

11 90372

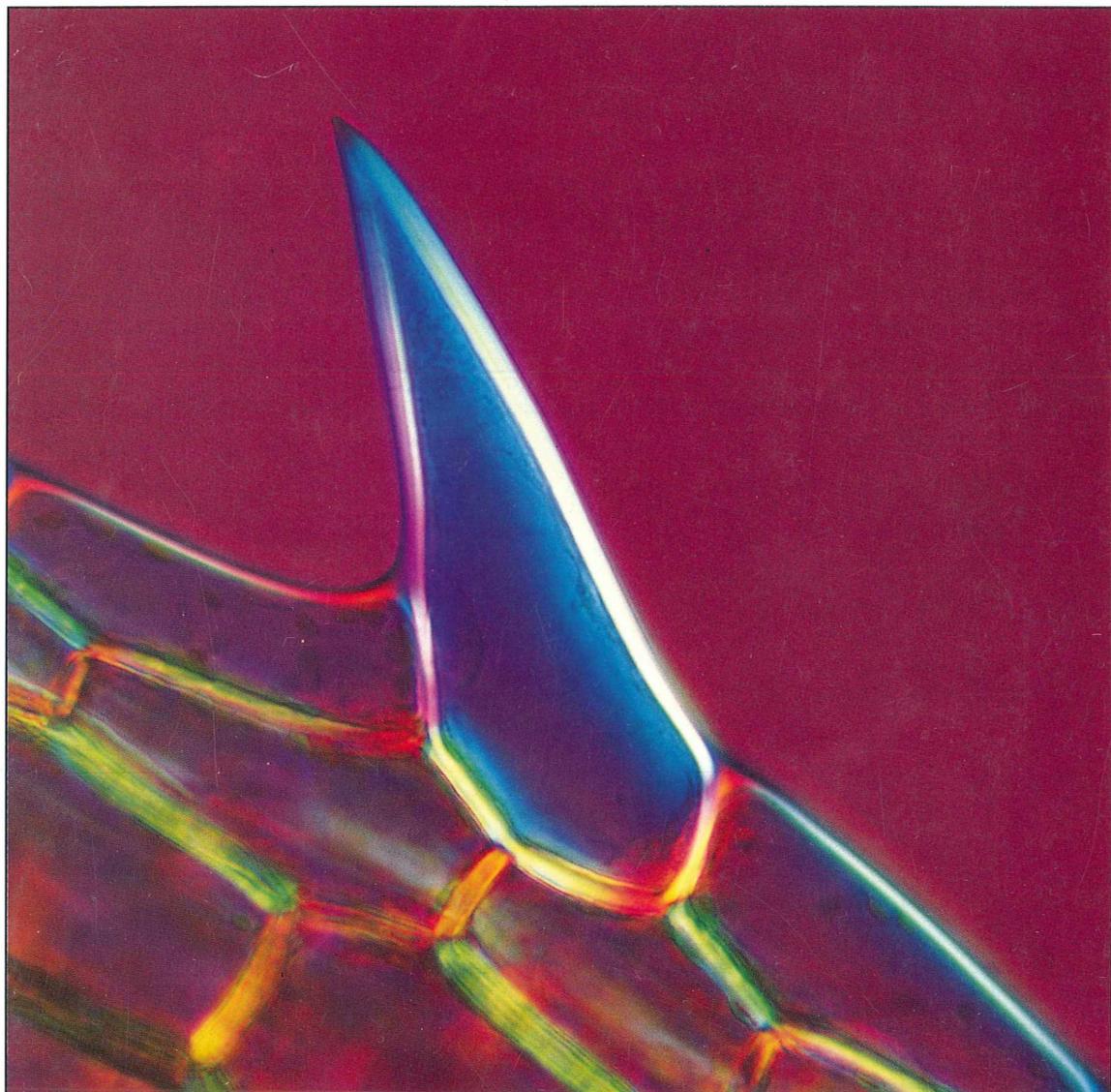
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; <http://www.elsevier.de/>

E 20582 F

MIKROKOSMOS

82. Jahrgang/Heft 5

September 1993



**GUSTAV
FISCHER**

ISSN 0026-3680

Mitteilungsorgan für Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikroskopische Vereinigung Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikrophische 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** Die Fortpflanzung der Farne
Walter Rothermel
- 265** Die Verwendung von Neunaugen in Form von Dauerpräparaten im Wirbeltierteil des zoologischen Anfängerpraktikums
Christel Hintze-Podufal
- 273** Das Stereo-Mikroskop im Durchlichtverfahren
Walter Neubert
- 279** Spitz-Lichter
Klaus Hausmann und Bruno P. Kremer
- 281** Hyazinthen als Modellpflanzen
Jaroslav Jurčák
- 295** Optische Versuche im Kurs-Mikroskop
Horst Heidenreich
- 303** Die lymphatischen Organe, Teil 2: Lymphknoten
Hans-Peter Elsässer
- 309** Rasterelektronenmikroskopische Aspekte der Zecke (*Ixodes ricinus*)
Thomas Kappel und Ralf H. Anken

Rubriken

- 289**
Mikro-Galerie
- 264, 277, 278, 287, 288, 294, 302, 307**
Kurze Mitteilungen
- 308**
Nachrichten
- 315**
Buchbesprechungen
- 317**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 320**
Mikro-Markt

Beilagenhinweis

Dieser Ausgabe liegt eine Werbebeilage unseres Hauses bei.

Umschlagabbildung: Randständiges Blattborstenhaar der Wasserpest *Elodea* im polarisierten Licht. Siehe Artikel Hausmann und Kremer, S. 279–280.

Bezugsbedingungen: Sechs Hefte bilden einen Band. Bezugspreis pro Band DM 102,- (Sonderpreis für Schüler und Studenten DM 74,80), Einzelheft DM 20,- (jeweils zuzüglich Porto und Versandkosten).

Anzeigenpreise: Es gilt die Anzeigen-Preisliste Nr. 18 vom 1. 1. 1993.

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

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

© Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · Jena · New York · 1993

Gesamtherstellung: Mitterweger Werksatz GmbH, Plankstadt; gedruckt auf chlorfrei gebleichtem Papier.

Printed in Germany

Die Fortpflanzung der Farne

Walter Rothermel

Unter den nächsten Verwandten der Nacktsamer und Bedecktsamer bilden die Farnpflanzen die am höchsten entwickelte Verwandtschaftsgruppe. Der überall häufige Wurmfarne bietet zusammen mit anderen, beispielsweise mauerbewohnenden Farnarten ein sehr themenreiches Untersuchungsmaterial, an dem sich unter anderem auch die Besonderheiten der Fortpflanzung und des damit verbundenen Generationswechsels sehr schön nachvollziehen lassen. Man kann die entscheidenden Stadien sogar in einer kleinen Farnkultur auf der eigenen Fensterbank verfolgen.

Die Farne im engeren Sinne gehören zur Abteilung der Farnpflanzen (Pteridophyta), Unterabteilung Filicopsida. Ihre Charakteristika lassen sich exemplarisch am häufig vorkommenden Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*) darstellen. Die Wedelblätter, welche zusammen einen Trichter bilden, können je nach Standort bis 120 cm lang werden. Ihre Blattspreite ist doppelt gefiedert. Auf der Unterseite der Blatt-Fiederchen befinden sich längs des Hauptnervs in zwei Reihen Häufchen von gestielten Sporenkapseln (Sporangien, Abb. 2, 3); sie sind von einem nierenförmigen Häutchen, dem Schleier (Indusium) bedeckt. Indusium und Sporenhäufchen (Sori) (Abb. 1a) entspringen einer Vorwölbung (Plazenta) des Blattgewebes. Im Verlauf der Sporenreife im Juli bis September verfärben sich die anfangs hellgrünen Schleier braun, werden runzelig und geben schließlich die Sicht auf die dunkelbraunen Sporangien frei (Abb. 1b).

Wir fertigen mehrere Querschnitte durch sporulierende Blatt-Fiederchen und wählen zur Untersuchung einen solchen Schnitt aus, der möglichst median durch einen Sorus geführt wurde. Die Betrachtung kann sowohl unter dem Stereomikroskop (Vergrößerung etwa 60fach) als auch unter dem Durchlichtmikroskop bei etwa 30- bis 120facher Vergrößerung erfolgen. Dabei zeigt sich folgendes, schematisch wiedergegebenes Bild (Abb. 4, 5).

Während der Arbeit mit Farnen in der Sporenreife ist es sehr zu empfehlen, die Farnwedel oder präparierten Fiederblättchen auf ein großes Stück Papier zu legen und dort auch die Lupen-

beobachtungen und Sorusentnahmen durchzuführen, denn während der Untersuchungen bedeckt eine ungeheure Menge Sporen den Arbeitstisch und das Mikroskop. Ein Wurmfarne erzeugt jährlich ungefähr 200 Millionen äußerst leichtgewichtige, staubfeine Sporen.

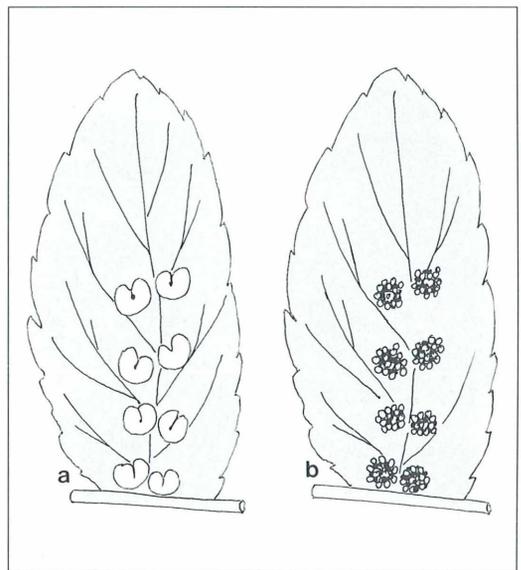


Abb. 1: Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*). Im Spätsommer reifen auf der Unterseite der großen Wedelblätter die Sporangien-Sori heran, die anfangs (a) noch von einem zarten Schleier (Indusium) bedeckt sind, aber schon wenige Wochen später frei (b) sichtbar sind.

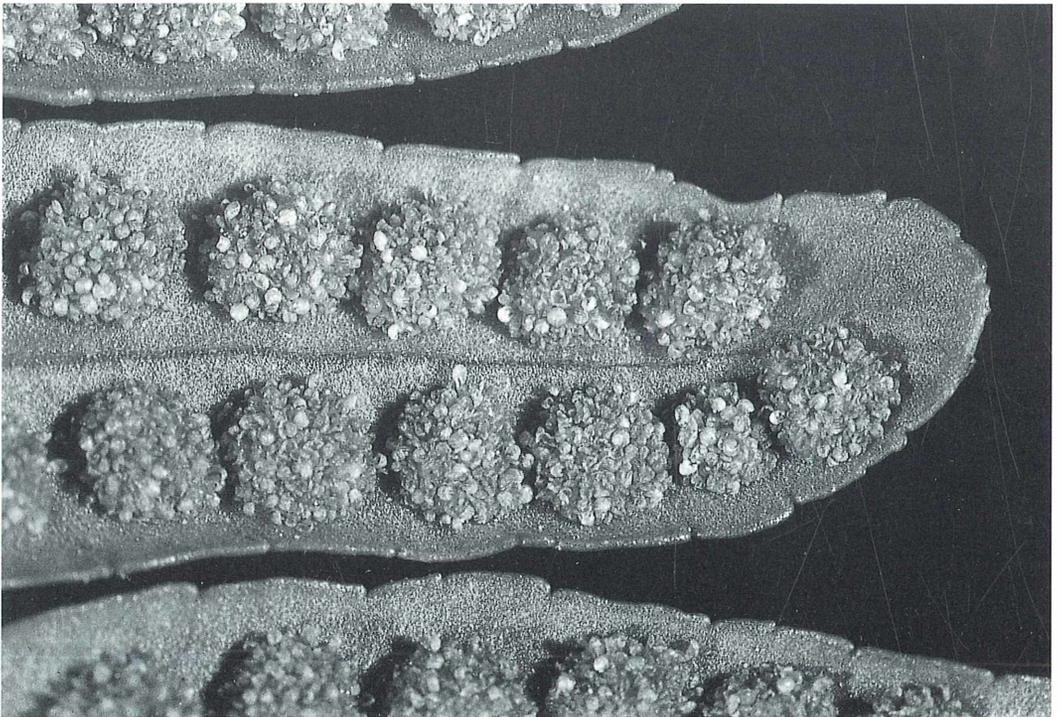


Abb. 2 (links oben): Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*). Die reifen Sporangien stehen auf der Wedelunterseite in dicht gedrängten Gruppen zusammen. Die einzelnen Sori sind annähernd kreisrund.

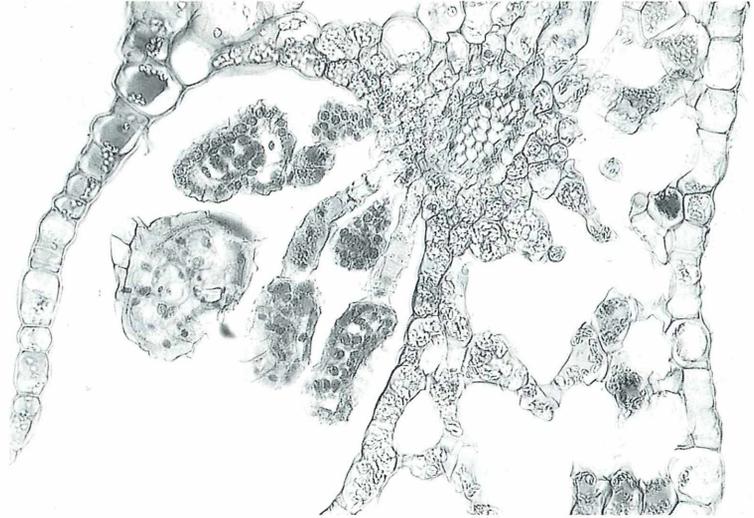
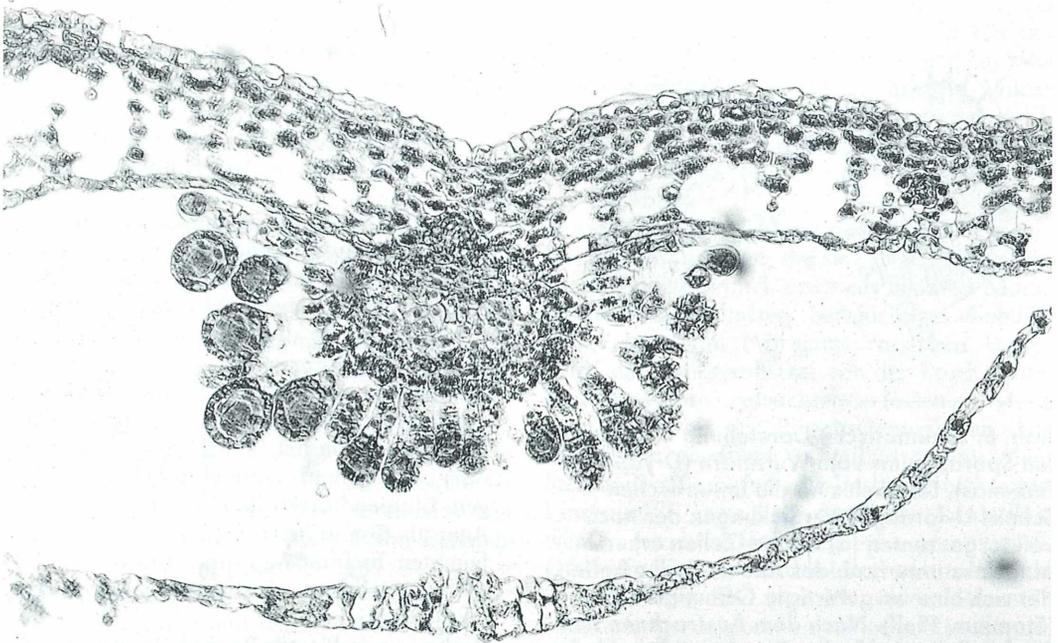


Abb. 3 (links unten): Besonders dicht stehen die reifen Sporangien beim einheimischen Tüpfelfarne (*Polypodium vulgare*), der sich ebenfalls sehr gut für Untersuchungen zur Fortpflanzung der Farnpflanzen eignet.

Abb. 4: Schnitt durch den Rand eines Wedelblattes vom Adlerfarn (*Pteridium aquilinum*): Die einzelnen Sporangien entspringen seitlich an einer Geweberegion, die man Plazenta nennt. Sie ist besonders gut mit einem Leitbündel versorgt.

Abb. 5: Schnitt durch einen heranreifenden Sorus des Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*). Das einzellschichtige Indusium behält hier vorerst noch seine abschirmende, schützende Funktion.



Sporangien und Sporen

Wir betrachten zunächst einmal für eine Weile ein Fiederblättchen oder einen mit der Pinzette abgenommenen Sorus unter dem Stereomikroskop (Vergrößerung etwa 16- bis 60fach). Durch die Wärmestrahlung der Mikroskoplampe setzt an verschiedenen Stellen des Sorus schon bald ein auffälliges Platzen der Sporangien ein. – Dieses interessante Schauspiel vermag jeden zu faszinieren, der diesen Vorgang zum ersten Mal verfolgt. Es ist besser, den Reißvorgang innerhalb eines kompletten Sorus zu beobachten anstatt einzelne Sporangien herauszulösen, da diese bei der blitzartigen Bewegung sehr rasch aus dem Sehfeld flitzen.

Sehen wir uns nun ein einzelnes Sporangium etwas genauer an. Es erinnert in seiner Gestalt an einen römischen Reithelm. Über die Mittellinie des Sporangiums zieht sich wie eine Helmraupe eine Kette von Zellen, deren Innen- und Seitenwände stark verdickt sind, während die Außenwände dünn sind. Von der Seite betrachtet zeigen sich demnach merkwürdige U-Bögen. Diese Zellreihe wird Anulus genannt. Bei Betrachtung im polarisierten Licht leuchtet der Anulus hell auf und zeigt zum Teil Interferenzfarben

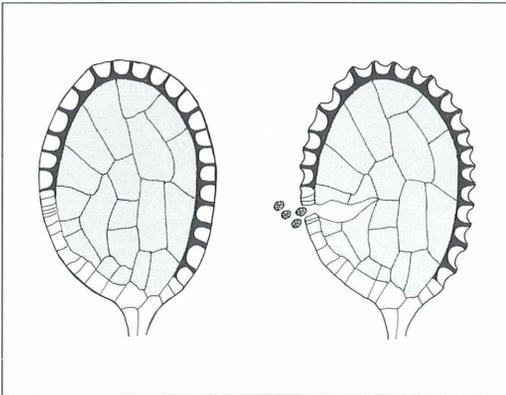


Abb. 6: Schematische Darstellung eines reifen Sporangiums vom Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*). Deutlich sind die im optischen Schnitt U-förmigen Verdickungen der noch voll turgeszenten (a) Anulus-Zellen erkennbar. Links unterhalb des Anulus-Endes befindet sich eine vorgefertigte Öffnungsstelle (Stomium, Pfeil). Nach dem Austrocknen der Anulus-Zellen reißt das Stomium (b) und läßt die Sporen austreten. Wenig später reißt das Sporangium explosionsartig auf.

(Abb. 6a), weil die molekularen Bausteine seiner Zellwände unterschiedliche Verlaufsrichtungen einnehmen.

Die reifen, noch mit Wasser gefüllten Zellen des Anulus verlieren bei Trockenheit ihre Wasserfüllung. Da das Wasser an den Wänden fest adhäriert und wegen der hohen Kohäsionskräfte zwischen den Wassermolekülen dellen sich die dünnen Außenwände des Anulus ein. Dadurch entsteht hier ein tangentialer Zug, so daß das Sporangium zwischen zwei vorgebildeten Zellen (Stomium) aufreißt (Abb. 6b). Der Anulus krümmt sich unter der anhaltenden Kraftwirkung langsam zurück und reißt dabei das Sporangium weiter auf. Ist ein Spannungsausgleich zwischen den deformierten Ringzellen und der Kohäsionskraft des Wassers erreicht, so schnellt der zurückgekrümmte Anulus plötzlich zurück und schleudert dabei die Sporen weg. Man kann den beschriebenen Vorgang auch künstlich mittels reinem Glycerin oder absolutem Alkohol hervorrufen. Um ein Verklumpen der Sporen zu vermeiden, benütze ich jedoch nur die Wärmeeinwirkung.

Farnsporen – Beobachtungen und Kultur

Gute Beobachtungsergebnisse erhält man bei etwa 300facher Vergrößerung. Die Grundform der braunen Sporen ist rund, oval oder leicht bohnenförmig. Die Außenflanke ist mit Warzen oder Zacken besetzt (Abb. 7). Die Sporen der Farne sind immer einzellig und einkernig. Etwa ein Jahr lang behalten sie ihre Keimfähigkeit.

Für die Kultur von der keimenden Spore über das Protonema und Prothallium bis zum Sporophyten werden in der Literatur vielerlei Möglichkeiten vorgeschlagen. Mit Erfolg erprobt sind beispielsweise die folgenden Möglichkeiten:

- Blumentopf mit Erde vom Farnstandort oder mit Gartenerde füllen,
- Torf mit verdünnter Nährlösung nach Knop oder verdünntem handelsüblichem, flüssigem Blumendünger übergießen,
- Agar als Brei in Petrischale,
- feuchten Torf mit Agar überstreichen,
- Minigewächshaus mit Torfbällen aus Gartenfachgeschäft,
- Boden einer Plastik-Petrischale mit Wasser und Ionenaustauscher bedecken, darauf eine dünne Lage saugfähiges Papier ausbreiten

Abb. 7: Die reifen Sporen des Wurmfarne zeigen eine warzig-bucklige Oberflächenstruktur, die man besonders schön bei seitlich einfallendem Beobachtungslicht erkennen kann. Unten ist schematisch eine keimende Spore dargestellt. Zunächst wächst ein mehrzelliges Protonema aus, welches sich schon bald zum herzförmigen Gametophyten (Prothallium) differenziert.

und schließlich eine Lage Filtrierpapier, das mit Sporen bestreut wurde,

– unglasierten Ton-Blumentopf, mit Torfmoos gefüllt, umgekehrt in eine Schale mit destilliertem Wasser stellen und dann die Toppoberfläche mit Sporen bestäuben, unter Glasglocke oder Becherglas stellen.

Sehr einfach, praktisch und zudem auch unter Artenschutzaspekten (Torf, Torfmoos!) unproblematisch ist das zuerst benannte Verfahren. Im Spätsommer oder Herbst besteht gelegentlich die Möglichkeit, unter dichten Farnbeständen in der Natur gewachsene Prothallien vorzufinden.

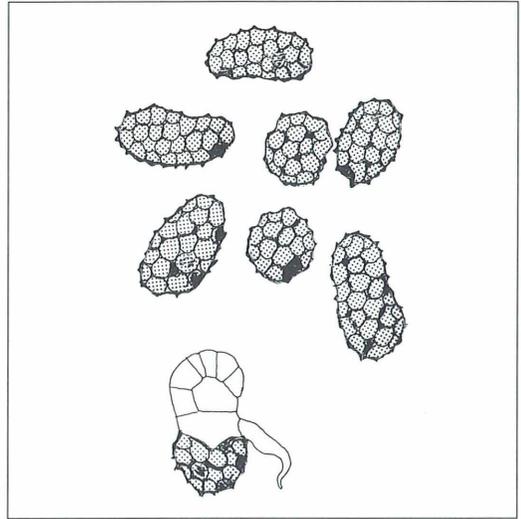
Die Kulturen sind mäßig feucht zu halten. Dazu eignet sich ein Zimmerpflanzen-Sprühgerät. Als Standorte sind Nordfenster oder sonstige helle Plätze ohne direkte Sonneneinstrahlung geeignet. Guten Erfolg hatte ich mit einem Plastik-Blumentopf, mit Gartenerde gefüllt und diese nicht zu dicht mit Wurmfarne sporen bestreut. Zum Bestreuen eignet sich ein weicher Pinsel. Gelegentlich wurde das Ganze mit handelsüblichem Flüssigkeitsdünger leicht übergeben. Als Teilabdeckung diente eine Glasplatte. Die Kultur stand im Freien hinter einer Hecke. Man kann Farnsporen auch in Flüssigkeit ohne festes Substrat an kultivieren.

Dazu gießt man verdünnte Nährlösung in einen Erlenmeyerkolben und verteilt die Sporen auf dem Substrat gleichmäßig mittels Skalpell o.ä. Der Kolben ist mit einem Wattebausch zu verschließen.

Bei Flüssigkeitskulturen empfiehlt es sich, mit der Pipette einige Wassertropfen auf den heranwachsenden Prothalliumrasen zu bringen, da offensichtlich auf dem Weg durch das mit Nährlösung versehene Wasser keine Befruchtung erfolgen kann. (Ludwig, 1987).

Nährlösung nach Knop:

In 1 Liter destilliertem Wasser lösen:
1 g $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 0,25 g MgSO_4 , 0,25 g KH_2PO_4 ,
eine Spur FeCl_3 . Nach Bedarf auf 0,5 bis 0,2
verdünnen. Alternativ bietet sich auch an:



In 1 Liter KH_2PO_4 , 1 g CaCl_2 , 3 g MgSO_4 , 1 g NaCl , 0,1 g FeCl_3 , 10 g NH_4NO_3 .

Einen Teil dieser Stammlösung vor der Anwendung mit 9 Teilen destilliertem Wasser verdünnen (Dietze, 1982).

Von der Spore zum Vorkeim

Aus den nicht zu dicht gestreuten Sporen entwickelt sich auf dem Kuturgefäß nach ca. zwei Wochen ein grüner Belag. Unter dem Mikroskop zeigt sich, daß aus den Sporen grüne Fäden mit wenigen, chloroplastenhaltigen Zellen gekeimt sind. Es sind die sogenannten Protoneumen (Abb. 7).

Aus der Scheitelzelle am Ende eines Fadens entstehen Tochterzellen, die sich weiter teilen und in der Folgezeit nach etwa ein bis zwei Monaten ein flächenhaftes, herzförmiges Gebilde, das Prothallium (Vorkeim) entstehen lassen. Wird das Kultursubstrat vor der Prothallium-Entnahme gut angefeuchtet, so lassen sich diese sehr leicht mit der Pinzette entnehmen. Die Entnahme geschieht vorteilhaft unter dem Stereomikroskop, falls die Vorkeime nicht über Linsengröße gewachsen sind. Die Prothallien werden maximal fingernagel- bis pfenniggroß. Oft befinden sich auf der Unterseite noch Substratrete zwischen den Rhizoiden. Rhizoide sind anfangs farblose, einzellige Schläuche, die der Spitzenregion des Vorkeims entspringen, diesen im Substrat verankern und ihm gelöste Nährstoffe zuführen. Das Auswaschen

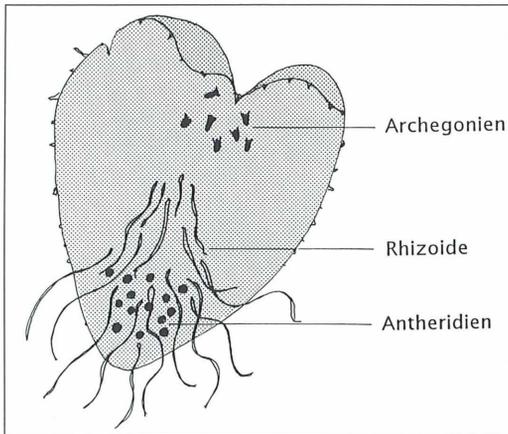


Abb. 8: Schematische Darstellung eines Prothalliums (Gametophyten) vom Wurmfarne (Unterseitenansicht). Nahe beim herzförmigen Einschnitt befinden sich die weiblichen Gametangien (Archegonien), im Bereich der verankernden Rhizoide die männlichen (Antheridien).

der Substratreiste geschieht möglichst in kleinen, wassergefüllten Petrischalen mittels Präpariernadeln. Unter dem Präparier-(Stereo-)mikroskop betrachten wir die Prothallien (Abb. 8).

Zwischen den Rhizoiden, aber auch seitlich davon, erkennt man kugelige Gebilde, die Antheridien; es sind die männlichen Geschlechtszellenbehälter. Man nennt sie auch Androgametangien. Die weiblichen Geschlechtsorgane (Archegonien) befinden sich unterhalb des herzförmigen Einschnitts. Sie sind in das Gewebe eingesenkt, so daß nur die Archegonienhalse herausragen. Die Archegonien reifen deutlich später heran als die Antheridien. Der Vorkeim ist im Entwicklungsgang der Farne eine völlig selbständige Generation. Man nennt ihn auch

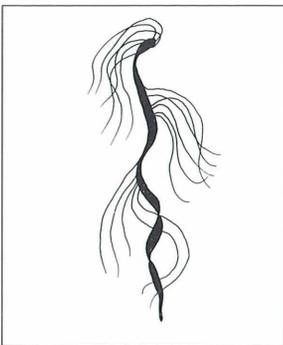


Abb. 9: Mit einigem experimentellen Geschick lassen sich die männlichen Gameten (Schwärmzellen, Spermatozoiden) anlocken und beobachten. Sie sind bei den Farnen sehr lang gestreckt und vielgeißlig.

Gametophyten. Vom großen meterlangen Farnwedel ist er gestaltlich enorm verschieden. Besteht eine Wasserbrücke zwischen den männlichen und weiblichen Geschlechtsorganen, so kommen aus den Antheridien kugelige Zellen (Spermatiden) hervor, die dann je ein bewegliches, schraubenförmiges, vielgeißeliges Spermatozoid entlassen (Abb. 9). Die Spermatozoiden (= männliche Keimzellen oder Gameten) schwimmen auf die Archegonien zu, von Äpfelsäure chemotaktisch angezogen, und dringen in die Öffnung am Archegonienhals ein. Sie verschmelzen wenig später mit dem Zellkern der Eizelle (Befruchtung). Aus der befruchteten Eizelle (= Zygote) entwickelt sich eine neue Farnpflanze (Sporophyt) (Abb. 10).

Es ist nicht ganz einfach, die obengenannten Strukturen aufzufinden. In einer Schulklasse ist es deshalb empfehlenswert, die Geschlechtsorgane des Prothalliums mittels Videokamera und Monitor zu demonstrieren und zu interpretieren. Auch eines der käuflichen Modelle oder Fertigpräparate können herangezogen werden. Die Chemotaxis (stoffliche Anlockung der männlichen Gameten) ist im Versuch recht einfach darzustellen:

In eine kleine Petrischale (Durchmesser 3,5 cm), halb gefüllt mit destilliertem Wasser, legen wir vier oder fünf Prothallien und warten 10–15 Minuten. Anschließend stellen wir die Petrischale unter das Durchlichtmikroskop. Beim Objektiv 2,5-fach streift der Schalenrand nicht am Objektiv.

Es kann jedoch für den Versuch auch ein Objektträger mit Vertiefung verwendet werden. Im Dunkelfeld sehen wir die Spermatozoide sehr aktiv und lebhaft umherschweben. Nun füllen wir ein ca. 8 mm langes Stück einer Kapillare (Durchmesser 1,2 mm, Lumen 0,96 mm³) mit 0,05%iger Äpfelsäure (besorgt die Apotheke) mittels einer Pasteurpipette und legen es in die Petrischale. Schon nach wenigen Augenblicken ist eine deutliche Konzentrierung von Spermatozoiden im Umfeld des Kapillärstückchens festzustellen. Einige Spermatozoide schwimmen sogar in die Kapillare hinein. Nach einer Viertelstunde haben sich die Spermatozoiden wieder auf den ganzen Beobachtungsraum verteilt.

Gametophyt und Sporophyt

Die große Farnpflanze bildet auf ungeschlechtlichem Weg Unmengen von Sporen. Aus ihnen geht ein Vorkeim hervor, der die Geschlechtszellen (Gameten) entwickelt und daher die Geschlechtsgeneration darstellt. Durch einen Befruchtungsvorgang, also auf dem geschlechtlichen Wege, wird auf dem Gametophyten die Zygote als erste Zelle der sporenbildenden Farnpflanze erzeugt. Im Entwicklungszyklus des Farns wechseln also zwei Generationen miteinander ab, die Farnpflanze (Sporophyt) und der Vorkeim (Gametophyt). Sowohl Sporen als auch Prothallium einschließlich Keimzellen (Gameten) besitzen nur einen einfachen (haploiden) Chromosomensatz. Bei der Befruchtung der Eizelle verdoppelt sich die Zahl der Chromosomen wieder. Die aus der Zygote entstehende Farnpflanze enthält somit den doppelten (diploiden) Chromosomensatz.

Die am Wurmfarne beobachteten Fortpflanzungsverhältnisse fordern geradezu den Vergleich mit dem Entwicklungszyklus der Blütenpflanzen heraus. Es hat in der Forschungsgeschichte geraume Zeit gedauert, bis man auch hier einen Generationswechsel entdeckte. Bei Blütenpflanzen ist eine beträchtliche Reduzierung der geschlechtlichen Generation festzustellen. Außerdem sind die Nacktsamer (Nadelhölzer) und Bedecktsamer bei der Befruchtung vom Wasser weitgehend unabhängig, weil ein Pollenschlauch die männlichen Gameten zur Eizelle transportiert.

Zum Schluß wollen wir noch J. W. von Goethe hören, der sich neben seiner Dichtung auch sehr eingehend mit der Botanik beschäftigt hat. Er schreibt in seinem „Versuch, die Metamorphose der Pflanzen zu erklären“: „Noch stärker und gleichsam ungeheuer wird uns die unmittelbare Fruchtbarkeit der Stengelblätter in den Farrenkräutern vor Augen gelegt, welche durch einen inneren Trieb und vielleicht gar ohne bestimmte Wirkung zweier Geschlechter, unzählige, des Wachstums fähige Samen oder vielmehr Keime entwickeln und umherstreuen, wo also ein Blatt an Fruchtbarkeit mit einer ausgebreiteten Pflanze, mit einem großen und ästereichen Baume wetteifert.“ Die Beobachtung stimmt, aber bei den Begriffen irrt der Dichterstürm aus heutiger Sicht. Goethe wußte über die Fortpflanzungsverhältnisse und systematische Zuordnung der Farne noch wenig Bescheid.

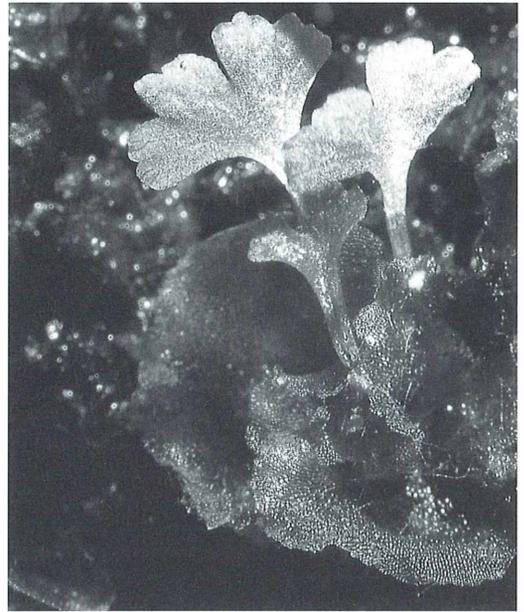


Abb. 10: Mit Vollzug der Befruchtung (Zygotenbildung) beginnt wieder eine neue Farn- generation. Der junge Sporophyt (unentwickelter Farnwedel) wächst unmittelbar aus dem Gametophyten heraus.

Literaturhinweise

- Aichele, D., Schwegler, H.W.: Unsere Moos- und Farnpflanzen. Stuttgart 1984.
 Bauer, E.: Biologie. Berlin 1978.
 Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum II. 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
 Dietle, H.: Das Mikroskop in der Schule. Franckh-Kosmos-Verlag, Stuttgart 1982.
 Gerlach-Lieder, I.: Anatomie der blütenlosen Pflanzen. Franckh-Kosmos-Verlag 1982.
 Kremer, B.P., Muhle, H.: Flechten, Moose, Farne. Steinbachs Naturführer. Mosaik-Verlag, München 1991.
 Ludwig, A.: Erfahrungen mit Kulturen von Farnprothallien. Mikrokosmos 76, 30–31 (1987).
 Probst, W.: Biologie der Moos- und Farnpflanzen. UTB 1418. Quelle & Meyer, Heidelberg 1987.
 Schmeil, O.: Lehrbuch der Botanik. Quelle & Meyer, Heidelberg 1950.
 Schwegler, H.W.: Farngewächse im Unterricht, Mikrokosmos 48, 369–374 (1959).
 Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 33. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Walter Rothermel, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart e.V., Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Pfarrstraße 16, 73333 Gingen/Fils

Kurze Mitteilung

Milben im Hausstaub

Der Hausstaub, wie er in jedem Haushalt zusammengekehrt oder im Staubsaugersack gesammelt wird, ist ein Ökosystem ganz besonderer Art. Es enthält neben den organischen und anorganischen Teilchen wie Sandkörner, Fasern, Schuppen und Haaren zahlreiche Bakterien, Pilze und Milbensorten. Es ist reizvoll, die Zusammensetzung des Hausstaub-Ökosystems mit dem Lichtmikroskop zu beobachten.

Der Hausstaub hat in den letzten Jahren ein zunehmendes Interesse gefunden, weil es sich herausstellte, daß darin die sogenannten Hausstaub-Allergene entstehen, die für die Hausstauballergie vieler Menschen verantwortlich sind. Inzwischen hat die Industrie auch Mittel gefunden und auf den Markt gebracht, welche die für die Allergie verantwortlichen Hausstaubmilben, *Dermatophagoides pteronyssinus*, erfolgreich bekämpfen. Ein solches Bekämpfungsmittel auf der Basis von Benzylbenzozat ist das Acarosan, das als Flüssigkeit, Pulver oder Schaum angewendet werden kann. Es hatte sich nämlich gezeigt, daß bloßes Absaugen der Milben für Patienten mit Milbenasthma nicht ausreichend ist.

Daher wurde die Veränderung der Milbenpopulation zwei Jahre lang in fünf verschiedenen Häusern nach einer einmaligen Behandlung mit dem Akarizid kontrolliert. Dazu diente die Flotationsmethode nach van Bronswijk. Man benötigt kleine Staubmengen – 0,2 bis 0,5 Gramm –, die in 250-ml-Bechergläser abgewogen werden und mit 2 ml eines Tensids (z. B. Extran von E. Merck, Darmstadt) benetzbar gemacht werden. Der Ansatz wird solange gerührt, bis die ganze Staubprobe benetzt ist. Dann werden 50 ml Darling-Lösung (1 Teil Glycerin und 1 Teil gesättigte Kochsalz-Lösung) zugefügt. Die Suspension wird eine Minute lang gerührt und dann sofort in eine Glas-

Petri-Schale von 10 cm Durchmesser gegeben. Die gesamte Oberfläche der Flüssigkeit wird mit einer binokularen Lupe auf Milben abgesehen. Diese werden mit einer Platin-Nadel auf Objektträger in Hoyer-Medium eingebettet und unter einem Lichtmikroskop determiniert und gezählt.

Das Ergebnis war, daß das Hausstaub-Ökosystem nicht nur die Hausstaubmilbe enthält, sondern noch sechs weitere Milbenarten! Die meistvorkommende Art war jedoch die Hausstaubmilbe mit 90 Exemplaren je Quadratmeter der untersuchten Haustextilien (Teppich, Matratze, Polstermöbel). Die Behandlung mit dem Akarizid war sehr wirksam. Aber nach 12 Monaten trat eine langsame Rekolonisation der Nischen des Hausstaub-Ökosystems auf. Nach zwei Jahren waren etwa wieder 10 % der ursprünglichen Populationsdichte erreicht. Auch die Raubmilbe, *Cheyletus eruditus*, war in Matratzen und Polstermöbeln wieder zu beobachten. Hingegen wurden die Vorratsmilben (*Acarus*, *Glycyphagus*, *Tyrophagus*) innerhalb der zwei Jahre nach der Akarizid-Behandlung nicht wieder beobachtet. Dies bedeutet, daß eine einmalige Bekämpfung der Asthma verursachenden Milben die Biotope des Hausstaubs so verändert hat, daß eine Wiederbesiedlung nur sehr langsam erfolgen kann.

Literaturhinweise

1. van Bronswijk, J.E.M.H.: House-dust biology. NIB Publ. Zeist. 1981.
2. Elixmann, J.H., Bischoff, E., Jorde, W., Linskens, H.F.: Changes during 2 years in populations of different mite species in house dust before and after a single acaricidal treatment. *Acarologia* 32, 385–398 (1991).
3. van de Lustgraaf, B., Rijckaert, G., Linskens, H.F.: Ökologie der Hausstaub-Allergene, *Allergologie* 1, 61–73 (1978).

H.F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Die Verwendung von Neunaugen in Form von Dauerpräparaten im Wirbeltierteil des zoologischen Anfängerpraktikums

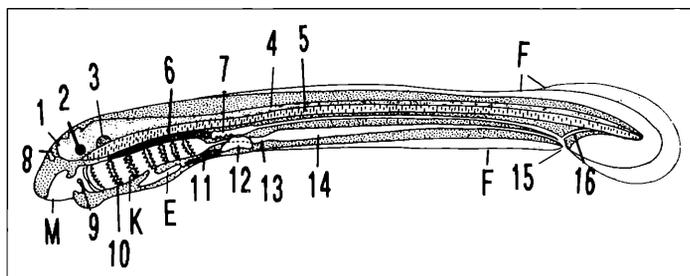
Christel Hintze-Podufal

Für die große Zahl von Studierenden, die dieses Praktikum zu absolvieren haben, wird eine Fülle an Tieren pro Jahr benötigt, deren Beschaffung zunehmend schwieriger wird. Die Verwendung von Alternativen, die den hohen Anforderungen der zu vermittelnden Lerninhalte, wie Kennenlernen der Anatomie und Morphologie der Organsysteme, ihrer Lagebeziehung und Funktion in Verbindung zur Lebensweise und deren vergleichende Betrachtung, voll gerecht werden, ist dringend geboten.

Das Neunauge stellt zweifellos für Zoologen eine interessante Besonderheit unter den Chordata dar. Aber rechtfertigt dieses eine Präparation der Tiere auch für die große Zahl an Studierenden, die im späteren Berufsleben kaum auf ihre präparativen Kenntnisse an diesem Tier zurückgreifen müssen, wie jene der Lehramts-, der Medizin- und Tiermedizinstudiengänge oder der künftigen Botaniker oder Molekularbiologen? – Das hier vorgestellte Modell soll eine Möglichkeit zeigen, wie ohne Verlust der oben genannten Lernziele das Neunauge zwar ohne Präparation, aber dennoch vollständig in seinem Aufbau von den Studierenden untersucht werden kann.

Fische der Überklasse Agnatha – Kieferlose mit der Klasse Cyclostomata – Rundmäuler, werden den echten Fischen in der Überklasse Gnathostomata – Kieftiere gegenübergestellt. Ihr Bauplan entspricht einer niedrigeren Organisationsstufe, wobei einige Merkmale, z. B. Fehlen des Kiefers, wie der Name andeutet, als sekundäre Anpassung an die parasitäre Lebensweise zu werten sind. Aus der Ordnung Petromyzontia konnte früher *Petromyzon marinus* L. – Meerneunauge oder Lamprete (0,6–1,0 m lang) oder *Lampetra fluviatilis* L. – Flußneunauge oder Pricke (14–40 cm lang), dessen Larven unter dem Namen Querder oder Ammonoetes (Abb. 1) bekannt sind, präpariert werden.

Abb. 1: Junge Ammonoetes-Larve nach einem Totalpräparat schematisch dargestellt.



Mit Hilfe des Stereomikroskopes sind zu erkennen der noch spaltförmige Mund, Lanzettfischchen-ähnliche Merkmale wie der kontinuierliche Flossensaum F, der Kiemenarm K mit Doppelfunktion wie Atmung und Nahrungstransport, ein Endostyl E u. a.: 1 Gehirn, 2 Auge, 3 Labyrinthbereich, 4 Rückenmark, 5 Chorda, 6 Aorta dorsalis, 7 Pronephros mit Harnleiter, 8 Nasenöffnung, 9 Velum, 10 Kiemenbogen mit Kiemen, 11 Herz mit Aorta ventralis, 12 Leber, 13 Oesophagus, 14 Darm, 15 Kloake, 16 Schwanzdarm.

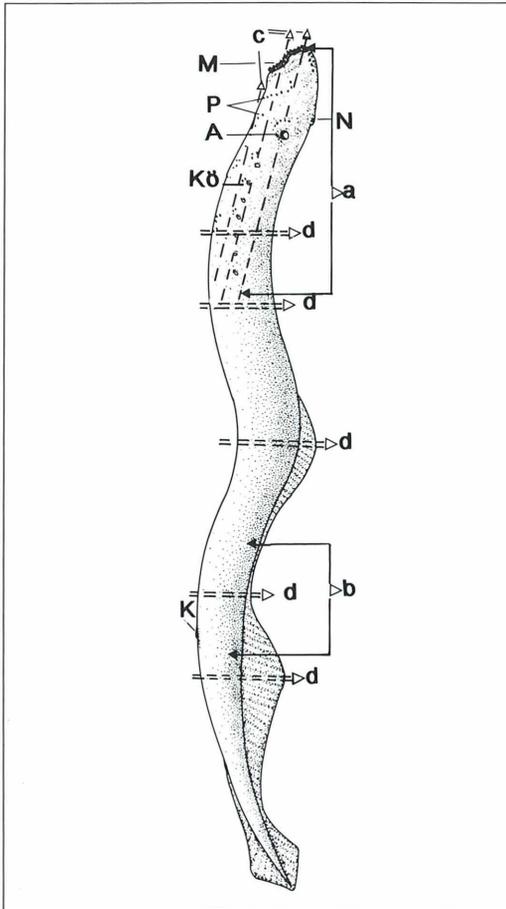


Abb. 2: Neunauge Seitenansicht mit Lage der Schnittführungen. a Medianschnitt Vorderkörper, **b** durch den hinteren Körperbereich, **c** Frontalschnitte Kiemenregion; **d** Querschnitte. **A** Auge, **K** Kloake, **Kö** äußere Kiemenöffnung, **M** Mund mit Papillen, **N** Nasenöffnung, **P** Sinnesporen.

Das Flußneunauge steht jetzt unter Artenschutz. Um den Körperbau dieser Tiere den Studierenden dennoch vermitteln zu können, wurden die in meiner Arbeitsgruppe vorhandenen Reserven zu folgenden Gießharzpräparaten verarbeitet:

a) Die vordere Körperregion wurde etwa 2 cm hinter der letzten Kiemenöffnung abgetrennt und b) ein Stück der hinteren Region von der Kloake aus ca. 10–20 cm kopfwärts von beiden Stücken Medianschnitte hergestellt (Abb. 2–4). Damit entstanden jeweils zwei spiegelbildliche Präparate. Diese wurden ergänzt durch c) Fron-

talschnitte durch die Kiemenregion und d) durch ca. 0,5–1 cm dicke Querschnitte durch Kiemen-, Dorsalflossen- und Schwanzregion (Abb. 5).

Äußere Körperform

An diesen Fertigpräparaten wird die äußere Körperform noch deutlich. Die Tiere sind flußaalähnlich dünn, lang, schuppenlos und paarige Flossen fehlen. Sie haben eine unpaare Rücken- und eine heterocerke Schwanzflosse, die durch knorpelige Flossenstrahlen gefestigt werden. Die segmentale Rumpfmuskulatur kann von außen unter der Haut erkannt und ihr Aufbau in den Querschnitten mit dem Stereomikroskop besonders gut betrachtet werden (Abb. 5). Auch die weißliche bis grau-grünliche Färbung der Körperhaut nach dem Prinzip der Gegenschattierung bleibt in den Präparaten erhalten.

Im Gegensatz zum Lanzettfischchen haben Rundmäuler einen Kopf. Der Mund ist unterständig, rund oder spaltförmig verengbar, von Papillen umsäumt. Die spitzen Hornzähne im Mundtrichter behalten in den Präparaten ihre gold-gelbe Farbe (Abb. 6c) und lassen sich für systematische Zwecke zählen und ausmessen. Der Name „Neunauge“ läßt sich an den eingegossenen Stücken begründen. In Profilstellung sind dorsal die unpaare Nasenöffnung, seitlich ein Auge unter der transparenten Körperhaut und dahinter sieben ältere Kiemenspalten sichtbar (Abb. 6a). Letztere sind kleine runde Löcher im Gegensatz zu jenen der echten Fische. Die Öffnung kann durch kleine Hautsegel geschlossen werden und Papillen verhindern das Eindringen von Fremdkörpern (Abb. 6b). Ferner können am Körpervorderende die Hautsinnesorgane des Seitenliniensystems in Form kleiner Poren in Zahl und Lage studiert werden und hinter der Nasenöffnung ein helles, pigmentfreies Feld, unter dem das Parietal- und Pinealorgan mit Photorezeptoren liegt.

Kopf und Gehirn

Der Kopf mit der für Wirbeltiere typischen Konzentration von Sinnesorganen, wie Geruchs-, Licht-, statischer Sinn und deren Verrechnungszentrum in Form des Gehirns, ist durch die schützende Hülle aus Knorpel und

Abb. 3: Meerneunauge, Vorderkörper median. Ad Aorta dorsalis, B Buccaldrüsen, Ch Chorda, Dv Knorpeldeckstücke des Viscerocraniums, G Gonade, Ge Gehirn, H Herz, Kg Kiemengang, Kk Kiemenkammer mit Kiemenbeutel, Le Leber, M Mund, N Nasenöffnung mit Rietsack, O Ösophagus, Ph Pharynx, Rü Rückenmark, VI Velum, Zm Zungenmuskel, Zo Zungenkopf.

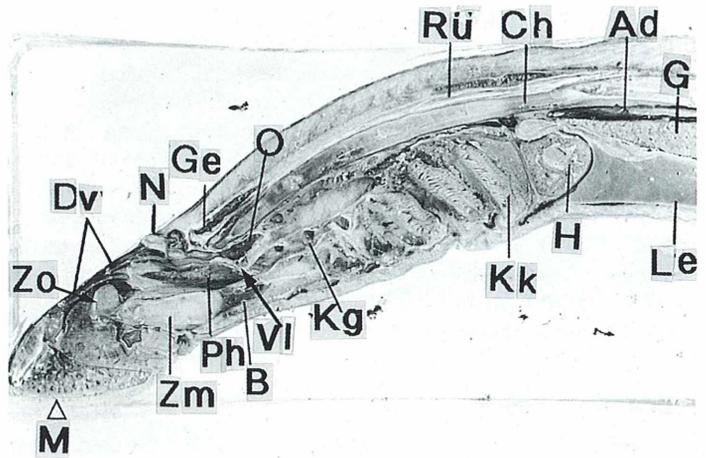
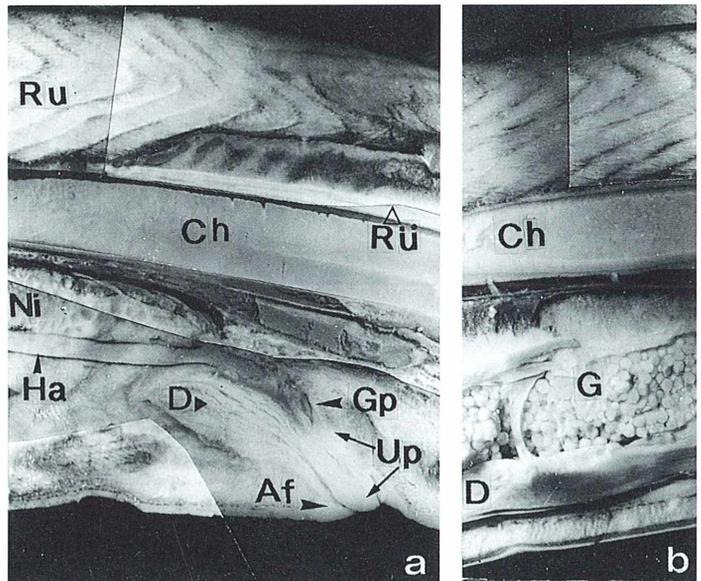


Abb. 4: Hintere Körperregion Medianschnitte. a Kloakenregion, b Darm mit Mesenterium, Af After, Ch Chorda, D Darm mit Falten bzw. Mesenterium, G Gonade, Gp Genitalporus, Ha Harnleiter, Ni Niere, Ru Rumpfmuskulatur, Rü Rückenmark, Up Urogenitalpapille.



Bindegewebe des Neurocraniums und durch das Viscerocranium, das den Mund stützt, charakterisiert. Es schließt sich ein komplizierter Kiemenkorb aus Knorpelstäben und -spangen an, der caudad das Herz umgibt (Abb. 7, 8). Die Knorpel Elemente treten auf Grund ihrer rosa Farbe in den Präparaten hervor und können mit Hilfe eines Umdruckblattes in ihrem Bauplan erarbeitet werden.

Das Gehirn, im Medianschnitt enthalten, ist ein einfaches Wirbeltiergehirn. Die vier wesentlichen Abschnitte liegen linear hintereinander, ein Merkmal niedriger Organisationsstufe. Ein vergrößertes dreidimensionales Modell (im Handel erhältlich) dient als Orientierungshilfe

(Abb. 9). Das Riechorgan, dorsal im Medianschnitt (Abb. 3), weist ein vielfach gefaltetes Epithel parallel zur Körperlängsachse auf. Der caudad gerichtete Nasengang endet blind ohne Verbindung zum Mundraum. Bau und Funktion des Riechorgans als wichtigster Orientierungssinn sollten ausführlich erörtert werden.

Mund und Verdauungstrakt

Der Mund, in seiner Form als Saugmund ausgestattet, ist an die Lebensweise Anheften an Beute oder während der anadromen Wanderung gegen starke Strömung an Steinen ange-

paßt. Nur beim Schwimmen wird er spaltförmig verengt. Der zahntragende Zungenkopf (Abb. 3) raspelt Fleischstücke aus der Beute, er tritt im Präparat mit seiner mächtigen Muskulatur hervor und sitzt vor dem Pharynxeingang am Grund des Trichters. Im Medianschnitt werden hier Hohlräume erkennbar, Bluträume, die durch Druckregelung die Pharynxöffnung verschließen können. Im Präparat sind die mächtigen Speicheldrüsen unter dem Zungenmuskel erkennbar und die Aufgabelung des Pharynx in den dorsal verlaufenden Oesophagus und den ventral liegenden blind endenden Kiemengang (Abb. 3). An der Gabelung verhindert eine Hautfalte mit fingerförmigen Fortsätzen, das Velum, das Eindringen von Nahrung in den Kiemengang und ein Kon-

striktor am Eingang des Oesophagus den Einstrom von Atemwasser in den Verdauungstrakt (Medianschnitt).

Der Darm verläuft gerade ohne Magenausbildung caudad und mündet in der Kloake nach außen. Der Medianschnitt durch den hinteren Körperbereich zeigt, daß der Darm hier durch Mesenterien dorsal in der Leibeshöhle befestigt ist und im Innern Längsfalten aufweist (Abb. 4b). Im vorderen Teil der Leibeshöhle umgeben große Leberlappen das Pericard. Sie sind in den Median- und Querschnitten der Vorderkörperregion zu sehen (Abb. 3, 5c). Die übrige Leibeshöhle wird bei Erwachsenen von den Gonaden ausgefüllt, die ebenso wie die bandförmigen Nieren mit Harnleitern in Quer- und Längsschnitten erkennbar sind (Abb. 4a, 5c).

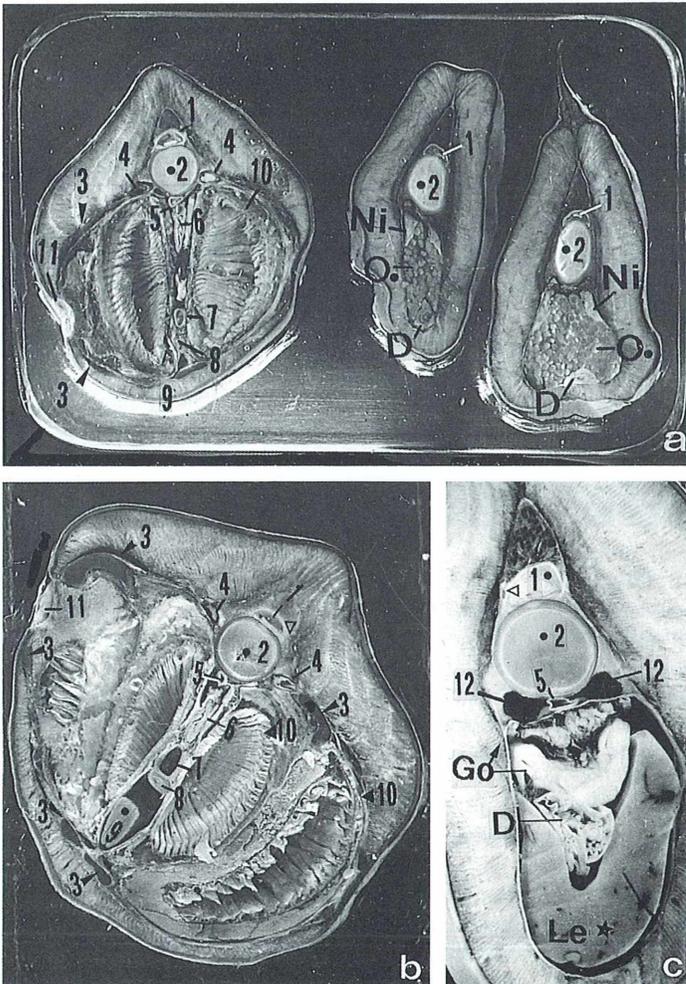
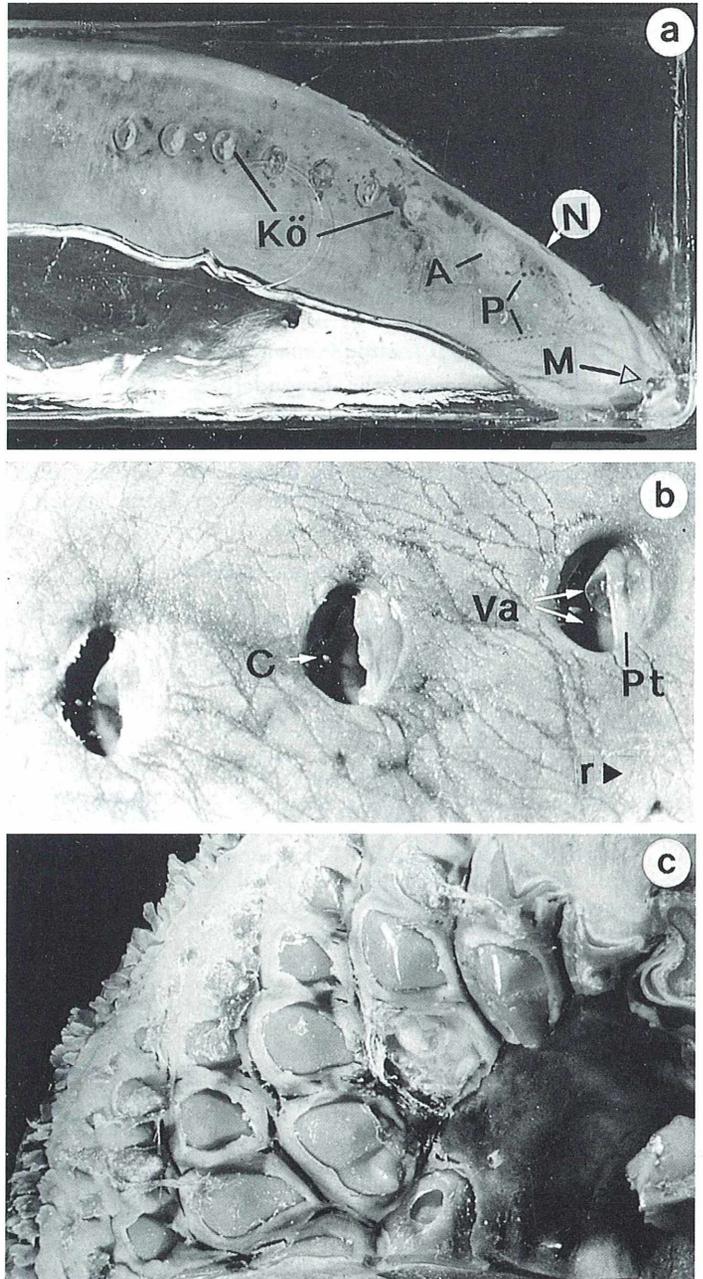


Abb. 5: Querschnitte. a Kiem-, Rückenflossen- und hintere Körperregion, b Kiemerregion herznah mit langen caudad ausgedehnten Kiemenkammern, von denen im Querschnitt beiderseits zwei angeschnitten sind; c Leberregion quer. 1 Rückenmark mit Neuralbögen, 2 Chorda, 3 Skelett des Kiemenkorbes, 4 Vena cardinalis anterior, 5 Aorta dorsalis, 6 Ösophagus, 7 Kiemengang, 8 Aorta ventralis, 9 Vena jugularis impar, 10 Kiemenkammer mit Kiemenbeutel, 11 äußere Kiemenöffnung, 12 V. cardinalis posterior, D Darm, G ♂ Gonade, Ni Niere, O Ovar.

Abb. 6: Meerneunauge Vorderende. a rechte Seitenansicht, b äußere Kiemenöffnung vergrößert, c Teil des Mundtrichters mit ein- und mehrspitzigen Hornzähnen. A Auge, C Cirrus, Kö äußere Kiemenöffnung, M Mund, N Nasenöffnung, P Sinnesporen, Pt Hautfalte Plica trematica, r rostrad, Va Läppchen Valvulae trematicae.



Atmung und Blutkreislauf

Der blind endende Kiemengang, der erst während der Metamorphose entsteht, hat ausschließlich Atemfunktion. Von ihm gehen auf jeder Körperseite sieben Gänge ab, z. T. im Median- oder Querschnitt erkennbar (Abb. 3). Sie erweitern sich zu Kiemenkammern und mün-

den danach in den äußeren Kiemenöffnungen an der Körperoberfläche. In den Kiemenkammern liegen Kiemenbeutel, deren Wände mit zahlreichen Kiemenfältchen besetzt sind. Die Querschnitte zeigen diese Organisation sehr gut, z. T. dreidimensional. Ferner kann an ihnen das Kiemenskelett studiert werden. Ein Blutsinus zwischen Kiemenbeutel und Kam-

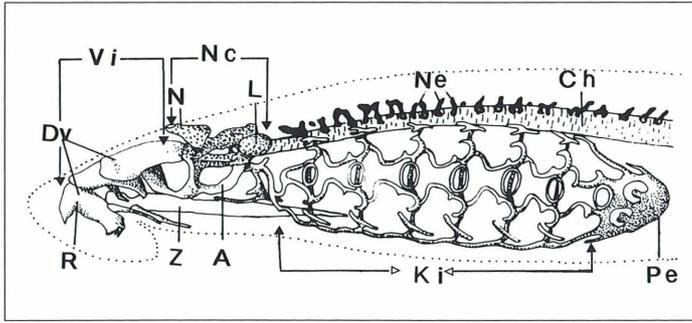


Abb. 7: Skelett des Vorderkörpers mit Neuro-, Viscerocranium und Kiemenkorb (nach Marinelli et al. verändert). A Auge, Ch Chorda, Dv Deckstücke des Viscerocraniums, Ki Kiemenkorb, L Labyrinthkapsel, N Nasenkapsel, Nc Neurocranium, Ne Neuralbögen, Pe Pericardknorpel, R Ringknorpel, Vi Viscerocranium, Z Zungenknorpel.

merwand ist eine anatomische Besonderheit. Begriffe wie Holo- und Hemibranchie sowie der Weg des Atemwassers während des Schwimmens, der Anheftung an die Beute bzw. des Loslösen von ihr lassen sich an den Quer- und Längsschnitten gut erläutern.

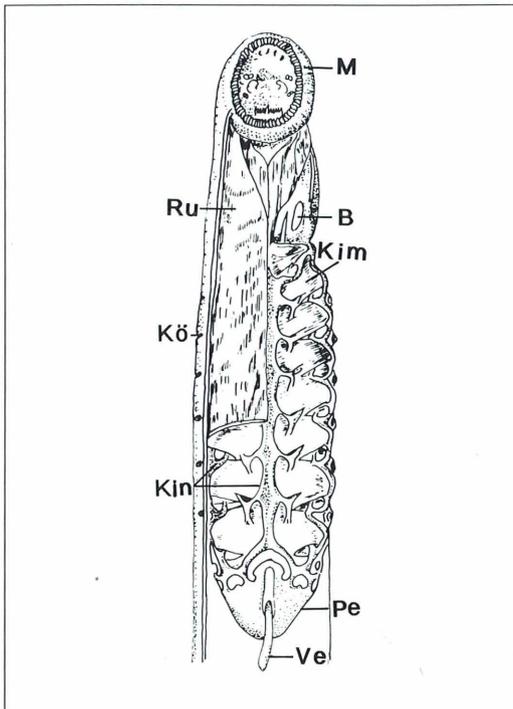


Abb. 8: Flußneunauge von ventral (nach Marinelli et al. verändert). Beispiel für Frontalschnittebenen, links im Bild im Bereich der Bauchmuskulatur, rechts Kiemen- und Herzskelett. B Buccaldrüsenlage, Kim Kiemenkorbmuskulatur, Kin Kiemenkorbnorpel, Kö äußere Kiemenöffnung, M Mundbereich mit Zähnen und Papillen, Pe Pericard, Ru Rumpfmuskulatur, Ve Vena hepatica.

Das zentrale Herz mit Sinus venosus, Atrium, Ventrikel, Bulbus arteriosus, Arterienstamm, Vena cardinalis anterior bzw. posterior, Aorta dorsalis und afferenten Kiemenarterien kann am Median- und Frontalschnitt studiert werden (Abb. 3, 10).

Vorteile von Dauerpräparaten

Die Verwendung dieser Tier-Dauerpräparate in Form von Median-, Frontal- und Querschnitten

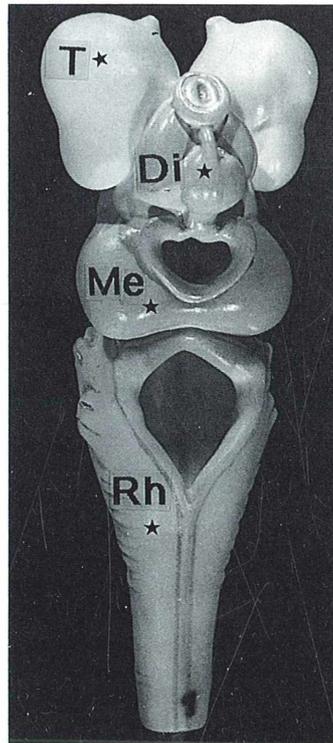


Abb. 9: Gehirnmodell von dorsal mit den Anteilen Di Di-, Me Mes-, Rh Rhomb-, T Telencephalon. Das Metencephalon fehlt noch.

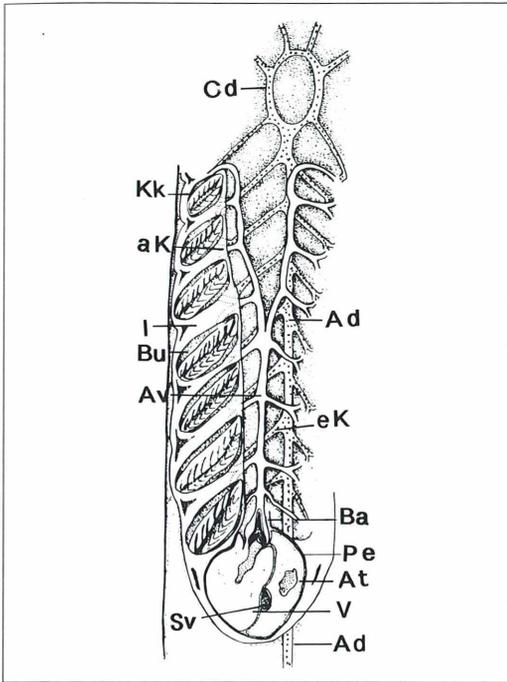


Abb 10: Frontalschnittskizze (nach Marinelli et al. verändert) im Bereich der Kiemenkammern und des Kreislaufs, die dorsalliegenden Gefäße sind punktiert. Ad Aorta dorsalis, aK afferente Kiemenarterien, At Atrium, Av Aorta ventralis, Ba Bulbus arteriosus, Bu Blutsinus, Cd Carotis dorsalis, eK efferente Kiemenarterie, I Interbranchialseptum, Kk Kiemenkammern mit -beutel, Pe Pericard, Sv Sinus venosus, V Ventrikel.

sichert die Anschaulichkeit und das Verständnis für den Zusammenhang von Bau und Funktion der Organsysteme. Diese verschiedenen Schnittrichtungen an den Neunaugen könnten während der Präparationsübungen in einem Praktikum auf Grund der dafür benötigten Menge an Tieren und des zu kurzen Zeitrahmens nicht durchgeführt werden. Durch die Verwendung der Tier-Dauerpräparate wird wertvolle Zeit gewonnen, die für eine intensivere Erarbeitung des Lernstoffes genutzt werden kann. Das Erlernen von Präparierfertigkeiten kann später am Hai-Situspräparat und Hai-Kopf mit Nervensystem und Sinnesorganen ausführlich geübt werden.

Danksagung

Frau B. Geistlich gilt besonderer Dank für die Gießharzarbeiten.

Literaturhinweise

Marinelli, W., Strenger, A.: Vergleichende Anatomie und Morphologie der Wirbeltiere. I. Lieferung: *Lampetra fluviatilis* (L.). Franz Deuticke, Wien 1954/56.

Strenger, A.: Cyclostomata. In: Bertalanffy, von, L. (Begr.), Gessner, F. (Hrsg.): Handbuch der Biologie. Bd. VI, 2, Akademische Verlagsgesellschaft Athenaion, Konstanz 1965.

Verfasserin: Prof. Dr. Christel Hintze-Podufal, III. Zoologisches Institut-Entwicklungsbiologie d. Univ. Göttingen, Berliner Str. 28, 30073 Göttingen

Anmerkung der Redaktion

Zur Biologie des Flußneunauges gibt es beim Institut für den Wissenschaftlichen Film, Göttingen, zwei sehr instructive Filme:

Fischer, A., Kluge, B.: Körperorganisation larvaler und adulter Flußneunaugen (*Lampetra fluviatilis*). 16 mm-Farbfilm, 12,5 Minuten.

Inhalt: Überblick über die Topographie der inneren Organe bei der frisch geschlüpften Neunaugenlarve. Organisation, Durchblutung und Tätigkeit des Kiemenarms. Herz, Cardinalvenen, Ductus cuvieri. Mikrozirkulation in Darmwand, Leber, Rumpfmuskulatur und Glomus des Pronephros. Tätigkeit der Nephrostome. Äußere Morphologie adulter Neunaugen.

Bestellnummer: C 1700

Kluge, B., Fischer, A.: Fortpflanzung und Embryonalentwicklung bei Neunaugen (*Lampetra fluviatilis*, *L. planeri*). 16 mm-Farbfilm, 9,5 Minuten.

Inhalt: Lebensraum zur Fortpflanzungszeit. Bauen von Laichgruben und Paarung (Bachneunauge im Freiland, Flußneunauge im Aquarium), Befruchtung und Entwicklung (totale Furchung) bis zum Schlüpfen der Larven.

Bestellnummer: C 1701

Die Filme vom IWF können von Schulen, Gymnasien und Universitäten kostenfrei ausgeliehen werden. Die Bestelladresse lautet: Institut für den Wissenschaftlichen Film, Nonnenstieg 72, 37075 Göttingen. Von dort kann auch der 715seitige Katalog „Biologie“ kostenlos angefordert werden.



**GUSTAV
FISCHER**

BUCHTIPS

Flindt

Biologie in Zahlen

Eine Datensammlung in Tabellen
mit über 10 000 Einzelwerten

ISBN 3-437-30592-1

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

Honomichl/Risler/
Rupprecht

Wissenschaftliches Zeichnen in der Biologie und verwandten Disziplinen

ISBN 3-437-00380-1

1982. VIII, 88 S., 56 Abb., 11 Farbtaf., kt. DM 36,-

Krämer

Wie schreibe ich eine Seminar-, Examens- und Diplomarbeit

Eine Anleitung zum wissenschaftlichen Arbeiten für
Studierende aller Fachrichtungen an Universitäten,
Fachhochschulen und Berufsakademien

ISBN 3-8252-1633-0

2. Aufl. 1993. VIII, 174 S., 34 Abb., 7 Tab., kt. DM 19,80
(UTB 1633)

Kuhn/Probst

Biologisches Grundpraktikum

Band 1: Das Mikroskop - Die chemischen Bausteine der
Lebewesen - Der zelluläre Aufbau der Organismen -
Chromosomen, Mitose, Meiose - Wachstum und Diffe-
renzierung bei Pflanzen - Fortpflanzung und Entwicklung
bei Tieren - Molekularer Stofftransport durch Membranen
- Transportsysteme bei Pflanzen - Stofftransport bei
Tieren - Enzymatik - Dissimilation - Fotosynthese
4. Aufl. 1983. XVI, 411 S., 248 Abb., 34 Tab., zahlr.
Strukturformeln, kt. DM 56,-

ISBN 3-437-20279-0

Band 2: Reizbarkeit und Bewegung - Steuerung und
Regelung - Verhalten - Genetik - Evolution - Immun-
biologie - Ökologie

ISBN 3-437-20122-0

1980. XII, 344 S., 173 Abb., 53 Tab., kt. DM 52,-

Molisch/Dobat

Botanische Versuche und Beobachtungen mit einfachen Mitteln

Ein Experimentierbuch für Schulen und Hochschulen
5. Aufl. 1979. XXII, 281 S., mit 166 Versuchen und
Beobachtungen, 95 Abb., 7 Tab., kt. DM 29,80

ISBN 3-437-20204-9

Das Stereo-Mikroskop im Durchlichtverfahren

Praktischer Nutzen bei der Beobachtung vom Leben im Wassertropfen

Walter Neubert

In den letzten Jahren hat sich die Stereo-Mikroskopie stürmisch entwickelt. Die Erfordernisse in der Mikroelektronik, wo das Gerät für Kontroll- und Prüfzwecke in der Fertigung benötigt wird, haben den Fortschritt begünstigt. Dabei wurde der Vergrößerungsmaßstab auf über 300fach bei großem Arbeitsabstand gesteigert, wobei eine Zoomeinrichtung die stufenlose Vergrößerungsänderung zuläßt. Solche Mikroskope arbeiten mit Auflicht. Sie können mit einer Durchlicht-Einrichtung ausgerüstet werden, die Hell- oder Dunkelfeldbeleuchtung ermöglicht. Damit ist die stereoskopische Beobachtung des Lebens im Wassertropfen durchführbar.

Derartige Mikroskope sind leider sehr teuer und für den Liebhaber-Mikroskopiker schwer erschwinglich. Es gibt aber preiswerte Stereo-Mikroskope, die mit Wechselobjektiven ausgestattet und mit einer Durchlichtbeleuchtung lieferbar sind oder die sich auf einfache Weise im Selbstbau damit ausrüsten lassen. Das Stereo-Mikroskop sollte 10–40fache Vergrößerungen zulassen und dabei zwischen Objektiv und Objekt einen Arbeitsabstand von mindestens 30–40 mm aufweisen, damit bequem mit Schere, Pinzette und Pipette hantiert werden kann.

Die Durchlicht-Beleuchtung im Selbstbau

Normalerweise besitzen die Stative in der Bodenplatte ein Loch, in das wahlweise eine schwarze oder weiße runde Platte eingesetzt werden kann. An ihre Stelle wird nun eine Spiegelglas- oder Milchglasplatte G (Abb. 1) verwendet, die man sich passend von einer Glaselei zuschneiden läßt. Im einfachsten Fall nimmt man eine Milchglasplatte und beleuchtet sie mit einer darunter angeordneten Niedervoltlampe. Es entsteht eine diffuse Beleuchtung, welche die Objekte aber sehr kontrastarm darstellt. Günstiger ist eine gerichtete Beleuchtung wie sie im folgenden beschrieben wird.

Abbildung 1 zeigt das Prinzip einer solchen Durchlichtbeleuchtung. Als Lichtquelle empfiehlt sich eine Halogenlampe mit Kaltlichtre-

flektor L (z. B. 6 V 15 W, Best.-Nr. 13528 von Philips), passender Lampenfassung F und Kabelverbindung zum Regeltrafo, der maximal 6 V Spannung abgibt. Die Kollektorlinse K bildet die Mattscheibe M auf die Objektebene des Mikroskopes ab und gewährleistet eine intensive, gleichmäßige Ausleuchtung. Ein Umlenkspiegel S sorgt für eine platzsparende Anord-

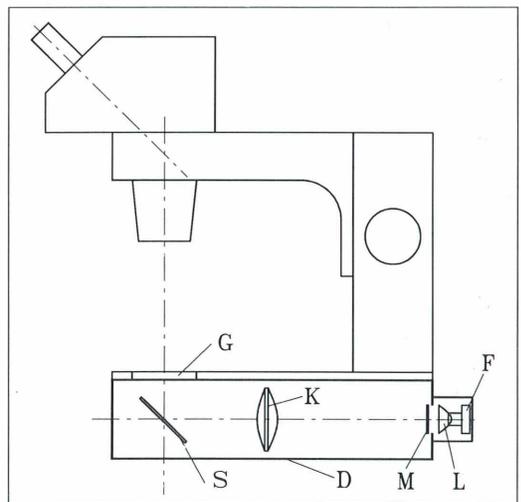


Abb. 1: Entwurf einer Durchlichtbeleuchtung für ein Stereo-Mikroskop.
L Halogenlampe 6 V, 15 W, F Fassung, M Mattscheibe, K Kondensorlinse, S Spiegel, G Glasplatte, D Kasten für Durchlicht, im Selbstbau aus Holz gefertigt.

nung der Durchlicht-Einrichtung. Das ganze wird, wie aus Abbildung 1 ersichtlich, in einem Kasten D untergebracht, den man aus Holz anfertigen kann und der das Stativ des Stereo-Mikroskopes aufnimmt. Es wird empfohlen, die Lampe außerhalb des Kastens D anzubringen, um unnötige Wärmeentwicklung zu vermeiden. Die Brennweite der Kollektorlinse ergibt sich aus der Entfernung A der Spiegelglasplatte G zur Mattscheibe M vor der Halogenlampe. Bei einem Abbildungsmaßstab von 1:1 ergibt sich eine Brennweite von $\frac{1}{4} \cdot A$. Die Kollektorlinse ist bei $A/2$, also in der Mitte zwischen Mattscheibe M und Glasscheibe G zu montieren. Bei dieser Anordnung wird die angestrahlte Mattscheibe im Verhältnis 1:1 auf die Objektebene projiziert. Damit das Korn der Mattscheibe nicht stört, ist die Kollektorlinse ein wenig in Richtung Umlenkspiegel zu verschieben. Die Kollektorlinse ist sorgfältig zu justieren. Es ist darauf zu achten, daß die Bildfelder beider Okulare voll ausgeleuchtet werden. Die Kollektorlinse sollte einen Durchmesser von mindestens 5 cm haben.

Die Arbeit mit dem Stereo-Mikroskop

In den folgenden Ausführungen wird insbesondere die Beobachtung von im Wasser lebenden Kleinlebewesen erörtert. Zielsetzung ist, das Studium unter möglichst natürlichen Bedingungen durchzuführen und mit schwachen Vergrößerungen sich einen Überblick über die Verhaltensweisen der Protozoen und des Planktons einer bestimmten Fundstelle zu verschaffen. Darüber hinaus soll das Stereo-Mikroskop dazu dienen, Einzelobjekte zu fangen und auf Objektträger zu übertragen, um sie gezielt im Mikroskop bei stärkerer Vergrößerung zu beobachten, zu bestimmen, zu zeichnen oder zu fotografieren. Die Zuhilfenahme des Stereo-Mikroskopes ist für derartige Manipulationen besonders hilfreich, wenn in der Wasserprobe nur wenige Individuen vorhanden sind und wenn man schnell und sicher an die wenigen Exemplare herankommen möchte. Es ist ja sonst dem Zufall überlassen, ob man überhaupt etwas in die Pipette und auf den Objektträger bekommt. Zunächst ist es zweckmäßig, die in kleinen Konservengläsern mitgebrachte Wasserprobe etwa 24 Stunden in Ruhe zu lassen. Diese Zeit brauchen die Mikroorganismen, um sich der neuen Umgebung anzupassen. Die Gefahr des Absterbens ist gering,

wenn man die Standortbedingungen soweit wie möglich aufrecht erhält, als da sind Wassertemperatur, Lichtmenge, Belüftung.

Hat man beim Aufsammeln ein Planktonnetz benutzt, dann herrschen in der Wasserprobe lebensbedrohende Verhältnisse, die man durch reichlich Zugabe von mitgebrachtem Fundortwasser und Unterbringung in größeren Gefäßen mildern kann. Es empfiehlt sich daher, eine solche Wasserprobe sofort zu untersuchen. Hierbei ist das Stereo-Mikroskop wieder sehr nützlich, denn man gewinnt schnell einen Überblick über Menge und Artenvielfalt in der Wasserprobe.

Das Blockschälchen als Mikroaquarium

Für die Untersuchung von Wasserproben im Stereo-Mikroskop eignen sich die Blockschälchen sehr gut. Wasserproben in Blockschälchen werden durch Auflegen einer Glasplatte vor Verdunstung geschützt. Wochenlang läßt sich das Leben in solch einem Mikroaquarium verfolgen, ohne daß man befürchten muß, daß das Wasser vollständig verdunstet. Allerdings sollten nur Blockschälchen mit polierter Oberfläche verwendet werden, damit die Abdeckplatte auch ihre Funktion gut erfüllen kann. Wasserverluste werden durch Zugabe von destilliertem Wasser ausgeglichen.

Man entnimmt der Wasserprobe einige Pipetten Wasser und füllt damit das Blockschälchen. Dabei Algen und Detritus, soweit sie sich in der Wasserprobe befinden, nicht vergessen. Das entspricht dann einer Wassermenge von 4–5 ml, etwa 500mal soviel, als man unter ein Deckglas von 18×18 bringt. Bei 20–40facher Vergrößerung lassen sich unter dem Stereo-Mikroskop die meisten Einzeller, Rädertiere und anderes Plankton erkennen. Ist das Gewimmel zu groß, dann wird entsprechend mit Fundwasser verdünnt, das man extra in einer Thermosflasche mitgenommen hat.

Das Blockschälchen kann bei geringer Individuenzahl sehr gut dazu verwendet werden, die Entwicklung der Population zu verfolgen. Es kommt oft ohne weiteres Zutun zur Vermehrung bestimmter Einzeller, bis eine optimale Individuenzahl erreicht ist. Auch kann bei manchen Ciliaten oder Amöben die Bildung von Cysten beobachtet werden. Durch Zugabe einer Nährlösung läßt sich unter Umständen dieses verhindern oder verzögern. Überhaupt kann man versuchen, die Entwicklung der Lebewesen

durch verschiedene Maßnahmen, wie z.B. Licht- und Temperatur-Änderung, gezielt zu beeinflussen. Bei solchen Experimenten sollte immer der Doppelblindversuch angewendet werden. Man geht von zwei gleichartigen Mikroaquarien aus und überläßt eines davon sich selbst, während mit dem anderen Mikroaquarium die Versuche durchgeführt werden. Hier sind der Experimentierfreude keine Grenzen gesetzt.

Entnahme einzelner Individuen

Das Fangen einzelner Individuen aus dem Blockschälchen geschieht unter dem Stereo-Mikroskop. Das Hantieren mit den Werkzeugen ist nicht schwer, weil im Gegensatz zum Mikroskop hier ein aufrechtes Bild entsteht und alle Bewegungen richtig erscheinen. Es bedarf trotzdem einiger Übung, bis man die Handhabung beherrscht, und es erfordert eine ruhige Hand. Mit dem Einfangen sollte man erst beginnen, wenn sich die Tierchen im Blockschälchen an die neue Umgebung gewöhnt haben und nicht mehr so lebhaft umherschwimmen. Dies ist meist nach 1–2 Tagen der Fall. Zum Fangen von Einzellern und kleinen Rädertieren bedient man sich zweckmäßigerweise einer Kapillarpipette von 10 µl Fassungsvermögen. Im einfachsten Fall ist das ein kalibriertes Glasröhrchen von knapp 1 mm Innendurchmesser und 9 cm Länge. Solche Pipetten heißen: Transferpettor-Caps. Hersteller ist die Firma Brand GmbH & Co in 97877 Wertheim, Postfach 11 55. Lieferbar sind diese praktischen Pipetten in 100 Stück-Packungen und verschiedenen Fassungsvermögen von 10–100 µl. Sehr gut eignet sich die 10 µl-Pipette. Mit dieser Wassermenge ergibt sich unter dem 18 × 18 mm großen Deckglas eine Flüssigkeitsschicht von 30 µm Dicke, gerade ausreichend, um die meisten Einzeller noch bewegungsfähig zu halten. Die Pipette wird in die Hand genommen und das eine Ende mit dem Finger verschlossen. Das andere Ende führt man nun unter Kontrolle im Stereo-Mikroskop vorsichtig in die Nähe des Tierchens, welches man einfangen möchte. Nun öffnet man die Pipette und sofort wird die Flüssigkeit in die Kapillare eingesogen. Wenn man es richtig gemacht hat, befindet sich das Tierchen in der Flüssigkeitssäule. Die Pipette wird durch hineinblasen entleert. Zum Auffangen des Tropfens dient ein Objektträger. Nun

wird ein Deckglas aufgelegt. Die Flüssigkeit verteilt sich darunter und das Tierchen soll sich gerade noch bewegen können. Auf die genaue Flüssigkeitsmenge in Relation zur Tierchengröße kommt es an. Nach einigen Versuchen hat man die richtige Dosierung bald heraus. Die Pipette ist mit einer Strichmarke versehen, bis zu welcher die Flüssigkeitssäule bei richtiger Handhabung ansteigt. Die eingesaugte Flüssigkeit hat dann ein Volumen von 10 µl (Mikroliter). Wenn man feststellt, daß dies noch zu wenig Flüssigkeit ist, um das Tierchen unbeschädigt zu lassen, dann füllt man die Pipette nochmals ganz oder zur Hälfte. Auf diese Weise kann die optimale Flüssigkeitsmenge ermittelt und reproduzierbar hinzugefügt werden. Es ist besser, etwas mehr Flüssigkeit zu nehmen, damit sich das Tierchen noch bewegen kann. Das Auffinden im Präparat dauert ja eine ganze Weile. Da nun laufend Wasser verdunstet, hat man nur begrenzt Zeit, sich das Tierchen anzuschauen bzw. zu fotografieren. Die Abbildung

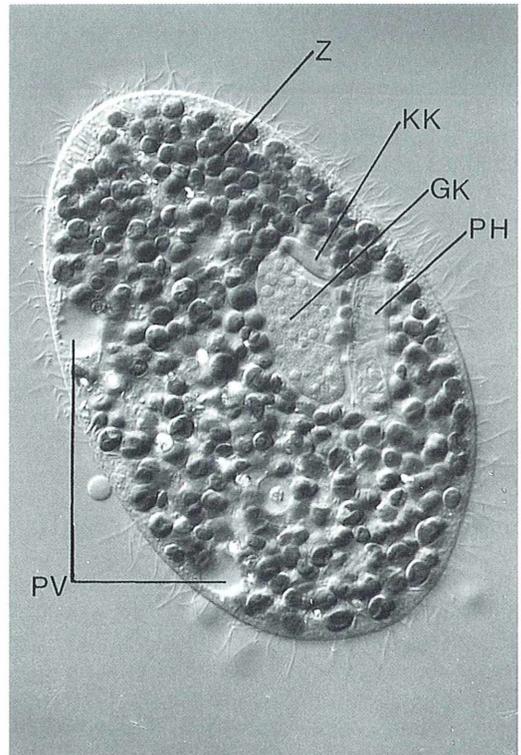


Abb. 2: Paramecium bursaria.
 Z Zoochlorellen, GK Großkern, KK Kleinkern,
 PV pulsierende Vakuolen, PH Pharynx-Bewimperung.

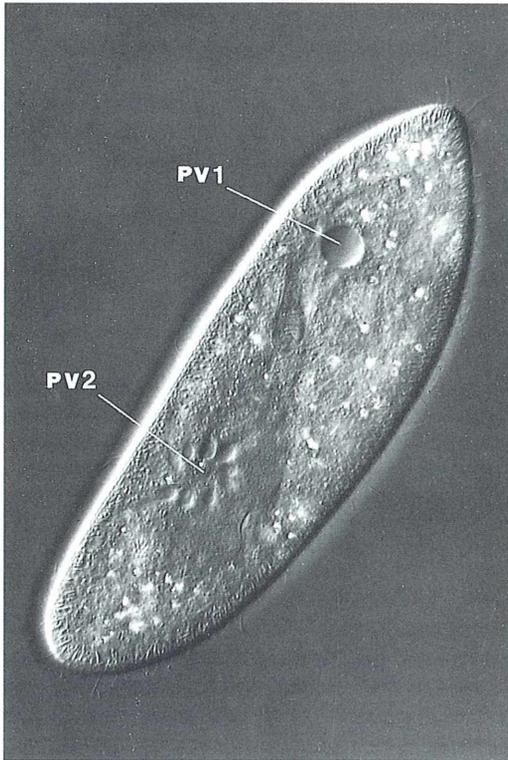


Abb. 3: *Paramecium caudatum*. Optischer Schnitt durch die pulsierenden Vakuolen PV1 (vor der Entleerung) und PV2 (nach der Entleerung).

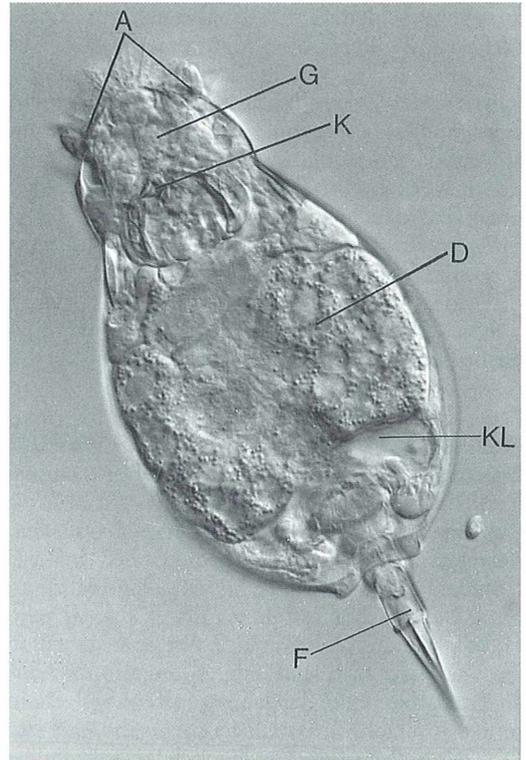


Abb. 4: Rädertierchen der Gattung *Lepadella*. A Augenflecke, K Kauapparat, D Dotterstock, KL Kloake, G Ganglion, F Fuß.

gen 2–4 sind auf diese Weise entstanden. Sie zeigen die Ciliaten *Paramecium caudatum* und *Paramecium bursaria* sowie das Rädertierchen *Colurella obtusa*. Die Aufnahmen wurden mit einem Olympus Planapochromaten 40fach und n. A. 0,95 im differentiellen Interferenzkontrast und mit TTL-gesteuertem Blitzlicht aufgenommen. Gut eingestelltes Schieflicht bringt aber auch schon eine Menge Einzelheiten zur Darstellung.

Die Entnahme einzelner Individuen und Überführung in ein Objektträger-Mikroaquarium dient dem Studium besonderer Vorgänge, die länger dauern, wie z.B. Zellteilung, Konjugation, Klonzüchtung. Die isolierten Tierchen können lange Zeit beobachtet und gezielten Versuchen ausgesetzt werden. Vor allem ist es nun möglich, die Tierchen bei stärkerer Vergrößerung zu untersuchen. Das Stereo-Mikroskop kann hierbei zur Lokalisierung der Objekte eingesetzt werden, so daß langes Suchen entfällt.

Zusammenfassung

Der Einsatz eines Stereo-Mikroskopes im Durchlicht-Verfahren vermittelt eine Fülle neuer Eindrücke und Möglichkeiten auch für den Liebhaber-Mikroskopiker. Jetzt hat er Gelegenheit, das Leben von Protozoen, Rädertierchen, Mückenlarven, Kleinkrebsen usw. in einer fast ungestörten Umgebung kennenzulernen, wobei das Blockschälchen als Mikroaquarium eine gute Beobachtungsbasis für das Stereo-Mikroskop bildet. Man erlebt Verhaltensweisen, Nahrungsaufnahme, Reaktionen der Organismen auf Reize usw. Im Blockschälchen kann man das über Monate verfolgen. Besonders reizvoll ist dabei die stereoskopische Betrachtungsweise.

Die übliche Entnahme von Einzellern aus einer Wasserprobe oder Kultur und deren kurzfristige Beobachtung im Mikroskop vermittelt falsche Eindrücke. So wie sich die Organismen

hierbei verhalten, entspricht es nicht der Realität im Biotop.

Besonders interessante Stadien, wie Teilungen und Konjugationen, kann man mit dem Stereo-Mikroskop leicht isolieren und im Objektträger-Mikroaquarium weiter verfolgen. Durch gezielte Auswahl der Untersuchungsobjekte ist es möglich, Reizversuche in bezug auf Photo-, Thermo-, Chemo-, Geotaxis und der Nahrungsaufnahme zu unternehmen. Ein weiteres Gebiet ist die Klonierung von Einzellern und deren Aufzucht. Im Objektträger-Mikroaquarium ist es durchaus möglich, bestimmte Einzeller über mehrere Jahre am Leben zu erhal-

ten. Die Beobachtung des Lebens in solchen Mikro-Biotopen ist ungemein reizvoll. Das Stereo-Mikroskop ist in all diesen Fällen ein sehr nützliches Instrument. Es hilft, die Auffindung der Organismen wesentlich zu erleichtern und zu beschleunigen.

Literaturhinweise

Neubert, W.: Langzeitbeobachtung von Mikroorganismen – ein praktisches Mikroaquarium. *Mikrokosmos* 80, 228–231 (1991).

Verfasser: Walter Neubert, Tassilostr. 1, 85551 Kirchheim bei München

Kurze Mitteilung

Algenflagellen fangen Beute

Phytoflagellaten mehrerer Klassen der Algen werden meist nur als primäre Produzenten des Phytoplanktons betrachtet; ihre Rolle als Konsumenten wird weitgehend außer Betracht gelassen. In den letzten Jahren mehren sich jedoch die Berichte, daß zahlreiche Phytoflagellaten mixotroph sind, das heißt, daß sie sowohl zur Photosynthese in der Lage sind als auch zur Phagotrophie. Von mehreren pigmentierten Flagellaten der Chrysophyten ist bekannt, daß sie organisches Material durch Phagozytose (z.B. Detritus, Fäkalmaterial) aufnehmen. Bei der Alge *Epipyxis pulchra* konnte nun durch sorgfältige mikroskopische Beobachtung und Dokumentation mit Hilfe von Videomikroskopie gezeigt werden, daß die Flagellen eine aktive Rolle beim Beutefang spielen. Die festsitzenden, vegetativen Zellen dieser Süßwasserart besitzen zwei strukturell und funktionell verschiedene Flagellen, die beide bei der Futteraufnahme aktiv sind. Die lange Geißel, welche mit steifen Haaren besetzt ist, erzeugt durch schnelles Schlagen einen starken Wasserstrom, eine Art Sog in Richtung auf den Zellkörper. Die kürzere der beiden Geißeln bewegt sich nur wenig und langsam. Sobald ein Futter-Partikel

durch den Wasserstrom mit der Geißeloberfläche in Kontakt gekommen ist, stoppt die längere Geißel ihre Bewegung und bleibt stehen. So wird die Beute zwischen der kleinen und der großen Geißel fixiert. Beide rotieren dann kurz um das Beutepartikel, bevor dieses angenommen oder abgestoßen wird. Im Falle der „Ablehnung“ wird das Teilchen durch koordinierte Aktivität der beiden Flagellen abgestoßen. Im Falle der „Annahme“ als Futter wird das Teilchen solange als Beute festgehalten, bis ein komplizierter Aufnahmebecher aus der Zelle in der Nähe der Basalkörper sich herauswölbt und die Beute umschließt. Dieser Becher mitsamt der Beute stellt dann eine Nahrungsvakuole dar, die in den Zellkörper hineingezogen wird. Die Flagellen dieser Algenart ziehen also die Futter-Partikel nicht nur in Richtung auf die Zelle an, sie sind auch aktiv eingeschaltet in das Ergreifen der Beute. Darüber hinaus scheint ihnen eine gewisse Rolle bei der „Erkennung“, der Selektion auf erwünschte oder unerwünschte Partikel zuzukommen.

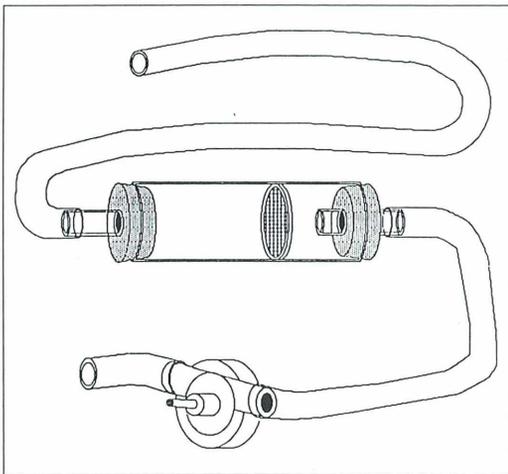
Wetherbee, R., Andersen, R.A.: Flagella of chrysophycean alga play an active role in prey capture and selection. *Protoplasm* 166, 1–7 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Kurze Mitteilung

Sammeln von Wasserinsekten

Das Sammeln von kleinen Insekten in strömenden Bächen und in Tümpeln ist eine oft mühsame und zeitraubende Angelegenheit. Manche Arten können mit der Hand gefangen werden, andere bewegen sich so schnell, daß sie entweichen. In stehenden Gewässern sind Kleininsekten besonders schwer zu fangen, da infolge fehlender Strömung die Objekte nicht in das Netz oder die Falle getragen werden. Wieder andere Arten verbergen sich, sobald sie gestört werden, zwischen Steinen, Kieseln und Gewächsen. So erwies sich also eine kleine Vorrichtung zum kontinuierlichen Fangen von aquatischen Insekten als hilfreich. Diese besteht aus 3 Teilen: eine Ansaug-Pumpe, wie sie zur Umwälzung von Wasser in größeren Aquarien oder Teichen



Schematische Darstellung einer Unterwasser-Insektenfalle. Der links aus dem Sammelzylinder abgehende Schlauch dient zum Fangen der Insekten, der andere stellt die Verbindung zur Pumpe her.

benutzt wird: sie kann im Gelände mit einer batterieangetriebenen Bohrmaschine betrieben werden. Als zweites werden zwei Stücke durchsichtigen Plastikschlauches benötigt, das eine Stück sollte eine Länge von etwa 30 cm, das andere von etwa 25 cm Länge haben; der Durchmesser des Schlauches sollte etwa 1,3 cm betragen. Mit dem kürzeren Schlauchstück wird die Pumpe mit der einheitlichen Insektenfalle verbunden. Diese besteht aus einem 16,5 cm langen Plexiglas-Zylinder von 6,4 cm Durchmesser. In diesen wird mit einem geeigneten Klebstoff ein Plastikring eingeklebt, auf dem ein scheibenförmig ausgeschnittenes Sieb aus Nylonfäden mit 1 mm Maschenweite ruht. Dieses Sieb filtert aus dem angesogenen Wasserstrom die Insekten und verhindert, daß diese in die Saugpumpe gelangen. Der Sammelzylinder wird an beiden Seiten von einfach durchbohrten Gummistopfen abgeschlossen. An ihre Einsatzröhren werden die Schläuche angebracht. Bevor das Sammelfilter in Betrieb genommen wird, wird es einseitig geöffnet, so daß Wasser in den Zylinder und die verbindenden Schläuche eintreten kann und ein kontinuierlicher Wasserfaden den Ansaugschlauch und die Falle mit der Saugpumpe verbindet. Dann kann das Sammeln beginnen: Die Öffnung des längeren Schlauches kann unter Wasser an die zu sammelnden Objekte herangeführt werden, der Wasserstrom der Pumpe verhindert ein Entkommen, auf dem Sieb sammeln sich die Beutetiere. Mit einiger Erfahrung können die Tiere detritusfrei gesammelt werden. Die Methode hat sich bestens bewährt bei der Sammlung von *Heptagenia*- und *Lepidostoma*-Larven (Trichoptera).

T.A. Wellnitz: A continuous suction device for collecting aquatic insects. *Journal of Freshwater Ecology* 6. 223–225, 1991.

H.F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Spitz-Lichter

Klaus Hausmann und Bruno P. Kremer

Wasserpflanzen, die von Aquarianern oder Tümplern gemeinhin als Wasserpest bezeichnet werden, umfassen botanisch mehrere klar unterscheidbare Arten. Die Wasserpest im engeren Sinne sind die Vertreter der Gattung *Elodea* mit der bei uns stellenweise immer noch sehr häufigen und früher zuweilen massenhaft aufgetretenen Kanadischen Wasserpest (*Elodea canadense*). Heimisch ist sie in weiten Gebieten Nordamerikas, wurde aber in Mitteleuropa durch Einschleppen über Irland erst nach 1836 eingebürgert und ist heute weltweit anzutreffen.

Stellenweise wird *Elodea canadense* von der nahe verwandten (wohl auch häufig übersehenen) Art *E. nutallii* ersetzt, die sich vor allem durch ihre deutlich schmaleren Blätter unterscheidet. Bei allen *Elodea*-Arten stehen die Blätter in dreizähligen Quirlen. Vier- bis achtzählige Blattquirle tragen dagegen die Sproßachsen der ebenfalls als Wasserpest bezeichneten Arten der Gattung *Egeria* (vgl. Jurčák 1993), die aus ihrer südamerikanischen Heimat unterdessen weltweit verschleppt wurden und in Mitteleuropa nur in Gegenden mit betont sommerwarmen Altwässern vorkommen. Viel häufiger bekommt man sie (vor allem die Spezies *Egeria densa*) als Aquariumpflanze zu sehen. Beide Gattungen zeichnen sich durch die sehr fein gezähnten Ränder ihrer einnervigen Blätter aus, während die zur gleichen Familie gehörende Grundnessel (*Hydrilla verticillata*), die bei uns fast nur im nordöstlichen Tiefland (Oder-Gebiet) vorkommt, deutlich gröber gezähnte und daher wahrnehmbar rauhe Blattränder aufweist.

Randzählung durch Borstenhaare

Bei der mikroskopischen Untersuchung zeigt sich, daß die feine Blattrandzählung der Wasserpest-Arten auf einzelne, über den Blattrand hinausragende Zellen zurückgeht (Titelbild und Abb. 1). Diese Zellen weichen in ihrer Gestaltung deutlich von den eigentlichen Blattzellen ab. So sind sie beispielsweise an ihrer Basis im Vergleich zu den übrigen Blattrandzellen sehr viel breiter und auch merklich länger. Während die mit dem Zellverband des Blattes

zusammenhängenden Zellwände ungefähr gleichbleibende Abmessungen erkennen lassen, ist der freie, überragende Teil, der in eine kurze Spitze ausläuft, sichtlich verdickt. Formgebung und Plazierung dieser Zellen entsprechen somit in allen wichtigen Merkmalen den Borstenhaaren, die bei sehr vielen Pflanzen vorkommen

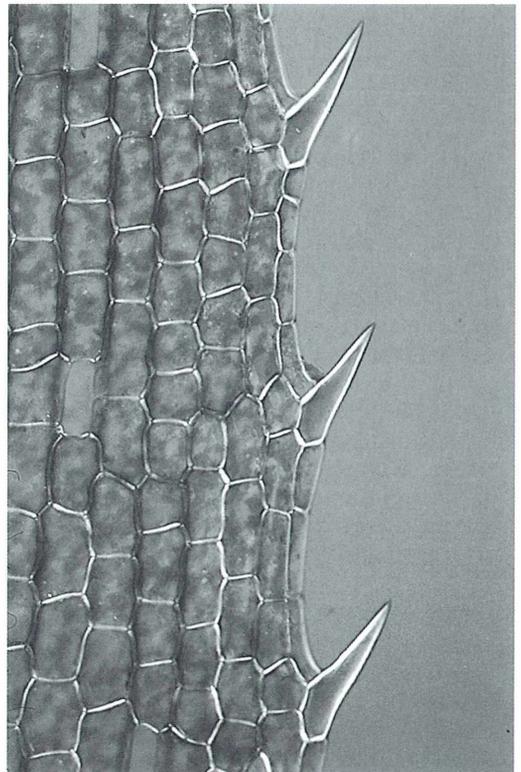


Abb. 1: Blattborstenhaare von *Elodea*.

und hier für die Rauigkeit von Blattflanken (Gräser) oder Blattflächen (namengebend bei den Rauhblattgewächsen) verantwortlich sind. Außer der abweichenden Form der buchstäblichen prominenten Blattrandborsten der Wasserpest, die nach Stellung und Anordnung etwas an die Randgestaltung mancher Laubmoosblättchen erinnern, sind sicher die optischen Eigenschaften der beteiligten Zellwände bemerkenswert. Wenn man das Blatt einer Wasserpest (*Eloдея* oder *Egeria*) im polarisierten Licht betrachtet, leuchten die Borstenzellen heller und vor allem auch andersfarbig auf als ihr umgebendes Blattgewebe. Diese besondere Eigenschaft muß mit den Strukturpolymeren zusammenhängen, welche die Zellwand aufbauen.

Spitzen aus Cellulose

Die Zellwände auch der Wasserpest bestehen überwiegend aus Cellulose – langen, meist parallel ausgerichteten und lagenweise auch kreuzgeschichteten Kettenmolekülen. Diese besitzen ähnlich wie andere kettenförmig aufgebaute Biomoleküle (z.B. die Strukturproteine) die Fähigkeit, die Schwingungsebene von polarisiertem Licht zu verändern. Beim Durchgang des Beobachtungslichtes durch das Objekt treten komplizierte, auf Interferenz zurückgehende Wechselwirkungen der einzelnen (veränderten und unveränderten) Wellenzüge auf, deren Summe wir fallweise als Helligkeitsverschiebung oder in Gestalt bezaubernder Farbspektakel wahrnehmen.

Das Ausmaß der Interferenzerscheinungen läßt Rückschlüsse auf die Art des Einbaus der beteiligten Makromoleküle zu. Im vorliegenden Fall spiegeln die Farbeffekte die zur Borstenspitze

zunehmende Packungsdicke der Cellulosemoleküle und ihre überwiegend in Längsrichtung der Zelle verlaufende Parallelorientierung wider. Nur unter der Verwendung einer besonderen Beobachtungstechnik erscheinen die Blattrandzellen der Wasserpest als hervorstechende Strukturen. Im normalen Hellfeld sind sie zwar ebenfalls nicht zu übersehen, aber weitaus weniger auffällig.

Natürlich stellt sich die Frage nach ihrer Funktion. Da die Borsten wie Dekorationsstücke am Blattrand aufgereiht sind, scheidet ein wirksamer Beitrag zur mechanischen Stabilität des Blattes wohl weitgehend aus. Obwohl entsprechende Untersuchungen fehlen, ist schon eher an eine gewisse Verteidigung der Pflanze mit mechanischen Mitteln zu denken, so wie man es von den (durch Silikateinlagerung zusätzlich gehärteten) Blattborsten der Gräser oder in noch größerem Maßstab von Stacheln oder Dornen kennt. Unabhängig von der Funktion, die den Blattrandzellen zugewiesen sein mag, lassen sie die Blätter, die so hübsch die Zähne zeigen, dem Mikroskopiker zum ästhetischen Hochgenuß werden.

Literaturhinweise

- Casper, S. J., Krausch, H.-D.: Süßwasserflora von Mitteleuropa. Band 23: Pteridophyta und Anthophyta. 1. Teil. Hrsg. von H. Ettl, J. Gerloff und H. Heynig. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
- Guttenberg, H. v.: Lehrbuch der Allgemeinen Botanik. Akademie-Verlag, Berlin 1951.
- Jurčák, J.: Anpassung exemplarisch: Die Wasserpest (*Egeria densa*). Mikrokosmos 81, 34–37 (1993).
- Kull, U.: Grundriß der Allgemeinen Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann und Dr. Bruno P. Kremer, Redaktion MIKROKOSMOS

Hyazinthen als Modellpflanzen

Jaroslav Jurčák

Außerhalb der eigentlichen Vegetationsperiode ist die Beschaffung von Untersuchungsmaterial aus dem Freiland nicht immer ganz unproblematisch. Die Suche nach geeigneten und ergiebigen Objekten könnte sich aber verstärkt auch auf Zier- und Zimmerpflanzen erstrecken. So erweist sich unter anderem die so beliebte und weit verbreitete Hyazinthe als recht aussichtsreiche Materialquelle, zumal sich aus ihrer Anatomie und Histologie sehr viele allgemeingültige Beobachtungen und Einsichten ableiten lassen.

Wenn man eine bestimmte Pflanzen- oder Tierart mikroskopisch untersucht, hat man naturgemäß keinen allgemeingültigen Repräsentanten eines festgelegten Bauplans vor sich, sondern dessen konkrete Umsetzung in eine ganz bestimmte biologische Spezies. Jede einzelne Art zeigt zwar in ihrem Aufbau und ihren Leistungsmerkmalen gewisse allgemeine Züge, läßt aber immer auch Besonderheiten erkennen, die wir als Ausdruck von Anpassungen an bestimmte Standortmerkmale verstehen. Jede einzelne Blütenpflanzenart ist insofern eine fast individuelle Lösung einer allgemeineren Bauplanvorgabe, aber dennoch auch ein Vertreter einer bestimmten umfassenderen Verwandtschaftsgruppe, weil sie bei ihrer Bauplanumsetzung eben auch viele allgemein kennzeichnende Merkmale ihres jeweiligen Verwandtschaftskreises trägt. Um vom speziellen Fall auf die allgemeinen Merkmale oder Merkmalskombinationen zu schließen, muß man eben von den genaueren Einzelheiten und Sonderlösungen absehen und den zugrundeliegenden Typ herausarbeiten. In der Wissenschaft nennt man diese Vorgehensweise Modellbildung. Wenn man eine bestimmte Pflanze vor sich hat und diese nach allen Regeln mikroskopisch untersucht, kann man die Befunde bis zu einem gewissen Grade verallgemeinern und diese zur Kennzeichnung einer umfassenderen Gruppe heranziehen. Die Verallgemeinerung der gefundenen konkreten Merkmale charakterisiert dann eben eine Formen- oder ein Taxon, das in dieser Form real gar nicht existiert, weil man in der Natur tatsächlich nur einzelne, verschiedene Arten, aber keine Gattung, Familien oder Ordnungen sehen kann. Die Hyazinthe (*Hyacinthus orienta-*

lis), die gerade im Frühjahr in Mengen zur Verfügung steht, kann man in dieser Hinsicht als Modellfall der einkeimblättrigen Pflanzen (Klasse Monocotyledoneae = Liliatae) innerhalb der Unterabteilung Bedecktsamer (Angiospermae = Magnoliophytina) betrachten und untersuchen. Gerade auch für den Schulunterricht bietet sie sich als hervorragend geeignetes Beispiel für die begriffliche Modellbildung an.

Untersuchungsmaterial

Hyazinthen sind vom Spätwinter bis weit in das Frühjahr hinein entweder im Fachhandel oder als Freilandmaterial ohne weiteres zu beschaffen. Man kann die verschiedenen Pflanzenorgane entweder direkt als Frischmaterial verarbeiten oder nach entsprechender Fixierung. Die Arbeit mit fixiertem Material ist vorteilhafter, weil dieses sich leichter schneiden läßt und daher letztlich die schöneren Gewebeübersichten liefert. Empfehlenswert ist die Fixierung des grob vorzerkleinerten Materials (Blüten bzw. Blütenstand, Blätter, Sproßachse, Wurzeln) in 70%igem Alkohol (Ethanol) oder in einem Gemisch aus Glycerin (Glycerol) und Ethanol im Verhältnis 1:1. In diesen Fixierlösungen läßt sich das Untersuchungsgut außerdem fast unbeschränkt aufbewahren.

Die gewünschten Pflanzenorgane schneidet man mit einem Handmikrotom und überträgt die dünnen Schnitte mit Hilfe eines weichen Malpinsels in die Färbelösung. Besonders schöne Färbegergebnisse lassen sich beispielsweise mit einer wäßrigen Safranin-Lösung (schwach rosensfarbige Lösung, vgl. Jurčák, 1991) erzielen. Man färbt etwa 3–5 min lang.

Anschließend erscheinen die stark verholzten Gewebebestandteile intensiv rot, die weniger stark mit Lignin imprägnierten Wände von Sklerenchym oder Kollenchym dagegen nur schwach rosa. Gerade auch zur Untersuchung von Leitgewebe ist die Safranin-Färbung ausgesprochen empfehlenswert, weil sie sehr schön die verschiedenen beteiligten Gewebearten unterscheiden läßt. Nach der Färbung überträgt man die Schnitte auf einen Objektträger. Die etwaige Weiterverarbeitung zu einem Dauerpräparat ist unproblematisch.

Beobachtungen an der Hyazinthenwurzel

Das Querschnittsbild der Hyazinthenwurzel zeigt sehr schön den typischen Aufbau dieses wichtigen Pflanzenorgans (Abb. 1). Die Wurzeloberfläche wird von der sogenannten Rhizodermis überkleidet – ein einschichtiges Gewebe, dessen Zellen sich im Querschnitt relativ klein und rundlich zeigen, in Wirklichkeit aber ziemlich langgestreckt sind und immer

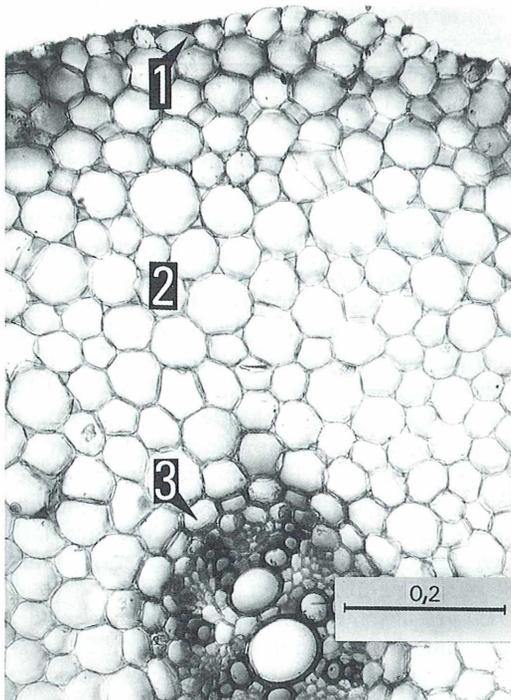


Abb 1: *Hyacinthus orientalis*. Der Wurzelquerschnitt zeigt die typischen Wurzelgewebe 1 Rhizodermis, 2 primäre Rinde und 3 Leitbündel im Zentralzylinder.

unverhältnismäßig dünne Zellwände aufweisen. Die Rhizodermis ist der Ort der Wasser- und Mineralstoffaufnahme. Sie muß folglich für diesen gerichteten Stoffimport aus der Wurzelumgebung auf jeden Fall wegsam und durchlässig sein. Unmittelbar unter der Rhizodermis beginnt die mächtige primäre Wurzelrinde – ein Grundgewebe aus vielen einzelnen Zelllagen mit charakteristisch entwickelten Interzellularen, die zum Teil sehr hübsche Muster ergeben. Die primäre Wurzelrinde dient unter anderem der Speicherspeicherung sowie der Durchlüftung des Wurzelgewebes. In der Mitte des Querschnitts erkennt man sofort das zentralständige Leitbündel. Es ist der wichtigste Teil des sogenannten Zentralzylinders, der sich mit einer Endodermis genannten Zelllage gegen die Wurzelrinde abgrenzt (Abb. 2). Die Wurzelleitbündel einkeimblättriger Pflanzen enthalten radial angeordnete Phloem- und Xylemanteile. Sie sind immer mehrstrahlig. Bei der Hyazinthe zählen wir je sieben alternierende Phloem- und Xylempartien. Das Leitbündel ist also heptarch (polyarch). Bei einer zweikeimblättrigen Pflanz-

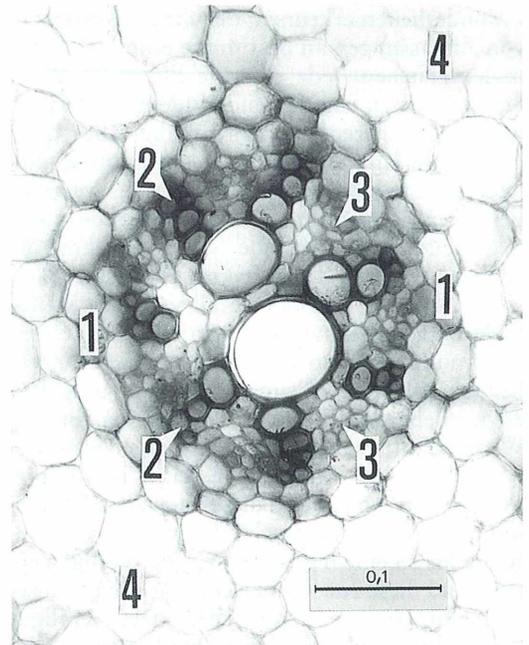


Abb. 2: Das Detail des Wurzelquerschnitts von Abbildung 1 läßt Einzelheiten an dem Aufbau des radial organisierten, heptarchen Leitbündels erkennen: 1 Endodermis, 2 Xylemanteile, 3 Phloemanteile und 4 primäre Rinde.

ze würde man statt dessen ein wenigstrahliges (oligarches) zentralständiges Leitbündel erwarten. In der Grenzschicht des Zentralzylinders, der Endodermis, sind die radial stehenden Zellwände auf sehr charakteristische Weise verdickt (sogenannter Caspary'scher Streifen). Es scheint, als ob der Stoffimport aus den weiter peripher gelegenen Wurzelgeweben in die der Fernleitung dienenden Leitgewebe an der Endodermis auf besondere Weise unterbrochen und kontrolliert werden sollen. Bei relativ älteren Wurzeln oder Wurzelteilen fällt die unterschiedliche Zellwandverdickung meistens sehr viel deutlicher aus.

Besonderheiten der Sproßachse

Das Bild eines Querschnitts durch die Sproßachse zeigt eine von den Verhältnissen in der Wurzel deutlich abweichende Gewebeverteilung. Abschlußgewebe nach außen ist eine einschichtige Epidermis mit deutlich verdickten radialen (antiklinen) und tangentialen (periklinen) Zellwänden. Im Unterschied zur Wurzel soll hier kein unnötiger Stoffaustausch mit der Außenwelt stattfinden, vor allem keine Wasserabgabe, welche die Gesamtwasserbilanz der Pflanze sehr ungünstig beeinflussen könnte. Die verhältnismäßig kleinlumigen Epidermiszellen enthalten keine Chloroplasten. Manchmal hat es den Anschein, als befänden sich doch vereinzelte grüne Plastiden in dieser abschließenden Gewebelage. Meist handelt es sich dann um Bestandteile aus der chlorophyllführenden primären Rinde, die beim Schneiden verschleppt oder mitgerissen wurden.

Unter der dicht geschlossenen, normalerweise auch nur einschichtigen Epidermis liegt die mehrlagige primäre Rinde, die überwiegend nur Parenchymzellen enthält. Die weiter außen liegenden, an die Epidermis grenzenden Rindenzellen weisen jeweils zahlreiche Chloroplasten auf. Hier findet offenbar eine recht intensive photosynthetische Assimilation von Kohlendioxid statt. Aus Gründen der besseren Lichtnutzung sind vor allem die relativ oberflächennahen Rindenzellen photosynthetisch aktiv. Zum Sproßachsenzentrum hin sind kaum noch Chloroplasten in den Zellen zu finden (Abb. 3).

Der Zentralzylinder der Sproßachse enthält zahlreiche Leitbündel, die dem geschlossen-kollateralen Typ angehören, weil sich darin Phlo-

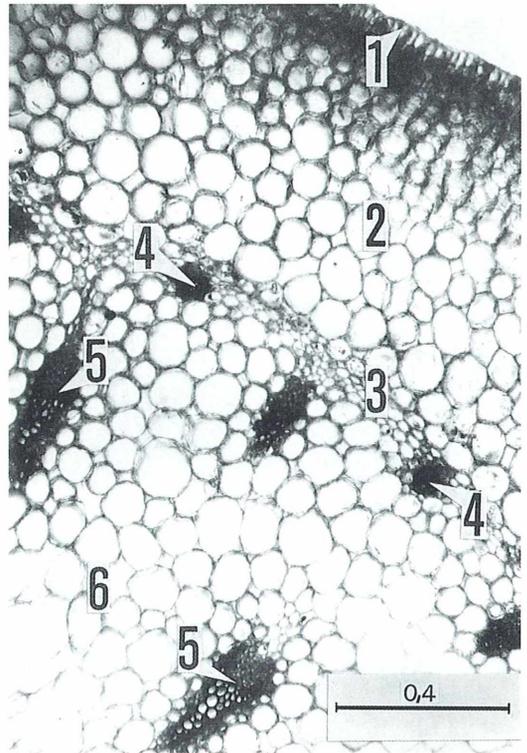


Abb. 3: *Hyacinthus orientalis*. Querschnitt durch die Sproßachse bzw. den Blütenstandschaft. Die Unterschiede zum Wurzelquerschnitt (vgl. Abb. 1) sind sehr ausgeprägt. 1 Epidermis, 2 primäre Rinde, 3 Zentralzylinder mit eingestreuten Leitbündeln, 4 kleinere Leitbündel (Blattspuren), 5 größere Leitbündel, 6 Markbereich.

em (außen) und Xylem (innen) Flanke an Flanke gegenüberstehen und nicht durch ein eingeschaltetes Kambium (Bildungsgewebe) getrennt werden (Abb. 4). Die zerstreute Anordnung der Leitbündel über den größeren Teil der Sproßachse bzw. des Blütenstandschaftes ist ausgesprochen klassentypisch für die einkeimblättrigen Pflanzen. Bei einer zweikeimblättrigen Pflanze würde man bezüglich der Bündelverteilung und der Leitgewebeanatomie deutliche Unterschiede feststellen. Das Achsengewebe ist sehr weich und gut zu schneiden. Das mikroskopische Bild bestätigt diese technische Erfahrung: Es ist so gut wie kein auffälliges Festigungsgewebe vorhanden.

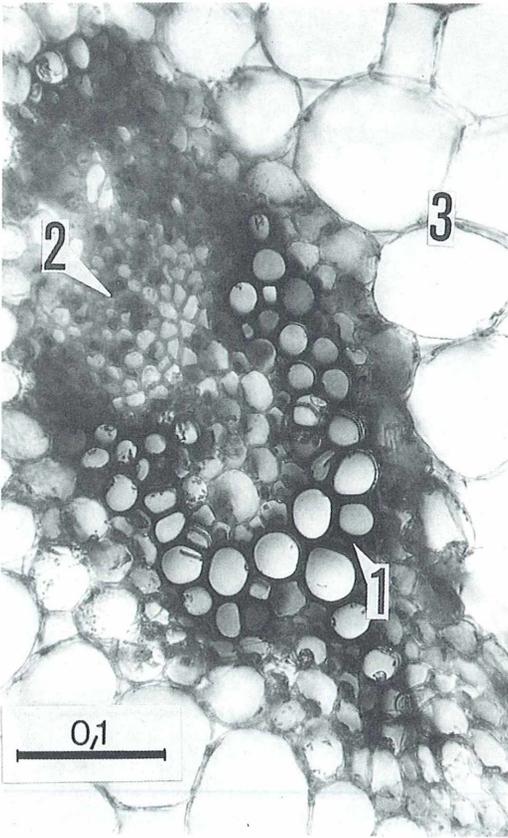


Abb. 4: Detail aus Abb. 3. Im geschlossenen kollateralen Leitbündel sind 1 Xylemanteil und 2 Phloemanteil gut zu erkennen. Jedes Leitbündel ist in ein parenchymatisches Grundgewebe (3) eingebettet.

Befunde vom Blatt

Gegenüber normalen Laubblättern weisen die grünen Blätter der Hyazinthe etliche Besonderheiten auf. Bei der Betrachtung des Querschnittsbildes (Abb. 5) fällt vor allem auf, daß sich Blattober- und unterhälfte in ihrer Gewebeerorganisation kaum voneinander unterscheiden. Hyazinthen besitzen also offenbar Blätter mit gleicher Ober- und Unterseitengestaltung (isolaterale oder äquifaziale Blätter). Insofern verwundert es nicht, wenn sich auch die jeweils einschichtigen Blattepidermien der Ober- und Unterseite nicht klar unterscheiden lassen. Die Epidermiszellen sind vergleichsweise englumig und chloroplastenfrei. Die einzige Ausnahme sind die Schließzellen der in den Epidermen beider Blattseiten eingestreuten Spaltöffnungen (amphistomatisches Blatt). Die Chloroplasten der Schließzellen übernehmen, wie sich bei zahlreichen Experimenten herausgestellt hat, wichtige Aufgaben bei der Steuerung der Spaltöffnungs-bewegung.

Im Mesophyll des Hyazinthenblattes erkennt man unverhältnismäßig große Atemhöhlen, die formal besonders großen Interzellularen entsprechen, manchmal aber auch noch wasser-speichernde Parenchymzellen aufweisen. In den Pfeilerartigen Stegen, welche das Mesophyll der Länge nach durchziehen, verläuft jeweils ein kollaterales Leitbündel (Abb. 5). Nur anhand der relativen Lage von Phloem (oben) und Xylem (unten) in diesen Blattleitbündeln kann man sich rasch über die Orientierung der morphologischen Blattober- sowie -unterseite ins Bild setzen.

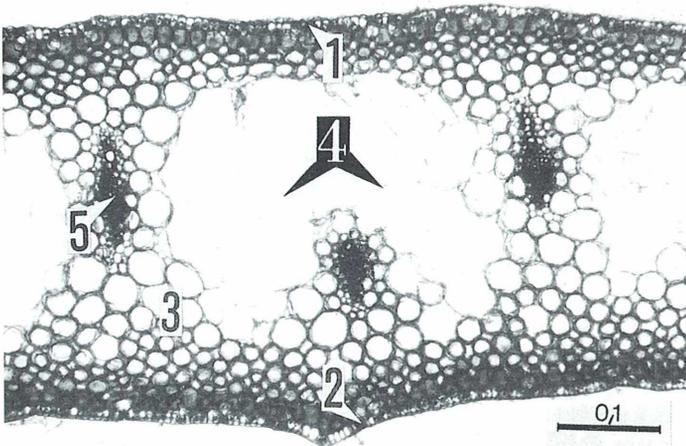


Abb. 5: *Hyacinthus orientalis*. Der Blattquerschnitt fördert eine Reihe bemerkenswerter Besonderheiten der Blattanatomie zutage. 1 obere Epidermis, 2 untere Epidermis (gleichgestaltet zu 1), 3 Mesophyll, 4 Atemhöhle (besonders große Interzellulare) im Mesophyll, 5 kollaterales, geschlossenes Leitbündel.

Die zahlreich eingestreuten Spaltöffnungen zeigen sowohl im Querschnitt (Abb. 6) als auch in der Oberflächenansicht (Abb. 8) die typische Anordnung, wie sie bei den Einkeimblättrigen weit verbreitet ist: Sie liegen in musterbildenden Längsreihen in der Epidermis und heben sich mit ihrer rundlich-ovalen Form klar von den sehr lang gestreckten Epidermiszellen ab (Abb. 7). Die Epidermis läßt sich am besten untersuchen, wenn man eine kleine Portion davon mit der Pinzette sehr vorsichtig von einem ungefähr quadratisch zugeschnittenen Blattstück abzieht. Lohnend ist auch eine Betrachtung solcher Epidermispräparate im polarisierten Licht. Man kann dann je nach Präparation sehr schön erkennen, daß die in den Schließzellen verwendeten Zellwandbaustoffe einen völlig unterschiedlichen Verlauf zeigen.

Blüten sind besonders lohnend

Da man die Hyazinthe gewöhnlich kurz vor oder während der Blüte erhält, sollte man sich

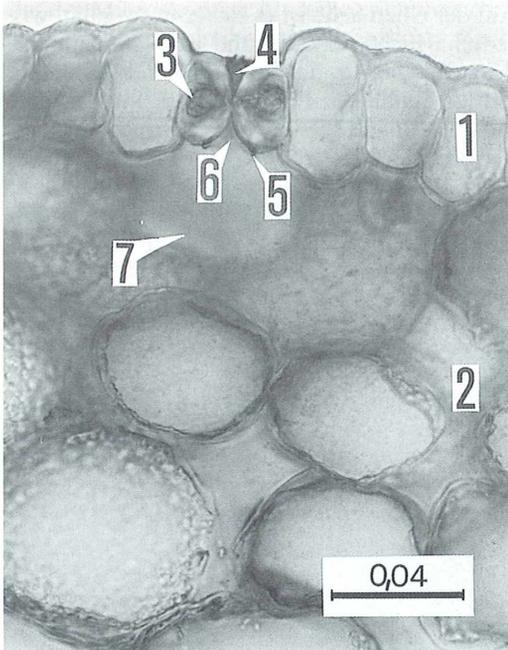


Abb 6: *Hyacinthus orientalis*. Im Blattquerschnitt finden sich immer auch gute Anschnitte von Spaltöffnungen (Stomata), 1 Epidermis (chloroplastenfrei), 2 parenchymatisches Mesophyll, 3 chloroplastenführende Schließzelle, 4 Vorhof, 5 rückwärtige Schließzellenleiste, 6 rückwärtiger Hof und 7 Atemhöhle.



Abb. 7: Bei den meisten einkeimblättrigen Pflanzen bilden die Spaltöffnungen und die sie umgebenden Epidermiszellen sehr klar gegliederte und formschöne Muster. Die einzelnen Stomata sind ohne besondere Nebenzellen direkt in die Epidermis eingebettet.

auf jeden Fall auch einmal mit der Blütenanatomie dieser Pflanzen beschäftigen. Querschnitte durch den Fruchtknoten zeigen, daß bei den einkeimblättrigen Pflanzen (fast) immer drei einzelne Fruchtblätter zum zentralen Stempel miteinander verwachsen sind (Abb. 9). Man erkennt sehr schön die Abgrenzung nach außen durch eine besonders kleinzellige Epidermis und die parenchymatische Organisation der übrigen Gewebe, die eigentlich umgestaltete Blattgewebe sind. Im Lumen des dreifächrigen Fruchtknotens kann man das Plazentagewebe sehen, von dem die gestielten Samenanlagen ihren Ausgang nehmen. Die Plazentaregion ist sehr gut mit Leitgewebe bestückt, weil ihr nach erfolgter Befruchtung ja die stoffliche Versorgung der sich entwickelnden Samen obliegt. Je nach Schnittführung sollte man auch auf die sogenannten Integumente achten, welche die Samenanlage umhüllen. Zumindest im optischen Querschnitt kann man hin und wieder

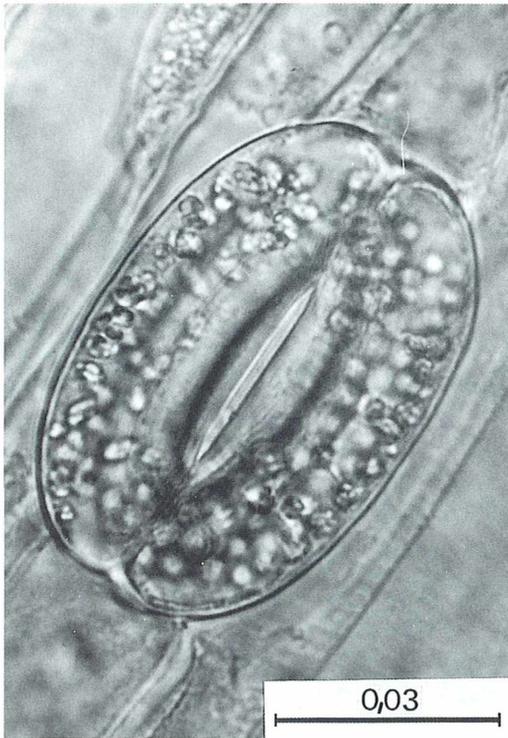


Abb. 8: Die Aufnahme läßt sehr klar die Gestaltelemente einer Hyazinthen-Spaltöffnung erkennen. Vor allem fällt in den bohnenförmig geschwungenen Lumina der beiden Schließzellen der dichte Besatz mit Chloroplasten auf, die für die Steuerung der Schließbewegungen unentbehrlich sind.

die Mikropyle finden – eine schmale, kanalarartige Öffnung, durch die der herbeiwachsende Pollenschlauch zur Eizelle im innen gelegenen Embryosack vordringt, um die doppelte Befruchtung ausführen.

In der modernen biologischen Unterrichtspraxis geht man heute vielfach so vor, daß die allgemein bedeutsamen Kenntnisse und Zusammenhänge in den Vordergrund rücken. Dieser Zugang ist aber nicht möglich ohne genauere Kenntnisse auch der konkreten Naturobjekte. Man kann sich zwar auch mit Hilfe anderer Medien (Film, Video, Computermodell u. a.) gewisse Kenntnisse aneignen, doch lassen sich gerade in der Biologie die unmittelbare Anschauung und der direkte Umgang mit einem konkreten Objekt nicht vollwertig durch andere Vermittlungsformen ersetzen. Jeder Mikroskopiker weiß, daß ein Buch über bestimmte Objekte kein Ersatz für das eigene Tun und Erleben sein kann. Für die Schulpraxis ist es ferner wichtig, auch die Grundsätze der Angemessenheit, der Verständlichkeit und der Wissenschaftlichkeit entsprechend zu berücksichtigen. Auf der einen Seite ist es sicher notwendig, wissenschaftliche Fakten und Zusammenhänge darzulegen und davon ausgehend allgemein gültige Schlüsse zu ziehen, doch müssen Umfang und Inhalte jeweils sehr sorgfältig auf die betreffende Lerngruppe abgestimmt werden. Jeder, der sich zum ersten Mal mit einem unbekanntem Objekt befaßt, befindet sich zunächst in einer vergleichbaren Situation. Der vorlie-

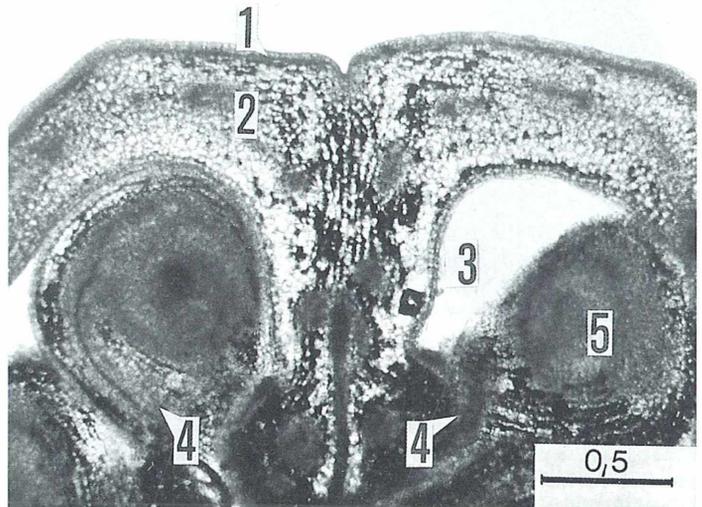


Abb. 9: *Hyacinthus orientalis*. Querschnitt durch den Fruchtknoten. 1 Epidermis, 2 Fruchtknotenwand (entspricht dem Mesophyll eines Laubblattes), 3 Fruchtknoten-fach, 4 Stielchenverbindung zwischen Plazenta und Samenanlage, 5 Samenanlage (Embryosack scheint durch).

gende Beitrag sollte zeigen, daß man sich an einem leicht zugänglichen und ergiebigen Objekt eine Menge allgemeiner Kenntnisse zur Anatomie der Pflanzen und zum Bauplan einer bestimmten Pflanzenklasse aneignen kann.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. 5. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1987
 Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.

Frohne, D., Jensen, U.: Systematik des Pflanzenreichs. 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1992.

Jurčák, J.: Die Schwertlilie *Iris germanica* im mikroskopischen Praktikum. Mikrokosmos 80, 304–308 (1991).

Jurzitzka, G.: Anatomie der Samenpflanzen. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1987

Lüthje, E.: *Aeschynanthus speciosus* – eine Blume für den Klausurtag. Mikrokosmos 80, 91–94 (1991).

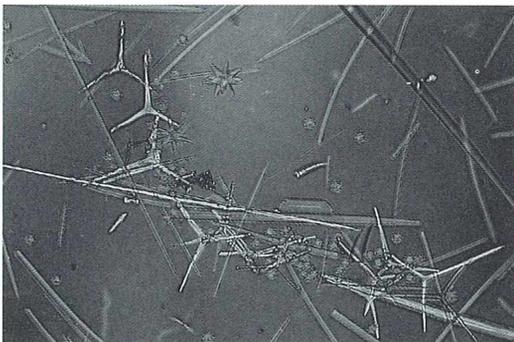
Schaefer, G.: Die Entwicklung von Lehrplänen für den Biologieunterricht auf der Grundlage universeller Lebensprinzipien. MNU 43, 471–480 (1990).

Verfasser: Dr. Jaroslav Jurčák, Rokytnice 449/6, 75501 Vsetín, Tschechische Republik

Kurze Mitteilung

Meereswesen im Mikroskop

In den verschiedensten Lebensgemeinschaften des Festlandes und erst recht natürlich in den kleineren oder größeren Binnengewässern findet der Mikroskopiker für seine erlebnisreichen Streifzüge ein beinahe unerschöpfliches Beobachtungsmaterial. Allein die vollständige anatomische oder histologische Erfassung nur einer einzigen Farn- oder Blütenpflanzenart kann geraume Zeit in Anspruch nehmen, von deren verwandtschaftlichen Nachbarschaft einmal völlig abgesehen. Außerordentlich spannende und interessante Themen versprechen selbstverständlich auch die Organismen aus dem gewaltigen Lebensraum Meer. Hier gibt es nicht nur zahllose Arten, sondern vor allem auch zahllose unterschiedliche Bauplantypen und Lebensraumspezialisten-Verwandtschaftsgruppen,



Silikatische und nichtsilikatische Skelettnadeln aus einem Schwamm.

die auf dem Festland oder in den Binnengewässern nicht vertreten sind.

Vielleicht hat mancher Mikroskopiker schon bedauert, keinen direkten Zugriff auf Untersuchungsmaterial aus dem Meer zu haben, um beispielsweise auf den Spuren Ernst Haeckels (vgl. MIKROKOSMOS 82, 38–40 (1993) wandeln zu können. Der Urlaub an der Meeresküste bietet zwar willkommene Gelegenheit zur Probennahme, aber oft genug ist man nicht zur rechten Zeit am passenden Ort, um eine Planktonprobe, eine Portion Aufwuchs aus dem Mikrobenthos oder etwas Sediment für die mikroskopische Aufarbeitung mitzunehmen.

Wer sich dennoch eingehender mit Meeresorganismen aus der Nordsee beschäftigen und beispielsweise marines Plankton, Bodenforaminiferen, Hydrozoenstöckchen, Larven verschiedener Krebse, Bryozoenkolonien, Seestern-Entwicklungsstadien oder Fischlarven genauer in den Blick nehmen möchte, kann einen einzigartigen Service der Biologischen Anstalt Helgoland (BAH) in Anspruch nehmen: Die Materialversorgung der Meeresstation auf Helgoland verschickt entsprechendes konserviertes (fixiertes) Material für Unterricht, Demonstration, Forschung und Eigenuntersuchung. Die entstehenden Kosten sind erschwinglich: Die Preise je Einzelprobe bewegen sich zwischen etwa 1,- und 5,- DM. Hinzu kommen jeweils die Versandkosten.

Die Redaktion

Bestellungen nimmt entgegen: Biologische Anstalt Helgoland, Abt. Materialversorgung (z.Hd. Herrn Franz Hennemann), Postfach, 27498 Helgoland (Tel. 04725-79212).

Kurze Mitteilungen

Nachweis von Umweltgiften durch Schnelltest mit Algen

Die wirkungsvolle Bekämpfung chemischer Verunreinigung des Meeres macht es erforderlich, daß die toxischen Wirkungen der verschiedenen Chemikalien quantitativ bestimmt werden können. Die meisten Testmethoden beruhen auf der Untersuchung der Störung der Stoffwechselaktivität, vor allem der photosynthetischen Prozesse, z. B. der ATP-Bildung, der Assimilation von radioaktivem Kohlenstoff oder der Freisetzung von Sauerstoff. All diese Methoden sind komplex und erfordern spezielle Laboreinrichtungen. Nun wurde von französischen Forschern in Nantes ein Schnelltest für marine Mikroalgen entwickelt, der auf der Messung der Aktivität des Enzyms Esterase mit Hilfe eines Fluoreszenzfarbstoffes beruht. Bei diesem ökotoxikologischen Test wird der IC_{50} -Wert ermittelt; das ist die Konzentration eines Umweltgiftes, bei der 50 %ige Hemmung des Wachstums erfolgt. Als Testorganismen wurden herangezogen: *Tetraselmis suecia*, *Skeletonema costatum* (Kieselalge), *Prorocentrum lima* (Dinoflagellat). Drei verschiedene Farbstoffe wur-

den getestet: Neutralrot (Stammlösung 0,4 %, mit Kulturmedium auf 93,7 % verdünnen), MTT (der Farbstoff Thiazolyltetrazoliumbromur, 0,95 %, wird durch verschiedenen Dehydrogenasen zu blauem Formazan transformiert) und FDA (Fluoresceindiaceat, Stammlösung 0,38 mg in 1 ml Aceton; 1 Mikroliter in 370 Mikroliter Algenkultur, 1 Stunde). Als am empfindlichsten erwies sich die FDA-Methode, die jedoch eine Fluoreszenzmessung erfordert (Exzitationsfilter 485 nm, Emissionsfilter 540 nm). Zur Bestimmung des IC_{50} wird eine Konzentrationsreihe des betreffenden Umweltgiftes (0,1 bis 200 ppm) benutzt.

Mit Hilfe dieser Methoden konnten zahlreiche Umweltgifte, wie Unkrautbekämpfungsmittel, Insektizide, Metalle, in ihrer Toxizität auf Meeresalgen rasch bestimmt werden. Diese Tests können daher eine gute Hilfe bei der Ermittlung der Wasserqualität sein.

Gilbert, F., Galgani, F., Cadiou, Y.: Rapid assessment of metabolic activity in marine microalgae: application in ecotoxicological tests and evaluation of water quality. *Marine Biology* 112, 199–205 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Honig hemmt Bakterienwuchs

Die Anwendung von Honig bei der Behandlung offener Wunden wurde bereits im alten Ägypten vor 5 000 Jahren empfohlen. Inzwischen weiß man, daß unverdünnter Honig auf Wunden das Bakterienwachstum hemmt, eine Wirkung, die man natürlich auch mit Antibiotika erreichen kann. Die antibakterielle Wirkung des Honigs beruht auf der Freisetzung von Wasserstoffperoxid, was für pathogene Bakterien tödlich ist. Wasserstoffperoxid zerfällt in OH- und O_2 -Radikale, die sowohl hemmend (bakteriostatisch) als auch abtötend (bakterizid) auf die Bakterienzelle wirken. Nicht jeder Honig ist für die Wundbehandlung geeignet. Es ist daher wichtig, die antibakterielle Wirkung des Honigs zu messen. Die bakteriostatische Wirkung ist im Bereich von pH 3,9 bis 9,0 vom Säuregrad unabhängig. Die Hemmwirkung des Honigs wird im Inhibin-Test gemessen. Dazu werden Agarplatten gegossen (2 % Agarose, die nach Abkühlen auf 37 °C mit erwärmter Ho-

niglösung verschiedener Konzentration gemischt wird). Die Platte wird dann sofort in einer Spirale mit dem Testbakterium (10^5 Bakterien pro ml) beimpft. Als Testbakterien können sowohl *Escherichia coli* als auch *Staphylococcus aureus* oder *Streptococcus faecalis* benutzt werden. Nach Inkubation bei 37 °C im Dunkeln werden die Platten nach 24 Stunden kontrolliert und die Zahl der Kolonien gezählt, aus der dann die Inhibin-Zahl errechnet wird. Es ergaben sich folgende Ergebnisse: die Hemmung des Bakterienwachses erfolgt nicht durch den hohen Zuckergehalt des Honigs. Die stärkste antibakterielle Wirkung hat Lindenhonig, gefolgt von Akazien- und Obstblüten-Honig. Wichtig ist, daß der Honig nicht mit pathogenen Bakterien oder Bakteroiden verunreinigt ist. Die bakterienhemmende Wirkung geht verloren, wenn der Honig erhitzt worden ist.

Postmes, Th., van den Bogaard, A., Hazen, M.: De bakteriostatische werking van natuurhoning. *Analyse*, 240–243 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Wir waren auf dem Mt. Hillaby

Rudolf Drews

Radiolarienforschern auf der Spur

„Noch nie gehört!“ würde ein Bergsteiger sagen. Kein Wunder – der Mt. Hillaby ist nichts für Bergsteiger. Er ist etwas für Kenner, genauer, Kenner schöner Formen. Diese Aussage könnte zunächst mißverstanden werden; denn Mt. Hillaby liegt auf der badefreundlichen Karibik-Insel Barbados. Die späteren Ausführungen bringen jedoch Klärung.

Also: der „Mount“ ist ein sanfter Hügel, und die Gegend ist nicht besonders wanderfreundlich. Unbarmherzig brennt die Sonne auf die Asphaltstraße, die meine Frau und ich von St. James aus, einem Ort an der Westküste von Barbados, in Richtung Inselzentrum marschieren. Eine ziemlich ungenaue Kartenskizze, auf der sonderbarerweise „Mt. Hillaby“ eingetragen ist (wie uns später klar wurde, ist ein kleiner Ort gemeint), weist uns den ungefähren Weg. Zunächst durchbricht die Straße an mehreren Stellen hohlwegartig die „coral-rock-formation“, ein altes (pleistozänes) gehobenes Korallenriff. Auf eine Siedlungszone, welche ringförmig die Insel umläuft und sich durch einfache Häuschen und Gärten mit tropischen Nutzpflanzen als solche ausweist, folgt trockenes Weideland. Nach etwa zwei Stunden – immer mit leichter Steigung – erreichen wir ein welliges Hochplateau mit Zuckerrohrfeldern und, wie hingezaubert, am Rande eines solchen Feldes steht ein Hinweisschild „Mt. Hillaby“ (Abb. 1).

Wir sind auf dem richtigen Weg! In nicht allzu großer Ferne sieht man einige Hügel. Auf einem davon befindet sich eine Radarstation. Wir steuern darauf zu. Schließlich geht es doch nicht ohne Erkundigung. Wir waren im Ort „Mt. Hillaby“ gelandet, sahen aber keinen „Mount“. Eine Einwohnerin führt uns durch ihr Gemüse- und Guaven-bestandenes Gärtchen ein paar Schritte weiter auf einen mit Strauchwerk bewachsenen Hügel: das sei der Mount Hillaby. Wir sind enttäuscht. Das also soll der unter Fachleuten weitgerühmte und bekannte Fundort der „schönen Formen“ sein?

Gemeint sind die hübschen Kieselskelette fossiler Radiolarien.

Historisches

Bekannt wurde dieses Vorkommen tertiärer (obereozäner) Radiolarienmergel durch Robert Schomburgk im Jahre 1847 G. Ehrenberg veröffentlichte die ersten Abbildungen von Barbados-Radiolarien in seiner „Mikrogeologie“ von 1854 (Abb. 2). Erste Berichte von Radiolarien überhaupt stammen von F. Meyen (1834). Vier Jahre später veröffentlichte Ehrenberg seine ersten Untersuchungsergebnisse über Radiolarien, die er in Kreide fand, und prägte damals

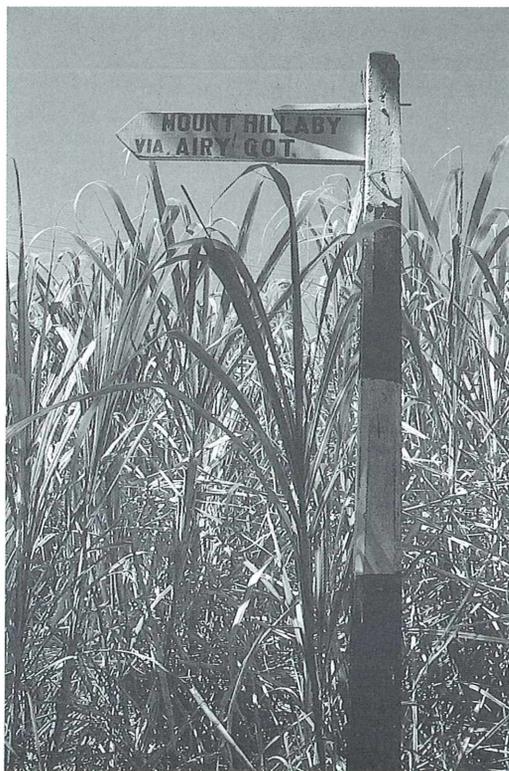


Abb. 1: Hinweisschild „Mount Hillaby“.

den Begriff „Polycystinen“, was soviel wie „Vielkammrige“ bedeutet. Den Begriff Radiolarien gibt es erst seit etwa 1860. Ehrenberg hielt Infusorien und auch Radiolarien für hochorganisierte Wesen, deren einzelligen Charakter er abstritt, und die Skelettkammern für Zellen. Er stellte die Radiolarien abstruserweise in die Verwandtschaft der Holothurien (Stachelhäuter) bzw. der Bryozoen (Moostierchen). Selbst als die innere Organisation der Radiolarienzelle durch Johannes Müller in den Jahren 1855–1858 und später durch Richard Hertwig 1879 aufgeklärt worden war, weigerte sich Ehrenberg strikt, Radiolarien als Einzeller anzusehen. Ernst Haeckel übt im 2. Teil seiner Radiolarienmonografie (1887) – aus der übrigens die hier genannten geschichtlichen Daten und Sachangaben stammen – heftige Kritik an Ehrenbergs Radiolarienarbeiten und dessen Vorstellungen über deren Organisation und bedauert im nachhinein, sich ein Jahr lang mit den seiner Ansicht nach ungenauen Untersuchungen und abwegigen Ideen Ehrenbergs beschäftigt zu haben.

Immerhin bildet Ehrenberg 1875 auf 30 Tafeln 282 Radiolarienarten von Barbados ab. Außer den bekannten fossilen (hauptsächlich tertiären) und lebenden Radiolarien sind Unmengen von neuen Arten im Tiefseeschlamm gefunden worden. Berühmt ist die Ausbeute der Challenger-Expedition und deren Bearbeitung durch Ernst Haeckel (1887).

Radiolarien im System

In dem alten Zoologie-Werk „Bronns Klassen und Ordnungen des Tierreichs“ von 1859 wurden die Polycystinen noch als besondere Klasse neben den Rhizopoden (Wurzelfüßlern) geführt, obgleich J. Müller 1885 die Radiolarien als Ordnung der Rhizopoden begründet. Aber neue Erkenntnisse gehen – auch heute noch – mit einer gewissen Verzögerung in die Lehrbücher ein.

Amorphozoa

Taf. III.

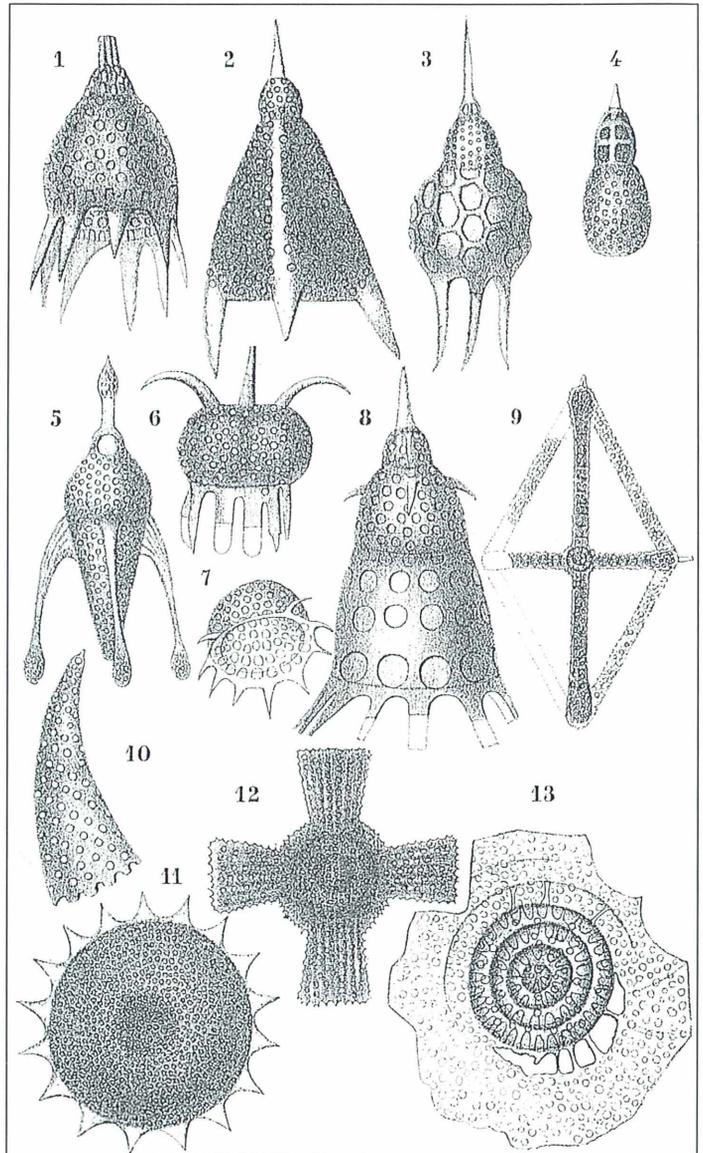
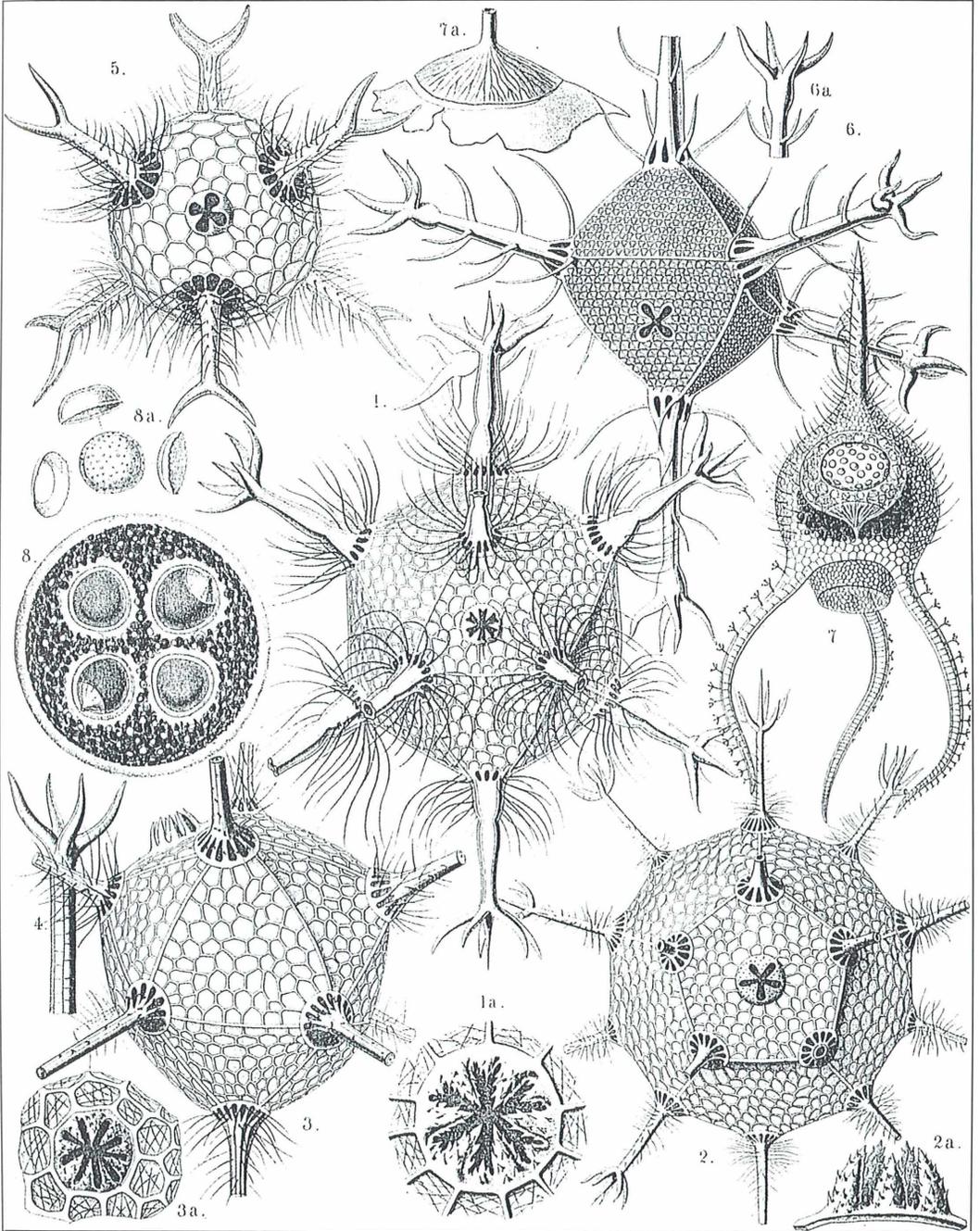


Abb. 2: Barbados-Radiolarien (aus Ehrenberg, 1854).

PHAEODARIA. TAF. XVII.

The Voyage of H.M.S. Challenger.

Radiolaria. Pl. 117.



E. Haeckel and A. Giltch, Del.

A. Giltch, Jena, Lithogr.

1. CIRCOGONIA. 2. CIRCORRHAGMA. 3. CIRCOSPATHIS. 4-6. CIRCOPORUS, 7. CORTINETTA, 8. CATINULUS.

Abb. 3: Radiolarienskelette (aus Haeckel, 1887).

Die erste große systematische Zusammenschau der vielen neu gefundenen und beschriebenen Radiolarienarten erfolgte durch Ernst Haeckel im Jahr 1883. Dieses Werk sowie die erwähnte Radiolarienmonografie sind so umfassend, daß auch noch neue Radiolarien-Systeme z. T. darauf basieren. Nicht nur die Tatsache, daß Haeckel ein großes Radiolariensystem entworfen hat, ist in diesem Zusammenhang von Bedeutung. Er hat diese Meeres-Mikroorganismen mit größter Akribie und höchstem künstlerischen Gefühl gezeichnet, so daß sie zusammen mit Zeichnungen anderer Organismen Inhalt des berühmten Werkes „Kunstformen der Natur“ geworden sind (Abb. 3).

Einige Fundstellen fossiler Radiolarien sind schon seit Haeckels Zeiten bekannt: zunächst die auf Barbados (Mt. Hillaby und eine Stelle an der NO-Küste, die aber heute zugeschüttet sein soll), dann Fundorte auf den Nikobaren, auf Sizilien, Griechenland und in Nordafrika und weitere in Nord- und Südamerika.

Ich war nun also am Ziel meiner Träume und machte mich frisch ans Werk. Ich sammelte von mehreren Stellen, auch von einem kleineren Nebenhügel, verschiedene Proben, was sich später als sehr zweckmäßig erwies. Da gab es helles, weiches, kalkiges Material, graues, etwas härteres, ferner zu Gruß zerfallenes „Gestein“, manches sehr leicht, manches schwerer. Nach einem kurzen Rundgang durch das Gelände – wobei sich herausstellte, daß der Untergrund aus Kalk und Mergel später in Sandstein überging – traten wir den Heimweg an. Dieser zeichnete sich durch die einzige Annehmlichkeit aus, daß es im zweiten Wegabschnitt immer bergab ging.

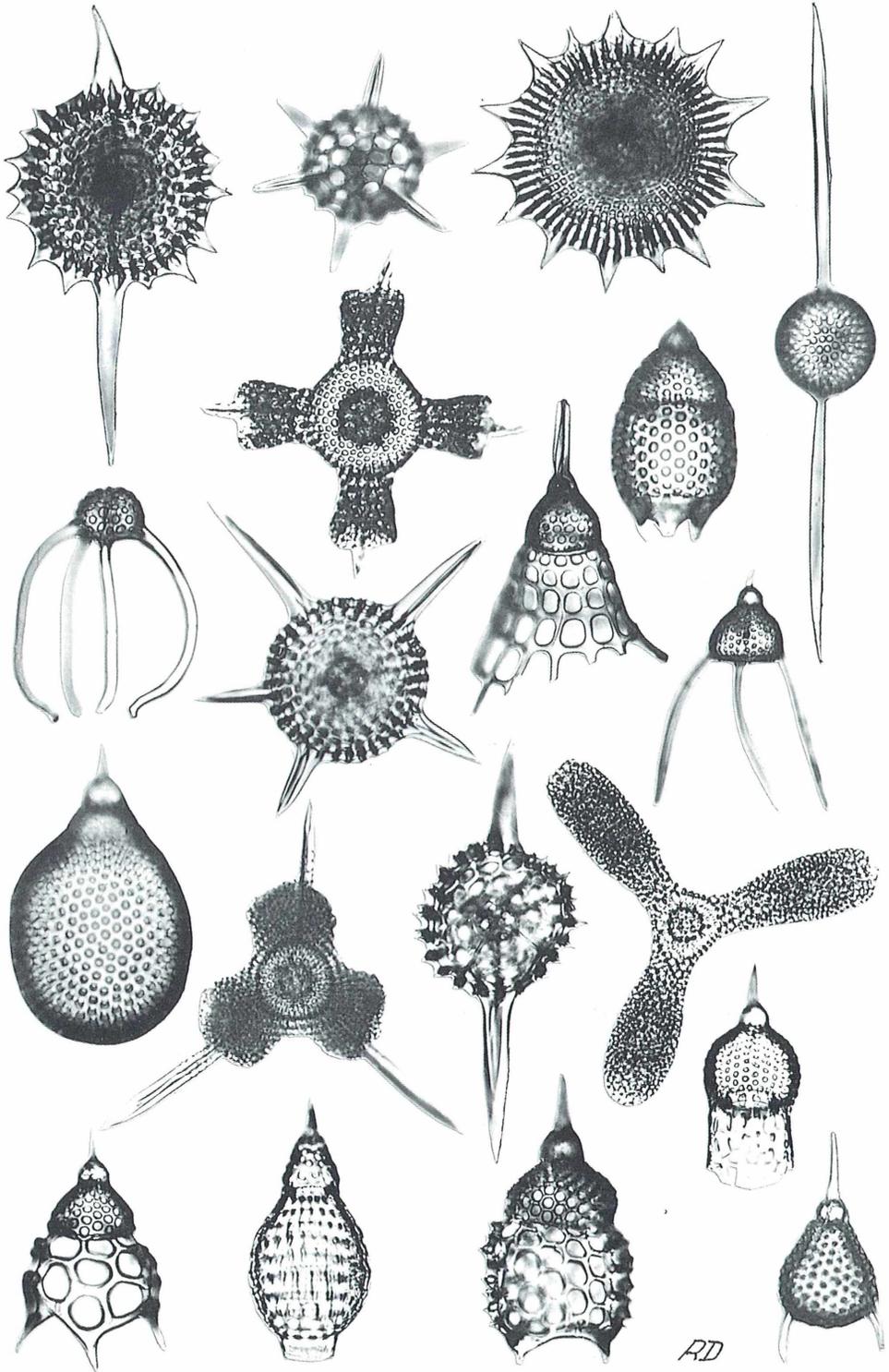
Probenaufbereitung

Das Sammeln des Rohmaterials ist im Gegensatz zur Aufarbeitung eine leichte Tätigkeit. Aufarbeitung und Präparation werden von dem verlockenden Ziel vorangetrieben, ein selbst hergestelltes, vielleicht sogar gelegtes Radiolarienpräparat zu besitzen. Die aufwendige und zeitraubende Präparation sei im folgenden in Stichpunkten aufgeführt:

Jede Probe durchläuft sämtliche Arbeitsschritte! Dabei stellt sich heraus, daß eine Probe ergiebig ist, die andere weniger: die eine enthält mehr und leichter zu reinigende Radiolarien, vielleicht auch andere Arten, als die andere.

Abb. 4: Barbados-Radiolarien als Fotomontage.

1. Rohmaterial grob zerkleinern (etwa in Stückchen von 0,5 cm Kantenlänge).
2. 10%ige Salzsäure darübergießen (Auflösen kalkiger Bestandteile).
3. Salzsäurehaltige Probe mit Wasser auffüllen (etwa 30 g mit 300 ml Wasser).
4. Suspension kochen (1/2 Stunde, Abzug!), absetzen lassen, dekantieren, wässern.
5. Schlamm und Wasser durch ein großporiges Sieb (1–2 mm Maschenweite) gießen. Rest für eventuellen späteren Aufschluß aufbewahren.
6. Fraktioniert sedimentieren und schlämen: durch wiederholtes Umrühren und Abgießen in kleinere Gefäße den Schlamm in Niederschläge unterschiedlicher Korngröße auftrennen.
7. Niederschläge mit Stereolupe auf Radiolarienvorkommen prüfen,
8. Prüfung der Radiolarienskelette im Mikroskop auf Verschmutzung.
9. Unsauberkeiten im Skelett durch erneutes Kochen der betreffenden Fraktionen mit 10%igem H_2O_2 (Vorsicht!) oder durch Kochen in verdünnter alkalischer Sodalösung (1 Teelöffel Soda pro 300 ccm Suspension + 8 Tabletten Natriumhydroxid. Vorsicht! Ätzend!) entfernen.
10. Nach dem Kochen mit Salzsäure neutralisieren (pH-Papier).
11. Mehrmals wässern, feinste Schwebeteilchen abgießen, zum Schluß mit destilliertem Wasser wässern.
12. Bodensatz in Petrischale überführen und mit Aceton übergießen. Aceton dekantieren und Schaleninhalt an staubfreiem Ort trocknen lassen.
13. Objektträger vorbereiten: Objektträger mit Tragantlösung (oder Gummi arabicum) be träufeln, Lösungen ablaufen lassen, Objektträger schräg gestellt an staubfreiem Ort trocknen lassen.
14. Radiolarien aus (12) unter einer Stereolupe mit Hilfe einer an einem Glasstab angeklebten Augenwimper auf Objektträger übertragen. Hierzu Augenwimper zwischen den Fingern leicht einfetten, vorgesehene Radiolar mit Wimperspitze antippen (es



RD

bleibt haften) und auf angehauchte Tragantschicht (auf dem Objektträger) übertragen.

15. Neben die gelegten Radiolarien kleine Glassplitter als Abstandsstückchen anordnen, Xylol aufträufeln, Einbettungsharz zugeben und mit Deckglas abdecken.

Wer keine Zeit und Ruhe zum Legen der Radiolarien hat, kann auch ein Streupräparat anfertigen. Hierzu werden die Radiolarien mit der Wimper in ein Gläschen mit Xylol gebracht und dann auf den Objektträger (ohne Tragant) pipettiert, wo sie nach (15) weiterverarbeitet werden.

Der Mühe Lohn sind mehrere Präparate mit an die fünfzig unterschiedlichen Arten an Barbados-Radiolarienarten. Einige davon sind hier in einer Fotocollage (Abb. 4) wiedergegeben.

Literaturhinweise

- Bronn, H.G.: Klassen und Ordnungen der Formlosen Thiere (Amorphozoa). Leipzig, Heidelberg 1859.
- Doflein, F., Reichenow, E.: Lehrbuch der Protozoenkunde. 6. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Jena 1952.
- Ehrenberg, Chr. G.: Mikrogeologie. Leipzig 1854.
- Haeckel, E.: Die Ordnungen der Radiolarien. Sitzber. der Jena. Ges. für Med. u. Nat. vom 16. Feb. 1883.
- Haeckel, E.: Die Radiolarien. Eine Monografie. 2. Teil. Berlin 1887.
- Kummel, Raupp: Handbook of Palaeontological Techniques. 1965.
- Vangerow, E.-F.: Mikropaläontologie für jedermann. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1981.
- Weyl, R.: Geologie der Antillen. Borntraeger, Berlin 1966.

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

Kurze Mitteilung

Mikrobielle Biomasse im Boden

Die quantitative Bestimmung der lebenden Masse der Mikroorganismen im Boden kann mit verschiedenen Methoden erfolgen, die unterschiedlich aufwendig sind. Die bekanntesten sind die der mikroskopischen Auszählung nach Anfärbung der Mikrobenzellen; sie konfrontiert jedoch mit dem Problem der Unterscheidung zwischen Zellen und Bodenpartikel, so daß es leicht zu einer Unterbewertung der Biomasse kommt. Eine Alternative ist die Analyse von zellspezifischen chemischen Verbindungen, die aus der Bodenprobe extrahiert werden können, wie z.B. Muraminsäure oder bestimmte bakterielle Fettsäuren. Zu diesen für eine Fraktion der Bodenmikroflora typischen Verbindungen gehören die Phospholipide. Diese können mit einem Gemisch von Chloroform : Methanol : Citratpuffer (0,15 molar, pH 4,0) im Verhältnis 1:2:0,8 innert 2 Stunden bei Zimmertemperatur extrahiert werden. Nach Zentrifugieren wird das Überstehende mit Chloroform-Puffer (je 6,2 ml im Verhältnis 1:1) ausgeschüttelt und über Nacht stehengelassen: die untere Lage enthält dann die Lipide.

Die Freisetzung der an die Lipide gebundenen Phosphate kann mittels 2 verschiedener Metho-

den erfolgen: 1) das Lipidmaterial wird mit Perchlorsäure (1,5 ml 35 %ige Perchlorsäure zum getrockneten Lipidmaterial zugesetzt) bei 180 °C behandelt, so daß die Phosphate nach 3–4 Stunden freigesetzt werden. Nach dem Abkühlen kann der Phosphor mit einem der üblichen Molybdat-Reagenzien nachgewiesen werden. 2) Einfacher und weniger riskant ist die Freisetzung des Phosphors mit Persulfat (2,8 ml einer gesättigten $K_2S_2O_8$ -Lösung). Nach 48stündiger Behandlung bei 95 °C kann die Phosphor-Bestimmung erfolgen.

Es hat sich gezeigt, daß für den quantitativen Nachweis des Lipidphosphors im Boden die Wahl des Puffers (Citrat) entscheidend ist. Längere Lagerung der Bodenproben, auch bei –20 °C oder im tiefgefrorenen Zustand, resultieren nach 6 Monaten in einer signifikanten Zunahme der Phospholipide.

Die Messung des Lipid-Phosphors ist eine geeignete Methode zur Biomasse-Bestimmung in terrestrischen und aquatischen Ökosystemen.

Frostegard, A., Tunlid, A., Baath, E.: Microbial biomass measured as total lipid phosphate in soil of different organic content. *Journal of Microbial Methods* 14, 151–163 (1991).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Optische Versuche im Kurs-Mikroskop

Horst Heidenreich

Die im polarisierten Licht auftretenden Interferenzfarben haben schon so manchen Mikroskopiker zum Fragen angeregt. Der Verfasser hat sich ebenso wie viele andere Amateure über etliche Jahre hinweg eingehend mit dem faszinierenden Beobachtungsverfahren Polarisationsmikroskopie befaßt. Er beschreibt in diesem Beitrag, was man schon mit einfachen Mitteln darstellen kann und wie die beobachteten, zum Teil sehr erstaunlichen Effekte zu deuten sind.

Ein richtiges Polarisationsmikroskop ist ein sehr nobles Instrument. Es ist mit besonders guter, extrem spannungsfreier Optik ausgestattet, erlaubt zudem sehr exakte Messungen von Gangunterschieden der beteiligten Wellenzüge und der optischen Eigenschaften der Untersuchungsobjekte. Es ist auch mechanisch ein Wunderwerk. So ist der nötige Drehtisch nicht selten eigens kugelgelagert, rastet in den wichtigen 45° -Stellungen ein und erlaubt das Ablesen des Drehwinkels mittels einer Nonius-Einteilung. Zudem hat man mit einer besonderen Zusatzrichtung, der sogenannten Bertrand-Linse, gleichsam ein Mikroskop im Mikroskop, womit die in der Höhe der hinteren Brennebene des Objektivs erkennbaren Beugungserscheinungen (das konoskopische oder Achsenbild) vergrößert betrachtet werden können. Dieses Verfahren erlaubt Aussagen über die optische Ein- oder Zweiachsigkeit, den Achsenwinkel und den optischen Charakter von bestimmten Objekten. Es hilft auch bei der Frage, ob ein Objekt in Äquatorsicht vorliegt oder nicht, was unbedingt erforderlich ist, wenn man die spezifische Doppelbrechung bestimmen möchte. Schließlich erlauben größere Forschungsmikroskope den Einsatz von Universal-Drehtischen, mit denen man ein Objekt in verschiedenen Raumrichtungen orientiert.

Angesichts dieser Leistungsfähigkeit scheint die Lage für den Amateur-Mikroskopiker mit seinem vergleichsweise einfacheren Mikroskop beinahe hoffnungslos. Auch hat er nur selten Kristallografie oder Mineralogie studiert. Er mikroskopiert im wesentlichen zur eigenen Freude, zumeist unter biologischen Fragestellungen oder auch nach eher technischen Ge-

sichtspunkten. Der Verfasser möchte in diesem Beitrag versuchen, einige Anregungen zu geben, die man am eigenen Mikroskop unschwer nachvollziehen kann. Vielleicht begeistert sich der eine oder andere Leser für dieses ästhetisch ebenso anregende wie die Auffassungsgabe strapazierende Sondergebiet der Lichtmikroskopie.

Notwendige Ausrüstung

Auch der Verfasser besaß lange Zeit nur ein ganz normales Mikroskop (ein lange vor dem letzten Krieg gebautes Modell der Firma Busch). Erst kürzlich wurde diese Ausrüstung durch ein modernes Gerät ergänzt. Man kann nun jedes konventionelle Lichtmikroskop sehr leicht zum einfachen Polarisationsinstrument nachrüsten. Dazu benötigt man ein paar Quadratzentimeter linear polarisierender Folie, die der Fotofachhandel anbietet oder die man auch im Mineralienhandel bekommen kann. Der Umgang mit den Pol-Filtern ist den meisten Lesern sicher vertraut. Zunächst muß man einmal die Durchlaßrichtung ermitteln und auf der betreffenden Filterscheibe markieren. Dazu betrachtet man durch das Filter die Lichtreflexe einer horizontal liegenden Glasscheibe. Erscheinen die Spitzlichter weitgehend ausgelöscht, verläuft die Filter-Durchlaßrichtung senkrecht.

Eine Filterscheibe dient als Polarisator. Man bringt sie mit horizontal gestellter Durchlaßrichtung unterhalb des Objektes (am besten irgendwo im Bereich des Kondensors in einem vorhandenen oder improvisierten Filterhalter) in den Strahlengang (W-O orientiert). Das

Analysator-Filter steckt man auf das Okular auf oder legt es in dieses hinein (Orientierung N-S, Durchlaßrichtung vertikal). Stören etwaige auf dem Filtermaterial anhaftende Stäubchen, sollte man das Folienmaterial nicht einfach abwischen, weil es sehr schnell verkratzt. Die Stäubchen verschwinden optisch sofort, wenn man das Filter mit Hilfe eines schmalen Papierringes leicht erhöht über die Blendenebene legt.

Will man das Verdrehen des Okulars während der Beobachtungen verhindern, kann man eine nur 0,5 mm tiefe Nut in den Tubusrand feilen (Mikroskop dabei nach unten halten!) oder einen festklemmenden schmalen Metallring mit einer Nut aufsetzen. An die Unterseite des Okulardeckels klebt man ein entsprechend dünnes Metallspänchen (Klebstoff mittels Drahtspitze auftragen). Nun rastet das Okular in stets gleicher Lage ein.

Auch die fotografische Dokumentation der eigenen Beobachtungsergebnisse ist kein Problem. Die vom Verfasser mit vergleichsweise einfachen Mitteln gewonnenen Fotos entstanden mit einer konventionellen Spiegelreflexkamera, die mittels eines Kleinbildansatzes für die Mikrofotografie (Lieferant: Fa. G. Göke, Bahnhofstraße 26, 58095 Hagen) auf das Mikroskop gesetzt wurde. Als Beleuchtung diente dabei eine 40 W Reflektorlampe circa 20 cm vor dem Spiegel. Der verwendete Kondensator hatte eine geringe numerische Apertur. Belichtet wurde jeweils bei circa 80facher Vergrößerung (Kamera ohne Zwischenringe) etwa drei Sekunden lang auf Agfachrome CT 100. Es standen nur achromatische Optik und Huygens-Okulare (10fach) zur Verfügung.

Bunte Welt der Interferenzfarben

Beobachten wir beispielsweise Wollfasern zwischen zwei gekreuzten Polfiltern, erscheinen diese wohl mit Sicherheit interferenzfarbig, sofern sie zu den Filtern in Diagonalstellung liegen. Man erkennt bei Links- und Rechtslage jeweils die gleiche Farbe. Wo sie in der Skala der Interferenzfarben steht (vgl. Tab. 1), hängt von der etwas materialvariablen spezifischen Doppelbrechung der Wolle und der Faserdicke ab. Überlagern sich zwei Fasern in spitzem Winkel, erscheint eine höhere Farbe (Tabelle 1), denn die beiden Schichtdicken addieren sich. Der beobachtete Effekt wird leicht verständlich, wenn

man bedenkt, daß die Farben auf den Gangunterschieden der vom doppelbrechenden Objekt erzeugten beiden Wellenzüge beruhen. Auf doppelter Laufstrecke eilt der schnellere Strahl dem langsameren doppelt weit voraus (der langsamere entspricht dem größeren Brechungsindex).

Haben wir eine Tabelle der Gangunterschiede der einzelnen Interferenzfarben zur Hand (Tabelle 1), ist es unschwer möglich, die spezifische Doppelbrechung der beobachteten Fasern zu berechnen, sofern wir ihren Durchmesser bestimmen können. Die entsprechende Formel lautet:

$$D = \frac{\text{Gangunterschied (nm)}}{\text{Faserstärke } (\mu\text{m}) \times 1000}$$

Für Wollfasern ergibt sich dabei ein Wert um 0,014. Liegen die Wollfasern gekreuzt im Gesichtsfeld, tritt keine Addition, sondern Subtraktion auf. Mit einigen weiteren Versuchen wollen wir diesem besonderen Phänomen etwas genauer auf die Spur kommen.

Additions- und Subtraktionsversuche

Hierfür ist am besten Klarsicht-Klebefilm (z. B. Tesa-Film) geeignet, der in jedem Büro oder Haushalt vorrätig ist. Man kann beliebig viele Schichten übereinander kleben. Wir fertigen zwei Präparate an, auf die wir je zwei Stückchen Klebefilm übereinander bringen (deutlicher Effekt als bei nur einer Lage), und zwar mit der Laufrichtung des Bandes quer über den Objektträger. Betrachten wir zunächst einmal nur eines dieser Präparate in Diagonallage, so erscheint es vermutlich gelb. Legen wir beide Präparate parallel übereinander, ergibt sich wegen des größeren Gangunterschieds ein Farbanstieg. Bei gekreuzter Stellung der beiden Präparate sieht man dagegen buchstäblich schwarz, denn man hat jetzt kompensiert – nämlich den Gangunterschied des einen Präparates mit dem des anderen ausgelöscht. Die Klebebänder einiger Hersteller können unter Umständen ein abweichendes Verhalten zeigen.

Klebt man mehrere Schichten übereinander (Abb. 1), kommt man in der Farbskala immer höher. Für denjenigen, der einfach nur faszinierende Bilder erzeugen und betrachten möchte, ist dieser Effekt ein übermütiges, aber durchaus erlebenswertes Spiel. Zur Demonstration des Farbanstiegs kann man sich ganz einfach

einen Stufenkeil beispielsweise aus Cellophanfolie zusammenstellen, wenn man anstelle der Klebebänder (Abb. 1) entsprechend zugeschnittene Folienstreifen (ohne Klebstoff!) übereinanderbringt. Für den Fachmann sind solche Behelfe natürlich weitgehend indiskutabel. Der Gangunterschied der Farben ist dabei nicht definiert. Die Farbwerte erscheinen außerdem fast immer uneinheitlich. Wer sich ernsthafter mit der Interferenz befassen möchte, kommt wohl nicht umhin, sich das eine oder andere handelsübliche Hilfsmittel zu beschaffen. Empfehlenswert sind sogenannte Rot-I-(Lambda-) sowie Grau-(Lambda/4)-Plättchen. Bei ihnen ist die Schwingungsrichtung Gamma, die dem höheren Brechungsindex entspricht, aufgraviert.

Man legt den Metallrahmen dieses Hilfspräparates im Mikroskop in NW-SO, wobei die Gamma-Richtung dagegen SW-NO verläuft. Kippt man den Rahmen um die Längskante, nähert sich die Durchblickrichtung dem Pol bzw. der optischen Achse, wobei die Doppelbrechung abnimmt – die Farbe sinkt entsprechend. Bei Rot I erreicht sie Gelb, bei Grau wird sie dunkler. In der anderen Richtung gekippt, ergibt sich dagegen ein Anstieg der Farbe. Ganz ähnliche Versuche lassen sich auch mit den oben beschriebenen Additionspräparaten anstellen. Wir haben damit, ohne es zu bemerken, die Achsenrichtung bestimmt. Der Effekt tritt bei optisch positiven ebenso wie bei negativen Objekten auf. Besondere Schwierigkeiten bietet allerdings die Beurteilung optisch zweiachsiger Substanzen.

Gamma über Gamma ergibt Addition

Haben wir einen Dünnschliff durch Granit, erkennt man darin leicht die Quarzanteile aber auch den Feldspat und den Glimmer. Quarz ist einachsiger und optisch positiv, wie das nur rund 0,06 mm dicke Quarzplättchen von Rot I. Bei circa 0,07 mm Dicke wäre es blau, denn die spezifische Doppelbrechung ist 0,009 (bei

Kalkspat 0,172, bei Dolomit 0,180). Nun erkennt man auch sofort, warum gerade die Polarisationsmikroskopie die Bestimmung von Substanzen erlaubt – allerdings nur dann, wenn diese in Äquatorsicht vorliegen. Man erkennt dies im Fall eines Dünnschliffs an der jeweils höchsten auftretenden Farbe des betreffenden Minerals. Verständlicherweise ist diese Beurteilung bei zweiachsigen Objekten (wo man rund um den Äquator auf eine andere Doppelbrechung trifft) nur möglich, wenn man das Objekt auch wirklich rundum studieren kann und außerdem die zugehörigen Schichtdicken kennt. In diesem Fall erscheint das Arbeiten mit dem Universal-Drehtisch des Mineralogen geradezu verlockend. Er wird uns Amateuren aber vermutlich stets ein Traum bleiben.

Ein Quarzdünnschliff gestattet aber eine andere wesentliche Beobachtung. Ist der Dünnschliff wirklich um 0,03 mm dick, erscheint als höchste Farbe des Quarzes Gelb. Wir kippen das Präparat und stellen nun fest, in welcher Richtung die Farbe nach Weiß und Grau fällt und wann sie auf Orange, Rot oder gegebenenfalls auch Blau steigt (vgl. Tab. 1). Die letztere Kippachse fällt beim optisch positiven Quarz sowohl mit der optischen Achse als auch mit der Gamma-Richtung zusammen. Ist ein Plättchen etwas dicker, erscheint anstelle von Gelb auch die rote Farbe.

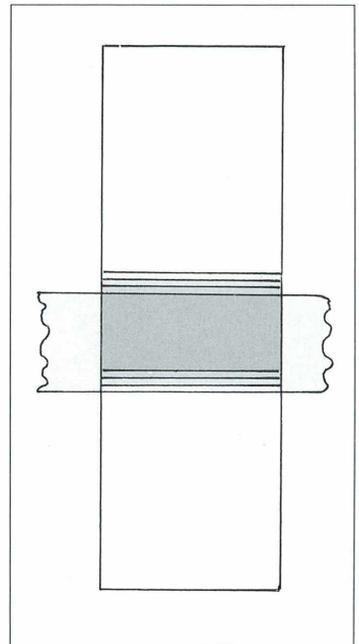


Abb. 1: Anordnung von Klebeband oder Cellophan-Folienstücken auf einem Objektträger für polarisationsoptische Farbspiele. Da die Gangunterschiede mit der Schichtdicke zunehmen, ergeben übereinandergeliebte Stückchen jeweils aufsteigende Farben (Tab. 1). Bei manchen Klebefilmen liegt die optische Achse quer zum Band. In solchen Fällen klebt man besser in Längsrichtung zum Objektträger auf.

Wir drehen die optische Achse eines Quarzteils auf SW-NO, legen ein Stückchen dünner brauner Zwiebelschale darüber und beobachten die Farbreaktion der darin befindlichen Kristalle aus Calciumoxalat. Die der Gamma-

Richtung des Quarzes parallel liegenden Kristalle der Zwiebelschale zeigen steigende Farben und somit additives Verhalten. Falls nun auch ihre optische Achse in der Längsrichtung liegt, wären die Kristalle ebenfalls optisch posi-

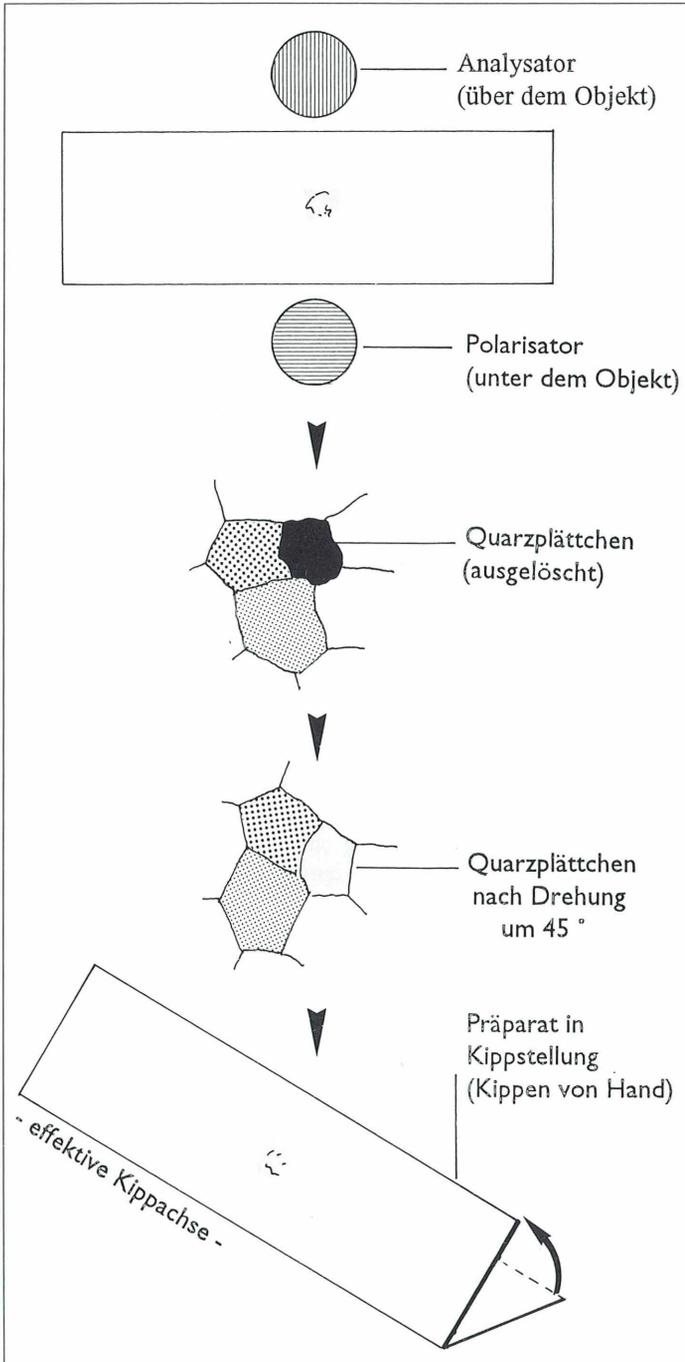


Abb. 2: Schema zur Achsenbestimmung in doppelbrechendem Material. Wir wählen als Präparat ein Quarzplättchen, das gerade ausgelöscht, wenn die Längskante des Objektträgers W-O und damit der Durchlaßrichtung des Polarisators parallel verläuft. Dreht man den Objektträger um 45° , wird das Quarzplättchen hell aufleuchten. Erscheint dagegen nur Grau, empfiehlt es sich, ein Objekt von etwas höherer Farbe zu suchen. Jetzt kippt man den Objektträger aus der Tischebene – die Farbe kann ansteigen (Kippachse ist optische Achse) oder fallen (Kippachse ist Äquator). Bei optisch zweiachsigen Objekten ist die Beurteilung deutlich schwieriger.

Tab. 1: Vereinfachte Folge von Interferenzfarben (Gängunterschiede in nm) in der Durchlicht-Polarisationsmikroskopie (nach Pfeiffer 1962)

Meergrün 4	1720	Gelb 2 (intensiv)	920
Graublau 4	1680	Hellgrün 2	820
Violettgrau 3	1650	Grün 2	750
Mattpurpur 3	1620	Grünlichblau 2	725
Karminrot 3	1530	Blau 2	670
Fleischfarben 3	1490	Indigo 2	590
Grünlichgelb 3	1420	Violett 2	575
Meergrün 3 (intensiv)	1340	Tiefrot 1	551
Grünlichblau 3	1270	Rotorange	510
Indigo 3	1150	Gelborange	430
Hellbläulich-violett 3	1120	Gelb	330
Dunkelvioletrot 2	1100	Fast Weiß	270
Orangerot 2	990	Grau	220
Gelborange 2	950	Graublau	160
		Lavendelgrau	90
		Schwarz	0

tiv. Die Achsenlage läßt sich in diesem Fall durch Kippen nicht ermitteln, weil die effektive Schichtdicke zu gering ist, also nur geringfügige Doppelbrechung vorliegt. Beobachten wir Körnchen von Haushaltszucker (Saccharose) unter dem Mikroskop bei gekreuzten Filtern und schwächerer Vergrößerung, sieht man sofort, daß diese teils gerade und teils schief auslöschten. Im ersten Fall liegen die Kanten bei Dunkelstellung parallel zu den Filterrichtungen, im zweiten bilden sie damit einen Winkel. Schiefe Auslöschung deutet auf das monokline oder triklin Kristallsystem. Eine genauere Unterscheidung ist mit einfachen Mitteln nicht möglich.

Weitere Beobachtungsanregungen

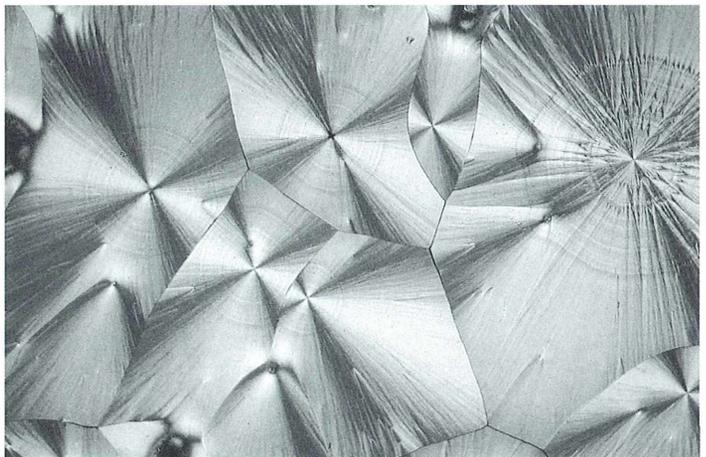
Die Möglichkeiten des Umgangs mit polarisiertem Licht sind so vielfältig, daß einige stichwortartige Angaben genügen sollen. Die relativ schöneren und eindrucksvolleren Bilder, auf die es dem Hobby-Mikroskopiker vielleicht in erster Linie ankommt, erhält man zumeist durch Zusatz von Rot I (d.h. gleichzeitige Verwendung von Gipsplättchen bzw. Klarsichtfolien-Lagen als Hilfsobjekt). Lohnende Versuche sollte man in folgende Richtungen anstellen:

– Mehl (Stärkeköerner/Amyloplasten): Dazu gibt man einfach etwas Getreidemehl oder Kartoffelstärke in einen Tropfen Wasser und beobachtet z.B. bei Rot I. Bei Kartoffelstärke bewegen sich die auffallenden Isotropiekreuze, wenn man das Präparat dreht. Das wahrgenommene Bild ähnelt bei rundlichen Stärkekörnern demjenigen, das man im Polarisationsmikroskop im konoskopischen Strahlengang erkennt, sofern ein optisch einachsiges Objekt in Polansicht vorliegt.

– Kalksteinabrieb: In einem Tropfen verdünnter Salzsäure löst man ein wenig Kalkstein (Calciumcarbonat) und rekristalliert auf dem Objektträger. Die sehr merkwürdig geformten Kristallnadeln (400fache Vergrößerung zur Beobachtung empfehlenswert) eignen sich sehr gut für Additions- und Subtraktionsversuche.

– Kristalle in Pflanzenzellen: Will man beispielsweise feststellen, welches Kristallsystem im betreffenden Objekt vorliegt, achte man auf die Auslöschschiefe und auch darauf, ob symmetrische oder unsymmetrische Nadelspitzen vorliegen. Eine genauere Zuordnung ist meist

Abb. 3: Kristalle diverser anorganischer oder organischer Verbindung (Bildbeispiel Vitamin C = Ascorbinsäure) bieten besonders eindrucksvolle Schaupiele von Strukturen und Farbeindrücken.



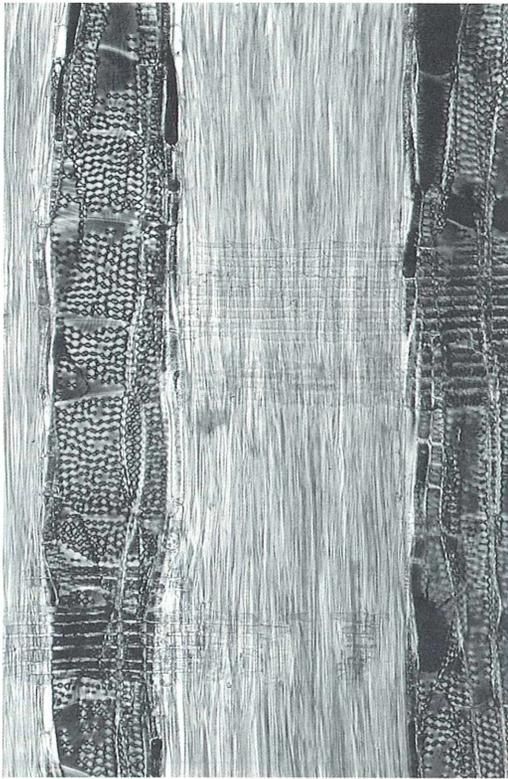


Abb. 4: Im Holz (radialer Längsschnitt durch das Holz der Rot-Buche) zeigt das polarisierte Licht exakt die Lage der zahllosen Tüpfelverbindungen der Gefäßwände an.

nur unter Zuhilfenahme von Fachliteratur zu erreichen.

– Vitaminpräparate: Gerade in diesem Objekt stecken wahrhaftig bildschöne Möglichkeiten. Empfehlenswert ist beispielsweise die Untersuchung von kristallinem Vitamin C. Man kann auch mit anderen Materialien arbeiten, sollte sich aber über die etwaige Gefährlichkeit der verwendeten Stoffe im klaren sein.

– Schnitte durch Holz und andere Festigungsgewebe: Bei der richtigen Schnittdicke erstrahlt beispielsweise auch schon einfaches Holundermark in wunderschönen Interferenzfarben (Smaragdgrün). Auch Korkzellen zeigen eine auffallende Doppelbrechung. Tüpfel im Holz sieht man bei Einsatz von Rot I in kontrastierenden Farbstellungen zur Umgebung.

– Quergestreifte Muskulatur: Bereits zwischen gekreuzten Filter leuchten die Muskelstrukturen ohne weitere Hilfspräparate sehr schön auf.

– Pflanzliche und tierische Fasern: Die erreichbaren Farben bleiben fast stets im Bereich der beiden unteren Ordnungen und sind somit auch schon vom Anfänger recht gut einzustufen. Farbige Längsstreifen an Zellwollfasern sind durch deren besondere Querschnittsform bedingt, bei der sich leistenförmige Vorsprünge teilweise überdecken und somit Farbaddition hervorrufen. Bei der Baumwolle hängen die Ergebnisse vom Reifezustand und von der weiteren technischen Behandlung des Materials ab. Die erreichbaren Bilder sind äußerst vielfältig und manchmal schwer deutbar. Trockengeponnes Acryl (beispielsweise von Gardinstoff) besitzt eine Querschnittsform, die an den Schnitt durch eine Zerstreuungslinse erinnert.

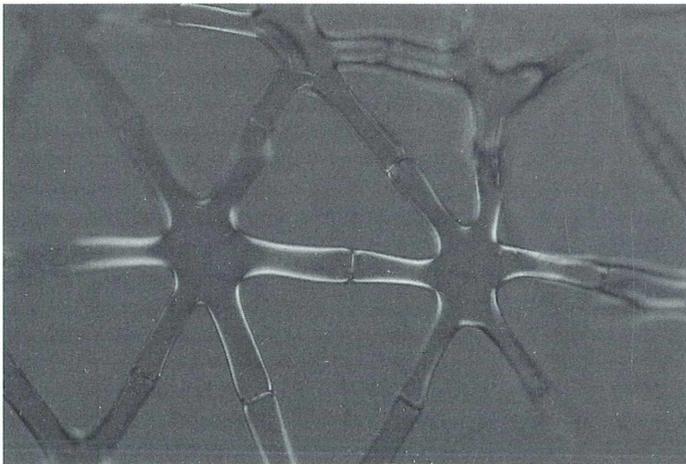
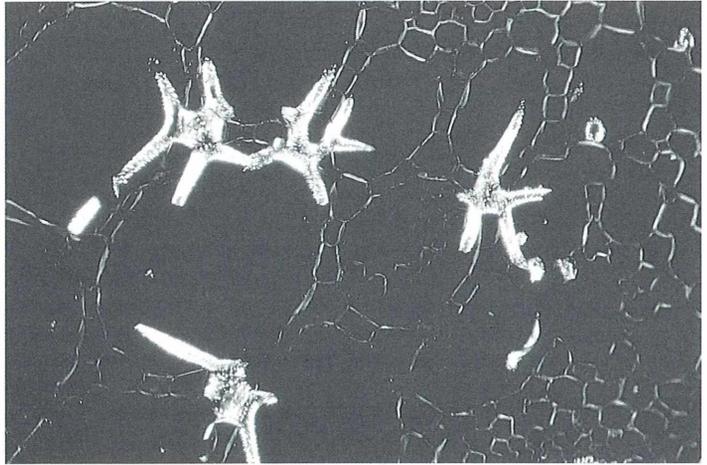


Abb. 5: Zellwände aus Zellulose (Sternparenchym aus dem Stengelmark der Graugrünen Binse) bestehen aus sehr langgestreckten, kettenförmigen Makromolekülen, die den Durchgang des polarisierten Lichtes beeinflussen und deshalb bei gekreuzten Filtern unterschiedlich hell aufleuchten.

Abb. 6: In den Blattstielen der Seerose kommen innere Haare (Idioblasten) vor, die sich im polarisierten Licht eindrucksvoll darstellen lassen.



Solche Fasern erscheinen mit Rot I in der sonst additiv wirkenden Lage gelb.

– Mineralsplitter: Schaben wir ein hauchzartes, winziges Teilchen von einem Gipskristall, erkennt man auf keilförmigen Plättchen von Grau über mehrere Ordnungen hinweg ansteigende Farben. Grau kommt bekanntlich nur in der ersten Ordnung vor. Mit Rot I gibt es zwei Möglichkeiten – alle Farben steigen eine Ordnung höher (Addition) oder aus Rot, welches dem Grau sehr nahe liegt, wird abrupt Schwarz (Kompensation). Letzteres ist nur in Subtraktionslage möglich. Die unterhalb Rot I liegenden Farben steigen in diesem Fall wieder an, denn negative Gangunterschiede kommen nicht vor.

– Chitin: Vor allem Insekten- und Zooplanktonpräparate können mancherlei Überraschungen bieten. Hier bieten sich besonders viele Möglichkeiten für die eigenen Erkundungen an.

– Gestein: Gesteinsdünnschliffe bieten Untersuchungsstoff für Wochen und Monate. Mit Kenntnis der spezifischen Doppelbrechung der vorhandenen Mineralbestandteile kann man aus den beobachteten Farben sogar die Schichtdicke des Präparates berechnen.

Wer ohne Erfahrungen oder Vorwissen an die Polarisationsmikroskopie herantritt, wird schnell bemerken, daß man hier auf lange Zeit einen sehr fesselnden Arbeitsstoff vorfindet. Bedauerlicherweise gibt es noch kein speziell

für den Anfänger geschriebenes Buch zur Einführung in die Möglichkeiten dieser Untersuchungstechnik. Aber als Amateur muß man ja nicht unbedingt ausgewiesener Fachmann sein, um sich an den polarisationsoptischen Erscheinungen und vor allem am jederzeit brillanten Feuerwerk in den Präparaten zu erfreuen. Und

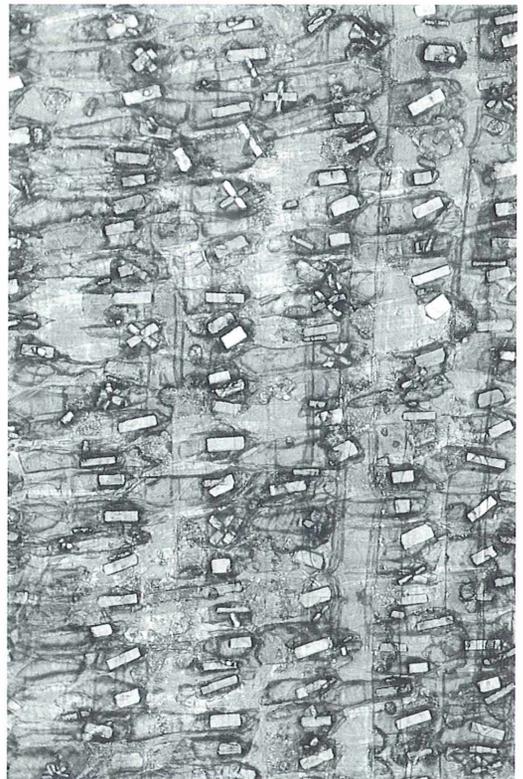


Abb. 7: Eines der einfachsten und zugleich schönsten Präparate zum Nachweis für die Wirksamkeit von polarisiertem Licht ist die braune Außenschale der Küchenzwiebel mit ihren Serien von Calcium-Oxalat-Kristallen.

etwas Wellenphysik hinzulernen wird man wohl in jedem Fall.

Literaturhinweise

- Bögel, H.: Knaurs Mineralienbuch. Droemersch Verlagsanstalt Th. Knaur Nachf., München, Zürich 1968.
- Caja, A.T.: Einführung in die praktische Polarisationsmikroskopie zum Gebrauch bei Untersuchungen von Lebensmitteln, Drogen, pflanzlichen Textilfasern und botanischen Objekten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1974.
- Göke, G.: Moderne Methoden der Lichtmikroskopie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Kordes, E.: Optische Daten zur Bestimmung anorganischer Substanzen mit dem Polarisationsmikroskop. VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1960.
- Lieber, W.: Mineralogie in Stichworten. Ferdinand Hirt Verlag, Kiel 1969.
- Nickel, E.: Grundwissen in Mineralogie. 3 Bände, 4. Auflage. Ott Verlag, Thun 1992.
- Patzelt, W.J.: Polarisationsmikroskopie – Grundlagen, Instrumente, Anwendungen. Firmenschrift Ernst Leitz GmbH, Wetzlar 1974.
- Pape, H.: Leitfaden zur Gesteinsbestimmung. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1975.
- Pfeiffer, H.H.: Das Polarisationsmikroskop. Verlag Friedrich Vieweg & Sohn, Braunschweig 1962.
- Philipsborn, H. von: Tafeln zum Bestimmen der Minerale. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1967.
- Rinne, F., Berek, M.: Anleitung zur allgemeinen und Polarisationsmikroskopie der Festkörper im Durchlicht. E. Schweizerbart'sche Verlagbuchhandlung, Stuttgart 1973.

Verfasser: Horst Heidenreich, Waldhofstraße 5, 93309 Kelheim

Kurze Mitteilung

In vitro Kultur von Braunalgen

Nur wenige Arten der Braunalgen sind bislang unter Laboratoriumsbedingungen kultiviert worden. Der Entwicklungszyklus und die Fortpflanzung kann aber nur bei in vitro Kultur mit einiger Sicherheit untersucht werden. Nun ist es gelungen, eine südamerikanische Art, *Dictyosiphon hirsutus*, die zur Familie der Dictyosiphonales gehört und als obligater Epiphyt auf *Adenocystis utricularis* an den Küsten des südlichen Südamerika und rund um die Falklandinseln vorkommt, in Kultur zu nehmen.

Kleine Thallus-Fragmente werden in mit Schraubdeckelverschluß versehenen Polypropylen-Röhrchen in 5 ml sterilisiertem Seewasser gesammelt. In dem Sammelröhrchen befinden sich einige sterile Deckglas-Bruchstücke, auf denen sich nach 1–2 Wochen im Dunkeln bei 0–15 °C Zoosporen festsetzen. Die Deckglas-Splitter mit den Zoosporen werden dann in Petrischalen übertragen, die Provasoli-ES-Medium enthalten. Dieses hat eine komplexe Zusammensetzung: in 100 ml über Glas destilliertem Wasser werden 350 mg Natriumnitrat, 50 mg Dinatriumglycerophosphat, 25 ml Eisenlösung, 25 ml PII Metall-Lösung, 10 µg Vitamin B₁₂, 0,5 mg Thiamin, 5 µg Biotin, 500 mg Tris-

Puffer gelöst; die Eisenlösung wird hergestellt durch Lösen von 351 mg Eisenammoniumsulfat und 300 mg EDTA in 500 ml destilliertem Wasser; die PII Metall-Lösung enthält in 100 ml destilliertem Wasser 100 mg EDTA, 114 mg Borsäure, 4,9 mg Eisenchlorid, 16,4 mg Mangansulfat, 2,2 mg Zinksulfat und 0,48 mg Kobaltsulfat.

Die Stammlösung wird auf pH 7,8 eingestellt und in 20 ml Röhrchen verteilt und sterilisiert. Diese 20 ml der Stammlösung werden in 1 000 ml filtriertem und pasteurisiertem Seewasser gelöst.

Die Kulturbedingungen sind: 15 °C und ein Lichtregime von 16 Stunden Licht (Taglicht-Fluoreszenzröhren) und 8 Stunden Dunkelheit. Die Kulturbedingungen bestimmen die Entwicklung der Mikrothalli. Massale Produktion von Gameten erfolgt bei 5 und 10 °C im Langtag (L/D 16/8). Die Gametophyten bleiben vegetativ bei 15 °C Kultur im Kurztag (L/D 8/16).

Peters, A.F.: Culture studies on the life history of *Dictyosiphon hirsutus* from South America. British Phycological Journal 27, 177–183 (1992).

Starr, R.C., Zeikus, J.A.: UTEX – the culture collection of algae at the University of Texas at Austin. Journal of Phycology 23, suppl. 1–47 (1987).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Teil 2: Lymphknoten

Hans-Peter Elsässer

Lymphknoten gehören zu den sogenannten lymphatischen Organen, d.h. zu den Organen, in denen Abwehrreaktionen gegen Fremdstoffen ablaufen. Lymphknoten kommen über den ganzen Körper verteilt vor, wobei sie an bestimmten Stellen konzentriert sind. So finden sich zum Beispiel größere Anhäufungen von Lymphknoten in der Achselhöhle, in der Leistenbeuge oder entlang der großen Gefäße.

Lymphknoten werden häufig als Filter beschrieben, durch die die sogenannte Lymphe filtriert wird. Lymphe ist die Flüssigkeit, die bei der Passage des Blutes durch die Kapillaren in die Gewebzwischenräume gepreßt wird. Diese gelangt in die Lymphkapillaren, die in den meisten Geweben vorkommen (Ausnahmen: Zentrales Nervensystem und Leberläppchen). Sie haben ein einschichtiges, plattes Epithel, an das sich direkt das umliegende Bindegewebe anschließt. Mehrere Lymphkapillaren münden zusammen in ein Lymphgefäß, das eine dünne Schicht retikulären Bindegewebes unter den Endothelzellen aufweist und eine darauffolgende, allerdings unvollständige Schicht glatter Muskelzellen. Mehrere solcher Lymphgefäße transportieren Lymphe zu einem Lymphknoten, wobei der Gewebedruck und die Kontraktion der glatten Muskelzellen die Richtung des Lymphflusses bestimmen. Diese zuführenden Gefäße nennt man afferente Lymphgefäße.

Aufbau des Lymphknotens

Ein Lymphknoten hat meist die Form einer Bohne und ist 1–25 mm lang (Abb. 1). Die afferenten Lymphgefäße münden auf der konvexen Fläche. Die konkave Seite wird Lymphhilus genannt (Abb. 1 und 2), und hier tritt die den Lymphknoten versorgende Arterie ein bzw. die entsprechende Vene aus. Weiterhin verläßt den Lymphknoten am Hilus ein ableitendes Lymphgefäß (efferentes Lymphgefäß), das die durch den Lymphknoten gepreßte Lymphe weiterleitet, zum Beispiel zu einem weiteren Lymphkno-

ten, der die Lymphe aus mehreren vorgeschalteten Lymphknoten erhält. Die größeren Lymphgefäße besitzen häufig, wie Venen, sogenannte Klappen (Abb. 2, Einsatz). Dies sind feine, mit Endothel überzogene Segel, die so in das Gefäßlumen ragen, daß sie sich bei progredientem Lymphfluß öffnen und bei retrogradem Lymphfluß schließen. Hierdurch wird ein unidirektionaler Lymphfluß unterstützt. Schließlich wird die Lymphe in einen großen Lymphgang (Ductus thoracicus) geleitet, der im Winkel zwischen der linken Jugularisvene und der Vena subclavia mündet und so die Lymphflüssigkeit wieder ihrem Ursprung, dem Blut, zuleitet. Alle Fremdstoffen, die an den Körper-

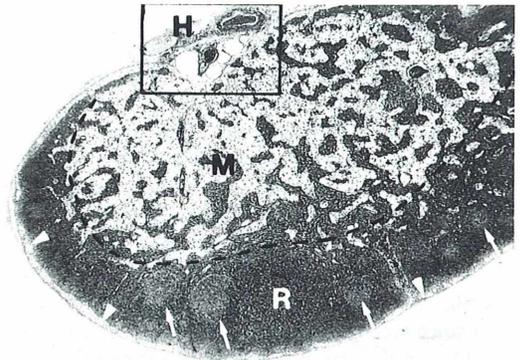


Abb. 1: Übersichtsaufnahme eines Lymphknotens (Katze, Azanfärbung). Die gestrichelte Linie zeigt etwa die Grenze zwischen Rinde (R) und Mark (M). Das Rechteck umschließt die zum Hilus (H) gehörenden Strukturen, die in Abbildung 2 herausvergrößert sind. Pfeile kennzeichnen sekundäre Follikel, Pfeilspitzen den Randsinus. Vergrößerung: 17fach.

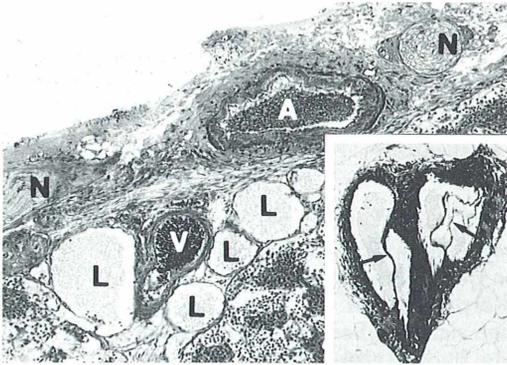


Abb. 2: Strukturen des Lymphknotenhilus. L Lymphgefäße, V Vene, A Arterie, N Nerv. Der Einsatz zeigt Lymphgefäße eines anderen Hilusanschnittes. Hier erkennt man die Lymphknotenklappen (Pfeile). Vergrößerung: 70fach. Einsatz: 54fach.

oberflächen in den Organismus eindringen, befinden sich dann in Gewebezweischenräumen und werden mit der Lymphe in die Lymphknoten transportiert. Hier versuchen die Immunzellen die Fremdstoffen für den Organismus unschädlich zu machen, und dies ist gemeint, wenn man von der Filterfunktion der Lymphknoten spricht.

Mikroskopische Betrachtung des Lymphknotens

Betrachtet man ein Lymphknotenpräparat bei niedriger Vergrößerung (Abb. 1), so erkennt man zunächst eine bindegewebige Kapsel, von der aus dünne bindegewebige Septen in das Innere des Lymphknotens ziehen, und zwar in Richtung Hilus. Zwischen der Kapsel und den bindegewebigen Septen spannt sich ein dreidimensionales Netzwerk aus sogenanntem retikulärem Bindegewebe (Abb. 6). Dieses besteht aus sternförmigen Retikulumzellen und den Retikulinfasern, die aus Kollagen Typ III bestehen. Das retikuläre Bindegewebe entsteht in der Embryonalentwicklung aus mesenchymalen Vorläuferzellen und unterscheidet sich damit grundsätzlich von den epithelialen Retikulumzellen des Thymus. Alle lymphatischen Organe außer dem Thymus besitzen als grundlegendes Strukturelement retikuläres Bindegewebe. Neben der Funktion der Kollagen Typ III Sekretion können die Retikulumzellen auch phagozy-

tieren und mit dieser Eigenschaft nehmen sie vermutlich aktiv an der Immunabwehr teil.

Unterhalb der Kapsel liegt eine breite basophil gefärbte Zone, die sogenannte Rinde, während im zentralen Bereich des Lymphknotens und zum Hilus hin ein mehr eosinophiler Bereich, das Mark, zu erkennen ist. Diese Gliederung kommt dadurch zustande, daß in das retikuläre Maschenwerk im Rindenbereich wesentlich mehr B- und T-Lymphozyten eingelagert sind als im Markbereich. Betrachtet man nun den Rindenbereich einschließlich der Kapsel bei mittlerer Vergrößerung, so erkennt man zunächst direkt unter der Kapsel einen schmalen zellärmeren Bereich, der sich praktisch entlang der ganzen Kapsel fortsetzt (Abb. 3). Dies ist der sogenannte Randsinus, in den hinein die Lymphe aus den afferenten Lymphgefäßen einmündet. Von hier fließt die Lymphe durch Spalträume des retikulären Bindegewebes (radiärer Sinus) zum Mark hin. In der Rinde sind nun die Lymphozyten zum Teil dicht gepackt, wobei sie sich in kugelförmigen Strukturen organisieren, die im Schnittbild kreisförmig erscheinen und Lymphfollikel genannt werden (Abb. 1 und 4). Im ruhenden Lymphknoten, in dem keine Immunantwort abläuft, sind diese Lymphfollikel homogen und man nennt sie primäre Lymphfollikel. Wird der Lymphknoten durch Fremdstoffen aktiviert, findet man eine Gliederung des Lymphfollikels in einen hellen zentralen Bereich und eine dunkel er-

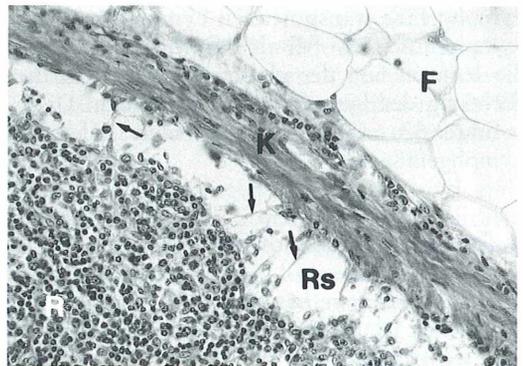


Abb. 3: Zwischen der aus straffem kollagenem (Typ I) Bindegewebe bestehenden Kapsel (K) und der Lymphknotenrinde (R) befindet sich ein zellarmer Spalt, der sogenannte Randsinus (Rs). Dieser wird ebenfalls von Ausläufern retikulärer Bindegewebszellen durchzogen (Pfeile). F Fettgewebe, das den Lymphknoten umgibt. Vergrößerung: 172fach.

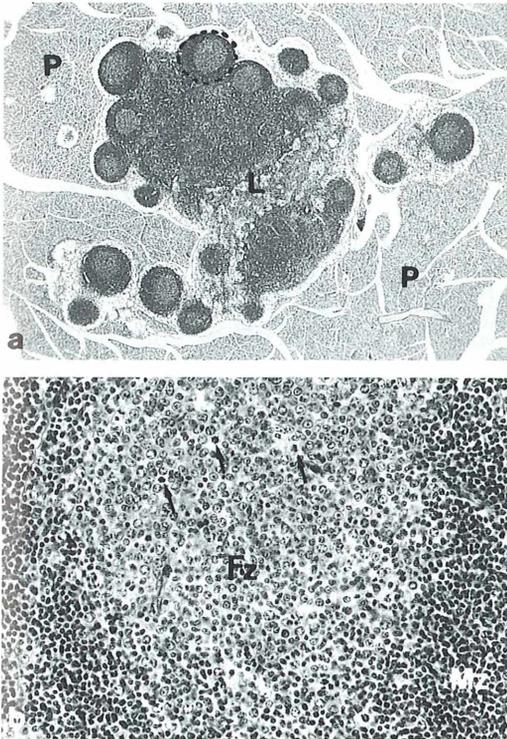


Abb. 4: Übersicht eines Lymphknotenanschnittes (L) aus dem Mesenterium der Ratte (a). Der Lymphknoten ist umgeben von Pankreasgewebe (P), das bei der Ratte diffus verteilt im Mesenterium vorkommt. Die gestrichelte Linie markiert die Grenze eines Lymphfollikels. In (b) ist ein solcher Follikel vergrößert dargestellt. Man erkennt das hellere Follikelzentrum (Fz) und die dunklere Mantelzone (Mz). Im Follikelzentrum sind die Zellkerne größer und heller und die Packungsdichte der Zellen geringer. Man findet häufig Zellen in Mitose (Pfeile). Vergrößerung: (a) 17fach, (b) 172fach.

scheinende, ringförmige Mantelzone (Abb. 4). Solche Lymphfollikel nennt man sekundär.

Immunantwort

Der Übergang vom primären in den sekundären Follikel im Zuge einer Immunantwort zeigt, daß in dieser Struktur wichtige Funktionen ablaufen, die mit der Immunabwehr in Zusammenhang stehen. Der Hauptzelltyp in den Follikeln ist der B-Lymphozyt. Jeder individuelle B-Lymphozyt macht nur einen bestimmten An-

tikörper, der gegen ein Antigen bzw. einen Teil eines Antigens gerichtet ist. Dringt nun beispielsweise ein Bakterium in den Organismus ein, so gibt es nur eine sehr begrenzte Anzahl von individuellen B-Zellen, die Strukturen dieses Bakteriums als fremd erkennen. Um aber eine Bakterieninfektion abwehren zu können, muß in möglichst kurzer Zeit eine große Menge an Antikörpermolekülen, die spezifisch für die Bakterienstrukturen sind, bereitgestellt werden. Die bei Beginn der Infektion zu Verfügung stehenden Zellen wären mit dieser Aufgabe überfordert. Daher reagieren B-Lymphozyten, die mit einem Antigen konfrontiert werden, das von ihrem individuellen Antikörper erkannt wird, mit mehreren, hintereinander ablaufenden Zellteilungen. Auf diese Weise wird selektiv ein bestimmter Lymphozyt vermehrt und wächst zu einem sogenannten Zellklon hoch. Die Entdeckung dieser Zusammenhänge, die auch als klonale Selektionstheorie bezeichnet wird, stellt einen Meilenstein in der Entwicklung unserer Kenntnisse in der Immunologie dar und ist eine der wichtigsten Grundlagen dieses Faches.

Zelltypen

Das Zentrum des Lymphfollikels ist praktisch der Ort, an dem die klonale Selektion stattfindet. B-Lymphozyten, die durch Antigene stimuliert wurden, teilen sich im Follikelzentrum (Abb. 4b) und durchlaufen eine Reihe von Veränderungen die zur Differenzierung von zwei Zelltypen führen: die sogenannte Plasmazelle (Abb. 6), die nun eine große Menge an spezifischen Antikörpern bildet und abgibt und die sogenannte Gedächtniszelle, die nicht zur Plasmazelle ausdifferenziert, aber die Konfrontation mit dem entsprechenden Antigen „behält“ und bei erneuter Konfrontation sehr schnell und effizient reagieren kann. Da bei diesen Vorgängen das Chromatin im Zellkern aufgelockert wird, die Menge an Cytoplasma zunimmt und die Packungsdichte der Zellen insgesamt abnimmt, erscheint das Follikelzentrum heller als die Mantelzone, in der nicht aktivierte B-Zellen liegen. Außerdem sind die Zellen des Zentrums, da sie viele unterschiedliche Zwischenstufen darstellen, sehr polymorph. Daher sind genaue Diagnosen dieses Zelltyps sehr schwierig. Mit Hilfe von Antikörpern kann man allerdings mehr Informationen gewinnen,

und auf diese Weise konnte man nachweisen, daß neben den B-Lymphozyten im Follikelzentrum auch T-Lymphozyten und Makrophagen vorkommen. Man weiß heute, daß beide Zelltypen unentbehrlich für eine regelrechte B-Zell-Funktion in der Immunabwehr sind. So können B-Zellen ein Antigen als Fremdstanz nur dann gut erkennen, wenn dieses zuvor von einem Makrophagen phagozytiert und anschließend an dessen Oberfläche der B-Zelle präsentiert wird. Außerdem geben Makrophagen und T-Zellen hormonartige Substanzen (Cytokine) ab, die für das Wachstum und die Differenzierung der B-Zellen unentbehrlich sind. Dies ergibt ein komplexes Wechselspiel zwischen Zellen und löslichen Faktoren, das heute nur zum Teil verstanden ist.

Zwischen den Lymphfollikeln und dem Mark liegt ein Bereich, der homogen von dicht gepackten Lymphozyten ausgefüllt ist, der sogenannte Parakortex. Wiederum mit Antikörpern läßt sich zeigen, daß hier in der Hauptsache T-Lymphozyten lokalisiert sind. Diese haben eine relativ kurze Verweilzeit von wenigen Stunden im Lymphknoten, den sie in der Hauptsache über den Blutweg erreichen. Die Arterie, die am Hilus in den Lymphknoten eindringt, verzweigt sich im Mark und ihre Äste versorgen

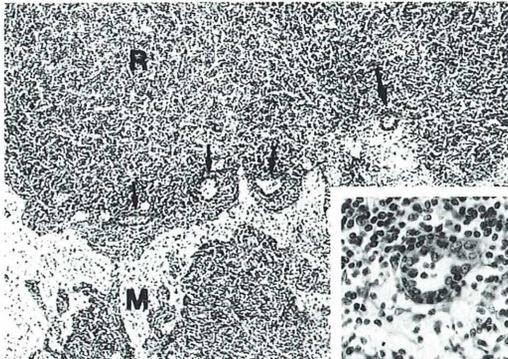


Abb. 5: Lymphknoten der Ratte, Azanfärbung. Im Parakortex, die noch zur Rinde gehörende Grenzzone zwischen Rinde (R) und Mark (M), sind mehrere postkapilläre Venolen angeschnitten (Pfeile). Der Einsatz zeigt die Vergrößerung der mit dem großen Pfeil gekennzeichneten Venole. Man erkennt deutlich das für ein Gefäß unübliche kubische Endothel. Vergrößerung: 70fach. Einsatz: 258fach.

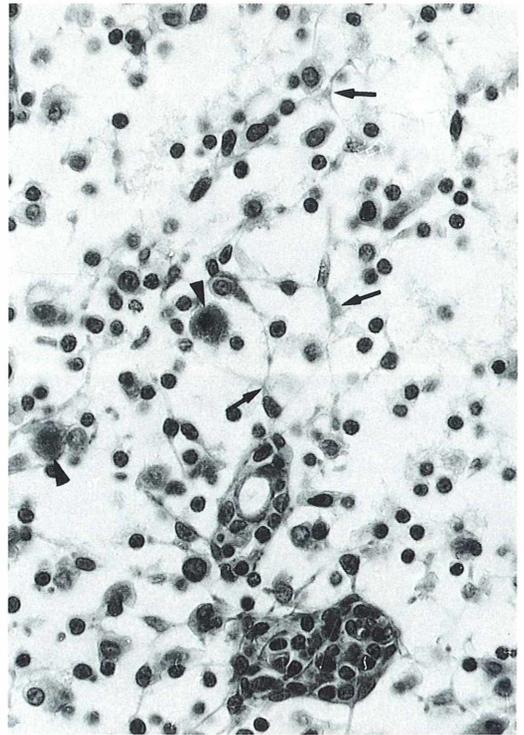


Abb. 6: Lymphknoten der Ratte, Azanfärbung. Dargestellt ist ein Ausschnitt aus dem Mark. Da im Marksinus die Zelldichte wesentlich geringer ist als im Rindenbereich, erkennt man hier deutlich die verzweigten Retikulumzellen (Pfeile). Neben Lymphozyten und Makrophagen sind besonders gut die großen Plasmazellen (Pfeilspitzen) zu sehen. Vergrößerung: 485fach.

das Rindengebiet. Kleine Venolen, die bevorzugt im Bereich des Parakortex liegen, weisen nun eine Besonderheit auf: sie besitzen ein kubisches Endothel (Abb. 5). Man bezeichnet diese Gefäßabschnitte als postkapilläre Venolen, und diese sind der Ort, an dem Lymphozyten in den Lymphknoten einwandern.

Die kubischen Endothelzellen haben besondere Erkennungsmoleküle für Lymphozyten an ihrer Oberfläche, so daß diese hier binden können. Anschließend wandern die Lymphozyten zwischen den Endothelzellen hindurch in das Lymphozytenstroma. Die Lymphozyten verlassen

den Lymphknoten über das efferente Lymphgefäß. Da dieses bei einem nachgeschalteten Lymphknoten als afferentes Lymphgefäß fungieren kann, können Lymphozyten auch auf diesem Wege von Lymphknoten aufgenommen werden, allerdings ist die postkapilläre Venole die wichtigere Eintrittspforte.

Im Mark des Lymphknotens (Abb. 6) findet man in den Hohlräumen zwischen den Retikulumzellen, dem sogenannten Marksinus, neben den Lymphozyten insbesondere Plasmazellen und Makrophagen. Während die einen Antikörper bilden, die dann mit der Lymphe ins Blut transportiert werden, phagozytieren die anderen Fremdstoffen, die sie den Lymphozyten in der Rinde präsentieren können.

Literaturhinweise

- Elsässer, P.: Die lymphatischen Organe. *Mikroskopos* 81, 109–113 (1992).
Weiss, L.: Lymphatic vessels and lymph nodes. In: Weiss, L. (ed.): *Histology*. 5th edition, Elsevier Biomedical, New York 1983.

Danksagung

Ich danke Herrn Volkwin Kramer für die Herstellung der fotografischen Abzüge. Bei den vorgestellten Präparaten handelt es sich um histologische Schnitte von in Paraffin eingebettetem Gewebe, die den Kurskästen des Institutes für Zellbiologie/Abt. Prof. Kern, Robert-Koch-Str. 5, 35037 Marburg entnommen wurden.

Verfasser: Dr. H. P. Elsässer, Hahnbergstr. 12, 35043 Marburg-Cappel

Kurze Mitteilung

Isolierung von Blatt-Zellen und Chloroplasten

Ausgangsmaterial sind junge Blätter, etwa 3 bis 6 Wochen alt, z.B. von *Commelina communis*. Nach dem Entfernen der unteren Epidermis werden die Blätter mit einer Rasierklinge in schmale Streifen geschnitten. Diese werden dann 1 Minute lang in 20 ml des Isolationsmediums im Vakuum gehalten; längere Zeit ist unerwünscht. Das Vakuum muß langsam abgebaut werden, da sonst die Zellstrukturen beschädigt werden können. Sodann werden die Blattstückchen 90 Minuten lang im Isolationsmedium geschüttelt. Das Medium besteht aus 0,4 % Pektinase (Sigma), 350 Millimol Sorbitol, 0,1 % Rinderalbumin, 20 Millimol Fumarsäure (pH 5,7), 1,0 Mol Kaliumnitrat, 0,5 Millimol Kaliumdihydrogenphosphat, 0,5 Millimol Magnesiumsulfat und 1,0 Millimol EDTA. Die Zellsuspension wird durch ein Nylon-Filter (Maschengröße 100 µm) filtriert, das sich ergebende Material wird sodann 1 Minute lang bei 100 g zentrifugiert und dreimal mit einem Suspensionsmedium gewaschen. Das Sediment wird dann wieder im Medium aufgenommen und kann nach Bedarf verdünnt werden. Das Suspensionsmedium hat folgende Zusammensetzung: 50 Millimol HEPES-KOH (pH 7,3), 10 Millimol Kochsalz, 70 Millimol Kalium-

chlorid, 2,0 Millimol EDTA und 2,0 Millimol Magnesiumsulfat; der pH-Wert des Suspensionsmediums für die Blattmesophyll-Zellen sollte auf pH 7,3 eingestellt sein.

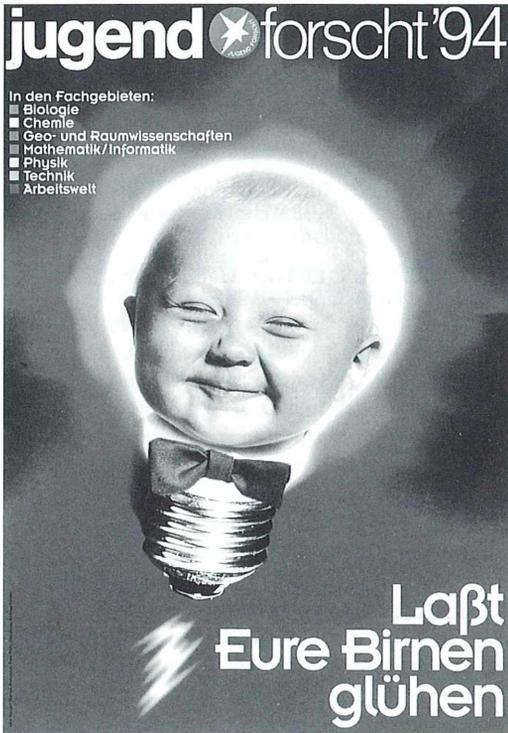
Zur Isolation der Chloroplasten geht man von 3 Gramm jungen Blättern aus, die in schmale Streifen geschnitten werden und mit 30 ml Extraktions-Puffer versetzt werden; dieser besteht aus 10 Millimol Kochsalz, 0,1 % BSA, 330 Millimol Sorbitol, 50 Millimol Tricin-KOH-Puffer (pH 7,9). Die Blattstreifen im Extraktionsmedium werden 30 Sekunden lang im Mixer zerkleinert. Sofort danach können die Chloroplasten durch ein Nylon-Sieb abfiltriert und danach für 3 Minuten lang bei 400 g zentrifugiert werden. Das Überstehende wird in ein anderes Zentrifugenglas gegossen, so daß der Niederschlag, der die Verunreinigungen enthält, verworfen werden kann. Die geklärte Suspension wird sodann erneut zentrifugiert, diesmal aber bei höherer Geschwindigkeit (1300 g) und zwar 10 Minuten lang. Das sich ergebende Sediment sind die Chloroplasten, die dann für weitere Experimente zur Verfügung stehen.

Lee, J., Bowling, D.J.: Effect of the mesophyll on stomatal opening in *Commelina communis*. *J. Exptl. Bot.* 43, 951–957 (1992).

H.-F. Linskens, Nijmegen (Niederlande)

Nachricht

Startschuß für neue Runde Jugend forscht



jugend forscht '94

In den Fachgebieten:

- Biologie
- Chemie
- Geo- und Raumwissenschaften
- Mathematik/Informatik
- Physik
- Technik
- Arbeitswelt

**Laßt
Eure Birnen
glühen**

Power für helle Köpfe

Jugend forscht ruft alle pffiffigen Mädchen und Jungen unter 22 Jahren zur neuen Wettbewerbsrunde auf:

Eigene Forschungsideen entwickeln und umsetzen, sensibel werden für die Geheimnisse des Alltags und die Rätsel des Universums, knifflige Probleme aus Naturwissenschaft und Technik erkennen und vielleicht sogar lösen – das ist Jugend forscht.

Die Forschungsthemen wählen sich alle selbst aus den sieben Fachgebieten: Biologie, Chemie, Geo- und Raumwissenschaften, Mathematik/Informatik, Physik, Technik und Arbeitswelt.

Wer sich bis zum 30. November 1993 anmeldet, wird garantiert zum Wettbewerb eingeladen, und da winken Preise: Geld- und Sachpreise, Forschungspraktika und Reisen.

Achtung – Forschung – los:

Info-Material anfordern bei:
Stiftung Jugend forscht e.V.
Beim Schlump 58
20144 Hamburg



**GUSTAV
FISCHER**

FACHBIBLIOTHEK

Kleinig/Sitte

Zellbiologie

3. Aufl. 1992. 591 S., 515 Abb., 82 Tab., geb. DM 136,-
ISBN 3-437-20482-3

Steer

Zellstrukturen

Stereologie und andere cytometrische Methoden
1984. 119 S., 33 Abb., 12 Tab., kt. DM 34,-
ISBN 3-437-20322-3

Rasterelektronenmikroskopische Aspekte der Zecke (*Ixodes ricinus*)

Thomas Kappel und Ralf H. Anken

Im Zeitalter des Devon, also vor rund 390–350 Millionen Jahren, eroberten die ersten zwei Tierstämme das Land. Neben den Landschnecken (Weichtiere, Mollusca) waren dies die Arthropoden, die auch heute noch mit etwa 800 000 bekannten Arten den erfolgreichsten Tierstamm unserer Erde darstellen. Die erste Großgruppe unter diesen Gliederfüßern waren die Trilobiten, die als Leitfossilien vom Kambrium bis zum Zeitpunkt ihres Aussterbens im Perm vor 220 Millionen Jahren dienen.

Zwei weitere Großgruppen mit gewaltiger Artenvielfalt sind die Branchiata, zu denen alle Krebse gehören, sowie die Tracheata, unter denen die Tausend-, Hundertfüßer und Insekten vereinigt sind. Die vierte und letzte Arthropodengruppe, nämlich die Fühlerlosen (Chelicerata), trennte sich schon sehr früh von den anderen ab.

Chelicerata

Seit dem Devon haben sich einige Prinzipien des Grundbauplans von Cheliceraten kaum verändert: Mundwerkzeuge und Antennen fehlen vollständig. Dafür sind diese Tiere mit einem Paar Cheliceren und einem Paar Pedipalpen ausgerüstet. Die Cheliceren haben sich im Laufe der Evolution zu Stechorganen (Milben) oder Greiforganen (Skorpione und Spinnentiere) entwickelt. Die Pedipalpen dienen als Tastorgane (Spinnentiere), Greiforgane (Pseudoskorpione), Scheren (Skorpione) oder Beine (Schwertschwänze, Asselspinnen und manche Walzenspinnen). Eine weitere Gemeinsamkeit der Cheliceraten ist ihre Fähigkeit zur Luftatmung, wofür Fächerlungen und den Insektentracheen analoge Atmungsorgane dienen.

Systematisch gliedern sich die Cheliceraten in drei Klassen: (Kaestner, 1969; Renner, 1984).

1. Schwertschwänze (Merostomata). Sie stellen im Silur, vor ca. 430–390 Millionen Jahren, mit bis zu 2 m Länge die insgesamt größten Arthropoden. Ihre rezenten Nachfahren (z.B. Pfeilschwanzkreb *Limulus*) werden nicht nur in den USA gerne als Delikatessen verzehrt.

2. Asselspinnen (Pantopoda). Heute sind diese die Tiefsee bewohnenden Räuber selten geworden. Ihre zerbrechlichen, bis zu 30 cm langen Körper kriechen auf bis zu sieben Paar Laufbeinen über marine Hydrozoenkolonien (Blumentiere), die sie abweiden.

3. Spinnentiere (Arachnida). 36 000 Arten dieser ältesten Landtiere bevölkern noch heute die Erde. Zu den Arachnida rechnet der Systematiker die folgenden Ordnungen: Geißelspinnen (Pedipalpi), Tastenläufer (Palpigrada), Kapuzenspinnen (Rizinulei), Afterskorpione (Pseudoscorpiones), Walzenspinnen (Solifugae), Weberknechte (Opiliones), Skorpione (Scorpiones), Webspinnen (Araneae) und Milben (Acari).

Zecken

Inzwischen sind weltweit etwa 10 000 Milbenarten bekannt. Das Vorkommen fossiler Vertreter ist bis vor 350 Millionen Jahren belegt. Die meisten Vertreter sind mikroskopisch klein und leben als Parasiten oder Pflanzenfresser (bedeutende Vorratsschädlinge). Von den parasitischen Milben eroberten sich einige sehr ungewöhnliche Lebensräume: So gibt es z.B. Milben in der Haut von Schlangen und Schildkröten sowie im Gefieder fast aller Vögel. Wichtig in der Landwirtschaft sind etwa die Taubenzecken und die Hühnerzecke *Cnemidoscopes*, die für die sogenannte Kalkbeinkrankheit verantwortlich ist. Unter den für den Säuger gefährlichen Milben sei hier nur die Hundekrätzmilbe *Sarcoptes* und die Haarbalgmilbe *Demodex* aufgeführt. *Sarcoptes* ernährt sich von

Lympe, *Demodex* lebt vom Talg in der Haut des Menschen.

In unseren Breiten ist besonders eine Milbenart berüchtigt: Der Holzbock oder die Zecke (*Ixodes*). Die Zecke ist ein Kosmopolit, dessen Imagines auf Bäumen und Sträuchern auf ihre Opfer lauern. Obwohl Zecken keine Augen besitzen, erkennen sie ein unter ihnen vorbeistreichendes Säugetier mit Hilfe eines in der Natur einzigartigen Organes. Dieses sogenannte Hal-ler'sche Organ befindet sich am vordersten Beinpaar und nimmt selbst kleinste Erschütterungen, Temperaturschwankungen und Veränderungen im Chemosismus der Luft (Buttersäure, Schweiß) wahr. Treten diese Reize gleichzeitig auf, handelt es sich mit an Sicherheit grenzender Wahrscheinlichkeit um ein Säugetier. Es wäre schon ein seltsamer Zufall, wenn ein sonnengewärmter Stein, an dem sich ein Säugetier gerieben hat, an einer Zecke vorbeirollt und sie damit narrt.

Kaum hat die Zecke diese Reize vernommen, löst sie ihre Krallen und Haftblasen und läßt sich auf ihr Opfer fallen. In der Haut des so befallenen Tieres (oder Menschen) verankert sich *Ixodes* und beginnt, mit Hilfe des scharf gezackten Bohrrüssels Blut zu saugen. Die vor dieser Mahlzeit nur 4 mm langen, flachen schwarzen Tiere schwellen dabei bis zu 1 cm Durchmesser an und erscheinen nunmehr rotbraun.

Lebenszyklus

Wie alle niederen Tiere kennen Zecken neben dem Nahrungserwerb nur ein Ziel: die Fortpflanzung. Das Männchen befällt nach seiner Entwicklung zum Adulttier einen Wirt nur, um dort auf ein Weibchen zu treffen, d.h. das Männchen lebt nur relativ kurze Zeit und saugt kein Blut mehr.

Das *Ixodes*-Weibchen (erkennbar an der geteilten und weicheren Supraanalplatte sowie den fehlenden Styli) legt nach der Begattung bis zu 3000 Eier im Laub ab. Gleich nach dem Schlupf beginnen die Larven eine mühsame Kletteraktion auf einen nahegelegenen Strauch. Dort wartet die Larve wie zuvor das Elterntier auf Beute, wobei das zukünftige Opfer ein Vogel oder ein Reptil sein muß. An solchen saurospiden Zwischenwirten saugen die Larven jeweils 3–5 Tage Blut und lassen sich danach wieder zu Boden fallen, um einen neuen „Lau-

erplatz“ zu erklettern. Durch Larvenhäutungen entwickelt sich die junge Zecke zu den Stadien Proto- und Deutonymphe. Schließlich erfolgt die Metamorphose zur Tritonymphe, die bereits der Imago ähnelt, aber lediglich über drei Beinpaare verfügt (Abb. 1). Wie das erwachsene Tier klettert die Tritonymphe auf einen Baum und befällt nun erstmals einen Säuger (*Ixodes*-arten sind oft wirtsspezifisch).

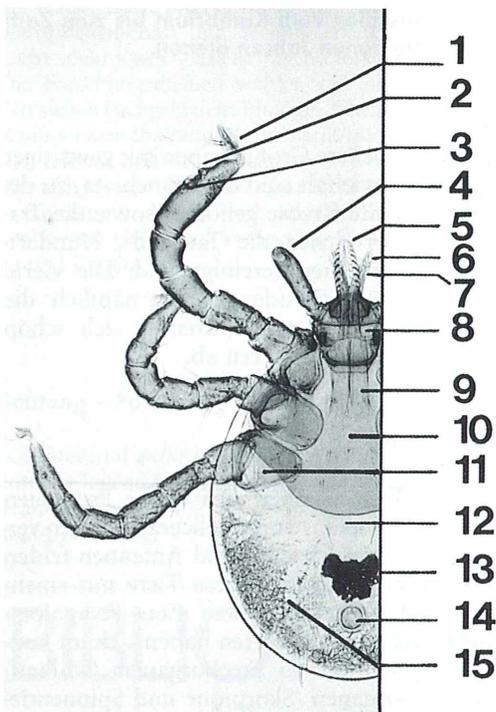


Abb. 1: Lichtmikroskopische Aufnahme einer Nympe von *Ixodes spec.* von ventral, 50:1. 1 Haftblase und Krallen (an allen Beinpaaren), 2 Tastborste (am ersten Beinpaar), 3 Hal-ler'sches Organ (am ersten Beinpaar), 4 Pedipalpus (Taster mit Sinnesborsten), 5 Bohrrüssel (ventral der Cheliceren befindlich): Oberlippe, Hypostom, Pedipalpenlade (median verwachsen, ventral), 6 Chelicere, zum Stilet umgebildet (Stechorgan mit Widerhaken), 7 Chelicerenscheide, 8 Gnathosoma, 9 innere Teile und Retraktoren der Chelicerenscheiden, 10 Proterosoma (Vorderkörper), 11 Coxa (Hüfte), 12 Hysterosoma (Hinterleib), 13 Guanin („innere“ Exkretion), 14 Afterplatte (ventral; gegenüber der dorsalen Supraanalplatte), 15 Mitteldarmdrüse mit Restdotter.

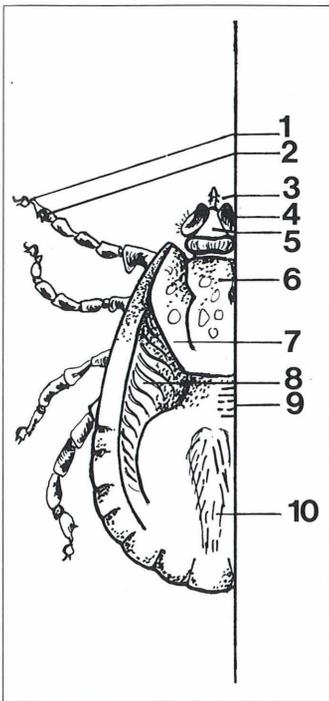


Abb. 2: Schemazeichnung einer adulten Zecke. 1 Haftblase und Krallen, 2 Haller'sches Organ, 3 Saugapparat: Chelicerenscheide, Cheliceren zum Stilet umgebildet (mit Widerhaken), Oberlippe, Hypostom, Pedipalpenladen (median verwachsen, ventral), 4 Pedipalpus (Taster mit Sinnesborsten), 5 Gnathosoma mit abgesetzter Mundregion, Kopfplatte, 6 Prosoma (Vorderkörper), 7 Chitinplatten, 8 Chitinlamellen, 9 Opisthosoma (Hinterkörper mit Gonaden), 10 Supra-analplatte.

Die erste Säugerblutmahlzeit ermöglicht es der Nymphe, sich in eine Imago (Abb. 2) umzuwandeln. Damit „gelingt“ der Natur eine Auswahlprüfung, die dafür sorgt, daß nur die stärksten Individuen Nachkommen produzieren können. Das Darwin'sche „Survival of the fittest“ ist durch diesen Selektionsdruck gegeben. Zur Beschaffung von Zecken streift man in der warmen Jahreszeit einfach mit einem engmaschigen Netz (z.B. einem Schmetterlingsnetz) durch die Vegetation. In zeckenverseuchten Standorten wird man schon nach wenigen Minuten einige Tiere erbeutet haben. Von einer Methode der „Materialbeschaffung“ durch Anlocken der Zecken mit dem eigenen Körper als Köder raten wir dringend ab.

Zecken als Krankheitsüberträger

Zecken sind weit mehr als eine Belästigung und schädigen ihren menschlichen Wirt kaum durch den Blutverlust; vielmehr sind sie gefährliche Überträger (Vektoren) zahlreicher Krankheitserreger, also z.B. Bakterien oder Viren, die Zeckentyphus, Lyme-disease und die gefürchtete Frühjahrsmeningoencephalitis (FME, Hirnhautentzündung) auslösen. Hier sei darauf hin-

gewiesen, daß in Deutschland jedes Jahr Menschen an der durch Zecken übertragenen FME sterben; und das, obwohl besonders gefährdete Berufsgruppen wie Förster oder Waldarbeiter laufend von Medizinern und Biologen über die Risiken informiert werden.

Mikroskopische Präparation

Die Aufarbeitung einer Zecke zum mikroskopischen Gesamtpräparat ist mit zwei unterschiedlichen Techniken möglich:

1. Interessiert man sich lediglich für den Chitinpanzer, ist die folgende Behandlung angebracht:

Das gefangene Tier wird in 70%igen Ethylalkohol verbracht, wo es nach etwa 40 Minuten abgetötet ist. Danach wird die Probe in 10%iger Kalilauge 5 bis 10 Minuten gekocht (Achtung, Siedeverzug!) oder in dieser Lösung für mindestens einige Stunden in einem Wärmeschrank (Paraffinofen) aufbewahrt und damit mazeriert. Schließlich wird gründlich gewässert und über eine aufsteigende Ethylalkoholreihe entwässert. Xylol oder das weniger schädliche Rotihistol wird zuletzt dazu benutzt, die Objekte für das Einbetten in Malinol zu infiltrieren.

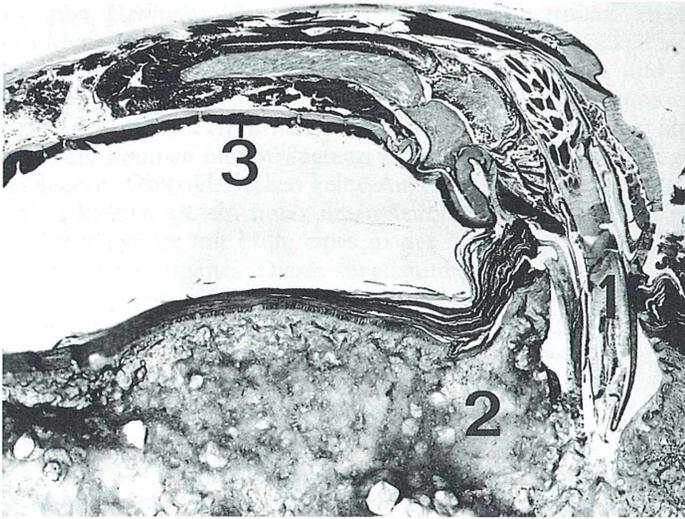


Abb. 3: Längsschnitt durch eine Zecke, die tief in der Haut eines Warans verankert ist, 40:1. 1 Cheliceren und Rüssel, 2 aufgequollenes Wirtsgewebe, 3 mehrschichtige Cuticula. (Präparat des Institutes für Zoologie der Universität Hohenheim. Schnitt: Dr. H. Streble).

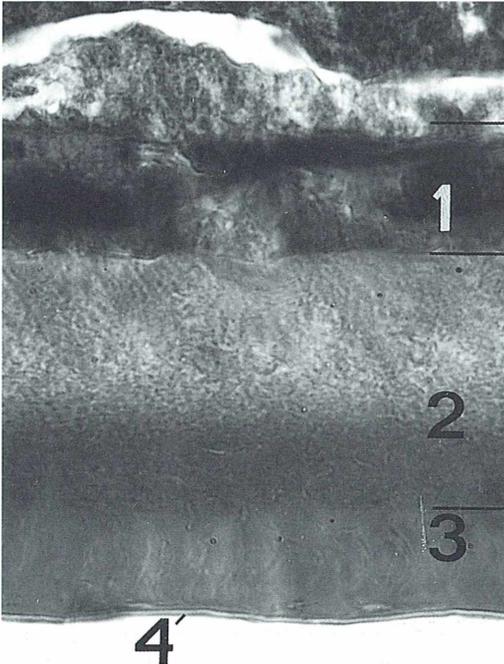


Abb. 4: Lichtmikroskopische Darstellung eines Schnittes durch die Epidermis und die drei Schichten der Cuticula bei *Ixodes ricinus*, 1000:1 (Präparat des Institutes für Zoologie der Universität Hohenheim). 1 Einschichtige Epidermis, 2 Endocuticula, 3 Exocuticula, 4 Epicuticula.

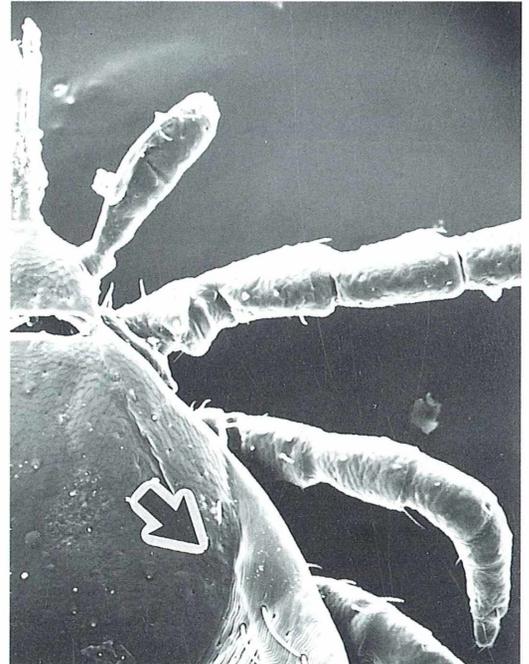


Abb. 5: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme der Prosoma-Region einer adulten Zecke, 80:1. Der Pfeil weist auf ein Gebiet hin, das in Abb. 6 in höherer Vergrößerung gezeigt wird.

2. Möchte man Totalpräparate herstellen, die noch Organstrukturen zeigen (vor allem Sehnen und dergleichen), empfiehlt es sich, die Tiere nach dem wie oben durchgeführten Abtöten in handelsübliche Mittel, wie z. B. PVL (Polyvinylactophenol) oder Hydromatrix, einzubringen, die gleichzeitig als Einbettmedium dienen. Ein brauchbares Medium kann man sich auch aus 22 Teilen Milchsäure und 56 Teilen PVA (Polyvinylalkohol; 60000–100000 Dalton) mischen (Baker, Wharton, 1952).

Morphologie der Zecke

Abbildung 3 zeigt einen konventionell hergestellten Längsschnitt durch eine Zecke, die tief in der Haut eines Kaltblüters (Waran) verankert ist. Die zum Bohren in ihren Scheiden aus-

und eingleitenden Cheliceren mit ihren scharfen Zacken haben sich tief in die Haut des Wirtes eingearbeitet. Widerhaken an den Cheliceren machen es unmöglich, eine festgesaugte Zecke herauszureißen, ohne daß deren Mundwerkzeuge oder gar der ganze „Kopf“ (Gnathosoma) in der Haut zurückbleiben und möglicherweise gefährliche Entzündungen hervorrufen.

Ein weiterer Grund für die feste Verankerung der Zecke, der es Mensch und Tier unmöglich macht, sich mechanisch von diesem Parasiten zu befreien, ist das durch den Speichel der Zecke aufgequollene Wirtsbindegewebe.

Bei unserer Arbeit mit Zecken fiel uns vor allem deren extreme Robustheit auf. Ihre Fähigkeit zum relativ langen Überleben selbst in hochprozentigem Alkohol und die Unmöglichkeit, eine Zecke mit der Hand zu zerquetschen

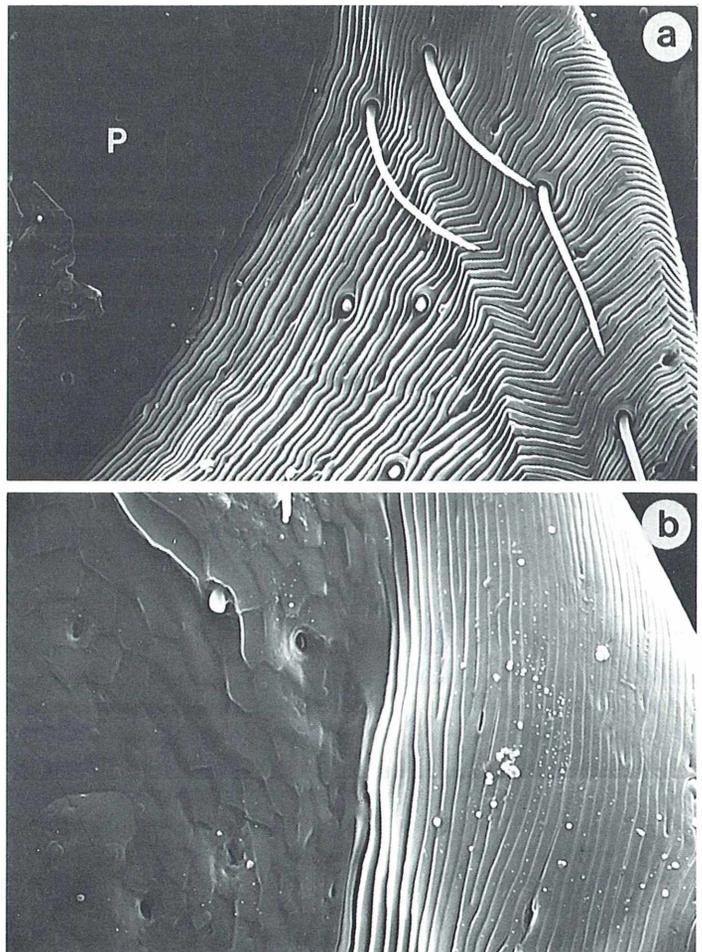


Abb. 6a: Chitinlamellen und Chitinborsten auf der Dorsal-seite einer adulten Zecke, REM, 320:1. (zur Orientierung: P Prosoma).

Abb. 6b: Lamellen- und Plattenstruktur auf der Dorsalseite einer adulten Zecke, REM 640:1.

ließ uns nach Möglichkeiten suchen, den fantastischen Schutzpanzer der Zecken zu erforschen. Unter dem Rasterelektronenmikroskop konnten wir das Rätsel dieser „Unverwundbarkeit“ zumindest teilweise lösen:

Nur wenige Arthropoden besitzen einen so deutlich strukturierten und so stark sklerotisierten Chitinpanzer wie die Zecke: Die allgemeine Schichtung (von innen nach außen) Endo-, Exo- und Epicuticula bleibt erhalten (Richards, 1951), wobei die äußerste Schicht kein Chitin enthält und die beiden inneren Schichten extrem verdickt sind (Abb. 4).

Zusätzlich finden sich funktionsmorphologisch eindeutig zuordbare Oberflächenstrukturen, die besonders am dorsalen Prosoma auffallen. Schon bei 80facher Vergrößerung erkennt man im REM (Rasterelektronenmikroskop) den einheitlichen Aufbau dieses Rückenpanzers (Abb. 5). Bei stärkerer Vergrößerung fallen neben gegen den dunklen Körper abgehobene Chitinborsten (sie helfen der Zecke, nicht vom Wirt abgeschüttelt zu werden) tiefe Rillensysteme auf (Abb. 6a). Hier hat die Natur ein Bauprinzip vorweggenommen, das den Menschen befähigt, auch vergleichsweise wenig robuste Baustoffe zu stabilen Platten zu verarbeiten, wie wir es von Pappkartons kennen. An anderen Stellen des Rückenpanzers werden bei noch stärkerer Vergrößerung zusätzlich zu den La-

mellen auch Plattenstrukturen deutlich (Abb. 6b).

Das in Rillen oder Lamellen angeordnete Chitinmaterial sorgt für die extreme Stabilität bei einer trotzdem hohen Elastizität. Die in Abbildung 6b erkennbaren Platten liegen wie Dachziegelreihen übereinander und erinnern entfernt an den Schuppenpanzer der Reptilien. Bei der Zecke sind allerdings die einzelnen „Schuppen“ völlig starr und damit nicht gegeneinander beweglich.

Ernsthafte Mikroskopie-Liebhaber werden auch ohne die Zuhilfenahme eines REMs die bizarre Morphologie dieses für den Menschen gefährlichen Parasiten erkennen und schätzen lernen.

Literaturhinweise

Baker, E. W., Wharton, G. W.: An introduction to acarology. The Macmillan Company, New York 1952.

Kaestner, A. (Hrsg.): Lehrbuch der speziellen Zoologie. Band I, 1. Teil; 3. Auflage, Stuttgart 1969.

Renner, M.: Küenthals Leitfaden für das Zoologische Praktikum. 19. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1984.

Richards, A. G.: The integument of arthropods. University of Minnesota Press, Minneapolis 1951.

Verfasser: Thomas Kappel und Ralf H. Anken, Universität Hohenheim, Institut für Zoologie 220, Gartenstr. 30, 70599 Stuttgart



**GUSTAV
FISCHER**

FACHBIBLIOTHEK

Von Dr. H. J. Pfänder,
Kiel

Farbatlas der Drogenanalyse unter Verwendung des Stereomikroskops

1991. VIII, 180 S.,
152 Abb, davon 150
vierfarbig, kt. DM 54,-

Zur sicheren und schnellen Identifizierung wichtiger Arznei- und Gewürzdrogen mit Hilfe einfacher mikroskopischer und mikrochemischer Verfahren. In insgesamt 150 farbigen Makrofotografien werden die für die Diagnostik wesentlichen morphologischen und anatomischen Merkmale der einzelnen Drogen und ihrer häufigen Verfälschungen dargestellt. Übersichtsaufnahmen im Maßstab 1 : 1 bieten eine schnelle Orientierung innerhalb der einzelnen Drogengruppen.

ISBN 3-437-30341-4

Buchbesprechungen

Düll, R., Kutzelnigg, H.: Botanisch-ökologisches Exkursionsaschenbuch. Das Wichtigste zur Biologie bekannter heimischer Pflanzen. 4. überarbeitete und erweiterte Auflage, Verlag Quelle & Meyer, Heidelberg/Wiesbaden, 1992, 546 Seiten, 95 Abbildungen, gebunden, DM 44,00 ISBN 3-494-01192-3.

Ein in verhältnismäßig kurzer Zeit in vierter Auflage vorliegendes Werk zur Biologie und Ökologie wichtiger heimischer Farn- und Blütenpflanzen ist gewiß ein beachtlicher Erfolg. Diesen verdankt das Werk zweifellos seinem höchst originellen inhaltlichen Zuschnitt. Es ist nämlich keine Bestimmungsflora im üblichen Sinne und bietet nicht einmal Schlüssel oder andere Leithilfen, um eine bestimmte Art als solche zu erkennen, dafür jedoch eine fast unglaubliche Fülle interessanter Einzelfakten aus der Biologie und Ökologie der behandelten Pflanzen. Rund 450 Arten werden in alphabetischer Reihenfolge ihres wissenschaftlichen Gattungsnamens im Hinblick auf biologische oder ökologische Besonderheiten ausführlich besprochen. Hinweise auf zahlreiche weitere Arten sind in den Erläuterungstexten enthalten, die jeweils Wissenswertes zur Morphologie und Physiologie aber auch zu besonderen Inhaltsstoffen, Standortwahl, Blüten- und Verbreitungsbiologie, Kulturgeschichte, Namengebung, Kennartenstatus, Gefährdungsgrad, Eignung als Wildgemüse oder für Wildpflanzengärten und vieles mehr berichten. Für Pflanzenfreunde, die bereits über eine gewisse Artenkenntnis verfügen und deutlich mehr als nur den Namen einer

Pflanze erfahren möchten, erweist sich das Werk als eine nahezu unerschöpfliche Fundgrube. Anfänger regt es dagegen an, sich intensiver mit den Eigenheiten häufiger Kultur- und Wildpflanzen zu beschäftigen. Aber gerade auch Mikroskopiker, die sich ihr Untersuchungsmaterial aus Natur oder Garten zusammenstellen, hält das Werk eine Menge nützlicher und sonst nicht leicht beschaffbarer Informationen bereit. Für die feldbiologische Arbeit im Freiland oder die rasche Information zu Hause erweist es sich somit als kenntnisreiche und kompetente Zusammenstellung. Gegenüber der dritten Auflage ist das äußere Erscheinungsbild des Werkes erheblich verbessert worden. Vor allem hat jetzt seine Typographie annehmbare und erfreulich klare Züge angenommen. Ein Problem bleibt aber nach wie vor die graphische Qualität der über 90 Strichzeichnungen, die jede Professionalität vermissen lassen und angesichts der inhaltlichen Vorzüge des Buches deutlich aufwertungsfähig erscheinen. Sie könnten auch von der Aussage her angereichert werden und damit den Gebrauchs- und Informationswert des empfehlenswerten Werkes noch beträchtlich verbessern.

Bruno P. Kremer, Köln

Lexikon der Biochemie und Molekularbiologie, Bd. 1–3.
Herder, Freiburg, 1992,
1456 Seiten, DM 744,00
ISBN 3-451-22064-4.

Nachdem die Bände 1 und 2 dieses umfassenden Lexikons bereits im Jahr 1991 erschienen, liegt seit Ende 1992 nun auch der ab-

schließende dritte Band vor. Somit wurde eine klaffende Lücke auf dem Lexikon-Sektor geschlossen. Unter der Federführung von drei Herausgebern haben 50 Fachwissenschaftler als Autoren an der Realisierung dieses Werkes mitgewirkt. In drei Bänden werden rund 12.000 Stichwörter abgehandelt. Circa 1.800 einfarbige Abbildungen, Strukturformeln und Tabellen sowie 50 vielfach farbig gestaltete Bildtafeln illustrieren die Sachinhalte. Ein im dritten Band untergebrachtes Sonderregister gewährleistet ein schnelles Auffinden von Begriffen, die nicht unmittelbar als Stichwort genannt werden, aber unter einem anderen Terminus mitbehandelt werden.

LEXIKON der Biochemie und Molekular biologie



3

HERDER

Von ganz besonderem Interesse erscheint mir die Ankündigung, daß – beginnend mit diesem Jahr – jeweils im Herbst ein rund 200 Seiten starker Ergänzungsband geliefert wird. Bei einem sich so rasant entwickelnden Wissenschaftsgebiet, wie es die Biochemie/Molekularbiologie ist, kann

das Angebot einer jährlich erfolgenden Aktualisierung nur ausgesprochen willkommen sein. Die Zukunft wird zeigen, über wieviele Jahre ein Updating erscheinen wird.

Nun ist es wohl kaum angesagt, im Rahmen einer Buchbesprechung ein Lexikon im Detail zu analysieren. Zu schnell würde man bei einer derartigen Fülle von Informationen auf sachliche Unstimmigkeiten stoßen, wie beispielsweise im Band 1, Seite 312, auf die absolut falsche Positionierung der Cytopyge von *Paramecium*. Die dem Spezialisten ins Auge springenden Detailfehler sind im Gesamtkonzept einer derartig umfassenden Publikation eher als marginal und vernachlässigbar anzusehen, obgleich ...

Es gibt wohl kaum einen Zweifel, daß mit diesem Lexikon Maßstäbe gesetzt wurden und den Autoren wie dem Verlag zu diesem Werk gratuliert werden muß. Dennoch möchte ich ein Wort nicht gerade der Kritik, so doch des Unbehagens äußern. Ich halte die Grafikgestaltung – insbesondere aus dem 3D-Bereich – teilweise für sehr altbacken und nicht mehr zeitgemäß. Hier hätte ich mir etwas mehr Innovation und Kreativität gewünscht, zumal die Grafik-Branche unserer Tage durchaus Alternativen anzubieten weiß. Mit etwas Wohlwollen (?) könnte man der vorliegenden Grafik allerdings auch einen für den Verlag positiven Aspekt abzugewinnen, nämlich den des Wiedererkennens bei Werken mit vergleichbarem Standard (z.B. Herders Lexikon der Biologie). Wie bereits anlässlich der Publikation der beiden ersten Bände an verschiedenen Stellen von anderen Rezensenten geschehen, möchte auch ich meiner Überzeugung Ausdruck geben, daß dieses Lexikon eine weitgefächerte Leserschaft und ausgiebige Nutzung

finden wird. Hoffentlich läßt der relativ hohe Preis nicht zu viele „Privatiers“ davor zurückschrecken, dieses Werk für den eigenen Bücherschrank anzuschaffen.

Klaus Hausmann, Berlin

Schlegel, H. G. (unter Mitarbeit von C. Zaborosch): Allgemeine Mikrobiologie. 7. erweiterte Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 1992, 656 Seiten, 263 Abbildungen, 41 Tabellen, flexibles Taschenbuch, DM 48,00
ISBN 3-13-444607-3.

Das Lichtmikroskop läßt die Spuren des Lebens bis an die Grenzen des Darstellbaren verfolgen. Jeder Mikroskopiker begegnet bei seiner Arbeit einer Fülle von Mikroorganismen und entdeckt dabei die kleinsten Lebewesen überhaupt. Sie repräsentieren nicht nur höchst unterschiedliche Gestalttypen, sondern auch eine Vielzahl sehr erstaunlicher Anpassungsleistungen an wirklich alle besiedelbaren Lebensräume der Erde. Fast alle wichtigen Sonderanpassungen oder Stoffwechselrouten, die auch bei Pflanzen und Tieren eine immer wieder erstaunliche ökologische Einnischung ermöglichen, sind eigentlich von den Mikroorganismen „erfunden“ und bis zur Perfektion optimiert worden. Das vorliegende Buch bietet eine vorzügliche Einführung in die gesamte Biologie der sehr kleinen Lebewesen. Es thematisiert die Bakterien (unter Einschluß der Blaualgen = Cyanobakterien) ebenso wie die große Anzahl der Pilze, die man größtenteils ebenfalls den Mikroorganismen zu-

rechnen kann, wirft aber auch einen orientierenden Blick auf die Viren, die nach allgemeinem Verständnis keine Lebewesen darstellen. Nach der Umschau in der Cytologie und Morphologie wendet sich die Darstellung den Wachstumsprozessen und den besonderen Stoffwechselwegen zu, die für die besonderen ökologischen Erfolge der betreffenden Organismengruppen ausschlaggebend sind. Gerade hierhin zeigt sich eine sehr bemerkenswerte Vielfalt mit z. T. einzigartigen Reaktionsabläufen (z. B. Stickstoffbindung). Schließlich erfolgt mit einer angemessen ausführlichen Behandlung der Genetik auch der Brückenschlag zur modernen Gentechnologie.

Die Texte sind durchweg klar gegliedert und sehr verständlich geschrieben. Sie werden von zahlreichen (z. T. zweifarbigen) Graphiken und vielen Schwarzweißfotos flankiert. Ein umfangreiches Stichwortregister erleichtert den Zugang auf die Einzelfakten. Der Schwerpunkt der Darstellung liegt deutlich auf physiologischen bzw. biochemischen und molekularbiologischen Zusammenhängen, welche die vielleicht wichtigste Basis zum Verständnis der besonderen Rolle von Mikroben in den natürlichen Stoffkreisläufen liefern. Leider wurden die so faszinierenden Archaeobakterien auf weniger als fünf Seiten abgehandelt. Etwas problematisch ist auch die kaum begründbare Vermengung prokaryotischer und eukaryotischer Formen zu einem einzigen (so nicht definierbaren) Organismenreich Mikroorganismen. Dennoch ist das bisher so erfolgreiche Werk auch in seiner siebten Auflage als überzeugender Einführungstext in die gesamte Mikrobiologie oder als faktenreiche Informationsquelle zum Nachschlagen sehr zu empfehlen.

Patrick Haller, Köln

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover

Eine Woche Mikroskopieren auf dem Wohldenberg

Auf Initiative von Karl Brüggemann von der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Hannover kamen 15 Mikroskopierfreunde zu einer Arbeitswoche nach Niedersachsen. Hier hatte Herr Brüggemann im Hause Wohldenberg, einer Jugendbildungsstätte der Diözese Hildesheim, eine geeignete Unterkunft mit Verpflegung sowie einen Arbeitsraum gefunden.

Die Zeit vom 26. bis 30. April war, wie nachfolgend kurz geschildert, ganz mit präparativen Arbeiten ausgefüllt bzw. die notwendigen Pausen mit Erfahrungsaustausch und Fachsimpelei. Erstaunlich war die reichhaltige, komplette Ausrüstung der Teilnehmer an Mikroskopen und Zubehör; auch fiel auf, wieviele von den Besitzern selbst gefertigte Zusatzgeräte dabei waren.

26.4.: Nach Ankunft, Auspacken und Mittagessen, erstes Kennenlernen der Teilnehmer, wobei viele sich schon von Kursen in Inzirkofen, Treffen in Hagen usw. kannten. Botanische Präparate von Waldrebe und Aronstab wurden in den bewährten Farben Astrablau und Safranin gefärbt und anschließend eingebettet. Der Abend verging wie im Fluge mit interessanten Gesprächen.

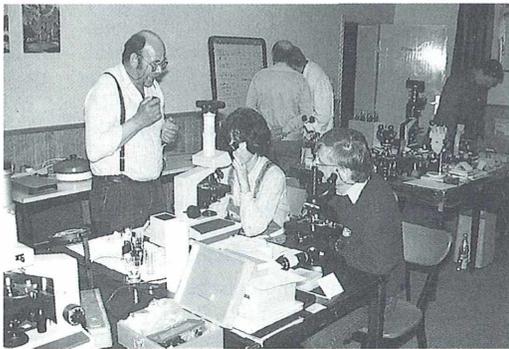


Abb. 1: Tiefe Einblicke mit Hilfe anspruchsvoller Technik.

27.4.: Zur Freude aller gab es – übrigens jeden Tag – ein Frühstücksbuffet, das keine Wünsche offenließ. Auch die sonstige Verpflegung war ausgezeichnet und von „Vollwert“ geprägt. Die für uns vorgesehenen Tische waren für die „Gruppe Brinkmann“ reserviert, das Fernsehen hat hier wohl einen phonetischen Streich gespielt. Außerdem waren da noch ca. hundert 6–12-jährige Schüler mit ihren Lehrern, die für Leben sorgten.



Abb. 2: Gesprächsrunden sind oft ebenso ergiebig wie die Arbeit am Objekt.

Dann fuhren alle Teilnehmer zu einer Werksbesichtigung bei der Firma Zeiss nach Göttingen. Hier werden die Lichtmikroskope gefertigt, und es war für alle ein besonderes Erlebnis, die verschiedenen Fertigungsgänge zu sehen (Mechanik, Optik, Zusammenbau und Prüfung). Zwei kompetente Mitarbeiter, die viele Fragen geduldig beantworteten, führten uns. Das setzte sich auch beim Mittagessen in der Werkskantine fort, in dessen Verlauf etliche Fragen besprochen und geklärt werden konnten. Nach der Rückkehr und auch am 28.4. wurden weitere botanische Präparate gefertigt.

Nun war die Histologie an der Reihe – in der gebräuchlichen Gomori-Färbung (blau und grün) mit diversen Schnitten durch Organe von Kleinsäugetern; für einige Teilnehmer wohl die erste Erfahrung mit diesen Arbeitsweisen. Abends gab es Maibock und Diavorführungen von Teilnehmern, besonders hervorzuheben die Gesteinsschliffe von Herrn Latz.

Am 29.4. wurde von Herrn Thormann einfache Schleiftechnik mit Hilfe von Naßschleifpapier erklärt und anschließend ein Knochendünnschliff gefertigt. Jetzt blieb nur noch wenig Zeit, die Einbettung in Paraffin und die Mikrotom-Schneidetechnik zu erklären und am mitgebrachten Schlittenmikrotom zu zeigen. Herr Brüggemann hatte alle von den Teilnehmern zu bearbeitenden Präparate auf Objekte aufgezogen und dann vor Ort en bloc in Rotihistol entparaffiniert.

Zwischendurch war kurz Gelegenheit, aus dem haus-eigenen Tümpel Plankton zu untersuchen. Das „Tümpeln“ wurde von den Teilnehmern etwas vermisst, wofür durchaus ein ganzer Tag zur Verfügung stehen könnte.

Zum Abschluß waren Grillen und Maibock angesagt, und nach dem Frühstück am 30.4. bedankten sich die Teilnehmer bei Herrn Brüggemann für dessen Engagement und Mühe. Gleichzeitig wurde der Wunsch geäußert, dieser Arbeitswoche weitere folgen zu lassen.

Friedrich Thormann, Sulzbach

Berliner Mikroskopische Gesellschaft**Veranstaltungsplan September bis Dezember 1993**

- 09.09.: Rudolf Drews: Marines Mikroplankton
 23.09.: Dr. Heinz Streble, Stuttgart: Wolfsspinne
 07.10.: Arbeitstagung
 21.10.: Prof. Dr. Eberhard Schein, Institut für Parasitologie: Zecken als Überträger von Krankheiten
 04.11.: Frau Dr. Heidemarie Neitzel, Institut für Humangenetik: Chromosomenanalyse
 18.11.: Arbeitstagung
 02.12.: Martina und Günther Zahrt: Herstellung und Fotografie von Kristallisations-Schmelzpräparaten
 16.12.: Weihnachtsfeier
 Ferien bis 12.1.1994

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

Mikrobiologische Vereinigung Hamburg**Programm September bis Dezember 1993**

17. 9.: 18.00 Uhr Exkursion zur TU-Hamburg
 Mikro Harburg, Denickestr. 15, Gebäude II B, Raum 1505, Herr Dr. Ralf Pörtner, „Biotechnik vor Ort“
- 5.10.:
 Plankton- 18.30 Uhr Freier Arbeitsabend
 gruppe
- 29.10.: 18.00 Uhr Praktikum
 Mikro 20.00 Uhr Frau Dr. Christine Reinke-Kunze, Hamburg, Wissenschaftsjournalistin, „Pinguine“
- 9.11.:
 Plankton- 18.30 Uhr Freier Arbeitsabend
 gruppe
- 19.11.: 18.00 Uhr Praktikum
 Mikro 20.00 Uhr Herr Prof. Dr. Rudolf Müller, TU-Hamburg Harburg, Arbeitsbereich Biotechnologie II, „Biogener Abbau von chlorierten Kohlenwasserstoffen“
- 7.12.:
 Plankton- 18.30 Uhr Freier Arbeitsabend
 gruppe
- 17.12.: 18.00 Uhr Praktikum
 Mikro 20.00 Uhr Herr Prof. Dr. G. Antranikian, TU-Hamburg Harburg, „Mikrobielles Leben unter extremen Bedingungen“

Treffpunkt: Gymnasium Meiendorf, Schierbenberg 60. Weitere Informationen bei Christina Kaeser, Rupertstr. 7a, 22069 Hamburg, Tel.: 040/82 61 18.

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover**Mikroskopiertreffen 1994**

Nach dem Erfolg des Mikroskopiertreffens im April 1993 im Haus Wohldenbergr wünschen die meisten Teilnehmer eine Wiederholung der Veranstaltung für 1994 im Zeitraum vom 25.-29.04.1994.

Es sind u. a. folgende Themen geplant:

- Histologie (Mikrotomtechnik, Färben von Paraffinschnitten)
- Planktonuntersuchung
- Besuch der Bundesanstalt für Geowissenschaften
- Besuch des Pathologischen Instituts der Tierärztlichen Hochschule
- spezielle Fachbeiträge (Mineralogie, allg. Biologie)
- Mikrophotographie

Der Preis für Vollpension in Einzelzimmern wird ca. DM 350,- betragen. Unverbindliche Anmeldungen können schon jetzt an folgende Anschrift gerichtet werden: Karl Brüggemann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: (05 11) 81 33 33 oder (05 11) 3 08-15 10, Fax: (05 11) 3 68 14 98.

Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken**Einladung zum 18. Treffen am 23. Oktober 1993****Tagesordnung**

1. Einführung in die pathologische Begutachtung von histologischen Schnitten (Dr. Perez)
2. Biotop Moos – mit praktischen Übungen und Filmausschnitten (Grees u. Dorsch)
3. Testdiatomeen und Auflösungsvermögen (Orilishausen)
4. Radiolarienforschung (Stanek)
5. Herstellung von Schnitten mit einfachen Mitteln (Wacker)
6. Auflichtinterferenzkontrast (Dr. Wolf)

Die Veranstaltung beginnt pünktlich um 10 Uhr im BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn. Treffpunkt am hinteren Parkplatz.

Eventuelle Anfragen bei K. H. Orlishausen (Sonderschuldirektor) Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel.: 095 71/34 77)

Mikrobiologische Vereinigung München

Die Mikrobiologische Vereinigung München veranstaltet vom 9. bis 15. Oktober 1993 in Seecan am Chiemsee eine „Planktonwoche“ mit Exkursionen, Mikroskopieren, Mikrofotografie, Demonstrationen und Vorträgen.

Kursgebühr: DM 100,-, Auskunft und Anmeldung: Dr. Frieder Sauer, Eichenweg 8, 85757 Karlsfeld (Tel. 0 81 31/9 30 55).

- 23. 11.: Friedrich Wertl: Präparationsabend (botanisches Material)
- 30. 11.: Mag. Susanne Steinböck: Reisebericht über Slowenien und Istrien (mit Dias)
- 7. 12.: Prof. Erich Steiner: Präparationsabend (mikropaläontologisches Material)
- 14. 12.: Weihnachtsfeier!

Vorschau für 1994:

- 11. 1.: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Vorweisungen, Berichte.
Friedrich Posch: Besprechung von Präparaten der pathologischen Humanhistologie
- 18. 1.: Dr. Franz Luttenberger (Tiergarten Schönbrunn): Vom Riff ins Aquarium (Video-Film)
- 25. 1.: Jahreshauptversammlung!

Mikrographische Gesellschaft Wien



Arbeitsprogramm Oktober bis Dezember 1993

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

- 5. 10.: Prof. Peter Schulz: Präparationsabend (botanisches Material)
- 12. 10.: Dr. Hans Frey (Veterinärmedizinische Universität Wien): Untersuchungen über die Nistplatzwahl von Schleiereulen (mit Dias)
- 19. 10.: Peter Pavlicek: Präparationsabend (Foraminiferen)
- 26. 10.: Nationalfeiertag. Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen.
- 2. 11.: Allerseelen. Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen.
- 9. 11.: Dr. Gabriele Hrauda: Präparationsabend (zoologisches Material)
- 16. 11.: Univ.-Lektor Dr. Ing. Wilhelm Bauer (Museum für Völkerkunde Wien): Raritäten aus Stein – Monumente auf Stein – 2. Teil (mit Film)

Mikroskopische Gesellschaft Zürich



Programm November bis Dezember 1993

- 3. 11.: Vreny Mrosek MGZ: Wir untersuchen Pansensaft II
- 10. 11.: Prof. Dr. A. Pospischil; Magen/Darmtrakt: Struktur und Funktion.
- 17.+24. 11. und
- 01.+08. 12.: Peter Welti MGZ: Mikroskopierkurs für Anfänger und Fortgeschrittene: Präparieren, Einbetten, Schneiden, Färben etc.
- 15. 12.: Schlußabend

Mikro-Markt

Kleinanzeigen im MIKRO-MARKT kosten DM 20,- (bis 20 Worte); jedes weitere Wort DM 1,-, Chiffregebühr DM 5,-. Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an den: GUSTAV FISCHER VERLAG, Anzeigenabteilung, Postfach 7201 43, 70577 Stuttgart.

Mehrere kleine **Wärmeschränke** für Einbettungsarbeiten gegen Abholung, bzw. Versandkosten **zu verschenken**. Tel. 081 46/7283

Suche gebrauchtes wissenschaftliches Mikroskop Tel. 09823/565

Leitz-Mikroskop-Zubehör, speziell zum Orthoplan, Semidünnschnitte, sowie Mikrokosmos-Einzelhefte u. ganze Jahrgänge gesucht. Adelman, Tel. 0214/95377 (abends), 0202/364102 (tagsüber)

Probleme beim Ausbau des Mikroskops? Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie“ enthält die passende Optik und viele Bauteile. In unserer „Präparate-Liste“ finden Sie u.a. auch Test-Präparate zur Überprüfung des Leistungsvermögens Ihres Mikroskops.

R. Göke, Bahnhofstraße 27, 58095 Hagen, Telefon 0 23 31/3 17 54.

Älteres schwarzes **Leitz Mikroskop Typ SMK**, monokular, mit Kreuztisch, Klappkondensator, Mikroskopleuchte, Objektive 10-40-100-fach Okular 6,3+10fach. Zustand wie neu in Aufbewahrungsschrank zu verkaufen. VB 750,- DM. Tel. 0841/25540

Zeiss Mikroskop St 14, bin. gr. Kreuztisch mit Dreh- und Universalführer, Kond. ausw. 4 Objektive, WF Okulare, Trafo DM 2000,- Trinok. Mikroskop, Verg. Wechsler, Kreuztisch, Kond. ausw., 3 Obj., 2P. Okul. Video Anschl. mögl., mit Trafo DM 1500,-. Tel. 0251/375951

OLYMPUS BHT m. gr. Phako-Kond., Ph-Achr. 10x, 20x, 40x, 100x, Abbe-Kond. n. A. 1,25, 6fach-Rev., Trino-Tub. 100/20-80/100, Kreuzt. 270° drehb., Weitfeldok. 10x Seh. 20 m. Strichkreuzmikrom., Okt. '91, Neupr. 10000,-, ungebr. f. DM 8000,-. Tel. 0471/24558

Leitz Mech. Mikromanipulatoren L. u. R. + Dosier Einricht. Übersetz. 1:1/16 bis 1:1/800 neuw. Tel. 0641/65359

Urlaub vom 29.8.-19.9.93, danach lieferbar: russ. **Forschungs-Stereo-Mikroskop**, Bauj. 92, Niedervolt-Punktbeleuchtung, Durch- und Auflichtsockel, 4-linsiges Frontobjektiv, 5fach Schaltwalze 4,8-56fach, ausbaufähig bis 98fach, komplett DM 560,-. Monokular-**Biologisches Mikroskop** (Acromate) mit Zubehör DM 350,-. Binoku-

lar DM 585,-. Trinokular incl. Kamera und Vergrößerungswechsler 1,1/1,6/2,5/Phasenk. DM 950,-. Mit 4 Apochromatischen Optiken DM 200,- Aufpreis. Großes wissenschaftliches Biologisches Forschungs-Mikroskop, Durch- u. Auflicht, Planapochromatische Ausführung und umfangreiches Zubehör, Bauj. 93, DM 4500,-. Wir liefern vom Mikrometerplättchen bis hin zum Operationsmikroskop. Tel./Fax 0209/394745. Kataloganforderung incl. 15 Farbfotos DM 6,- in Briefmarken

Mikroskopische Präparate aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1 µm). Bitte Liste anfordern. **Gelegenheit:** Preise wie vor 30 Jahren! Präparate aus unserem Lager zu DM 2,50 pro Stück, solange der Vorrat reicht. Labor f. mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie Ingrid Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 0841/54398

Wir liefern zu günstigen Preisen:

**Mikroskope und
Mikroskopzubehör
Stereomikroskope
Mikroskopische Optik
Lichtfilter für die Mikroskopie
Glaswaren** (Objektträger,

Deckgläser usw.)

**Präparatekästen
Refraktometer**

Spezielle Präparate

von Diatomeen, Radiolarien
und Foraminiferen

Testpräparate

**R. Göke
Bahnhofstraße 27
58095 Hagen
Tel. 0 23 31/3 17 54**

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

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

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertig gezeichnete Strichzeichnungen (Graphiken, vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) oder handschriftlich auf einem aufgelegten Transparent-Deckblatt anbringen. In letzterem Fall nimmt die Redaktion die Beschriftung der Bildvorlagen nach den Angaben der Autoren vor. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

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

6. Literaturzitate in alphabetischer Reihenfolge nach folgendem Schema anordnen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

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

Buchzitate:

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

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

10. Text- und Bildbeiträge bitte einsenden an Redaktion MIKROKOSMOS
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Zoologisches Institut der Freien Universität
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin
(Manuskripte zu zoologischen Themen);
oder an
Redaktion MIKROKOSMOS
Dr. Bruno P. Kremer
Johann-Henk-Straße 35 a
53343 Wachtberg
(Manuskripte zu botanischen Themen).

Mikrokosmos
Heft 5/93

1 Bote(6)
300229

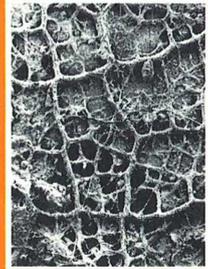
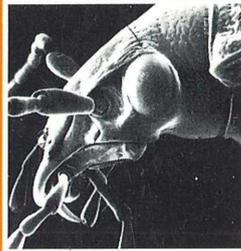
Bibliothek des OÖ.Landesmuseum

Museumstraße 14
4020 Linz

FÜR IHRE FACHBIBLIOTHI

Eisenbeis-Richard Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden

Gustav Fischer Verlag · Stuttgart · New York



» Das Buch ist vom Umfang und der Qualität der Abbildungen einmalig. Es muß jeden begeistern, der sich an der Vielfalt und Schönheit der Lebensformen noch erfreuen kann. «
Deutsche entomol. Zeitschrift



**GUSTAV
FISCHER**

448 Seiten mit über 1100 raster-
elektronen-mikroskopischen Bildern
auf 192 Tafeln, 219 Abbildungen,
geb. DM 158,-

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1993

Band/Volume: [82_5](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 82_5 1](#)