

Oberösterreichisches
Landesmuseum

okosmos

F 20582

II 90372/Pl, 1

MINIROKOSMOS



URBAN & FISCHER

Januar 2002
91. Jahrgang
Heft 1
ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 1** Fortpflanzung und Keimzell-Bildung bei Meeresborstenwürmern – Ein Thema mit Variationen
Hans-Dieter Pfannenstiel
- 9** *Glaucozystis* – Modell für die Evolution der Chloroplasten und Wirt parasitischer Oomyceten – 1. Teil: Alge und Cyanellen
Eberhard Schnepf
- 15** Sonnenschliff und Feuerwerk
Karl E. Deckart
- 17** *Metacystis lagenula* – Ein Leben im Verborgenen
Martin Kreutz
- 25** Die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine – 1. Teil
Jürgen Schrodt
- 36** Oberflächenmorphologie von Arzneistoffpartikeln – Ein optisch evaluierbares Kriterium für die Auflösungsgeschwindigkeit
Steffen M. Diebold
- 41** *Zea mais* – Der Mais
Friedrich Thormann
- 47** Suche und Behebung von Fehlern im Strahlengang – 1. Teil: Ungleichmäßige Ausleuchtung und Fremdkörper
Klaus Henkel
- 55** Mikro-Einsteiger
Blätter, Stärke und Lugol – Was hat das Blatt am Baum zu tun?
Erich Lüthje

Rubriken

- 7, 35, 62**
Neue Medien
- 8, 45, 52**
Kurze Mitteilungen
- 16, 19**
Nachricht
- 62**
Aus der Industrie
- 20**
Mikro-Galerie
- 40, 54**
Buchbesprechungen
- 63**
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 64**
Mikro-Markt
- 64**
Impressum

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV (<http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv.htm>) wird mit dem Erscheinen dieses Heftes der zweite Teil des Artikels *Das Ultramikroskop* wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Mikroaufnahme des Sonnenschliffs auf dem Kopf einer Maschinenschraube. Die farbige Feuerwerksspirale entsteht durch schräge Beleuchtung mit drei verschiedenen monochromatischen Kaltlichtquellen im Winkel von 120 Grad. Siehe Artikel K. E. Deckart, S. 15–16.

Fortpflanzung und Keimzell-Bildung bei Meeresborstenwürmern – Ein Thema mit Variationen

Hans-Dieter Pfannenstiel

Meeresborstenwürmer (Polychaeta) stellen für Biologen, die sich für Fortpflanzungsprozesse bei Tieren interessieren, äußerst lohnende Untersuchungsobjekte dar. Sowohl die Fortpflanzungsformen als auch die Bildung der Fortpflanzungszellen (Gameten) zeigen häufig Besonderheiten, die man bei anderen Tieren kaum findet.

In diesem Bericht werden zunächst die extrem unterschiedlichen Fortpflanzungsformen anhand zweier Beispiele kurz dargestellt. Danach folgt die Besprechung der Ei- und Samenbildung (Oogenese, Spermatogenese), die bei verschiedenen Vertretern dieser Tiergruppe überraschend unterschiedlich ablaufen können.

Fortpflanzungsformen

Das unterschiedliche Fortpflanzungsgeschehen soll bei *Platynereis dumerilii* (Nereidae) und *Ophryotrocha puerilis* (Dorvilleidae) näher beschrieben werden. Andere Beispiele werden nur kurz erwähnt.

Platynereis dumerilii

Die Fortpflanzungsform von *Platynereis* wird als Monotelie bezeichnet. Das bedeutet, dass die Tiere nur einmal im Leben Geschlechtszellen bilden, diese in kürzester Zeit vollständig abgeben und danach sterben (Abb. 1). Vor der Geschlechtsreife wandeln sich die hinteren beiden Drittel des Körpers der am Boden (benthisch) in selbstgesponnenen Röhren lebenden Tiere so um, dass sie zum Schwimmen befähigt werden. An den sich verbreiternden Füßchen (Parapodien) entwickeln sich sogenannte Messerborsten, die als Ruder dienen. Die vier Augen vergrößern sich enorm, was als Anpassung ans Schwimmen im freien Wasser zu verstehen ist (Abb. 2). Bei den Männchen entwickeln sich besondere Parapodienanhänge, die als Sinnesorgane fungieren (Abb. 3, 4). Sie sind wichtig zur Erkennung geschlechtsspezifischer Botenstoffe (Pheromone) und damit zur

Synchronisation der Gametenabgabe beider Geschlechter. Bei Erreichen der Geschlechtsreife, was durch die Mondphase gesteuert wird, verlassen die Würmer nämlich ihre Wohnröhren, steigen zur Wasseroberfläche auf und geben im Verlauf eines sogenannten Hochzeitsanzuges in wenigen Minuten sämtliche Gameten ab. Danach sterben die abgelaichten Tiere. Aus den befruchteten Eiern gehen zunächst die für Ringelwürmer typischen Trochophora-Larven hervor. Daraus entwickeln sich die Jungwürmer (Abb. 5), die ab einer bestimmten Zahl von Segmenten zum Bodenleben übergehen und sich eine Wohnröhre spinnen. Die Tiere wachsen langsam heran und werden mit 6 bis 18 Monaten geschlechtsreif.

Bei der Gruppe der Syllidae gibt es Vertreter, bei denen sich zur Fortpflanzung der Wurm

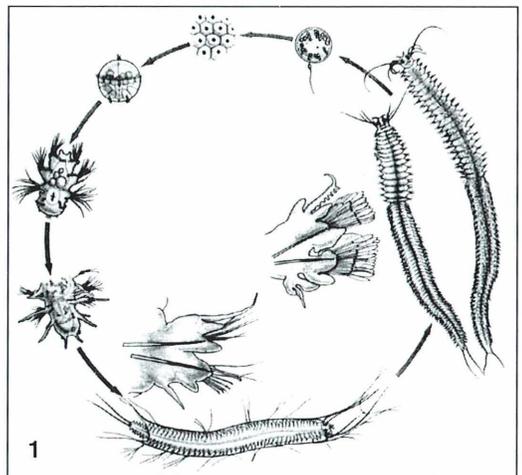
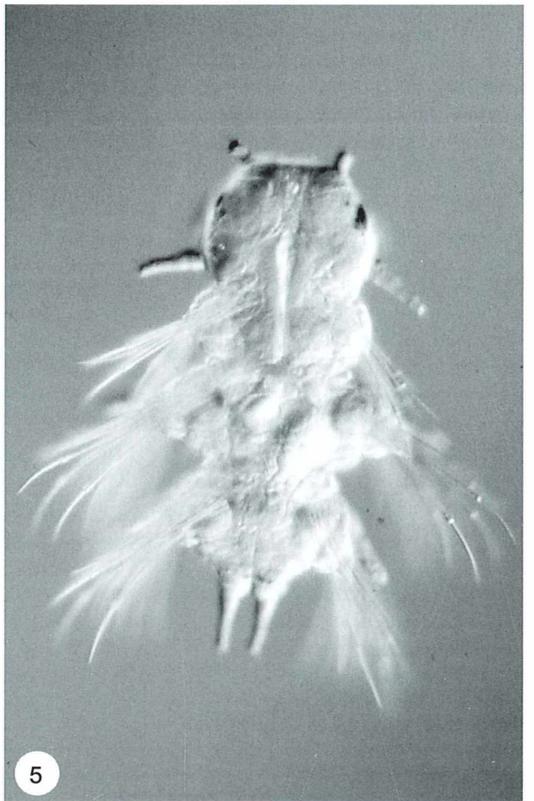
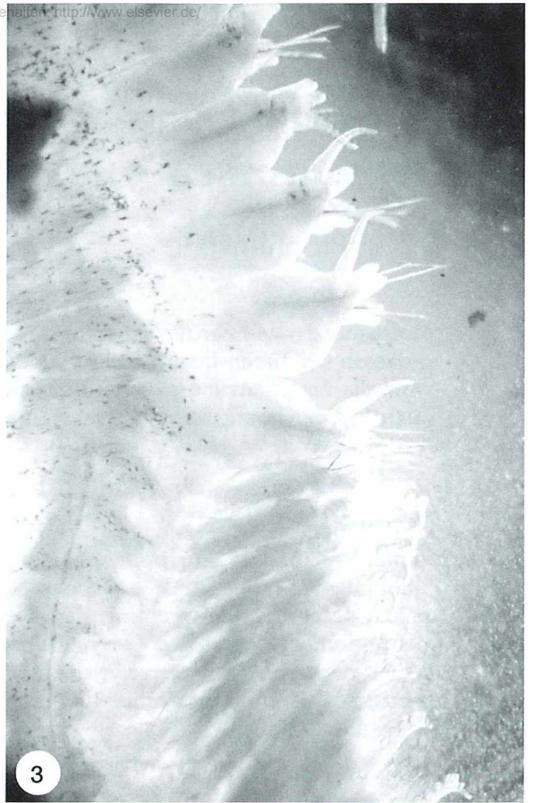
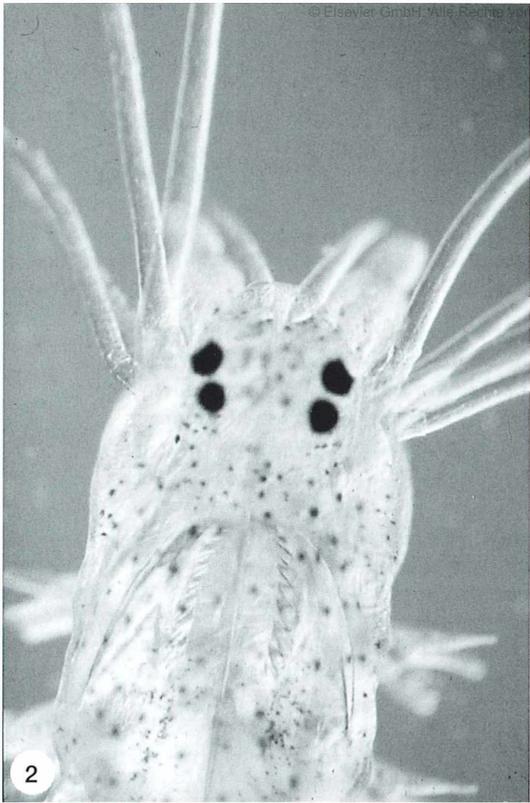


Abb. 1: *Platynereis dumerilii*; Lebens- und Fortpflanzungszyklus.



II 90372

O.O. LANDESMUSEUM
BIBLIOTHEK

K. No. Nr. 5202:173

durch Ausbildung neuer Köpfe in bestimmten Abständen in mehrere Individuen unterteilt. Es entsteht so gewissermaßen eine Tierkette (Abb. 6). Die neu gebildeten Würmer füllen sich mit Eiern oder Spermien, lösen sich bei Erreichen der Geschlechtsreife vom ursprünglichen Tier ab, schwimmen zur Wasseroberfläche und geben ihre Gameten koordiniert ab. Danach sterben sie. Der am Boden verbliebene Teil der Tierkette (Amme) kann nach entsprechendem Wachstum erneut eine solche Kette von Fortpflanzungstieren (Stolone) ausbilden.

Allgemein bekannt sind die sogenannten Palolo-Würmer (Eunicidae), bei denen sich ein

hinterer Abschnitt des Wurms (Palolo) mit Gameten gefüllt vom Vorderkörper ablöst und selbstständig schwärmt und ablaicht. Auch hier stirbt das abgelaihte Wurmfragment, und der Vorderkörper regeneriert ein neues Hinterende, das im nächsten Jahr wieder geschlechtsreif wird. Das Schwärmen der Palolos wird ebenfalls von der Mondphase gesteuert und findet in den einzelnen Populationen in der Südsee nur in einer oder ganz wenigen Nächten im Jahr statt (Abb. 7).

Ophryotrocha puerilis

Die Fortpflanzung von *Ophryotrocha* erstreckt sich über das ganze Jahr. Eier und Spermien werden jeweils innerhalb von etwa 14 Tagen ablagebereit. Männchen und Weibchen geben ihre Gameten koordiniert ab. Die Eier werden sofort nach Abgabe befruchtet. Ein Gelege umfasst bis zu 150 Eier. Die Eltern pflegen diese Gelege, indem sie sie gegen Artgenossen verteidigen und sie von Aufwuchs jeder Art freihalten. Wenn die Jungen nach circa achttägiger di-

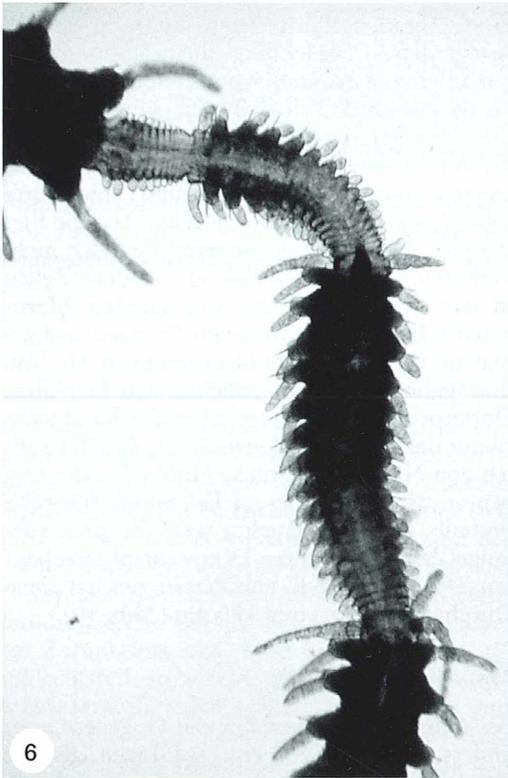


Abb. 6: *Autolytus spec.*; Amme mit Stolonen. Vergr.: 30×.

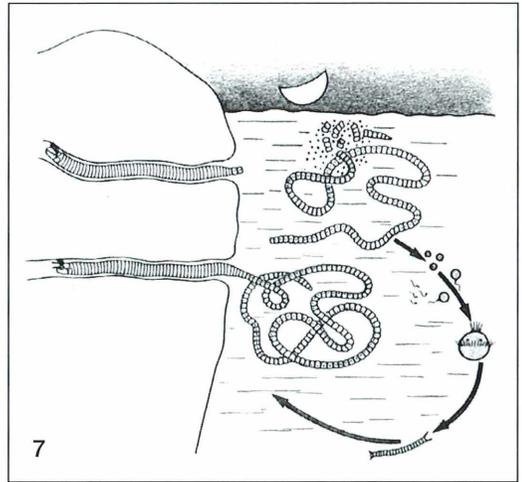


Abb. 7: *Eunice viridis* (Palolowurm); Lebens- und Fortpflanzungszyklus.

◀
 Abb. 2: *Platynereis dumerilii*; Vorderende eines noch nicht geschlechtsreifen Tieres. Vergr.: 75×. – Abb. 3: *Platynereis dumerilii*; geschlechtsreifes Männchen bei der Spermienabgabe. Grenze zwischen dem 1. und 2. Körperdrittel. Vergr.: 20×. – Abb. 4: Parapodium mit Messerborsten und Dorsalcirrus mit verdickten Sensillen. Vergr.: 300×. – Abb. 5: *Platynereis dumerilii*; Jungwurm mit drei Segmenten. Vergr.: 275×.

rekter Entwicklung (ohne Trochophora-Larve) geschlüpft sind, können die Eltern erneut Gelege produzieren. Als Besonderheit kommt noch hinzu, dass die Eltern ihr Geschlecht ändern können: Ein und dasselbe Tier kann nacheinander Eier, dann Spermien und dann wieder Eier produzieren. *Ophryotrocha* ist demnach ein sogenannter Konsekutivzwitter. Selbstbefruchtung kommt bei dieser Art allerdings nicht vor (Abb. 8).

Oogenese

Bei sehr vielen Meeresborstenwürmern entwickeln sich die Eier frei in der Leibeshöhle treibend. Dabei kann die Eibildung wenige Tage oder auch viele Monate in Anspruch nehmen. Wenn die Oogenese sehr rasch abläuft, finden sich in aller Regel sogenannte Nährzellen, die mit dem heranwachsenden Ei verbun-

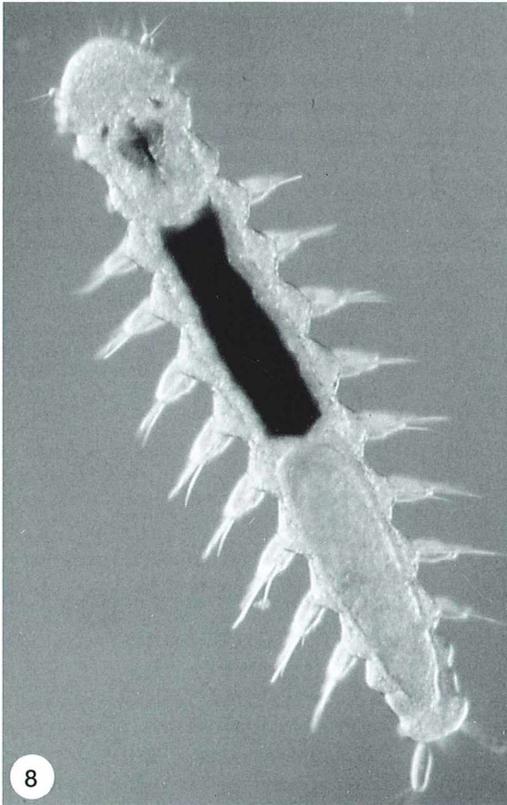


Abb. 8: *Ophryotrocha puerilis*; Jungtier mit acht Segmenten vor der Geschlechtsreife. Vergr.: 50 \times .

den sind. Sie unterstützen mit ihrer Syntheseleistung die Anhäufung von Substanzen im Ei, die als Dotter zusammengefasst werden. Nährzellen sind stets Geschwisterzellen des Eies; Ei und Nährzellen gehen also aus denselben Stammzellen hervor. Bei *Tomopteris helgolandica* ist ein Ei jeweils mit sieben Nährzellen vergesellschaftet (Abb. 9).

Platynereis dumerilii

Woher die Zellen stammen, aus denen sich die Eier entwickeln, ist unbekannt. Es tauchen irgendwann in der Leibeshöhle Pakete von Zellen auf, die sich zu Eiern entwickeln. Das Wachstum der Eier, also die Anhäufung von Dotter im Ei, verläuft extrem langsam. Jedes Ei macht diese Entwicklung alleine, ohne direkten zellulären Kontakt zu anderen Eiern oder zu somatischen Zellen durch (solitäre Oogenese). Entsprechend gibt es keine Nährzellen, die mit den Eiern vergesellschaftet sind. Aus elektronenmikroskopischen und biochemischen Untersuchungen weiß man, dass die Eier das eingelagerte Dottermaterial dennoch nicht komplett selbst synthetisieren. Andere Zellen in der Leibeshöhle, die sogenannten Elaeozyten (Ölzellen), produzieren Proteine und geben sie in die Leibeshöhlenflüssigkeit ab. Von dort nehmen die heranwachsenden Eier diese Dotterproteine endozytotisch auf. Charakteristikum der solitären Oogenese ist also das Fehlen von Nährzellen. Solche Hilfszellen der Oogenese werden in diesem Fall möglicherweise deshalb nicht gebraucht, weil die Eier sehr lange Zeit haben, ihren Dottervorrat anzuhäufen. Das abgelegte Ei von *Platynereis* hat einen Durchmesser von circa 180 μm (Abb. 10).

Ophryotrocha puerilis

Bei *Ophryotrocha* verläuft die Oogenese ganz anders. Innerhalb von etwa 14 Tagen, also im Vergleich zu *Platynereis* ungeheuer schnell, wachsen die Eier bis auf den Enddurchmesser von 120 μm heran. Die damit verbundenen immensen Syntheseleistungen sind anscheinend von den Eiern selbst nicht zu schaffen. Entsprechend wächst hier auch jeweils ein Ei mit einer Nährzelle vergesellschaftet heran (Abb. 11). Am Ende des Eiwachstums wird die Nährzelle schließlich vollständig vom Ei aufgenommen. Eine solche Resorption von Nährzellen findet sich auch bei vielen Insekten.

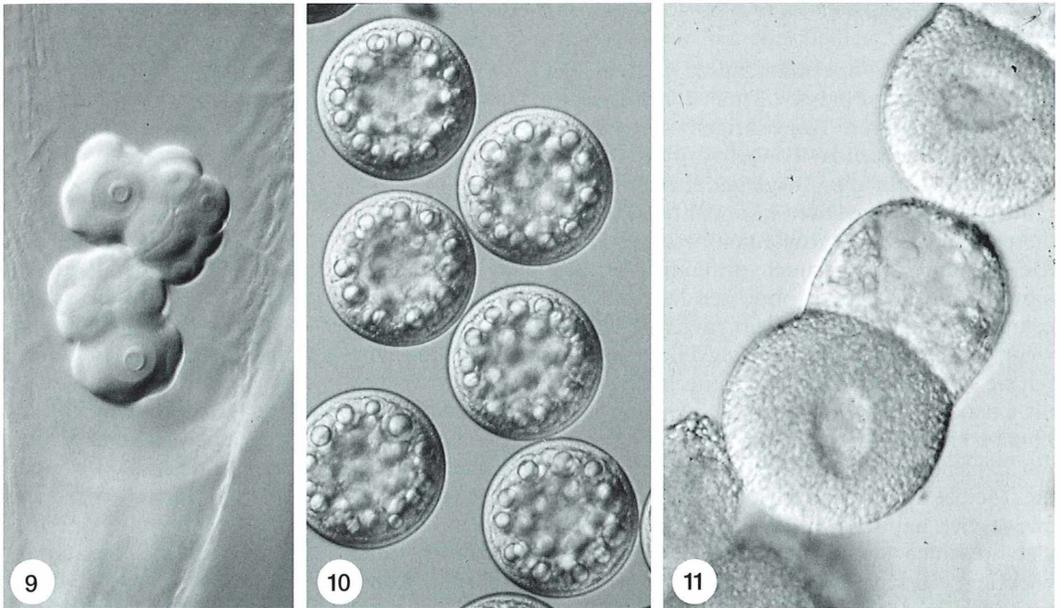


Abb. 9: *Tomopteris helgolandica*; Ei-Nährzellverbände bestehend aus je einem Ei und sieben Nährzellen. Vergr.: 700 \times . – Abb. 10: *Platynereis dumerilii*; abgelegte Eier. Vergr.: 120 \times . – Abb. 11: *Ophryotrocha puerilis*; Ei-Nährzellverband. Vergr.: 750 \times .

Wo kommen die Nährzellen nun her und wie sind sie mit den Eiern vergesellschaftet? Im Gegensatz zu den meisten anderen Meeresborstenwürmern sind bei *Ophryotrocha* die Urkeimzellen bekannt. In jedem Segment befinden sich jeweils zwei solcher Urkeimzellen. Sie sind Bestandteil des Coelomepithels, das ventral den Darm umkleidet. Sie sind größer als die Mesenterialzellen und fallen durch ihr organellreicheres Zytoplasma auf. Wird nun ein Wurm geschlechtsreif, so werden diese Stammzellen teilungsaktiv. Sie teilen sich zunächst einmal und geben jeweils eine Zelle in eine temporäre Ausstülpung des Coelomepithels ab. In diesem Säckchen macht jede Zelle weitere vier Mitosen durch. Die diesen Mitosen jeweils folgenden Zellteilungen weichen in einem bemerkenswerten Detail von anderen Zytokinesen ab. Die vollständige Durchschnürung der Zellen unterbleibt, da sich der kontraktile Ring nur so lange einschnürt, bis eine Brücke von etwa vier Mikrometern Durchmesser zwischen den Zellen erhalten bleibt. Entsprechend entstehen in dem Mesenterialsäckchen 16 Zellen, die untereinander nach einem bestimmten Muster, das durch

die Teilungsfolge vorgegeben ist, über Zytoplasma-Brücken (Fusome) in Verbindung bleiben. Nun beginnen die acht jeweils ganz außen stehenden Zellen mit der Synthese und Einlagerung von Dotter und geben sich damit als zukünftige Eier zu erkennen. Die anderen acht Zellen vervielfachen den DNA-Gehalt ihrer Kerne durch Replikation ohne anschließende Mitose und werden so hochpolyploid. Auf diese Weise entstehen die Nährzellen. Nun platzt das Mesenterialsäckchen auf, und es werden jeweils Paare von Ei- und Nährzellen vom ursprünglichen Zellverband abgelöst. Ei-Nährzell-Komplexe treiben danach frei im Coelom und wachsen schnell heran. Nach knapp einer Woche haben beide Zellen einen Durchmesser von etwa 50 μm . Durch das Fusom kann die Nährzelle ihre Syntheseprodukte und auch Zellorganellen ins Ei transferieren. Während die Nährzelle im weiteren Verlauf schrumpft, wächst das Ei rasch weiter. Ein Weibchen kann bis zu drei verschieden weit entwickelte Ei-Generationen in der Leibeshöhle haben. Es werden bei der Ablage aber stets nur die reifen Eier abgelegt.

Spermatogenese

Hinsichtlich der Spermatogenese gibt es bei manchen Meeresborstenwürmern beziehungsweise bei anderen Angehörigen der ganzen Tiergruppe (Annelida: Ringelwürmer) die Besonderheit, dass die Ausgangszellen aus dem Hoden vielkernig werden können. Die Kerne in dieser Superzelle durchlaufen synchron die Meiose, und die Spermien differenzieren sich nahezu vollständig aus, ohne den Kontakt zum gemeinsamen Zytoplasmaleib zu verlieren. Erst wenn die Spermien befruchtungsfähig sind, lösen sie sich voneinander und hinterlassen dabei oft einen kernlosen Restkörper. Spermatozyten können sich bei anderen Arten aber auch ganz normal entwickeln. Sie machen dann einzeln die Meiose durch und bilden dabei Tetraden aus je vier haploiden Zellen, aus denen dann vier Spermien entstehen. Wie bei der Ei-Entwicklung verläuft auch die Spermatogenese meist frei in der Leibeshöhle, also nicht innerhalb eines Hodens. Bei *Platynereis* findet man im Coelom treibend Ballen von Zellen, die durch Mitosen auseinander hervorgegangen und von flachen Hüllzellen umgeben sind. Es ist nicht bekannt, wo bei Nereiden diese Ballen herkommen.

Die Ballen lösen sich auf, und es setzt in den einzelnen Zellen die Meiose ein. So entstehen kleine Verbände von je vier Zellen, den Spermatiden, die sich dann zu reifen Spermien differenzieren. Erst wenn die Spermien fast reif sind, lösen sie sich voneinander. Bei *Fabricia sabella*, einem anderen Polychaeten, entsteht zunächst eine vielkernige Riesenzelle. Diese Zelle enthält viele Kerne, die sich peripher anordnen. Nach-

dem jeder Kern die Meiose durchgeführt hat, setzen die Differenzierungsprozesse ein, welche zu reifen Spermien führen. Auch hier lösen sich die Spermien erst voneinander, wenn sie befruchtungsfähig sind (Abb.12).

Ophryotrocha puerilis

Wie zuvor bei der Oogenese beschrieben, entsteht zunächst ebenfalls ein Verband aus 16 Zellen, die miteinander über Fusome verbunden sind. Jede der 16 Zellen stellt eine Spermatoocyte dar. Durch Meiose gehen aus jeder Spermatoocyte vier haploide Spermatiden hervor. Während die Meiose schon begonnen hat, lösen sich die Verbände aus 16 Zellen auf. Schließlich treiben in der Leibeshöhle nur noch sogenannte Spermatiden-Tetraden. Die vier Zellen, die durch Meiose aus einer Spermatoocyte entstehen, bleiben noch solange miteinander in Kontakt, bis die Spermien fertig ausdifferenziert sind. Diese Differenzierung bedeutet vor allem eine extrem dichte Packung der DNA im Kern.

Die Spermien von *Ophryotrocha* stellen insofern eine Besonderheit dar, als sie keine Geißeln besitzen. Stattdessen haben sie ein kurzes Flagellen-Äquivalent, eine Struktur, die zwar äußerlich einem Flagellum ähnelt, aber anders aufgebaut ist. Es fehlt die typische $9 \times 2 + 2$ -Struktur von Geißeln; an deren Stelle liegen lediglich 10–15 Mikrotubuli parallel nebeneinander (Abb. 13). Dieses Flagellen-Äquivalent ist wesentlich weniger beweglich als eine Geißel. Da Eier und Spermien gleichzeitig auf engstem Raum abgegeben werden, haben die Spermien nicht das Problem, zu den Eiern gelangen zu

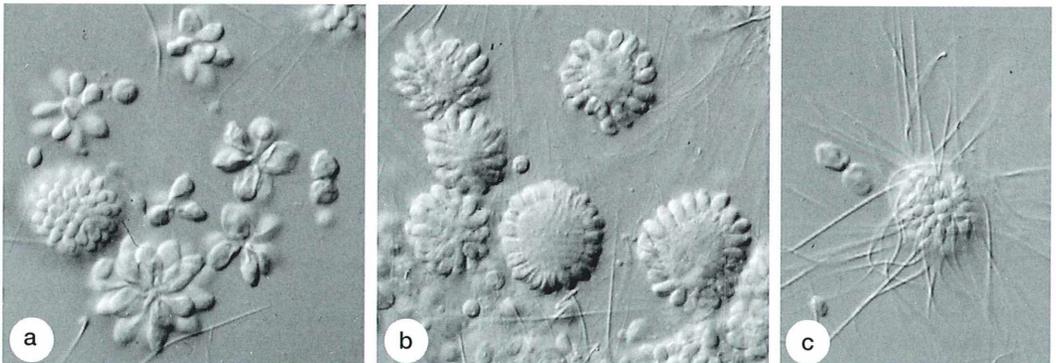


Abb. 12 a–c: *Fabricia sabella*; verschiedene Stadien der Spermatogenese. Vergr.: 700 \times . a: Spermatozonienverbände; b: Spermatozytenverbände; c: Späte Spermatiden, Geißeln ausgebildet.

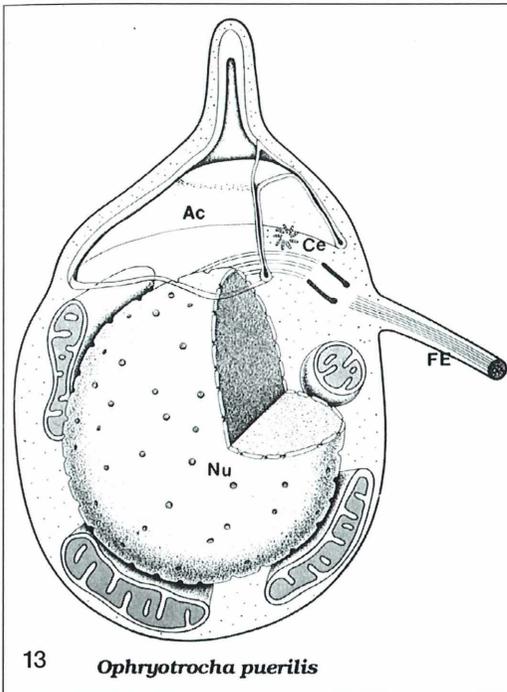


Abb. 13: *Ophryotrocha puerilis*; Zeichnung eines Spermiums (nach EM-Aufnahmen). Ac – Akrosom, FE – Flagellen-Äquivalent, Ce – Centriol, Nu – Zellkern.

müssen. Das Flagellen-Äquivalent dient vermutlich nur dazu, die Spermien so zu positionieren, dass das Akrosom auf die Eioberfläche trifft. Das Akrosom ist eine Struktur, die man bei den meisten tierischen Spermien findet (Abb. 13). Es dient dazu, den Kontakt zwischen Ei und Spermium herzustellen und das Eindringen des Spermiums ins Ei zu ermöglichen.

Da *Ophryotrocha* ein Zwitter ist, wird erst recht spät darüber entschieden, ob eine Gruppe von 16 miteinander verbundenen Zellen, wie sie ja für die frühe Oogenese und die frühe Spermatogenese gleichermaßen charakteristisch ist, sich zu Eiern und Nährzellen oder zu Spermien entwickelt. Im Laufe ihres Lebens ist eine *Ophryotrocha* zunächst männlich differenziert und wird später zum Weibchen.

Literaturhinweise

- Fischer, A., Pfannenstiel, H.-D. (eds): Polychaete reproduction. Progress in comparative reproductive biology. Fortsch. Zool. 29 (1984).
- Franke, H.-D., Pfannenstiel, H.-D.: Some aspects of endocrine control of polychaete reproduction. In: Fischer, A., Pfannenstiel, H.-D. (eds): Polychaete Reproduction. Progress in Comparative Reproductive Biology, Fortsch. Zool. 29, 53–72 (1984).
- Pfannenstiel, H.-D.: Zur sexuellen Differenzierung von *Ophryotrocha puerilis* (Polychaeta: Eunicidae). Mar. Biol. 20, 245–258 (1973).
- Pfannenstiel, H.-D.: Sex determination and intersexuality in polychaetes. In: Fischer A., Pfannenstiel, H.-D. (eds): Polychaete Reproduction. Progress in Comparative Reproductive Biology, Fortsch. Zool. 29, 81–98 (1984).
- Pfannenstiel, H.-D., Grünig, Ch.: Primordial germ cells and early stages of oogenesis in *Ophryotrocha puerilis* (Polychaeta, Dorvilleidae). Zoomorphology 100, 203–215 (1982).
- Pfannenstiel, H.-D., Grünig, Ch.: Spermatogenesis and sperm ultrastructure in the polychaete genus *Ophryotrocha* (Dorvilleidae). Helgoländer Meeresuntersuchungen 44, 159–171 (1990).

Verfasser: Prof. Dr. Hans-Dieter Pfannenstiel, Institut für Biologie (Zoologie) der Freien Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, D-14195 Berlin

Neue Medien

Langenscheidts Fachwörterbuch Kompakt Biologie Englisch als CD
CD-ROM, Version 2.1 mit Plus-Paket, DM 99,00,
ISBN 3-86117-169-4.

Die seit langem bewährten Handwörterbücher von Langenscheidt werden zunehmend auch durch elektronische Versionen ergänzt, so auch das Fachwörterbuch

Kompakt Biologie Englisch. Etwa 37.000 Fachbegriffe aus der allgemeinen Biologie können alphabetisch abgerufen und über Stichwort- und Volltextsuche gefunden werden. Vorteile gegenüber dem Handwörterbuch sind beispielsweise, dass verschiedene Suchoptionen möglich sind, so zum Beispiel eine Einschränkung des Suchbereichs oder Verknüpfung von Suchbegriffen. Daneben können die weiteren, thematisch

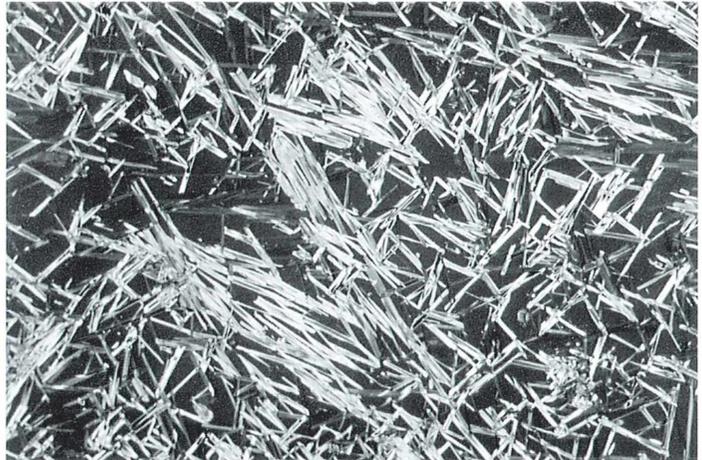
verwandten englisch-deutschen Fachwörterbücher von Langenscheidt (Biologie, Ökologie, Biotechnologie) gleichzeitig durchsucht werden. Studenten, Wissenschaftlern und Hobby-Mikroskopikern ist diese PC-Bibliothek beim Schreiben und Verstehen von biologischen Texten sicher eine gute Hilfe.

Renate Radek, Berlin

Kurze Mitteilung

Kaffee-Kristalle, sichtbar gemacht

Es sieht aus wie Zauberei, ist es aber nicht, was sich da auf unserem Herd in der Küche abspielt: Ich habe in einige leere, saubere Kronenkorken je eine Messerspitze voll gemahlene Kaffee gegeben, dann je mit einer kleinen sauberen Glasscheibe bedeckt und den Herd eingeschaltet. Es riecht zunächst wunderbar nach Kaffee, und nach kurzer Zeit sind die Glasscheiben wie mit einem weißen Reif überzogen. Heizung abstellen, völlig in Ruhe erkalten lassen! Der weiße Belag, den Sie nun sehen, besteht aus Coffein. Sehr bitter – wie Sie mit der Zunge feststellen, wenn Sie die Scheibe ablecken. Und mit der Lupe oder gar dem Mikroskop sehen Sie Kristallnadeln (Abb. 1).



Mikrosublimation nennt der Fachmann das, was sich auf dem Herd mit dem Kaffeepulver abgespielt hat. Dem Coffein wurde es da unten im Kaffee zu heiß. Es ist verdampft, aus der Tiefe des Kronkorkens aufgestiegen, oben von einer kalten Glasscheibe abgefangen worden, schlagartig abgekühlt und zu Kristall erstarrt. Manche Leute halten das Coffein für die Seele des Kaffees, aber sind Seelen nicht unsichtbar? Die Coffeinseele des Kaffees hingegen können wir in die Hand nehmen. Wir können sie auch auf *unsere* Seele wirken lassen. Wenn wir sie in Form einer Tasse Kaffee zu uns nehmen, wird unsere Seele reagieren; angeregt ist sie nun – was beim Kaffeeklatsch höchst erwünscht ist, denn man will ja nicht langweilig herumsitzen, sondern im Gegenteil sich zum Beispiel angeregt über die neue Frühjahrsmode unterhalten. Ein Psychotonom sei das Coffein, sagen die Ärzte. Es bringt Herz und Kreislauf in Schwung, hebt die Stimmung, macht selbst unsere Muskeln leistungsbereiter. Steht nicht auf der Dopingliste! Vernünftig genossen, tut es uns wohl.

H. Gerhard, Magstadt

Anzeige



Mikroskope Stereomikroskope Mikrotome Kaltlichtbeleuchtung Refraktometer

- neueste Technologien
- hochwertige Optik
- präzise Metallverarbeitung
- sorgfältige Montage
- relativ niedrige Preise



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.

Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande

Tel.: +31.26.323.4473, Fax +31.26.323.2833

email: euromex@tref.nl, web: <http://www.euromex.nl>

Glaucocystis – Modell für die Evolution der Chloroplasten und Wirt parasitischer Oomyceten

1. Teil: Alge und Cyanellen

Eberhard Schnepf

***Glaucocystis* ist eine einzellige, kokkale Alge, die man gelegentlich in Tümpeln findet. Sie hat sogenannte Cyanellen als Chloroplasten. Diese stammen, wie man leicht zeigen kann, phylogenetisch von Cyanobakterien ab. Sie sind nämlich von einem Murein-Sacculus, einer dünnen Peptidoglycan-Wand, umhüllt. Der gibt ihnen eine feste Form und lässt sich enzymatisch abbauen.**

Deutschlands nördlichster Tümpel liegt an der Straße zwischen dem West- und dem Ostleuchtturm auf dem Ellenbogen der Insel Sylt. In ihm kann man im Sommer und Herbst eine seltene Alge finden, *Glaucocystis nostochinearum*.

Die Alge

Glaucocystis kommt gelegentlich aber auch in naturnah gestalteten Gartenteichen und in Moorseen vor, vor allem zwischen submersen Moosen. Auf Grund ihrer blaugrünen Farbe und ihrer Form ist sie leicht zu identifizieren (Abb. 1). Und es lohnt sich, sie genauer zu betrachten. In Rohkulturen mit dem natürlichen Teichwasser kann man sie leicht wochenlang halten. Sie ist dann sogar ansehnlicher als in den Freilandfängen, denn sie ist dann nicht so vollgestopft mit Reservesubstanzen. *Glaucocystis* kann man auch von der Sammlung von Algenkulturen, Universität Göttingen, beziehen. Die Zellen (Geitler, 1923) haben die Form eines Rotationsellipsoids (Abb. 1–4). Sie sind 20–50 µm lang und 10–30 µm breit. Die kräftige Zellwand besteht aus Zellulose. Sie ist im Polarisationsmikroskop stark doppelbrechend und an den Polen verdickt (Abb. 3 und 5). Ein ringförmiger Wulst im Äquator ist gut im Raster-Elektronenmikroskop (REM) zu erkennen (Abb. 2), im Lichtmikroskop (LM) nicht immer (Abb. 3). Der Zellkern liegt in der Zellperipherie im Bereich des Äquators; er erscheint da *in vivo* als heller Fleck. Über dem Zellkern bildet der Pro-

toplast eine kleine Grube, in der sich zwei ganz kleine, rudimentäre Geißeln befinden. Diese kann man mit dem Lichtmikroskop nicht erkennen. Sie wurden mit dem Transmissions-Elektronenmikroskop (TEM) entdeckt (Schnepf *et al.*, 1966).

In den Freilandproben und in den Rohkulturen findet man nicht nur Einzelzellen, sondern auch Gruppen von (selten) zwei, (meist) vier, oft auch mehr Zellen, die von einer gemeinsamen Hülle umgeben sind (Abb. 1). Es handelt sich dabei um Autosporen, Tochterzellen, die von der Wand der Autosporen-Mutterzelle eingehüllt sind. Diese wird bei der Bildung der Autosporen stark gedehnt und zerfällt schließlich. Vor der Autosporen-Bildung teilt sich der Zellkern mehrfach. Die Tochterzellen entstehen dann simultan. Solange sie noch nackt sind, was nur kurze Zeit dauert, scheiden sie Wasser aus. TEM-Untersuchungen haben gezeigt, dass diese kontraktile Vakuolen Vesikel sind, die direkt aus Zisternen des Golgi-Apparates entstehen (Schnepf und Koch, 1966). Im Lichtmikroskop lässt sich dieser Prozess zwar beobachten, aber nur schwer dokumentieren, zumal sich *Glaucocystis* nur langsam entwickelt, Teilungsstadien also selten sind.

Die Cyanellen

Glaucocystis ist deshalb eine besonders bemerkenswerte Alge, weil sie Chromatophoren in Form von blau-grünen Cyanellen besitzt (Abb. 1 und 4) (Geitler, 1923). Diese haben meist eine

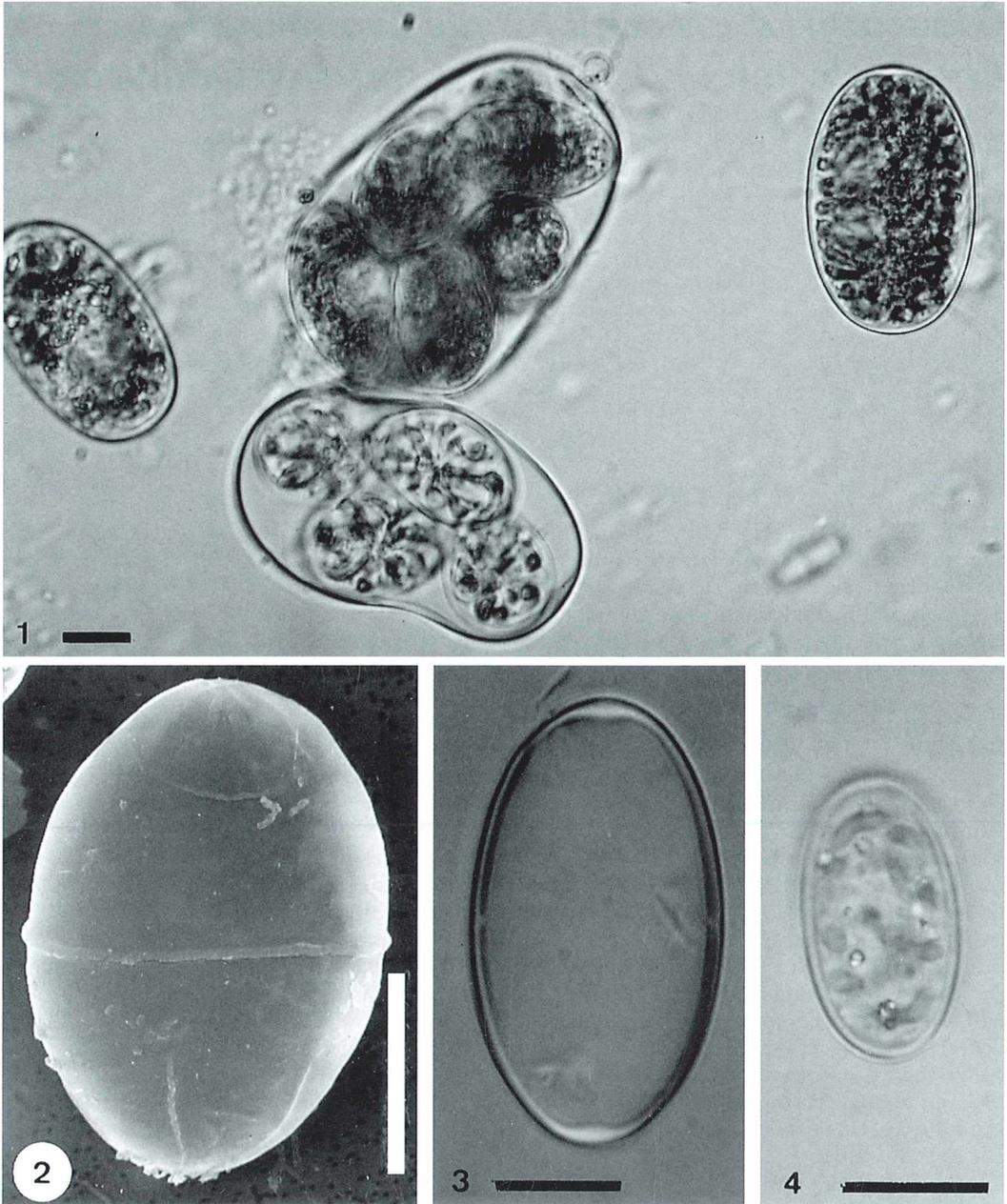


Abb. 1–4: *Glaucocystis nostochinearum*. – Abb. 1: Freie Zellen und Autosporen, die noch von der gedehnten Wand der Autosporen-Mutterzelle umhüllt sind. LM, Maßstrich 10 μm . – Abb. 2: REM-Aufnahme, die den äquatorialen Wulst deutlich zeigt. Maßstrich 10 μm . – Abb. 3: Leere Zelle. Die Verdickung der Wand an den Polen ist deutlich, der äquatoriale Wulst undeutlich erkennbar. LM, Maßstrich 10 μm . – Abb. 4: Autospore. LM, Maßstrich 10 μm .

unregelmäßige, länglich-wurstartige Form und sind 3–10 µm lang und 1–2 µm dick. Sie laufen an einem Ende, das meist schlanker ist, in ein stärker lichtbrechendes, farbloses, pyrenoid-ähnliches Gebilde aus (Abb. 6). Im Hauptkörper der Cyanellen kann man, wie bei vielen Cyanobakterien, ein stärker gefärbtes, peripheres Chromatoplasma von einem helleren Centroplasma unterscheiden (Abb. 1 und 4). Eigentümlicherweise ist dieser Unterschied oft in situ deutlicher als bei Cyanellen, die aus der Zelle gequetscht worden sind. Das TEM zeigt, dass die Pigment-tragenden Thylakoide peripher liegen. Bei den Pigmenten handelt es sich um Chlorophyll a, Carotinoide, Phycocyanin und Allophycocyanin (für Übersichten siehe Kies und Kremer, 1990; van den Hoek *et al.*, 1993; Schenk, 1994). Die Phycocyane liegen in Phycobilisomen auf den Thylakoiden, ähnlich wie bei Cyanobakterien und den Plastiden von Rotalgen.

Ältere, ausgewachsene Zellen aus dem Freiland sind dicht mit Cyanellen gefüllt (Abb. 1). In jüngeren Zellen (Abb. 1 und 4) und in nur

schwach beleuchtetem Kulturmaterial sind diese oft in ein oder zwei sternförmigen Gruppen geordnet, wobei sie mit den Pyrenoid-Polen zusammen stehen. Als Reservestoffe hat *Glaucocystis* Lipidtröpfchen und Stärkekörner, die frei im Cytoplasma zwischen den Cyanellen liegen. Kleine Vakuolen sind ebenfalls vorhanden. Abbildung 5 zeigt ein Übersichtsschema auf Grund von TEM-Untersuchungen.

***Glaucocystophyta*: Modelle der Chloroplastenevolution**

Glaucocystis gehört zusammen mit einigen wenigen anderen Algen (unter anderem dem Flagellaten *Cyanophora paradoxa*) zum Phylum Glaucocystophyta (Kies and Kremer, 1990) (Synonym: Glaucophyta, Skuja, 1954). Alle Glaucocystophyta haben Cyanellen. Die Natur dieser Cyanellen war lange umstritten. Einerseits ähneln sie Rotalgen-Plastiden, andererseits Cyanobakterien (Kies und Kremer, 1990). Ursprünglich hielt man sie für endosymbiontische

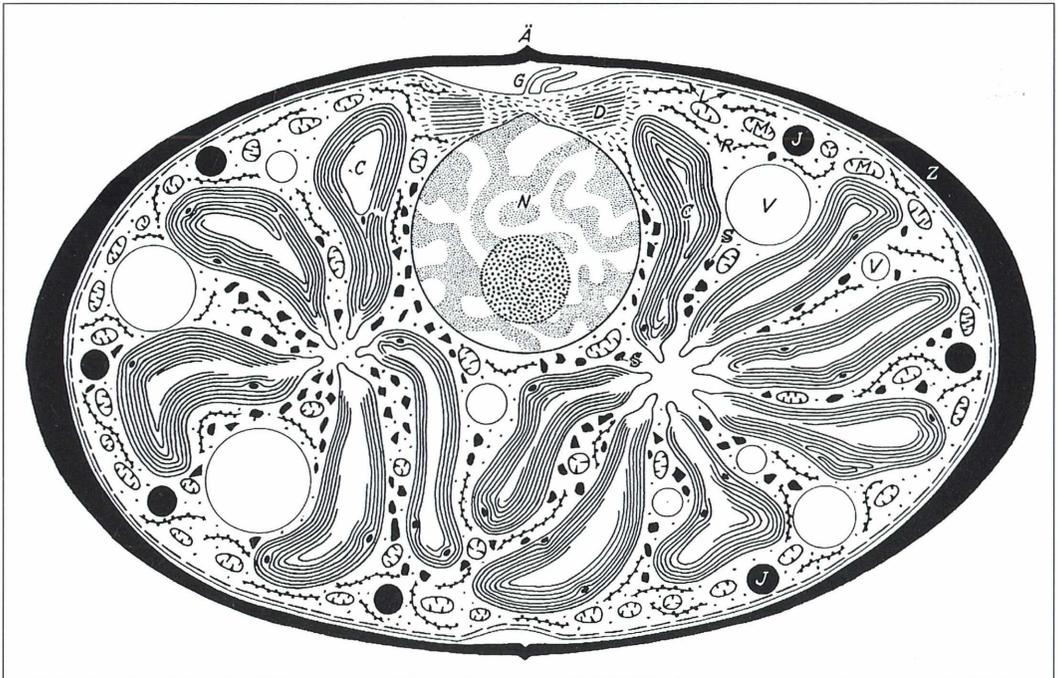
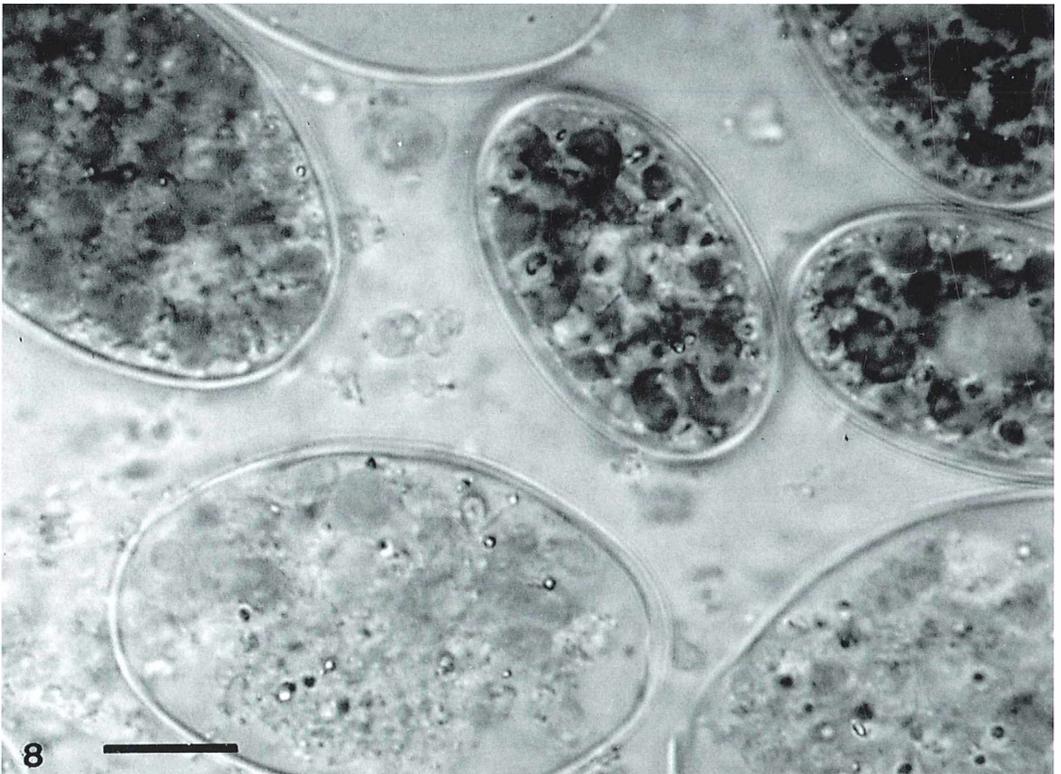
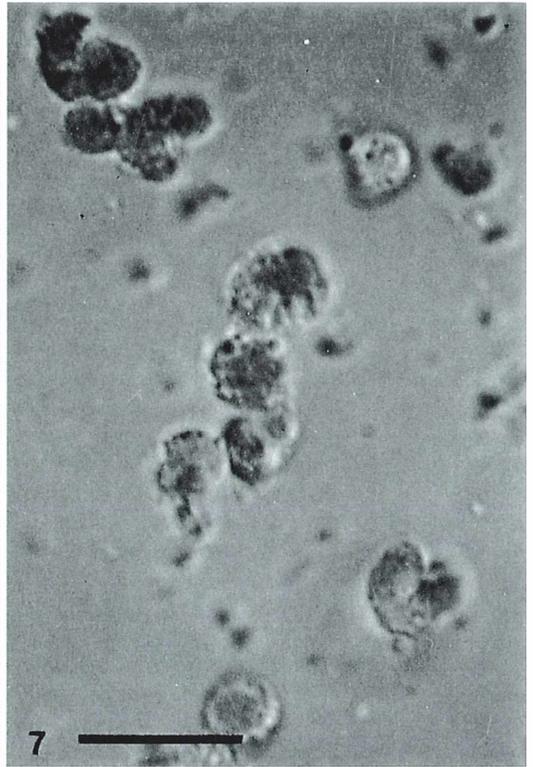


Abb. 5: *Glaucocystis nostochinearum*, Schema des Zellaufbaues. In den Einzelheiten nicht maßstabsgetreu. Ä Äquator, C Cyanellen, D Diktyosom, G Geißel, J Lipidtröpfchen, L Lakune, M Mitochondrium, N Zellkern, R endoplasmatisches Retikulum, S Stärkekorn, V Vakuole, Z Zellwand (aus Schnepf *et al.*, 1966).



Cyanobakterien (Geitler, 1923). Auch TEM-Untersuchungen zeigten, dass eine Cyanelle viele Ähnlichkeiten mit einem Cyanobakterium hat, das in eine perialgale Vakuole eingeschlossen ist (Schnepf *et al.*, 1966). Sogar eine Cyanobakterien-Zellwand ist vorhanden, allerdings ist sie ganz stark reduziert. Ihre Existenz lässt sich nicht nur im TEM nachweisen, sondern leicht auch im LM demonstrieren.

Quetscht man eine *Glaucocystis*-Zelle, so treten die Cyanellen heraus. Sie behalten dann sehr lange ihre unregelmäßige, oft monströse Form (Abb. 6) (Geitler, 1923; Schnepf *et al.*, 1966) und ihre Farbe. Das zeigt, dass sie von einer festen Hülle umgeben sind, eben der rudimentären Wand. Hätten sie nur die für Chloroplasten typischen zwei oder vier Hüllmembranen, würden sie sich mehr oder weniger abrunden. Wenn ein mikroskopisches *Glaucocystis*-Präparat eintrocknet, bleibt die Form und Farbe der Cyanellen über zwei Wochen lang erhalten.

Man kann leicht demonstrieren, dass dieser Wandrest einem Murein-Sacculus, der Peptidoglycan-Schicht der Bakterien- (und Cyanobakterien-) Wand entspricht. Er lässt sich nämlich wie diese mit dem Enzym Lysozym auflösen (1 µm/ml) (Scott, 1980; Scott *et al.*, 1984). Freipräparierte Cyanellen runden sich dann innerhalb weniger Sekunden ab, die Phycobiline laufen aus, wodurch die Cyanellen hell gelblich-grün werden. Dieses Experiment kann man auch mit Eiklar machen, welches ebenfalls Lysozym enthält. Dazu bettet man auf einem Objektträger *Glaucocystis*-Zellen in Eiklar ein (Hühnereiklar, 1:1 mit Wasser gemischt), bedeckt sie mit einem Deckgläschen und quetscht sie dann vorsichtig. Herausgedrückte Cyanellen und solche, die in verletzten Zellen liegen, schwellen in wenigen Minuten an, runden sich ab, verlieren dann erst die Phycobiline und bleichen schließlich ganz aus (Abb. 7 und 8). In unbeschädigte Zellen dringt das Lysozym nicht ein (Abb. 8). Ähnlich, aber noch drastischer, wirkt Tränenflüssigkeit. Auch diese enthält Ly-

sozym. Mit Penicillin lässt sich wie bei Bakterien die Bildung des Murein-Sacculus und damit die Entwicklung der Cyanellen stören (Kies, 1988). Das alles zeigt, dass die Cyanellen von einem Murein-Sacculus umhüllt sind. Andere, für Cyanobakterien typische Wandschichten fehlen.

Wegen der Ähnlichkeiten der *Glaucocystis*-Cyanellen mit freilebenden Cyanobakterien haben Hall und Claus (1967) ihnen sogar einen wissenschaftlichen Namen gegeben: *Skujapelta nuda*. Die Cyanellen von *Cyanophora paradoxa* nannten sie *Cyanoocyta korschikoffiana* (Hall und Claus, 1963). Der Wirt, *Glaucocystis*, wurde auf Grund seiner Zellform meist für eine kokkale Grünalge gehalten, verwandt mit *Oocystis*.

TEM-Untersuchungen (Schnepf *et al.*, 1966, Übersicht bei Kies und Kremer, 1990) und, vor allem, molekularbiologische Befunde (Übersichten bei Schenk, 1994; Bhattacharya und Schmidt, 1997; Löffelhardt *et al.*, 1997) haben jedoch klar gezeigt, dass *Glaucocystis* keine Grünalge ist, sondern mit einigen wenigen anderen Algen ein separates, einheitliches Phylum bildet und dass eine Cyanelle mehr einem Chloroplasten als einem freilebenden Cyanobakterium ähnelt. Sie hat nämlich wie die Chloroplasten ein stark reduziertes Genom, das bei *Cyanophora paradoxa* nur ein Zehntel so groß ist wie das freilebender Cyanobakterien. Löffelhardt *et al.* (1997) haben das Genom von *Cyanophora paradoxa* vollständig sequenziert und fanden nur 192 Gene. Dementsprechend lassen sich die Cyanellen auch nicht separat kultivieren. Manche Autoren wie beispielsweise Schenk (1994) ersetzen daher den Begriff Cyanelle durch Cyanoplast. Es muss hier darauf hingewiesen werden, dass es auch eine Thekamöbe mit Cyanellen gibt, *Paulinella chromatophora* (Kies, 1974).

Zweifellos haben sich die Cyanoplasten aus endosymbiontischen Cyanobakterien entwickelt, wie die (Noch-)Existenz eines Murein-Sacculus zeigt. Interessanter Weise sind aber die meisten

◀ **Abb. 6, 7 und 8: *Glaucocystis nostochinearum*, Cyanellen. – Abb. 6: Gequetschte Zelle; die Cyanellen haben auch nach 45 Minuten ihre Form behalten. LM, Maßstrich 10 µm. – Abb. 7: Herausgequetschte Cyanellen, 15 Minuten in Eiklar. Die Cyanellen haben sich abgerundet, sind geschwollen und verblasst. LM, Maßstrich 10 µm. – Abb. 8: Präparat nach 40 Minuten in Eiklar. Herausgequetschte Cyanellen und solche in verletzten Zellen (unten) sind verquollen und ausgebleicht, unverletzte Zellen (oben) wurden nicht geschädigt. LM, Maßstrich 10 µm.**

Gene, die für die Synthese des Peptidoglycans kodieren, im Kern lokalisiert (Löffelhardt *et al.*, 1997). Bei der Evolution der Cyanobakterien zu unselbständigen Zellorganellen wurden viele Gene in den Zellkern transferiert. *Glaucocystis* ist daher ein Modellorganismus, der sehr schön zeigt, wie die Chloroplasten der eukaryotischen Zelle entstanden sind. Allerdings stammen wohl nur die Chloroplasten der Grünalgen (und höheren Pflanzen), der Rotalgen und der Glaucocystophyten direkt von Cyanobakterien ab, die Plastiden der anderen Algen nur indirekt, nämlich von Rotalgen.

Danksagung

Für die Anfertigung der REM-Aufnahme danke ich Frau H. Halliger, AWI, Wattenmeerstation List/Sylt.

Literaturhinweise

- Bhattacharya, D., Schmidt, H. A.: Division Glaucocystophyta. In: Bhattacharya, D. (ed.): Origin of algae and their plastids, p. 139–148. Springer-Verlag, Wien 1997.
- Geitler, L.: Der Zellbau von *Glaucocystis nostochinearum* und *Gloeochaete wittrockiana* und die Chromatophoren-Symbiosetheorie von Mereschkowsky. Arch. Protistenkd. 47, 1–24 (1923).
- Hall, W. T., Claus, G.: Ultrastructural studies on the blue-green algal symbiont in *Cyanophora paradoxa* Korschikoff. J. Cell Biol. 19, 551–563 (1963).
- Hall, W. T., Claus, G.: Ultrastructural studies on the cyanelles of *Glaucocystis nostochinearum* Itzigsohn. J. Phycol. 3, 37–51 (1967).
- Kies, L.: Elektronenmikroskopische Untersuchungen an *Paulinella chromatophora* Lauterborn, einer

- Thekamöbe mit blaugrünen Endosymbionten (Cyanellen). Protoplasma 80, 69–89 (1974).
- Kies, L.: The effect of penicillin on the morphology and ultrastructure of *Cyanophora*, *Gloeochaete*, and *Glaucocystis* (Glaucocystophyceae) and their cyanelles. Endocytobiosis & Cell Res. 5, 361–372 (1988).
- Kies, L., Kremer, B. P.: Phylum Glaucocystophyta. In: Margulis, L., Corliss, J. O., Melkonian, M., Chapman, D. J. (eds.): Handbook of Protoctista, p. 152–165. Jones and Bartlett Publ., Boston 1990.
- Löffelhardt, W., Bohnert, H. J., Bryant, D. A.: The complete sequence of the *Cyanophora paradoxa* cyanelle genome (Glaucocystophyceae). In: Bhattacharya, D. (ed.): Origins of algae and their plastids, p. 149–162. Springer-Verlag, Wien 1997.
- Schenk, H. E. A.: Glaucocystophyta model for symbiogen evolution of new eukaryotic species. In: Seckbach, J. (ed.): Evolutionary pathways and enigmatic algae: *Cyanidium caldarium* (Rhodophyta) and related cells, p. 19–52. Kluwer, Dordrecht 1994.
- Schnepf, E., Koch, W.: Golgi-Apparat und Wasserausscheidung bei *Glaucocystis*. Z. Pflanzenphysiol. 55, 97–109 (1966).
- Schnepf, E., Koch, W., Deichgräber, G.: Zur Cytologie und taxonomischen Einordnung von *Glaucocystis*. Arch. Mikrobiol. 55, 149–174 (1966).
- Scott, O. T.: Evidence for the presence of a peptidoglycan envelope in the cyanelles of *Glaucocystis nostochinearum*. J. Phycol. 16, Suppl., 37 (1980).
- Scott, O. T., Castenholz, R. W., Bonnett, H. J.: Evidence for a peptidoglycan envelope in the cyanelles of *Glaucocystis nostochinearum* Itzigsohn. Arch. Microbiol. 139, 130–138 (1984).
- Skuja, H.: III. Abteilung: Glaucophyta. In: Melcher, H., Werdermann, E. (Hrsg.): Syllabus der Pflanzenfamilien, S. 56–57. Borntraeger, Berlin 1954.
- van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, D. G.: Algen, 3. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart 1993.

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

Anzeige

BW-Optik Katalog 2001/2002 - Viele Sonderoptiken und sensationelle Preise! **NEU!**

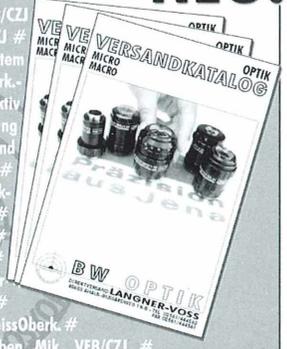
CCD-Tevidon VEB/CZ # Restpostenoptiken VEB/CZ # Sonare VEB/CZ # BinoKonverterBWO # Pooleinrichtung VEB/CZ # DIKEinrichtung Janemed # Phasenkontrast Janemed # APO-Phasenkontrast VEB/CZ # Messokulare VEB/CZ # Messhilfsmittel VEB/CZ # Projektive VEB/CZ # BWO-Binokular # Ansatz 9x12 VEB/CZ # Bildaufweitungssystem VEB/CZ # Optolauchte VEB/CZ # Kolposkop-Leuchte VEB/CZ # E-Lupe VEB/CZ # K-Tische VEB/CZ # ZeissOberokular F=30/85 # Rodenstock Okular F=40/70 # Rodenstock-Zenitprisma # Planspiegel VEB/CZ # C-Objektiv 50/540 VEB/CZ # Stellokulare VEB/CZ # Rombusprismen ZeissOberk. # WW-Okular F=16,4 # Fotoanpassung VEB/CZ # AKS-Anpassung VEB/CZ # Projektivrevolver 2" BWO/VEB/CZ # Filter ZeissOberk. # Lensmen-Mik. England # Entfernungsmesser EMK04 VEB/CZ # R-Entfernungsmesser EM 61 VEB/CZ # Triplerlupe 10x # LOMO-Restposten # Sonderp.-Diagonalspiegel # Vario-Okular VEB/CZ # Zubehör Citavall # Objektiv-GF-Apo-250CF VEB/CZ # Dik-Einrichtung Teloval/Jenavert # Resp.: Planachromate VEB/CZ # Semi-Apo-Triplet 100/600 # Militärferngläser # Sonderp.: Feldstecher 20x80 # Herschelprisma # Resp.: Mik-Okulare VEB/CZ # Bausätze # Zelfernrohre # Peiler # Resp.: Wildokular F=30/68/2" # Objektive Rodenstock # Triplet ZeissOberk. # Bauerteilprisma Rodenstock # Fokussierer ZeissOberk. # Libellen Leitz # LOMO-Zubehör # LOMO-Mikroskope # Amici-Prisma Wild # Sonnenfilter BWO # Prismen ZeissOberk. # Newtonbausatz 150/1200 # Zielkontrollansatz Hensoldt # Strahlenteiler # Reflexionsprisma Zeiss # IF-Okular F=23,26/65 VEB/CZ # Konverter TK 2 # Koordinatenmessstich Wild # Lupen ZeissOberk. # Meßmik. # Skioskopspiegel # Phase Laboval # Resp.: Binoansätze Mik/2,2 VEB/CZ # Winkel tuben Mik. VEB/CZ #

INTERNET: WWW.BW-OPTIK.DE
TEL. 02561/444562 FAX 444561



BW-OPTIK
DIREKTVERLAG LANGNER-VOSS
D 48683 AHAUS - BUSSARDWEG 19-B

SONDEROPTIKEN ASTRONOMIE MIKROSKOPIE
Katalog Micro-Macro 2001
Schutzgebühr: Inland € 5,- Ausland € 10,-



Sonnenschliff und Feuerwerk

Karl E. Deckart

Die immer wieder gestellte Frage, was ist Makro und was ist Mikro, hängt für mich nicht etwa vom Abbildungsmaßstab ab, sondern ganz einfach vom Aufnahmegerät, stellt unser Autor K. E. Deckart fest. Wird die Nahaufnahme mit einem Objektiv am herkömmlichen Fotoapparat oder mit einem Makroskop gemacht, handelt es sich um eine Makro-Aufnahme. Wird aber ein Mikroskop als abbildendes Element eingesetzt, handelt es sich um eine Mikro-Aufnahme. Die Überschneidungen im Abbildungsmaßstab spielen dabei für ihn keine Rolle.

Wenn man sich nun von der Makrofotografie her in die Mikrofotografie hineinarbeitet, wird man sich zunächst unweigerlich mit der Auflichtmikroskopie beschäftigen, da die meisten Objekte im Makrobereich ohnehin nicht durchscheinend sind. Aber der Wunsch nach größeren Abbildungsmaßstäben und dem Bedienungskomfort einer mikroskopischen Fotoeinrichtung führen zwangsläufig in den Bereich der Mikroskopie. Wenn in der Makrofotografie der Kampf mit Tiefenschärfe schon unüberwindbar erscheint, so ist diese in der Mikrofotografie so gering, dass man sich vielleicht für die praktische Mikrofotografie an folgender Aussage orientieren kann: In der Mikroskopie liegt die Schärfe in einer definierten Schärfenebene, von der man sagen kann, dass Ausdehnung der Tiefenschärfe gleich Null ist.

Farbige Zierschliffe

Wie jeder Mikrofotograf leidvoll erfahren muss, lassen sich unter dem Mikroskop bekannterweise nur annähernd ebene Flächen optimal abbilden. Zu solchen Flächen gehören natürlich ebene Metallschliffe.

In der Herstellung von Taschen- und Armbanduhrgehäusen gehören Verzierungen seit je her zu den wichtigen Verkaufsargumenten, so natürlich auch Zierschliffe. Besonders solche Schliffe sind gefragt, die die Zahnradflächen auffällig erscheinen lassen. Eine herausragende Stellung unter den Zahnradzierschliffen nimmt der sogenannte Sonnenschliff ein. Unter Sonnenschliff verstehen die Uhrmacher eine besondere Schleiftechnik, bei der sich das zu schlei-

fende Objekt um seine Mittelachse dreht und die rotierende Schleifscheibe unter einem flachen Winkel angesetzt wird. Dadurch entsteht eine sehr flache kreisrunde Vertiefung um das erhabene Zentrum. Im realen Zahnrad ist natürlich im erhabenen Zentrum die Bohrung für die Befestigungsschraube beziehungsweise das Lager.

Abbildung 1 zeigt eine metrische Schraube (M 10), auf deren Schlüsselkopf der Sonnenschliff

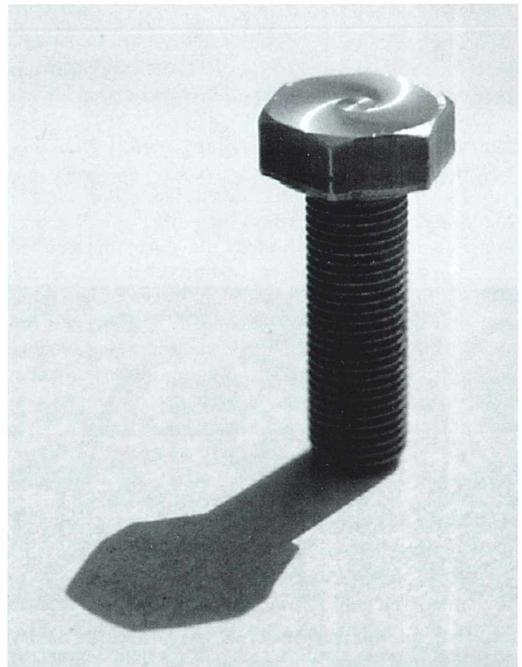


Abb. 1: Metrische Schraube (M 10) mit Sonnenschliff auf dem Schlüsselkopf.

probeweise durchgeführt wurde, das heißt, Objektumdrehung, Anstellwinkel und Durchmesser der Schleifscheiben wurden aufeinander abgestimmt, um sie später auf den Zahnradschliff zu übertragen.

Aufnahmetechnik

Das Titelbild dieses Heftes wurde mit einem Nikon-Optiphot und einem 1× Objektiv auf 6 × 7 Rollfilm aufgenommen. Die Gesamtvergrößerung von 5× auf dem 6 × 7cm Diapositiv ergibt sich aus dem Vergrößerungsfaktor der Objektives (1×), dem Faktor des Projektivs (2×) und der Bildlinse (2,5×), die das Kleinbild auf 6 × 7 cm vergrößert: $1 \times 2 \times 2,5 = 5\times$. Die leuchtend farbige Feuerwerksspirale entsteht durch die Beleuchtung mit drei Schwanenhälsen einer Kaltlichtquelle. Jeder Arm ist mit einem anderen monochromatischen Farbfilter bestückt. Das Licht wird schräg von außen auf das Objekt gerichtet, so dass unter Einhaltung

von jeweils 120 Grad Versatz die Reflexionen der Schleifriefen auf dem Schraubenkopf die abwechselnden Farbfächer erzeugen.

Das so entstandene Bild erinnert an eine Feuerwerksspirale. In England ist diese Form eines Feuerwerkkörpers als Katherine-Wheel (Katharinenrad) bekannt: Es ist ein rotierendes Feuerwerk, bei dem die Feuerwerkskörper so an einem Rad angebracht sind, dass es durch ihren Rückstoß angetrieben wird und die Funken spiralförmig nach außen wegsprühen. Die Bezeichnung bezieht sich auf eine Märtyrerin aus Alexandria, die im Jahre 310 das Christum (vergeblich) verteidigte. Von ihren Gegnern wurde sie zur Strafe auf ein Häckselrad gebunden. Die Legende erzählt, dass, als das Rad sich zu drehen begann, ihre Fesseln rissen und sie zwischen die Messer fiel und geköpft wurde. Daher gilt sie als die Schutzpatronin der Räder- und Wagenmacher.

Verfasser: Karl E. Deckart, Nürnberger Str. 55, D-90542 Eckental; e-mail: deckart@mikromakro.de

Nachricht

Ausstellung „unter.welten“ entführt in die Welt des Bodens

Wir möchten unsere Leser auf die vor kurzem eröffnete Ausstellung *unter.welten* in Osnabrück hinweisen, die zahlreiche, interessante Aspekte zum Thema Boden behandelt:

Die umfassende Dauerausstellung zum Thema Boden in Deutschland befindet sich im Museum am Schölerberg – Natur und Umwelt. Die Schau vermittelt unterhaltsam Informationen über die Beschaffenheit verschiedener Böden, die dort ablaufenden Prozesse und das Leben im Verborgenen.

Wie vielfältig Böden sind, welche Bedeutung sie haben und warum sie so kostbar sind, erfährt der Besucher im ersten Teil der Ausstellung. Der weitere Weg führt in ein System von Bodenhöhlen. Zunächst geht es in die faszinierende Welt der Bodentiere. In der Waldboden-Höhle entdeckt der Besucher, wie aus Blättern und Nadeln Nährstoffe und Humus werden. Die letzte Höhle, die Ackerhöhle, handelt von Düngung, Gülle und von den Belastungen des Ackerbodens. Der anschließende Teil der Ausstellung widmet sich dem Stadtboden, der mit natürlichem Boden oft nur noch wenig gemein hat. Im folgenden Teil geht es um den Wiesenboden. Was erzählen die Farben des Gley-Bodens über seine Entstehung? Wie verändert sich der Boden, wenn aus der Wiese ein Acker wird?

Die Entstehung, die Eigenheiten des Hochmoores mit seinen Bulnen und Schlenken und seine Gefähr-

dung stehen im Bereich Moor im Mittelpunkt. Ein Höhepunkt dieses Ausstellungssegmentes ist ein Glashaus mit einem lebenden Hochmoor. Hier ist das Wachstum des Torfbodens sozusagen live zu sehen.

Wie lassen sich Bodentiere fangen? Was ist der Unterschied zwischen Sand und Lehm? Wie kann man den Nährstoffgehalt messen? Dies und noch viel mehr können Schulklassen im Bodenzentrum erforschen. Einige frei zugängliche Versuchsstationen laden alle Besucher zum Experimentieren ein. Ergänzt wird die Ausstellung durch ein Kino und einen Erdhöhlen-Spielplatz für die Kleinsten.

Das Bodenprojekt wird von der Deutschen Bundesstiftung Umwelt und der Stadt Osnabrück mit über zwei Millionen Mark finanziert. Der Weg zur Ausstellung wurde durch eine Machbarkeitsstudie vorbereitet, die an der Hochschule Vechta am Institut für Naturschutz und Umweltbildung erarbeitet wurde.

Adresse: Am Schölerberg 8, D-49082 Osnabrück, Tel.: 0541/560030, Fax: 0541/5600337.

Öffnungszeiten: Dienstags 9–20 Uhr, mittwochs bis freitags 9–18 Uhr, samstags 14–18 Uhr, sonntags 10–18 Uhr.

Redaktion MIKROKOSMOS

Metacystis lagenula – Ein Leben im Verborgenen

Martin Kreutz

Der Ciliat, über den hier berichtet werden soll, fällt auf durch seine Unauffälligkeit. Man findet ihn im aufschwimmenden Kraut oder in Algenwatten. Dort lebt er sessil in einem selbst gebauten Gehäuse, welches er bevorzugt an (Blau-)Algenfäden heftet. Er ist außerordentlich schwer zu entdecken, da er sich nicht wie der ähnlich große *Calyptotricha pleuronemoides* (Kreutz und Mayer, 1999) im engen Gehäuse um die eigene Achse dreht und somit einen Blickfang bildet. In einer Probe, welche ich aus einer verkrauteten flachen Schlenke gezogen habe, hielt sich *M. lagenula* über mehrere Monate hinweg, sogar als diese schon auf ein Zehntel eingedunstet war.

Als Mikroskopiker mit Interesse an den Protozoen des Süßwassers durchpflügte ich förmlich in regelmäßigen Abständen meine bevorzugten Fundgebiete. Manchmal kommt es vor, dass man erst nach Jahren bemerkt, dass einem durch zu oberflächliche Beobachtung offensichtlich etwas entgangen ist. So ging es mir mit *Metacystis lagenula* (Abb. 1).

Tarnung durch Zoochlorellen

Dieser durch zahlreiche Zoochlorellen grasgrün gefärbte Ciliat ist durch seine Färbung zwischen den Algenfäden für unser Auge ganz vorzüglich getarnt. Da er sessil ist, lässt er sich (einmal entdeckt) vergleichsweise bequem mit Ölimmersion betrachten. *M. lagenula* ist durchschnittlich 52 µm lang (Tab. 1) und sitzt in einem farblosen, hyalinen Gehäuse, welches die typische Form eines Erlenmeyerkolbens besitzt (Abb. 1). Das Gehäuse ist durchschnittlich 69 µm lang und an der breitesten Stelle misst es 27 µm (Tab. 1). Darin sitzt *M. lagenula* wie ein Korken, das heißt, seine Körperform passt sich der Gehäuseform an. Er sitzt zur Nahrungsaufnahme in den oberen zwei Dritteln des Gehäuses und streckt den Körper nur wenige µm heraus (Abb. 1). Die langen Pektinellen werden dabei fast um 90° abgewinkelt und beginnen einen kräftigen Wasserstrom zu erzeugen, um Nahrung herbeizustrudeln (Abb. 1). Nach meinen Beobachtungen dienten als Nahrung ausschließlich Bakterien und farblose, sehr kleine Flagellaten. Löst sich der Ciliat vom Gehäuseboden, kann man mit etwas Glück ein langes

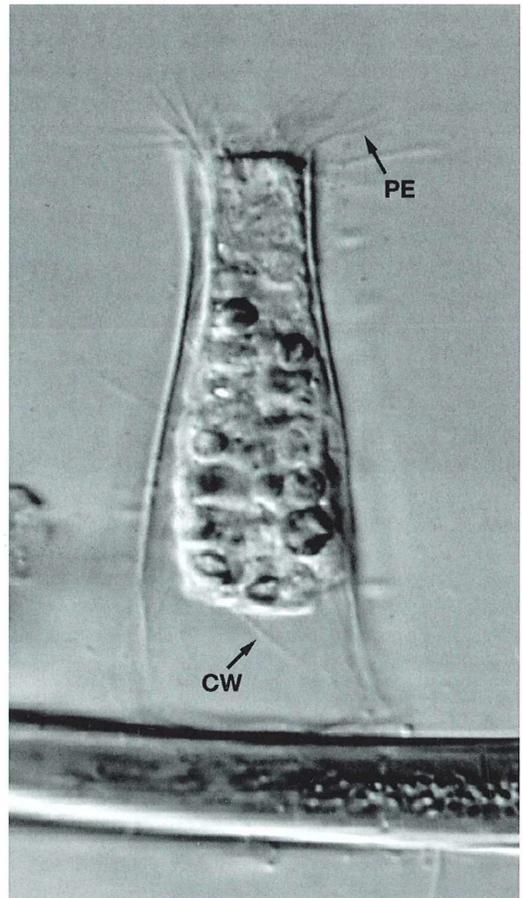


Abb. 1: *Metacystis lagenula* in seinem hyalinen Gehäuse, welches die Form eines Erlenmeyerkolbens besitzt. Das Exemplar ist 47 µm lang. PE Pektinellen, CW Caudalwimper.

Tabelle 1: Ergebnis der Vermessung von 12 Exemplaren der Art *M. lagenula*. Längen- und Breitenangaben in μm .

	X_{\min}	X_{\max}	X_{MW}
Länge der Exemplare	45	60	52
Zahl der Zoochlorellen	12	28	23
Länge des Gehäuses	58	75	69
Maximale Breite des Gehäuses	24	32	27

Caudalcilium sehen (Abb. 1). Auffällig ist die Anordnung der übrigen Bewimperung. Die Cilien sind in sieben wohl definierten Reihen angeordnet. Dies erkennt man deutlich, wenn man auf die Zelloberfläche fokussiert (Abb. 2). Bei Gefahr zieht sich *M. lagenula* auf den Boden des Gehäuses zurück und besetzt entsprechend die unteren zwei Drittel. Am Gehäuseboden sitzend, dreht er sich auch manchmal sehr langsam darin. Ein Blick ins Zellinnere wird etwas erschwert durch die 12–28 Zoochlorellen (Tab. 1 und Abb. 3). Jedoch erkennt man schnell, dass *M. lagenula* einen 11–14 μm

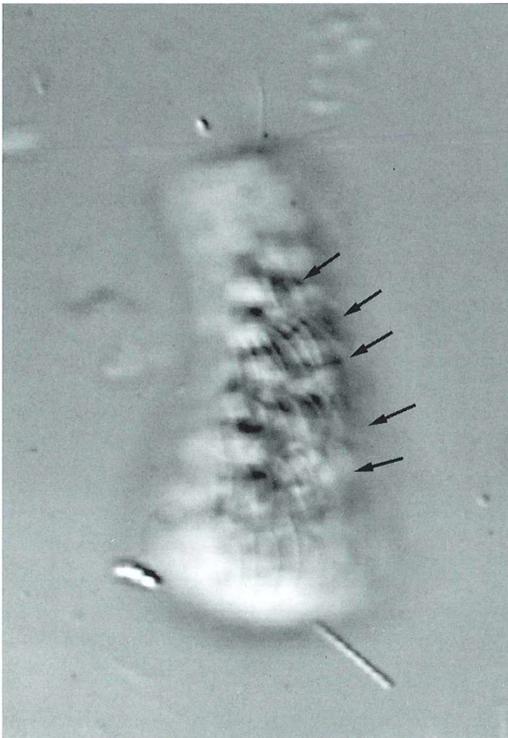


Abb. 2: Die Bewimperung von *M. lagenula* besteht aus sieben Wimpernreihen (Pfeile).

großen kugelförmigen Makronucleus mit einem anliegenden Mikronucleus besitzt, welche ziemlich genau in der Zellmitte angeordnet sind. Etwas diffiziler wird es beim Auffinden der kontraktiven Vakuole. Hier muss man warten, bis *M. lagenula* sich in einer günstigen Position befindet (Abb. 3).

Abweichungen zur Erstbeschreibung

Die Gattung *Metacystis* wurde erstmals von Penard (1922) eingehend untersucht und danach offensichtlich nur noch von Kahl (1935). Letzterer zitiert bei einigen Arten jedoch Penard, da er sie selbst nicht beobachtet hat. Dies ist auch bei *M. lagenula* der Fall. Diese ursprüngliche Beschreibung durch Penard stimmt

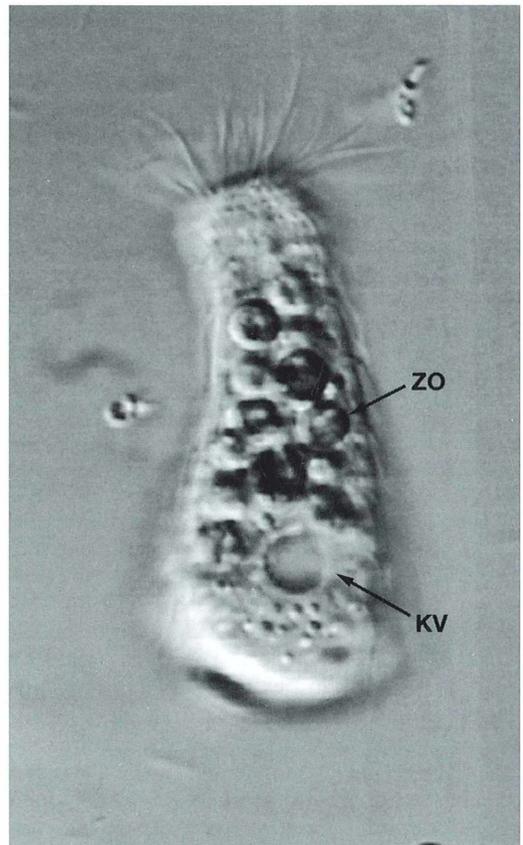


Abb. 3: Fokus auf die kontraktive Vakuole (KV) von *M. lagenula*. Es war in allen Exemplaren stets nur eine kontraktive Vakuole zu erkennen. ZO Zoochlorellen.

weitgehend mit meinen Beobachtungen überein, insbesondere was die Form des Gehäuses, die Bewimperung und die Zoochlorellen angeht. Jedoch gibt es auch Abweichungen und die betreffen die Abmessungen von *M. lagenula* und die Zahl der kontraktilen Vakuolen. So gibt Penard die durchschnittliche Länge des Ciliaten mit 30 µm und des Gehäuses mit 50–60 µm an. Die Zahl der kontraktilen Vakuolen soll nach Penard zwei betragen, eine am Vorderende, die andere am Hinterende angeordnet. In allen von mir beobachteten Exemplaren (etwa 20) konnte ich stets nur eine kontraktile Vakuole finden, welche sich im hinteren Körperdrittel fand (Abb. 3). Man möchte in solchen Fällen immer allzu gerne die älteren Beobachtungen beiseite schieben mit dem Argument, die damaligen Beobachtungen wären ungenau, was recht anmaßend wäre, wenn man selbst den Ciliaten jahrelang übersehen hat. Dies wäre jedoch völlig falsch, da gerade die frühen Mikroskopiker extrem genaue Beobachter waren. Deshalb glaubt Foissner (1999) auch eher an eine neue Art, statt die von Penard aufgestellte *M. lagenula* zu relativieren. Trotz dieser Diskrepanz zu der Erstbeschreibung möchte ich vorerst weiter bei der Zuordnung

zu *M. lagenula* bleiben, da außer der Zahl der kontraktilen Vakuolen und der Größe sonst alle Merkmale mit denen von *M. lagenula* übereinstimmen und es innerhalb der Gattung *Metacystis* sonst auch keine alternative, bekannte Art gibt (Kahl, 1935). In solchen Fällen bleibt nichts anderes übrig, als weitere Daten zu sammeln, um eine eventuell nötige Abgrenzung dieser Spezies von *M. lagenula* rechtfertigen zu können beziehungsweise eine Variabilität innerhalb der Art zu dokumentieren, wozu dieser Artikel vielleicht einen kleinen Beitrag liefern kann.

Literaturhinweise

- Foissner, W.: Persönliche Mitteilung, 1999.
 Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa (Infusoria). In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
 Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Calyptotricha pleuronemoides* – Ein Ciliat in einer Röhre. Mikrokosmos 88, 27-30 (1999).
 Penard, E.: Études sur les Infusoriers d'eau douce, Georg & Cie, Genève 1922.

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

Nachricht

Zusammenarbeit zwischen Nobel-Stiftung und Carl Zeiss

Carl Zeiss und die Nobel-Stiftung, vertreten durch die Nobel Foundation Museum Association, werden künftig bei der Erweiterung des virtuellen Nobel-Museums (<http://www.nobel.se>) zusammenarbeiten. Das Nobel-e-Museum will der breiten Öffentlichkeit Erkenntnisse der Wissenschaft und Forschung, für die Nobelpreise verliehen wurden, nahe bringen. Gerade das Internet bietet viele Möglichkeiten, komplizierte Sachverhalte und komplexe Fakten, die sich meist hinter den ausgezeichneten Entdeckungen verbergen, anschaulich, zum Teil auch spielerisch mit praxisnahen Beispielen zu erläutern. Um die wissenschaftlichen Leistungen der Nobelpreisträger für jedermann begreifbar zu machen, werden verständliche Texte, übersichtliche grafische Darstellungen und Video-Animationen angeboten.

Carl Zeiss wird entsprechend der im September 2001 unterzeichneten Vereinbarung die Produktion von Internet-Seiten in der neuen Rubrik Wissenschaft & Technologie sowohl finanziell als auch mit der Be-

reitstellung von Dokumenten unterstützen. Der Schwerpunkt liegt dabei auf Entdeckungen in der Optik und Mikroskopie. So wird man zum Beispiel mit einem virtuellen Elektronenmikroskop per Maus-klick selbst mikroskopieren und lernen können, wie ein solches Mikroskop funktioniert.

Zentrales Thema der neuen Web-Seiten ist die Beziehung zwischen Grundlagenforschung und technischer Umsetzung. Das betrifft insbesondere die Bedeutung optischer Geräte, mit denen die Nobelpreisträger ihre Entdeckungen in Biologie, Physik und Chemie gemacht haben, oder die auf der Grundlage neuer Erfindungen entwickelt wurden. Ein Beispiel hierfür ist das mikroskopische Kontrastierungsverfahren, das der Niederländer Dr. Frits Zernike 1933 erfunden hatte und wofür er 1953 den Nobel-Preis für Physik bekam. In Zusammenarbeit mit dem Erfinder wurde bei Carl Zeiss der erste Prototyp des Phasenkontrastmikroskops entwickelt. Über dieses heute nicht mehr wegzudenkende Kontrastverfahren der mikroskopischen Routine wird man sich ausführlich im Nobel-e-Museum informieren können.

Mikro-Galerie

Rotatorien zwischen Kunst und Wissenschaft

Hans Schell

Kunst und Wissenschaft - was wissen sie heute noch voneinander? Die immer intensivere Spezialisierung erschwert bereits die Kommunikation zwischen Vertretern verschiedener Fachrichtungen ein und derselben Einzelwissenschaft. In der Welt der Bildenden Kunst wuchert ein Dschungel aus Diskursen, Trends und Richtungen, der selbst den Austausch zwischen Künstlern zu einer heiklen Angelegenheit werden lässt. Vollends verloren gegangen scheint der Typus des Renaissance-Menschen zu sein, der zugleich Künstler und Wissenschaftler war. Man muss heutzutage an ihn erinnern wie an eine ausgestorbene Dinosaurierart. Doch, diese Fabelwesen gab es tatsächlich. Gestalten wie Leonardo da Vinci, Michelangelo und Goethe waren unter ihnen. Wie soll heute noch ein Dialog zwischen Kunst und Wissenschaft zustande kommen? Ist er überhaupt möglich und, falls ja, erwünscht?

Die Biologin Silvia Mohr und die Installations- und Videokünstlerin Anne Rinn haben den Dialog gesucht – und gefunden. Nach ihren gemeinsamen Erfahrungen können sie beide oben gestellte Fragen bejahen. Im Rahmen des Kunstprojektes Phasen, initiiert von der Initiativgemeinschaft Außeruniversitärer Forschungseinrichtungen in Adlershof (Berlin) e.V. (IGAFA), die mithilfe soll, die durchaus artefizielle Barriere zwischen Kunst und

Wissenschaft zu durchbrechen, kam es zu einer intensiven Zusammenarbeit.

Silvia Mohr schrieb ihre Doktorarbeit am Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei in Berlin-Müggelsee über die Nahrungsbeziehungen zwischen Rädertieren (Rotatorien) und Protozoen. Anne Rinn, die bereits in früheren Arbeiten ein Faible für Motive aus der Biologie gezeigt hat, griff die Thematik überraschend assoziationsreich auf. Ihre End-

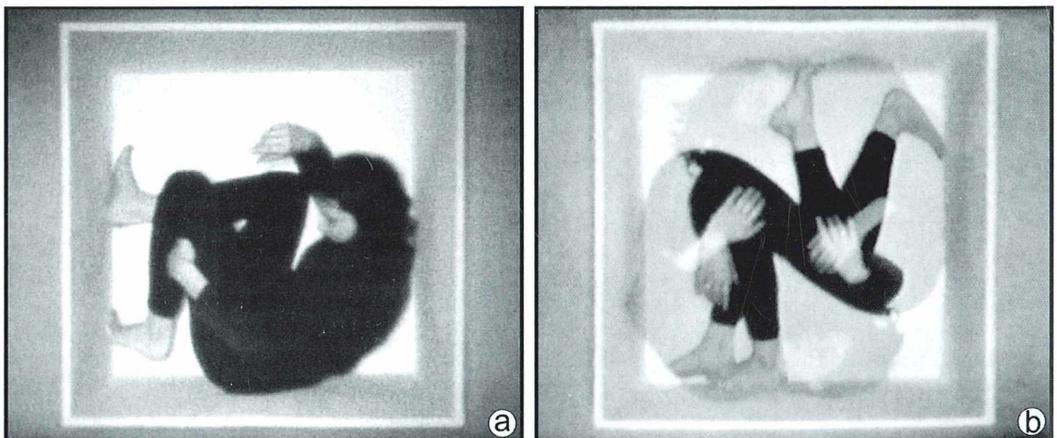
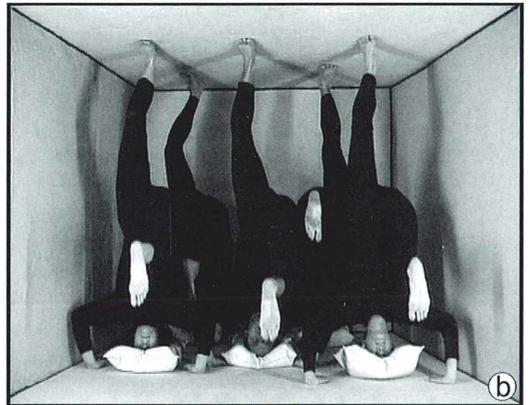
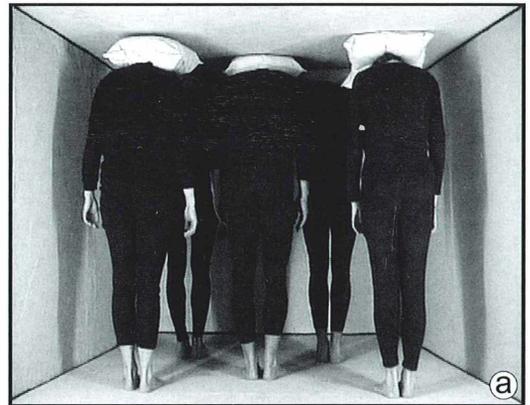


Abb. 1: Einzelbilder aus dem Film *Rotatoria I - l'orgue de barbarie*, 2000.

los-Filmschleifen Rotatoria I-IV spüren den Gemeinsamkeiten des Lebens in Mikro- und Makrokosmos nach, variieren das Prinzip der Rotation und hinterfragen den scheinbaren Widerspruch zwischen Linearität und Zyklus. Es wurden vier Dialoge zwischen Kreis und rechtem Winkel realisiert.

Der erste Dialog

Schon die erste Schleife zeigt einen Menschen, der sich mühselig in einer engen weißen Kiste um sich selbst dreht, erst langsam, dann mit zunehmender, schließlich mit rasender Geschwindigkeit (Abb. 1). Die weiße Kiste ist hell und auf trostlose Weise sauber, gereinigt von allem Unerwünschten. Somit ist sie sicherlich kein gemütlicher Ort für einen längeren Aufenthalt. Sie ist ein überaus künstlicher Lebensraum, Schutzraum und Gefängnis zugleich, und mag auch für einen modernen, urbanen Lebensstil stehen, der die Subjekte in selbstgewählter Isolation erstarren lässt. Die rasende Rotation und der für sie notwendige enorme Energieaufwand lassen an einen Wutanfall, einen verzweifelten Befreiungsversuch denken. Doch die starre Geometrie des rechten Winkels erweist sich als stärker, lässt nur eine Kreisbewegung zu, die das Individuum noch tiefer in die solipsistische Isolation treibt.



Der zweite Dialog

Im zweiten Film probt gleich eine ganze Gruppe von Subjekten in der Enge einer Kistenwelt den Aufstand (Abb. 2). Sie stellen sich langsam auf den Kopf, allerdings abgepolstert mit weichen Kissen, und drücken mit ihren Füßen zaghaft den Deckel hoch. Sie müssen das schon unzählige Male getan haben, ihre Bewegungen sind absolut synchron und von größter Sorgfalt. Die Gruppe erhascht einen kurzen Blick auf die ersehnte, aber auch gefürchtete Freiheit der Außenwelt. Dann, als überkäme sie Angst vor der eigenen Courage, lassen sie den Deckel wieder sinken und stellen sich zurück auf die Füße, bis der Vorgang von Neuem beginnt. Der Ausbruchversuch hat sich als bloße Manier entpuppt, als ein mit selbstverliebter Präzision ausgeführtes Ritual, das sich sinn-

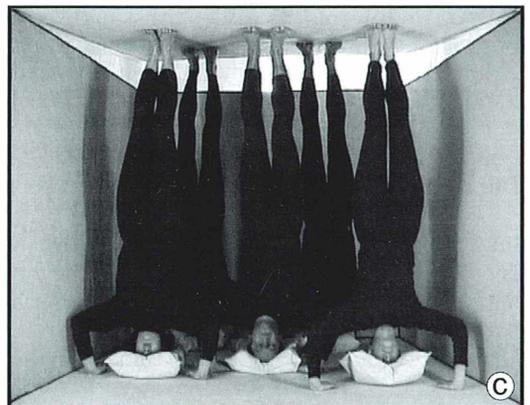


Abb. 2: Einzelbilder aus dem Film Rotatoria II, 2000.

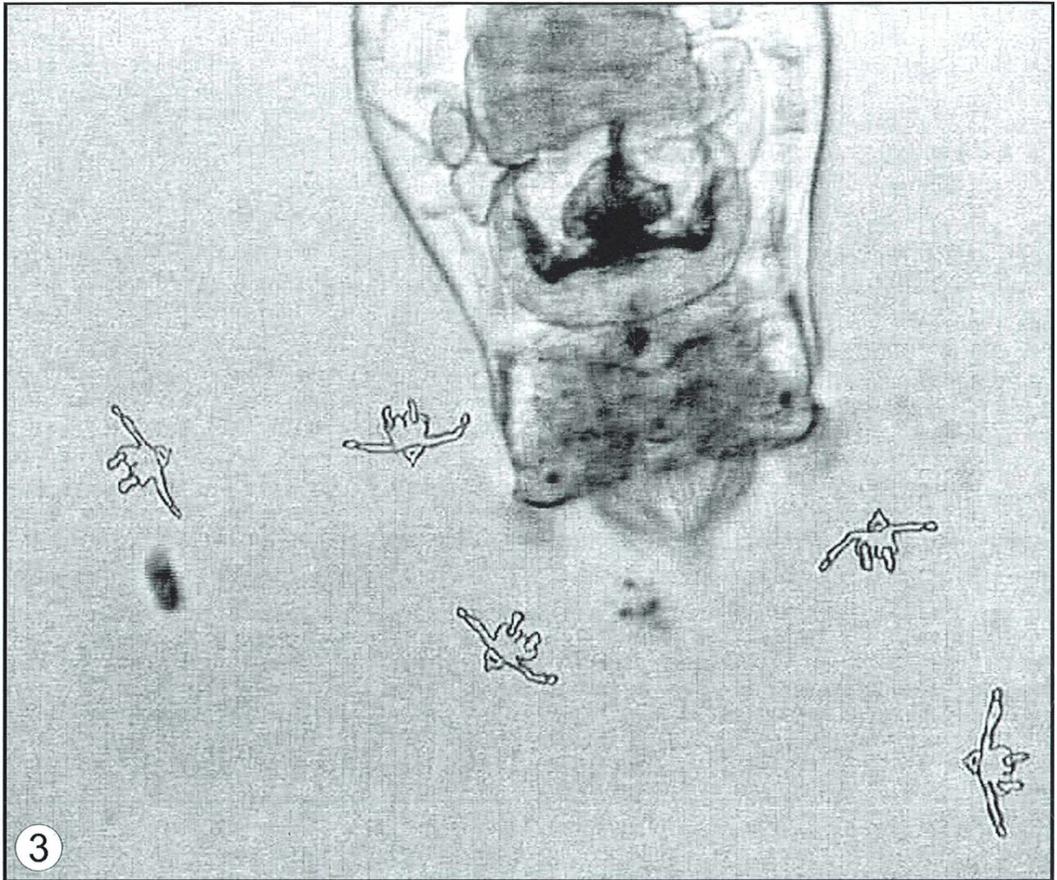


Abb. 3: Einzelbild aus dem Film *Rotatoria III*, 2000.

entleert im folgenlosen Vollzug erschöpft. Ein bloßes Spiel, und ironischerweise der einzige Zeitvertreib, der in der Enge der Kiste noch möglich scheint.

Der dritte Dialog

Im dritten Film (Abb. 3 und 4) sehen wir erneut der Gruppe bei ihrer mutlosen Zeremonie zu, diesmal in der Zeichentrick-Variante. Doch das frivole Spiel der selbstzufrieden Eingesperrten bleibt nicht länger folgenlos. Als der Deckel wieder einmal geöffnet wird, geschieht das Unerwartete: Die Figuren werden herausgesaugt aus der Genormtheit der Kiste, hinein in das gefürchtete Chaos der Außenwelt, in die Natur,

welche von Rotatorien bevölkert wird, die – ganz im Gegensatz zur natürlichen Situation – im Vergleich zu den Menschen riesenhaft wirken. Real- und Trickaufnahmen gehen eine Synthese ein. Die Kistenbewohner haben ihre Angst vor der Freiheit abgelegt und tummeln sich wie Kunstschwimmer zwischen den Rotatorien, bis eines von ihnen die ganze Gruppe lebend verschlingt. Die Figuren werden von ihm bald wieder freigegeben, eingehüllt in einen formlosen Kokon, der sich rasch in jene Kiste verwandelt, aus der die Gruppe befreit wurde. Der angstbesetzte Gegensatz innen/außen ist endlich, wie bei einem Möbiusband, aufgehoben; das Eine existiert im Anderen, der Ausgang führt in den Eingang, der Übergang ist unmerklich und fließend.

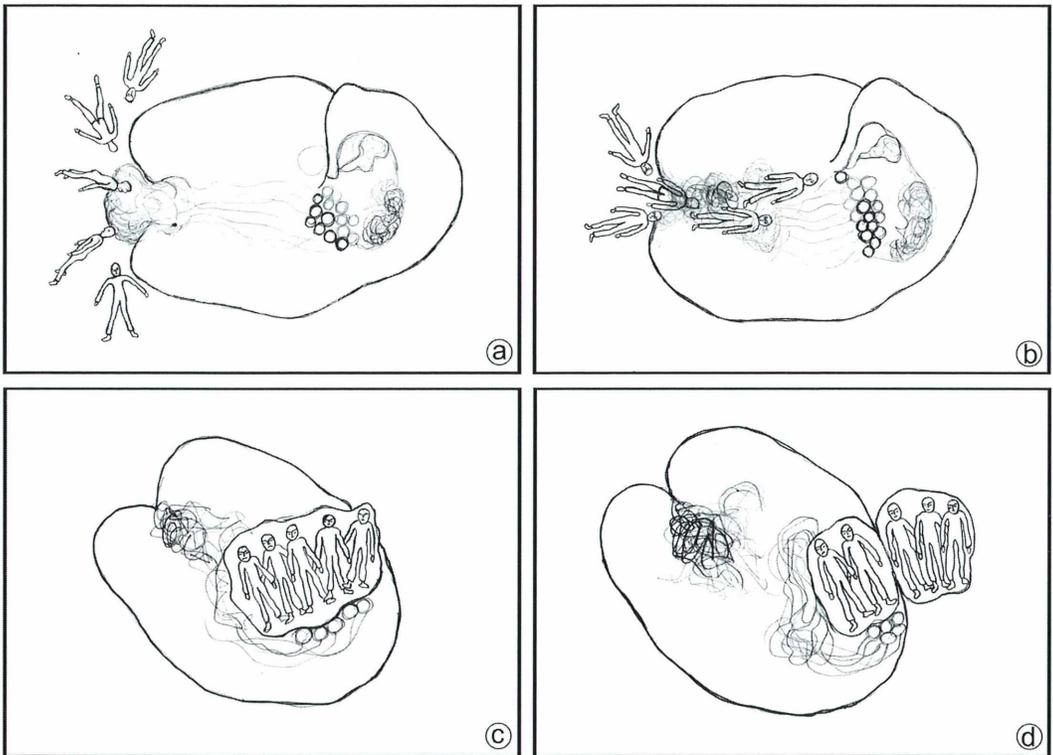


Abb. 4: Einzelbilder aus dem Film *Rotatoria III*, 2000.

Der vierte Dialog

Der vierte und letzte Film (Abb. 5) bringt das Spiel mit den Gegensätzen zu einem überraschenden Abschluss. Er bietet auf den ersten Blick lediglich ein Bild der Nahrungskette, linear und progressiv, in kleinen Zwischenschritten aufsteigend vom Kleinsten zum immer Größeren, ohne Aufmerksamkeit für das Zyklische, das alle Lebensvorgänge ausmacht. Die kleinen Organismen werden von den größeren gefressen, diese von den noch größeren. So könnte es immer weitergehen, ad infinitum, wenn nicht – und das ist das Besondere im geschlossenen Zeichensystem dieses Werks – gerade die rechten Winkel des menschengemachten Fischernetzes die Linearität zerstörten. Das sich zusammenziehende Netz, ein Symbol trickreicher Rationalität und *τεχνη* (*téchne*, das griechische Wort, das sowohl Kunst als auch Wissenschaft meint), fängt das bis dahin

letzte Glied der Nahrungskette, einen Fisch, und quetscht ihn durch die engen Maschen hindurch, verwandelt ihn so wieder in die Summe jener kleinsten Organismen zurück, die den Startpunkt des Zyklus bildeten. Die Gegensätze sind aufgehoben. Ausgerechnet der bislang als Fremdkörper im Reich des Organischen aufgefasste rechte Winkel ist es, der die Linearität zurückkrümmt in die Kreisläufe des Lebendigen.

Gemeinsames Schaffen

Ganz ähnlich erging es Silvia Mohr und Anne Rinn bei ihrer Zusammenarbeit während des Phasen-Projektes: Bemühungen, Rechtwinkeliges mit Krümmungen in Einklang zu bringen. Wissenschaftlicher und künstlerischer Geist eroberten sich gemeinsam ein kleines Stück des Territoriums zurück, das vor langer Zeit ein-

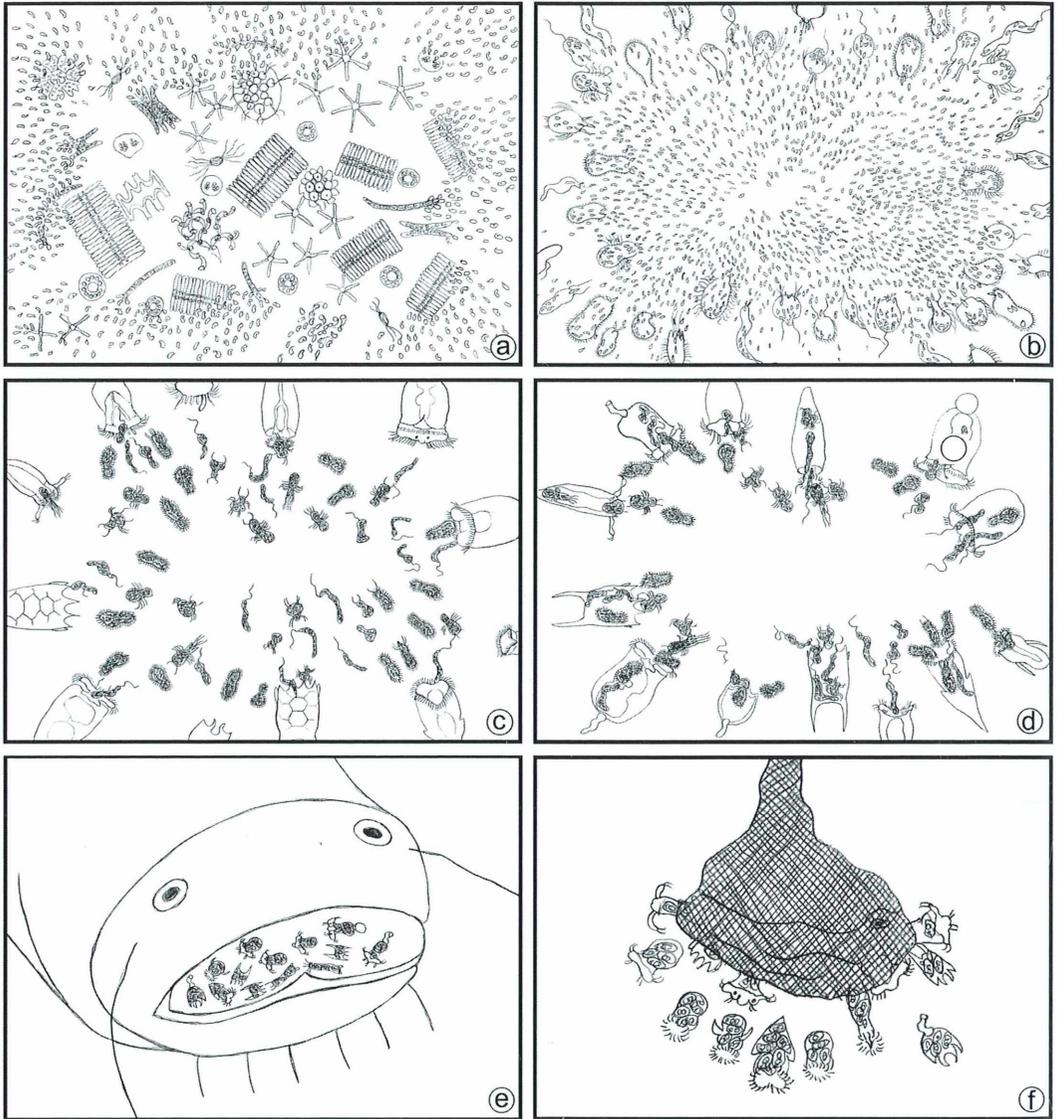


Abb. 5: Einzelbilder aus dem Film Rotatoria IV - der mikrobielle Umweg, 2000.

mal vom Renaissance-Menschen bewohnt wurde.

Mit diesem Mikrogalerie-Artikel wird dem MIKROKOSMOS-Leser sicherlich eine unerwartete und wohl auch ungewohnte Facette der

Mikroskopie eröffnet. Aber diese künstlerische Umsetzung mikroskopischer Gegebenheiten passt problemlos unter das Dach, das von den Rubriken Mikro Cartoon, Mikro Galerie und Mikro Lyrik getragen wird.

Die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine – 1. Teil

Jürgen Schrodt

Die Beschäftigung mit Gesteinen, die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen und die Polarisationsmikroskopie bereiten viel Freude. Bei der Gesteinsdünnschliffherstellung begeht man jedoch anfangs einen sehr steinigen Weg, da in der Literatur darüber nur sehr allgemeine Angaben zu finden sind und man bei der eigenen Arbeit schnell auf Schwierigkeiten stößt. Die hier beschriebene Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine, Diamant-Trennscheibe, Diamant-Schleifscheiben und UV-Kleber ist eine schnelle, saubere und platzsparende Methode, die sich noch weiter verbessern lässt und auch Dünnschliffe von Keramik, fossilen und rezenten Knochen, Kieselhölzern und anderen harten Objekten ermöglicht. Um auch Anfängern die erfolgreiche Anfertigung eigener Schliffe zu ermöglichen, werden in den beiden Teilen dieses Berichts die benötigten Gerätschaften und alle Arbeitsschritte detailliert erläutert.

Seit über zehn Jahren mache ich mit dem Polarisationsmikroskop Farbaufnahmen von gekauften Gesteinsdünnschliffen. Dabei fasziniert mich immer wieder die Formenvielfalt und das Farbenspiel der gesteinsbildenden Minerale (Abb. 1 und 2). Es reizte mich schließlich, selbst Gesteinsdünnschliffe herzustellen und diese nicht nur mit Hilfe der Polarisationsmikroskopie zu fotografieren, sondern auch zur Bestimmung der Minerale und Gesteine zu benutzen. Ich erinnerte mich an einen Hinweis von Rinne und Berek (1973): *Wer Dünnschleifen lernen will, tut dies am besten bei einem erfahrenen Präparator, das geht sehr viel schneller als autodidaktisch anhand einer*

schriftlichen Darstellung. Zum Glück haben wir in der mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V. einen Kollegen, Herrn Latz, der sich seit über dreißig Jahren mit der Herstellung und Fotografie von Gesteinsdünnschliffen beschäftigt, sehr schöne Dünnschliffe herstellt und dabei viele Erfahrungen gesammelt hat. Auf meine Bitte hin war Herr Latz gern bereit, mir seine Herstellungsmethode von Gesteinsdünnschliffen zu zeigen

Bei meinem bald folgenden Besuch konnte ich unter seiner Anleitung zwei Gesteinsdünnschliffe anfertigen. Für die Säge- und Schleifarbeiten standen leistungsfähige Spezialmaschi-

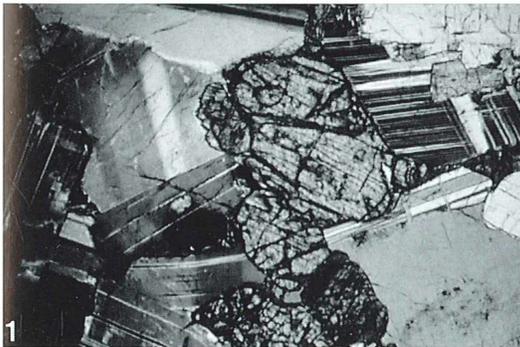


Abb. 1 und 2: Gesteinsdünnschliffe unter gekreuzten Polarisatoren im Mikroskop. Vergr.: 20×. – Abb. 1: Gabbro (Handelsname Impala) aus Südafrika. – Abb. 2: Migmatit (Handelsname Paradiso) aus Indien.

nen und reichlich Platz zur Verfügung. Die Vereinfachung bestimmter Arbeitsschritte erfolgte mit verschiedenen selbstgebauten Hilfsgeräten, wie zum Beispiel einer Klebebank, Objektträgerhalter, Deckglasauflagen und Halter für die digitale Bügelmessschraube. Geklebt wurde mit Zweikomponentenkleber. Für das Vorschleifen wurde eine Siliziumkarbid-Schleifscheibe mit grober Körnung eingesetzt. Für das Fein- und Feinstschleifen wurden verschiedene feinere Körnungen des Schleifmittels Siliziumkarbid auf einer motorgetriebenen rotierenden Scheibe verwendet. Mir standen zu Hause für die Dünnschliffherstellung jedoch nur etwa 6 m² Platz im Keller zur Verfügung. Mit dem Einsatz einer Kombinationsmaschine für das Sägen und Schleifen, Diamant-Trennscheibe, Diamant-Schleifscheiben und UV-Kleber bin ich daher etwas andere Wege gegangen. Die bei Herrn Latz kennen gelernten nützlichen Hilfsgeräte habe ich jedoch auch, an meine Arbeitsweise angepasst, im Eigenbau hergestellt und verwendet. Inzwischen habe ich über zweihundert Gesteinsdünnschliffe angefertigt. Da mir über das Dünnschleifen mit schnelldrehenden Diamant-Schleifscheiben und die Verwendung des schnellhärtenden UV-Klebers bei Gesteins-

dünnschliffen bisher keine eingehende schriftliche Darstellung bekannt ist, möchte ich hier meine nicht ohne zeitraubende Rückschläge und unnötige Kosten gesammelten Erfahrungen weitergeben.

Ausrüstung und Platzbedarf

Die für die Dünnschliffherstellung erforderliche Ausrüstung lässt sich auf zwei Tischen mit den Maßen 0,90 × 1,25 m und 0,70 × 1,55 m sowie in einem 1 m breiten Schrank bequem unterbringen (Abb. 3). Der Gesamtplatzbedarf beträgt mit Bewegungsfläche ungefähr 6 m². Für die einzelnen Arbeiten verwende ich folgende Gegenstände:

Sägen und Schleifen

Kombinationsmaschine Lapida-E (Electronic) mit Drehzahlregler, Trimmsäge, Universalzange, Dünnschliff-Spezialkopf, Kühlmitteltröpf für das Sägen (Eigenbau), Wassertropf für das Schleifen, Diamant-Trennscheibe (Ø 150 mm), Diamant-Schleifscheiben (D 151, D 64, D 36), Spritzschutz für das Sägen (Eigenbau),

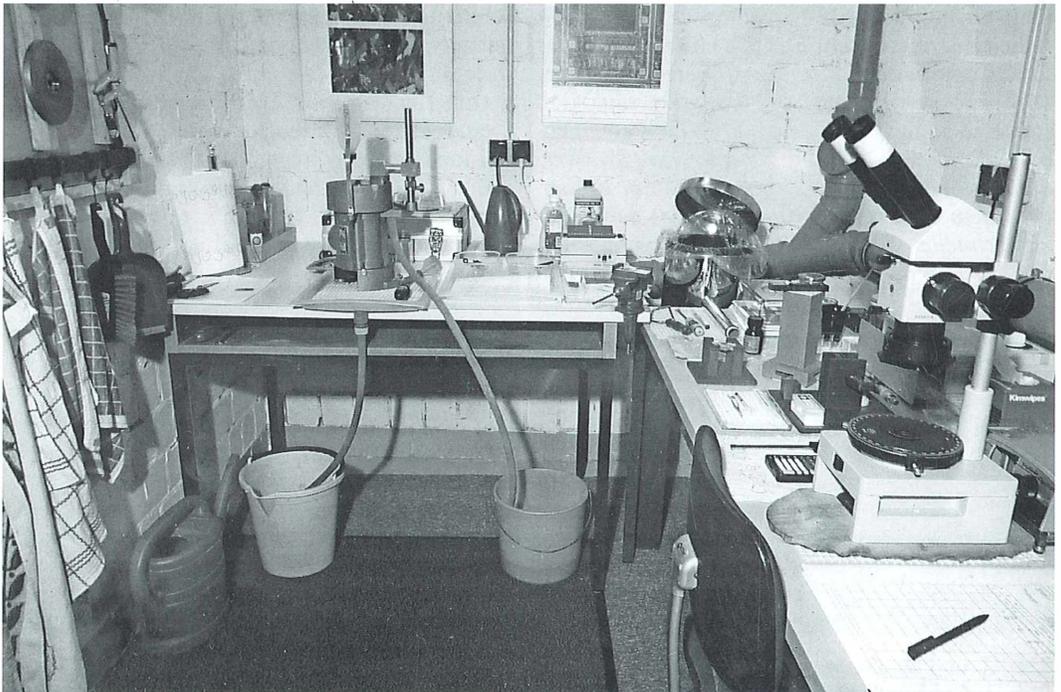


Abb. 3: Arbeitsplatz-Übersicht zur Herstellung von Gesteinsdünnschliffen.

Schraubendreher mit 5 mm Kante, Schraubendreher mit 8 mm Kante, Gabel-Schraubenschlüssel mit Maulweiten von 10, 17 und 19 mm, Stricknadel, zwei Schraubzwingen 15 × 5 cm, Bodenwanne aus Kunststofftablett (32 × 47 cm) mit Ablauf und 0,70 m langer Gartenschlauch Ø 13 mm mit Gardena-Kupplung für Kühlmittelablauf (Eigenbau), 1,10 m langer Gartenschlauch (Ø 13 mm) für Kühlwasserablauf, Gummi-Antirutschnetz (26 × 35 cm), Spachtel mit 40 mm Kante, 10 l Wasserkanne, 1 l Wasserkanne, zwei 1 l Messbecher, 10 l Eimer mit Ausguss zum Auffangen des Kühlmittels für die Wiederverwendung, 10 l Eimer zum Auffangen des Kühlwassers, Blasenspritze, Stoppuhr, Vollsichtbrille, Feinstaubmaske, Arbeitskittel, PVC-Arbeitsschürze, Vileda-Einmalhandschuhe aus Latex, abwaschbarer Handschutz PR 88, Seife, KRESTO-Handreiniger, Kühl-Schmiermittel Tribosynt, Pril-Balsam, Ballistol-Spray (Spezialöl), Alukoffer (43 × 31 × 13 cm) für die Aufbewahrung von Trimm säge, Universalzange, Dünnschliffspezialkopf und anderen Gerätschaften, Kofferdeckel genutzt als Ablage für Sichtschutzbrille, Feinstaubmaske und Stoppuhr, Kunststoffschale (15 × 39 × 5 cm) als Abstellfläche für Tribosynt-Flasche, zwei Messbecher, Kühlmitteltröpf, Kühlwassertropf, Rasierklingen, Schleif- und Sägeabstandshalter (Eigenbau), Präparatemappe, Abziehstein, Bimsstein (Gamburger Mäuschen).

Reinigen

Ultraschallreinigungsggerät, Ultraschall-Spezialreiniger TICKOPUR RW 77, Messglas 0,02 l (Schnapsglas), Benzinfläschchen, Zahnbürste, Nylonhaarpinsel, drei Serviettenpinsel (Größe 16) mit Strichkerben für D 151 (I), D 64 (II) und D 36 (III), Kunststoffschale (13 × 20 × 5 cm) zum Ablegen von Zahnbürste, Pinseln und Stricknadel, Wasserschale (13 × 20 × 5 cm) für das Abspülen mit Wasser nach dem Sägen oder Schleifen, Wasserschale (13 × 20 × 5 cm) für das Abspülen mit Wasser nach der Ultraschallreinigung, Kunststofftablett (32 × 47 cm) als Aufstellfläche für Pinselablagenschale, Abspülwasserschale nach dem Sägen und Schleifen sowie Ablagefläche, Kunststofftablett (32 × 47 cm) als Abstellfläche für die Tickopur-Flasche, das Benzinfläschchen, die 1 l Wasserkanne und das Messglas, angespitzte Holzklammer, Papierküchentücher mit Rollenhalter, Kimwipes fusselfreie Tücher, Mikrofasertuch für die Reini-

gung mit Benzin, Marmeladenglas mit Schraubdeckel für Benzin-Mikrofasertuch, zwei Mikrofasertücher, vier Handtücher, acht Kunststoffkämme (6,5 × 11 cm), Schale mit Deckel (15 × 28 cm) für die Ablage der gereinigten Objektträger, Haartrockner.

Kleben

UV-Kleber LOCTITE SM 66 mit Brechungsindex $n \approx 1,53$, Marmeladenglas mit Schraubdeckel für Aufbewahrung der UV-Kleberflasche, UV-Kleber-Härtebox, Deckgläser (22 × 26 mm; Dicke 2, 0,19 bis 0,23 mm), Glasobjektträger (27 × 46 mm), Holzstäbchen (Ø 3 mm: geteilte Holz-Schaschlikstäbchen), Becher für Holzstäbchen, Schraubverschluss mit Kerbe als Holzstäbchenablage, Toppits Alu PLUS-Gourmet-Folie mit Anti-Haftsicht, Löschpapier, Löschpapierfidibusse, Glas für Löschpapierfidibusse, Klebebank für das Aufkleben der Gesteinsplättchen auf die Objektträger (Eigenbau), Deckglasträger für das Aufkleben der Deckgläser auf die Gesteinsplättchen (Eigenbau), Objektträgerhalter für das Beseitigen des Kleberüberschusses (Eigenbau), kleine Metallbügelsäge, Stechbeitel mit 5 mm Kante, Klingennmesser mit Reserveklingen, Messingwürfel mit 30 mm Kantenlänge zum gleichmäßigen Andrücken der Deckgläser (Eigenbau), Schere, Deckglas-Pinzette, Saugkolben-Pinzette, Objektträger-Schablone zum mittigen Aufkleben der Gesteinsplättchen (Eigenbau), Lupe 8×.

Messen

Lineal mit Millimeter-Strichmaßstab, Uhrtaschenschieblehre, Digital-Bügelmessschraube, Messbereich 0–25 mm, Ablesegenauigkeit 1 µm, Bügelmessschraubenhalter (Eigenbau).

Mikroskopieren

Stereomikroskop LOMO MBS 10 mit PZO-Drehtisch, Großfeldlinse, Blaufilter und zwei Polfiltern zum Durchlicht-Polarisationsmikroskop umgebaut (Durchlichtbeleuchtung: Dia-Projektor 150 W) mit den optischen Werten: Objektiv 2×, Okular 6,3× (Zeiss Jena PW 6,3× (2,5) Brille), Mikroskopvergrößerung 12,6×, Objektfelddurchmesser 12,5 mm, Punktauflösung $\approx 10 \mu\text{m}$, Linienauflösung $\approx 100 \text{ Lp/mm}$.

Anmerkung: Das Stereomikroskop und die Okulare stammen vom Trödelmarkt.

Dickenmessung der Dünnschliffe

Farbtafel nach Michel-Lévy, herausgegeben von Carl Zeiss.

Beschriften und Aufbewahren

Papier für Farbkopierer (satiniert weiß, 100 g/m²), Pritt Alleskleber, Pritt Stick, OHP-Schreiber (wasserfest, schwarz, sehr fein), Karteikarten (DIN A 6, liniert, weiß), Karteikasten (DIN A 6), zwei Präparatekästen für 25 Objektträger, zwei Präparatekästen für 200 Objektträger, zwei Kleinteilemagazine (31 × 15 × 42 cm) mit 35 Schubladen, 10 Frischhaltedosen mit Deckel (120 × 170 × 50 mm), 10 System-Boxen (90 × 120 × 18 mm), 10 System-Caps (90 × 120 × 53 mm).

Sonstiges

Drehstuhl, Wandbrett mit Haken für Trennscheibe, Schleifscheiben und Zubehör, Kehrblech mit Handfeger, zwei Hakenleisten (für Handtücher, Kehrblech, Handfeger, Kittel und Schürze), Schreibplatte (24 × 32 cm), Ablageschale (26 × 34 cm), Schreibpapier, Säge- und Schleifprotokollblätter, Bleistift, Kugelschreiber, Faserschreiber, Ablageschale (11 × 20 cm), Taschenrechner, Mülleimer mit Klappdeckel, PE-Müllbeutel, Staubschutzhüllen für Mikroskop, Bügelmessschraube und Kombimaschine.

Theorie des Sägens und Schleifens Zerspanungsprozess

Im Gegensatz zur abrollenden Methode mit losem Siliziumkarbid- oder Borkarbidkorn werden beim Sägen und Schleifen eines Gesteins mit Diamant-Trenn- und Schleifscheiben die gesteinsbildenden Minerale entlang einer vorgegebenen Richtung in winzige Mineralteilchen (Späne oder Zerspanungspartikel) zerteilt. Der Zerspanungsprozess ist am stärksten vom kristallographischen Aufbau der Minerale abhängig. Vorhandene Spaltbarkeiten der Minerale – zum Beispiel bei Glimmer, Hornblenden, Pyroxenen und Feldspäten – begünstigen das Herausbrechen von Mineralteilchen, sind gute An-

satze für die Zerspanung und erleichtern sie. Fehlende Spaltbarkeit und hohe Härte eines Minerals – zum Beispiel bei Quarz – erschweren die Zerspanung. Auch die Ausbildung der Korngrenzen kann sich auswirken. Stark verzahnte Minerale mit hoher Verbandsfestigkeit erschweren die Zerspanung. Die Druckfestigkeit der Natursteine – sie schwankt je nach Gestein zwischen 20 N/mm² und 400 N/mm² – ermöglicht allein keine Vorhersage über die Zerspanbarkeit. Auch die Ritzhärte nach Mohs (1822) ist für die Abschätzung der Zerspanbarkeit ungeeignet.

Schleifhärte

Für die Abschätzung der Bearbeitungsfreundlichkeit des Gesteins ist als Bearbeitungshärte die Schleifhärte geeignet. Die Schleifhärte ist eine über die Fläche integrierende Ritzhärte, welche die Schleifhärte der Gemengeteile und deren Anisotropie (Richtungsabhängigkeit) sowie die Verbandsfestigkeit der Gemengeteile zueinander erfasst. Die Schleifhärte von Mineralen wurde nach vergleichenden Untersuchungen von Rosiwal bereits 1896 ermittelt und eingehend beschrieben. Zur Bestimmung der Schleifhärte eines Minerals nach Rosiwal wird ein Schleifpulver von bestimmter Korngröße und bestimmter Menge auf einer Mineralplatte von 4 cm² bis zur Unwirksamkeit verschliffen (totgeschliffen!). Mit dem dadurch entstandenen Gewichtsverlust, in Milligramm gemessen, wird die Schleifhärte bestimmt. Der Gewichtsverlust der Mineralplatte wird dabei umgekehrt proportional ihrer Härte gesetzt. Nimmt man Quarz mit Härte 100 als Basishärte, ergeben sich für andere Minerale gerundet Beziehungen, die in Tabelle 1 dargestellt werden.

Tab. 1: Härten verschiedener Minerale. Bei der Schleifhärte nach Rosiwal nimmt man Quarz mit Härte 100 als Basishärte.

Mineral	Schleifhärte nach Rosiwal	Ritzhärte nach Mohs
Gips	≈ 1	2
Calcit	≈ 4	3
Feldspat	≈ 31	6
Quarz	= 100	7
Korund	≈ 833	9
Diamant	≈ 117000	10

Man erkennt schon aus dieser kleinen Zusammenstellung deutlich, wie gewaltig die Härteunterschiede zwischen den einzelnen Stufen der Mohsschen 10er-Skala sind. Anhand der Schleifhärte nach Rosiwal kann man sagen, dass ein Mineral so oft Mal härter oder weicher als ein anderes ist. Zum Beispiel: Quarz ist ungefähr 3× härter als Feldspat und ungefähr 25× härter als Calcit, aber ungefähr 1170× weicher als Diamant. Die Schleifhärte der Minerale nach Rosiwal ermöglicht allein jedoch keine Vorhersage über die Zerspanbarkeit von Gesteinen, da Gesteine Mineralaggregate sind. Weitergehende Kenntnisse über die Bearbeitungshärte von Gesteinen erhält man durch die Naturstein-DIN, hier speziell DIN 52108, Prüfung anorganischer nichtmetallischer Werkstoffe; Verschleißprüfung mit der Schleifscheibe nach Böhme (1988), Schleifscheibenverfahren.

Kurzbeschreibung des Schleifscheibenverfahrens nach Böhme

Platten oder Würfel mit einer quadratischen Prüffläche von 50 (± 2) cm² werden auf die mit 20 g Norm-Schleifmittel (künstlicher Korund) bestreute Schleifbahn des Verschleißprüfgerätes nach Böhme (Schleifscheibe Ø etwa 750 mm) aufgesetzt und unter Belastung mit (294 ± 3) N über 16 Prüfperioden von jeweils 22 Umdrehungen mit einer Drehzahl von (30 ± 1) min⁻¹ beansprucht, wobei für jede Prüfperiode die Prüffläche der Probe um 90° (jeweils im gleichen Sinn) gedreht und neues Normschleifmittel verwendet wird.

Die Art der Beanspruchung entspricht einem Korngleitverschleiß. Der Schleifverschleiß wird entweder als Dickenverlust oder Volumenverlust bestimmt, er gilt als Maß für die Abnutzbarkeit und kann auch als Schleifhärte oder Bearbeitungshärte eingestuft werden. Je höher der Abrieb ist, desto niedriger ist die vorhandene Abriebfestigkeit und desto größer ist die Bearbeitungsfreundlichkeit. In Tabelle 2 werden für eine Auswahl von Gesteinen die aktuellen Abriebwerte angegeben. Man erkennt schon aus der kleinen Zusammenstellung, wie groß die Unterschiede in der Bearbeitungsfreundlichkeit bei den einzelnen Gesteinen sein können. Selbst bei im Aussehen ähnlichen Gesteinen variieren die Bearbeitungszeit und der Werkzeugverschleiß oft um das Mehrfache.

Tab. 2: Richtzahlen für die Abnutzung durch Schleifen nach DIN 52108, Verlust auf 50 cm² in cm³.

Magmatite (Erstarrungsgesteine)	
Granit, Syenit, Diorit, Gabbro, Rhyolith, Trachyt, Dacit, Andesit	4–8
Basalt	5–8,5
Basaltlava	12–15
Diabas	5–8
Sedimentite (Ablagerungsgesteine)	
Grauwacke	6–35
Quarzsandstein (Kieselsandstein)	7–39
Kalkstein, Dolomitstein (dicht, fest)	11–36
Sonstige Kalksteine einschließlich Kalkkonglomerate	14–80
Travertin	20–35
Metamorphite (Umwandlungsgesteine)	
Quarzit (Metamorpher Quarzsandstein)	6–35
Gneis, Granulit, Amphibolit, Serpentin, Dachschiefer	7–25
Marmor	11–36

Trenn- und Schleifscheibenverschleiß

Der Scheibenverschleiß wird durch das Verhalten der Schleifkörper und ihrer Bindung unter der Wirkung der im Zerspanungsprozess auftretenden Kräfte und Temperaturen bestimmt. Dabei können vier Verschleißarten auftreten: 1. Verschleißflächenbildung durch Druckerweichung der Kornschneide infolge der in der Kontaktzone wirkenden hohen Temperatur; 2. Abspaltung von Kornkristallgruppen durch mechanische Belastung; 3. teilweiser Kornausbruch aus der Bindung durch mechanische Belastung; 4. vollständiger Kornausbruch aus der Bindung durch mechanische Belastung.

Bei der Kombinationsmaschine treten wegen der relativ geringen Scheibengeschwindigkeiten bei guter Kühlung keine hohen Temperaturen auf, so dass der Scheibenverschleiß nicht durch Druckerweichung, sondern durch mechanische Belastung erfolgt.

Oberflächengüte

Als allgemeine Regel gilt: Je höher die Schnittbeziehungswise Schleifgeschwindigkeit gewählt wird, desto größer ist die Spanabnahme pro Zeiteinheit und um so feiner ist das Schlibbild. Die Rautiefe hängt von der Schleif-

körnung, der Schleifgeschwindigkeit, dem Schleifscheibendurchmesser und der Scheibenhärte ab. Bei der Kombinationsmaschine mit einem kleinen Scheibendurchmesser von 150 mm und relativ geringen Schleifgeschwindigkeiten beträgt die zu erwartende Rautiefe circa 2 μm .

Diamant-Trennscheibe

Zum Schneiden der Gesteine verwende ich bei der Kombinationsmaschine eine Diamant-Trennscheibe in Sinterbindung mit Durchmesser 150 mm, Schnittbreite 0,65 mm, Belagtiefe 10 mm und Bohrungsdurchmesser 22 mm. Die Diamantkorn-Körnungsgröße beträgt etwa D64 nach FEPA-Bezeichnung, das entspricht ungefähr MESH-Körnung 260. FEPA steht für Federation Europeenne des Fabricants de Produits Abrasifs (Fachverband Elektrokorund- und Siliziumkarbid-Hersteller e.V.) und MESH für die amerikanische MESH-Größe.

Die Trennscheibe könnte im Normalbetrieb mit einer Drehzahl von ungefähr 1800 Umdrehungen in der Minute, das entspricht einer Schnittgeschwindigkeit (Umfangsgeschwindigkeit) von 14,1 m/s, benutzt werden. Ich arbeite bei der Trimsäge jedoch nur mit einer Drehzahl von 600 U/min und einer Schnittgeschwindigkeit von 4,7 m/s. Den Vorschub steigere ich etwas durch zusätzliches Anhängen einer kleinen Schraubzwinde mit einem Gewicht von circa 250 g. Durch die auf ein Drittel reduzierte Schnittgeschwindigkeit und den entsprechend verringerten Vorschub lassen sich sehr saubere Schnittflächen erzielen. Die Weiterbearbeitung der Schnittflächen kann sofort mit der Diamantschleifscheibe D36 (\approx Körnung 600) erfolgen. Die Standzeit der Trennscheibe erhöht sich gegenüber dem Normalbetrieb durch die schonende Arbeitsweise erheblich.

Die zusätzliche Angabe einer MESH-Körnung dient bei den Diamantkörnungen der besseren Information, da sie eine Verbindung zu den feinsten Körnungsgrößen der anderen Schleifmittel herstellt. Die Körnung ist das Maß für die Größe des Schleifkorns. In Siebmaschinen wird das Korngemisch über Siebe (mesh) geleitet, von denen das jeweils nachfolgende die kleinere Maschenweite aufweist. Das Siebgerüst bestimmt die Größe der getrennten Körner. Diamantkörnungen mit dem Kennzeichen D werden nicht durch die Anzahl der Maschen

pro Zoll (oder inch = 25,4 mm) des Prüfsiebes, wie bei konventionellen Schleifmitteln (Elektrokorund, Siliziumkarbid, Bohrkorund), sondern nach der lichten Maschenweite des Prüfsiebes in μm berechnet. Zum Beispiel beträgt bei der Körnungsgröße D64 die Nennmaschenweite des Prüfsiebes 63–53 μm . Die Größe der ausgesiebten Diamantkörner liegt dann im Bereich zwischen 63–53 μm . Körnungen bis 400 können durch Siebanalyse bestimmt werden. Bei noch feineren Körnungen wird die Korngröße durch Fotosedimentation ermittelt.

Diamant-Schleifscheiben

Zum Schleifen der Gesteinsplättchen verwende ich Diamant-Schleifscheiben. Diese bestehen aus Metallträgerscheiben und einem diamant-haltigen Schleifbelag, der mit einem geeigneten Verfahren auf die Trägerscheiben aufgebracht worden ist. Anfangs habe ich nur zwei galvanisch gebundene Diamant-Schleifscheiben (Durchmesser 150 mm, Bohrung $\frac{1}{2}$ ", Belagbreite 55 mm, Diamantkonzentration C25 mit den Körnungsgrößen D64 und D36) eingesetzt. Bei den galvanisch gebundenen Schleifscheiben wird die Diamantkörnung über die Trägerscheibe verteilt und in einem galvanischen Verfahren mit einer Metallschicht verbunden. Die galvanisch gebundenen Diamant-Schleifscheiben stellen einen Sonderfall unter den Metallbindungen dar. Sie werden dem Amateur vom Händler empfohlen, weil sie eine große Belagbreite haben und trotzdem relativ preisgünstig sind. Da ich nur zwei Bearbeitungsschritte, Vor- und Feinschleifen mit D64 und Feinschleifen mit D36, gewählt hatte, musste die Schleifscheibe D64 die Hauptarbeit leisten. Die Schleifleistung sank bald erheblich ab. Die Belagfläche zeigte, unter dem Stereomikroskop betrachtet, Kornabsplitterungen und Kornausbrüche. Weil auch der Spanraum zwischen den einzelnen Diamantkörnern zugesetzt war, habe ich die drehende Scheibe mit Bimsstein unter Zugabe von Kühlwasser gereinigt. Die Schleifleistung sank jedoch trotzdem schnell weiter ab. Sie lag schließlich unter der Schleifleistung der weniger benutzten Scheibe D36. Ich habe daraufhin die Zahl der Bearbeitungsschritte auf drei erhöht und verwende jetzt mit gutem Erfolg folgende Diamant-Schleifscheiben mit Durchmesser 150 mm und Bohrung $\frac{1}{2}$ ":

Vorschleifen der Gesteinsplättchen bis etwa 200 µm Dicke

Bronzegesinterte Diamant-Planscheibe, Typ 6A2, FEPA D151, Korngröße 150–125 µm, MESH 100, Belagbreite 40 mm, Belaghöhe 0,5 mm, Diamantkonzentration C25 (C40 war bestellt, leider wurde durch ein Versehen nur C25 geliefert!), Gesamtscheibenstärke 13 mm, Bodenstärke 9 mm.

Feinschleifen der Gesteinsplättchen von etwa 200 µm bis etwa 100 µm Dicke

Bronzegesinterte Diamant-Planscheibe Typ 6A2, FEPA D64, Korngröße 63–53 µm, MESH 260, Belagbreite 40 mm, Belaghöhe 0,5 mm, Diamantkonzentration C40, Gesamtscheibenstärke 13 mm, Bodenstärke 9 mm.

Feinstschleifen der Gesteinsplättchen von etwa 100 µm Dicke bis zur Dünnschliff-Standarddicke 30 µm

Bereits anfangs benutzte und beschriebene galvanisch gebundene Diamant-Planscheibe Typ 6A2 (entspricht einer Planscheibe mit abgefassten unteren Außenkanten und einer mittleren Aussparung), FEPA D36, Korngröße i. M. 30 µm, MESH 600, Belagbreite 55 mm, Gesamtscheibenstärke 13 mm, Bodenstärke 9 mm. Wenn diese Schleifscheibe abgenutzt ist, werde ich sie durch eine bronzegesinterte Diamant-Schleifscheibe mit Diamantkonzentration C40 ersetzen.

Diamantkonzentration

Die Diamantkonzentration C drückt das Mischungsverhältnis des Diamantkorns zur umgebenden Bindungsmasse aus. Nach internationaler Vereinbarung entspricht ein Diamanten-Volumenanteil der Bindungsmasse von 25% einer Konzentration C 100. Das bedeutet, dass der Diamantanteil pro cm³ der Bindungsmasse, mit

der Dichte des Diamanten (3,51 g/cm³) umgerechnet, $0,25 \times 3,51 = 0,88$ g beträgt. Die Masse von Diamanten wird in Karat angegeben. Ein Karat (Abkürzung ct) entspricht 0,2 g. Die Diamantkonzentration C100 entspricht damit $0,88/0,2 = 4,4$ Karat/cm³.

Die Diamantkonzentration C25 ist eine geringe Konzentration mit $0,25 \times 4,4 = 1,1$ Karat/cm³ und einem Volumenanteil von $0,25 \times 25 = 6,25\%$ der Bindungsmasse.

Die Diamantkonzentration C40 ist eine mittlere Konzentration mit $0,40 \times 4,4 = 1,76$ Karat/cm³ und einem Volumenanteil von $0,40 \times 25 = 10,00\%$ der Bindungsmasse.

Die Scheibengröße, Belagbreite, Belaghöhe und Diamantkonzentration bestimmen maßgeblich den Diamantgehalt und den Scheibenpreis. Am Beispiel der gleichgroßen Diamant-Schleifscheiben D151 mit C25 und D64 mit C40 wird die Auswirkung der Diamantkonzentration aufgezeigt (Tab. 3).

Diamant-Sinterscheiben

Sintern ist die Bezeichnung für das Zusammenfüllen (Zusammenbacken) von feinkörnigen oder pulverförmigen Stoffen unter Hitze einwirkung durch oberflächliches Aufschmelzen des Gutes. Bei bronzegesinterten Diamant-Schleifscheiben (metallgebundenen Scheiben) wird die Diamantkörnung in den durch die Konzentration vorgegebenen Anteilen mit Sinterbronzepulver gemischt, in Formen gepresst und unter hohen Temperaturen zusammengebacken. Diamant-Sinterscheiben haben eine gute Standzeit und Profilhaltigkeit, sie können mit speziellen Abziehsteinen überschleifen und dabei durch Freilegen neuen Diamantkorns geschärft werden.

Geeignete Diamant-Schleifscheiben

Bei der Anschaffung von Diamant-Schleifscheiben für die Kombinationsmaschine zur Herstel-

Tab. 3: Diamantgehalt von Schleifscheiben.

Belagfläche	$A = \pi \times (15^2 - 7^2) / 4 = 138,23 \text{ cm}^2$
Belaghöhe	$X = 0,5 \text{ mm} = 0,05 \text{ cm}$
Schleifwerkstoffvolumen	$V = 138,23 \times 0,05 = 6,91 \text{ cm}^3$
Diamantanteil C100	$= 6,91 \times 0,25 \times 3,51 / 0,2 = 30,32 \text{ Karat}$
Diamantanteil C25	$= 0,25 \times 30,32 = 7,6 \text{ Karat}$
Diamantanteil C40	$= 0,40 \times 30,32 = 12,1 \text{ Karat}$

lung von Gesteinsdünnschliffen sollte der Amateur besonders auf die Körnung, Bindung, Belagbreite, Belaghöhe und Diamantkonzentration achten, damit er sich kostspielige Enttäuschungen erspart. Nach meinen bisherigen Erfahrungen sind folgende Daten zweckmäßig: Bindung – gesinterte Diamantscheiben; Körnung – D151, D64, D36; Belagbreite ≥ 40 mm; Belaghöhe $\geq 0,5$ mm; Diamantkonzentration $\geq C 40$.

Die genauen Werte der angebotenen Diamantscheiben müssen in der Regel beim Händler erfragt und bei der Bestellung angegeben werden. Wenn die Prospektangaben zum Beispiel hinsichtlich der Konzentration fehlen, muss man damit rechnen, dass nur eine geringe Konzentration, zum Beispiel C 25, geliefert wird.

Sägearbeiten

Abbildung 4 zeigt den Arbeitsplatz für das Sägen. Für die Säge- und Schleifarbeiten verwende ich die platzsparende Kombinationsmaschine Lapida-E (Electronic), die nur eine Baulänge von 26 cm hat. Die Maschine besitzt

einen 220 V Wechselstrommotor mit 250 W Leistung. Über ein Steuergerät kann mit einem Schalter die Drehzahl vollelektronisch von 100–3150 U/min geregelt werden.

Folgende Arbeitsschritte sind nötig, um die Lapida-E zum Sägen einzurichten:

- Die drei Rändelschrauben der linksseitigen Schutzhaube abschrauben und die Schutzhaube abziehen.
- Sägeflansch, Trennscheibe, Unterlegscheibe und Schraubenmutter vom Wandhalter nehmen.
- Den Sägeflansch auf das linke Wellenende stecken.
- Die Diamant-Trennscheibe auf den profilierten Sägeflanschkopf drücken.
- Die Unterlegscheibe aufstecken, die Mutter nach links drehend auf das Wellengewinde schrauben (Linksgewinde) und die Diamant-Trennscheibe mit dem 19 mm Schraubenschlüssel linksdrehend fest anspannen.
- Die Schutzhaube aufstecken und mit den drei Rändelschrauben wieder anschrauben.
- Die Trimm säge (Befestigungswelle, Distanzring mit Rändelschraube, Sägetisch mit Steinklemme) oder Universalzange aus dem Koffer

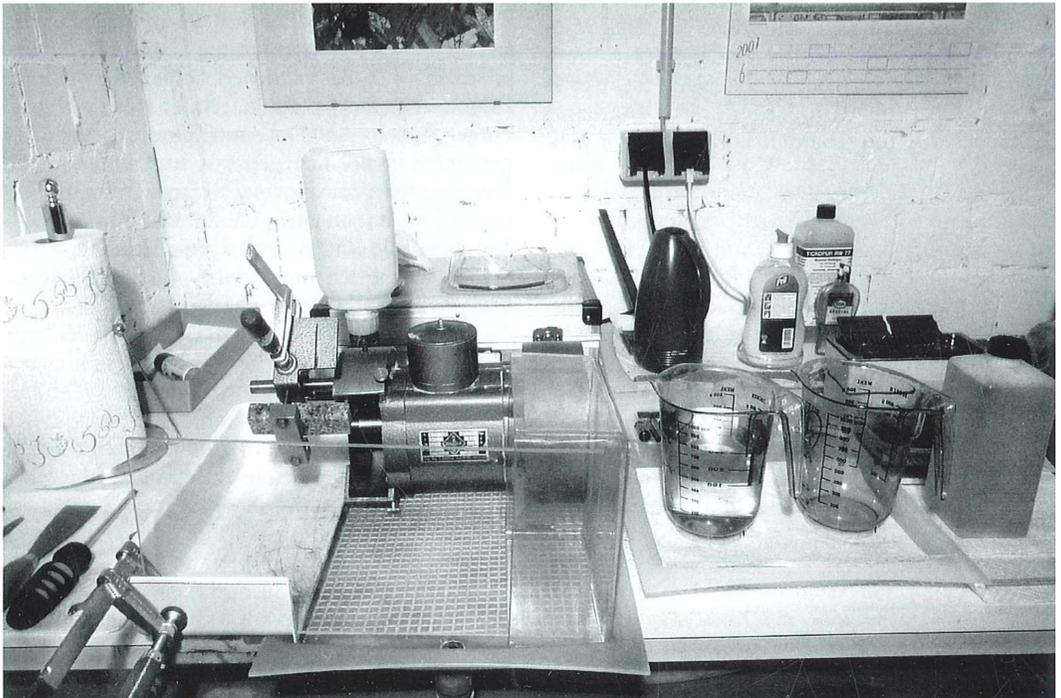


Abb. 4: Arbeitsplatz für das Sägen.

nehmen, die Befestigungswelle in die Gewindebohrung M 10 (Rechtsgewinde) an der Schutzhaube links anschrauben, Distanzring mit Rändelschraube, Sägетisch mit Steinklammer oder Universalzange auf die Befestigungswelle stecken.

- Kühlmitteltropf mit Anschlussröhrchen in das kurze Ansatzrohrstück auf der Schutzhaube stecken.
- Drehzahlregelung am Steuergerät mit Schalterstellung 20 auf 600 U/min einstellen.
- Gereinigte Wasserschale mit Wasser füllen.

Aufbau des Spritzschutzes

Der Spritzschutz besteht aus zwei Kunststoffschalen, einer Plexiglasscheibe und einer Schraubzwinge. Die Arbeitsschritte sind:

- Waagerechte Spritzschutzschale an der linken Seite der Kunststoffbodenwanne auflegen.
- Senkrechte Spritzschutzschale an der rechten Seite der Kunststoffbodenwanne aufstellen.
- Senkrechte vordere Plexiglas-Spritzschutzscheibe in der rechtsseitigen Spritzschutzschale auflegen und mit einer Schraubzwinge am Rand der linken Spritzschutzschale festklemmen.

Kühlflüssigkeit zum Sägen

Zur Zubereitung der Kühlflüssigkeit füllt man einen 1 l Messbecher mit 0,9 l Wasser und gibt 0,1 l Kühlschmiermittel Tribosynt zu.

Die Kühlflüssigkeit aus dem Messbecher wird in den Kühlflüssigkeitstropf eingefüllt und läuft dann mit feinem Strahl durch das Anschlussröhrchen (lichter Durchmesser 3 mm) in die Maschinenwanne. Wenn die Maschinenwanne gefüllt ist, kann man den Motor einschalten und mit dem Sägen beginnen. Der weitere Flüssigkeitszufluss gleicht den beim Sägen durch Abspritzen entstandenen Flüssigkeitsverlust aus, so dass die Maschinenwanne immer ausreichend mit Kühlflüssigkeit gefüllt bleibt, die Diamant-Trennscheibe circa 10 mm tief eintaucht und so ausreichend gekühlt wird. Kurz vor dem Leerlaufen des Kühlflüssigkeitstropfes Kühlflüssigkeit nachfüllen. Die beim Sägen abgespritzte Kühlflüssigkeit prallt gegen den Spritzschutz, wird in der Kunststoffbodenwanne aufgefangen und über den Wannena-blauf mit einem Schlauch in den Eimer mit

Ausguss abgeleitet. Die Lapida-Maschine steht bei mir auf einem Gumminetz (Abschnitt einer Teppich-Anti-Rutschmatte). Der Bodena-blauf liegt etwa 1 mm höher als die Oberfläche der Bodenwanne. Der beim Sägen anfallende Gesteinsschlamm wird durch das Gumminetz zurückgehalten, und über den etwas höherliegenden Bodena-blauf läuft nur vorgeklärte Kühlflüssigkeit ab. Die im Eimer aufgefangene Flüssigkeit kann daher mehrmals wiederverwendet werden, indem man sie vom Eimer in den Messbecher rückfüllt und damit den Kühlmitteltropf nachfüllt. Ein Liter Kühlflüssigkeit reicht so für das Sägen von 10 Schnitten aus.

Sägen der Gesteine und Gesteinsplättchen

Es ist notwendig, die gereinigten Rohsteine so auszuwählen oder durch Abschlagen zu bearbeiten, dass sie sägegerechte Querschnittsmaße von maximal 5 × 5 cm haben. Steine mit Rissen sind auszusondern, da sie beim Sägen zerfallen. Für die ersten Sägearbeiten sind etwa 2–3 cm dicke Naturstein-Musterplatten vom Natursteinhandel sehr gut geeignet. Auch bei Steinmetzbetrieben kann man geeignete Gesteinsreste aus den Abfallcontainern herausfischen. Die Steine sollte man so sägen, dass sie etwas größer als die Deckgläser sind. Man kann dann nach dem Sägen durch Schleifen die Säge- oder An-schnittzapfen leichter beseitigen und die Ränder entsprechend der Deckglasgröße herstellen. Das Vorsägen der Rohsteine auf gebrauchsfertige Maße erfolgt nach vorsichtigem Anschnitt von Hand, oder wenn möglich mit der Trimmsäge. Die Trennebenen können vorher mit einem wasserfesten Tusche-Faserminenschreiber angezeichnet werden (nicht bei Achat!). Vor dem Einschalten der Lapida-E Maschine muss unbedingt der korrekte und feste Sitz des eingespannten Steins geprüft werden. Beim Sägen muss auf den sauberen geraden Anschnitt geachtet werden. Bei schief einlaufender und flatternder Diamant-Trennscheibe Lapida-Maschine sofort ausschalten! Um unnötige Schleifar-beiten zu vermeiden, sollte man die Gesteinsplättchen möglichst dünn absägen. Dabei ist jedoch zu beachten, dass sich die verschiedenen Gesteine beim Sägen unterschiedlich verhalten und die Plättchen nicht beliebig dünn abgesägt werden dürfen. Bei zu dünnen Gesteinsplättchen besteht die Gefahr, dass sie schon beim Sägen oder der weiteren Bearbeitung zerfallen.

Bei harten Erstarrungs- und Ablagerungsgesteinen, zum Beispiel Granit, Gabbro, Grauwacke und Quarzsandstein, kann man Gesteinsplättchen von etwa 1,5 mm Dicke absägen. Bei harten Umwandlungsgesteinen wie zum Beispiel Gneisen sollte wegen der Schieferung die Gesteinsplättchendicke etwa 2,5 mm betragen. Bei weichen Ablagerungs- und Umwandlungsgesteinen, zum Beispiel Kalkstein und Marmor, sollte man die Gesteinsplättchendicke auf etwa 5 mm vergrößern. Beim Abschätzen der Sägedicke nach Augenmaß werden die Gesteinsplättchen meist unterschiedlich dick. Eine ungefähr gleiche Gesteinsplättchendicke lässt sich mit selbstgebastelten Abstandshaltern aus Holzplättchen erreichen. Eine meist unvermeidliche, leicht schräge Einspannung des Steins kann durch eine etwas größere Dicke des ersten Gesteinsplättchens ausgeglichen werden. Die mit 600 U/min abgesägten Gesteinsplättchen haben in der Regel sehr saubere Schnittflächen. Sie werden sofort in der Wasserschale mit der Zahnbürste gereinigt, abgespült und auf einer Lage Papierküchentücher zur weiteren Bearbeitung abgelegt.

Sägeprotokoll

Wenn es möglich ist, säge ich von einer Gesteinsprobe immer zehn Gesteinsplättchen für die Dünnschliffherstellung ab. Um einen Überblick über die Schleifhärte und Bearbeitungsfreundlichkeit zu erhalten, arbeite ich dabei mit einem Sägeprotokoll (Abb. 5), aus dem man die durchschnittliche Schnittleistung in mm^2/s berechnen kann.

Reinigung der Lapida-E nach dem Sägen

Die Arbeitsschritte sind:

- Kühlflüssigkeit aus der Maschinenwanne mit Blasenspritze absaugen.
- Trimmsäge abschrauben, mit Papierküchentuch reinigen, Gewinde mit Ballistol-Spray ölen, verschmutztes Papier in den Mülleimer werfen, Trimmsäge in den Koffer legen.
- Kühlmitteltropf abnehmen und ablegen.
- Die drei Rändelschrauben der Schutzhaube abschrauben und die Schutzhaube abziehen.
- Wellenmutter nach rechts drehend abschrauben, Unterlegscheibe, Trennscheibe und Sägeflansch abnehmen.

SCHRODT		Gesteinsdünnschliffherstellung					Bl.
Tag:		Sägeprotokoll					
Gestein: ○							
Trimmsäge: TS sint — $\phi 150 \text{ mm}$, $T 0,65 \text{ mm}$ Drehzahl : $n = 600 \text{ min}^{-1}$ Schnittgeschwindigkeit : $v = 4,7 \text{ m/s}$ Zusatzgewicht : Schraubzwinde — $G = 250 \text{ g}$							
GP	α	b	A	d	t	Schnittleistung	Bem.
Nr.	mm	mm	mm^2	mm	s	mm^2/s	
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
Σ							
i. M.							

Abb. 5: Sägeprotokoll.

- Alle Teile mit Papierküchentuch reinigen, alle Gewinde mit Ballistol-Spray ölen, verschmutztes Papier in den Mülleimer werfen.
- Trennscheibe, Unterlegscheibe, Schraubmutter und Sägeflansch auf den Wandhalter stecken.
- Schutzhaube wieder aufstecken und mit den drei Rändelschrauben festschrauben.
- Lapida-E um 90° kippen und seitlich neben der Kunststoffwanne auf dem Tisch absetzen.
- Gumminetz von der Kunststoffbodenwanne abziehen, abspülen und mit dem Handtuch trocknen.
- Gesteinsschlamm von der Kunststoffbodenwanne mit dem Spachtel abstoßen und in den Mülleimer entsorgen.
- Kunststoffbodenwanne und Spachtel mit Papierküchentüchern reinigen und verschmutztes Papier in den Mülleimer werfen.
- Eine Lage Papierküchentücher und darüber das Gumminetz in die Kunststoffbodenwanne legen.
- Kühlflüssigkeit aus dem Eimer entsorgen.

- Lapida-E zum Schleifen in die Kunststoffbodenwanne stellen.
- Wasserschale in den Eimer entleeren, reinigen und mit Handtuch abtrocknen.

Anmerkung:

Da die Reinigungsarbeiten nach dem Sägen mit erheblichem Umstand und Zeitaufwand verbunden sind, säge ich meist von fünf Gesteinsproben $5 \times 10 = 50$ Gesteinsplättchen in einem Zug ab.

Bezugsquellen

- Kombinationsmaschine Lapida-E mit Zubehör: HAMAG Elektromaschinenbau, Inhaber Wolfgang Rieder, Gansbichlerstr. 26, D-86807 Buchloe, Tel.: 082 41/91 01 01, Fax: 082 41/91 01 02.
- Ultraschallreinigungsgerät, UV-Kleber, UV-Kleber-Härtebox, Präparatekästen usw.: Dr. F. Krantz, Rheinisches Mineralien-Kontor, Frau-

hoferstr. 7, D-53121 Bonn, Tel.: 02 28/98 86 50, Fax: 02 28/988 65 20/23, e-mail: krantz@t-online.de,

Internet: <http://www.krantz-online.de>

- Deckgläser, Saugkolbenpinzette, TICKOPUR, Reinigungsmaterialien: PLANO W. Plannet GmbH (Elektronenmikroskopie), Ernst-Befort-Str. 12, D-35578 Wetzlar, Tel.: 064 41/976 50, Fax: 064 41/97 65 65,

e-mail: plano@t-online.de, Plano@plano-em.com, Internet: <http://www.plano-em.com>

- Maschinen, Werkzeuge und Zubehör (Goldschmiedebedarf): Karl Fischer GmbH, Berliner Str. 18, D-75105 Pforzheim, Tel.: 072 31/310 31, Fax: 072 31/31 03 00,

e-mail: info@fischer-pforzheim.de,

Internet: <http://www.fischer-pforzheim.de>

Literaturhinweise:

siehe Teil 2 im nächsten MIKROKOSMOS-Heft.

Verfasser: Jürgen Schrodt, Parkstr. 68A, D-58675 Hemer, Tel.: 0 23 72/49 24

Neue Medien

Schmeil-Fitschen interaktiv, Flora von Deutschland und angrenzender Länder, Herausgeber Siegmund Seybold, Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim 2001, Euro 50,00, ISBN 3-494-01298-9.



Den *Schmeil-Fitschen* kennt jeder botanisch interessierte als *den* Schlüssel zur heimischen Pflanzenwelt. Nun gibt es dieses altbewährte Werk in stark erweiterter Form als CD-ROM. Erstmals werden fast alle der etwa 3200 bei uns lebenden Pflanzen als farbige Fotos hervorragenden Qualität abgebildet. Der Bestimmungsschlüssel des bekannten Buches wurde übernommen und sinnvoll ergänzt durch zusätzliche Funktionen. So kann man beispielsweise das Bestimmungsergebnis durch Anzeige der Pflanzenbilder und entsprechender Datenblätter kontrollieren. Unbekannte Fachbegriffe und Strukturen können in einem Lexikon abgerufen werden, so dass man eine Bestimmung der Arten zügig vornehmen kann. Das lästige Blättern im Buch entfällt, da man direkt zu den angegebenen Auswahlmöglichkeiten springen kann. Allerdings bietet sich die CD mehr für Bestimmungen im Labor oder zu

Hause an beziehungsweise für die spätere Nachbearbeitung; für Unternehmungen im Freiland ist das Buch die bessere Version. Die beiden Teilbereiche Pflanzenbestimmung und Informationsdatenbank ergänzen sich sehr gut. Über 180.000 Daten zu einheimischen Pflanzen werden zur Verfügung gestellt. Alle Informationen sind ausdrückbar, können im Textverarbeitungsprogramm bearbeitet und mit eigenen Notizen ergänzt werden. Es werden sowohl konkrete Informationen zu einzelnen Arten geboten, wie die anatomischen Merkmale, Blütezeiten, Häufigkeit und Verbreitung oder Inhaltsstoffe als auch allgemeinere Themen erläutert (z. B. Naturschutz, System der Pflanzen, geschichtliche Entstehung der mitteleuropäischen Flora). Botanisch Interessierten macht es bestimmt Spaß, diese CD auszuprobieren und anzuwenden.

Renate Radek, Berlin

Oberflächenmorphologie von Arzneistoffpartikeln – Ein optisch evaluierbares Kriterium für die Auflösungsgeschwindigkeit

Steffen M. Diebold

Für den Patienten ist die perorale Anwendung (Herunterschlucken) von Arzneistoffen fast immer die vorteilhafteste. Um eine solche Applikation zu ermöglichen, ist es zwingend erforderlich, dass der Arzneistoff aus der Arzneiform im Magen-Darm-Trakt freigesetzt und anschließend absorbiert wird.

Das ist besonders problematisch bei schwer wasserlöslichen Substanzen. Ihre Absorption wird wesentlich limitiert durch die Geschwindigkeit, mit der sich die Arzneistoffpartikel nach Freisetzung aus der Arzneiform im Magen-Darm-Trakt auflösen.

Auflösungsgeschwindigkeit von Arzneistoffpartikeln

Es gibt zahlreiche Faktoren, welche die Lösungsgeschwindigkeit (LSG) eines Arzneistoffes beeinflussen. Zur Beschreibung der LSG kann die modifizierte Noyes-Whitney-Nernst-Brunner-Gleichung dienen:

$$\frac{dC}{dt} = \frac{A \cdot D}{\delta_{HL} \cdot V} \cdot (C_s - C_t)$$

Die Lösungsgeschwindigkeit (dC/dt) ist definiert durch die zeitliche Änderung (dt) der Konzentration (dC) an gelöster Substanz (Solvat) oder durch die zeitliche Änderung der Masse an zu lösender Substanz (Solvendum). A ist die zur Verfügung stehende Oberfläche, D repräsentiert den Diffusionskoeffizienten, V ist das zur Verfügung stehende Volumen an Lösungsmittel, C_s kennzeichnet die Sättigungslöslichkeit des Arzneistoffes und δ_{HL} ist die hydrodynamische Grenzschicht an den Oberflächen der Arzneistoffpartikel. Die hydrodynamische Grenzschicht ist ihrerseits wieder abhängig vom Grad der Konvektion im Auflösungsgefäß beziehungsweise in der Nähe der Partikeloberflächen (Diebold, 2000; Levich, 1962).

Partikelmorphologie und Hydrodynamik

Oberflächenrauigkeit, Strömung und hydrodynamische Grenzschicht

Oberflächeninhomogenitäten der Partikel können die Auflösungsrate stark beeinflussen. Fremdatom-Einschlüsse destabilisieren beispielsweise das Kristallgitter und erhöhen so die LSG. Aber auch mechanische Oberflächeninhomogenitäten (Oberflächenrauigkeiten) sind geeignet, die hydrodynamische Grenzschicht und damit die LSG zu beeinflussen (Levich, 1942, 1962). Dabei kann trotz laminarer (Außen-)Strömung (U_A) die Strömung in unmittelbarer Nähe der Arzneistoffpartikel turbulent werden (Diebold, 2000; Levich, 1962). Diese oberflächennahe Strömung hängt wesentlich von der Oberflächenbeschaffenheit und insbesondere von der Rauigkeit (R) der Partikel ab (Abb. 1). Turbulente Strömungen in Oberflächennähe reduzieren die effektive Grenzschicht δ_{HL} und bewirken damit eine gesteigerte Auflösungsgeschwindigkeit der Arzneistoffe. Dadurch werden diese schneller absorbiert und führen zu höheren Blutplasmaspiegeln.

Es gibt zwei Arten von hydrodynamischen Grenzschichten. Bei einer turbulenten Grenzschicht wirken Oberflächenrauigkeiten gerade dann noch hydraulisch glatt, also nicht selbst noch turbulenzbildend und damit massentransfersteigernd, wenn sie vollständig in der sogenannten viskosen Unterschicht (d_{vs}) liegen. Die zulässige Rauigkeitshöhe R_{zul} kann nach folgender Beziehung abgeschätzt werden (Schlichting, 1951; für Messungen an Rohrströmungen):

$$R_{zul} = 100 \cdot \frac{v}{U_A}$$

Ist $R < R_{zul}$, führen Oberflächenrauigkeiten nach der gegebenen Beziehung gerade noch nicht zur Steigerung des Massentransfers. In einer laminaren Grenzschicht ist diejenige Rauigkeitshöhe die kritische (R_{krit}), die den Umschlag der laminaren Strömung in eine turbulente Form provoziert. Für sie gilt:

$$R_{krit} = 15 \cdot \frac{v}{\sqrt{\tau}} \sqrt{\frac{\tau}{\rho}}$$

wobei

$$\sqrt{\frac{\tau}{\rho}} = 0,332 \cdot U_A^2 \cdot \sqrt{\frac{v}{U_A \cdot L}}$$

τ repräsentiert die Schubspannung, ρ die Fluidichte und v die kinematische Viskosität. Ist $R > R_{krit}$, so wird eine wandnahe Grenzschicht turbulent, obwohl die hydrodynamischen Bedingungen der Außenströmung laminar sind. Die kritische Rauigkeitshöhe in einer laminaren Grenzschicht ist im Gegensatz zur zulässigen Rauigkeitshöhe einer turbulenten Grenzschicht von der sogenannten bezogenen Lauflänge L , also der Länge der überströmten Oberfläche, abhängig (Diebold, 2000). Sie ist etwa um den Faktor 10 größer als Letztere (Schlichting, 1951). Levich (1961) schätzt, dass die kritische Rauigkeitshöhe in einer laminaren Grenzschicht ab $Re_{krit} = 20$ beginnt. Bereits 1942 kam er zu der Schlussfolgerung, dass auch sehr kleine Rauigkeiten in der Lage sind, den Strömungszustand an einer Partikeloberfläche zu verändern.

Kavationen und Protrusionen

Der Strömungsverlauf und damit auch die Grenzschicht können in Wandnähe eines Objekts durch zwei Arten von Oberflächenunregelmäßigkeiten verändert werden: 1. durch Erhebungen (Protrusionen; Abb. 2) und 2. durch Vertiefungen (Kavationen) (Grijseels et al., 1983; Plummer and Wigley, 1976). Beide verändern die Natur der Strömung entlang einer Partikeloberfläche und damit die Auflösesehwindigkeit der Arzneistoffe.

Stromabwärts tritt an der Protrusion Turbulenz auf, obwohl das äußere Strömungsfeld ursprünglich laminar ist. Der turbulente Fluss im Schatten der Protrusion wird teilweise ge-

dämpft, aber diese Dämpfung tritt erst weit hinter der Protrusion in Erscheinung, so dass die Partikelkante rasch abgeschliffen, also beschleunigt aufgelöst wird (gestrichelte Linie).

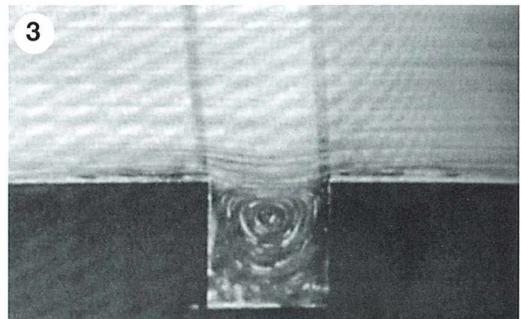
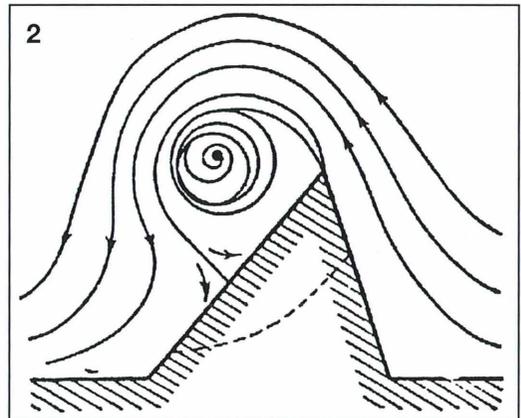
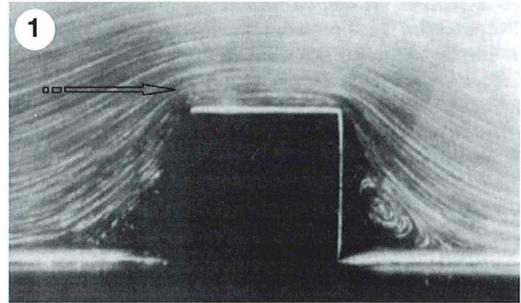


Abb. 1: Strömung entlang einer simulierten Rauigkeit bei $Re = 0,02$ (visualisiert durch Aluminium-Pulver; aus Tritton, 1995). Man erkennt deutlich den Rückstrom-Wirbel, der sich auf der rechten Seite des Kubus stromabwärts ausgebildet hat. – **Abb. 2:** Strömung entlang einer kantenförmigen Oberflächen-Protrusion (aus: Levich, 1962). – **Abb. 3:** Fluss entlang einer Kavation bei niedriger Reynolds-Zahl (durch Aluminium-Pulver visualisiert; aus Tritton, 1995).

Dieser Abschleifvorgang (Polierprozess) setzt sich solange fort, bis die Protrusion kleiner ist als die (effektive) Grenzschichtdicke an der fraglichen Partikeloberfläche (Levich, 1944). Der Effekt ist aber nicht nur auf Fälle beschränkt, bei denen die Dimensionen der Protrusionen wesentlich größer sind als die hydrodynamischen Grenzschichten. Auch wenn die Protrusion etwa Grenzschichtgröße hat, ist die Lösungsgeschwindigkeit erhöht (Levich, 1962). Ähnliches geschieht an einer Kavation, einer deformativen Oberflächenvertiefung, bereits bei verhältnismäßig niedrigen Reynolds-Zahlen (geringe Zähigkeit; Abb. 3). Im Gegensatz zur Protrusion gräbt sich hier die eigentlich laminare Außenströmung infolge einer Grenzschicht-Ablosung an der Kante der Vertiefung zirkulär in die Kavation ein. Resultat dieses Vorgangs ist dann nicht ein allmähliches Abschleifen und damit eine Abschwächung des massentransfersteigernden Effektes, sondern eine Verstärkung. Die Vertiefung wächst mit Fortschreiten des Prozesses.

Geometrie und Oberflächenmorphologie von Arzneistoffpartikeln beeinflussen also die Hydrodynamik an der Kontaktfläche mit dem Lösungsmittel und damit die Lösungsgeschwindigkeit durch Ausbildung von Vertiefungen, Kanten oder Rauigkeiten. Geometrie und Oberflächenmorphologie von Arzneistoffpartikeln, die in Auflösungsexperimenten eingesetzt werden, müssen daher charakterisiert werden. Dies kann durch Einsatz der Rasterelektronenmikroskopie geschehen.

Material und Methodik

Zur exemplarischen Charakterisierung von Geometrie und Oberflächenmorphologie eines oral verabreichten Arzneistoffes wurde Felodipin gewählt. Felodipin ist ein klassischer Calcium-Antagonist vom Dihydropyridin-Typ, der zum Beispiel in Modip® oder Munobal® enthalten ist. Es dient in Dosierungen von 5 bis 20 mg pro Tag der Behandlung der Hypertonie (Bluthochdruck) und der stabilen Angina pectoris (Verengung der Herzkranzgefäße), indem es vorwiegend spannungsabhängige Calciumkanäle blockiert und dadurch den zellulären Calciumeinstrom hemmt. Felodipin wurde für die vorliegende Untersuchung gewählt, weil es Vertreter eines schwer wasserlöslichen aber dennoch gut absorbierbaren Arzneistoffes ist

und sowohl amorph als auch in mehreren Korngrößenklassen als kristallines Pulver verfügbar war. Es wurden folgende Arzneistoff-Pulverkollektive untersucht: A: luftstrahlvermahlene (mikronisiertes) Felodipin (Abb. 4) und B: kristallines Felodipin einer Siebfraktion mit einem mittleren Partikeldurchmesser von 236 µm (Abb. 5–7). Das kristalline Felodipin war nach der Synthese lediglich auskristallisiert und getrocknet, aber nicht vermahlen worden. Die Goldbedampfung zur Leitfähigkeitsmachung der Oberfläche wurde mit einem Ion Scattering Device JFC-1100 E der Firma Jeol (Tokio, Japan) unter Argonatmosphäre und bei reduziertem Druck vorgenommen (12 min mit 10 mA). Dies verhindert ein Oxidieren der Oberflächen während des Beschichtens. Die elektronenmikroskopischen Untersuchungen wurden mit einem JSM 5400 der Firma Jeol ausgeführt. Die Beschleunigungsspannung des Kathodenstrahls betrug 10 kV oder, wo dies möglich war, 25 kV. Damit wurden Vergrößerungen von 75 bis 7500 erzielt. Die gerade noch differenzierbaren Strukturen lagen in der Größenordnung von 0,1 µm. Die Auswertung der Bilder erfolgte an einem Video Graphic Printer UP 850 von Jeol.

Ergebnisse und Diskussion

Die Ergebnisse der rasterelektronenmikroskopischen Pulveruntersuchungen sind in den Abbildungen 4 bis 7 dargelegt.

Das mikronisierte Material (Abb. 4) liegt als Ansammlung von scheinbar amorphen Agglomeraten (2–20 µm) ohne erkennbare eigentliche Oberflächenstruktur vor. Es sind keine kristallinen Anteile zu sehen. Die interpartikulären Wechselwirkungen führen zu starker Kohäsion. Bei solch kleinen Partikeln spielen Unebenheiten in den Oberflächen keine große Rolle für deren Auflösungsgeschwindigkeit in Auflösungsexperimenten mit Verdauungsflüssigkeiten. Die Auflösungsgeschwindigkeit dieser mikronisierten Arzneistoffpartikel hängt wesentlich stärker von der Benetzungsfähigkeit und der Agglomeratertrümmerung ab.

Die bevorzugte geometrische Form der kristallinen Felodipin-Variante ist der Würfel (Abb. 5). Es sind jedoch auch andere, zumeist nicht-sphärische Formen erkennbar (Reiskornform, irreguläre Bruchstücke). Vor allem kleinere Partikeln sind anisometrisch. Die Dimensionen

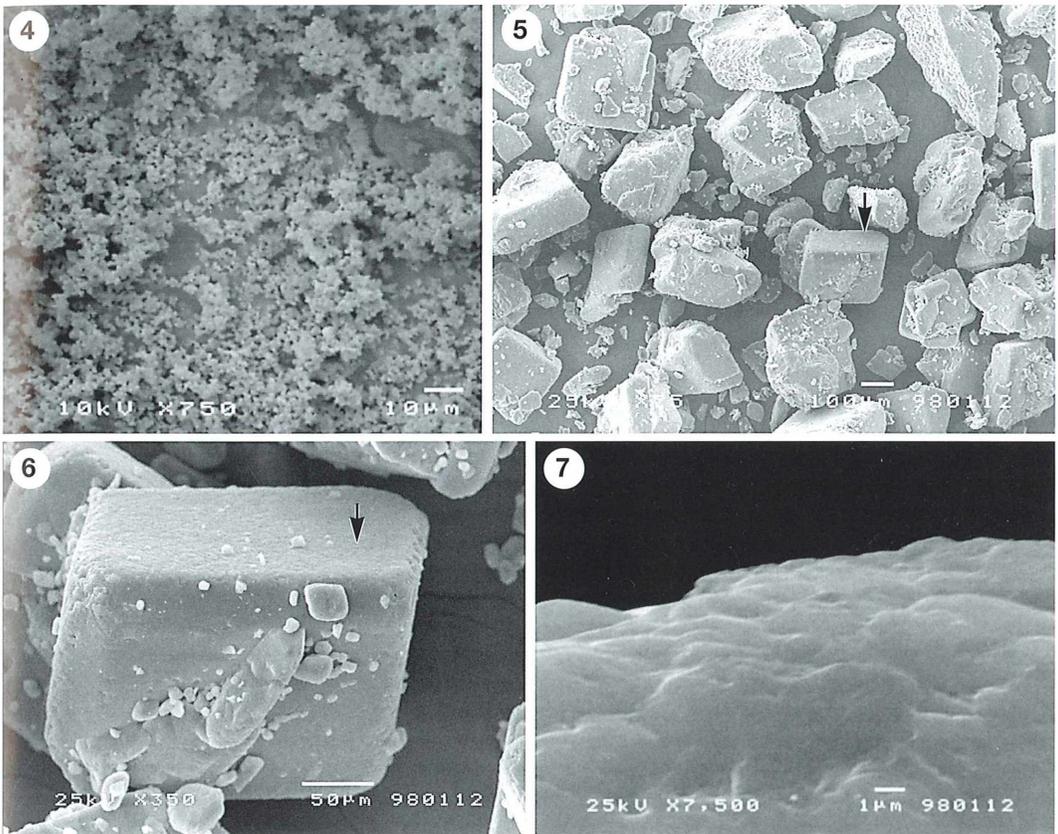


Abb. 4–7: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen. – Abb. 4: Mikronisiertes Felodipin. – Abb. 5–7: kristallines Felodipin. Der durch den Pfeil in Abbildung 5 markierte Ausschnitt wird in Abbildung 6 dargestellt, der in Abbildung 6 markierte in Bild 7.

sind nicht in allen Raumrichtungen gleich. An den Kanten und Zerklüftungen dieser gesteinsartigen Arzneistoffbrocken können sich zahlreiche turbulente Wirbel ausbilden, die im hydrodynamischen Feld eine beschleunigte Auflösung bewirken.

Bei Abbildung 6 wurde ein regelmäßiger Kubus aus dem Partikelkollektiv isoliert. An ihm zeigt sich, dass an solch größeren Einheiten stets kleinere und kleinste Partikel haften. Dies ist die Folge der interpartikulären Kohäsionskräfte, der Coulomb- und der Reibungskräfte. Das Kristallpulver erscheint nicht porös. Die kleinsten kristallinen Partikel sind von irregulärer Form und auch sie können selbst noch Kavitäten und Oberflächenunebenheiten aufweisen.

Abbildung 7 ist eine Vergrößerung exakt des Oberflächenausschnittes, der in Abbildung 6 mit einem Pfeil bezeichnet wurde. Es handelt sich um die scheinbar glatte Seitenfläche eines regulären Kubus der Kantenlänge 200–300 µm. Die Aufnahme demonstriert in 7500facher Vergrößerung, dass Hügel und Krater von etwa 0,5–3 µm selbst auf scheinbar glatten Arzneistoff-Oberflächen ausgebildet sind. Auch Oberflächenrauigkeiten dieser Größenordnungen können die Auflösungsgeschwindigkeit oral verabreichter, schwer wasserlöslicher Arzneistoffe noch in erheblichem Maße beeinflussen. Dieser Befund war nur durch Einsatz der Rasterelektronenmikroskopie möglich geworden.

Fazit

Für die Auflösungsgeschwindigkeit von schwer wasserlöslichen Arzneistoffpartikeln spielt die Hydrodynamik an den Partikeloberflächen eine große Rolle. Diese ist ihrerseits beeinflusst von der Geometrie und der Oberflächenmorphologie der Partikel. In dieser Arbeit wurde gezeigt, dass sich zur Charakterisierung dieser Parameter die Rasterelektronenmikroskopie auch für die Untersuchung von Arzneistoffen gut eignet. Am Beispiel von Felodipin-Kristallen wurde nachgewiesen, dass reale Arzneistoffpulver auch an scheinbar glatten Oberflächen Protrusionen, Kanten und Kavitäten aufweisen. Deren Größenordnungen lassen sich mit Hilfe der Elektronenmikroskopie abschätzen. Die Oberflächenmorphologie von Arzneistoffpartikeln ist ein Kriterium für die Auflösungsgeschwindigkeit oral verabreichter Arzneistoffe.

Dank

Felodipin und Rasterelektronenmikroskop wurden dankenswerterweise von der Firma Astra Hässle, Mölndal (Schweden), zur Verfügung gestellt. Besonderer Dank gilt Frau Dr. Juppo und Herrn Dr. Abrahamsson für Ihren bereitwilligen Rat und ihre technische Unterstützung.

Literaturhinweise

- Diebold, S. M.: Hydrodynamik und Lösungsgeschwindigkeit – Untersuchungen zum Einfluß der Hydrodynamik auf die Lösungsgeschwindigkeit schwer wasserlöslicher Arzneistoffe, 1. Auflage, Shaker Verlag, Aachen 2000.
- Grijseels, H., Crommelin, D. J. A., Blaeys, C. J. D.: Dissolution at porous interfaces. III. Pore effects in relation to the hydrodynamics at a rotating disc surface. *Int. J. Pharm.* 14, 313–323 (1983).
- Levich, V. G.: The theory of concentration polarization. *Acta Physicochim. U.R.S.S.* 17, 257–307 (1942).
- Levich, V. G.: Theory of concentration polarization. II. *Acta Physicochimica U.R.S.S.* 19, 117–132 (1944).
- Levich, V. G.: Physicochemical hydrodynamics, 2. ed., Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey 1962.
- Plummer, L. N., Wigley, T. M. L.: The dissolution of calcite in CO₂-saturated solutions at 25 °C and 1 atmosphere total pressure. *Geochim. Cosmochim. Acta* 40, 191–202 (1976).
- Schlichting, H.: Grenzschicht-Theorie, G. Braun Verlag Karlsruhe 1951.
- Tritton, D. J.: Physical Fluid Dynamics, 2. ed., Oxford University Press, Oxford 1995.

Verfasser: Dr. Steffen M. Diebold, Tübingerstr. 14/3, D-72379 Hechingen.
e-mail: steffen.diebold@rpt.bwl.de

Buchbesprechung

Blech, J.: Mensch & Co. Aufregende Geschichten von Lebewesen, die auf uns wohnen. Rowohlt Taschenbuch Verlag, Reinbek bei Hamburg 2001, 124 Seiten, zahlreiche Abbildungen, Hardcover, Euro 9,90, ISBN 3-499-21162-9.

Dieses primär an Kinder im Alter von 8–10 Jahren gerichtete Buch ist ein echtes Spaß-Sachbuch, wie auch das Logo *science and fun* verspricht. Witzige, aber hervorragend treffende Überschriften führen die Kapitel an, in denen zahlreiche Aspekte der Besiedlung des Menschen mit Fremdorganismen beschrieben werden.

Die meisten Leser sind sicher sehr erstaunt über die Vielzahl der auf und in uns lebenden Viren, Bakterien, sowie einzelligen und vielzelligen Tiere. Unsere ungebeten Gäste werden sehr schön durch Zeichnungen, Fotos und licht- und rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen abgebildet. Farbig abgehobene Infoboxen geben Hinweise zu speziellen Fragen (z. B.: Warum platzt ein Floh nicht, wenn er so viel Blut trinkt?), stellen den Parasiten im kurzen Steckbrief vor oder geben Tipps für eigene Versuche. Nicht zuletzt enthält das Buch eine praktische Einführung in die Anatomie von Insekten und Zecken: Das Blut-saugermobile aus Wanzen, Mücken, Zecken und so weiter

könnte bald so manches Kinderzimmer unsicher machen. Auch diverse unerwartete Themen und Aspekte von Parasiten, wie die historische Bedeutung und Gefahr von Pupsen oder Blutegel als medizinische Retter in der Not, machen das Buch zu einer spannenden Lektüre. Der ein oder andere MIKRO-KOSMOS-Leser, der *Mensch & Co.* für seine Kinder oder Enkel besorgt hat, bleibt sicher selbst fasziniert daran hängen. Wer sich intensiver mit solchen Themen beschäftigen möchte, der sei auf ein weiteres Rowohlt-Buch des gleichen Autors verwiesen: *Leben auf dem Menschen. Die Geschichte unserer Besiedler.*

Renate Radek, Berlin

Zea mais – Der Mais

Friedrich Thormann

Mais ist heute eine der wichtigsten Kulturpflanzen auf der Welt, und auch hierzulande wird er in den letzten Jahrzehnten vermehrt angebaut. Um so erstaunlicher ist es, dass im MIKROKOSMOS in letzter Zeit über diese für den Mikroskopiker interessante und überall erreichbare Pflanze so wenig zu lesen war. Mit den nachfolgenden Ausführungen soll versucht werden, diese Lücke, wenn nicht zu schließen, so doch zu füllen.

Die Heimat des Mais ist Mittel- und Südamerika, wo er möglicherweise als Mutation aus Wildgrasarten hervorgegangen ist. Gräser der Gattungen *Trypsacum* und *Theosinthe*, die beide vom amerikanischen Kontinent stammen, gelten als mögliche Verwandte. Als völlig domestizierte Pflanze hat der Mais keinen nahen Verwandten derselben Gattung (*Zea*). Wegen der ständigen Auslese durch den Menschen verlor der Mais seine Fähigkeit, frei in der Natur zu überleben. Er besitzt keinerlei Mechanismen, seine Körner zu verteilen – weder durch den Wind, die Explosion einer Samenkapsel oder durch Ausrieseln. Ein auf dem Acker liegen gebliebener Maiskolben schafft es unter den besten Voraussetzungen höchstens einige Jungpflanzen zum Keimen zu bringen. Doch sie stehen viel zu nahe beisammen, um zur Fruchtreife zu gelangen.

Das Wort *maiz* stammt aus der Arrawak-Sprache, die zur Zeit der Entdeckung Amerikas auf den karibischen Inseln gesprochen wurde. Von Spanien und Portugal aus verbreitete sich der Mais über Frankreich und Italien bis nach Vorderasien.

Neben Weizen und Reis ist Mais heute das dritt wichtigste Getreide. Seine Bedeutung liegt vor allem in der Produktion von Futter- und Industriemais. Cornflakes sind ein bekannter Frühstücksaufguss, und wir essen täglich Produkte, in denen Mais enthalten ist, ohne es zu wissen – zum Beispiel werden Maisstärke und -sirup zur Herstellung von Backwaren und Süßigkeiten gebraucht. Daneben gibt es eine Vielzahl industrieller Verwendungen.

Auch wird der Mais seit geraumer Zeit bevorzugt für genetische Untersuchungen verwendet. Heute weiß man mehr über die Genetik des

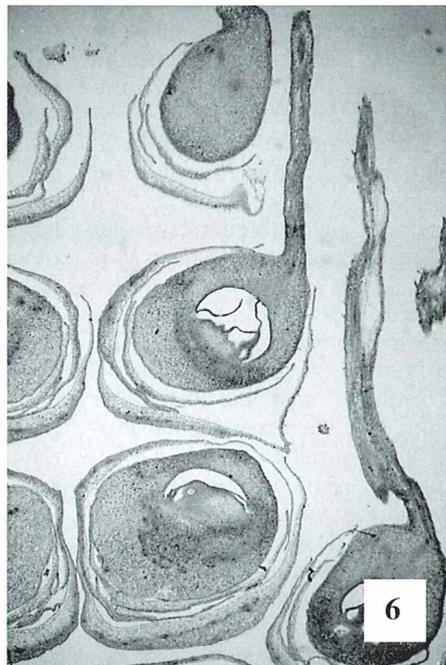
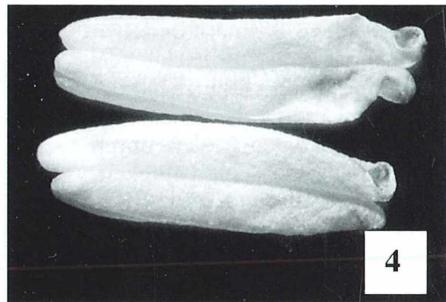
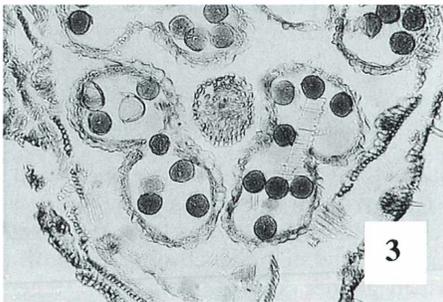
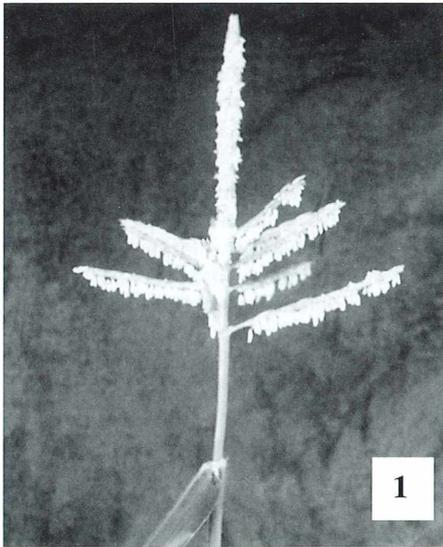
Mais als über die von anderen Kulturpflanzen. Seine Genomkarte ist eine der vollständigsten. Die Bezeichnung Genmais, eine gentechnisch hergestellte, schädlingsresistente Variante, geistert allenthalben durch die Presse.

Männliche und weibliche Blüten

Der Mais ist ein Fremdbefruchter und Windblüher. Die weiblichen und männlichen Blütenstände befinden sich getrennt auf derselben Pflanze, wobei die männlichen Blüten in Form von Rispen an der Spitze des Halmes stehen (Abb. 1). Dahingegen ist der weibliche Blütenstand ein von Hüllblättern umgebener Kolben (Abb. 2), in dem die Körner nach der Befruchtung reifen. Damit eine Befruchtung überhaupt möglich wird, verlängern sich die von den Fruchtknoten ausgehenden Narben und treten als gelb-grünes, seidiges Büschel aus der Spitze dieser Umhüllung hervor. Die männlichen Blüten gelangen etwa 2–3 Wochen vor dem Austreten der Narben zur Reife; damit wird eine Selbstbestäubung verhindert.

Die mikroskopische Untersuchung der männlichen Blüten zeigt, dass jede Blüte circa 8–10 doppelseitige Pollensäckchen enthält (Abb. 3), die bei der Reife an einem haarförmigen Stängel aus der Blütenhülle heraushängen, aufplatzen und so die Pollen vom Wind verbreiten lassen (Abb. 4).

Der Querschnitt in Abbildung 5 zeigt einen weiblichen, noch unbefruchteten Blütenstand (Kolben). Die innen gelegenen Samenanlagen (die späteren Maiskörner) werden umgeben von Querschnitten der Narben und ganz außen von Hüllblättern. Im Längsschnitt (Abb. 6) er-



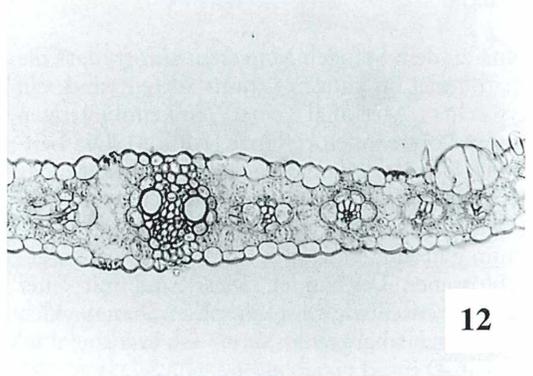
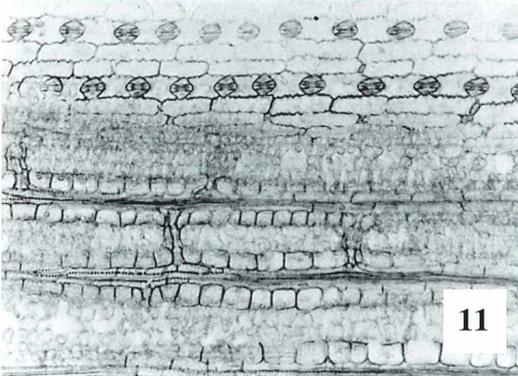
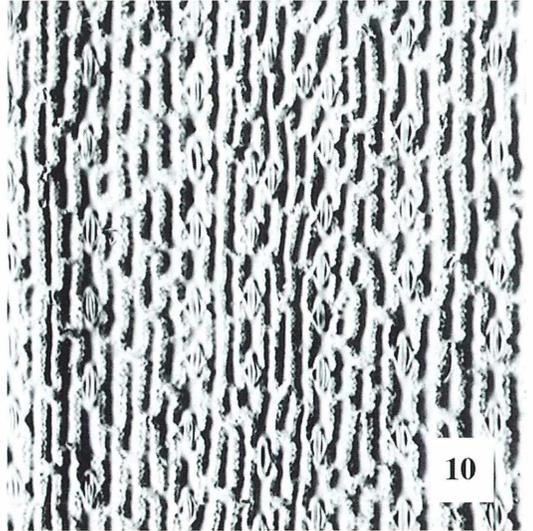
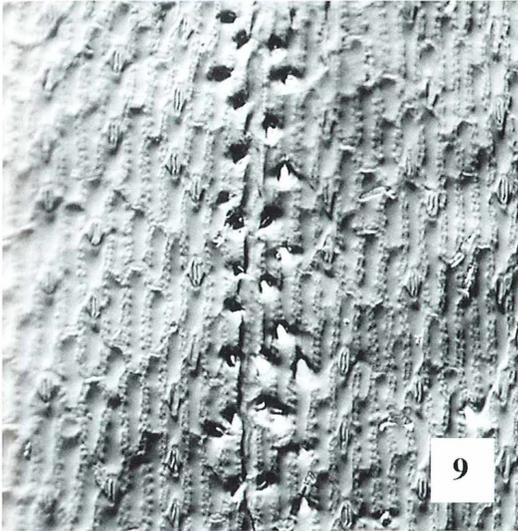
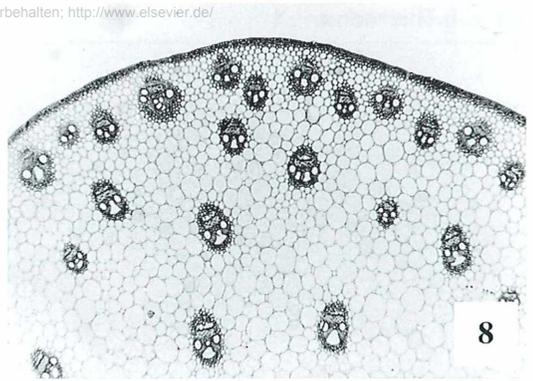
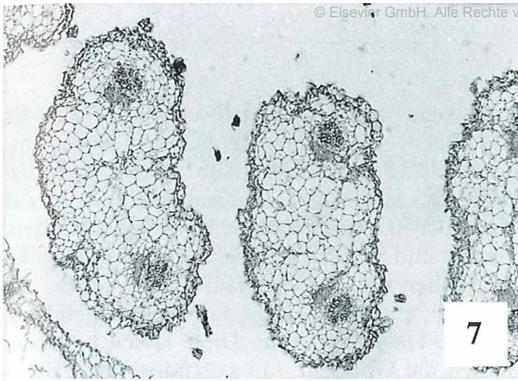


Abb. 7: Narben quer mit Gefäßen. Vergr. 100 \times . – Abb. 8: Stängel quer mit unregelmäßig verteilten Gefäßbündeln. Vergr. 25 \times . – Abb. 9: Lackabdruck der Blattoberseite mit paarig angeordneten Papillen und Spaltöffnungen. Vergr. 75 \times . – Abb. 10: Lackabdruck der Blattunterseite mit Spaltöffnungen. Vergr. 75 \times . – Abb. 11: Flächenschnitt durch ein Blatt mit Spaltöffnungen, Mesophyll, Gefäßen und Abzweigungen (Anastomosen). Vergr. 100 \times . – Abb. 12: Blattquerschnitt; rechts und links der Blasenzone erkennt man die Papillen. Vergr. 100 \times .

Abb. 1: Männliche Blüten in Rispenform an der Stängelspitze. – Abb. 2: Weiblicher Blütenstand (Kolben) mit Narbenbüschel. – Abb. 3: Männliche Blüte quer mit zwei Pollensäcken und Pollenkörnern. Vergr.: 40 \times . – Abb. 4: Freihängende, noch geschlossene Pollensäcken. Vergr. 15 \times . – Abb. 5: Kolben quer; unten der Stängel, dann zwei Samenanlagen, darüber die Narben, ganz oben die Hüllblätter (Lupenaufnahme). Vergr.: 25 \times . – Abb. 6: Kolben längs, Samenanlagen mit abgehenden Narben. Vergr.: 25 \times .

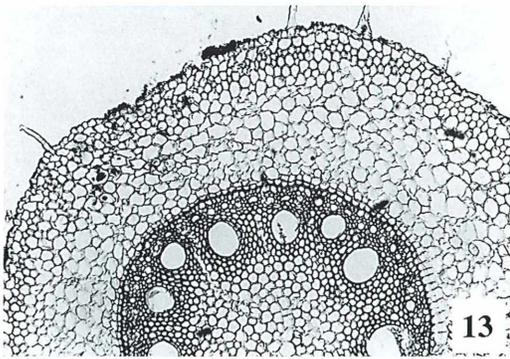


Abb. 13: Wurzelquerschnitt. Der Zentralzylinder wird von innen nach außen umgeben von: Einer dickwandigen Endodermis, dünnwandigen Parenchymzellen, einer einlagigen Exodermis und Saugwurzeln. Vergr. 100×.

kennt man die von den Samen abgehenden Narben. Eine stärkere Vergrößerung der Narben ergibt, dass diese bipolar aufgebaut sind und von einer Art Gefäßbündel durchzogen werden (Abb. 7). Über den späteren Samen, das Maiskorn, ist von Ziesack (1954/55) ausführlich berichtet worden, so dass hier darauf verzichtet werden kann.

Stängel

Nun zu dem Stängel: Man sieht sofort, dass die Leitbündel im ganzen Schnitt verteilt sind, ein typisches Merkmal einer einkeimblättrigen (monokotyledonen) Pflanze (Abb. 8). Die Leitbündel sind kollateral gebaut, das heißt das Siebteil (Phloem) liegt außen und das Holzteil (Xylem) innen; da diese nicht durch ein Kambium getrennt sind, spricht man von einem geschlossenen Leitbündel. Diese sind mit einer Leitbündelscheide gegenüber dem umgebenden Parenchym abgegrenzt.

Blätter

Um den Stängel winden sich die großen, lanzettförmigen Blätter. Sie entspringen einem Internodium, knicken in einer bestimmten Höhe ab und bilden dann einen Halbbogen vom Stamm weg. Ihr interessanter Aufbau wurde von Váth (1993) unter dem Gesichtspunkt einer C_4 -Pflanze beschrieben. Hier nun noch einige Ergänzungen. Mit der manchmal in Vergessenheit

geratenen Lackabdruckmethode lassen sich von der Ober- und Unterseite hervorragende Ein-(Auf-)blicke verschaffen (Abb. 9, 10). Zunächst fällt auf, dass sich Spaltöffnungen sowohl auf der Ober- wie auch auf der Unterseite befinden. Weiter sind auf der Oberseite kleine, in parallelen Reihen angeordnete Haare in der Größe von Papillen, aber auch einige, hier nicht abgebildete längere Haare zu sehen. Diese lassen beim Befühlen die Oberseite rau gegenüber der glatten Unterseite erscheinen. Ein Flächenschnitt ergibt einen eindrucksvollen Überblick über den Blattaufbau (Abb. 11), der sich mit dem üblichen Querschnitt gut ergänzt (Abb. 12); auch sind hier deutlich die Verbindungen der Blattadern (Anastomosen) zu erkennen. Der Querschnitt zeigt darüber hinaus einzelne große Blasenzellen, die bei manchen Gräsern dafür sorgen, dass sich die Blätter bei Trockenheit zusammenrollen. Außerdem sieht man, dass die Leitbündel von großen Zellen, der Leitbündelscheide, umgeben sind. Die den Blattquerschnitt ausfüllenden Zellen zwischen der oberen und unteren Epidermis bezeichnet man als Mesophyll.

Wurzel

Jetzt werfen wir noch einen Blick auf die Wurzel (Abb. 13). Sie hat in der Mitte einen mächtigen Zentralzylinder, der durch eine dickwandige Endodermis von den umgebenden dünnwandigen Parenchymzellen abgegrenzt ist. Außen herum erkennt man eine einlagige Exodermis, aus der die kleinen Saugwurzeln entspringen. Der Zentralzylinder enthält ein radiales Leitsystem mit etwa 12 Xylemstrahlen. Damit ist der kleine Ausflug in die Histologie des Mais beendet, mit dem ich gleichzeitig den Wunsch verbinde, interessierten Mikroskopikern einige Anregungen zu eigenen Untersuchungen gegeben zu haben.

Literaturhinweise

- Bänzinger, E.: Das Maiskochbuch. Midena-Verlag, Köttingen/Aarau 1998.
 Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. Gustav Fischer Verlag, Jena 1991.
 Franke, W.: Nutzpflanzenkunde. Thieme Verlag, Stuttgart 1989.
 Gerlach, D., Lieder, J.: Taschenatlas der Pflanzenanatomie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1979.

Nultsch, W., Grahle, A.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Thieme Verlag, Stuttgart 1983.
 Pater, S.: Zum Beispiel Mais. Lamuv Verlag, Göttingen 1998.
 Schorr, E.: Pflanzen unter dem Mikroskop. Metzler-sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1991.
 Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Väth, R.: Das Maisblatt. Mikrokosmos 82, 81–87 (1993).
 Ziesack, W.: Mikroskopische Untersuchung von Mais. Mikrokosmos 44, 128–130 (1954/55).

Verfasser: Dipl.-Ing. Friedrich Thormann, Prof. Dr. Dölger Straße 36, D-63834 Sulzbach/Main; e-mail: friedrich.thormann@web.de

Kurze Mitteilung

Auf- und Abbau des Golgi-Apparates

Der Golgi-Apparat gehört zu jenen Zellorganellen, die auch lichtmikroskopisch sichtbar sind.

Es gibt verschiedene Strategien, wie bei der Zellteilung die Golgi-Apparate weitergegeben werden. Bei den Säugetierzellen kommt es zu einem dramatischen Prozess der Reorganisation: Die bestehenden Golgi-Strukturen werden reversibel fragmentiert und die Teilstücke temporär auf das endoplasmatische Retikulum (ER) verteilt. In vielen Zelltypen kommt es im Zusammenhang mit der Mitose zu einer Aufteilung der Golgi-Stapel, die einem Abbau entspricht (Abb. 1). Während der Phase I des Abbaues (ABB) in der Prophase kommt es zu einer Fragmentierung; die Bruchstücke bleiben noch mikroskopisch sichtbar, während in der Phase II des Abbaues das Golgi-Material zu lichtmikroskopisch nicht mehr sichtbaren Bestandteilen zerteilt wird. Zur Zerkleinerung während der Metaphase und Telophase werden besondere Enzyme (Kinasen) benötigt. Während des darauf folgenden Wiederaufbaus (WAB) kommt es in der Phase I während der Cytokinese zur Bildung von Teilstücken, die teilweise wieder mikroskopisch sichtbar werden. In der Phase II des WAB kommt es

in Abhängigkeit von den Mikrotubuli zu einer Wiederausammensetzung zu Golgi-Fragmenten, die wieder lichtmikroskopisch sichtbar werden. Zu dem WAB sind besondere Fusionsproteine, sowie eine Proteinphosphatase und eine Kasein-Kinase II notwendig.

Pflanzenzellen enthalten einen bis einige Tausend Golgi-Stapel. Sie bleiben auch in der mitotischen Teilung funktionell. Sie konzentrieren

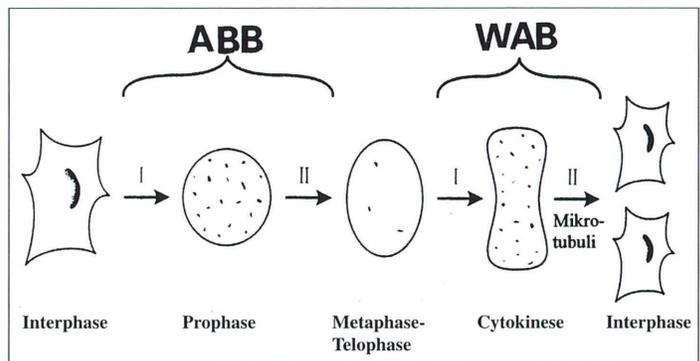


Abb. 1: Abbau und Wiederaufbau der Golgi-Körper in Wirbeltierzellen. Während der Interphase der Vertebratenzelle ist der Golgi-Apparat ein Band von untereinander verbundenen Golgi-Elementen in der Nähe des Centrosoms. In der Phase I des Abbaues (ABB) während der mitotischen Prophase erfolgt ein Auseinanderbrechen der Golgi-Körper. In der Phase II des ABB während der Meta- und Telophase wird der größere Teil des Golgi-Materials weiter zerkleinert, so dass nur geringe Fragmente sichtbar übrig bleiben. Der Zusammenbau der Bruchstücke erfolgt in der mitotischen Interphase. Die Mikrotubuli spielen bei dem Wiederaufbau (WAB) eine entscheidende Rolle. Der Prozess des WAB benötigt Fusionsproteine. In der Phase II des WAB regenerieren die Golgi-Fragmente zu vollständigen Golgi-Apparaten in den beiden Tochterzellen.

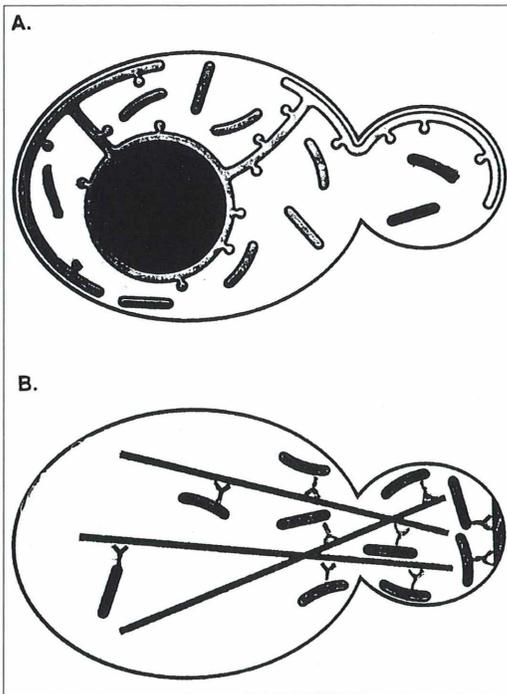


Abb. 2: Die Weitergabe der Golgi-Elemente in der Hefe *Saccharomyces cerevisiae* bei der Knospung. **A.** Im Frühstadium der Knospenbildung liegt das endoplasmatische Retikulum (ER) an der Plasmamembran an und ist um den runden Zellkern lokalisiert. Einige periphere ER-Membranen strecken sich in die junge Knospe. In der Knospe werden Golgi-Elemente (schwarze Stäbchen) vom ER de novo geliefert. **B.** Vorhandene Golgi-Elemente in der Mutterzelle werden entlang der Aktin-Stränge mit Hilfe des Typ V Myosin-Motors (Y) aus der Mutterzelle in die Knospenzelle transportiert. In der Knospenzelle werden die Golgi-Elemente durch einen Aktomyosin-abhängigen Mechanismus (rechts) gebunden und zurückgehalten (nach Rossanese und Glick, 2001).

sich in der Zelle um jene Stelle, wo die Zellplatte für die Zellteilung angelegt wird. Die Zahl der Golgi-Stapel verdoppelt sich während der Metaphase der Mitose, vor der Verteilung auf die beiden Tochterzellen.

Knospende Hefezellen bieten ein einzigartiges Modell für das Studium der Weitergabe der

Golgi-Apparate (Abb. 2). Anders als bei sich teilenden Säugetierzellen müssen bei der Knospung der Hefezellen die Zellorganellen aktiv am Teilungsprozess teilnehmen. Die Zellen der Hefe (*Saccharomyces cerevisiae*) enthalten isolierte Golgi-Zisternen, die im Cytoplasma verteilt liegen; sie werden bei der Knospung sichtbar und wandern in die junge Knospenzelle ein. Offensichtlich haben sie eine Funktion bei der Lieferung bestimmter Protein-Bausteine für den lokalen Aufbau der Plasmamembran (Abb. 2, A). In der zur Knospung sich anschickenden Hefezelle liegt das endoplasmatische Retikulum dicht an der Kernhülle an; außerdem liegt es auf der Plasmamembran. Einige periphere ER-Membranen stoßen in die entstehende Knospenzelle vor. Es hat den Anschein, dass die ersten Golgi-Elemente in der Knospenzelle de novo von dem dort vorhandenen ER gebildet werden. Weitere Golgi-Elemente werden später aus der Haupt-(Mutter-)zelle in die Knospenzelle transportiert. Dieser Transport der Golgi-Elemente erfolgt entlang von Aktin-Strängen (Abb. 2, B). Dabei spielt Myosin Typ V eine Rolle. Die Golgi-Elemente werden in der sich weiterentwickelnden Knospenzelle durch einen Actomyosin-Mechanismus festgehalten. Es gibt offensichtlich zwei Mechanismen für die Verteilung der neuen Golgi-Elemente bei der Zellteilung: Die Verschiebung und Verteilung bereits bestehender Golgi-Vesikel aus der Mutterzelle und die de novo Entstehung aus dem ER in der Knospenzelle. Es handelt sich also um eine reversible Fragmentation bereits funktionierender Golgi-Strukturen und die temporäre Umverteilung von Golgi-Komponenten durch das ER. Vergleicht man die verschiedenen Mechanismen, dann gibt es bei allen untersuchten eukaryotischen Zellen gemeinsame Mechanismen für die Golgi-Vererbung.

Literaturhinweis

Rossanese, O. W., Glick, B. S.: Deconstruction of Golgi inheritance. *Traffic, International Journal of Intracellular Transport* 2, 589–596 (2001).

Suche und Behebung von Fehlern im Strahlengang – 1. Teil: Ungleichmäßige Ausleuchtung und Fremdkörper

Klaus Henkel

Dieser Beitrag ist der überarbeitete erste Teil eines Artikels, der bereits in den „ μ “-Mitteilungen der Mikrobiologischen Vereinigung München (Heft 22, März 2001) erschien. Es werden sehr ausführlich die Vorgänge behandelt, die der Volksmund kurz und treffend Linsenputzen nennt. Besonders Mikroskopiker mit Instrumenten, deren Modelle von der Industrie inzwischen durch neue ersetzt wurden, sollten vor allem die optischen Teile ihres Instrumentes sorgfältig pflegen. Denn in den Jahren wird das Angebot auf dem Gebrauchsmarkt spärlicher, und von den Herstellern kann man für viele Okulare und Objektive schon jetzt noch nicht einmal mehr eine Ersatzlinse bekommen. Etwas Pfleglichkeit im Umgang mit dem Mikroskop ist also angebracht.

Doppelkonturen der Leuchtfeldblende sind subjektiv oft kaum wahrnehmbar, im Foto gelegentlich umso deutlicher, je kontrastreicher der Film zeichnet. Die Prinzipskizzen in Abbildung 1 stellen solche Doppelkonturen übertrieben dar, weil sie sonst beim Druck zulaufen würden. In das helle Gesichtsfeld ragen mondsichelförmige Doppel des Leuchtfeldes. Die Ursache ist ein Mikroskopspiegel, der nicht oberflächenversilbert ist, sondern die Silberschicht auf der Rückseite des Spiegelglases trägt. Die Nebenbilder des Hellfeldes entstehen als schwache Reflexbilder auf der unbeschichteten Oberseite. Oberflächenversilberte Spiegel, die das Übel beheben, sind von Unternehmen für feinoptische Bauteile (z. B. Spindler & Hoyer; Melles Griot) zu beziehen. Man kann einen solchen Spiegel mit Doppelklebeband auf dem originalen Planspiegel befestigen. Falls ein fest eingebauter Spiegel ausgetauscht werden soll, muss der neue die gleiche (kongruente) Form und Dicke haben.

Ungleichmäßige Ausleuchtung

Unbeabsichtigte schiefe Beleuchtung entsteht meist durch einen dezentrierten Kondensor, eine nicht ganz am Anschlag stehende Klapplinse oder Hilfslinse des Kondensors und häufig auch durch eine nicht einwandfrei zentrierte Lampe oder Glühbirne. Auch ein Um-

lenkspiegel beziehungsweise das ganze Spiegelgehäuse im Mikroskopfuß kann verkantet sein. Das kommt vor, wenn die Befestigungslöcher für die Schrauben sogenannte Lang- oder Schlitzlöcher sind. Sie sollen die Zentrierung ermöglichen, verursachen aber, wenn die Schrauben nicht fest angezogen sind, natürlich auch das Gegenteil.

Ungleichmäßigkeit der Ausleuchtung ist meist daran erkennbar, dass die Ränder der Leuchtfeldblende an gegenüberliegenden Seiten unterschiedliche Einfärbung haben, zum Beispiel oben violett und unten gelbrot. Oder man be-

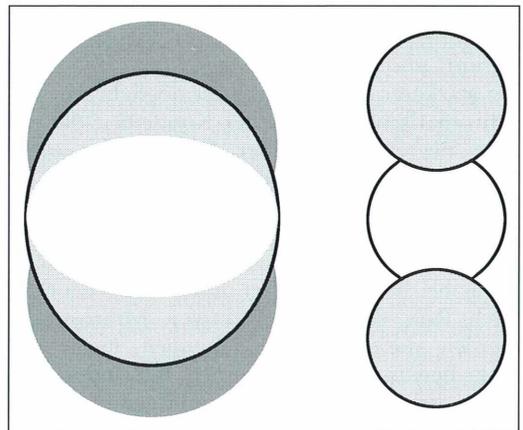


Abb. 1: Prinzipskizzen von Doppelkonturen der Leuchtfeldblende.

merkt beim Fokussieren, dass die Objekte seitlich auszuweichen scheinen, typisch für unbeabsichtigte schiefe Beleuchtung. Man muss sich in solchen Fällen vergewissern, dass alle schwenkbaren Linsen an ihrem Anschlag stehen und Filter- oder andere Glasscheiben nicht verkantet aufliegen, bevor man an die Justage der Lampe, des Kollektors, des Kondensors, der Hilfslinse und so weiter geht. Mancher ist auch schon von einem nicht waagrecht auf dem Objektstisch liegenden Präparat genarrt worden oder von einem Objektiv, das nicht bis zum Anschlag in den Revolver geschraubt war und locker im Gewinde hing.

Eine besonders unangenehme schiefe Beleuchtung entsteht, wenn man von Phasenkontrast oder Differentiellem Interferenzkontrast auf Hellfeld wechselt und nach dem DIK nicht die Hellfeldposition am Revolverkondensator einrastet, sondern das untere Wollastonprisma im Strahlengang belässt – und eventuell gar noch das obere. Auf jeden Fall sollte man, sobald man die Hellfeldposition eingeschaltet hat, den Kondensator neu zentrieren.

Helligkeitsunterschiede sehen wir besonders deutlich, wenn wir das Objekt scharf einstellen und die Lampenhelligkeit mit dem Trafo oder durch Graufilter stark mindern. Möllring (1982) meint dazu: *Bei solchen Korrekturen sollte man nicht allzu streng an der Theorie haften, denn entscheidend ist das gute Ergebnis. Wir sollten nicht vergessen, daß „jenseits des Präparats“, d. h. im Beleuchtungsteil des Mikroskops optisch meistens viel weniger Aufwand getrieben werden kann und daher, bei theoretisch richtiger Einstellung, der Beleuchtungsapparat manchmal überfordert ist. In diesen Fällen ist die Methode des „Versuch und Irrtum“ absolut gerechtfertigt.*

Bei stärkerer Vergrößerung ermöglicht nur ein achromatisch-aplanatischer Kondensator die exakte Begrenzung kleiner Objektfelder ohne Farbverschiebung. Wird ein chromatisch nicht korrigierter Kondensator nur wenige Zehntel Millimeter zu hoch eingestellt, so verschiebt sich die Farbe des mikroskopischen Bildes nach Blau, bei etwas zu tiefer Einstellung deutlich nach Rot. Bei der subjektiven Mikroskopie werden diese Farbabweichungen meist gar nicht bewusst wahrgenommen. Sie sind gut zu sehen, wenn man die Leuchtfeldblende so weit schließt, dass ihre Ränder im Bildfeld zu sehen sind. Dann den Kondensator mal etwas anheben, mal senken: So macht man die Farbränder

sichtbar. Steht kein achromatisch-aplanatischer Kondensator zur Verfügung, so bringt man den aplanatischen Kondensator auf eine mittlere Höhe, wobei weder ein roter noch ein blauer Farbsaum am Rande der im Objektfeld sichtbaren Leuchtfeldblende entstehen darf. Auch wird die Leuchtfeldblende danach etwas weiter geöffnet, als es nach dem Köhler'schen Prinzip vorgeschrieben ist.

Zu guter Letzt sei auch noch die Mattscheibe erwähnt. An falscher Stelle im Strahlengang kann sie zu einem zerrissenen oder marmorierten Bild führen.

Fremdkörper im Strahlengang finden

Nicht selten fallen uns in einer fertigen Mikrofotografie oder bei Videoaufnahmen Unsauberkeiten oder Ungleichmäßigkeiten auf, die wir beim Blick ins Mikroskop gar nicht wahrgenommen hatten. Besonders deutlich werden sie von kontrastreich beziehungsweise hart arbeitenden Filmen aufgezeichnet, ein Effekt, der sich auch im Videobild verstärkt. Sie entwerfen zwar ein Mikrofoto nicht gleich, doch kann es, besonders wenn man die Mikrofotografie beruflich betreibt, peinlich sein, als Anfänger oder Schlamper dazustehen. Mindestens insofern lohnt es sich, solche Fehler zu vermeiden.

Eine besondere Erwähnung verdienen Fingerabdrücke und ähnliches Geschmier auf Objektiv- und Okularlinsen. Sie sind im fertigen Bild oft nur indirekt wahrnehmbar. Wenn das Bild ungewohnt saft- und kraftlos, flau ist, so liegt der Verdacht zunächst auf einem Fingerabdruck. Das kommt nämlich öfter vor, als man meint, und hat eine überraschend starke Wirkung, vor allem bei einem Abdruck auf der Frontlinse eines stärkeren Objektivs. Doch fällt uns dieser Bildfehler meist schon beim Blick ins Okular auf, im Gegensatz zu kleineren Fremdkörpern im Strahlengang.

Irgendwo im Strahlengang sitzt also Schmutz. Er soll weg. Doch wo und wie anfangen?

Zunächst geht es um die Lokalisierung von im Bildfeld sichtbaren Verunreinigungen oder Strukturen, die da nicht hinein gehören. Bei korrekt eingestellter Köhler'scher Beleuchtung sind die vielfältigen Abbildungsebenen im Strahlengang genau definiert. Diese Kenntnis nutzen wir zur Fehlersuche (Abb. 2).

1. Fokussieren auf die Schmutzstelle und Verschieben des Präparats (9) zeigt, ob sie im

Präparat oder an der Unterseite des Objektträgers oder auf dem Deckglas sitzt.

2. Drehen der Okulare (5, 2) im Tubus: Drehen sich die Fremdkörper mit, so sind sie im Okular beziehungsweise auf dessen Linsenaußenflächen zu suchen. Der Erstdach liegt auf der Unterseite der Feldlinse, die dem Objektiv zugewandt ist. Bei einem Binokular mit Knickbrücke nach Prof. Siedentopf (Augenabstandsverstellung durch Knicken wie bei einem Feldstecher) und mit Strichplattenaufriechung (Strichplatte bleibt in derselben Stellung, obwohl der Tubus leicht gedreht wird) sind die Okulare mit Nut und Nocken im Tubus fixiert. Man muss sie aus der Nut herausziehen, bevor man sie dreht, sonst dreht man eventuell nur am Fokussiering des Okulars.
3. Beseitigt eine leichte Kondensorhöhenverstellung die Störung (10), dann liegt ihre Ursache im Lampenkolben (15), im Lampenkollektor (14) oder in einem Filter in seiner Nähe (11, 13). Bei richtig eingestelltem

- Kondensor zeigt sich Schmutz auf Glasflächen in der Nähe der Leuchtfeldblende (12), meist deutlich im Präparat.
4. Bringt die Kondensorverstellung keine Veränderung, verstellt man die Scharfeinstellung. Dabei müssen alle Störungen durch verschmutzte Kondensorfrontlinse (10) und verschmutztes Präparat verschwinden.
5. Ist das ohne Wirkung, dreht man das Objektiv (8) in seiner Schraubfassung, um zu sehen, ob sich ein Fremdkörper darin mit dreht.
6. Wenn alles nicht geholfen hat, löst man die Klemmhalterung des Tubusaufsatzes (Mon-, Bin- oder Trinokular) und dreht ihn in seiner Aufnahme. Wandert der Fremdkörper dabei, liegt er außerhalb des Prismen-Okularaufsatzes. Bleibt er an derselben Stelle im Bild, so liegt er auf den Umlenkprismen (6) oder sonstwo im Tubus (3, 4, 6).
7. Befindet sich oberhalb des Okulars (4) noch ein Objektivsystem, beispielsweise eine Verkleinerungsoptik (3, 1) oder ein auf unendlich fokussiertes Kameraobjektiv (1), so müssen auch diese Teile entsprechend bewegt werden.

Haben wir Schmutz irgendwo im Tubus beziehungsweise Prismenaufsatz lokalisiert, möchten wir selbstverständlich nachsehen, wo genau er denn sitzt, und schauen in den Tubus hinein. Dabei müssen wir aufpassen, dass wir nicht alles noch schlimmer machen. Man berühre dabei nicht den Tubusrand mit den Augenbrauen, damit nicht ein kleines Haar abbricht und in den Tubus fällt, an eine unzugängliche Stelle eines Umlenkprismas oder auf die Hinterlinse eines Objektivs. Mit Hilfe unserer obigen Checkliste finden wir die Stelle zwar bald, doch kann die Reinigung misslingen und einen teuren Service beim Hersteller oder einem Optikfachmann notwendig machen. Solange kein Okular im Tubus steckt, vermeide man es, mit den Händen durchs Haar zu fahren.

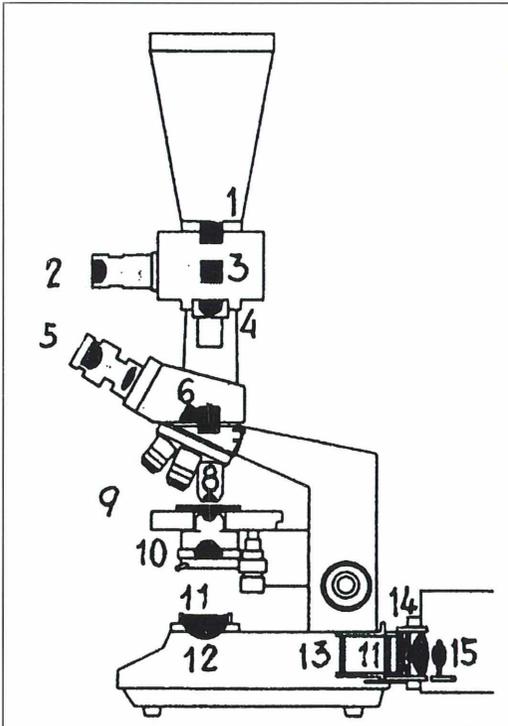


Abb. 2: Die Skizze eines Lichtmikroskops mit Fotoaufsatz zeigt durch die Nummern an, an welchen Stellen nach Schmutz im System gesucht werden kann (siehe Text).

Linsenreinigen

Es sollte selbstverständlich sein, dass Mikroskopiker die optischen Teile ihres Mikroskops sorgfältig sauber halten. Für den Mikrofotografen ist das sogar die wichtigste Voraussetzung für die erfolgreiche Arbeit. Besonders Staub auf den Okularlinsen im Fotostrahlengang und auf sonstigen Glasflächen in der Nähe des Fotookulars kann auf Bildern sehr

stören, umso mehr, je weiter die Aperturblende zugezogen ist. Zieht man sie nämlich auf kleine Werte zu, dann ist die Schärfentiefe so groß, dass Verunreinigungen im Strahlengang oberhalb des Objektivs deutlich als dunkle Punkte oder Striche erkennbar sind. Ein Grund mehr, die Blende nicht weiter als unbedingt nötig zu schließen. Um die Verunreinigungen zu entfernen, muss man die Außenflächen der Linsen reinigen.

Es gibt wohl keine Reinigungsmethode, die – oft genug ausgeführt – nicht ihre Spuren auf Glasflächen hinterläßt. Wenn das Bild nicht sichtbar beeinträchtigt ist und die Qualität der Fotos nicht leidet, so kann die Devise nur lauten: An optischen Gläsern so wenig wie möglich putzen.

Aus diesem Grunde sollten wir auch das Putzen der Linsen mit einem Blättchen oder Blöckchen Styropor schnell vergessen. Die Methode ist sicherlich effizient, aber wenig schonend. Erstens müsste man sowieso nicht das gewöhnliche, sondern das schwieriger zu beschaffende weiche Styropor verwenden, zweitens erinnere ich daran, was zwei, drei Sandkörnchen in einem superweichen Autowaschschwamm auf dem Autolack anrichten können.

Aber wie reinigt man seine Objektive und Okulare denn nun richtig? Dieses Kapitel hat mir ziemliches Kopfzerbrechen bereitet, und ich habe es aus diesem Grund immer wieder aufgeschoben. Doch was ist so schwierig an dem bisschen Linsenputzen? – Lesen Sie die folgenden Zitate zur Empfehlung des richtigen Reinigungsmittels.

Zeiss (West) 1980: Reinigungsbenzin; in anderer Auflage: sparsamer Gebrauch von Alkohol und Benzin. Wiederum derselbe Verfasser in einer früheren Auflage: Äther und Benzin, unter gar keinen Umständen Alkohol. Zeiss Servicebereich 1984: Gemisch aus Methylazetat 85 (65 Anteile), Alkohol (20 Anteile), Diäthyläther (5 Anteile).

Leitz 1981: reiner Alkohol. An anderer Stelle: Aqua dest. und reiner Alkohol. Leitz 1962: Xylol, keinesfalls Spiritus oder Alkohol. Leitz 1977: Xylol oder Benzin. Leitz 1973: Benzin oder Xylol, niemals Alkohol.

Olympus Lens Cleaning Kit: Äther-Alkohol-Mischung (7:3). Aber nur bei unkomplizierten Achromaten. Apochromate über Händler einschicken! Objektivfassung: Xylol; kein Äther, kein Alkohol, weil damit die Farben (Lacke) angelöst werden.

Bornhardt 1994: Leichtbenzin, Wundbenzin oder Petroläther, Fraktion 60–65 °C.

Stehli/Krauter 1973: Nie Alkohol oder Xylol.

Otto 1957: Benzol, Xylol, nie Alkohol.

Beyer: Frontlinse Xylol oder Benzin, unter keinen Umständen Alkohol.

Michel: Pinsel mit Äther. Hartnäckige Fälle: Benzin, Xylol, Chloroform, Äther. Auf keinen Fall Alkohol.

Schenk/Kistler: Xylol für moderne Systeme, ältere mit Reinbenzin.

Ehringhaus/Trapp: Benzin, Azeton oder Äther. CLB Chemie in Labor und Biotechnik 47, 10/1996: Äthylalkohol; ältere Objektive, deren Linsen mit alkohollöslichem Kitt in der Fassung fixiert sind, mit Xylol.

Und so weiter.

Das Chaos hat jedoch Methode. Welche Lösungsmittel man für die Reinigung der Objektivlinsen verwenden sollte, hängt nämlich immer davon ab, mit welchem Kitt die Objektivfassung gegen Immersionsöl abgedichtet ist. Der wechselt beim selben Hersteller unter Umständen von einer Objektivreihe zur anderen oder nach einigen Jahren. Vor einiger Zeit hat man zum Beispiel gerne Kanadabalsam auch für die Abdichtung verwendet (wie ja auch zum Verkitten von Linsen), damit man während der längeren Aushärtezeit noch bei der Objektivmontage und -justierung die Linsen ein wenig zurechtrücken und -schieben konnte. Von solchen Objektiven hält man Xylol und andere Balsam lösende Mittel am besten fern. Auch wenn ein Hersteller vor Alkohol warnt, hat er seine Gründe. Besonders Brennspritus sollte man nie an optische Gläser bringen. Er enthält in der Regel Vergällungssubstanzen, die einen Schmierfilm auf den Glasflächen hinterlassen.

Eigene Empfehlungen zur Linsenreinigung

Wenn man keine für die speziellen Objektive geschriebene Pflegeanleitung ihres Herstellers hat, kann man zunächst nicht vorsichtig genug sein. Deshalb kann ich nur die im Folgenden beschriebene Methode als allgemein anwendbar empfehlen. Sie beruht auf der Verwendung von hochgereinigtem, besonders flüchtigem (schnell verdunstendem) und rückstandsfrei trockenendem Wundbenzin mit 40–60 °C Siedepunkt. Man muss das beim Kauf ausdrücklich verlangen. Ferner sollte man – soweit man der Empfehlung folgt und Watte verwendet – keine Oh-

renstäbchen oder medizinische Wundwatte verwenden. Die ist nämlich sterilisiert und enthält konservierende Chemikalien, die beim Auftrag auf die Wunde nicht schaden, aber auf optischem Glas Schlieren hinterlassen. Man muss chemisch reine Augenwatte nehmen. Dieser Tip stammt von Rainer Mehnert vom Zeiss-Service. Er hat die Methode schon vielen Mikrofreunden vorgeführt, und ich kann aus eigener Erfahrung bestätigen, dass die von ihm gereinigten Teile wirklich sauber und unverkratzt sind. Noch einen weiteren Vorteil hat die Methode. Man braucht nicht zu unterscheiden zwischen Achromaten, Apochromaten, Immersions- und Trockenobjektiven. Denn das leicht flüchtige Benzin verdunstet schneller, als es, durch Kapillarkräfte angesogen, zwischen Objektivfassung und Frontlinse kriechen und dort Kitt anlösen könnte. Man darf allerdings sein Objektiv nicht im Benzin baden, sondern die verwendete Menge soll gerade eben zum Erweichen und Abwischen von Schmutzpartikeln ausreichen und dann rasch verdunsten.

Mehnert verrät noch einen weiteren Trick: Er kühlt Benzin, Okularlinsen, Spiegel und andere Glasflächen bei üblicher Temperatur von 6–7 °C im Kühlschrank, bevor er sie reinigt. Die statische Aufladung durch das Reiben beim Putzen, sonst eine Quelle ständiger Frustration, bleibt dann nämlich weitgehend aus, sie entsteht erst bei normaler und höherer Temperatur. Selbstverständlich darf man keine Objektive, Okulare oder andere Teile mit verkitteten Linsen oder Prismen in den Kühlschrank legen, weil sonst der Balsam zwischen den Linsen brüchig werden und einreißen könnte. Manche, wie beispielsweise die Firma Olympus, empfehlen, statt der Watte spezielles Linsenreinigungspapier um ein Holzstäbchen zu wickeln. Meine Beobachtung geht aber dahin, dass solche Papiere zu glatt sind, um die Schmutzpartikel gut aufzunehmen. Man schiebt sie damit mehr auf der Linse hin und her. Langfaserige Augenwatte ist sicherer; in ihren Schlingen bleiben die Partikel gut hängen. Das Linsenputzpapier mag ja gut gemeint sein. Wenn aber Stäubchen auf der Linse sind, wirkt es eher wie ein Schmirgelpapier. Auf Dauer haben diese Linsenputzpapiere mehr einen mattierenden Effekt als einen Nutzen. Moderat mit Benzin getränkte Watte ist der sicherere und bessere Weg.

Sollten Sie sich entschließen, lieber den Empfehlungen Ihres Objektivherstellers zu folgen

und eines der vielen oben erwähnten Lösungsmittel zu verwenden, so sollten Sie stets darauf achten, für welche Baureihe (Baujahr und Druckjahr beachten) und für welche Objektivtypen sie tatsächlich empfohlen werden. Die Mittel, die zur Reinigung von Immersionsobjektiven genannt werden, sollten nicht bedenkenlos auch bei Trockenobjektiven angewandt werden, weil die mitunter andere oder gar keine Abdichtkette an den Frontlinsen haben. Da kriechen die Lösungsmittel unter Umständen gleich ins Objektivinnere und lösen den Balsam zwischen den Linsen. Erst kürzlich hatte ich ein Objektiv in der Hand, dessen eine Balsamschicht zwischen zwei Linsen zur Mattscheibe geworden war.

In allen Fällen gilt bei Verwendung von Xylol, Alkohol und so weiter: So wenig Flüssigkeit wie möglich auftragen. Denn wenn auch nicht gleich die ganze Kittsubstanz aufgelöst wird, so doch stets eine Winzigkeit, die dann durch den Putzvorgang auf der Linse verschmiert wird und dort antrocknet. So wird die Sache nur schlimmer.

Immersionsölreste

Wir wischen Immersionsölreste immer vom Objektiv ab. Wenn man das vom Objektivhersteller heutzutage angebotene oder empfohlene Öl verwendet, muss man in der Regel nicht sofort abwischen, weil die modernen Öle nicht verharzen und nur langsam antrocknen. Es genügt, dieses stündlich oder ein Mal täglich zu machen. Aber es darf nicht vergessen werden. Denn das Immersionsöl trocknet mitunter zu harten Bröckchen an der Linse oder ihrer Fassung. Wenn man das Objektiv dann mit dem Revolver schwungvoll in den Strahlengang einschwenkt, können wegen des geringen Arbeitsabstandes die harten Brocken so auf das Deckglas aufschlagen, dass sie das Präparat zertrümmern oder die Frontlinse aus ihrer Fassung drücken. Wenn wir das Immersionsobjektiv im Wechsel mit einem Trockenobjektiv (wohl meist einem Vierziger) benutzen, sollten wir es entweder immer gleich abwischen oder – wenn es eine arretierbare Einschubfassung hat – einschieben und arretieren, damit es beim Durchschlagen des Revolvers kein Öl auf dem Präparat abstreifen kann, von wo dieses dann an das Trockenobjektiv gerät. Das muss unter allen Umständen vermieden werden. Kontrollieren

Sie gelegentlich, ob bei den stärkeren Trockenobjektiven Immersionsöl an die Frontlinse geraten und angetrocknet ist, besonders, wenn Sie Immersionsöl unbekannter Herkunft oder ein Öl verwenden, das verharzen kann.

Linseputzpapier eignet sich zum Abwischen des Immersionsöls nicht so gut wie mehrlagiges Flausch-Kleenex. Den dabei zurückbleibenden hauchdünnen Ölfilm auf der Frontlinse des Objektivs kann man bei späterer Gelegenheit entfernen. Doch dickere Ölschichten sollte man nur so lange wie wirklich benötigt am Objektiv belassen. Manche Objektivfassungen sind um die Frontlinsen herum nämlich nicht vollkommen mit Kitt abgedichtet, so dass mit der Zeit das dünnflüssige Immersionsöl durch Kapillarkräfte in das Linsensystem eindringen und den Balsam zwischen verkitteten Linsen anlösen kann. Es ist sehr empfehlenswert, nur das vom Objektivhersteller empfohlene oder vertriebene Immersionsöl zu verwenden. Es ist nämlich anzunehmen, dass die Mikroskophersteller die chemische Wirkung ihres eigenen oder empfohlenen Immersionsöls auf ihren Objektivkitt

oder -balsam abstimmen. Im Zweifelsfall sind zähere Öle stets sicherer, obwohl sich mit ihnen nicht so bequem arbeiten lässt.

Die Prozeduren der Mikroskopreinigung werden im nächsten MIKROKOSMOS-Heft beschrieben.

Dank

Ich danke Herrn Rainer Mehnert, Weil der Stadt, für die Durchsicht des Manuskripts und für seine praxiserprobten Ratschläge.

Anschriften für den Bezug von oberflächenversilberten Spiegeln:

Melles Griot, Lilienthalstraße 30–32, D-64625 Bensheim. Tel. 0 62 51/8 40 60;

e-mail: info.germany@mellesgriot.com

Spindler & Hoyer: Linos Photonics GmbH, D-37070 Göttingen. Tel. 05 51/6 93 50;

e-mail: sales@linos-photonics.de

Verfasser: Klaus Henkel, Auf der Scheierlwiese 13, D-85221 Dachau

Kurze Mitteilung

Mesokosmos-Studien

Amerikanische Untersucher haben eine Methode entworfen, mit deren Hilfe sie den Einfluss von zusätzlicher Nährstoffzufuhr auf Produzenten und Mikrokonsumenten in einer litoralen, nährstoffarmen Zone eines Sees untersuchen können. Sie konstruierten einen sogenannten Mesokosmos; dieser besteht aus einem transparenten Plastikzylinder von einem Meter Höhe und einem Durchmesser von 1,5 Meter. Dieser wird an geeigneten Stellen der ungestörten Uferzone im Sediment verankert. Nach einer Gewöhnung von 48 Stunden werden Startproben entnommen. Anschließend folgen die Düngungsexperimente: Außer der Kontrolle ohne Zusatz von Nährstoffen (0) wird eine Gruppe von Mesokosmen (P) dreimal in der Woche mit 100 µg pro Liter Phosphat (KH₂PO₄), eine zweite Gruppe (N) dreimal pro Woche mit 5000 µg pro Liter Stickstoff (KNO₃) gedüngt; eine dritte Gruppe (NP) wird mit beiden Nährstoffen dreimal in der Woche gedüngt. In den etwa 1,2 Kubikmeter

großen Behältern befinden sich jeweils verschiedene Elemente der Ufergesellschaft (Abb. 1): An der Wasseroberfläche schwimmende Periphyton-Massen, Phytoplankton, Epiphyton auf lebenden und toten Stängeln von *Eleocharis* (Sumpfried, Familie Cyperaceae), Periphyton auf untergetauchtem, frei schwimmenden Wasserschlauch (*Utricularia*, Familie Lentibulariaceae); und schließlich die benthischen Algenmatten auf dem Boden des Mesokosmos. Die toten (braunen) und die lebenden (grünen) Stängel von *Eleocharis* werden getrennt untersucht.

Die mikroskopische Untersuchung erfolgt bei Vergrößerungen zwischen 200× und 1000×. Die Dichte des Phytoplanktons wurde als Anzahl Zellen pro Milliliter ermittelt. Die Oberflächenmatten und das Periphyton von *Utricularia* wurden als Anzahl Zellen pro Milligramm Gewicht ermittelt. Der Aufwuchs von *Eleocharis* wurde in Anzahl Zellen pro cm² gemessen. Die Zahl der Protozoen, Nauplien, Rotatorien und die Mikrocrustaceen wurde in der Sedimentationskammer des Utermoehl-Mikroskops ermittelt.

Aus den zahlreichen Daten und deren statistischer Verarbeitung ergab sich, dass die Zufuhr von Nährstoffen in das oligotrophe Milieu das Wachstum in nährstoffreichen (eutrophen) pelagischen Regionen simuliert. Während die Zufuhr von Stickstoff (Gruppe N) und Phosphor (Gruppe P) jeweils nur eine begrenzte Reaktion der Komponente des Mesokosmos bewirkten, nahm die Biomasse bei Zufuhr beider Nährstoffe (Gruppe NP) überwältigend zu und übertraf die Summe der beiden einzelnen Nährstoffgruppen (N plus P). Eine Komponente der künstlichen Gemeinschaft im Mesokosmos, nämlich die benthischen

Algenmatten, wiesen keine Zunahme der Biomasse der Algen als Antwort auf die Zufuhr von Nährstoffen auf. Die benthischen Konsumenten nahmen jedoch signifikant bei aller Zufuhr von Nährstoffen zu. Dies wird zurückgeführt auf einen Regen von sedimentierenden Teilchen aus der darüber stehenden Wassersäule, welche durch die Zufuhr von Nährstoffen in der Produktion angeregt worden war. Das Periphyton auf *Utricularia* zeigte eine stärkere Zunahme der Konsumenten als im Plankton und in den Oberflächenmatten. Die Biomasse der Ciliaten nahm in vier Wochen um das 5- bis 10fache zu. Auch war dort die Biomasse der Rotatorien, Cladoceren und der Ostracoden nach NP-Düngung stark erhöht, während die Nauplien und Harpacticoiden (Copepoda) nicht auf den Zusatz von Nährstoffen im Wasser reagierten.

Die Reaktion der Epiphyten auf *Eleocharis* war verschieden auf lebenden und toten Zweigen: Lebende Blätter zeigten nach 28 Tagen eine signifikant erhöhte Biomasse nach N- und P-Düngung, während auf toten Sprossen keine signifikante Zunahme des Algenaufwuchses beobachtet wurde. Die Biomasse der Ciliaten nahm in der Beobachtungsperiode dramatisch zu, sowohl auf den lebenden, als auch auf den toten *Eleocharis*-Zweigen. Cladoceren auf lebenden

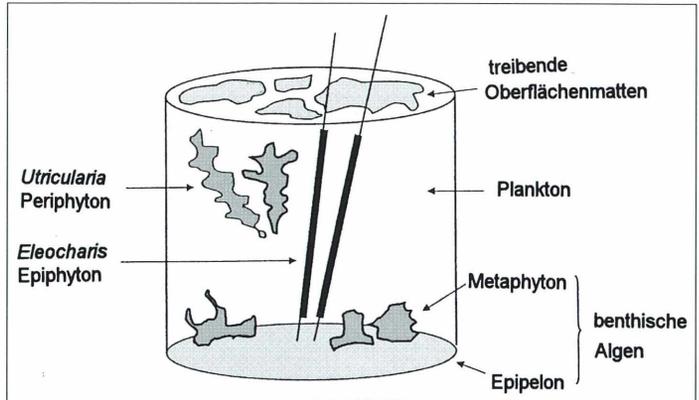


Abb. 1: Schematische Darstellung eines Mesokosmos für ökologische Experimente zur Produktion in aquatischen Systemen unter kontrollierten Bedingungen. Die verschiedenen Komponenten einer litoralen Lebensgemeinschaft, Produzenten und Mikrokonsumenten, reagieren verschieden auf die Zufuhr von Nährstoffen (aus Havens et al., 2001).

Sprossen reagierten auf P- und NP-Zusatz, während Tiere auf toten Sprossen auf keine Nährstoffzufuhr reagierten. Nährstoffzufuhr resultierte für die benthischen Periphyton-Algen nicht in einer Zunahme des Biovolumens.

Diese Untersuchungen in der litoralen Zone eines oligotrophen subtropischen Sees zeigen, dass Nährstoffzufuhr in einer Zunahme der Biomasse der Protozoen, Rotatorien und der planktonischen und angehefteten Algen, sowie verschiedener Crustaceen-Gruppen resultiert. Produzenten und Konsumenten müssen stets gemeinsam betrachtet werden, wobei die angehefteten Organismen (Aufwuchs) direkter auf eine Nährstoffzufuhr reagieren als die freischwebenden (planktonischen) Organismen.

Literaturhinweis

Havens, K. E., Beaver, J. R., East, T. L., Rodusky, A. J., Sharfsein, B., Amand, A. S., Steinmann, A. B.: Nutrient effects on producers and consumers in the littoral plankton and periphyton of a subtropical lake. *Archiv für Hydrobiologie* 152, 177–201 (2001).

H. F. Linskens, Nijmegen

Buchbesprechungen

Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Den Kleinsten Dingen auf der Spur. Rowohlt Taschenbuch Verlag, Reinbek bei Hamburg 2001, 156 Seiten, farbige Abbildungen, Hardcover, Euro 9,90, ISBN 3-499-21161-0.

Dieses Buch soll für Kinder und Jugendliche ein Tor in die unbekannte Welt des Lichtmikroskops sein – und wird seinem Anspruch wirklich gerecht. Einführend werden die Technik des Mikroskops erläutert und Anleitungen zum Eigenbau von Wassertropfenmikroskopen und Stereolupen gegeben. Doch wie findet und präpariert man geeignete Untersuchungsmaterialien? Kein Problem, Gerald Bosch hat reichlich Tipps und einfache Präparationsvorschriften parat. Nett, dass er bei seinen Experimentiertipps auch an die Eltern denkt (Du solltest einen alten Topf nehmen und deine Mutter vorher um Erlaubnis fragen) und empfiehlt, keine Tiere extra für die Untersuchungen zu töten. Alle Mikroskopierobjekte werden für Kinder verständlich beschrieben und in farbigen Abbildungen gezeigt. Spezielle Erläuterungen, Steckbriefe, Zahlen und Rekorde, berühmte Leute und anderes werden in farbigen Kästen herausgestellt. In bewährter Weise hat Antje von Stemm auch für dieses *science & fun* Buch ein Bastelset entworfen, dieses Mal mit heraustrennbaren Lupen und einem Bestimmungsbogen für die Forscherkartei. Das Buch *Expedition Mikroskop* eignet sich hervorragend als Einstieg in die Mikroskopie und zeigt, wie viel Spaß dieses Hobby bringen kann.

Renate Radek, Berlin

Neue Bücher zur Bryologie auf dem Markt

Frahm, J.-P.: Biologie der Moose. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001, 357 Seiten, 128 Abbildungen, gebunden, DM 69,90, ISBN 3-8274-0164-X, und **Nebel, M., Philippi, G. (Hrsg.): Die Moose Baden-Württembergs, Band 1: Allgemeiner Teil; Spezieller Teil (Bryophytina I, Andreaeales bis Funariales).** Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2000, 512 Seiten, 153 Farbfotos, 295 Verbreitungskarten, gebunden, DM 98,00, ISBN 3-8001-35272.

Das Werk von Jan-Peter Frahm hat sich zum Ziel gesetzt, dem Nicht-Bryologen, Studenten und allen, die sich näher im Detail über Moose informieren möchten, einen Überblick über verschiedenste Aspekte der Bryologie zu vermitteln und damit Interesse an dieser Pflanzengruppe zu wecken. Das ist voll gelungen und geschieht in zwölf, umfangmäßig variierenden Kapiteln: Allgemeine Charakteristik der Moose (10 S.), Klassifikation (14 S.), Systematischer Überblick (120 S.), Ökologie (44 S.), Arealkunde (40 S.), Ökophysiologie (22 S.), Cytologie und Genetik (10 S.), Phytochemie (11 S.), Stammesgeschichte (8 S.), Fossilgeschichte (10 S.), Angewandte Bryologie (16 S.) sowie Geschichte der Biologie (8 S.). Am Ende eines jeden Kapitels werden in einer Box die wesentlichen Punkte zusammengefasst. Ein Anhang enthält praktische Hinweise für die Arbeit mit Moosen sowie eine kritische Synopse der zur

Zeit verfügbaren Informationsquellen über diese Pflanzen (Bücher, Zeitschriften, Internetadressen). Weiterhin beschließen eine ausführliche Bibliographie und ein Index das Buch, das man jedem empfehlen kann, der sich die ersten Informationen über Moose erschließen oder vorhandene Kenntnisse auffrischen und vertiefen möchte. Die von Martin Nebel und Georg Philippi herausgegebene, dreibändig konzipierte Reihe *Die Moose Baden-Württembergs* ist in erster Linie als eine weitestgehend vollständige Erfassung der Moos-Flora dieses südlichen Bundeslandes zu verstehen. Daher richten sich der erste Band dieser Serie (*Allgemeiner Teil, Klaffmoose und gipfelfrüchtige Laubmoose I*) sowie auch die – hoffentlich bald folgenden – Bände (*Gipfelfrüchtige Laubmoose II und seitenfrüchtige Laubmoose* sowie *Torfmoose, Lebermoose und Hornmoose*) in erster Linie an diejenigen, die bereits über ein solides Grundwissen zum Thema Moose verfügen und sich nun primär systematischen und faunistischen Fragen widmen möchten. Die Ausstattung des Buches mit seinen zahlreichen qualitativ sehr anspruchsvollen Farbfotos sowie informativen, im Hinblick auf ältere Berichte kritisch bearbeiteten Verbreitungskarten wird diesem Anspruch gerecht. Man müsste einen deutlich höheren als den oben angegebenen Verkaufspreis für dieses Buch erwarten, wären nicht dankenswerterweise reichliche Sponsormittel aus verschiedenen Quellen geflossen.

Klaus Hausmann, Berlin

Mikro-Einsteiger

Blätter, Stärke und Lugol – Was hat das Blatt am Baum zu tun?

Erich Lühje

Ob im Unterricht oder in der Amateurmikroskopie – ein Stärkenachweis mit der Jodkalilösung gehört zu den einfachsten Übungen. Im Laubblatt färbt die goldgelbe Lugol'sche Lösung das Kohlenhydrat der Chloroplasten blauviolett-schwarz. Damit pflegt die Vorstellung auch schon beendet zu sein. Schade, denn eigentlich wird es jetzt erst richtig spannend.

Ich wüsste jedenfalls kaum eine bessere Gelegenheit, in der Mikroskopie vom rezeptgetreuen Einstiegsversuch zu eigenständigen Untersuchungen zu gelangen. Mit einigen kritischen Fragen verbunden, erweitern Stärke, Blätter und Lugol unsere Vorstellungen von der Funktion des Laubblattes ganz erheblich.

Sind Blätter am frühen Morgen stärkefrei?

Schul- und Lehrbücher sollen generalisieren und das Wesentliche darstellen. Details und Ausnahmen müssen dabei unberücksichtigt bleiben. Aber bei der Bemessung des Zeitraumes, in dem die tagsüber gebildete Assimilationsstärke bei Dunkelheit abgebaut und aus dem Blatt fortgeleitet wird, scheint eine gewisse

Beliebigkeit oder Gleichgültigkeit zu walten. Drei Beispiele: *Am frühen Morgen kann man in den Blättern keine Stärke mehr nachweisen. Nachts wird also die Stärke abgebaut* (Miram und Scharf, 1997). *Vor allem nachts, wenn die Energie des Sonnenlichts fehlt, wird ein Teil der Stärke ... wieder abgebaut* (Bickel et al., 1995). *Nachdem die CO₂-Fixierung am Abend aufhört, wird zunächst der Saccharose-Speicher entleert; der Stärkeabbau setzt erst ein, wenn die Saccharose deutlich abgesunken ist. Beide Kohlenhydrat-Pools werden bis zum Morgen vollständig abgebaut und aus dem Blatt abtransportiert* (Mohr und Schopfer, 1991). Vollständig abgebaut? Abbildung 1 weist einen Stärke-Restbestand von über 20% des Höchstwertes aus. Unsere erste Frage lautet: Ist das Blatt frühmorgens wirklich stärkefrei?

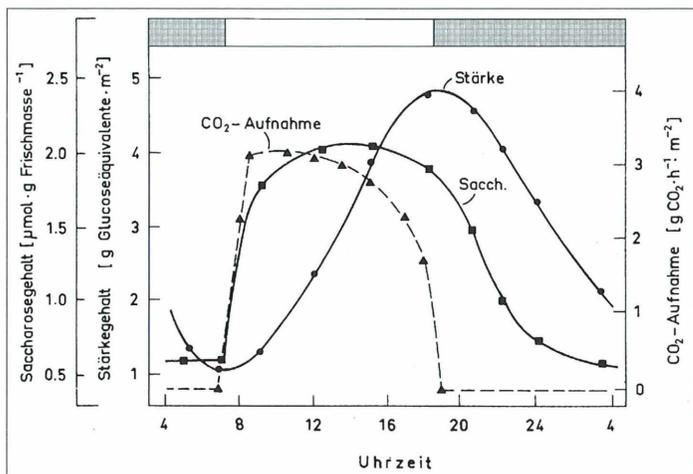


Abb. 1: Schwankungen des Saccharose- und Stärkegehalts im Blatt während des Tag/Nacht-Wechsels. Objekt: Ausgewachsene Blätter intakter Soja-Pflanzen (*Glycine max*). Man beachte den Minimum- und Maximumwert der Stärkekurve (1 bzw. 5); aus Mohr und Schopfer, 1991. Anders als in der Originallegende formuliert, wird die Stärke in der Dunkelheit keineswegs vollständig abgebaut.

Sammeln Sie in den frühen Morgenstunden Blattstücke verschiedener Arten und bewahren Sie diese in Brennsspiritus auf. Die Untersuchung auf den Stärkegehalt kann beliebig später erfolgen.

Herstellung der Lugol'schen Lösung: Man löst 2 g Kaliumjodid in etwa 5 ml aqua dest., fügt 1 g Jod hinzu und füllt nach einigen Minuten, wenn das Jod gelöst ist, mit aqua dest. auf 300 ml auf.

Mein Ergebnis: Alle geprüften Blätter enthielten am Morgen noch Stärke, oft in beträchtlichem Ausmaß (Abb. 2). Wie sollte denn auch stets der gesamte Nettoertrag in der folgenden Nacht abgebaut werden, wenn doch an einem sonnigen Tag weitaus mehr Stärke produziert wird als an einem trüben, wenn Pflanzen sonnenexponiert oder schattig stehen können und

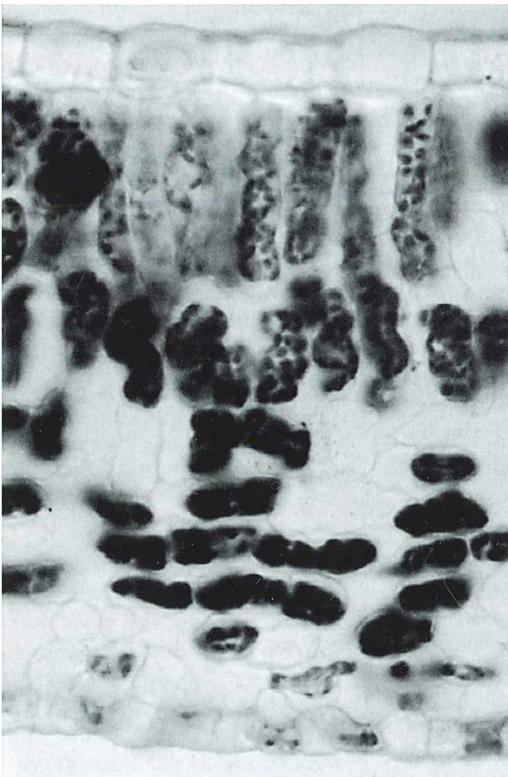


Abb. 2: Ligusterblatt mit Stärke um 6 Uhr morgens (August). Während das Palisadengewebe stärkearm erscheint, lagert im Schwammgewebe ein beträchtlicher Vorrat. Vergr. 35 \times .

wenn sich die Tageslänge in der Vegetationsperiode ändert? Hier tut sich ein weites Feld für exakte Untersuchungen auf.

Wie beweiskräftig sind Schablonenversuche?

Wer kennt nicht die verblüffenden Schablonenbilder auf Blättern. Abbildung 3 zeigt ein stärkefreies Blatt der Kapuzinerkresse (*Tropaeolum majus*), das mit einem Photonegativ bedeckt und der Sonne ausgesetzt worden war. Nach Entfernung des Chlorophylls ruft wässrige Jodlösung durch Anfärbung der gebildeten Assimilationsstärke ein Positiv hervor (Molisch und Dobat, 1979). Schwarz auf weiß scheint hier bewiesen, dass in der Dunkelheit stärkefreie (weiße) Bereiche im Blatt entstanden sind. Auffällig: Die Experimentatoren legen bei der erforderlichen Dunkelphase kräftig drauf. Molisch und Dobat (1979) empfehlen für die Kapuzinerkresse mindestens 12 Stunden, Lüttge (1989) verdunkelte Blätter derselben Art vor der Belichtung 16 Stunden, Strasburger sieht für ein Laubblatt eine mehrtägige Verdunklung vor. Und wie steht es nun mit dem bewiesenen Stärkeabbau in den weißen Blattstücken? Ein Kollege berichtete mir, dass ein Blatt-Foto bei den Schülern zunächst einen glänzenden Eindruck hinterlassen habe. Danach habe er das Blatt *in* der Jodlösung weggestellt; am nächsten Tag war es pechschwarz! Wir können dieses Rätsel leicht lösen:

Schneiden Sie ein Schablonen-Blatt an einer Hell-Dunkel-Grenze und untersuchen Sie den weißen Bereich zunächst in Wasser auf Stärke. Färben Sie sodann diesen Schnitt mit Jodlösung nach. Kontrollieren Sie jetzt den betreffenden Bereich erneut auf Stärke.

Wie ich fand, enthielt ein zwei Tage lang verdunkeltes *Syringa*-Blatt (Vorschlag bei Molisch und Dobat (1979): Am Vorabend des Versuchstages abdecken) noch reichlich Stärke, desgleichen ein 16 Stunden lang verdunkeltes *Tropaeolum*-Blatt (Lüttge et al., 1989). Wieso gelingt der Fototrick dennoch? Liegt das ganze Blatt im Jodbad, muss die Lösung von außen durch die Epidermen eindringen. So werden zunächst nur die neugebildeten (großen) Stärkemengen sichtbar. Stärkeärmere Flächen blei-

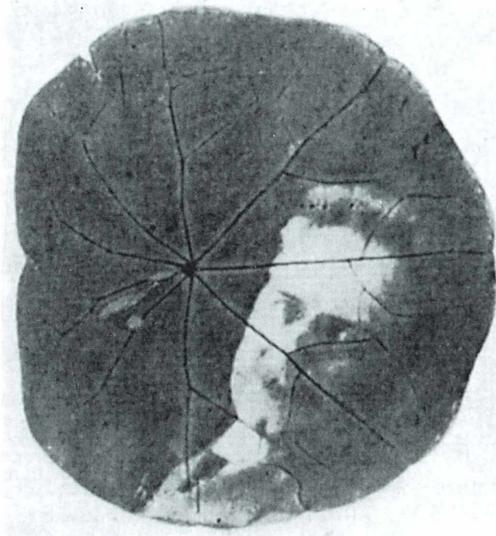


Abb. 3: Das Laubblatt als Photopapier. Die schwarzen Streifen (Stärke in den Bündelscheiden) werden bei der Erläuterung des Experiments traditionell ignoriert (Molisch und Dobart, 1979).

ben noch weiß. Sichert die Lösung jedoch allmählich intensiver ein oder kann sie bei einem Schnitt direkt das Mesophyll erreichen, tritt auch die dort verbliebene Stärke deutlich hervor (Abb. 4).

Wie lange reicht der Stärkevorrat im Blatt?

Wenn die genannten Verdunklungszeiten offenbar nicht zum vollständigen Stärkeabbau ausreichen, sollten wir als nächstes der Frage nachgehen, wie lange dieser Vorrat in den Blättern ausreicht.

Stellen Sie Zweige mit Blättern dunkel (Keller, Schrank) und konservieren Sie zu Versuchsbeginn sowie in regelmäßigen Abständen Blattstücke in Brennspiritus für die spätere Untersuchung.

Ich habe in verschiedenen Laubblättern auch nach mehrtägiger Verdunklung noch Stärke in den Blättern gefunden, beispielsweise beim Flieder (*Syringa vulgaris*) nach zwei Tagen, beim Efeu (*Hedera helix*) nach vier Tagen, beim Wilden Wein (*Parthenocissus tricuspidata*) nach sechs Tagen (Abb. 5).

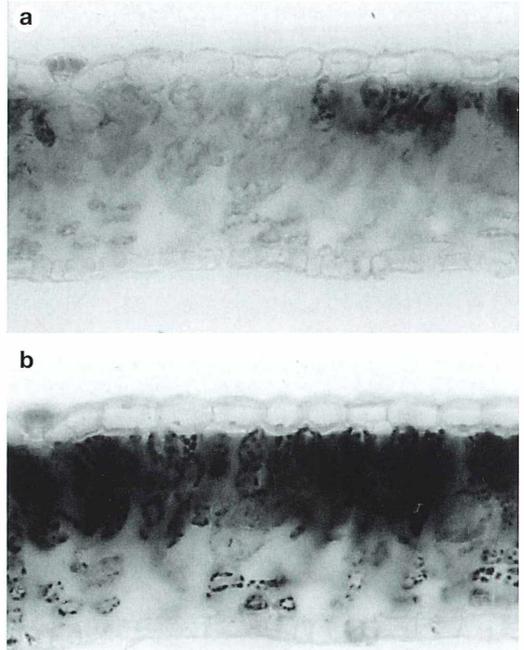


Abb. 4: Blatt des Flieders nach Schablonenversuch (Querschnitt). a: Beim Bad des ganzen Blattes in Jodlösung entstand eine deutliche Grenze zwischen hell und dunkel. Dieser Bereich wurde geschnitten und fotografiert. Rechts die Stärkeneubildung während der neunstündigen Belichtung, links der abgedunkelte, angeblich stärkefreie Bereich. b: Nach der Färbung desselben Schnittes mit Jodlösung tritt auch hier deutlich Stärke zutage. Vergr. 11×.

Fazit: Der Begriff der transitorischen Assimilationsstärke bedarf einer Überprüfung. Sie ist in den Chloroplasten offenkundig nicht nur Tagegast auf rascher Durchreise, sondern hält sich dort länger auf. Das Laubblatt – kein Hotel Garni, sondern Sommerwohnung der Stärke.

Nun muss uns die Tatsache verblüffen, dass Laubblätter schon recht lange als Speicherorgane gewertet werden: Nach Larcher (1976) beobachtet man nämlich bei der Buche (*Fagus sylvatica*) im Sommer bis kurz vor dem herbstlichen Laubabwurf eine reichliche Stärkespeicherung in den Blättern. Olivenlaub (*Olea europaea*) fungiert – ebenso wie die Nadeln von *Abies veitchii* – saisonal sogar als Ort maximaler Stärkespeicherung (Abb. 6). Bedenkt man,

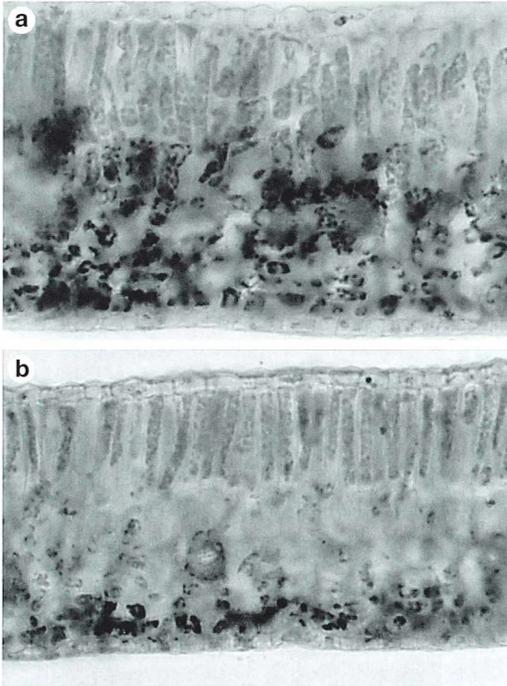


Abb. 5: Reststärke in einem Ligusterblatt nach 46 Stunden (5a) und 69 Stunden Verdunklung (5b). Vergr. 15 \times .

dass der Zuckertransport in den Siebröhren sehr energieaufwendig ist, leuchtet der Vorteil einer dezentralen Stärkespeicherung unmittelbar ein. Soweit ich sehe, sind aber die gegensätzlichen Auffassungen von transitori-

scher Stärke und reichlicher beziehungsweise maximaler Stärkespeicherung noch nicht kritisch gegenübergestellt worden.

Sind dauergrüne Blätter Langzeitspeicher?

Wenn dem Laubblatt eine Speicherfunktion zukommt, müssen wir weiter überlegen. Bei einem Baum bieten Geäst, Stamm und Wurzel reichlich Speicherplatz, während das Blattwerk lediglich wenige Prozent (1–5%; Larcher, 1976) der Gesamtmasse ausmacht. Es steht zudem nur etwa ein halbes Jahr als Speicher zur Verfügung. Wie mag es dagegen bei Pflanzen sein, die grundlegend anders gebaut sind? Ein solcher Antipode wäre etwa meine Zimmerpflanze *Aeschynanthus speciosus* (Lühje, 1991, 2000, 2001). Diese Schamblume wächst als Epiphyt in den Baumkronen subtropischer Wälder und speichert Wasser in ihren ledrigfleischigen Blättern. Die Blattmasse überwiegt sehr deutlich Stängel und Wurzel; zudem sind die Blätter dauergrün (Abb. 7).

Stellen Sie eine Schamblume (*Aeschynanthus speciosus*), einen Zwergpfeffer (*Peperomia spec.*) oder eine andere dauergrüne Blattsukkulente dunkel und konservieren Sie zu Versuchsbeginn sowie in mehrtägigem Abstand Blätter oder Blattstücke in Brennspirit. Schamblume und Zwergpfeffer sind im Blumenhandel erhältlich.

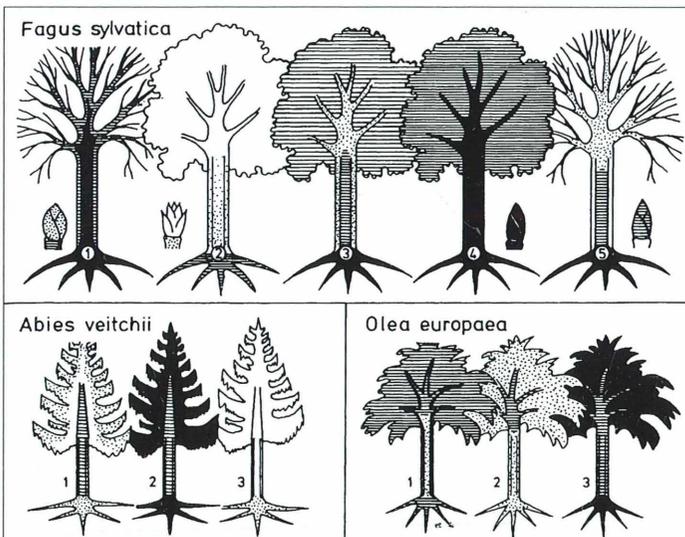


Abb. 6: Jahreszeitlicher Verlauf der Stärkespeicherung in Bäumen. Maximale Stärkespeicherung schwarz; reichliche Speicherung schraffiert; spärliche Speicherung punktiert; weiß bedeutet kaum oder keine Stärke gespeichert. 1 vor, 2 bei Laubaustrieb, 3 Hochsommer, 4 vor Laubabwurf, 5 Winter bei Frost (aus Larcher, 1976).



Abb. 7: Etwa zweijähriges Exemplar des Epiphyten *Aeschynanthus speciosus* (Topfhaltung). Man beachte das relativ geringe Volumen der Wurzel und der Stängel gegenüber der Blattmasse.

Wie vermutet, erweisen sich diese Dauerblätter auch als Dauerspeicher (Abb. 8). Ein *Aeschynanthus*-Blatt erhielt zum Beispiel nach 34 Tagen, ein *Peperomia*-Blatt nach 48 Tagen immer noch Stärke. Das sind doch recht andere Kapazitäten als bei den saisonalen Wegwerfartikeln unserer Bäume.

Speichern die einzelnen Blattgewebe ihre Stärken gleich lange?

Man schaue sich noch einmal das Blattfoto an (Abb. 3). Was ziehen da für schwarze Streifen über das Porträt? Hier blieb – unbemerkt (?), auf jeden Fall unkommentiert von den Interpreten – trotz der Abdunklung Stärke enthalten. Anatomisch handelt es sich bei den dunklen Linien um die Bündelscheiden. An verschiedenen Beispielen konnte ich feststellen, dass sie zu den nachhaltigen Stärkespeichern im Mesophyll gehören. Führen auch die anderen Gewebe des Blattes einen differenzierten Stärkehaushalt? Man sollte doch zum Beispiel ver-

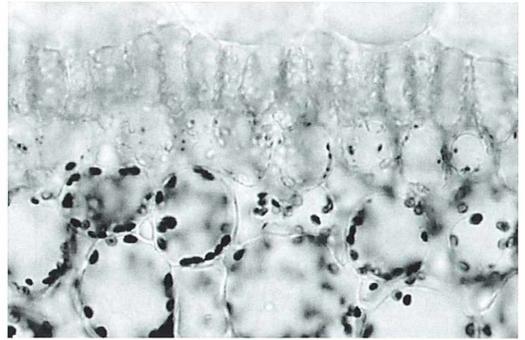


Abb. 8: Mittlerer Blattbereich von *Aeschynanthus speciosus* nach 20tägiger Verdunklung. Unter einer Wasserspeicherschicht liegen die bereits stärkefreien Palisadenzellen, darunter große Schwammgewebezellen mit immer noch reichlichem Stärkegehalt. Vergr. 22 \times .

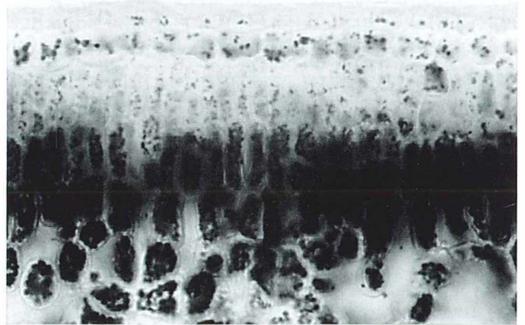


Abb. 9: *Ilex*-Blatt mit Assimilationsstärke nach sonnigem Augusttag. Nicht das photosynthetisch aktivste Palisadengewebe, sondern das Schwammgewebe enthält den größeren Stärkebetrag. Vergr. 22 \times .

muten, dass ein abgedunkeltes Blatt seine Stärke am längsten im Palisadengewebe behält, weil es als Assimilationsschwerpunkt am besten versorgt war (Abb. 9).

Verdunkeln Sie Blätter ausgewählter Arten (z. B. Liguster (*Ligustrum ovalifolium*), Stechpalme (*Ilex aquifolium*) oder Flieder (*Syringa vulgaris*) sowie der Epiphyten *Aeschynanthus* und *Peperomia*). Nehmen Sie Proben und verfolgen Sie den Stärkeabbau. Achten Sie auch auf die Schließzellen. Ergänzend können Sie bei stärkearm und -frei gewordenen Blättern Wiederbelichtungsversuche durchführen. Wo zeigt sich die erste Stärke, wo wird sie vorwiegend abgelagert?

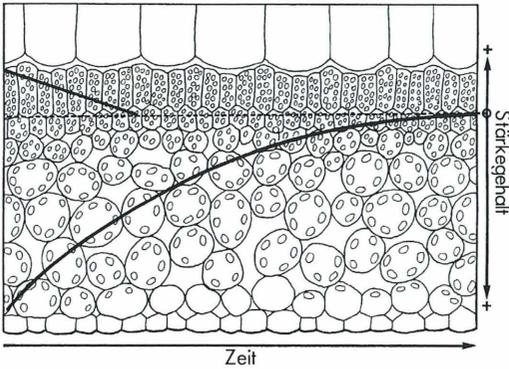


Abb. 10: Verlaufsschema des Stärkerückganges im verdunkelten *Aeschynanthus*-Blatt: Zuerst entleeren sich die Palisaden- sowie unteren Schwammgewebezellen (linker Teil der Grafik). Das Schwammparenchym in Blattmitte behält seinen Vorrat am längsten (rechter Teil der Grafik). Bei *Peperomia spec.* verläuft der Abbau entsprechend (Zeichnung: Hans Brogmus, Bielefeld).

Schamblume und Zwergpfeffer bieten im Langzeitversuch ein klares Bild des Stärkerückganges im Blatt (Abb. 10). Eindeutig erweist sich das Schwammgewebe als Langzeitspeicher. So klar liegen die Dinge aber keineswegs immer. Beim Liguster habe ich den vorläufigen Eindruck gewonnen, dass die Stärke zunächst gänzlich im Palisadengewebe abgebaut wird, sodann im Schwammgewebe von oben nach unten (Abb. 5). Auch beim Flieder entleert sich dem Anschein nach das Palisadengewebe vor dem Schwammgewebe.

Noch reizvoller, aber auch kniffliger ist die Untersuchung eines so reich strukturierten Blattausschnittes wie beim *Ilex* (Abb. 11). Nach vorläufigen Ergebnissen enthielt die Bündelscheide in etwa Dreiviertel der Fälle länger Stärke als Palisaden- und Schwammgewebe. Den Amyloplasten der Subepidermis erwies sich die Bündelscheide nur leicht überlegen. Xylem- und Phloemparenchym speicherten

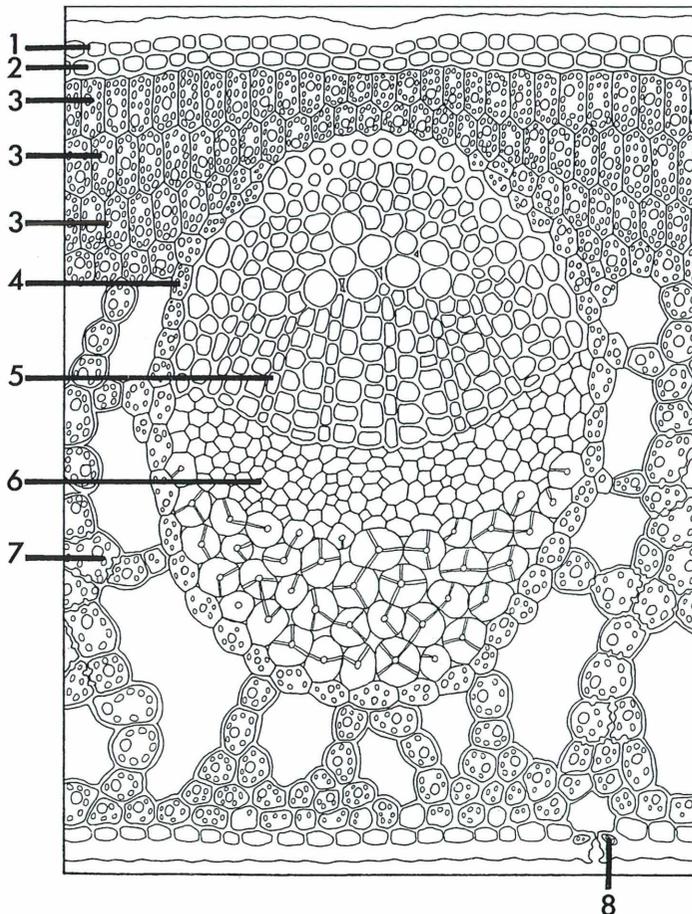


Abb. 11: Seitliche Blattader im Blatt der Stechpalme (*Ilex aquifolium*). Die Ziffern deuten auf die unterschiedlichen stärkeführenden Gewebe: 1 Epidermis, 2 Subepidermis, 3 Palisadenparenchym, 4 Bündelscheide, 5 Xylemparenchym, 6 Phloemparenchym, 7 Schwammparenchym, 8 Schließzellen (Zeichnung: Hans Brogmus, Bielefeld).

ihre Stärkevorräte überwiegend gleich lange; in circa einem Drittel der Fälle war das Xylemparenchym länger beladen. Zwischen dem oberen und unteren Kollenchym (um die mittlere Blattader herum) ergab sich in etwa zwei Drittel der Fälle ein Gleichstand, in den restlichen Fällen war das untere Kollenchym der nachhaltigere Speicher.

Schließlich ein Blick auf das Verhältnis Subepidermis/Schließzellen: Hier überwog die Speicherdauer der Schließzellen zweieinhalbmal so oft. Dies alles ergibt noch keineswegs die klare Choreographie der Epiphytenblätter, lädt aber zu weiteren Untersuchungen ein.

Ist das Herbstlaub stärkefrei?

Am Ende der Vegetationsperiode wird der Assimilationsüberschuss in den Holzkörper und die Rinde von Ästen, Stamm und Wurzeln verlagert und über den Winter gespeichert, stellt Larcher (1976) fest. Abbildung 4 lässt offen, ob die Buchenblätter mit oder ohne Stärke abfallen. Grund genug für uns, dies an verschiedenen Arten zu überprüfen. Dabei müssen wir zunächst ein juristisches Problem klären: Zählt ein vom Wind abgerissenes Blatt schon zum Falllaub? Es verwundert jedenfalls nicht, dass abgerissenes, zum Teil noch grünes Laub zumindest stellenweise stärkehaltig ist. Wurde das Blatt indes abgeworfen, sollte es eigentlich stärkefrei sein. Aber wozu bloße Mutmaßungen? Vielmehr noch ein weiterer lohnender Einstieg in die Mikroskopie der Stärke im Laubblatt.

Methode und Fotografie

Schablonenversuche werden in der Fachliteratur hinreichend beschreiben (Molitsch und Dobat, 1979; diverse Schulbücher). Es empfiehlt sich, die vorausgehende Abdunklung reichlich zu bemessen. Kurzfristige Verdunklungsversuche führt man mit Zweigen in der Vase durch. Langfristige Versuche erfolgen mit eingetopften Pflanzen. Das Probenmaterial wird in Brennspiritus konserviert (gut geeignet sind transparente Filmdöschen). Die Untersuchung fällt wesentlich leichter, wenn das Chlorophyll weitgehend ausgezogen ist. Von einer Probe fertige ich zahlreiche Schnitte an und bewahre

sie im Döschen auf. So stehen sie jederzeit für eine rasche Begutachtung (Vergleiche, Kontrollen) zur Verfügung. Der Stärkenachweis erfolgt mit der Lugol'schen Lösung. Schwache Stärkemengen treten mit Chlorzinkjodlösung besser zutage. Für die Beurteilung der Stärkemenge in den Schnitten genügt oft schon die Stereolupe. Die Einschätzung des Stärkegehalts fällt nicht immer leicht. Man kann zwischen vollständig und punktförmig gefärbten Plastiden unterscheiden. Unterschiede von Blatt zu Blatt und von Zelle zu Zelle sind nicht selten. Flächenschnitte bieten oftmals (zumal für Schließzellen) die bessere Übersicht. Dokumentarische Mikraufnahmen fallen infolge der gelbbraunen Plasmafärbung und bisweilen rabenschwarzen Plastiden wenig ansehnlich aus. Muss man zudem auf die Stärke im Inneren der Zellen (anstatt auf die Oberfläche des Schnittes) fokussieren, entsteht leicht ein unscharfer Bildeindruck. Präparate mit Klorix-Bleichung, Neutralisation in Essigsäure, Anfärbung in Astrablau-Safranin und anschließender Jodfärbung verschaffen ästhetische Satisfaktion.

Literaturhinweise

- Dobler, H. J., Lauer, V., Herdtfelder, R., Schmidtke, D.: *Natura Biologie für Gymnasien*, Band 3. Themenheft Stoffwechsel. Ernst Klett Verlag, Stuttgart 1995.
- Larcher, W.: *Ökologie der Pflanzen*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1976.
- Miram, W., Scharf, K.-H.: *Biologie heute*, S II. Schroedel Verlag, Hannover 1997.
- Mohr, H., Schopfer, P.: *Pflanzenphysiologie*. 4. Aufl., Springer Verlag, Berlin 1991.
- Molitsch, H., Dobat, K.: *Botanische Versuche und Beobachtungen mit einfachen Mitteln*. 5. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1979.
- Lüthje, E.: *Das Blatt – Grundorgan und High-Tech-Solarzelle*. *Mikrokosmos* 90, 53–57 (2001).
- Lüthje, E.: *Aeschynanthus speciosus – eine Blume für den Klausurtag*. *Mikrokosmos* 80, 91–94 (1991).
- Lüthje, E.: *Der Tag geht, die Stärke ... auch?* *Unterricht Biologie* 256, 27–30 (2000).
- Lüthje, E.: *Die Stärke der Schamblume*. *Biologie in unserer Zeit* 5, 290–294 (2000).
- Lüttge, U., Kluge, M., Bauer, G.: *Botanik*. VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1989.
- Strasburger, E. (Hrsg.): *Lehrbuch der Botanik*. 30. Aufl., Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.

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

Aus der Industrie

Neue netzwerkfähige Digitalkamera für die Life-Bild-Darstellung in der Mikroskopie: Die DN100 von Nikon

Die neue Digitalkamera DN100 von Nikon (Abb. 1) hat es in sich: Über den C-Mount-Anschluss an Mikroskope montiert, zeigt die kompakte Kamera sofort ein digitales Life-Bild (15 Bilder/s) bei einer Auflösung von 1280 × 1024 Pixel.

Der Clou an dieser Kamera: Alle Kamerafunktionen wie zum Beispiel Belichtungszeit oder Weißabgleich werden per Maus über eine kleine Kontrolleinheit bedient, ohne dass dazu ein Computer benötigt wird. Auch der Computermonitor wird direkt an den Controller angeschlossen. Die DN100 kombiniert somit die Vorteile einer Videokamera wie Geschwindigkeit und Computer unabhängiges Arbeiten mit der hohen Bildqualität einer 1,3 Megapixel-Digitalkamera. Überall dort, wo Mitbeobachtung, Diskussion und Präsentation (z. B. mit Videobeamer) von mikroskopischen Bildern eine Rolle spielen, liefert die Kamera Bilder in einer bisher nicht erreichten Echt-Zeit-Auflösung.

Eine weitere Neuheit der DN100 ist, dass jeder Anwender, der an ein internes Netzwerk (LAN) angeschlossen ist, über einen Standard Web-Browser das mikroskopische Bild mit beobachten kann und über Telefon oder Video-Konferenz darüber diskutieren kann. Das ist durch eine in den Controller eingebaute Netzwerkkarte möglich, worüber die Kamera unmittelbar an das LAN angeschlossen werden kann. Ein Experte außerhalb des Mikroskopraums (z. B. Reinraum, Sicherheitslabor in einem anderen



Abb. 1: Die neue netzwerkfähige Digitalkamera DN100 von Nikon.

Stockwerk oder Gebäude) kann die DN100 auswählen und bekommt im zwei bis fünf Sekunden-takt – je nach eingestellter Auflösung – das mikroskopische Bild online auf seinem Computer angezeigt. Auf diesem Wege können auch Bilder heruntergeladen werden, ohne dass sie vorher umständlich an einem Rechner neben dem Mikroskop abgespeichert und per Email versendet werden müssen. Das ist bequem, spart Zeit und einen zusätzlichen Rechner und macht die Fern-Mitmikroskopie zum Kinderspiel.

Lokal können die Bilder auf einer sogenannten Compact Flash Card per Knopfdruck gespeichert werden. Dieser Standardkartentyp wird auch in der Nikon Digitalkameraserie Coolpix verwendet. Arbeitet die DN100 im LAN, können die Bilder zum Beispiel auf dem Server per FTP abgelegt werden. Selbstverständlich kann man die DN100 auch an einen PC anschließen, die Bilder dort speichern und mit beliebiger Software bearbeiten und vermessen.

Neue Medien

Bereiter-Hahn, J., Peters, W. S.:
Die Zelle. Das Kraftwerk – Mitochondrium und Energiestoffwechsel.
 CD-ROM, Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim 2001, DM 69,90, ISBN 3-494-01308-X.

Diese CD-ROM gehört zu dem vierteiligen Lehr- und Lernprogramm *Die Zelle*, welches als Gemeinschaftsproduktion des Instituts für den Wissenschaftlichen Film (IWF Wissen und Medien GmbH) und dem Quelle & Meyer

Verlag herausgegeben wird. Nach dem ersten Teil (Chloroplasten und Photosynthese) ist nun mit den Mitochondrien (energieliefernde Zellorganellen) der zweite Teil erschienen. Das Programm ist insbesondere für die gymnasiale Oberstufe, Biologiestudenten im Grundstudium und interessierte Laien geeignet.

Die CD ist sehr einfach zu laden und zu benutzen. In den drei Kapiteln Funktion, Struktur und Vermehrung können die Inhalte mithilfe von aufwändigen 3-D-Modellen, licht- und elektronenmikroskopischen Aufnahmen

und vielen Animationen studiert werden. Dabei kann man geführte Touren verwenden oder beispielsweise über Stichwort-, 3-D-, oder Filmlisten gezielt ausgewählte Informationen abrufen. Eigene Mitarbeit ist gefragt beim virtuellen Laborversuch zur Atmungsaktivität isolierter Mitochondrien und einem Wissensquiz.

Die vielen Schemata und Animationen stellen die grundsätzlichen Merkmale der Mitochondrien sehr schön dar und werden von knappen, gut verständlichen Wort- und Textbeiträgen begleitet.

Renate Radek, Berlin

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

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

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Elektronische Abbildungen nur als tiff-Dateien einreichen. Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen nur professionelle Beschriftungen vornehmen (Endgröße nach Vergrößerung/Verkleinerung der Bildvorlage circa 3 mm); handschriftlich bitte nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern kennzeichnen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

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

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

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

Buchzitate:

Fioroni, P.: Evertrebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

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

Mikrokosmos
Heft 1/2002

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

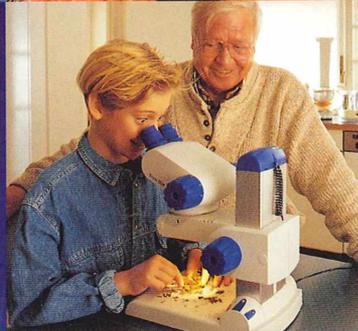
Abenteuer Mikroskopie

300229

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



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



Stemi DV4

Carl Zeiss
Mikroskopie
D-07740 Jena · Tel. (036 41) 64-16 16 · Fax (036 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro

ZEISS

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2002

Band/Volume: [91_1](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 91_1 1](#)