein konfokales Mikroskop, mit dem die Unschärfe minimiert und der Kontrast erhöht werden konnte. Seine vorgenommenen Änderungen gegenüber anderen Mikroskopen sind gering, die Unterschiede der Bildqualität dagegen gravierend. In konfokalen Mikroskopen wird nur ein präziser Punkt innerhalb des Präparates angeregt und nur das Signal dieses Punktes aufgezeichnet. Im Gewebe horizontal benachbarte Farbstoffe werden nicht angeregt und fluoreszieren folglich nicht. Farbstoffe oberhalb und unterhalb des angesteuerten Punktes werden jedoch vom Lichtstrahl getroffen, nehmen Energie auf und senden fluoreszierende Signale aus. Durch eine vor dem Detektor angebrachte Lochblende, dem sogenannten Pinhole, gelang es Minsky, dieses Streulicht abzufangen, so dass es nicht zur Bildentstehung beiträgt (Abb. 3B). Konventionell aufgenommene Bilder besitzen eine höhere Helligkeit als konfokale Bilder (Abb. 4). Die Helligkeit ist jedoch hauptsächlich auf die Erfassung des Streulichtes zurückzuführen, während die konfokalen Bilder nur Informationen aus der Fokusebene enthalten. Die Helligkeit der konfokalen Bilder hängt von dem Öffnungsdurchmesser der veränderbaren Lochblende (Pinhole) ab. Je weiter sie geöffnet wird, desto mehr Streulicht erreicht den Detektor und desto heller, aber auch unschärfer sind die Bilder.

Jedes punktförmige Signal aus dem Präparat wird in einen Bildpunkt übersetzt. Um ein vollständiges Bild zu erhalten, müssen Lichtstrahl und Objekt relativ zueinander in einem Raster bewegt werden.

Entwicklung der Technologie von konfokalen Mikroskopen

In den ersten Geräten wurde zur Ablichtung der gesamten Fokusebene das Präparat Punkt für Punkt und Zeile für Zeile verschoben (Objektscanner). Dagegen wird in heutigen Mikroskopen zum schnelleren Bildaufbau und zum Erreichen einer höheren Präzision der Strahl in

Abb. 3: Strahlengang. A: In einem konventionellen Fluoreszenzmikroskop trägt nicht nur das aus der Fokusebene stammende Fluoreszenzlicht (schwarze Pfeile), sondern auch Licht ober- und unterhalb des Fokus (gestrichelte Pfeile) an der Bildentstehung bei. B: In konfokalen Mikroskopen befindet sich vor dem Detektor ein variables Pinhole, das von außerhalb der Fokusebene stammendes Streulicht reflektiert. (Verändert nach http://mpi-magdeburg.mpg.de/research/project_c/pro_c3/mikmethoden.html).



einem Raster über das Präparat geführt (Strahlscanner). Die Art der Bildentstehung erklärt gleichzeitig, warum in konfokalen Mikroskopen teure Laser (Gas- oder Gasgemisch-Laser gefüllt mit Krypton und/oder Argon) als Lichtquelle erforderlich sind: Die Bestrahlung jedes Zielpunktes für nur wenige Millisekunden erfordert eine hohe Anregungsintensität, um detektierbare Fluoreszenz zu erzeugen. Zudem müssen die Signale aus der Brennebene sehr intensiv sein, da ein Großteil des Emissionslichtes durch das Pinhole ausgeblendet wird. In so genannten Schnellrasterverfahren werden gleichzeitig mehrere Zielpunkte durch rotierende Scheiben mit zahlreichen Blen-

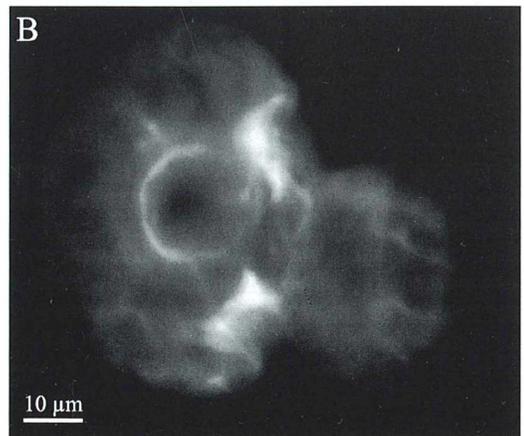
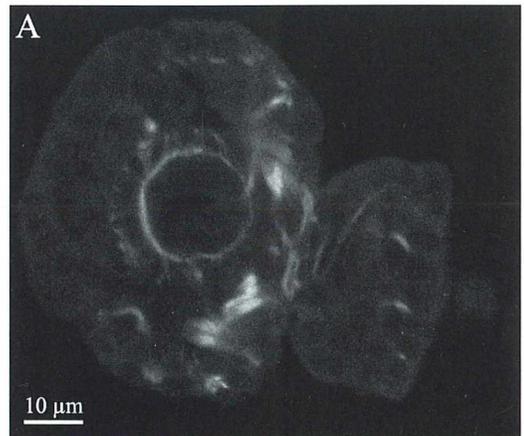


Abb. 4: Bildschärfe und -helligkeit. A: Da nur Licht aus der Fokusebene detektiert wird, sind konfokale Bilder weniger hell, wobei die Strukturen jedoch scharf abgebildet werden. B: Konventionelle Fluoreszenzbilder sind im allgemeinen heller, da auch außerhalb der Fokusebene abgestrahltes Licht registriert wird. Dieses Streulicht überlagert jedoch filigrane Strukturen der Fokusebene: Die Bilder sind unscharf [*Myzostoma cirriferum*, Larve (Annelida, Polychaeta), Phalloidin-FITC-Markierung].

denöffnungen oder durch Spaltblenden eine ganze Bildzeile abgetastet. Theoretisch können so bis zu dreißig Bilder pro Sekunde aufgenommen werden; in der Praxis sind es für die Fluoreszenzdetektion jedoch zwei bis drei Bilder pro Sekunde, da die Emission der Fluoreszenzfarbstoffe nicht beliebig zu steigern ist (Knebel, 1994). Die Geschwindigkeit reicht jedoch aus, um dynamische Prozesse in lebenden Geweben oder Organismen zu verfolgen. Während in konventionellen Mikroskopen das menschliche Auge oder Kameras als Detektoren

fungieren, wird in konfokalen Mikroskopen ein Photomultiplier verwendet, der die auftreffenden Lichtsignale in elektrische Signale übersetzt und verstärkt. Da drei bis vier dieser lichtverstärkenden Detektoren zur Verfügung stehen, können am cLSM gleichzeitig die Emissionen verschiedener Fluoreszenzfarbstoffe aufgezeichnet und so Mehrfachmarkierungen eines Präparates in einem Bild dargestellt werden. Mit Hilfe dieser Methode lassen sich die räumlichen Beziehungen verschiedener Strukturen zueinander wesentlich besser erfassen.

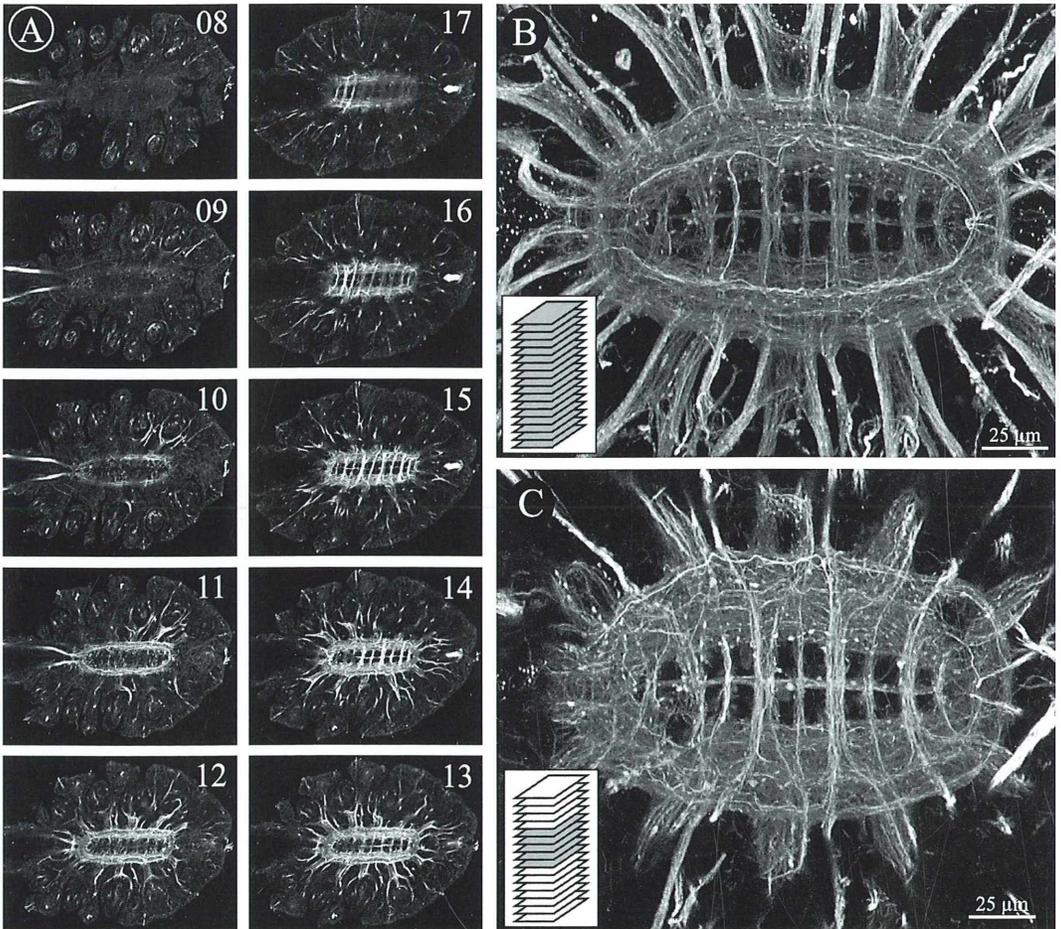


Abb. 5: Informationsbearbeitung. A: Ausschnitt aus einer Serie von zehn aufeinanderfolgenden Bildern, die jeweils einen Abstand von 1,5 Mikrometer auf der z-Achse haben. Die Zahl in der rechten oberen Ecke gibt die Position des jeweiligen Bildes in der Serie an. B: Alle Bilder einer Serie können in ein 2D-Bild maximaler Intensität zusammengefasst werden (mx-image). C: Zur Herausarbeitung und Darstellung feiner Details können auch nur Teile der Serie dargestellt werden. Die ausgewählten Schnitte müssen allerdings aufeinander folgen (grauer Bereich im Schnittstapel) (*Myzostoma cirri-ferum*, ventrales Nervensystem, anti-acetyliertes- α -Tubulin-Markierung).

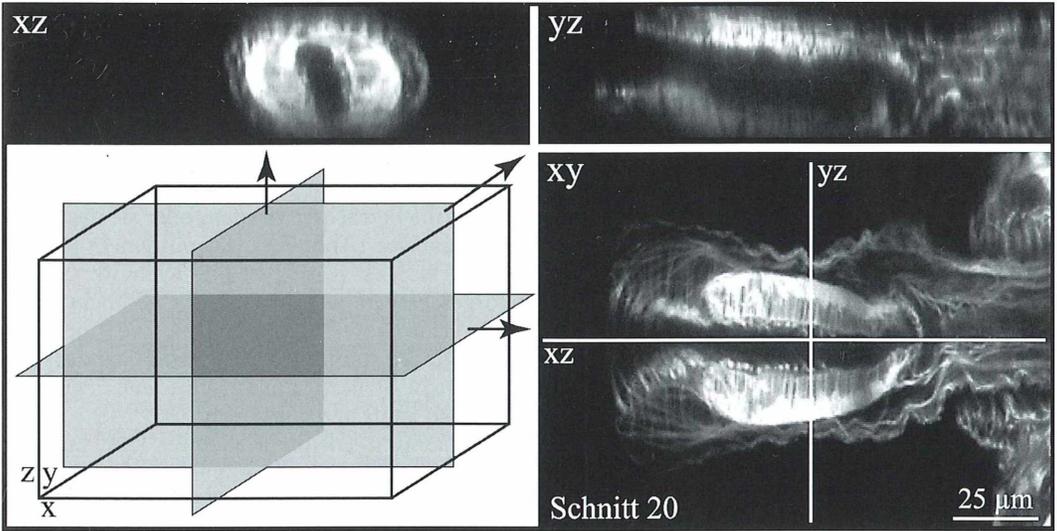


Abb. 6: Informationsbearbeitung. Zur räumlichen Erfassung der Strukturen sind neben der vom cLSM in xy-Richtung gescannten Bilder senkrecht zum Bildstapel geführte Schnitte (quer: yz; längs: xz) zu betrachten. Die Position dieser Schnitte (weiße Linien in horizontaler Ebene xy) ist vom Nutzer frei zu wählen (*Myzostoma cirriferum*. Muskulatur, f-Aktin, Phalloidin-Markierung).

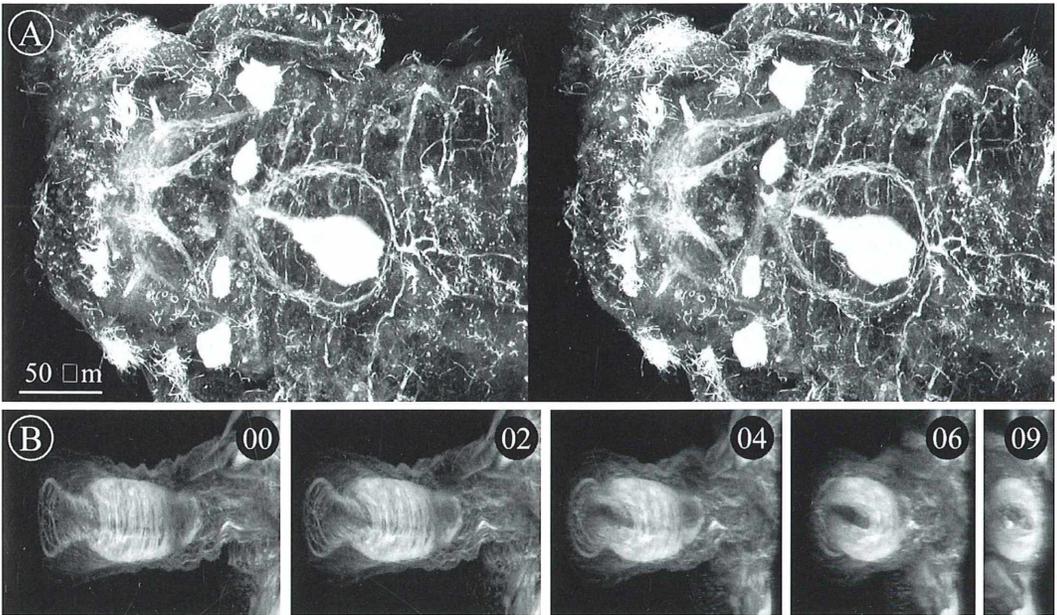


Abb. 7: Dreidimensionale Information. A: Stereo-Bildpaar, das geübte Beobachter zu einem 3D-Bild verschmelzen lassen können. Ungeübte Beobachter benötigen dazu ein Stereoskop [*Dorvillea bermudensis* (Annelida, Polychaeta)], Nervensystem des Kopfes mit assoziierten Nerven, anti-acetyliertes- α -Tubulin-Markierung). B: Rotation um die y-Achse. Dabei ist in der lückenlosen Serie jedes Bild zum vorherigen um einen Winkel von 10° gedreht. Die Zahl in der rechten oberen Ecke gibt die Position des jeweiligen Bildes in der Serie an. Das Bild „09“ ist gegenüber Bild „00“ um 90° gedreht [*Myzostoma cirriferum* (Annelida, Polychaeta), Muskulatur (f-Aktin) des Introverts, Phalloidin-Markierung].

Bisher wurde die Entstehung eines zweidimensionalen Bildes beschrieben. Durch Einbeziehung einer dritten Dimension, der z-Achse, können jedoch auch räumliche Informationen gewonnen werden. Nachdem eine xy-Ebene innerhalb des Präparates aufgezeichnet wurde, bewegt ein computergesteuerter Motor das Präparat entlang der z-Achse und eine weitere Fokusebene wird gescannt. Auf diese Weise erhält man eine Serie optischer Schnitte (Schnittstapel) durch das gesamte Objekt, die sich voneinander durch die eingestellte z-Schrittweite unterscheiden (Abb. 5A) (vgl. dazu Hausmann, 1994).

Informationsbearbeitung

Ein weiterer Vorteil der konfokalen gegenüber der konventionellen Fluoreszenzmikroskopie ist die Erstellung digitaler Bilder, die mit entsprechenden Programmen bearbeitet werden können. Relativ unkomplizierte Erarbeitung und Darstellungen der Ergebnisse ermöglicht bereits die Bildbearbeitungs-Software des cLSM. Die gesamte Information einer Serie optischer Schnitte kann in einem zweidimensionalen Bild zusammengefasst werden (Abb. 5B). In diesen MX-Bildern (maximum intensity image) wird für jeden Bildpunkt das in dem gesamten Schnittstapel mit der größten Helligkeit vorhandene Pixel (picture element; Bildelement) dargestellt. Wird jedem Pixel entsprechend der z-Ebene, in der es aufgezeichnet wurde, eine Farbe zugeordnet (tiefenkodierte Bilder), kann auch dem zweidimensionalen Bild eine dreidimensionale Information entnommen werden (siehe Titelbild). Derartige Bilder können als Übersichten dienen, in denen feinere Strukturen jedoch unerkannt bleiben, weil die Informationen verschiedener Ebenen einander überlagern. Durch die Projektion nur weniger aufeinanderfolgender Schnitte der Serie sind filigrane Gefüge zu rekonstruieren (Abb. 5C). Die Erkennung des räumlichen Aufbaus wird durch rechtwinklige (orthogonale) optische Schnitte innerhalb der Serie erleichtert (Abb. 6). Dabei kann für jede Bild-

zeile ein Quer- (xz-Ebene) oder ein Längsschnitt (yz-Ebene) erstellt werden.

Tatsächliche dreidimensionale Bilder werden durch die Berechnung von Stereo-Bildern möglich. Dabei sind die um einen bestimmten Winkel verschobenen Bilder entweder farbig (rot-grün) und können mit einer speziellen Zweifarbbrille betrachtet werden, oder sie liegen als Bildpaar vor (Abb. 7A), das mit einem Stereoskop, wie es beispielsweise Kleinow (2000) vorgeschlagen hat, zur Deckung gebracht wird. Weiterhin kann die gesamte Serie optischer Schnitte im Raum gedreht werden, so dass die räumliche Struktur aus verschiedenen Perspektiven zu analysieren ist (Abb. 7B).

Reale dreidimensionale Gebilde sind aus der Bildserie mit Hilfe kostenintensiver Programme zu berechnen. Aufgrund des bekannten Abstandes aufeinander folgender Bilder auf der z-Achse werden dazu die zweidimensionalen Pixel in dreidimensionale Raumelemente (Voxel, volume elements) umgerechnet.

Literaturhinweise

- Alberts, B., Bray, D., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., Watson, J. D.: *Molekularbiologie der Zelle*, S. 170–171. VCH, Weinheim 1995.
- Böck, P.: *Romeis Mikroskopische Technik*. Urban und Schwarzenberg, München 1989.
- Hausmann, K.: *Konfokale Laser Scan Mikroskopie*. Mikrokosmos 83, 255–559 (1994).
- Hausmann, K., Hauck, A.: *Immunocytochemie: Die Renaissance des Lichtmikroskops in der zellbiologischen Forschung*. Mikrokosmos 78, 1–7 (1989).
- Kleinow, W.: *Eine einfache Vorrichtung zum Betrachten von Stereo-Bildpaaren*. Mikrokosmos 89, 175–177 (2000).
- Knebel, W.: *Finessen der Konfokalmikroskopie*. Spektrum der Wissenschaft 10/9, 85–87 (1994).
- Lichtmann, J. F.: *Konfokale Mikroskopie*. Spektrum der Wissenschaft 10/94, 78–84 (1994).
- Stelzer, E. H. K., Merdes, A., De Mey, J.: *Konfokale Fluoreszenzmikroskopie in der Zellbiologie*. Biologie in unserer Zeit 21, 19–25 (1991).

Verfasserin: Dr. Monika C. Müller,
Spezielle Zoologie, Fachbereich Biologie/Chemie,
Universität Osnabrück, D-49069 Osnabrück;
e-mail: MCMueller@biologie.uni-osnabrueck.de

Entwicklung des Erlenblattkäfers *Agelastica alni* (L.)

I. Von der befruchteten Eizelle bis zum voll entwickelten Keimstreifen

Wolfgang Groepler

Der Erlenblattkäfer ist ein recht häufig anzutreffender Vertreter der Familie der Chrysomeliden (Blattkäfer). Er misst in der Länge etwa 6–7 mm, fällt durch seine blaue bis violette Metallfarbe auf und lebt als Imago und Larve vor allem auf den Blättern von Schwarz- und Grauerlen, die als Nahrung dienen. Die Eiablage erfolgt etwa von Mitte Mai bis Mitte Juli. Zur Gewinnung von Eiern setzt man Käfer in ein geeignetes Glasgefäß (z.B. großes Weckglas), versorgt sie darin mit stets frischen Erlenzweigen und verschließt die Öffnung mit dünnem Stoff. Die Weibchen (trüchtige Tiere sind am verdickten Abdomen leicht zu erkennen) setzen ihre Eier auf der Blattunterseite ab, etwa 40 bis 90 Stück pro Gelege. Die länglichen Eier (etwa 1,1 mal 0,65 mm) sind gelblich und von einem klebrigen Sekret überzogen.

Für die histologische Untersuchung wurden die Eier in Bouin'scher Lösung oder einem Gemisch aus Alkohol-Formol-Eisessig fixiert; Fixierdauer mindestens 20 min bei einer Temperatur von 65 °C. Die Verarbeitung zu Schnittpräparaten erfolgte mit Propanol als Intermedium; die in Histoplast eingebetteten Eier wurden nach dem Aufblocken zunächst oberflächlich angeschnitten und dann zum Erweichen des Dotters mindestens einen Tag in Wasser getaucht; Schnittdicke 5 µm, Färbung nach Weigert/Chromotrop 2 R oder Hämatoxylin nach Delafield, ältere Stadien auch mit Azan. Für die Fotografie von Totalansichten wurden die Eier (nach Entfernung aller Hüllen) mit alkoholischer Boraxkarminlösung gefärbt; die Aufnahmen erfolgten mit einer Spiegelreflexkamera, Balgen und Lupenobjektiv.

Ei vor Beginn der Furchung

Die Eier von *Agelastica* sind länglich oval, zuweilen an einem Pol etwas verbreitert. Sie sind von zwei Hüllen umgeben, zuinnerst von einer sehr dünnen Dottermembran und außen von einem dickeren Chorion (Abb. 3b), das für Farbstoffe und kaltes Fixativ nicht permeabel ist. Das Innere wird im Wesentlichen von Dotterkugeln ausgefüllt zwischen denen Netzplasma verteilt ist. Die Eirinde besteht aus einer dünnen Schicht von dotterfreiem Peri-

plasma, die nach außen einen auffälligen Besatz feiner plasmatischer Härchen aufweist (Abb. 1b, 2). Im Bereich des Vorderpols ist die Periplasmaschicht deutlich dicker, ein Oosom (verdickte Plasmaschicht am Hinterpol, Bildungsplasma der Geschlechtszellen) ist aber nicht erkennbar. Entsprechend sind Urgeschlechtszellen (Polzellen) auch später in der Furchungsphase nicht nachweisbar, was in Übereinstimmung mit *Atrachya* ist, aber im Gegensatz zu anderen Chrysomeliden (Hegner, 1909; Hirschler, 1909; Jura, 1957; Miya, 1965). Zum Zeitpunkt der Ablage befindet sich das Ei im Metaphasestadium der 1. Reifungsteilung (Henking, 1892; Weglarska, 1950). Der Kern liegt, eingebettet in eine Umgebung von Hofplasma, dicht unter der Oberfläche im vorderen Viertel des Eies. Kurze Zeit nach der Ablage ist die 1. Reifungsteilung bereits abgeschlossen und das 1. Polkörperchen hat sich gebildet, dessen Kern in einem kleinen, fingerartigen Auswuchs liegt, der zum Hinterpol hin gerichtet ist. Der Eikern der Oocyte II liegt in der Nähe der Basis dieser Protrusion (Abb. 1a, b). Zwischen 1 1/2 und 2 Stunden nach der Eiablage findet die 2. Reifungsteilung statt, in deren Verlauf der Kern des reifen Eies und der Kern eines weiteren Polkörperchens entstehen. Der Kern des 1. Polkörperchens teilt sich nur gelegentlich. Zwischen 2 1/2 und 3 Stunden nach Ablage erfolgt die Vereinigung von Ei- und Spermienkern (Weglarska, 1950).

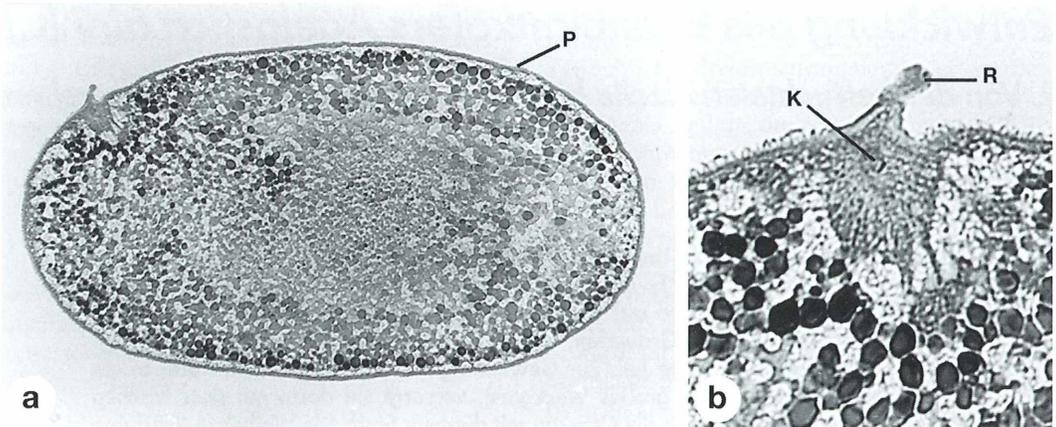


Abb. 1: Ei in der Phase der Reifungsteilungen. a) Gesamtansicht im Längsschnitt mit 1. Richtungskörperchen am Eivorderpol. b) Ausschnittvergrößerung von a). Der fingerartige Auswuchs enthält an der Spitze den Kern des 1. Richtungskörperchens (im Schnitt nicht getroffen). In eine größere Plasmamasse eingebettet findet sich der Kern der Oocyte II. Das Periplasma weist an seiner Oberfläche kleine Auswüchse auf. K Kern des Oocytenstadiums II, P Periplasma, R 1. Richtungskörperchen.

Furchung und Blastodermbildung

Etwa 4 Stunden nach der Eiablage setzt mit der Teilung des Synkaryons die superfizielle Furchung ein, in deren Verlauf durch freie Kernteilungen zunächst eine zunehmende Zahl von Energiden entsteht (als Energide bezeichnet man den Kern und sein umgebendes Hofplasma). Die Energiden wandern unter fortlaufenden Teilungen in Richtung auf die Eiperipherie auseinander, wo sie sich mit dem Periplasma verbinden (Abb. 2). Etwa 20 Stunden

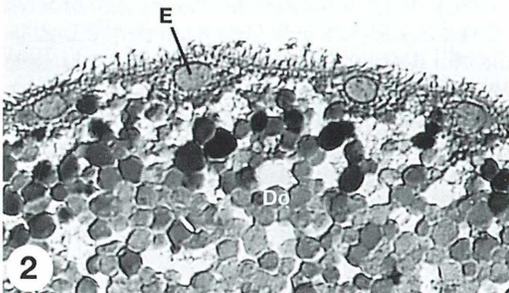


Abb. 2: Blastodermbildung. An das Periplasma haben sich einige Energiden angelagert, deren ovale Kerne auffällig hervortreten. Die Zelloberfläche ist mit härchenartigen Auswüchsen dicht besetzt. Do Dotter, E Energidenkern.

nach Ablage (bei 20 °C) ist die Eioberfläche von einem Blastoderm bedeckt, dessen Zellen zunächst noch deutlich voneinander getrennt sind (Abb. 3), insbesondere am Hinterpol des Eies. Später begeben sich alle Blastomeren auf Wanderschaft zum hinteren Eipol, wobei die Geschwindigkeit einer einzelnen Zelle etwa 3 μm pro Minute betragen kann (Weglarska, 1950). Als Ergebnis besteht das Blastoderm dann aus dicht aneinander schließenden Zellen, bis auf den Vorderpol, wo das Epithel von wenigen stark verflachten und gestreckten Zellen gebildet wird, deren kernhaltige Bereiche knopfartig hervortreten (Abb. 4). Nicht alle Energiden beteiligen sich an der Blastodermbildung, ein Teil bleibt im Inneren als Dotterenergiden (Vitellophagen) zurück (Abb. 4, 8, 10). Zu einem späteren Zeitpunkt grenzen sich die Dotterenergiden durch Zellmembranen gegeneinander ab, was als sekundäre Dotterfurchung bezeichnet wird und eine polygonale Felderung des Dotters bewirkt (Abb. 12).

Keimstreifen und Keimhüllenbildung

Etwa 27 Stunden nach Ablage macht sich eine Formveränderung am Ei bemerkbar, indem der zuvor gerundete Hinterpol sich deutlich abflacht. Im Schnitt erkennt man, dass das Blastoderm in diesem Bereich stark verdickt ist und

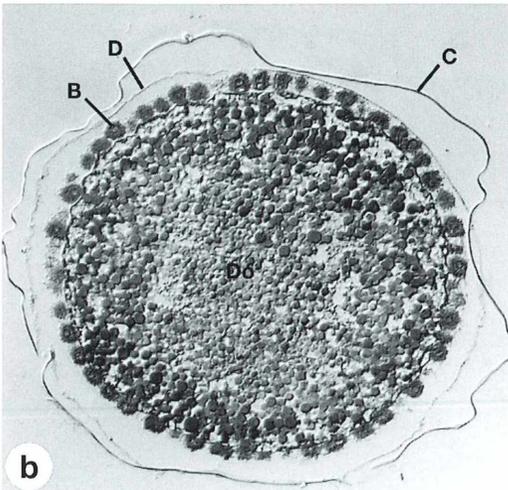
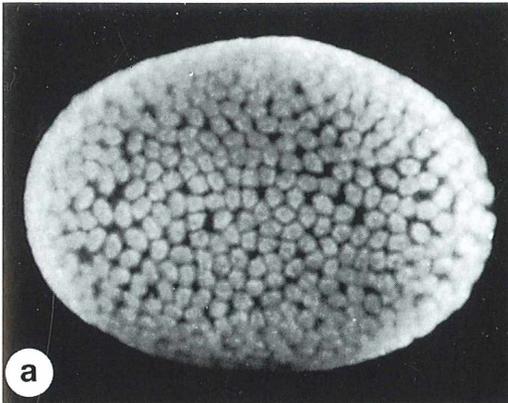


Abb. 3: Blastoderm, Ei etwa 20 Stunden alt. a) Totalansicht, b) Querschnitt. Die Blastomeren sind deutlich durch Lückenräume voneinander getrennt. B Blastomere, C Chorion, D Dottermembran, Do Dotter.

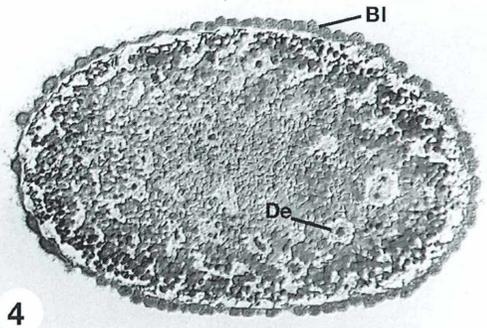


Abb. 4: Blastoderm, Ei etwa 24 Stunden alt; Längsschnitt. Im Gegensatz zu Abbildung 3 bilden die Blastomeren eine geschlossene Epithelschicht. Am Vorderpol liegen die Kerne weit getrennt voneinander, in den übrigen Bereichen sind sie eng benachbart. BI Blastoderm, De Dotterergide.

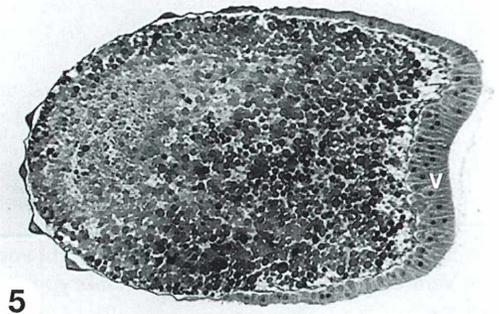


Abb. 5: Am Hinterpol des Eies hat sich aus dem Blastoderm die Ventralplatte entwickelt, Ei etwa 27 Stunden alt; Medianschnitt. V Ventralplatte.

die Zellen hier eine hohe zylindrische Form angenommen haben. Der beschriebene Blastodermbereich stellt die Ventralplatte dar. Bei der Mehrzahl der untersuchten Chrysomelidenarten bildet sich diese Blastodermverdickung von vornherein auf der Ventralseite des Eies (Zakhvatina, 1968). Sie geht seitlich ohne scharfe Abgrenzung in immer flacher werdende Zellen über, die schließlich an die stark gestreckten Zellen des Vorderpols grenzen (Abb. 5). Im weiteren Verlauf der Entwicklung invaginiert die Zellplatte zunehmend (Abb. 6) und verlagert sich dabei auf die Ventralseite des Eies (Abb. 7b). Die Einsenkung wird nun von einer

Zunge durchzogen (Abb. 7a), die sich als kleine Vorwölbung bereits zu Beginn der Verlagerung bemerkbar gemacht hat (Abb. 6a). Ein zugehöriger Flachschnitt (Abb. 7c) zeigt ein dickwandiges Gewebe, das einen etwa halbkreisförmigen Hohlraum umschließt, und in den vom Vorderrand her das Epithel tief eingefaltet ist. Diese Zunge stellt die eigentliche Anlage des Embryos, das übrige Gewebe das Amnion (innere Embryonalhülle) und das Lumen die Amnionhöhle dar. Beim Vergleich der Abbildungen 5 und 7 fällt auf, dass nach beendeter Ventralverlagerung das Amnion scharf gegen ein dünnes Plattenepithel abgesetzt ist, welches zuvor

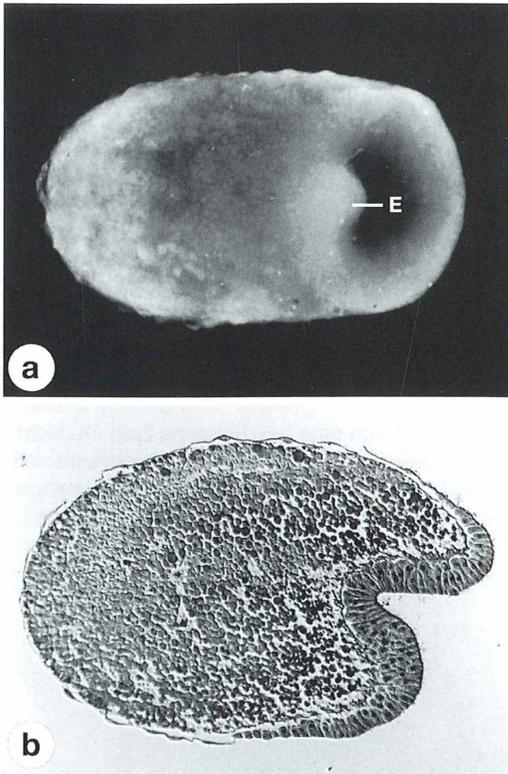


Abb. 6: Beginnende Invagination der Ventralplatte, Ei etwa 27 Stunden alt. a) Totalansicht von der Ventralseite, b) Medianschnitt. E Embryonalanlage.

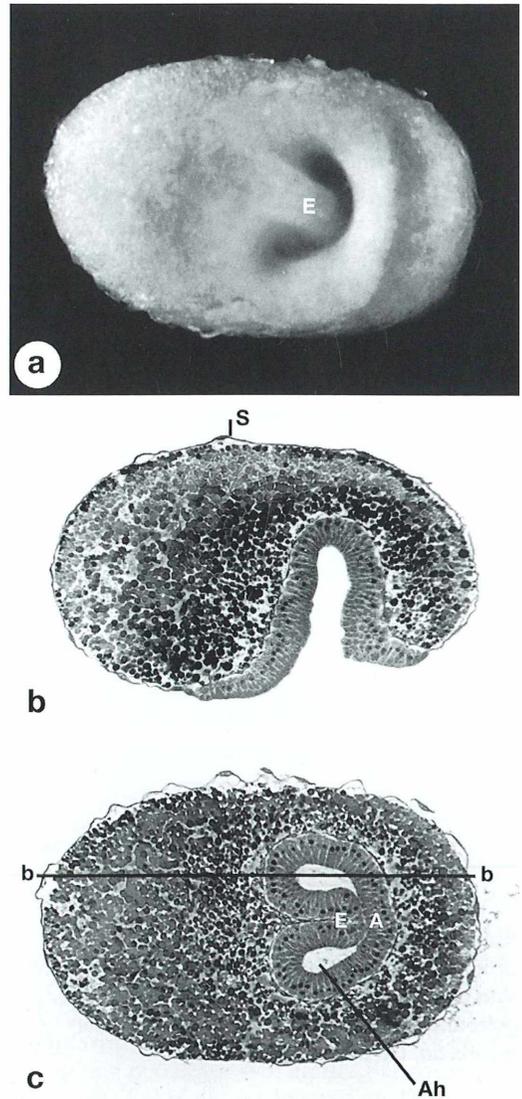


Abb. 7: Abgeschlossene Invagination und Ventralverlagerung des Keimes, Ei etwa 30 Stunden alt. a) Totalansicht von der Ventralseite. In die Amnionhöhle ragt zungenförmig die eigentliche Embryonalanlage hinein. b) Paramedianschnitt, die Lage des Schnittes ist in c) angegeben. c) Flachschnitt. A Amnion, Ah Amnionhöhle, E Embryonalanlage, S Serosa.

nur den Vorderpol des Eies bedeckte, nun aber nahezu die ganze Oberfläche überzieht (äußere Embryonalhülle oder Serosa).

Einige Stunden später hat sich der Keim (als Keim werden hier die Embryonalanlage [= Keimstreifen] und das Amnion zusammen bezeichnet) in Richtung auf den Vorderpol verlängert, und im Flachschnitt stellt er sich jetzt als doppelwandiges, liegendes V dar (Abb. 8b). Die Ventralansicht dieses Stadiums zeigt eine rundliche Öffnung, den Amnioporus (Abb. 8a), in welchem der Keimstreifen offen liegt. Auf einem Querschnitt durch diese Region ist die Öffnung der Amnionhöhle zu erkennen (Abb. 8c), ihr Verschluss erfolgt, indem sich die Amnionränder nähern und bei Berührung verwachsen. Der Embryo ist danach allseits vom Amnion umhüllt und das Ei ist auf seiner ganzen Oberfläche von der Serosa bedeckt.

Während auf Abbildung 8a vom Keim außer in der Öffnung des Amnioporus nichts zu sehen ist, bietet sich nur kurze Zeit später ein verändertes Bild. In der Ventralansicht zeichnet er sich jetzt deutlich vom umgebenden Dotter ab.

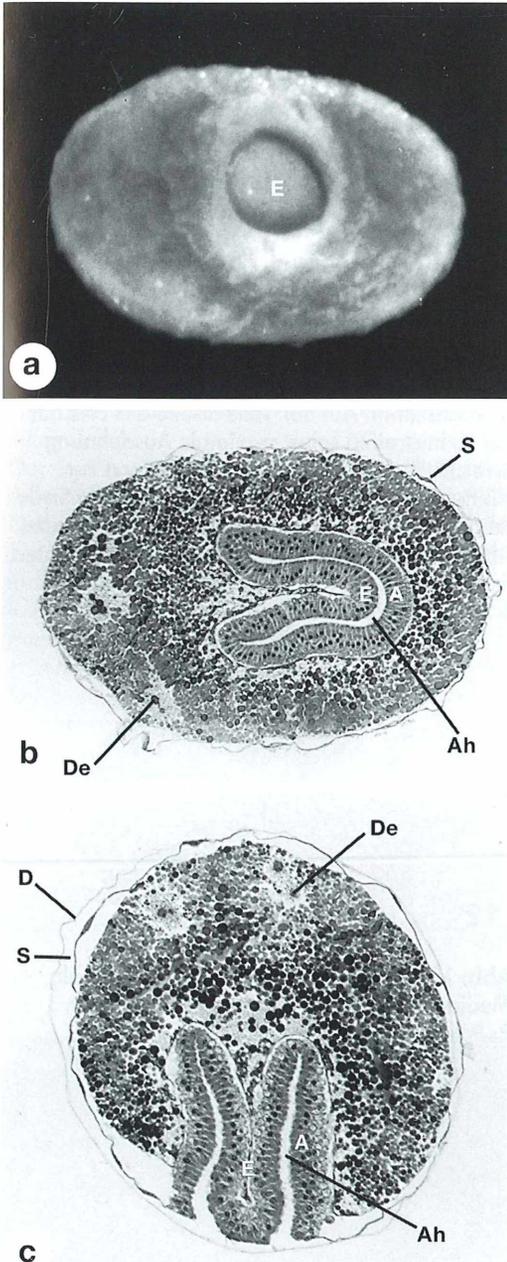


Abb. 8: Keim kurz vor Verschluss der Amnionhöhle, Ei 34 bis 36 Stunden alt. a) Totalansicht von der Ventralseite; die zentrale Öffnung ist der Amnioporus. b) Flachschnitt. c) Querschnitt durch den Bereich des Amnioporus. A Amnion, Ah Amnionhöhle, D Dottermembran, De Dotterenergide, E Embryonalanlage, S Serosa.

Sein Vorderabschnitt, der noch immer einen Amnioporus aufweist, ist verbreitert und setzt sich in einen schmälere Bereich fort, der mit seinem Ende im Dotter versunken ist (Abb. 9). Nach Beendigung des Verschlusses liegt der Kopfteil des Keimes in der vorderen Eihälfte dicht unter der Serosa, welche dort nur durch eine dünne Dotterschicht vom Amnion getrennt ist. Der distale Abschnitt des Keimes ist nach der Dorsalseite umgebogen und im Dotter verborgen (Abb. 10). Die Ausbreitung des Dotters zwischen Amnion und Serosa hängt mit der Bildung des Keimes durch Invagination zusammen. Später verschwindet jedoch der Dotter zwischen den beiden Hüllen, die nun einander dicht genähert sind, und der Keimstreifen liegt oberflächlich (superfizieller Typ; Abb. 11, 12). Das Amnion, welches sich auf dem Stadium der Abbildung 10b in seiner Dicke kaum vom Keimstreifen unterscheidet, wird im Verlauf der Entwicklung immer flacher, bis es endlich das Maß der Serosa erreicht hat (Abb. 11, 12).

Der Keimstreifen gliedert sich frühzeitig in einen verbreiterten Vorderabschnitt, die Vorderkopfanlage, und einen schmälere Fortsatz, Protocorm(us) (= Urrumpf) genannt, der kurz und ungliedert ist (Abb. 9, 10a). Der Keimstreifen wächst in der Folgezeit beachtlich in die Länge, wobei der Kopf nach etwas über zwei Tagen in

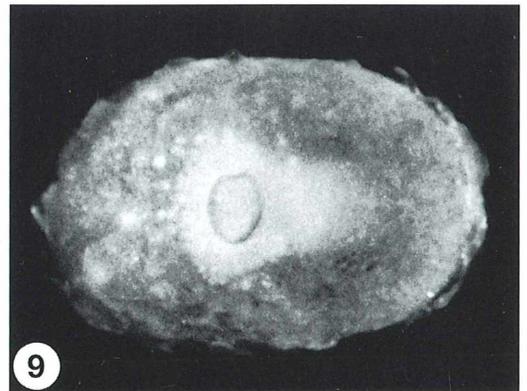


Abb. 9: Junges Keimstreifenstadium, Ei etwa 40 Stunden alt; Ventralansicht. Der Keimstreifen ist in eine verbreiterte Vorderkopfanlage und einen schlanken Fortsatz oder Protocorm gegliedert. Direkt sichtbar ist der Keimstreifen allerdings nur im Amnioporus, da er im übrigen Bereich vom Amnion bedeckt ist. Im Bereich des Vorderkopfes ist noch der Amnioporus vorhanden.

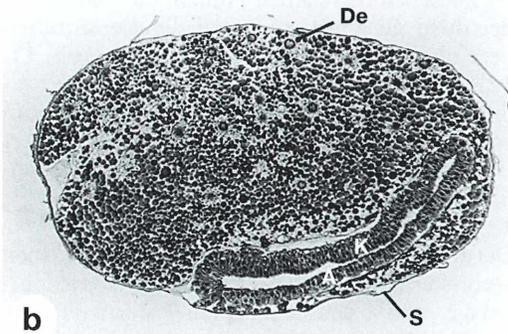
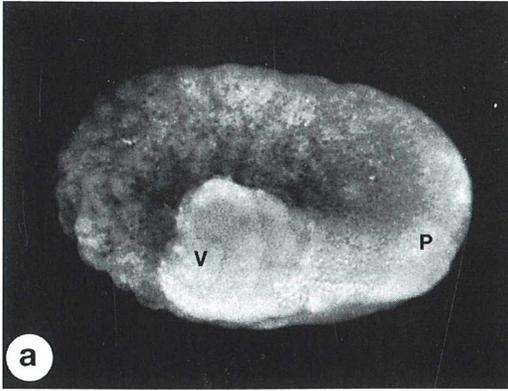


Abb. 10: Keimstreifen, Ei etwa 45 Stunden alt; a) Totalansicht schräg von der Seite; Dotter über der Vorderkopfanlage und Serosa vollständig abgetragen. Da das Amnion nicht entfernt wurde, ist der Keimstreifen selbst nicht sichtbar. b) Medianschnitt. A Amnion, De Dotterenergide, K Keimstreifen, P Protocorm, S Serosa, V Vorderkopfanlage.

die Nähe des vorderen Eipols gelangt. Zu diesem Zeitpunkt ist das distale Ende des Keimstreifens auf der Dorsalseite des Dotters angelangt, liegt aber noch nahe dem Hinterpol. Durch stetiges Wachstum verlängert sich die Hinterleibsregion bis ebenfalls der Vorderpol des Eies etwa erreicht ist (Abb. 12). Der Keimstreifen hat nun seine maximale Längenausdehnung erreicht und den Dotter weitgehend umwachsen. Das volle Ausmaß der Umwachsung unterliegt individuellen Schwankungen, im Grenzfall können sich Kopf- und Hinterleibsende am vorderen Eipol fast berühren. Während der Überwachsung der Dorsalseite ist das Ende des Keimstreifens im Dotter versenkt (Abb. 11), erst nach vollständigem Abschluss der Umwachsung liegt der Keimstreifen allseits oberflächlich (Abb. 12).

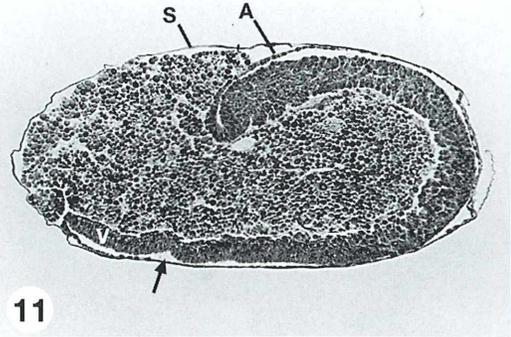


Abb. 11: Keimstreifen, Ei etwa 2 1/2 Tage alt; Medianschnitt. Auf der Ventralseite des Eies hat der Keimstreifen seine maximale Ausdehnung erreicht, die Dorsalseite ist dagegen erst zur Hälfte überwachsen. Der Pfeil markiert die Stelle, an der die Einstülpung des Stomodäums einsetzt. Abgesehen von den letzten Abdominalsegmenten, liegt der Keimstreifen oberflächlich. A Amnion, S Serosa, V Vorderkopfanlage.

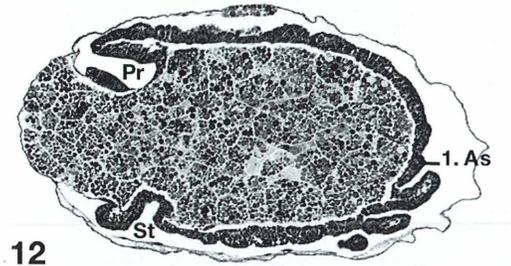


Abb. 12: Keimstreifen, Ei etwa 3 1/2 Tage alt; Medianschnitt. 1. As 1. Abdominalsegment, Pr Proctodäum, St Stomodäum.

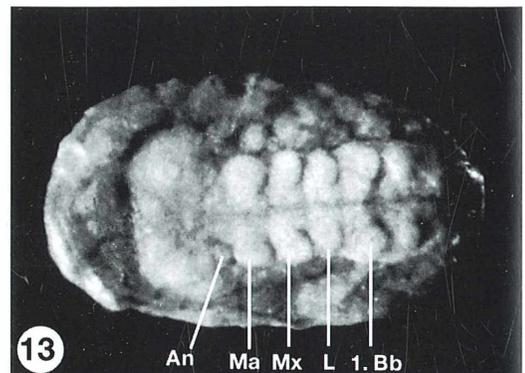


Abb. 13: Keimstreifen, Ei etwa 3 Tage alt; Ventralansicht. An Antenne, 1. Bb 1. Brustbein, L Labium, Ma Mandibel, Mx Maxille.

Im Stadium des voll entwickelten Keimstreifens liegt das Abdomen auf der Dorsalseite des Eies. Die nachfolgende Verlagerung auf die Ventralseite wird im II. Teil dieser Arbeit behandelt.

Im Laufe des geschilderten Längenwachstums erweitert sich die Vorderkopfanlage seitlich zu den Kopflappen (Abb. 13, 14) und es erscheinen an ihrer Basis die Anlagen der beiden Antennen (Abb. 13). In der Mediane entstehen am Vorderende die paarigen Anlagen des Labrums, dahinter die Mundöffnung (Abb. 14). Nach heute allgemein vertretener Ansicht (Rempel und Church, 1971) sind die beiden Anlagen dem Präantennalsegment des Insektenkopfes zuzuordnen und stellen echte Extremitätenanlagen dar.

Der Protocorm ist zunächst schmal, ungegliedert und kurz (Abb. 10). Einige Stunden vor Ende des dritten Entwicklungstages, wenn der Kopf den vorderen Eipol erreicht hat, setzt äußerlich erkennbar die Segmentierung des Protocorms ein, wobei gleichzeitig die drei Segmente des Gnathocephalons und des Thorax erkennbar werden.

Die Segmentierung des Abdomens beginnt etwas verzögert, ist aber anfangs des dritten Tages abgeschlossen. Zu diesem Zeitpunkt hat es die Dorsalseite noch nicht vollständig überwachsen. Es lassen sich äußerlich 10 Segmente und das Telson abzählen; anatomisch kann man noch ein 11. Abdominalsegment anhand eines rudimentären Ganglienpaares ausmachen, dem eine leichte Ektodermverdickung zugeordnet ist.

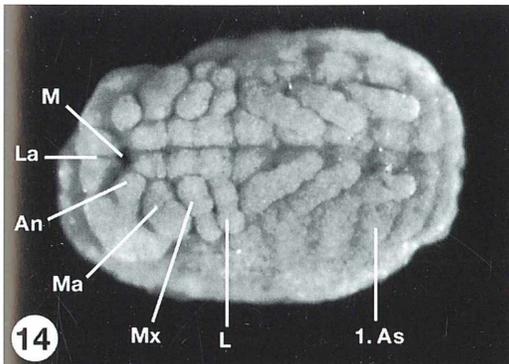


Abb. 14: Keimstreifen, Ei etwa 3 1/2 Tage alt, Ventralansicht. An Antenne, 1. As 1. Abdominalsegment, L Labium, La Labrum, M Mundöffnung, Ma Mandibel, Mx Maxille.

Am Antennensegment und an den Segmenten des Gnathocephalons und des Thorax entstehen jeweils paarige Extremitätenknospen (Abb. 13), die rasch heranwachsen. Während die Anlagen der Mandibeln einheitlich bleiben, gliedern sich alle anderen alsbald (Abb. 14). An den Abdominalsegmenten entstehen, im Gegensatz zu manchen anderen Insektenarten, keine Extremitätenknospen.

Entwicklung des Darmes

Zusammen mit dem Auftreten der ersten Segmente setzt die Bildung des Vorderdarmes (Stomodäum) ein, was sich zunächst durch eine ganz seichte Einbuchtung des Ektoderms kundtut (Abb. 11). Diese Einsenkung vertieft sich zunehmend (Abb. 12) und tritt dann äußerlich als Mundöffnung hinter dem Labrum in Erscheinung (Abb. 14). Auf eine im Prinzip entsprechende Weise bildet sich der künftige Hinterdarm (Proctodäum), indem das Ektoderm am Hinterleibsende ventralwärts wächst und dabei eine tiefe Falte bildet (Abb. 11). Diese Falte legt sich später unter starker Erweiterung des Lumens etwa parallel zur Oberfläche (Abb. 12). Nahe der Stelle, an der das Proctodäum mit seinem dünnwandigen blinden Boden den Dotter berührt, entstehen durch seitliches Auswachsen sechs Malpighische Gefäße (Exkretionsorgane der Insekten) (Abb. 15).

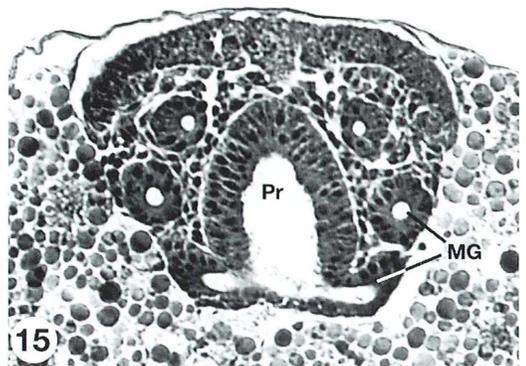


Abb. 15: Querschnitt durch das Proctodäum, Ei etwa 3 1/2 Tage alt. Von sechs Malpighigefäßen sind vier quer getroffen und zwei längs im Bereich der Einmündung in das Proctodäum. MG Malpighisches Gefäß, Pr Proctodäum.

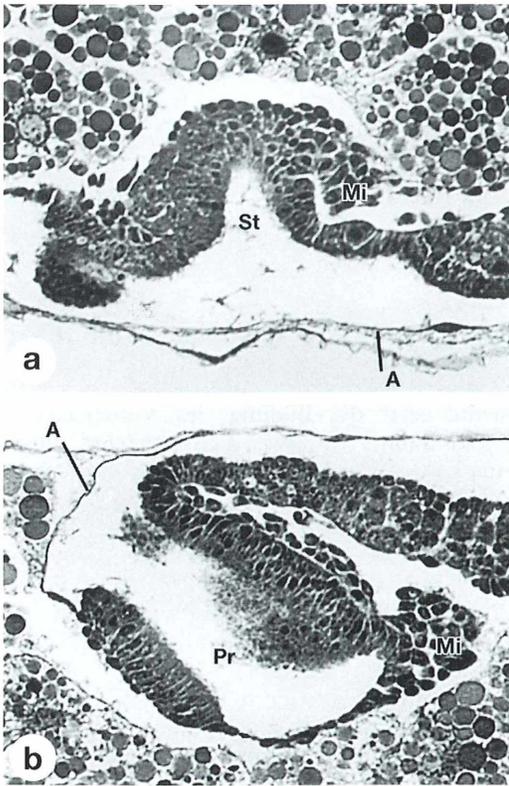


Abb. 16: Entstehung der Mitteldarmanlage, Ei etwa 3 1/2 Tage alt; Medianschnitte. a) durch den Bereich des Stomodäums, b) des Proctodäums. Erkennbar ist je eine dichte Zellansammlung am Hinterrand von Stomo- und Proctodäum, die offensichtlich ihren Ursprung in der Auswanderung von Zellen aus diesen Darmbereichen hat. A Amnion, Mi Mitteldarmanlage, Pr Proctodäum, St Stomodäum.

Während die Entstehungsweise und die Keimblattzugehörigkeit von Stomo- und Proctodäum stets unstrittig waren, gilt das Gegenteil für den Mitteldarm der Insekten. Er entsteht bei den meisten Arten aus polaren Zellansammlungen in enger Nachbarschaft von Stomo- und Proctodäum. Dieses Zellmaterial soll nach verbreiteter Lehrbuchmeinung (Anderson, 1973; Fiorini, 1987; Schwartz, 1973; Zissler, 1999) dem unteren Blatt (siehe unten) entstammen und das Entoderm repräsentieren. Dem gegenüber haben immer wieder Autoren angegeben, dass das Material des Mitteldarmes der Wand des Stomo- und Proctodäums selbst entstammt, indem Zellen sich aus dem Epithel-

verband herauslösen und proliferieren (Heymons, 1895; Mansour, 1927; Rempel und Church, 1969; Tiegs und Murray, 1938), was als Beleg für eine ektodermale Herkunft genommen wurde. Auch bei *Agelastica* lässt sich, entgegen den Angaben von Fulinski (1910), kein Zusammenhang mit dem unteren Blatt erkennen, dagegen sehr wohl eine Abkunft der Mitteldarmanlage von Zellen, die aus der Wand von Stomodäum und Proctodäum auswandern (Abb. 16).

Die vordere und hintere Mitteldarmanlage vereinigen sich später auf der Ventralseite, worauf im II. Teil dieser Arbeit eingegangen wird.

Entwicklung von unterem Blatt und Cölo

Gegen Ende des zweiten Entwicklungstages beginnt das embryonale Blastoderm sich in der Mediane zum Dotter hin einzufalten, was mit einer Rinnenbildung verbunden ist (Gastralrinne, Primitivrinne). Dieser Vorgang, der am Hinterende des Keimstreifens einsetzt und von dort kopfwärts fortschreitet, ist mit einer auffälligen Gestaltveränderung der Zellen verbunden, indem sie sich in die Länge strecken und dabei zur Basis hin stark verschmälern (Abb. 17a). Die Umformung von der zylindrischen zur keilförmigen Zellgestalt steht im ursächlichen Zusammenhang mit dem Invaginationsprozess. Die zunächst seichte Einfaltung vertieft sich schließlich rinnenartig (Abb. 17b).

Verbunden ist der Invaginationsvorgang mit einer rinnenwärts stetig abnehmenden Zellhöhe des seitlich angrenzenden Epithels (Ektoderm), die durch Zellteilungsvorgänge bedingt ist. Das flankierende Ektoderm (sogenannte Seitenplatten) wächst aufeinander zu und vereinigt sich schließlich in der Mediane. Aus oben erwähntem Grund resultiert dabei eine ausgesprochene Trogform (Abb. 17c). Der nach innen verlagerte mediane Gewebstreifen bildet nun das untere Blatt; der Keimblattzugehörigkeit nach handelt es sich um Mesoderm. Es füllt zunächst den ektodermalen Trog aus und breitet sich anschließend als angenähert zweilagige Gewebsschicht über die ganze Breite des Ektoderms aus (Abb. 17d). Durch Auseinanderweichen der dorsalen und ventralen Zellschicht entstehen segmentweise rechts und links schmale Spalträume (Abb. 17e), die sich zu großen Hohlräumen weiten (Abb. 17f) und die sekundäre Leibeshöhle oder das Cölo darstel-

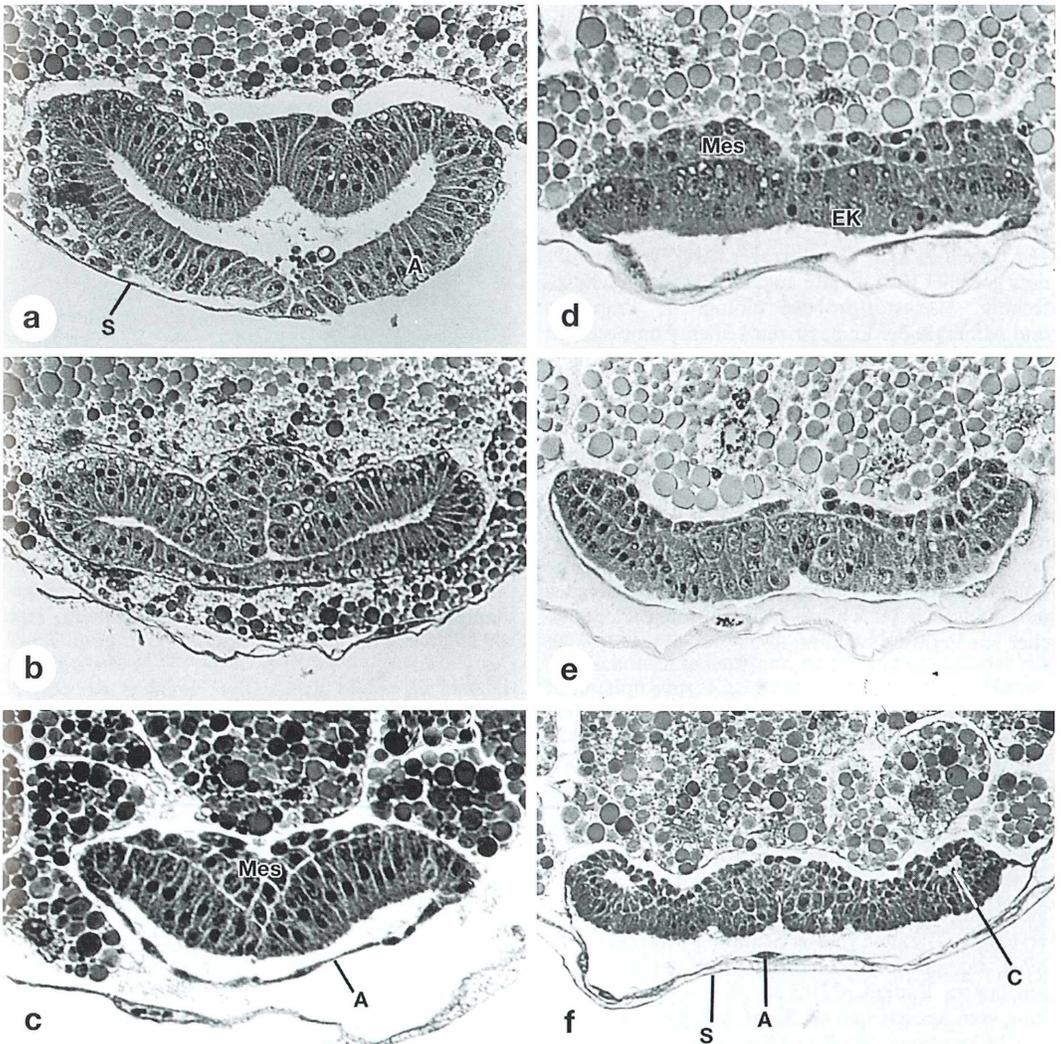


Abb. 17: Entwicklung von unterem Blatt (Mesoderm) und Cölo; Querschnitte. a) Kopfbereich, Ei 48 Stunden alt. Beginnende Einfaltung des unteren Blattes, Zellen stark gestreckt und zur Basis hin verschmälert. b) Hinterer Rumpfbereich, Ei 48 Stunden alt. Das untere Blatt ist rinnenförmig eingefaltet. c) Hinterer Rumpfbereich, Ei gegen Ende des 3. Tages. Das untere Blatt füllt eine trogförmige Vertiefung des Ektoderms. d) Hinterer Keimstreifenbereich, Ei 3 Tage alt. Das Mesoderm hat sich flach über dem Ektoderm ausgebreitet und ist etwa zwei Zelllagen dick. e) Vorderer Keimstreifenbereich, Ei 3 Tage alt. Einsetzende Cölobildung. f) Labialsegment, Ei 3 1/2 Tage alt. Lateral sind Cöloiräume entstanden, median breitet sich das Mesoderm als einschichtige Lamelle aus. A Amnion, C Cölo, Ek Ektoderm, Mes Mesoderm, S Serosa.

len. Im medianen Bereich wird das Mesoderm zu einer dünnen Lamelle ausgezogen, die eine Zelllage dick ist (Abb. 17e), und die schließlich in isolierte Zellen zerfällt (Abb. 17f). Paarige Cöloisäckchen entstehen im Labral- und Antennensegment, den drei Segmenten des Gnathocephalons, den drei Thorax- und 10 Abdominalsegmenten.

Literaturhinweise

erfolgen in Teil II dieser Arbeit.

Verfasser: Prof. Dr. Wolfgang Groepler, Pädagogische Hochschule, Fakultät III, Abt. Biologie, Bismarckstr. 10, D-76032 Karlsruhe

Aus der Industrie

Neuartiges Behältnis zum Aufbewahren und Sammeln kleiner Objekte

Der neuentwickelte Objektträger (Abb. 1) ist besonders geeignet für Objekte aus den Bereichen Mikrotechnik, Werkstoffproben, biologische Präparate und Mineralogie. Er passt mit seinen Abmessungen von $75 \times 25 \times 1,5$ mm in die gängigen Archivierungssysteme mikroskopischer Objektträger.

Ohne die Proben zu entnehmen, können sie direkt im Behälter mikroskopiert werden. Der Behältnisobjektträger, der in keinem Archivierungskasten fehlen sollte, besteht aus Kunststoff. Seine Besonderheit ist eine Kammer mit einem Durchmesser von 13 mm. Sie ist mit einem Deckglas und optisch klarer Folie verschlossen. Durch einfaches Lösen dieser Folie können Präparate beliebig oft ausgetauscht werden und sind nach Verschließen der Öffnung wieder sicher vor Verlust geschützt.

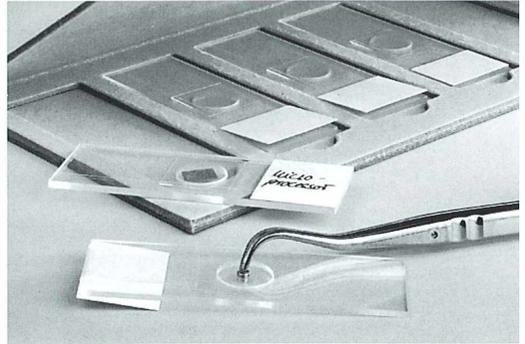


Abb. 1: **Sammel- und Aufbewahrungsobjektträger.**

Lieferung als Set (5 Stück) in Aufbewahrungs- und Versandmappe. Die Bezugsadresse lautet: micro-Sample, Graubergstr. 7a, 63897 Miltenberg, Fax: 093 71 / 904 85.

Laser Scanning Mikroskopie: Zukunftssicher

Die neue Radiance2100-Serie von Bio-Rad bietet große Flexibilität

Sich stetig weiterentwickelnde Forschungsmethoden verlangen flexible Laser-Scanning-Mikroskopsysteme, die sich stets den neuen Anforderungen anpassen lassen. Radiance2100 ist die neueste Entwicklung vom Spezialisten für Konfokal- und Multiphoton-Mikroskopie Bio-Rad Microscience Ltd., die erste Serie von Konfokal- und Multiphoton-Systemen, die volle Flexibilität bietet. Die Systemspezifikationen können vom Einkanal-Konfokalsystem bis hin zum Mehrkanal-Multiphotonsystem schrittweise aufgerüstet werden; dies sichert auch in Zukunft die Aktualität Ihrer Forschung.

Konfokale Mikroskopie ermöglicht die Aufnahme optischer Schritte von einer fluoreszierenden, biologischen Probe, da hierbei nur jeweils das vom Fokus stammende Licht zur Abbildung gelangt (siehe hierzu den Bericht von M. C. Müller in diesem Heft, Seiten 277–282).

Die Radiance2100-Serie ist mit vielen der aufrechten oder inversen Mikroskope von Nikon, Zeiss und Olympus kompatibel (Abb. 1).

Bio-Rad Microscience hat als erster Konfokal- und Multiphoton-Systeme kommerziell hergestellt und ist weltweit immer noch Marktführer bei den biologischen Anwendungen in diesem Bereich. Die Zen-

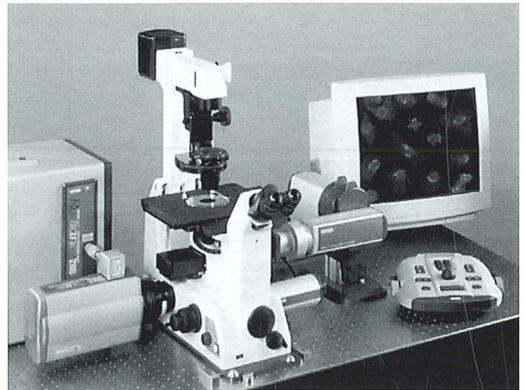


Abb. 1: **Das Radiance-System an einem Invert-Mikroskop.**

trale in Hemel Hempstead, UK, beherbergt eine eindrucksvolle Entwicklungsabteilung, Qualitätsprüfung und Fertigung. Ein Netzwerk von Applikationsspezialisten und Servicetechnikern unterstützt die Kunden weltweit. Bio-Rad fördert den Informationsaustausch zwischen den Kunden und organisiert regionale Anwendertreffen.

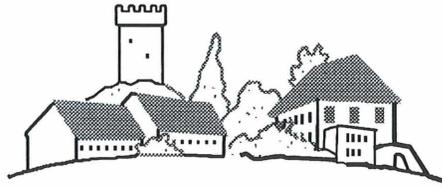
Weitere Informationen erhält man von Bio-Rad Microscience, Bio-Rad House, Maylands Avenue, Hemel Hempstead, Hertfordshire, HP2 7TD, UK, Tel. +44 (0) 208 328 20 00;

Internetadresse: www.microscopy.bio-rad.com.

Redaktion MIKROKOSMOS

Nachricht

9. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg



Zum 9. Mikroskopier-Treffen in diesem Jahr waren 26 Hobbymikroskopiker zum Wohldenberg gekommen (Abb. 1). Das Interesse an diesem Arbeitstreffen war so groß, dass einige Anmeldungen wegen der begrenzten Unterbringungsmöglichkeiten nicht berücksichtigt werden konnten. Der Organisator Karl Brüggmann hatte in gewohnter Weise wieder ein umfangreiches Programm zusammengestellt, das die Teilnehmer zu einer aktiven Mitarbeit aufforderte.

Nach dem Eintreffen der Teilnehmer am Montag, dem gemeinsamen Mittagessen, der Begrüßung und Vorstellung der vier „Neuen“, ging es sofort an die Arbeit (Abb. 2).

Wie bei den früheren Treffen auch, bildete die Herstellung von gefärbten Dauerpräparaten den Schwerpunkt der gemeinsamen Arbeiten. Karl Brüggmann brachte auf Objektträger aufgezogene Mikrotomschnitte von pflanzlichen und tierischen/menschlichen Geweben mit, die die Teilnehmer selbst nach verschiedenen Methoden färben und anschließend eindecken mussten. Darunter waren sowohl Stängel- und Blatt- als auch Blüten- und Wurzelschnitte von bekannten und auch von südländischen Pflanzen. Besonders erfreut waren die Teilnehmer über Gewebeschnitte von menschlichen Organen, da die meisten Mikroskopiker keine Gelegenheit haben, solche Gewebe zu bekommen.

Am ersten Abend fand nach dem Abendessen die beliebte Tauschbörse statt. Jeder, der meinte, etwas Brauchbares zu haben, breitete es aus, und so konnte nach Herzenslust gefachsimpelt, getauscht, gekauft und verkauft werden. Dazu gab es wie im Vorjahr Weißwürste und Weizenbier, das Richard Jähner aus Lindau mitgebracht hatte. Heini Moser aus der Schweiz ließ es sich

nicht nehmen, die Rechnung für die Weißwürste zu bezahlen, wofür ihm nochmals gedankt sei.

Am nächsten Tag wurden Holzschnitte, die Karl Brüggmann mit dem Schlittenmikrotom und schräg gestelltem Messer gemacht hatte, verarbeitet. Das Ausgangsmaterial für diese Schnitte ist frisches Holz, das nicht eingebettet wurde. Die Schnitte rollen sich teilweise, so dass es manchmal schwierig ist, sie plan auf dem Objektträger auszubreiten. Nach der anschließenden Färbung ergeben diese circa 25 µm dicken Schnitte aber schöne Übersichtsbilder über die Strukturen der verschiedenen Hölzer.

Wie schon in jedem Jahr, so fand auch diesmal eine Exkursion statt. Karl Brüggmann hatte uns in Hannover im Niedersächsischen Landeskriminalamt Einlass verschafft. Dort wurden wir von Herrn Dr. Bickel, einem Faserspezialisten, und Herrn Ericke von der Öffentlichkeitsarbeit begrüßt. Letzterer stellte uns die fünf Abteilungen des LKA vor. Zu den Aufgaben und Arbeiten jeder Abteilung erzählte er spannende Fälle aus der Kriminalgeschichte, so dass wir einen ausgezeichneten Überblick über Aufbau und Funktion des Amtes bekamen. Gleichzeitig erhielten wir einige Fotokopien, die das vorher Besprochene ergänzten und erweiterten. Herr Dr. Bickel erläuterte an einigen spektakulären Kriminalfällen die Arbeiten bei der Spurensicherung. Den Spezialisten im LKA stehen modernste Einrichtungen zur Verfügung, und bei einem Gang durch die Labors schlugen die Herzen der Mikroskopiker höher. Nach dem Mittagessen in der Kantine ging es zurück zum Wohldenberg.

Bis zum Abendessen war noch Zeit für zwei Gesteinsdünnschliffe. Diese hatte Herr Brüggmann von ent-



Abb. 1: Teilnehmer des Wohldenbergtreffens 2001.



Abb. 2: Blick in den Mikroskopiersaal.

sprechenden Fachleuten schon so weit vorbereiten lassen, dass nicht mehr viel eigene Schleifarbeit nötig war. Es handelte sich um einen Trachyandesit aus Kanada, ein Material vulkanischen Ursprungs und einen Granetoid aus dem Senegal, der Hornblende und Feldspat enthält. Zu diesem Thema passte am Abend auch gut ein kurzer Vortrag von Erwin Heiser, der eine Einführung in die Polarisation und die Messmethode anhand der Michel-Lèvy-Chart gab.

Am nächsten Tag wurden Schnitte von in Kunststoff (Kulzer) eingebetteten Geweben bearbeitet. Da bei diesen etwa 3 µm dicken Schnitten die Kunststoffmatrix nicht herausgelöst wird, hat man nach dem Färben zunächst den Eindruck, dass der Kunststoff zu stark mitgefärbt würde; bei der Betrachtung im Mikroskop stört diese geringe Anfärbung der Matrix jedoch kaum. Gefärbt wurden die Schnitte mit Toluidinblau, und bei richtiger Differenzierung übertrifft die Feinheit der Strukturen die der Paraffinschnitte – sie wirken wie gezeichnet.

Damit war die Pflanzenhistologie abgeschlossen, und es wurden Gewebeschnitte tierischen und menschlichen Ursprungs verarbeitet. Diese Schnitte wurden mit der modifizierten AZAN-Färbung gefärbt, bei der anstelle von Azokarmin das Kernechtrubin verwendet wurde. Alle Teilnehmer waren von der einfachen Handhabung und den überzeugenden Ergebnissen dieser Methode begeistert (Abb. 3).

Am Freitag wurde bei strahlendem Sonnenschein Plankton gesammelt und anschließend untersucht. Wenn auch die Ausbeute nicht überwältigend war, so ist der kleine Spaziergang zu den Insetzteichen doch eine willkommene Abwechslung zu den konzentrierten Arbeiten beim Färben. Friedrich Thormann hatte eine Pantoffeltier-Kultur mitgebracht, aus der jeder Teilnehmer ein schönes Silberlinienpräparat machen konnte. Friedrich Lütkemöller, der sich intensiv mit Fischkrankheiten beschäftigt, hatte Material vom Schuppenwurm (Verwandter des Leberegels) *Transversotrema patialense* mitgebracht. Dieser lebt unter den Schuppen und legt dort seine Eier. Die Larven gelangen ins Wasser und über eine Schnecke als Zwischenwirt wieder zum Fisch zurück. In den verschiedenen Stadien heißen die Larven dann Redien beziehungsweise Cercarien. Herr Lütkemöller hatte für jeden



Abb. 3: Karl Brüggmann erklärt Details am Mikrotom.

Teilnehmer einen Paraffinschnitt einer infizierten Schnecke vorbereitet, sowie Cercarien, die in toto mit Boraxkarmin gefärbt wurden.

Zum Schluss dieses arbeitsreichen Tages wurde noch traditionsgemäß ein Längsschnitt durch eine 1, 6 und 9 Tage alte Maus gefärbt und eingedeckt. Diese Präparate sind besonders wertvoll und zeigen viele innere Organe und Gewebearten. Da Herr Ernst von der Firma Olympus wieder für die ganze Dauer des Treffens ein BX-Mikroskop mit Videoeinrichtung zur Verfügung gestellt hatte, konnten alle die anschaulichen Erklärungen zu den Mäuseschnitten von Dr. Andreas Gebert von der MHH am Bildschirm genau verfolgen. Karl Brüggmann hatte die Möglichkeit, in der Zahnklinik für jeden Teilnehmer einen gefärbten Zahndünnschliff herzustellen, den der Zahnarzt Dr. Georg Hillmann, der ebenfalls an der MHH forscht, anschließend ausführlich erläuterte.

Nach diesen beiden anspruchsvollen histologischen Erklärungen wurde es aber Zeit, sich zum gemütlichen Grillabend zusammensetzen. Der fand wie immer auf der großen überdachten Terrasse des Amtshauses statt. Die beiden „Grillmeister“ Friedrich Thormann und Udo Lentz sorgten dafür, dass keiner lange auf seine Bratwurst zu warten brauchte. Nach dem Essen wurde es merklich kühler, und die Gruppe wechselte in den Ratskeller, ein gemütlicher Raum im Untergeschoss, wo noch lange beim Einbecker Mai-Bockbier erzählt und diskutiert wurde.

Am Samstagmorgen wurde noch ein kleiner Test durchgeführt und nach ausführlicher Aussprache und Dank an Karl Brüggmann verabschiedeten sich die Teilnehmer mit der Gewissheit und der Vorfreude auf ein 10tes Treffen an gleicher Stelle im Jahr 2002. Auf allgemeinen Wunsch aller Teilnehmer wird das 10. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg um einen Tag verlängert und dauert voraussichtlich vom 29.04.2002 bis zum 04.05.2002.

Friedrich Thormann, Hannover

Tiefenschärfe in mikroskopischen Bildern mittels PC

Adolf Mathias und Erhard Mathias

Was passiert, wenn ein Informatiker und ein Mikroskopiker, in diesem glücklichen Falle Neffe und Onkel, miteinander fachsimpeln? Meist hat das eine Fachgebiet mit dem anderen wenig, und wenn doch, dann nur in der leider kostenintensiven Anwendung von Software zu tun. Daraus ergab sich unsere Aufgabenstellung, ähnlich wie in der Konfokalmikroskopie, aus mehreren teilscharfen Bildern mithilfe des Computers ein gesamtcharfes Endbild zu berechnen. Gleichzeitig sollte diese Möglichkeit im Hinblick auf Hobbymikroskopiker und Schulen kostenneutral ausfallen.

Es ist ein Schönheitsfehler mancher mikroskopischer Aufnahmen, dass sie unscharfe Bildbereiche aufweisen. Das Problem tritt vor allem bei dickeren Präparaten wie zum Beispiel Kleinkrebsen, Radiolarien und anderen größeren Organismen im Plankton auf. Grund dafür ist die geringe Tiefenschärfe der Mikroskopobjektive. Sie weisen eine extrem große numerische Apertur und dadurch eine entsprechend hohe Lichtstärke auf. Der Begriff der numerischen Apertur entspricht in seiner Bedeutung der Blendenöffnung in der Fotografie. Aus der Fotografie ist bekannt, dass die Tiefenschärfe proportional mit der Blendenöffnung abnimmt. Um die Tiefenschärfe zu vergrößern, wird die Blende entsprechend verkleinert, in der Regel auf die Blendenzahlen zwischen 8 bis 16. Es gibt zwar auch abblendbare Mikroskopobjektive, jedoch stellen sie wegen ihres beim Abblenden entsprechend verringerten Auflösungsvermögens keine echte Alternative dar. Ein Abblenden des Kondensors ist wenig wirkungsvoll, da die aktive Öffnung des Objektivs dadurch unverändert bleibt und das Auflösungsvermögen leidet.

Mikroskopobjektive weisen eine proportionale Abhängigkeit der numerischen Apertur zum Vergrößerungsfaktor auf. Die Tiefenschärfe hängt folglich sowohl von der numerischen Apertur als auch von der Vergrößerung ab. Demnach haben stark vergrößernde Objektive eine geringere Tiefenschärfe als schwach vergrößernde. Hinzu kommt noch der Vergrößerungsfaktor des Okulars. Beim mikroskopischen Betrachten gleicht man obige Nachteile durch entsprechendes Nachfokussieren am Feintrieb aus. Auf diese Weise lässt sich auch an

der Mikrometerskala des Feintriebs der scharfe Bildbereich bei einer entsprechenden Objektiv-Okularkombination ausmessen. So beträgt beispielsweise der Tiefenschärfebereich bei einer mikroskopischen Gesamtvergrößerung $100\times$ etwa $30\ \mu\text{m}$ und bei einer Gesamtvergrößerung $400\times$ nur noch etwa $3\ \mu\text{m}$, vorausgesetzt die für Achromate üblichen Aperturen.

Aufnahme verschiedener Schärfeebenen

Da direkte mikroskopische Aufnahmen den Mangel an Tiefenschärfe nicht beheben können, bietet es sich an, die wesentlichen Schärfeebenen aufzunehmen und anschließend am Computer zu verrechnen. Schärfste Aufnahmemöglichkeit ist das Mikrodiapositiv, aufgenommen mittels Spiegelreflexkamera. Im Fotofachgeschäft können dann die Diapositive zu hochauflösenden Bilddateien verarbeitet und auf einer CD abgespeichert werden. Auch die direkte Aufnahme per Videokamera und die Übertragung über einen Videograbber (Analog-digital-Wandler) in den PC ist möglich. Allerdings sollten die Aufnahmen eine ausreichende Auflösung besitzen, da sonst das Finden der scharfen Bildkanten durch das Bildbearbeitungsprogramm unbefriedigend ist. Die von uns verwendete Überwachungskamera mit abnehmbarem Objektiv und C-mount-Anschluss löst 640×480 Pixel auf, was sich als ausreichend scharf erweist.

In einem kontrastreichen Bild werden scharfe von unscharfen Bildbereichen vom Bildbearbeitungsprogramm besonders gut unterschieden. Als Kontrastverfahren für optische Schnittebe-

nen eignet sich für Objektiv 10× das Dunkelfeld und für stärkere Vergrößerungen der Beugungskontrast, oder, falls verfügbar, DIK. Auch Phasenkontrast ist bedingt einsetzbar, neigt aber dazu, in optisch dichten oder gefärbten Strukturen Details zu verwischen.

Bildbearbeitungsprogramm

Das Testen einiger mehr oder weniger preiswerter Bildbearbeitungsprogramme wie Paintshop oder Photoshop ergab, dass zwar das Kombinieren zweier oder mehrerer Bilder über die Schritte: Kanten finden, Subtraktion und Division zu einem scharfen Endbild möglich ist, der Weg der Bildbearbeitung sich jedoch recht kompliziert gestaltet. Interessanterweise ergab das übers Internet kostenlos verfügbare Programm GIMP die besten Ergebnisse und einen relativ einfachen Weg beim Kombinieren der Bilder.

Das Open-Source-Bildverarbeitungsprogramm GIMP, das es in der Version 1.17 außer für Linux/Unix mittlerweile auch für Windows gibt, unterstützt auf besonders einfache Weise die Kombination scharfer Bildanteile zweier Bilder mit unterschiedlicher Fokus-Einstellung. GIMP wird ständig unter Linux weiterentwickelt, und die Windows-Version, die von einem Finnen ent-

wickelt und betreut wird, ist im World Wide Web unter: <http://user.sgc.fil-tml/gimp/win32/downloads.html> zu bekommen. Es handelt sich dabei um ein circa 10 Megabyte großes ZIP-File, zu dessen Decodierung außerdem WinZIP benötigt wird. Dieses Shareware-Programm ist beispielsweise unter <ftp://ftp.sunet.se/pub/simtelnet/cnet/win95/utilities/winzip80.exe> erhältlich. Im Gegensatz zu GIMP ist dies ein Shareware-Programm, für das der Autor bei kontinuierlicher Benutzung um eine Registrierungsgebühr von 29 US \$ bittet.

Installieren Sie zunächst WinZIP durch einfaches Doppelklicken auf winzip80.exe im Windows-Explorer. Das ZIP-File gimp-setup-20000722.zip können Sie danach ebenfalls durch Doppelklick öffnen. Es erscheint das WinZIP-Fenster. Wählen Sie 'Extract' und geben Sie in dem darauf erscheinenden Dialog bei 'Extract to' ein Verzeichnis an, zum Beispiel C:\WINDOWS\TEMP. Klicken Sie dann auf 'Extract'. Anschließend können Sie WinZIP verlassen. Gehen Sie dann mit dem Explorer in das Extraktionsverzeichnis, in unserem Beispiel also C:\WINDOWS\TEMP, und doppelklicken Sie auf das File gimp-setup-20000722.exe. Daraufhin installiert sich GIMP selbsttätig und fragt Sie dabei nach allerlei Präferenzen. Belassen Sie am besten alles bei der Standardeinstellung, es sei denn, Sie wissen genau, was Sie tun.

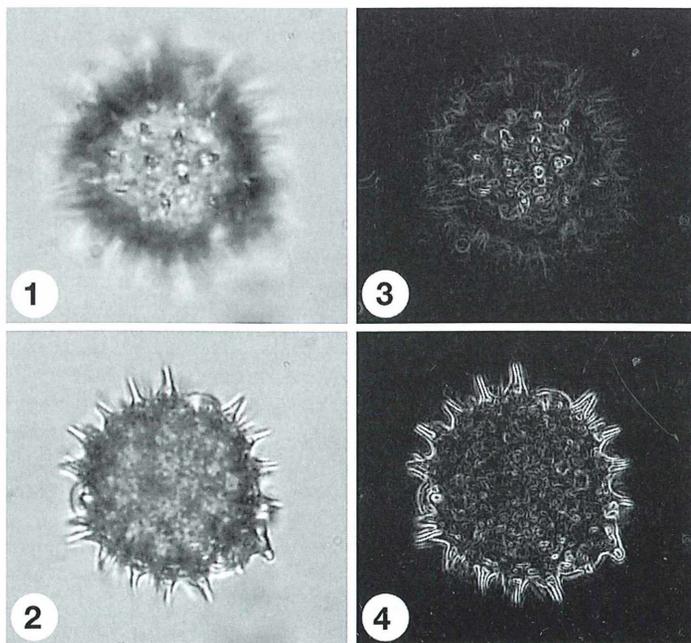


Abb. 1: Sonnenblumenpollen 1. Oberer Schärfebereich, 400× Beugungskontrast. Die oberen Stacheln des Pollenkorns sind scharf abgebildet, der Umriss jedoch unscharf. – Abb. 2: Sonnenblumenpollen 2. Mittlerer Schärfebereich, 400× Beugungskontrast. Fokussiert wurde auf den Umriss des Pollenkorns. – Abb. 3: Sonnenblumenpollen 1, Kanten, Arbeitsschritt Nr. 4. – Abb. 4: Sonnenblumenpollen 2, Kanten, Arbeitsschritt Nr. 4.

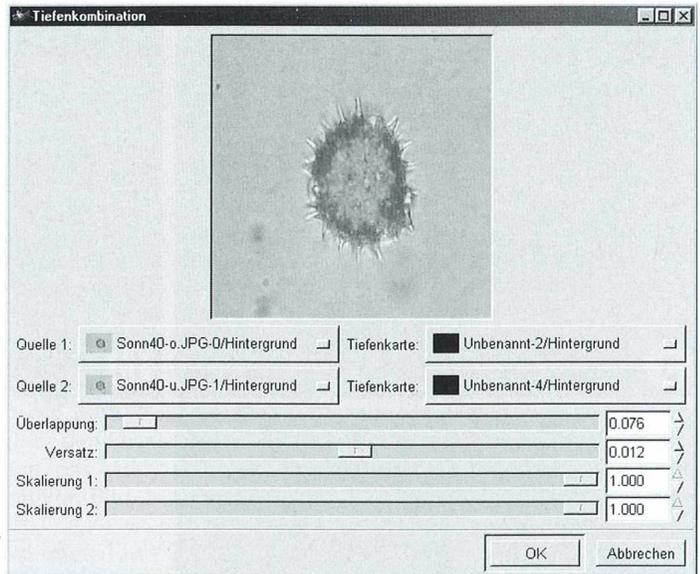


Abb. 5: GIMP-Tiefenkombinations-dialog.

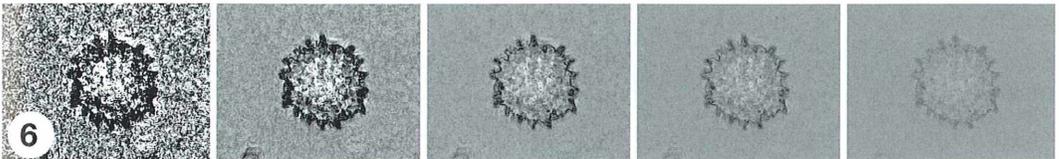


Abb. 6: Beispiel möglicher Schwarzweißkombinationen bei verschiedenen Überlappungsstufen. Überlappung 0,0 links, steigender Wert nach rechts.

Scharfe Bildinformationen kombinieren mit GIMP

Für die Kombination von Bildern des selben Objekts, aber mit unterschiedlicher Schärfeneinstellung gibt es in GIMP ein eigenes Filter, das Tiefenkombinationsfilter. Um eine Tiefenkombination durchführen zu können, laden Sie zunächst zwei Bilder, die von dem gleichen Objekt, aber mit unterschiedlicher Fokussierung aufgenommen wurden. Generell ist es auch hier wie auch bei anderen Programmen erforderlich, einige Zwischenschritte durchzuführen, wobei deren Anzahl in GIMP überschaubar ist. Wir haben eine Arbeitsfolge gefunden, die recht nahe am Optimum liegt, und möchten Sie an Hand der deutschen Windows-Version 1.17 von GIMP hindurchführen.

1. Starten Sie GIMP durch Doppelklicken auf das Desktop-Icon.
2. Öffnen Sie zwei zusammengehörige Bilder mithilfe des Menüs Datei-Öffnen oder der Tastenkombination Strg-O.

3. Duplizieren Sie jedes dieser Bilder mit dem Menüeintrag Bild-duplizieren oder der Tastenkombination Strg-D. Eine Operation auf einem bestimmten Bild wird immer dann durchgeführt, wenn das betreffende

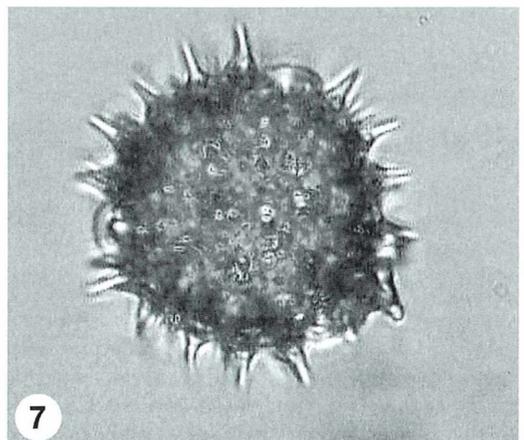
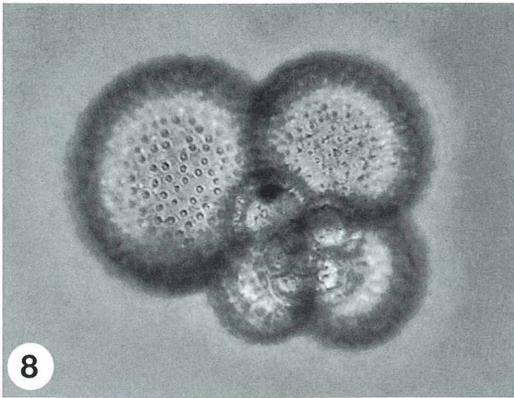
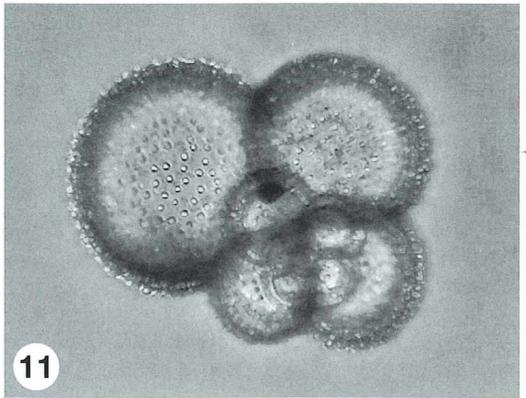


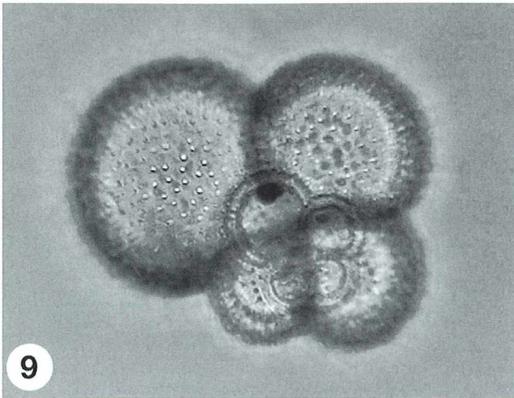
Abb. 7: Ergebnis Sonnenblumenpollen.



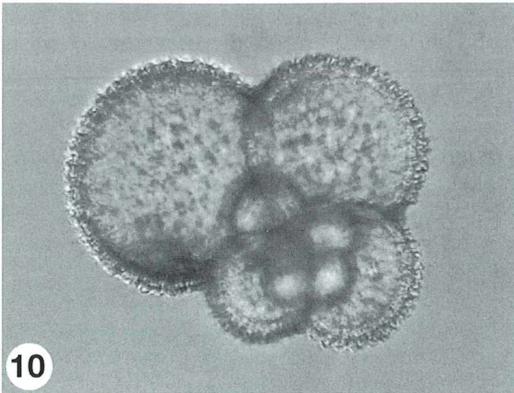
8



11



9



10

Abb. 8: *Globigerina* 1. Schärfbereich der Oberseite der größten sowie der drei zentralen kleinsten Kammern, 400× Beugungskontrast. – **Abb. 9:** *Globigerina* 2. Schärfbereich der vier mittelgroßen Kammern. – **Abb. 10:** *Globigerina* 3. Schärfbereich des Randes der größten Kammern. – **Abb. 11:** Ergebnis *Globigerina*: Kombination von drei Teilbildern.

Fenster aktiv ist, das heißt angeklickt wurde. Das Menü mit den Operationen erhalten Sie durch Drücken der rechten Maustaste auf einem Fenster. Die Operation wirkt sich dann auf das entsprechende Fenster aus. Vor dem Drücken einer Tastenkombination muss entsprechend das Fenster mit dem zu bearbeitenden Bild durch Anklicken aktiviert worden sein.

4. Wenden Sie auf die beiden Duplikate jeweils das Sobel-Kantendetektionsfilter in dem

Menü rechte Maustaste-Filter-Kanten finden-Sobel an. In dem Sobel-Dialog achten Sie darauf, dass die beiden Einträge Sobel horizontal und Sobel vertikal markiert sind. Der dritte Eintrag in dem Fenster, Vorzeichen beibehalten, ist dann ohne Bedeutung. Die Ergebnisse der Sobel-Kantendetektion sehen wie in Abbildung 3 und 4 aus.

5. Nachdem Sie in beiden Kopien der Originalbilder die Kantendetektion durchgeführt haben und festgehalten haben, welches Kan-

tendetektionsbild zu welchem Original gehört, duplizieren Sie eines der bisherigen Bilder, um darin das Ergebnis zu berechnen. Sie können auch mit Datei-Neu oder der Tastenkombination Strg-N ein neues Bild erzeugen, müssen dann aber dessen Größe und Standard-Hintergrundfarbe festlegen. Beim Duplizieren entfällt das.

6. Auf diesem Ergebnisbild wählen Sie dann Filter-Kombinieren-Tiefenkombination aus. Es erscheint ein der Abbildung 5 ähnlicher Dialog. Wählen Sie mit den beiden Quellen-Menüs Ihre Originalbilder und mit den beiden Tiefenkarten-Menüs die Ergebnisse der Sobel-Kantendetektion. Achten Sie darauf, dass Sie die Kantendetektionsbilder den Originalbildern über Kreuz zuordnen, das heißt Bild 1 erhält die Kantendetektion von Bild 2 und umgekehrt.

Der Überlappungsregler beeinflusst die Entscheidungsschärfe zwischen den beiden Originalbildern. Eine Überlappung von 0 bedeutet, dass bereits geringste Differenzen der Intensität der Kanteninformation zu einer klaren Entscheidung führt, aus welchem der beiden Bilder die Information zu übernehmen ist. Größere Werte führen dazu, dass die Entscheidung mehr und mehr fließend wird. Abbildung 6, die mithilfe der Tiefenkombination aus den beiden ursprünglichen Bildern entstanden ist, illustriert dies. Bei einem Wert von 0 für die Überlappung gibt es nur klare Entscheidungen, die auch beispielsweise durch Bildrauschen übermäßig beeinflusst werden, bei höheren Werten wird deutlich, wie die Mischung sich in den weniger differenzierten Bereichen immer stärker einem neutralen Wert nähert.

Mit dem Versatzregler kann eine Balance-Einstellung zwischen den beiden Bildern vorgenommen werden. Dies geschieht durch eine Konstante, die auf die Differenz zwischen den beiden Kantenbildern addiert wird, und damit das Ergebnis des Vergleichs in die eine oder andere Richtung verschiebt. Schließlich können mit den beiden Skalierungsreglern Unterschiede in den Größen der Ausgangsbilder, wie sie beispielsweise durch Änderung der Fokussierung hervorgerufen werden, ausgeglichen werden.

Ein Ergebnisbild, das aus den beiden Ausgangsbildern mit einer Überlappung von 0.024 und einem Versatz von 0.017 errechnet wurde, ist in der Abbildung 7 zu sehen.

Das erste der beiden Ausgangsbilder, das auf Details von der Oberseite des Sonnenblumen-

pollens fokussiert ist, hat insgesamt etwas weniger Schärfe, weswegen der Anteil des Bildes ein wenig durch den Versatzwert von 0.017 angehoben wurde. Die Überlappung wurde möglichst gering eingestellt, aber doch so, dass möglichst wenig unerwünschte Zusatzinformation durch zufällige Schwankungen in den Bildern entstehen. Hier ist einiges an Experimentieren erforderlich, was aber mit GIMP nicht schwierig ist und ohne großen Aufwand lohnende Ergebnisse verspricht.

Kombinieren mehrerer Teilbilder

In der konfokalen Mikroskopie werden mehrere sukzessive Schärfeebenen als optische Schnitte durchgeführt und entweder zu einem gesamtcharfen Endbild oder zu einer räumlichen Konstruktion verrechnet. Letzteres mit GIMP durchzuführen, ist wohl nicht möglich, ersteres jedoch durchaus. Als Beispiel wurde das scharfe Bild des Gehäuses der Foraminifere *Globigerina* aus drei Einzelbildern (Abb. 8, 9 und 10) kombiniert. Zunächst wurde Bild 1 (Abb. 8) mit Bild 2 (Abb. 9) kombiniert, anschließend das daraus Resultierende mit Bild 3 (Abb. 10) zu dem Endbild in Abbildung 11. Es liegt am Bedarf an Schnittebenen sowie an der Geduld des Anwenders, möglicherweise eine Vielzahl teilscharfer Bilder zu kombinieren.

Bewertung

Der Vorteil des beschriebenen Verfahrens liegt darin, dass es nichts kostet und gleichzeitig gute Ergebnisse liefert. Außer Mikroskopikern könnte es auch für Schulen von Interesse sein. Immerhin lassen sich damit aus dem Biologieunterricht teilscharfe Ausgangsbilder, am Lehrermikroskop aufgenommen, in die PCs des Computerraums einlesen und hier entsprechend nachbearbeiten. Außer dem Ergebnis, einem tiefenscharfen Bild, welches ausgedruckt werden kann, führen die aufeinanderfolgenden Arbeitsschritte zu einer Förderung der Methodenkompetenz der Schüler.

Verfasser: Adolf Mathias, ZKM-Institut für Bildmedien, Karlsruhe. Privat: Büchelberg 2B, D-76228 Karlsruhe, e-mail: Dolfi@zkm.de und Erhard Mathias, Stämmesäckerstraße 19, D-72762 Reutlingen, e-mail: mathias@schwaben.de

Kiefernpollen als Nährstoffquelle für Plankter in einem extrem sauren Tagebaurestsee

Wolfgang Jacob

Im späten Frühjahr beobachtet man in der an Kiefernwäldern reichen Niederlausitz oft gelbe Beläge auf Pfützen und an Wegrändern. Früher sprach man von „Schwefelregen“. Eine mikroskopische Untersuchung dieses Staubes ergibt schnell, dass es sich im wesentlichen um Kiefernpollen handelt. Diese Gebilde (Abb. 1) besitzen jeweils zwei Luftsäckchen und werden über weite Strecken durch den Wind verbreitet. Nach einer Angabe von Herrn Dr. B. P. Kremer, Köln, wurden in der Nähe von Kiefernbeständen etwa 200 Millionen dieser Pollen pro m² gefunden.

Durch den früher großflächigen Braunkohlenabbau besitzt die Niederlausitz eine Vielzahl von erheblich schwefelsauren Restseen beträchtlicher Größe. Nach Literaturangaben (Nixdorf, 1998; Pietsch, 1979) reichen die pH-Werte dieser Seen von 1,8 bis in den Normalbereich. Durchschnittlich werden wohl pH 3 erreicht. Bei Seen unter pH 2,9 nimmt die Artenzahl an Organismen schnell ab, in der entsprechenden Literatur (Steinberg *et al.*, 1998) werden beispielsweise keine Rotatorien mehr erwähnt. Dies steht einmal mit dem niedrigen pH-Wert in Zusammenhang, aber nach Nixdorf *et al.* (1998) und

Steinberg *et al.* (2000) auch wesentlich mit der geringen Menge an biologisch verfügbarem Kohlenstoff. Dieser steht dem Plankton in einer Menge von 0,01–0,75 mmol/l (durchschnittlich 0,05 mmol/l) zur Verfügung. Ein Aufbau von Nahrungsketten ist damit in den unteren Konzentrationsbereichen kaum möglich. Einer dieser Seen ist der auch von Nixdorf *et al.* (1998) beachtete Restsee Sedlitz (Abb. 2) mit einer Oberfläche von etwa 7 km² und einer Tiefe von mehr als 10 m. Er ist ein extrem saurer See. Innerhalb der Beobachtungszeit von 1992 bis 2000 erhöhte sich der pH-Wert langsam von etwa 2,7 auf 2,9. Im Sommer wurden oft etwas saurere Werte gemessen. Der biologisch verfügbare Kohlenstoff wird auf 0,02 mmol/l (0,24 mg/l) geschätzt. Nach der vorgenommenen Überschlagsberechnung zum Polleneintrag, die durch Analogangaben aus dem Internet in der Größenordnung bestätigt wird, kommen pro dm² Seeoberfläche 0,5–1 mg nährstoffreiche Pollen. Selbst, wenn man berücksichtigt, dass das Pollengerüst aus Sporopollenin nur schwer abbaubar ist, ergibt sich eine lokale Vervielfachung des verfügbaren Nährstoffangebotes.

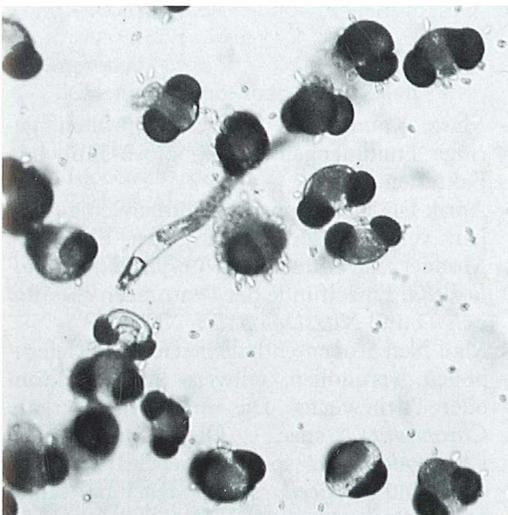


Abb. 1: Kiefernpollen im Wasser, zum Teil mit Plankton bedeckt.

Langjährige Beobachtungen zum Phyto- und Zooplankton

Angeregt durch eine zufällig beobachtete, ziemlich schnell erfolgte Massentwicklung des Rotators *Brachionus sericus* wurden an einer bestimmten Uferstelle dieses Sees über acht Jahre Beobachtungen zum Phyto- und Zooplankton

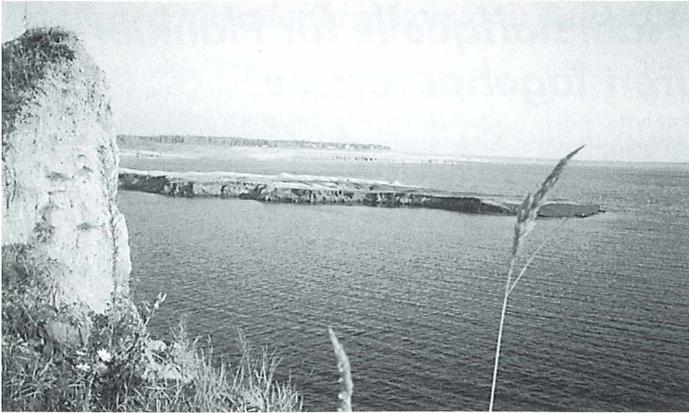


Abb. 2: Blick auf den Restsee Sedlitz.

Abschätzung zum Nährstoffeintrag durch Kiefernpollen in einen etwa 7 km² großen See, der teilweise mit Kiefernbeständen umgeben ist.

Kiefernpollen werden über weite Strecken durch den Wind verbreitet, der sogenannte Nahbereich wird bis 10 km gerechnet.

Menge der Pollen in Waldnähe: 200 Mio./m²

Maße eines Pollenkorns der Kiefer: Länge circa 60 µm, Dicke circa 25 µm

Form: Annähernd ein Rotationsellipsoid. Inhalt $\pi \cdot L \cdot D^2/6$

Volumen: etwa 20.000 µm²

Dichte (geschätzt): durch zwei Luftkammern niedrig, vergleichbar mit Kork 0,25 g/cm²

1 mm³ Pollen (massiv) würde 0,25 mg wiegen.

1 mm³ besitzt das Volumen von 50.000 Pollenkörnern.

Es ergibt sich ein geschätztes Gewicht von 5×10^{-6} oder 5 Nanogramm pro Pollen.

200 Mio. bringen ein Gramm auf die Waage, pro ha sind das dann 10 kg.

Internetangaben zu *Calluna* (Kribbe, 1996) sind in der Größenordnung vergleichbar.

Der etwa 7 km² große See erhält natürlich nur einen Bruchteil, vielleicht 5–10% der Hektar-menge, das sind etwa 350–700 kg.

Wichtig erscheint hier nicht so sehr die absolute Gesamtmenge, sondern ein örtliches und oberflächennahes Nährstoffüberangebot.

ausgeführt. Es wurden Proben mit einem handelsüblichen Planktonnetz (40–70×40–100 µm) genommen, daneben auch Sand- und Ockerproben. Die Auswertung erfolgte mit einem Lichtmikroskop der Firma Novex, Holland. Das Wasser der Probestelle war überwiegend kristallklar, Algenmatten fehlten. In Ufernähe wuchs etwas verkümmertes Schilf. Die folgende Aufstellung beschreibt die Probenauswertung eines typischen Jahres:

- Januar: Netzproben meist steril. Wenige kokkale Bakterien auf Quarzkörnern, daneben einige Pilzfäden.
- Februar: Netzproben meist steril. Wenig Zoogloea, auf Ockergrund manchmal zopf-förmige Gebilde von *Gallionella ferruginea* („gedrehtes Eisenbakterium“).

- März: Kaum noch sterile Netzproben, geringe Fundmengen an Zoogloea-ähnlichen Bakterien.
- April: Die Netzproben enthalten wenige Pollen, verstärkt Zoogloea, gegen Ende des Monats Einzelfunde von *Oxytricha* cf. *pellionella*. Einzelfunde der Diatomeen *Eunotia exigua* und *Nitzschia palea*.
- Mai: Netzproben enthalten reichlich Kiefern-pollen, verquollen, teilweise mit Plankton- oder Pilzbewuchs. Die Auswertung ergab: *Chromulina* spec., *Oikomonas* spec., *Chlamydomonas* spec., daneben *Oxytricha* spec. und *Vorticella* spec., manchmal schon zu Monatsbeginn erste Rotatorien, beispielsweise *Cephalodella gibba*. Gegen Monatsende Chironomiden und Diatomeen wie oben.

- Juni: Ergebnisse ähnlich wie im Mai, aber eine schnelle Zunahme an *Brachiomus sericus*, im Extremfall bis zum Zusetzen des Fangnetzes. Wenige Exemplare von *Euglena mutabilis* und ganz selten *Lepocinclis*. Diatomeen wie oben.
 - Juli: In manchen Jahren sterile Fangnetze, manchmal Artenzusammensetzung wie im Juni, aber insgesamt weniger Individuen. Brachionen, wenn vorhanden, abgestorben. Wenige Funde von *Actinophrys sol*.
 - August: Oft Fangnetze leer, sonst wenige Kieselalgen wie oben, wenig Zoogloea.
 - September: Manchmal *Ochromonas* und *Chlamydomonas*. Diatomeen (*Eunotia exigua* und *Nitzschia palea*) im Verhältnis 6:1. Einzelstücke von Fadenalgen (*Ulothrix zonata*, *Ulothrix* spec.) und Fäden, die Ähnlichkeit mit Vorkeimen des Mooses *Cladocera fluitans* haben, aber in Rückstellproben über vier Jahre keine Moospflanzen, dagegen aber akineten- und sporenlähnliche Körper ausbildeten. Eine hohe Ähnlichkeit mit *Heterococcus* ist unverkennbar. Es wurden wieder *Brachionus sericus*, *Euglena mutabilis* und *Lepocinclis* (selten) gefunden.
 - Oktober: Gefunden wurden Zoogloea, Fadenalgenstücke wie oben, *Actinophrys sol*, *Cephalodella gibba*, abgestorbene Brachionen, Rotatorienzysten (*Brachionus*).
 - November: Wenige Bakterien, kaum Plankton, abgestorbene Brachionen.
 - Dezember: keine Beobachtungen.
- Tabelle 1 gibt eine Übersicht zu allen beobachteten Organismen.

Tabelle 1

| Beobachtete Organismen | Maxima |
|---------------------------------------|---------------------------------|
| Bakterien | |
| - Zoogloea-ähnliche kokkale Zellen | Mai, September |
| - <i>Gallionella ferruginea</i> | Januar, selten |
| Chrysochyta | |
| - Diatomeen | |
| <i>Eunotia exigua</i> | Mai, September |
| <i>Nitzschia palea</i> | April, Mai, September |
| - Chrysochytaeae | |
| <i>Ochromonas</i> spec. (7 µm) | Mai, September |
| <i>Ochromonas</i> spec. (11 µm) | Oktober, selten |
| <i>Oikomonas</i> spec. (5–6 µm) | Mai, selten |
| - Xanthophyceae | |
| <i>Heterococcus</i> spec. (15–25 µm) | August, September |
| Chlorophyta | |
| <i>Chlamydomonas</i> spec. (10–12 µm) | Mai, September |
| - Euglenen | |
| <i>Euglena mutabilis</i> | September |
| <i>Lepocinclis</i> spec. | Juni, September, selten |
| - Trichale Algen | |
| <i>Ulothrix zonata</i> | Juli, August, selten |
| <i>Klebsormidium subtile</i> | Juli, August, selten |
| Protozoa | |
| <i>Actinophrys sol</i> | Juni, Oktober |
| <i>Anisonema</i> spec. | September, selten |
| <i>Oxytricha</i> spec. | September |
| <i>Vorticella</i> spec. | September |
| Metazoen | |
| - Rotatoria | |
| <i>Cephalodella gibba</i> | Mai, September, selten |
| <i>Brachionus sericus</i> | Mai, Juni, Oktober |
| Corixa | Mai, September, relativ selten |
| Chironomiden | Mai bis Oktober, relativ selten |

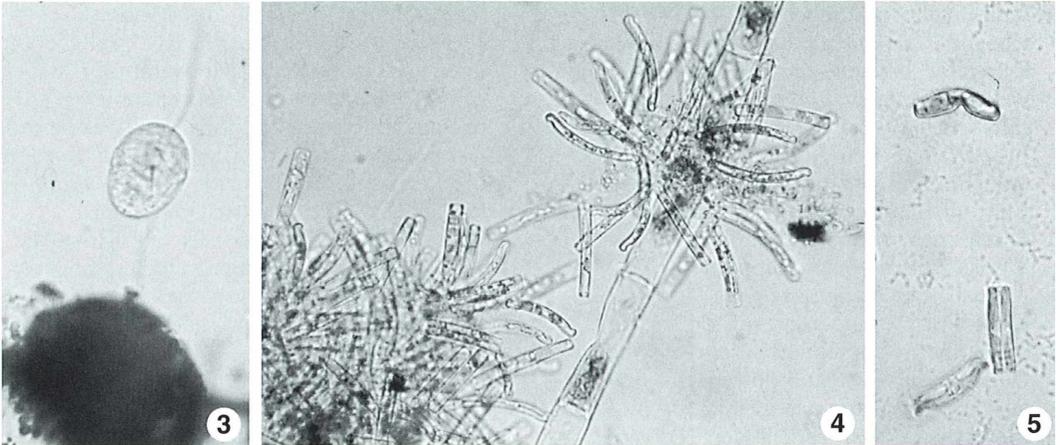


Abb. 3: *Anisonema spec.* auf einem Pollenkorn. – Abb. 4: Aufwuchskolonie von *Eunotia exigua*. – Abb. 5: So genannte *incisa*-Anomalie bei *Eunotia*. Länge circa 20 µm.

Erörterung der Ergebnisse

Aus den vorliegenden Beobachtungen kann auf folgende Nahrungsabfolge geschlossen werden: Die im Mai eingeschwemmten Kiefernpollen bleiben zunächst in der Nähe der Wasseroberfläche. Sie verquellen und werden bald von Plankton (*Ochromonas* und *Chlamydomonas*) besiedelt. In der Nähe dieser Pollen sind auch regelmäßig Zoogloea-ähnliche Bakterien zu beobachten. Die Besiedlung erfolgt in relativ kurzer Zeit, etwa in einer Woche. Einige weniger saure Restseen, welche etwas besser mit Grundnährstoffen ausgestattet sind, bilden gelegentlich leichte Wasserblüten. Fast zeitgleich erbringen die Proben erste Ciliaten (*Oxytricha cf. pellionella*) und Rotatorien (*Cephalodella gibba*). Die Pollen werden später teilweise mit

Vorticellen oder mit der Kieselalge *Eunotia exigua* besiedelt. Wochen später dienen die fast leeren Sporopollenin-Hüllen als Behausung für die wurmförmlichen Exemplare von *Euglena mutabilis*. Nach etwa drei Wochen wird das Rädertier *Brachionus sericus* manchmal sehr häufig, seltener bleiben Corixen und Chironomiden. Die Bestimmung von *Brachionus sericus* erfolgte anhand der Fußanatomie nach Wulfert (1965). Wiederum nach relativ kurzer Zeit, Anfang bis Mitte Juni, findet man überwiegend abgestorbene Brachionen. Auffallend sind dabei die meist leeren, nur wenige Planktonorganismen (*Ochromonas*?) enthaltenden Verdauungsorgane der gefundenen Brachionen. Es wurden auch kaum Exemplare mit Außen-eiern gefunden, dagegen waren die Dottersäcke gut entwickelt. Corixen und Chironomiden

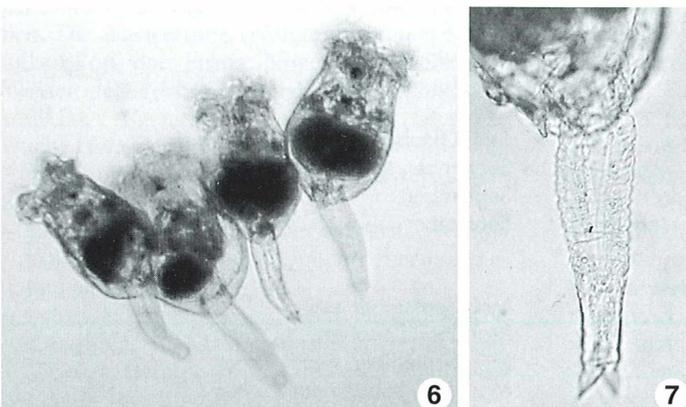


Abb. 6: Vier Exemplare von *Brachionus sericus*, Längen circa 500 µm. – Abb. 7: Fußteil von *Brachionus sericus*.

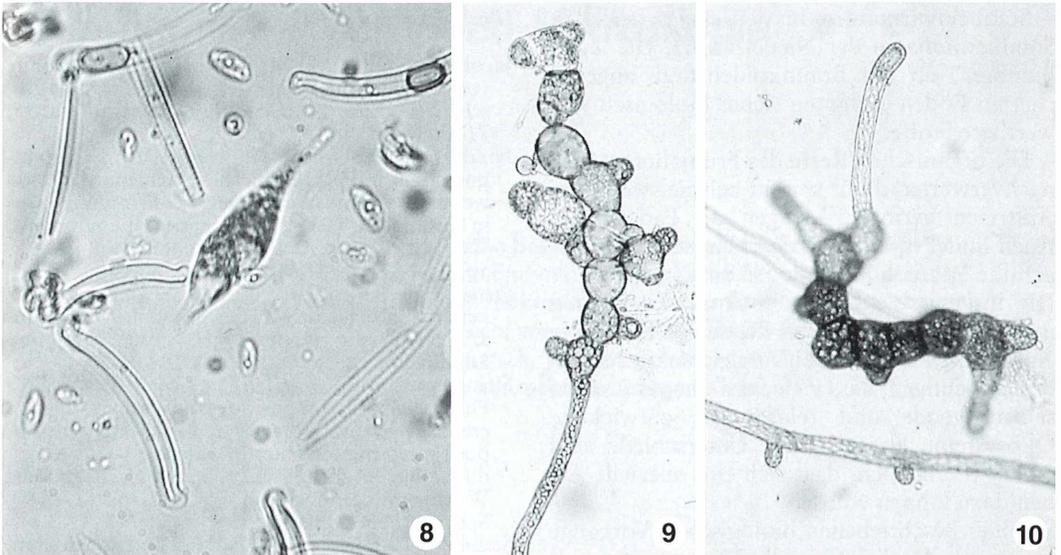


Abb. 8: Spätsommerliche Planktongesellschaft. *Euglena mutabilis*, *Chlamydomonas spec.*, Schalen von *Eunotia exigua* und *Nitzschia palea*. – **Abb. 9 und 10:** Exotische Fadenalgen. *Heterococcus spec.* Dicke circa 15–35 µm.

blieben immer selten und wurden nicht näher bestimmt. Juli und August waren in allen Jahren Monate mit ausgesprochen geringen Fangergebnissen, bisweilen hatte man den Eindruck eines sterilen Gewässers. Ab September bis oft Ende Oktober belebte sich das Gewässer wieder. Neben geringen Mengen des oben erwähnten Planktons wurden vermehrt Kieselalgen wie oben schon beschrieben beobachtet. Hierbei zeigte *Eunotia* recht oft Schaleneinkerbungen, so genannte *incisa*-Anomalien, die wohl säurebedingt sind. *Brachionus sericus* zeigte ein kleines Häufigkeitsmaximum, manchmal waren auch dunkle Dauereier zu entdecken. Die Ciliaten des Herbstmaximums waren die gleichen wie im Frühjahr. Neben *Actinophrys sol* wurde auch *Anisonema cf. ovale* beobachtet. Im November verschwanden die Brachionen aus den Funden. Auf die vornehmlich im Herbst gefundenen Fadenalgen in durchweg geringer Quantität ist oben schon eingegangen worden. Bei der abgebildeten Fadenalge liegt die Vermutung nahe, dass es sich um eine *Heterococcus*-Art handelt. Sie wurde auch schon in einem anderen Restsee gefunden und in einer früheren Arbeit beschrieben (Jacob und Kapfer, 1999).

Für den Monat Dezember liegen keine Beobachtungen vor.

Diskussion der Ergebnisse

Die Beobachtungen unterstreichen die Aussagen von Nixdorf *et al.* (1998) nach denen der biologisch verwertbare Kohlenstoff eine primäre Rolle bei der Besiedlung der sauren Restseen mit Organismen spielt. Etwas vereinfacht gesehen begrenzt der pH-Wert die Artenzahl, die Menge an Kohlenstoff aber die Individuenzahlen. Das gilt im Besonderen für den Restsee Sedlitz, der beispielsweise mit P und N etwas besser als vergleichbare Seen versorgt ist. Immer wieder beeindruckend ist das offenbar hohe Anpassungsvermögen von Protisten und Rotatoria an das schwefelsaure Milieu. Beispiele sind in der Organismen-tabelle (Tabelle 1) aufgeführt. Gelegentlich wurden auch Ciliaten gesehen, bei denen eine Bestimmung unterblieb.

Die relative Häufigkeit der Organismen im Mai oder Juni kann unmittelbar und eindeutig mit dem Eintrag der Kiefernpollen in Zusammenhang gebracht werden. Für das kleinere Herbst-Maximum ist das nicht so eindeutig. Hier steht eine schlüssige Erklärung noch aus. Es können mehrere Ursachen erwogen werden: – Gräser- und Getreidepollen – dem steht entgegen, dass nur untergeordnete Mengen dieser Pollen gefunden wurden.

– Staubeinwirkungen in den meist trocknen Sommermonaten der Niederlausitz. Die leicht humösen, oft mit Braunkohlenstaub angereicherten Böden enthalten sicher biologisch verwertbare Stoffe.

– Die organischen Reste des Frühjahrs werden nachverwertet, dafür spricht beispielsweise das Auftreten geringer Mengen an Fadenalgen. Auch findet man bis in den Herbst hinein teilgefüllte Sporenhüllen.

Die insgesamt gefundenen Arten korrelieren im hohen Maße mit den Ergebnissen anderer Autoren. Es ist aber bei Vergleichen immer zu berücksichtigen, dass viele Seen um pH 3 schon selbsttragende und relativ gut entwickelte Ökosysteme besitzen. Die Unterschiede sind dabei so erheblich, dass sich eine spezielle Arbeit dazu lohnen würde.

Die hier beschriebenen biologischen Vorgänge zeigen anschaulich, wie die Natur auch unter recht ungünstigen Bedingungen jede Möglichkeit nutzt, Nahrungsbeziehungen aufzubauen und schwierige Areale zu besiedeln.

Danksagung

Es sei an dieser Stelle der Lausitzer und Mitteldeutschen Bergbauverwaltungsgesellschaft mbH als Eigentümer dieses Restsees für das vielfache Entgegenkommen gedankt. Herrn Dr. Bruno P. Kremer, Köln, danke ich für die Angabe zur Kiefernpollenmenge herzlich.

Literaturnachweise

- Jacob, W., Kapfer, M.: Morphologie und Taxonomie von Fadenalgen im sauren Tagebaurestsee Koshen (Lausitz, Brandenburg). *Lauterbornia* 35, 71–80 (1999).
- Nixdorf, B., Wollmann, K., Deneke, R.: Ecological potentials for planktonic development and food web interactions in extremely acidic mining lakes in Lusatia. In: Geller, W., Klapper, H., Salomons, W. (Hrsg.): *Acidic mining lakes*, p. 147–167, Springer Verlag, Berlin 1998.
- Pietsch, W.: Klassifizierung und Nutzungsmöglichkeiten der Tagebaugewässer des Lausitzer Braunkohlen-Reviere. *Archiv für Naturschutz und Landschaftsforschung* 3, 187–215 (1979).
- Steinberg, C. E. W., Schäfer, H., Titel, J., Beisker, W.: Phytoplankton composition and biomass spectra created by flow cytometry and zooplankton composition in mining lakes of different status of acidification. In: Geller, W., Klapper, H., Salomons, W. (Hrsg.): *Acidic mining lakes*, p. 127–147, Springer Verlag, Berlin 1998.
- Steinberg, Ch., Fyson, A., Nixdorf, B.: Extrem saure Seen in Deutschland. *Biologie in unserer Zeit* 29, 98–109 (2000).
- Wollmann, K., Deneke, R., Nixdorf, B., Packroff, G.: Dynamics of planktonic food webs in three mining lakes across a pH gradient (pH 2–4). *Hydrobiologica* 433, 3–14 (2000).
- Wulfert, K.: Revision der Rotatorien-Gattung *Platyis* Harring 1913. *Limnologia* 3, 40–55 (1965).

Verfasser: Wolfgang Jacob, Rembrandt-Str. 35, D - 01983 Großräschen

Buchbesprechung

Röttger, R.: Wörterbuch der Protozoologie. In: Foissner, W. (ed.), *Protozoological Monographs* Vol. 2, Shaker Verlag, Aachen 2001, 288 Seiten, 122 Abbildungen, broschiert, DM 25,00, ISBN 3-8265-8599-2.

Mit diesem Buch, das in der von Prof. Foissner neugegründeten Reihe *Protozoological Monographs* erschienen ist, hat Rudolf Röttger eine klaffende Lücke im

deutschsprachigen protozoologischen Bücherangebot geschlossen. Der Autor hatte sich zum Ziel gesetzt, Studierenden der Biologie und biologisch ausgerichteter Fachgebiete, Dozenten, Biologielehrern und Mikroskopikern, wie beispielsweise unseren Lesern, ein Nachschlagewerk an die Hand zu geben, in dem die Fachterminologie der Protozoologen aufgeschlüsselt wird. Dabei ist er mit viel Sorgfalt, Akribie und Liebe zur Sache vorgegangen.

Sein Vorhaben ist voll gelungen: Lernende wie Lehrende verfügen nun über eine fundierte Zusammenstellung. Mehr noch: Das Buch ist gewissermaßen ein kurzgefasstes Lehrbuch der Protozoologie, das zu weiterführenden Lektüre anregen möchte. Dank der ungewöhnlich positiven Preisgestaltung wird das Buch vermutlich eine weite Verbreitung finden.

Klaus Hausmann, Berlin

Erfahrungen mit der Video-Mikroskopie an Protisten

Joachim Wygasch

Wer sich mit lebenden Mikroorganismen beschäftigt, stellt gelegentlich einmalige Beobachtungen an. Das Objekt wiederzufinden oder die gleiche Situation zu reproduzieren, ist dann vergebens. Die Video-Mikroskopie in Verbindung mit Aufzeichnungen auf Videoband schafft Abhilfe. Nicht wenige MIKROKOSMOS-Artikel der letzten zwei Jahrzehnte bedienen diesen Wunsch. Deren Empfehlungen sind vielfältig und auf mehrere Untersuchungsfelder der Mikroskopie bezogen (Göke, 1991, 1999).

In diesem Beitrag sollen die Zielvorstellungen aus der Sicht des Anwenders enger gefasst werden. Schwerpunkte sind cytologische und protistologische Film-Dokumentationen. Worauf kommt es an?

1. Die Videoband-Aufzeichnungen sollen zu einem Farbfilm geschnitten und über handelsübliche TV-Monitore oder Video-Projektoren vorgeführt werden können.
2. Die Auflösung der Mikroskop-Objektive soll möglichst ohne Abstriche ins Bild des TV-Monitors eingehen – oder mit anderen Worten: Was beim Einblick ins Mikroskop an Details zu erkennen ist, oft bestimmungsrelevante Merkmale, soll ebenfalls auf dem Bildschirm zu sehen sein.
3. Die technische Ausrüstung sollte dem optimalen Preis-Leistungs-Verhältnis nahe kommen. Überflüssiges Zubehör kann wegfallen. Teure Institutsgeräte sind hier nicht das Thema.

Die 1-Chip-Farbvideo-Kamera (ohne Objektiv) mit recht hoher Auflösung, zum Beispiel 470 TV-Linien horizontal gegenüber 380 TV-Linien (Hausmann *et al.*, 1988), sind heute relativ preiswert; das Gleiche gilt für digitale Camcorder und S-VHS-Videorekorder. Geeignet für Filmschnitte ist beispielsweise der JVC-Doppelrekorder HR-DVS 1 (für mini-DV und S-VHS/VHS) zum Listenpreis von DM 4000,-.

Eine anspruchsvollere Primärausstattung, wie sie Drews (1996) ausprobiert hat, können analoge Videorekorder und Fernsehgeräte wohl nicht nutzbar machen.

Auflösung am TV-Monitor

Um die unter Zielpunkt 2 skizzierten Bedingungen zu erfüllen, sind folgende Voraussetzungen erforderlich: Das Objektbild im Gesichtsfeld muss unverhältnismäßig groß in den TV-Monitor übertragen werden, um das grobe Zeilenraster zu überwinden. Wolf *et al.* (1985, 1986) empfehlen – noch auf die alte Röhrenvideokamera bezogen – eine Endvergrößerung anzustreben, die sich durch Multiplikation der Bildschirmbreite in mm, der Objektiv-Apertur den Faktor 20 ergibt. Beispiel: Beträgt die Breite des TV-Bildschirms 660 mm, die Objektiv-Apertur 0,65 (Achromat 25:1, Achromate 40 und 45:1), folgt aus der Multiplikation mit 20 das Produkt 8580:1. Der Verfasser machte mit seiner Kamera die Erfahrung, dass eine Endvergrößerung weit unter der Hälfte der errechneten zur Ausschöpfung der Objektivleistung ausreicht. Die bekannte Test-Diatomee *Pleurosigma angulatum* zeigt schon im Hellfeld bei angestrenzter Beobachtung und nahezu voller Apertur ein zartes Streifensystem von drei sich schneidenden Linien.

Das zugrunde liegende Quincunx-Muster der Areolananordnung ist aber erst mit einer etwas höheren Apertur zu erfassen. Diese Feinheiten konnten mit einer 1/2-Zoll-Hochleistungs-Farb-CCD-Kamera (circa 440.000 Pixel, S-VHS-Ausgang) der Firma Soligor, dem Objektiv 40/0,65 und einem Großfeld-Fotookular 10× unter Anwendung allseitigen Schieflichts (mit Phasenring 3 für starke Objektive) zur

Bildschirmdarstellung gebracht werden. Erst recht überträgt ein 16×-Okular die Details und das bei einer mit dem Objektmikrometer gemessenen Endvergrößerung von 3585 : 1. Das Objektiv Pl Apo 25/0,65 erreicht mit dem Okular 16× die Vergrößerung 2225 : 1, ohne die *Pleurosigma*-Struktur aufzulösen. Hierzu hätte es eines noch stärkeren Okulars bedurft. Übrigens lässt sich mit der Standbildschaltung der Kamera ein bewegliches Objekt in gewünschter Position einfrieren und eventuell abzeichnen, ausmessen oder fotografieren.

Optische Systeme

Zur Realisierung der skizzierten Bedingungen sind also verkleinernde optische Systeme zwischen Kamera-Chip und Augenlinse des Okulars überflüssig. Sie sind hinsichtlich der Auflösung nachteilig, da sie zwar einen größeren Bereich des Gesichtsfeldes auf den Monitor übertragen, die Feinheiten des Objektes aber im groben Zeilenraster untergehen. Außerdem: Mehr Linsen bedeuten mehr Reflexe und damit Kontrastminderungen, auch wenn die Kamera-Elektronik in gewissen Grenzen Ausgleich schaffen kann. Bei cyto-protistologischen Untersuchungen muss manchmal die Kontrastverstärkung der Kamera optimal genutzt werden. Für Übersichtsaufnahmen wäre eher an die Verwendung möglichst schwacher Plan-Objektive zu denken. Der Gebrauch schwacher Okulare unter 8× kann unter Umständen zu Vignettierungen und Randunschärfen führen.

Die für die Korrektur der Mikroskop-Optik wichtige Tubuslänge sollte nicht verändert werden. Darauf weisen zum Beispiel Druckschriften namhafter Mikroskophersteller hin, etwa im Zusammenhang mit der Korrektur von Fehlsichtigkeit am binokularen Tubus. Das heißt praktisch, das beim Einblick in den binokularen Tubus scharf gestellte Bild nebst Leuchtfeldblende (Köhler'sches Prinzip) muss nach Umleiten des Strahlenbündels über den Fototubus zum Kamera-Chip auch auf dem Bildschirm – ohne nennenswertes Nachfokussieren – scharf erscheinen. Mikroansätze zur Mikrofotografie sind darauf abgestimmt. Die direkte Befestigung der Videokamera mit dem C-Mount-Anschlussring dicht über dem Okular nötig zu anschließend stärkerem Nachfokussieren des Objektivs und des Kondensors, ein unerwünschter Vorgang.

Auch die Chip-Verstellung in der Höhe reichte nicht aus. (Neuere Kamera-Fabrikate und neue Fototuben sind besser zu justieren.)

Reprostativ

Die Lösung fand sich in einem billigen Reprostativ. Das Mikroskop wurde auf dessen Holzplatte gesetzt und später, nach Zentrierungen, in dieser Position farblich markiert, die Videokamera an der beweglichen Aufhängevorrichtung senkrecht hängend angebracht. Die Säule des Stativs musste allerdings von der Schmalseite der Holzplatte an den Rand der rechten Längsseite verlegt werden, keine handwerklich anspruchsvolle Arbeit (Abb. 1). Um die Scharfeinstellung der visuellen Direktansicht zu konservieren, wurde unter Kontrolle des Monitorbildes die Kamera dem Okular genähert oder von ihm entfernt. Dabei musste gleichzeitig auch das Okular bis zu mehreren Millimetern angehoben, aber nicht aus dem Tubus herausgehoben werden. Die

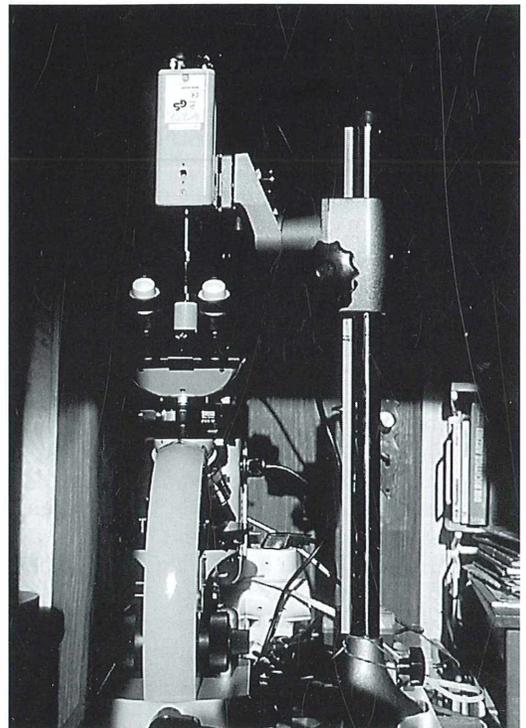


Abb. 1. Mikroskop mit Videokamera.
Nähere Beschreibung siehe Text.

optimale Höhe von Kamera und Okular kann mit Filzstift an der Stativsäule beziehungsweise dem Okular markiert werden. Selbst gebastelte Zwischenringe für die meist verwendeten Okulare fixieren sie in der erprobten Höhe. Entsprechende Pappröhrchen zwischen Kamera und Okularstutzen schirmen vor Streulicht ab.

Fehler der Okularlinsen

Einzeller nehmen nur einen geringen Teil des Gesichtsfeldes ein. Kleine Kratzspuren oder Bedampfungsfehler auf der sonst staubfreien Okular-Augenlinse (Lupe!) werfen Schattenflecken, die sehr stören, da sie stationär im Bild verbleiben, wenn der Objektstisch oder -träger verschoben werden muss. Wenn diese Schäden nicht genau im Zentrum liegen, lassen sie sich durch Drehen des Okulars außerhalb des aufgenommenen Gesichtsfeldausschnittes befördern. Staub hier und auf dem Kamera-Chip wird vorsichtig mit keilförmig zugeschnittenen (fettfreie Rasierklinge!) Styropor-Stückchen, diese in eine Pinzette geklemmt, abgekehrt. Ist er hartnäckig, kann vorheriges Anhauchen helfen.

Weißabgleich

Die werkseitigen Grundeinstellungen der Videokamera befriedigen selten, da letztere für den Überwachungsbereich konzipiert ist. Vor allem der Weißabgleich – ob automatisch oder manuell – und die Farbsättigung sollten verändert werden. Um beispielsweise Cyanobakterien, Grünalgen, Goldalgen oder Diatomeen farbrichtig auf das Videoband zu bannen, bedarf es gelegentlicher Neueinstellungen gemäß der Betriebsanleitung. Hilfreich sind auch schwache Blau- und Rotfilter (1,5–3) im Beleuchtungsstrahlengang, auch wenn die Farbtemperatur durch einen Regeltransformator variiert wird. Zum Erzielen maximalen Kontrastes sei auf die Ausführungen von Burzlaff (1997), insbesondere den Abschnitt „Analoge Kontrastverstärkung“, hingewiesen. Mikroskopseits sind schiefe Beleuchtung, Phasenkontrast, Dunkelfeld (auch behelfsmäßig) und vorzugsweise Differential-Interferenz-Kontrast die Wahl der Mittel.

Optimierte Kombination

Zusammenfassend sei die folgende erprobte Kombination genannt: Betriebsbereite Videokamera am Reprostativ über dem Okular des Fototubus, über S-VHS-Buchsen Verbindung zum Doppelrekorder, dieser an ein normales Fernsehgerät (S-VHS-Eingang) angeschlossen. Aufzeichnung nach Überleitung des S-VHS-Signals in den digitalen Teil dieses Rekorders auf mini-DV-Band. Späterer Filmschnitt und Nachvertonung je nach Ausrüstung einfach oder professionell. Der Vorteil der digitalen Aufzeichnung besteht darin, dass sie S-VHS-Qualität besitzt und (fast) verlustfrei auf große S-VHS- oder VHS-Bänder überspielt werden kann.

Die Anwendung eines digitalen Camcorders mit eingebautem Objektiv bringt bei digitaler Übertragung auf mini-DV-Bänder einen subjektiv empfundenen Auflösungsgewinn. Der kleine Ausschnitt aus dem mikroskopischen Gesichtsfeld ist bei kleinen Protisten meistens kein Nachteil. Die Halterung am Reprostativ ist geeignet. Wenn aber das Camcorder-Objektiv Unreinigkeiten enthält, erzeugt das schmale Strahlenbündel aus dem Okular störende diffuse Schattenflecken. Ob deutsche Markenobjektive in Camcordern (Zeiss, Leica) in dieser Hinsicht fehlerfrei sind, müsste vor dem Kauf individuell am Mikroskop getestet werden.

Literaturhinweise

- Burzlaff, A.: Kontrastverstärkung in der Videomikroskopie – Mit Argusaugen in die Mikrowelt. *Mikrokosmos* 86, 175–180 (1997).
- Drews, R.: Der Videoprinter in der Mikrovideografie. *Mikrokosmos* 85, 73–76 (1996).
- Göke, G.: Videomikroskopie. *Mikrokosmos* 80, 174–181 (1991).
- Göke, G.: Die Anpassung einer Videokamera an das Mikroskop. *Mikrokosmos* 88, 23–26 (1999).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Rometsch, M.: Mikrovideografie. *Mikrokosmos* 77, 371–376 (1988).
- Wolf, R., Kufner, R., Kufner, M.: Videomikroskopie und Mikro-Fotografie mit einfachen Mitteln. Prinzip, praktische Durchführung und Anwendungsbeispiele. *Praxis der Naturwissenschaften, Biologie* 34, 34–41 (1985).
- Wolf, R., Fuldner, D.: Zeilenfreie Mikroaufnahme am Videomikroskop. *Mikrokosmos* 75, 375–379 (1986).

Verfasser: Dr. Joachim Wygasch,
Heinrich-Lübke-Str. 35, D - 33104 Paderborn

Notizen zu zwei Algenfunden im Staat Rio de Janeiro (Brasilien)

Klaus Rudolph

Sowohl die Chaetophorales als auch die Süßwasser-Rhodophyceen sind aufgrund ihrer Morphologie für den Mikroskopiker interessante Objekte. In vielen Urlaubsgebieten können diese Organismen – bei entsprechend umsichtigem Verhalten gegenüber der Natur – in den benötigten Kleinstmengen gesammelt und ausgeführt werden, ohne mit nationalen oder internationalen Schutzbestimmungen in Konflikt zu geraten.

Wer mit einem Direktflug aus Europa kommend nach Rio de Janeiro reist, überfliegt etwa 20 Minuten vor der Landung auf dem internationalen Flughafen der Stadt den Westrand des Küstengebirges vom Staate Rio de Janeiro (RJ). Die Täler zwischen den dort bis 1400 m aufragenden Bergen liegen in etwa 800–900 m Höhe. In diesem Gebiet, westsüdwestlich der Kreisstadt Nova Friburgo, liegt das Ribeirão do Capitão, ein Tal, in dem ich im Juli 1999 Algen gesammelt habe, von denen lediglich zwei Taxa bis zur Art bestimmt werden konnten. Nach Zeil (1986) ist das Klima dort subtropisch, warmgemäßigt. Die submontane Lage des Fundortes sorgt jedoch für niedrigere Minimumtemperaturen in allen Jahreszeiten (z.B. Nachttemperaturen im Juni-August 5–10°C). Die Fundorte liegen auf dem Blatt Quartéis (SF. 23-Z-B-III-3) des Staates RJ, 1:50000, 22° 16,4' Süd, 42° 24,4' West.

Material und Methoden

Vom gesammelten Material wurde vor Ort sowohl ein Trockenpräparat in Form eines Herbarblattes, als auch ein Nasspräparat in 3%igem Formalin angefertigt und aufbewahrt. Zu jedem Fund wurde der pH-Wert und die Wassertemperatur ermittelt sowie Fotos vom Fundort der Algen und ihres makroskopischen Erscheinungsbildes angefertigt. Zur mikroskopischen Untersuchung der Algen erfolgte die Fixierung in schwacher Chromessigsäure und anschließende (Grün-)Färbung in Chromalaun-Alizarinviridin (Gerlach, 1984).

Anmerkungen zum Fundort und zur Morphologie von *Batrachospermum virgatum* (Kützing) Sirodot

Der interessante Bau dieser Pflanzen und ihre Fortpflanzung macht sie zu lohnenden Objekten für das Lichtmikroskop. Die Langtriebe bestehen aus einer Reihe langer, zylindrischer Zellen (Internodien), an deren oberem Ende sich quirlartig angeordnete Astbüschel (primäre Kurztriebe) befinden. Diesen verdanken die Algen ihr rosenkranz- oder perlartiges Erscheinungsbild. Zwischen diesen Kurztriebwirteln können noch einzelne, kürzere, sekundäre Kurztriebe zu sehen sein. Die Berindungsfäden der Langtriebe (Hyphen) entstehen aus den Basalzellen der Kurztriebe. Zur komplizierten Fortpflanzung der *Batrachospermum*-Arten sei auf Pascher (1925) verwiesen.

Dank einer umfangreichen Monographie über die brasilianischen *Batrachospermen* (Necchi, 1990) war es möglich, die Art zu bestimmen: *B. virgatum* ist bisher auf vier Kontinenten nachgewiesen (Nord- und Südamerika, Europa, Asien). Für Brasilien nennt Necchi Fundorte in den Staaten Paraná (1 Fundort), Rio Grande do Sul (2 Fundorte) und São Paulo (7 Fundorte). Die von mir im Staate Rio de Janeiro gesammelten *B. virgatum* wurden am 8.7.1999 (während des dortigen Winters) aus einem kleinen, 1,5 m breiten und 8 cm tiefen, stark beschatteten Bach, welcher am Fundort parallel zu einer unbefestigten Straße verläuft, gesammelt. Die Rotalgen wuchsen epilithisch auf verwittertem Urgestein (Wassertemperatur 16,8°C, pH-Wert circa 6,5). Weitere Arten der Gattung *Batrachospermum* wurden nicht gefunden.

Nach Necchi (1990) bewohnt *B. virgatum* schattige Orte in sauberen, schnell fließenden Strömen oder Flüssen (dort in 5–20 cm Wassertiefe) und häufig gemeinsam mit *B. brasiliense*, *B. gracillimum*, *B. macrosporum* und *B. puiggarianum*.

Die Thalli waren sehr stark verschleimt und von brauner Farbe (getrocknet dunkelgrau) und 1,6–2 cm lang. Die Internodien maßen im unteren Teil der Pflanze $180 \times 48 \mu\text{m}$; Berindungsfäden waren sehr zahlreich. Es handelte sich um fertile Pflanzen, was die Bestimmung erheblich erleichterte. Bereits mit der Lupe waren die dicht stehenden, zusammengedrückt-fassförmigen primären Kurztriebwirtel zu erkennen. Die primären Kurztriebe waren abstehend, $150\text{--}210 \mu\text{m}$ lang, 10zellig (nach Necchi 6–10zellig bei männlichen, 8–12zellig bei weiblichen oder monözischen Pflanzen). Die proximalen Zellen hatten eine zylindrische Form und maßen $22\text{--}30 \times 4 \mu\text{m}$, während die distalen Zellen elliptisch, $9 \times 4 \mu\text{m}$ groß und di- oder trichotom verzweigt waren (Abb. 1B). Haare wurden nicht beobachtet, können nach Necchi bei der Art jedoch vorhanden sein (wenig oder zahlreich, kurz oder lang, mit aufgetriebener Basis). Sekundäre Kurztriebe wuchsen zahlreich.

Die Merkmale der Karposporophyten waren wie folgt: Sitzend (Abb. 2), 1 je Wirtel, dicht, fast rund, kleiner als der Wirtel-Radius, $195 \mu\text{m}$ im Durchmesser im unteren Teil der Pflanze und $105 \mu\text{m}$ im oberen Teil der Pflanze. Die Karposporen (= unbegeißelte, der Fortpflanzung dienende Sporen; Abb. 1A), waren mit $18\text{--}26 \times 11\text{--}17 \mu\text{m}$ verkehrt eiförmig oder birnenförmig (nach Necchi $19\text{--}35 \times 11\text{--}24 \mu\text{m}$).

Anmerkungen zum Fundort und zur Morphologie von *Stigeoclonium cf. protensum* (Dillw.) Kützing

Die Formenmannigfaltigkeit dieser nur aus dem Süßwasser bekannten Gattung macht sie für mikroskopische Untersuchungen interessant. In Fließgewässern fällt *Stigeoclonium* meist durch die leuchtend grüne Farbe der Flocken oder Räschen auf. Die Pflanzen sind in Sohle, Hauptspross (Primärachse, Wasserstamm) und sekundäre Zweige differenziert, letztere enden häufig in mehrzelligen, hyalinen Haaren. Printz (1964) nennt die Systematik der Gattung unsicher und unbefriedigend.

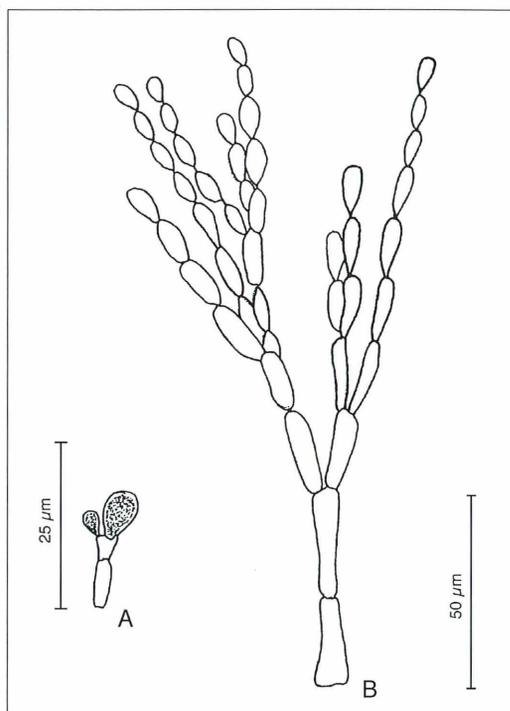


Abb. 1: *Batrachospermum virgatum* (Kütz.) Sirod. A Karpospore, B Primärer Kurztrieb.

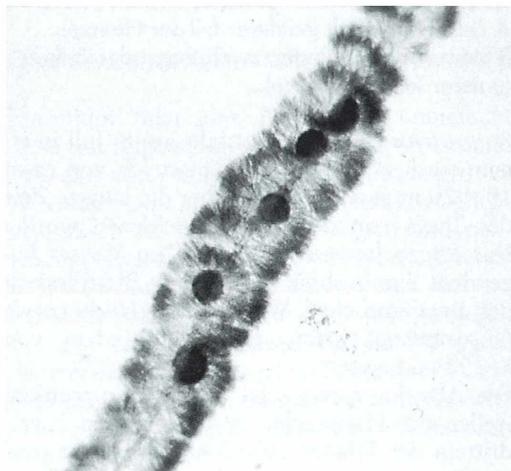


Abb. 2: *Batrachospermum virgatum* (Kütz.) Sirod.: Auf dem Langtrieb sitzende Karposporophyten (Durchmesser circa $100 \mu\text{m}$).

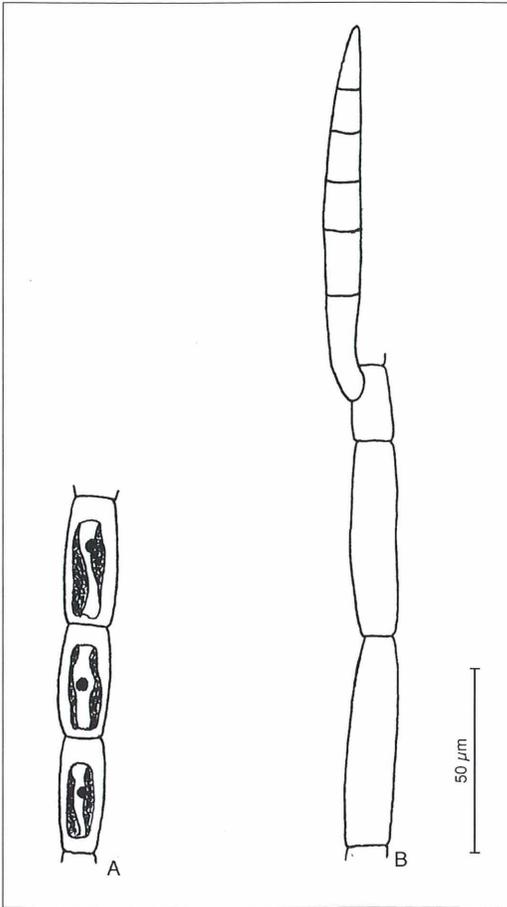


Abb. 3: *Stigeoclonium protensum* (Dillw.) Kütz.
A Zellen mit Inhalt (mittlerer Teil der Pflanze),
B Stamm mit verkürzter, zweigtragender Zelle
(unterer Teil der Pflanze).

St. protensum wurde ebenfalls am 8. Juli in einem stark eutrophierten Gänseteich von etwa 10 × 20 m gesammelt, welcher die längste Zeit des Tages von der Sonne beschienen wurde. Das *Stigeoclonium* bildete auf im Wasser liegendem Bambusholz und an den Blatträndern des Brasilianischen Wasserefeus (*Hydrocotyle leucocephala*) grüne flutende Räschen von 8–10 mm Länge.

Die Alge kann wie folgt beschrieben werden: Zellen der Hauptachse in den unteren Zweidritteln der Pflanze zylindrisch bis leicht tonnenförmig, 16 µm dick, 2–4 mal so lang, mit breitem, wandständigem Chromatophoren

(65–77% der Zelle ausfüllend). Zellen im oberen Drittel der Pflanze zylindrisch, 15 × 18 µm. Die Alge besitzt im oberen Drittel mehr zweigtragende Zellen als in den zwei unteren Dritteln. Verzweigung nicht opponierend. Zweigtragende Zellen sind auffällig kürzer als die übrigen (Abb. 3B). Zellen der Zweige bis 7,5 µm dick und ebenso lang, Endzellen stumpf. In Haare auslaufende Zweigenden wurden nicht beobachtet. Die Beschreibungen in Heering (1914) und Printz (1964) für diese Art, welche wortwörtlich übereinstimmen, treffen auf das brasilianische *St. protensum* mit zwei Ausnahmen zu: 1. Die Zweigenden laufen nicht in Haare aus. 2. Die Zellen der unteren Primärachse sind bis viermal so lang wie dick und damit länger als von Printz angegeben. Beides kann standort- oder altersbedingt sein. Das ähnliche *St. stagnatile* unterscheidet sich nach Sarma (1986), welcher im umfangreichen Tafelteil drei Abbildungen der Art liefert, von *St. protensum* im Fehlen zylindrisch angeschwollener Zellen der Primärachse und der Ausbildung von mehr als einem Zweig je Zelle, die mitunter aus der Zellmitte entstehen können und waagrecht abstehen.

Literaturhinweise

- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Eine Einführung. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
- Heering, W.: Chlorophyceae III. Olothrichales, Mikrosporales, Oedogoniales. In: Pascher, A. (Hrsg.): Die Süßwasser-Flora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Heft 6. Gustav Fischer Verlag, Jena 1914.
- Necchi, O.: Revision of the genus *Batrachospermum* Roth (Rhodophyta, Batrachospermales) in Brazil. Bibliotheca Phycologica 84. J. Cramer, Berlin 1990.
- Pascher, A., Schiller, J., Migula, W.: Heterokontae, Phaeophyta, Rhodophyta, Charophyta. In: Pascher, A. (Hrsg.): Die Süßwasser-Flora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Heft 11. Gustav Fischer Verlag, Jena 1925.
- Printz, H.: Die Chaetophorales der Binnengewässer. W. Jung, Den Haag 1964.
- Sarma, P.: The Freshwater Chaetophorales of New Zealand. Beihefte zur Nova Hedwigia 58. J. Cramer, Berlin 1986.
- Zeil, W.: Südamerika. Geologie der Erde, 1. F. Enke, Stuttgart 1986.

Verfasser: Klaus Rudolph, Am Erlengrund 16, D - 16548 Glienicke/Nordbahn

Mikro-Einsteiger

Als Fischfutter fast zu schade: Der Nematode *Anguillula silusiae*

Hans-Jürgen Voß

Die unterrichtliche Behandlung von niederen Wirbellosen im Rahmen einfacher ökologischer Fragestellungen steht bei gymnasialen Achtklässlern nicht gerade auf den oberen Plätzen in der Hitliste des biologischen Interesses. Eine mitgebrachte Frischhaltungdose mit einem breiigen, weißlich-gelben Inhalt und der deutliche Hinweis, dass der Inhalt der Dose lebendig sei und durchaus etwas mit der aktuellen Thematik zu hätte, weckte bei einigen Schülern die Neugier. Und als beim Betrachten des Doseninhalts an der glänzenden Oberfläche sogar Bewegungserscheinungen registriert wurden, die offenbar von Kleinstlebewesen herrührten, stieg das Schülerinteresse dann doch noch an und die Mikroskope wurden nicht mehr ganz so lustlos aus dem Schrank geholt!

Den Schülern der achten Klasse wurde eine Kultur des Fadenwürmchens *Anguillula silusiae* präsentiert. Dies ist ein naher Verwandter des Essigälchens und wird von Aquarianern gern als „Mikro“ zur Aufzucht von Jungfischen gezüchtet. Von Aquarianern kann daher auch ein Zuchtansatz besorgt werden, gegebenenfalls können Bezugsquellen und -adressen in Zoohandlungen erfragt werden.

Zucht von *Anguillula silusiae*

Die Zucht von *Anguillula silusiae* ist denkbar einfach: Durch Einrühren von gemahlener Haferflocken und einem Stückchen Bäckerhefe in Milch oder Wasser wird ein halbsteifer Brei hergestellt. Den Haferflocken sollte man dabei etwas Zeit lassen, die Flüssigkeit in sich aufzunehmen, denn der Brei sollte zwar weich sein, aber nicht mehr zerfließen. Diesen Brei füllt man entweder in verschließbare Gläser oder in geeignete Kunststoffbehältnisse. Auf den Brei gibt man dann einen Teelöffel mit Material von der Oberfläche einer alten Kultur. Nach fünf bis zehn Tagen haben sich massenhaft Würmchen entwickelt, die sich von der anhaftenden Breimasse quasi selbst reinigen, indem sie an den trockenen Wänden des Kulturge-

fäßes nach oben kriechen. Dort können sie mit einem feinen Pinsel leicht abgestreift und zur mikroskopischen Untersuchung in einen Tropfen Wasser überführt werden. Derartige Kulturen halten sich übrigens sehr lange und auch aus fast eingetrockneten oder überalterten Kulturen lassen sich noch neue Ansätze etablieren. Es empfiehlt sich jedoch, mindestens alle vier Wochen eine neue Kultur anzusetzen!

Erste Bekanntschaft mit dem Fadenwurm

Entnimmt man eine Probe und untersucht diese mit schwacher Vergrößerung, so ist man zunächst von der Fülle der verschieden großen Würmchen, die mit einer enormen Beweglichkeit durch das Präparat schlängeln und peitschen, geradezu überwältigt (Abb. 1). Wie sehen die Lebewesen aus? Lassen sich Vorder- und Hinterende unterscheiden? Wie bewegen sich die Tiere? Mit diesen einfachen Fragen, die von den Schülern auch in Form einer Skizze beantwortet werden können, beginnt die erste nähere Bekanntschaft mit dem Nematoden *Anguillula silusiae*.

Die äußere Form ist, wie der Name sagt, fadenförmig. Der Körper der 1–2 mm langen *Anguillula*-Würmer ist im Querschnitt mehr oder weniger rund und hinten in einem Schwanz ausge-



Abb. 1: Übersichtsaufnahme von Larven und adulten (Bildmitte) Vertretern von *Anguillula silusiae*.

zogen, das stumpfe Ende stellt die Kopffregion mit dem Mund dar. Der Körper ist von einer derben, widerstandsfähigen Kutikula umgeben, die bei manchen Nematoden durchaus eine Struktur erkennen lässt, bei unserem Objekt aber glatt, strukturlos und glasartig durchsichtig ist, so dass die innere Anatomie bequem am lebenden Tier studiert werden kann. Die Tiere besitzen einen für die Beweglichkeit verantwortlichen Hautmuskelschlauch, der aus querstreifiger Muskulatur besteht. Der Hautmuskelschlauch wirkt dabei als Widerlager zu dem gegenüber dem Außenmedium deutlich höheren Flüssigkeitsdruck in der Leibeshöhle (Hydroskelett). Im Körperinnern fallen ferner der mit dunklem Inhalt gefüllte Darm und bei manchen Individuen auch die Embryonen und die schlupfreifen Würmer auf (Abb. 1).

Wie sehen Mundarchitektur und Verdauungstrakt von *Anguillula silusiae* aus?

Die Mundöffnung wird bei Nematoden von drei oder sechs Lippen umgeben, die sehr verschiedenartig gestaltet sein können. Bei *Anguillula* sieht man je nach Lage des Tieres zwei bis drei relativ kleine Erhebungen, die die Mundöffnung außen umgeben (Abb. 2 und 3). Hinter der Mundhöhlenbasis befindet sich die Speiseröhre (Oesophagus), die als schlauchartige Struktur gut zu erkennen ist (Abb. 2 und 3). Die blasenartige Struktur zwischen dem Speiseröhrenende und dem Darmbeginn, die sogenannte Kardialia wird noch zur Speiseröhre gerechnet. Bei *A. silusiae* erkennt man in der Kar-

dia eine lichtbrechende Struktur, die vermutlich als kutikularisierte Klappenstruktur zusammen mit dem muskulösen Oesophagus pumpenartig arbeitet und dem Einsaugen von Nahrungspartikeln dient (Abb. 2 und 4). Je nach Lebensweise und Nahrung sind die zur Speiseröhre gehörenden Strukturen bei verschiedenen Nematodenarten unterschiedlich ausgebildet. Sie stellen ein wichtiges Bestimmungsmerkmal dar und dienen dem erfahrenen Nematodenkenner zur ersten raschen taxonomischen Orientierung (Meyl, 1961; Streble und Krauter, 1974). Der sich anschließende Darm von *A. silusiae* ist eine gerade Röhre und mündet in die ventrale Afteröffnung kurz vor dem Körperende ein, wobei der letzte Darmabschnitt, das Rektum, meist ohne störenden Darminhalt vorliegt. Bei männlichen Fadenwürmern endet der Darm in einer Kloake, da auch die Samenleiter dort einmünden (Abb. 5 und 6).

Wie lassen sich die Geschlechter unterscheiden?

Männliche und weibliche Fadenwürmer lassen sich schon bei schwächerer Vergrößerung gut unterscheiden. Bei den Weibchen fallen die recht großen Eizellen in den Ovarien sofort auf, bei den männlichen Vertretern von *Anguillula* findet man am Hinterende des Körpers hakenförmige, kutikularisierte Strukturen, die als Spicula bezeichnet werden. Die Spicula sind vorstoßbar (Abb. 5 und 6) und helfen bei der Übertragung von Spermien in die weibliche Geschlechtsöffnung. Die Spicula stellen eben-

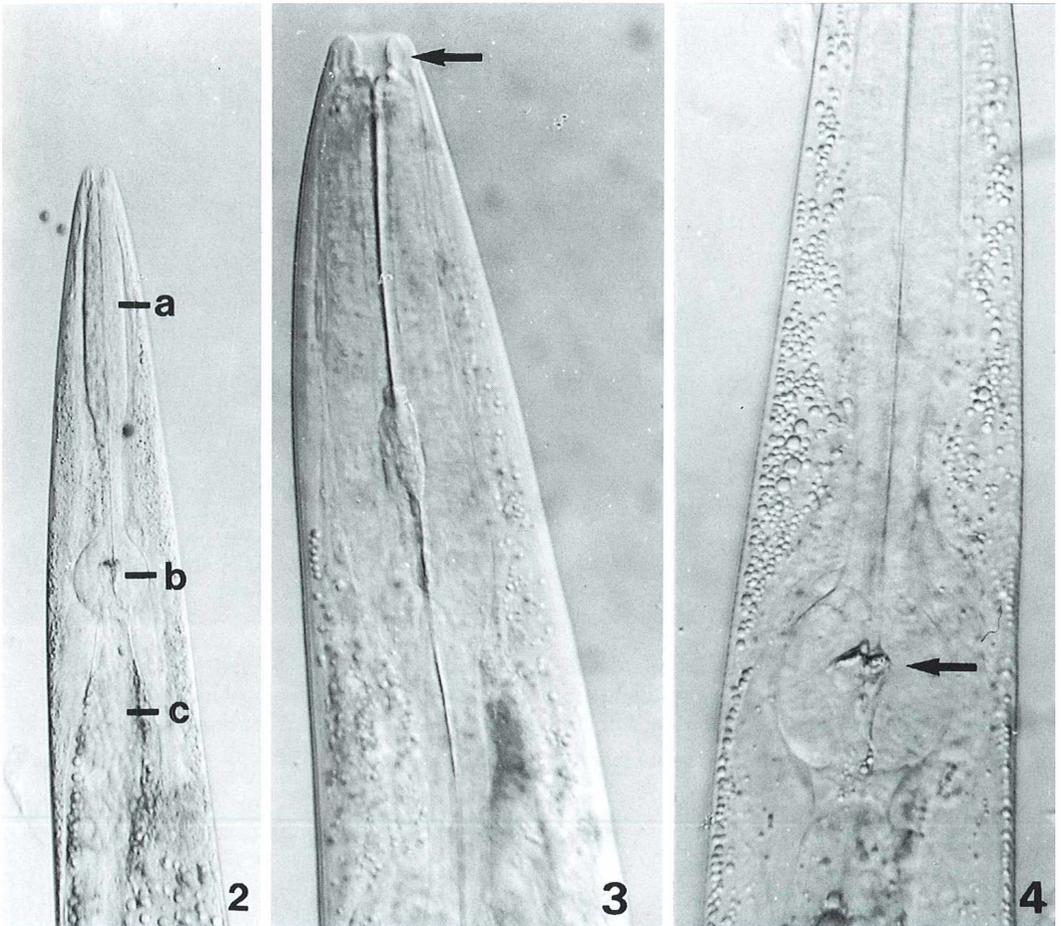


Abb. 2-4: Kopfregion und oberer Verdauungstrakt von *A. silusiae*. Abb. 2: a Speiseröhre, b Kardia, c Darm. Der Pfeil in Abbildung 3 weist auf die Mundöffnung, in Abbildung 4 zeigt der Pfeil auf kutikularisierte Klappenstrukturen in der Kardia.

falls ein wertvolles Merkmal bei der Artbestimmung von Nematoden dar.

Bei den geschlechtsreifen Weibchen lassen sich nach der Befruchtung mitunter alle Stadien der Embryogenese finden, von frühen Furchungsstadien bis hin zu schlupffreien Würmchen (Abb. 8 und 9). Vielfach verlassen junge Nematoden unter Deckglasdruck auch den mütterlichen Körper, so dass man selbst in der Schule durchaus eine Chance hat, eine Nematodengeburt zu erleben. Die Lebendgeburt ist bei den Nematoden nicht allzu selten, wenn auch die Eiablage bei vielen Arten verbreitet ist. Die jungen Würmer, die Larven, häuten sich insgesamt viermal bis sie geschlechtsreif sind.

Ökologische Bedeutung von Bodennematoden

Vor dem Hintergrund der eigenen Beobachtungen der Nematoden im Haferbrei fällt den Schülern der Zugang zu abstrakten ökologischen Daten und Zusammenhängen dann etwas leichter: Pro Hektar Ackerboden können in der obersten Schicht (2 cm) bis zu 2 Milliarden Fadenwürmer vorkommen. Aber haben sie durch ihre Fraß- und Verdauungstätigkeit auch einen großen Anteil am Umsatz von organischen Stoffen? Auch hier führt ein kritischer Blick auf die Haferbreikultur ein wenig weiter! Warum riecht der Brei nicht unangenehm, und warum bildet sich kein Schimmel? Unsere Ne-

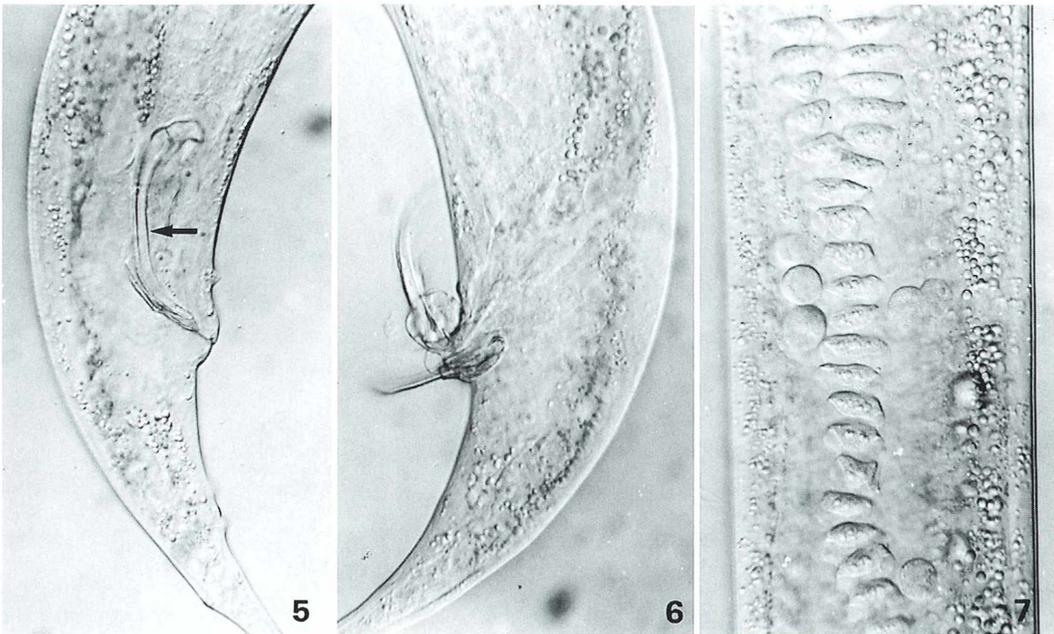


Abb. 5-7: Afterregion eines männlichen (Abb. 5 und 6) und Gonaden eines weiblichen (Abb. 7) Vertreters von *A. silusiae*. Der Pfeil in Abbildung 5 weist auf die Spicula, die in Abbildung 6 unter Deckglasdruck hervorgestoßen wurden. Abbildung 7 zeigt die paarigen, schlauchartigen Ovarien, in denen die Eizellen heranreifen.

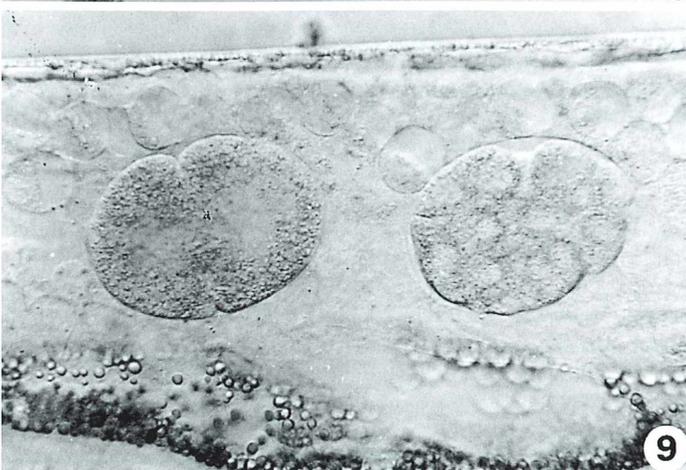
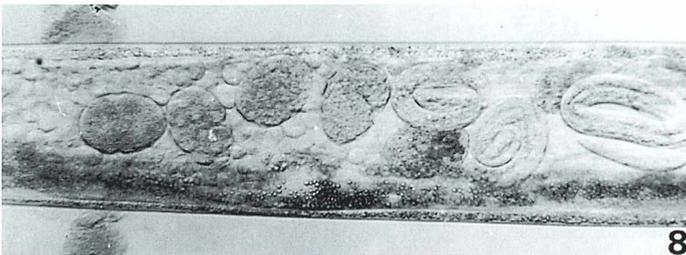


Abb. 8 und 9: Weibchen mit unterschiedlich weit entwickelten Embryonalstadien. Abbildung 9 zeigt in stärkerer Vergrößerung links die erste Teilung der befruchteten Eizelle und rechts ein Morula ähnliches Stadium.

matoden sind offenbar doch keine reinen Detritusfresser, die sich ausschließlich von gemahlener Haferflocken und ihrem Stärkeinhalt ernähren. Möglicherweise fressen sie lebende organische Substanz, die sie im Brei finden, wie beispielsweise Bakterien, Hefen und Pilze. Das würde zumindest die Sauberkeit der Kulturen erklären und führt dann (fast) automatisch zur Frage, ob bodenlebende Nematoden die gleiche ökologische Bedeutung haben wie etwa Regenwürmer oder Enchytraeiden, die direkt am Abbau organischer Substanz beteiligt sind!

Man kann unschwer erkennen, welche bedeutungsvollen Sachzusammenhänge mit zunächst banal erscheinenden, bestenfalls als Fischfutter taugenden Nematoden dargestellt werden können. Und falls Sie, werter MIKROKOSMOS-Leser auch Geschmack – pardon – mikroskopisches Interesse am Fadenwurm *Anguillula silusiae* bekommen haben, hier noch einige Beobachtungstipps:

Lässt sich der Hautmuskelschlauch irgendwie darstellen? Probieren Sie es mit einfachen polarisationsoptischen Untersuchungen, indem Sie ein Polfilter in den Filterhalter des Kondensors einlegen und ein zweites im Revolver über dem Beobachtungsobjektiv anordnen. Quergestreifte Muskulatur müsste bei Dunkelstellung der Polfilter hell aufleuchten! Die Untersuchung im polarisierten Licht könnte aber auch bei der Untersuchung des Darminhalts dienlich sein: Lassen sich Cellulosepartikel oder kristalline Stoffe im Darminhalt nachweisen?

Versuchen Sie eine Vitalfärbung der Würmer mit Methyleneblau in einer Konzentration von 0,1%, das zum Futter gegeben wird. Lassen sich die inneren Organe dadurch besser darstellen? Ergeben sich aus den Untersuchungen Rückschlüsse auf die Eigenschaften des kutikulären Hautschlauchs?

Versuchen Sie, die Embryogenese am lebenden Tier zu studieren! Lassen sich Teilungen an befruchteten Eizellen beobachten?

Wie alt werden die Würmer? Lässt sich möglicherweise ein Lebenslauf rekonstruieren? Versuchen Sie, ein trächtiges Weibchen mit schlupffreien Larven in ein Mikroaquarium auf dem Objektträger zu überführen, oder halten Sie das Weibchen in kleinsten, verdünnten Breimengen auf einem Objektträger in der feuchten Kammer! Beobachten und protokollieren Sie die Entwicklung der Larven! Vergessen Sie dabei aber nicht die Ernährung der Nematoden!

Viel Spaß beim Beobachten und Forschen!

Literaturhinweise

- Brand, A.: Das „Mikro“-Älchen. *Mikrokosmos* 49, 310–311 (1960).
- Frankenberg, G. von: Aquarium und Mikroskop – Fadenwürmer als Fischfutter. *Mikrokosmos* 34, 142–146 (1940/41).
- Hirschmann, H.: Zur Zucht und Untersuchung von Fadenwürmern. *Mikrokosmos* 43, 85–87 (1953/54).
- Jaeger, D.: Geburt unter dem Mikroskop: Embryonalentwicklung eines kleinen Fadenwurms. *Mikrokosmos* 59, 187–192 (1970).
- Meyl, A. H.: Fadenwürmer (Nematoden). Reihe: Einführung in die Kleinlebewelt. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1961.
- Peters, R.: Fadenwürmer aus dem Boden. *Mikrokosmos* 61, 17–23 (1972).
- Schierenberg, E.: Mikroskopische Untersuchungen an freilebenden Nematoden. *Mikrokosmos* 77, 377–382 (1988).
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1974.

Verfasser: Dr. Hans-Jürgen Voß, Am Dornbusch 42, D-46244 Bottrop, e-mail: tichy-voss@t-online.de

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Beiträge, die zur Veröffentlichung angeboten werden, dürfen nicht gleichzeitig anderweitig zum Druck eingereicht werden.
2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden und jeweils 30 Zeilen mit höchstens 60 Anschlägen pro Zeile umfassen. Bitte am rechten Rand des Manuskriptes die ungefähre Platzierung der Abbildungen und Tabellen angeben. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5"-Diskette (nur DOS-Formate) mit der oben angegebenen Formatierung eingereicht werden.
3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) bitte nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben.
4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Elektronische Abbildungen nur als tiff-Dateien einreichen. Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.
5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.
6. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:
Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Calyptotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre. *Mikrokosmos* 88, 27–30 (1999).
Buchzitate:
Fioroni, P.: Evertbratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.
Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Einzeller und Wirbellose Tiere*, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich. Bei stärkerer redaktioneller Bearbeitung eines Manuskriptes erhält der Autor zuvor eine Kopie des druckfertigen Manuskriptes zur Freigabe.
8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke.
9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit DM 50,- und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit DM 100,-.
10. Manuskripte bitte einsenden an Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
der Freien Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Mikrokosmos
Heft 5/2001

1 (6)

510543
Bibliothek des Öö.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

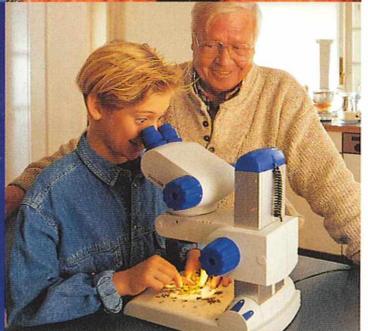
Abenteuer Mikroskopie

300229

Wer wohnt in Baumrinden?
Was ist in Pfützen? Lebt Erde...?
Spaziergänge werden zum
Abenteuer. Es lauert überall.



Um Abenteuer zu bestehen,
braucht man die bestmögliche
Ausrüstung:
Brillante Zoomoptik, Auflicht,
Durchlicht, Mischlicht – schnell
und einfach per Tastendruck.
Das Stereomikroskop
Stemi DV4 eröffnet eine
faszinierende Welt.
Tragbar. Auch im Preis.



Carl Zeiss
Mikroskopie
D-07740 Jena · Tel. (0 36 41) 64-16 16 · Fax (0 36 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2001

Band/Volume: [90_5](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 90_5 1](#)