

II P0372/PI,2
www.franz-schaeffer.de/journals/mikrokosmos

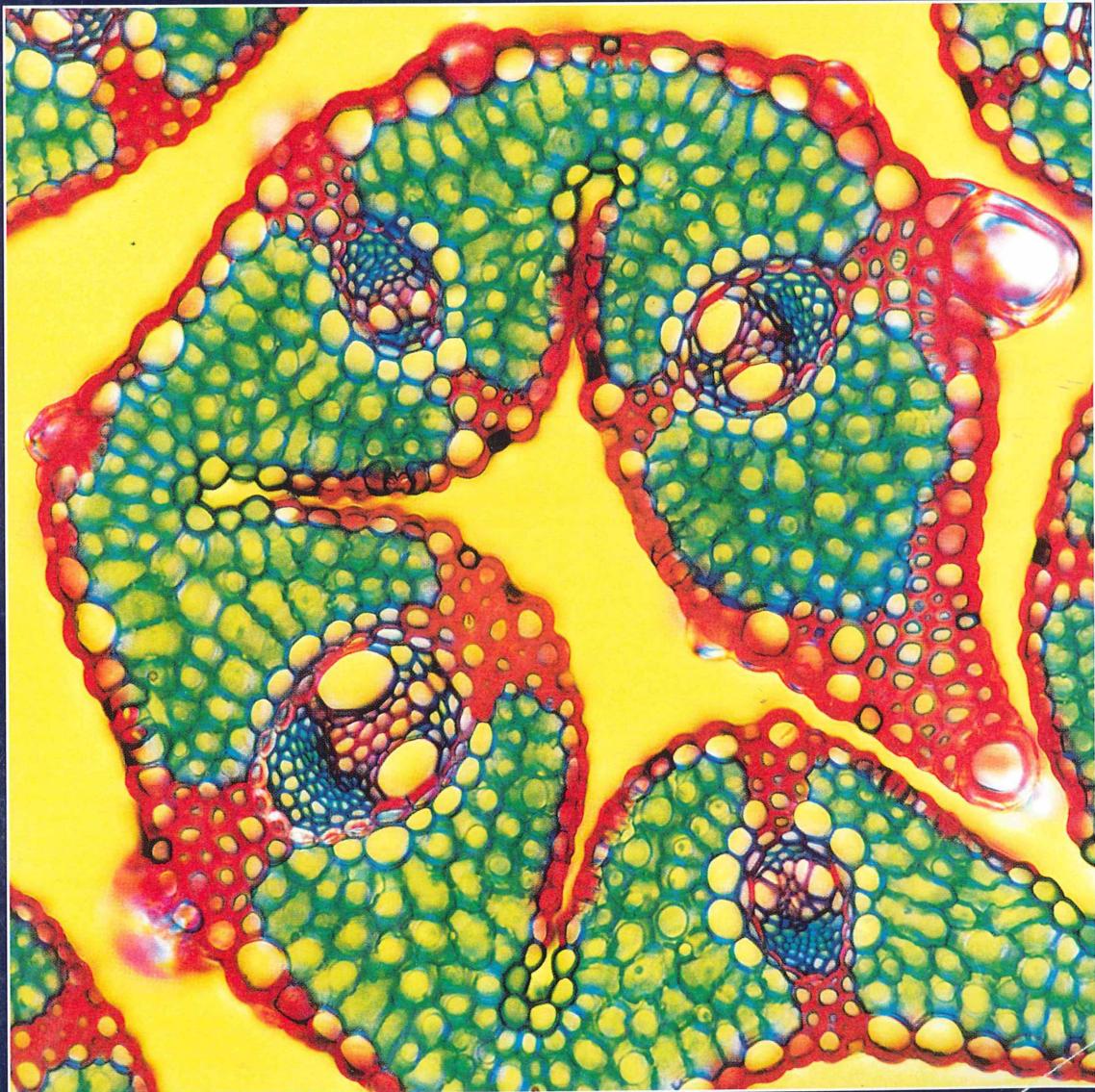
F 20582

MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

März 2002
91. Jahrgang
Heft 2
ISSN 0026-3680



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

- 65** Limnische Planktonbilder – Ökologische Indikatoren ohne Grenzen
Heinz Bremer
- 79** Suche und Behebung von Fehlern im Strahlengang.
2. Teil: Reinigungsprozeduren
Klaus Henkel
- 87** *Glauco cystis* – Modell für die Evolution der Chloroplasten und Wirt parasitischer Oomyceten. Teil 2: Die Oomyceten
Eberhard Schnepf und Stefanie F. Kühn
- 93** *Collotheca atrochoides* – Ein im Benthos lebendes Rädertier
Martin Kreutz
- 99** Lateinische Grundlagenwerke – Richtig zitiert
Rainer Hendel
- 102** Strand mit Vieren – Ein Gras im Kräftespiel der Gene
Erich Lüthje
- 108** Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern)
3. Teil: Regeneration des Nervensystems am Beispiel von *Eurythoe complanata*
Monika C. Müller und Andreas Berenzen
- 115** Die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine. Teil 2.
Jürgen Schrödt

Rubriken

- 78**
Neue Medien
- 78, 97, 98, 105,
106, 114**
Nachrichten
- 84, 96**
Buchbesprechungen
- 85**
Mikro-Cartoon
- 91**
Aus der Industrie
- 126**
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 127**
Mikro-Markt
- 128**
Impressum

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
(<http://urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv/htm>)
wird mit dem Erscheinen dieses Heftes ein Artikel aus dem Jahrgang VII (1913/14)
über Zystolithen 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>

Limnische Planktonbilder – Ökologische Indikatoren ohne Grenzen

Heinz Bremer*

Das Plankton ist die Lebensgemeinschaft der im freien Wasser schwebenden Pflanzen und Tiere und offenbar ein liebes Kind der Mikroskopiker. Die Freude an Form und Farbe, die Planktonnetz und Mikroskop offenbaren, sind zunächst Grund genug. Planktonorganismen sind sehr klein und die meisten kann man mit dem bloßen Auge nicht sehen. Das bedeutet aber gleichzeitig, dass ihre Oberfläche sehr groß und der Kontakt zur Umwelt äußerst intensiv ist. Formenvielfalt und Zellfortsätze führen weiterhin zur Oberflächenvergrößerung und damit zur Intensivierung des Umweltkontaktes.

So werden sie zu ökologischen Zeigerorganismen, denn die unmittelbare Wirkung der Umweltfaktoren fördert oder hemmt die Entwicklung bestimmter Gruppen, Gattungen und Arten. Das gilt besonders für das pflanzliche Plankton (Phytoplankton). Seine schnelle Generationenfolge unterstützt den Zeigerwert. Umweltveränderungen haben relativ schnell Änderungen des Planktonbildes zur Folge.

Deshalb lohnt es sich, über das Warum einer Planktongesellschaft nachzudenken. Dazu möchte ich mit diesem Beitrag anregen.

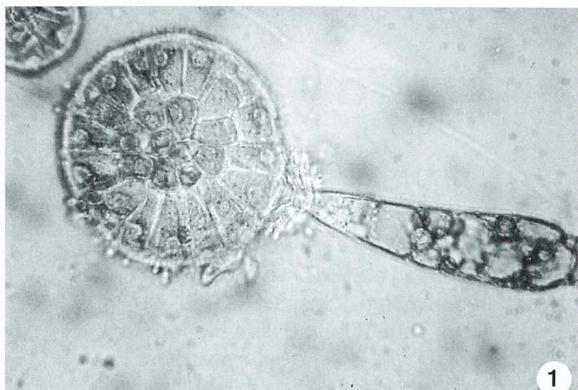
Phytoplankton und Periphyton

Das Phytoplankton (Algen und Bakterien) und das Periphyton (pflanzlicher Aufwuchs) sind benachbarte Lebensgemeinschaften mit zum Teil übergreifenden Formenkreisen. Die Heimat des Euplanktons ist zweifelsohne der pelagische Raum der größeren Gewässer. Oberflächenvergrößerungen, borstenartige Fortsätze, spezifisch leichte Einlagerungen (Öle, Gase) verringern die Sinkgeschwindigkeit. Einige Arten sind sogar leichter als Wasser und bilden bei Massenent-

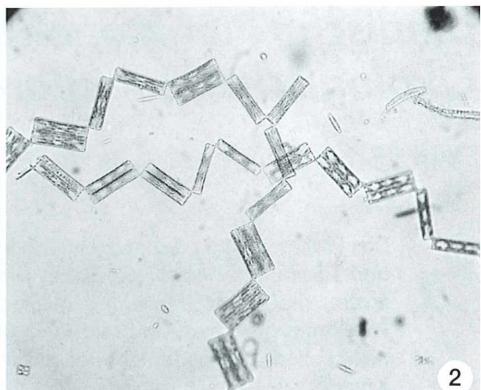
wicklung (Wasserblüten) oberflächliche Ansammlungen (z. B. *Microcystis*).

Bei kleinen Gewässern (Tümpel, Weiher, Teiche) besteht jedoch für jede planktische Alge die Gefahr benthischer Berührung und im Periphytum werden viele Plankter mechanisch und elektrostatisch eingefangen. Hier können sie zeitweilig leben und sich sogar vermehren, wenn die Lebensbedingungen im Wesentlichen stimmen. Das Bakterioplankton (beispielsweise Fäulnisbakterien) neigt zur Substrathaftung und verringert sich schnell, wenn feingliedrige Pflanzen wie Wassermoose Kontaktmöglichkeiten bieten. Die Aufwuchsgesellschaften besitzen verschiedene Einrichtungen für die feste Verbindung mit der Unterlage (unter anderem Basalzellen mancher Fadenalgen, Abb. 1). Aufwuchsalgen bilden oft einen pelzigen Bewuchs auf Makrophyten, Schilfstängeln oder auch leblosen Gegenständen. Sie sind ihrerseits wieder Aufwuchsbasis anderer periphytischer Formen. Wird das Wasser in der Aufwuchszone durch Wellenschlag stark bewegt, reißen periphytische Bestände ab, treiben im freien Wasser und werden mit dem Planktonnetz erbeutet. Manche Algen sind fast obligatorisch Grenzgänger zwischen Plankton und Periphyton (Abb. 2). Zur Gewinnung von Planktonproben sollte man sich nicht mit dem pelagischen Netz begnügen. Das Periphyton ist ein natürliches Planktonnetz. Auswaschen und Ausdrücken von möglichst feingliedrigen Wasserpflanzen ergänzen die Ausbeute und Kratzproben von

*Der Autor, Heinz Bremer, ist bedauerlicherweise vor kurzem verstorben. Die Korrekturen dieses Artikels wurden daher nur von der Redaktion vorgenommen.



1



2

Abb. 1: Grüne Fadenalge (*Cladophora*) besetzt mit ihrer rhizoidartigen Basalzelle eine junge Schildalge (*Coleochaete*). – **Abb. 2:** *Diatoma vulgare* (Kieselalge) im Plankton und Periphyton, eutroph, β -mesosaprob.

bewachsenen Unterlagen zur Gewinnung von Aufwuchsgesellschaften erweitern das Planktonbild. Fangorte sind folglich nicht unbedingt Beweis für die angestammte Lebensgemeinschaft und in Kleingewässern wird die Zuordnung oft schwierig.

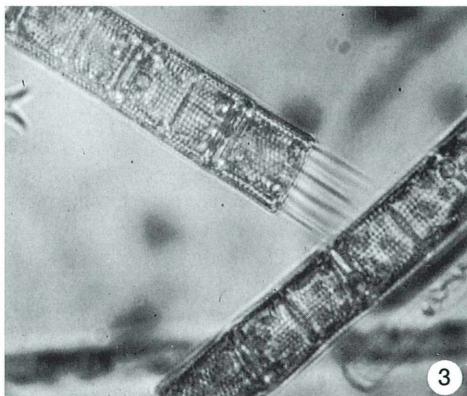
Der kosmopolitische Faktor und das ökologische Indikationsgewicht

Ich hatte einige Jahrzehnte das Plankton mecklenburgischer Gewässer untersucht und erwartete mit Proben aus Südamerika vollkommen neue Planktonbilder. Doch viele alte Bekannte stellten sich ein. Die ökologischen Bedingungen

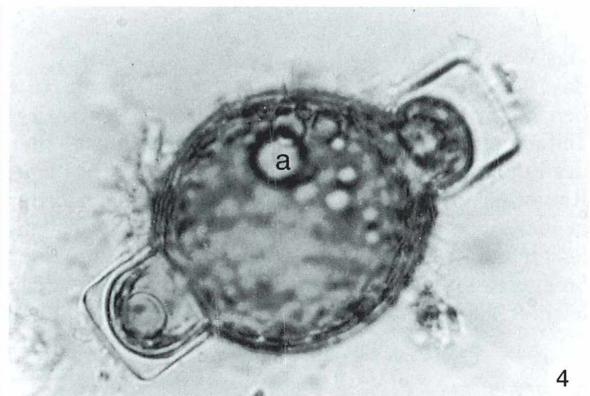
sind für die Planktongesellschaft viel bedeutsamer als geografische Entfernung. Die ökologische Potenz der Art entscheidet über die Besiedlung eines Raumes.

Die fädige Kieselalge *Melosira granulata* (Abb. 3) ist beispielsweise im gesamten Amazonas-Stromgebiet eine der häufigsten Planktonalgen und findet sich auch in norddeutschen Seen in vielen Proben.

Die Ursache für die weltweite Verbreitung vieler Phytoplankter liegt unter anderem in der Erzeugung von Dauerformen (Abb. 4). Wind, Wasser, Tier und Mensch verteilen die Sporen, und wo sie auf günstige Bedingungen treffen, entstehen neue Populationen. Dauerformen bilden sich durch geschlechtliche Zellverschmel-



3



4

Abb. 3: *Melosira granulata*, Kieselalge mit punktierten Zellwänden und endständigen Borsten. Plankton aus dem Amazonas bei Santarem, mesotroph, β -mesosaprob, Kosmopolit, Ubiquist. – **Abb. 4:** Auxospore von *Melosira varians*, a Oltropfen (Speicherstoff).

zung (Isogamie, Oogamie). Sie sind hartschalig und reich an Reservestoffen. Sie können Jahre lebend überdauern, entwickeln und vermehren sich, wo sie die artspezifische ökologische Nische antreffen. Dabei setzen die unterschiedlichen Wassertemperaturen für manche Arten natürliche Verbreitungsgrenzen, doch die meisten Phytoplankter sind eurytherm (große Temperaturspanne; Junk, 1997). In einigen Gattungen kommen territorial begrenzt spezielle Arten und Unterarten vor.

Die ökologische Potenz der Arten und Gattungen spiegelt mehr oder weniger die Valenz des Raumes wider, sein Bedingungsgefüge. Dabei gibt es Taxa, die nur im Bereich eng begrenzter Umweltfaktoren leben können. Solche stenöken Formen haben einen großen Zeigerwert (Indikationsgewicht), während euryök Arten mit den verschiedensten Verhältnissen zurecht kommen. Deshalb ist ihr Zeigerwert gering (Ubiquisten). Nährstoffgehalt (Trophie) und organische Belastung (Saprobie) spielen als ökologische Faktoren eine besondere Rolle. Lichtintensität, Huminstoffgehalt des Wassers, Karbonathärte und pH-Wert prägen in auffälliger Weise das Planktonbild. Der Fund einiger weniger Plankter eines bestimmten Zeigerwertes ist kaum aussagefähig nach dem Motto: Eine Schwalbe macht noch keinen Sommer. Mit der Individualdichte und der Beschränkung auf wenige Arten, eines systematischen und ökologischen Formenkreises wächst die Aussagekraft des Planktonbildes. Daraus folgt, dass Abundanz (Häufigkeit, Individuendichte), Dominanz (Vorherrschaft gegenüber anderen Arten) und Indikationsgewicht (Zeigerwert, Leitformen) der Plankter Gegenstand der ökologischen Bewertung des Gewässers sein können. Streble und Krauter (1988) geben zur biologischen Wasseranalyse weiterführende Hinweise.

Trophie und Saprobie

Alle autotrophen Pflanzen, also auch die pflanzlichen Plankter, benötigen die Pflanzennährstoffe Stickstoff und Phosphor. Sie werden durch Bakterientätigkeit aus organischen Resten freigesetzt. Organische Reste in diesem Sinne liegen gelöst (DOM – dissolved organic matter) und partikulär (POM – particulate organic matter) vor. Sie sind unterschiedlicher Herkunft.

Autochthon (gewässereigen) sind zum Beispiel Photosyntheseexsudate, das heißt Abscheidun-

gen autotropher Pflanzen (Algen und Makrophyten), Autolyseprodukte abgestorbener Organismen, fecal-pellets (Kotbällchen) des Crustaceenplanktons und tierische und pflanzliche Leichen. Allochthon (gewässerfremd) beispielsweise sind die organischen Inhaltsstoffe eingeleiteter Abwässer und die durch Hochwasser und Niederschläge bedingten Einschwemmungen. Als Ammonium (NH_4^+), Nitrat (NO_3^-) und Orthophosphat (PO_4^{3-}) wird Stickstoff und Phosphor etwa im Verhältnis 10:1 benötigt. Ihre Konzentration und ihr Verhältnis im freien Wasser bestimmen den Trophiezustand des Gewässers beziehungsweise die Limitation der Primärproduktion. Organische Abfälle und die daraus resultierende Aktivität der Bakterien und anderer Saprobioten (Fäulnisbewohner) bestimmen den Grad der Saprobie des Gewässers.

Trophie und Saprobie sind Gewässerkriterien, die für alle Planktongruppen in irgendeiner Form Bedeutung haben. Deshalb sollen ihre Stufen der Betrachtung der Planktonbilder vorgestellt werden (Tabelle 1). Der Reichtum an Pflanzennährstoffen bestimmt wesentlich die Primärproduktion, unter anderem die Dichte des Phytoplanktons. Durch organische Abfälle wird die Entwicklung der Produzenten gehemmt und die der Destruenten, besonders der Bakterien, gefördert. Alle Primär- und Sekundärproduktion liefert autochthone Abfälle und erhöht den Grad der Saprobie, woraus die Tätigkeit der Destruenten wieder die Voraussetzung für entsprechende Trophie entstehen lässt (biologische Selbstreinigung).

Zusätzliche allochthone organische Abfälle (Abwässer) bewirken, dass aus dem Kreislauf von Saprobie und Trophie eine aufwärtsgerichtete Spirale wird und die planktische Individuendichte zunimmt, das Artenspektrum abnimmt und die Sichttiefe geringer wird (Eutrophierung). Mit der Verringerung der Eindringtiefe des Lichts, das heißt durch Selbstbeschattung, nimmt die Zone autotropher Bioproduktivität ab. Licht ist für die Einbindung des Hauptnährstoffs Kohlenstoff im Zuge der Photoautotrophie unerlässlich.

Für das Phytoplankton ist Calciumhydrogen-carbonat ($\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2$) Hauptquelle des anorganischen Kohlenstoffs. Bei intensiver Photosynthese eines individuendichten Phytoplanktons wird aus Calciumhydrogencarbonat Calciumcarbonat oder sogar Calciumhydroxid, wodurch Kalkniederschlag und alkalische pH-

Tabelle 1: Trophie und Saprobie – Merkmale und Güteklassen sind Orientierungswerte und beziehen sich auf europäische Verhältnisse (Schwoerbel, 1999; eigene Befunde, 1950–2000).

Trophie (Nährstoffgehalt)	Saprobie (organische Belastung)	Kriterien	Gütekasse (4-stufig nach Liebmann)
oligotroph, extrem nährstoffarm, <10 µg/l Gesamtphosphor	oligosaprob, geringe autochthone organische Belastung	Plankton artenreich und individuenarm, Sichttiefe ¹ >4 m bei farblosem Wasser, Keimzahl ² 1–9 × 10 ² KBE/ml oder geringer	I
mesotroph, nährstoffarm, 10–35 µg/l Gesamtphosphor	oligosaprob bis β-mesosaprob, geringe organische Belastung	Plankton artenreich und zum Teil individuenreich, keine Massen- entwicklung (Wasserblüten), Sichttiefe 2–4 m bei fehlender Wasserfärbung, Keimzahl 1–9 × 10 ³ KBE/ml	II
eutroph, nährstoffreich, 35–100 µg/l Gesamtphosphor	β-mesosaprob, geringe organische Belastung	Plankton artenreich und individuenreich, zeitweilig Massenentwicklung (Wasserblüten), Selbstbeschattung, Sichttiefe um 2 m, Keimzahl 10 ³ –10 ⁴ KBE/ml	II–III viele nord- deutsche Seen ³
	α-mesosaprob, allochthone organische Belastung (organisch verschmutzt)	Plankton individuenreich, zum Teil artenarm, häufig Massenentwicklung (Wasserblüten), Selbstbeschattung, Sichttiefe um 1 m, Keimzahl 1–9 × 10 ⁴ KBE/ml	III
polytroph, >100 µg/l Gesamtphosphor	polysaprob, starke allochthone organische Belastung (organisch verschmutzt), Faulgewässer durch Abwassereinleitung	Plankton individuenreich und artenarm, viel heterotropes Plankton (Protozoen), starke Bakterienträubung, Selbst- beschattung, Sichttiefe >1 m, Keimzahl 10 ⁴ –10 ⁵ KBE/ml, Bakterien und Pilze massenhaft	IV

- 1) Die Sichttiefe bezieht sich auf Sicht der Secchi'schen Senkscheibe (weiße Metallscheibe, 18 cm Durchmesser).
- 2) Die Keimzahl bezieht sich auf koloniebildende Fäulnisbakterien pro Milliliter Wasser (KBE/ml) gemessen mit 3M Petrifilm. Die Werte sind nicht mit mikroskopischen Bakterienzählungen zu verwechseln.
- 3) Viele derartige Gewässer bilden im Frühjahr (Diatomeenblüten) und im Hochsommer (Blaualgenblüten) Übergänge zur α-Mesosaprobie und zur Gütekasse III aus.

Verschiebung entstehen (biogene Entkalkung). Kohlenstoff, Stickstoff und Phosphor auf der einen Seite (pflanzlicher Bedarf 100:10:1) und organische Abfälle auf der anderen ist die Waage der Gewässerbonität.

Auffällige Planktonbilder – Prägende Bedingungen

Wenn man in einer Planktonprobe oder periphytischen Auswaschung lange genug sucht, findet man Algen aus den verschiedensten taxonomischen Gruppen. Ihr Nachweis ist nicht der hier interessierende Zeigerwert. Von Arten und Gruppen, die mit massiver Dominanz auftreten, soll die Rede sein. Die Frage nach den

Ursachen solcher Dominanz, und oft auch hochgradiger Abundanz, stellt sich und möchte zumindest teilweise beantwortet werden. Einige charakteristische Planktonbilder werden im Folgenden mit ihrem ökologischen Umfeld vorgestellt. Die Angaben zur Trophie und Saprobie bei den Bildtexten beziehen sich auf Fundorte und Fundzeiten. Sie schließen nicht das Vorkommen der Arten unter anderen Bedingungen aus.

Kieselalgen

Das Licht ist Lebenselixier aller photoautotrophen Plankter, und wer mit extrem geringen

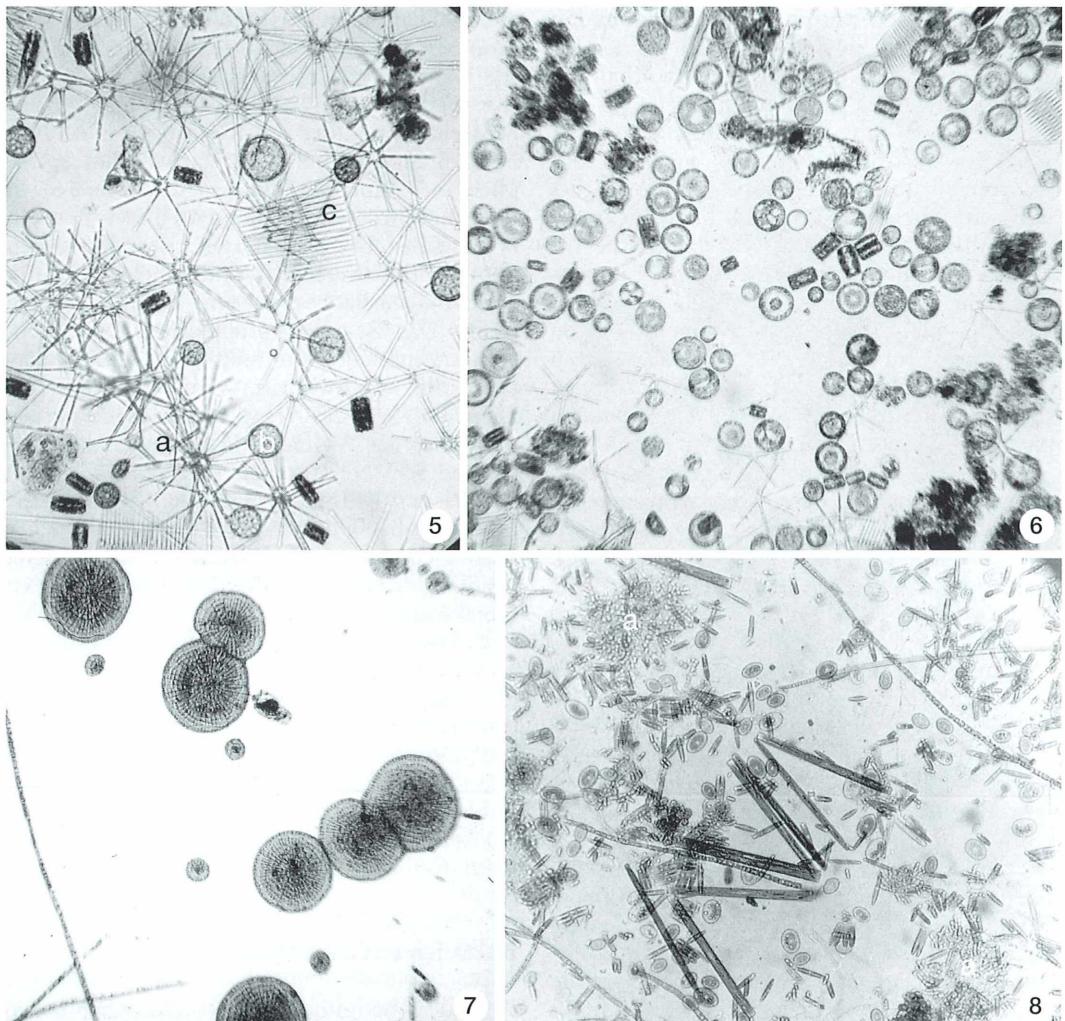


Abb. 5: Kieselalgenplankton im März, Dominanz von *Asterionella formosa* (a); *Stephanodiscus hantzschii* (b) und *Fragilaria crotonensis* (c) als Subdominannten, Krakower See (Mecklenburg), eutroph, β -mesosaprob. – **Abb. 6:** Kieselalgenplankton im März, Dominanz von *Stephanodiscus hantzschii*, Parumer See (Mecklenburg bei Güstrow), eutroph, α -mesosaprob. – **Abb. 7:** Die Grünalge *Coleochaete scutata* bildet in Lichtnähe an Aquarienscheiben punktförmige Kolonien, mesotroph, oligo- bis β -mesosaprob. – **Abb. 8:** Bewuchs der Aquarienscheibe in 30 cm Tiefe. Bei Lichtmangel dominieren Kieselalgen (verschiedene Arten). Die Grünalge *Coleochaete* (a) bringt hier nur noch Kümmerformen hervor.

Lichtintensitäten auskommt, besetzt eine Nische ohne Konkurrenten. Das ist die ökologische Grundlage für die verbreitete Dominanz der Kieselalgen (Abb. 5 und 6).

Lichtmangel kann viele Ursachen haben und jahreszeitlich bedingt sein. Häufig ist Selbstbeschattung durch Planktondichte der Grund. Intensive Wasserfärbung, massenhafte Schweb-

stoffe oder Baumkronenbeschattung in Waldbächen, überall dort setzen sich Diatomeen durch. Nimmt die Lichtintensität zu, müssen sie meist weichen. Oft nehmen Grünalgen ihren Platz ein (Abb. 7 und 8).

Die physiologische Grundlage der günstigen Lichtverwertung liegt in ihrer Farbstoffkombination von Chlorophyll und Fucoxanthin. Das

gelb-braune Fucoxanthin, das gemeinsam mit dem Chlorophyll in den Plastiden der Kieselalgen vorkommt, ist ein sauerstoffhaltiges Karotinderivat mit einer maximalen Absorption des Sonnenlichts um 540 nm. Die vom Fucoxanthin absorbierte Energie wird auf das Chlorophyll übergeleitet, wo sie photosynthetisch wirksam wird. Dadurch überbrückt die Farbstoffkombination der Kieselalgen die für Grünalgen charakteristische Grünlücke und erhöht die Effektivität der Photosynthese (Abb. 9), indem sie das ganze Sonnenspektrum von blau bis rot energetisch nutzt. Kieselalgen besitzen gegenüber anderen Algengruppen weitere Durchsetzungsvorteile. Sie kommen mit sehr geringen Phosphatkonzentrationen ($>10 \mu\text{g/l}$) aus und können Phosphor bei reichlichem Angebot speichern, um davon in phosphorarmen Zeiten zu zehren. Die Stickstofflimitation liegt bei etwa 50 $\mu\text{g/l}$ (Calbe, 1980). Die Anspruchslosigkeit der Kieselalgen, ihre Artenvielfalt und die Anpassung der Arten an vielerlei Bedingungen (6000 Arten aus 200 Gattungen) haben sie weltweit zu einem bedeutenden Faktor der Bioproduktivität gemacht. Willen (1991) schätzt 25% der Weltnettoprimärproduktion diatomeenabhängig. Regelmäßige Winde in großen Höhen haben sie global verbreitet (Anemoplankton, Aeroplankton, Kosmopoliten). Für viele ökologische Faktoren hält die Gruppe der Kieselalgen ein spezifisches Artenspektrum bereit, so dass ihre Gruppenexistenz weder durch unterschiedliche Temperaturen, Mineralgehalte, pH-Werte und Saprobie noch durch den Gewässertyp beeinträchtigt wird. Ihre kosmopolitische Verbreitung und ihr geologisches Alter (bis tief ins Erdmittelalter)

haben Diatomeen zu Lieblingsobjekten paläontologischer Forschung gemacht, zumal fossile Diatomeenablagerungen gut erhalten sind (Kieselgur).

Massenentwicklung von Kieselalgen gibt es im zeitigen Frühjahr als Seenplankton im eutrophen, mesosaproben Wasser (Abb. 5 und 6). In flachen Gewässern entsteht zu dieser Zeit ein bodennaher Diatomeenrasen, der durch den Photosynthesesaerostoff bald abhebt und dann an der Oberfläche in Form brauner Fladen treibt. Das ist eine vorteilhafte Möglichkeit, Diatomeenschalen für mikroskopische Dauerpräparate zu gewinnen. Man entnimmt eine kleine Menge des schwimmenden Materials und setzt das 3–4fache Volumen an konzentrierter Schwefelsäure zu (Mazeration). Man lässt circa 10 Minuten einwirken, zentrifugiert und kippt den Überstand ab. Nach mehrfacher Auswaschung und Zentrifugation wird zuletzt der diatomeenhaltige Wassertropfen auf einen Objektträger gebracht und eingetrocknet. Danach erfolgt der Einschluss mit dünnflüssigem Balsam (Abb. 10). Die Grenze der Kieselalgenentwicklung wird von einer Minimalkonzentration von Silizium im Wasser bedingt. Sie liegt bei etwa 1 mg/l. Fehlt gelöstes Silizium, kann die Zellwand nicht entstehen und es unterbleibt die Zellteilung. Die Diatomeentrockenmasse besteht zu etwa 17% aus Silizium (Calbe, 1980).

Bakterien und Blaualgen

Besonders bei allochthoner organischer Belastung (Einleitung von organischen Abwässern)

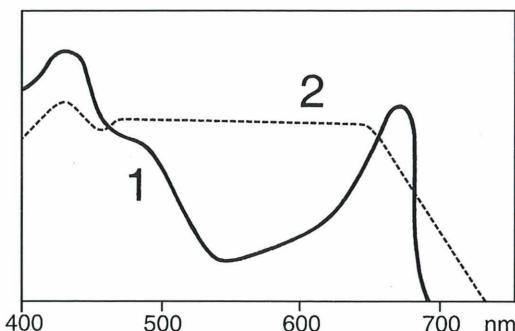


Abb. 9: Wirkungsspektrum der Photosynthese, 1 Grünalge (*Chlorella*), 2 Kieselalge (*Navicula*).

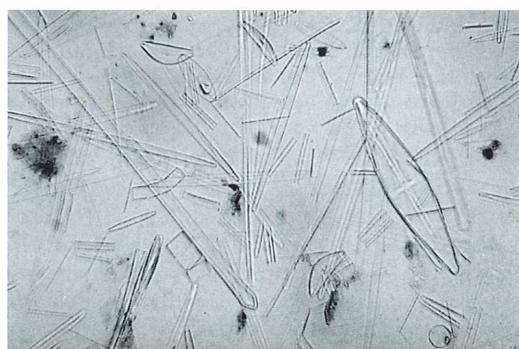
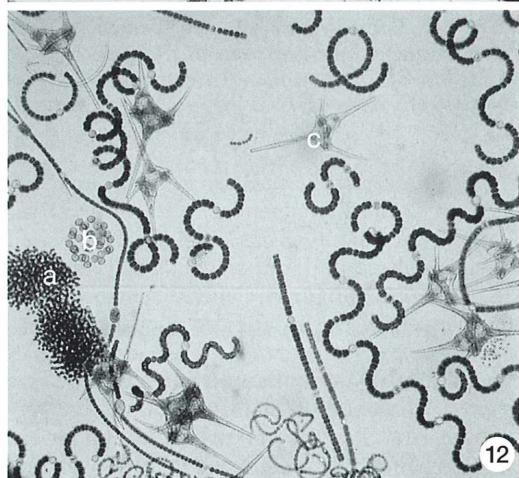
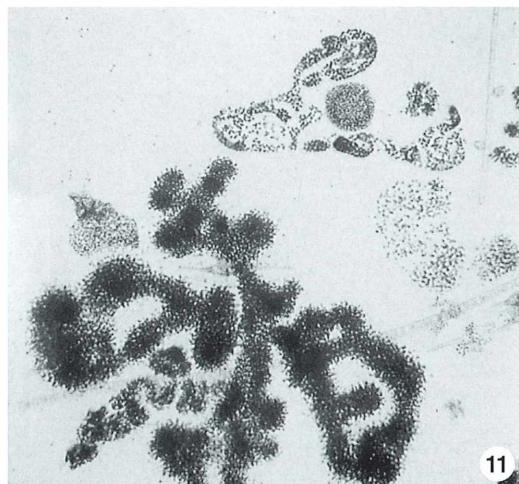
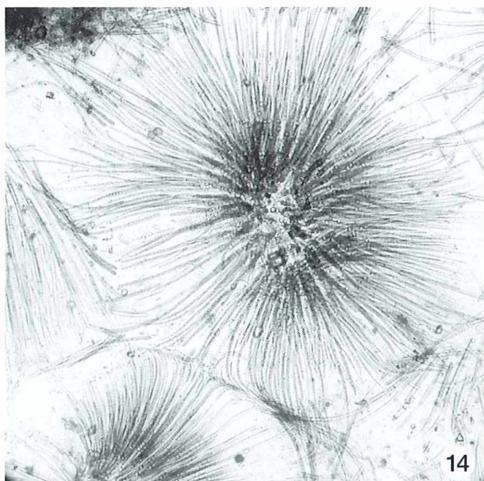


Abb. 10: Benthische Kieselalgen, Mazurationspräparat.

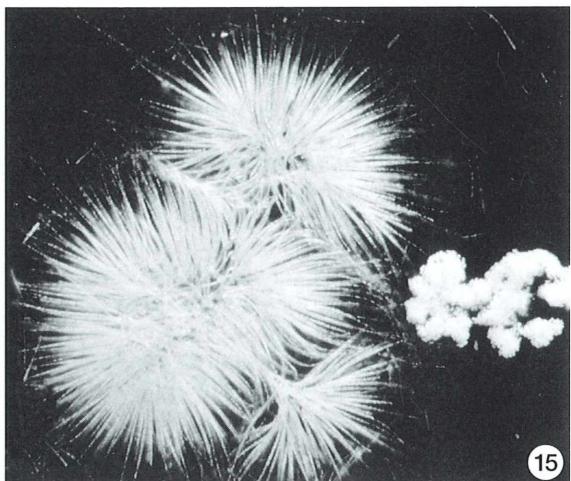
nehmen die Fäulnisbakterien und die Blaualgen (*Cyanobacteriales*) zu. In eutrophen, α -mesosaproben Gewässern findet man ein reiches Blaualgenplankton, das häufiger Wasserblüten bildet und sich in stillen Buchten an der Oberfläche sammelt. Planktische Blaualgen gehören vor allem den Chroococcales (z. B. *Microcystis*, Abb. 11) und den Nostocales (z. B. *Anabaena*; Abb. 12) an. *Microcystis* bildet giftige Peptide und kann fischereilich Schaden verursachen. Die Nostocales besitzen in ihrer Zellkette vereinzelt hyaline Zellen, die Heterocysten, und auffällig große Dauerzellen, die Akineten. Durch die Heterocysten sind Nostocales zur Bindung des Luftstickstoffs befähigt. Ihre Massenentwicklung kann ein Anzeiger für Stickstofflimitation des Gewässers sein. Phosphorreiche und stichstofflimitierte Gewässer treten in den letzten Jahren in Mecklenburg häufiger auf, was wahrscheinlich auf die Umstellung der landwirtschaftlichen Produktion zurückzuführen ist (Bremer, 1992; Bremer und Mader, 1992). Solche Seen zeigen auch, dass der Phosphor nicht als alleiniger Maßstab für trophische Verhältnisse gelten kann. Optimale Blaualgenbiotope reichen weit in den polysaproben Bereich hinein. Es sind oft periphytische Arten, besonders aus der artenreichen Gattung *Oscillaria* (Schwingfäden, Abb. 13). In organisch angereicherten Aquarien bilden Oscillarien neben anderen die bekannten schwarz-grünen Schmieralgen, die Pflanzen, Steine und Aquarienwände überziehen. Wo weidende Rinder in Wiesentümpeln Fäkalfladen hinterlassen, sind diese nach einigen Tagen mit einem dichten Oscillarien-Geflecht überzogen und demonstrieren besonders deutlich die Präferenz dieser Algen (Prokaryoten) zu organisch angereicherten Habitaten. In der Spritzwasserzone der Meeresküsten, wo gelöste



► **Abb. 11:** *Microcystis*, verschiedene Arten, eutroph, β -mesosaprob (nach α -mesosaprob). – **Abb. 12:** Gruppendominanz verschiedener Arten der Gattung *Anabaena* (Blaualge, Stickstoffsammler) im Schaalsee bei Ratzeburg, eutroph (Stickstofflimitation), β -mesosaprob. Andere Plankter treten vereinzelt auf. a *Microcystis*, b *Eudorina*, c *Ceratium*. – **Abb. 13:** *Oscillaria limosa*, Schwingfäden auf Kuhfladen im Wiesentümpel.



14



15

Abb. 14: *Gloeotrichia pisum*, Blaualge, Quetschpräparat. In anmoorigen Wiesengräben bei Schwerin, auf Blättern der Wasseraloe (*Stratiotes*), eutroph, β -mesosaprob. –
Abb. 15: Blaualgen im Plankton des Schweriner Sees. *Gloeotrichia echinulata* (a) und *Microcystis aeruginosa* (b), eutroph, β -mesosaprob, Auflicht.

Peptide ausgeschäumt werden, überziehen schwarz-grüne Blaualgen (z. B. *Calothrix*) die Felsen, und die Gallertscheiden ihrer Fäden machen felsige Aufbauten gefährlich schlüpfrig. In klaren, pflanzenreichen Kleingewässern wie beispielsweise in langsam fließenden Gräben wächst *Gloeotrichia pisum*, die Erbsenblaualge, auf Wasserpflanzen in Form schwarz-grüner Knöpfchen (Abb. 14). Die nahe verwandte Art *Gloeotrichia echinulata* bildet ein oberflächennahes, lindgrünes Plankton in mesosaproben, eutrophen Seen (Abb. 15).

Grünalgen in Altwässern und Weihern der Auenlandschaft

Mesotrophe, oligo- bis β -mesosaprobe klare Gewässer mit guter Durchleuchtung und oft auch geringen Huminstoffanteilen bieten Lebensräume für Grünalgen aus der Gruppe der Chlorococcales, der Volvocales und auch der Desmidaceen. Besonders mittelgroße Gewässer, Weiher und Altarme großer Flüsse enthalten Chlorococcale wie *Scenedesmus*, *Pediastrum* und *Hydrodictyon* (Abb. 16, 17, 18). Die Volvocales *Volvox* und *Pandorina* (Abb. 19) decken etwa ein gleiches ökologisches Bedingungsgefüge ab. Huminstoffe gelangen durch Überschwemmungen und Laubfall ins Wasser und fördern die Entwicklung der Zieralgen.

Meist sind solche Gewässer artenreich und individuenarm. Die geringe Wasserbewegung und Wassertiefe erschwert die planktische Lebensweise und fördert ein artenreiches Periphyton aus unterschiedlichen Lebensbereichen (Lenzenweger, 2001).

Natürliche Humusgewässer: Rio Negro und Rio Salimoes

Wo die Huminsäuren die ökologische Qualität des Gewässers bestimmen, entsteht ein charakteristisches Planktonbild. Oft sind solche Gewässer nährstoffarm, von geringer Bioproduktivität und wenig organisch belastet. Die Karbonathärte fehlt fast vollständig und der pH-Wert liegt im sauren Bereich (pH 4–6). Durch Auswaschung von Pflanzenteilen geraten auch Gerbstoffe ins Wasser, die in mancher Hinsicht die Wirkung der Huminsäuren gleichsinnig verstärken. Die Wasserfarbe ist deutlich braun und dadurch die Lichtabsorption erheblich. Solches Wasser findet man in dystrophen Waldseen, Moortümpeln und auch im Rio Negro, einem mächtigen linksseitigen Nebenfluss des Amazonas, der sein klares, braunrotes Schwarzwasser bei Manaus mit dem schwefelstofffreien Weißwasser des Rio Solimoes zum Amazonas vereinigt (Abb. 20). Bis in den Großraum von Santarem ist der Mischwasser-

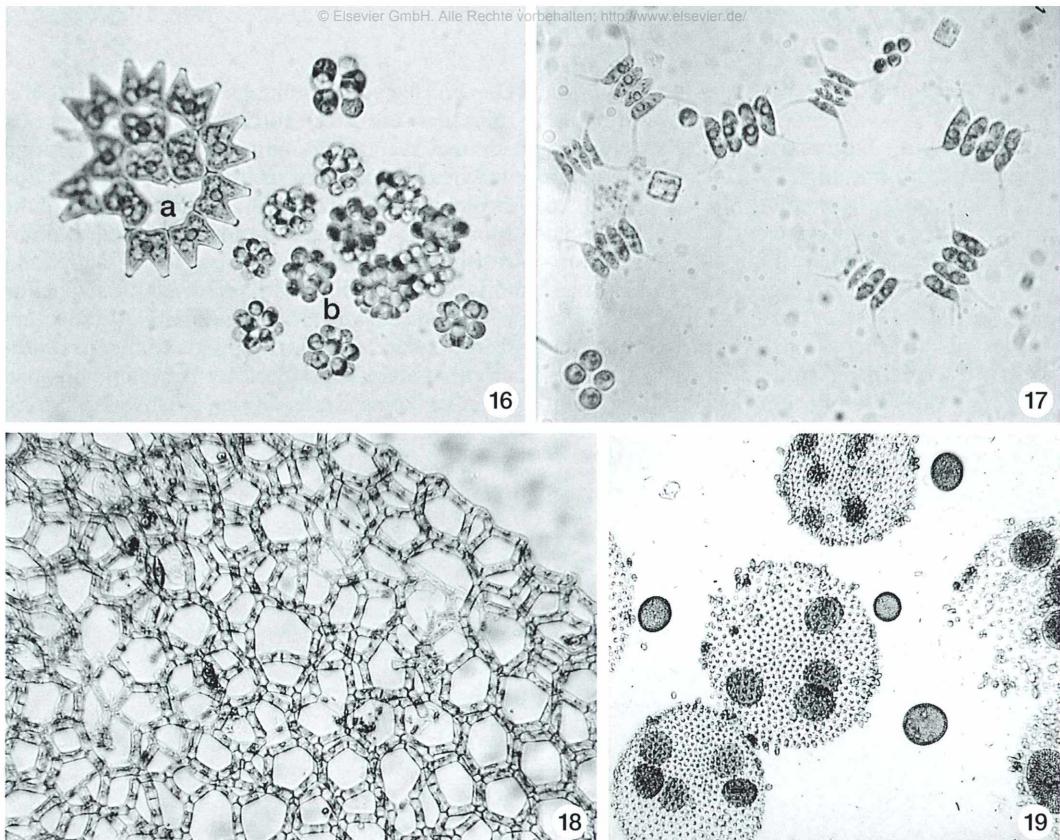


Abb. 16: Planktische Grünalgen (Chlorococcales), *Pediastrum duplex* (a), *Coelastrum microporum* (b), stehende Gewässer, eutroph, β -mesosaprob. – Abb. 17: *Scenedesmus quadricauda*, planktische Grünalge (Chlorococcales), stehende Gewässer, eutroph, β - bis α -mesosaprob. – Abb. 18: *Hydrodictyon reticulatum* (Wassernetz) Ausschnittvergrößerung, mesotroph, oligosaprob. – Abb. 19: *Volvox globator*, Mutter- und Tochterkugeln. Dominantes Frühjahrsplankton in stehenden Kleingewässern, eutroph, β -mesosaprob.

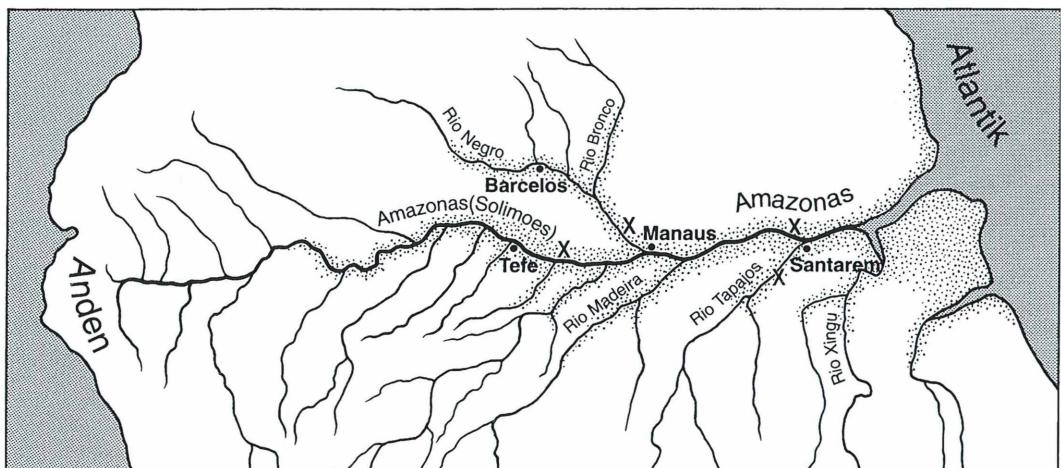
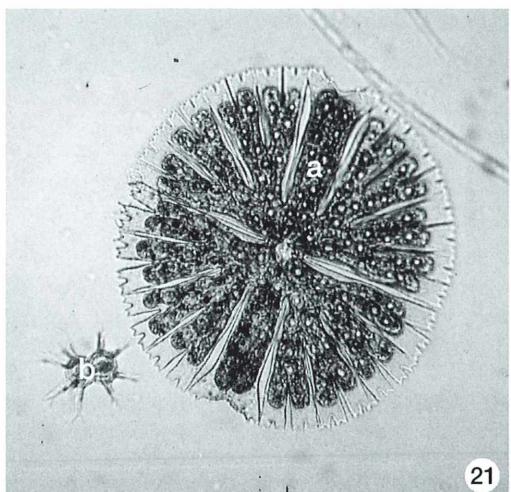


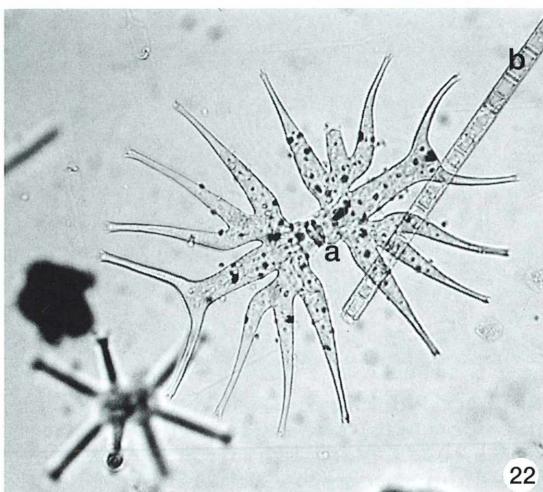
Abb. 20: Hauptströme durch das amazonische Tiefland, floodplains punktiert, Beprobungen bei X.

charakter noch nachweisbar. Die Huminsäuren des Schwarzwassers entstammen zum Teil der abgestorbenen Biomasse des Überschwemmungslandes und auch den Auswaschungen des B-Horizonts (Ortstein) der Podsolböden während der Hochwasserphase. Die riesigen Niederschläge können nicht so schnell abfließen und bei der geringen atlantischen Neigung steigt das Wasser um 8–14 m. Die Regenwälder stehen über Monate links- und rechtsseitig 100 Kilometer und mehr unter Wasser und nur die Baumkronen liegen über dem Wasserspiegel.

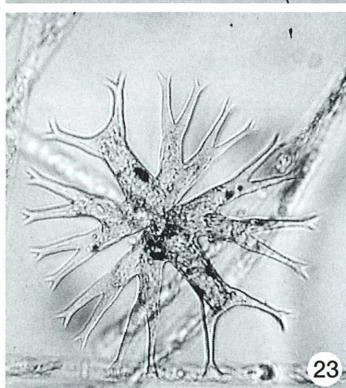
Dieses Überschwemmungsland liefert die Huminsäure- und Gerbstoffauswaschung und prägt zusammen mit dem nährstoffarmen, sauren und weichen Wasser der Quellflüsse Kolumbiens den ökologischen Charakter des Rio Negro. Eine Massenentwicklung des Planktons fehlt nährstoffbedingt, doch die Artenzahl des Phytoplanktons ist erheblich. Charakteristisch für solche Lebensräume ist die Dominanz des Desmidiaceen-Planktons (Zieralgen), gefolgt von den Diatomeen. Andere Phytoplankter kommen vor, spielen aber keine Rolle. In den Weißwasserflüssen Amazoniens sind die Bedingungen etwas anders.



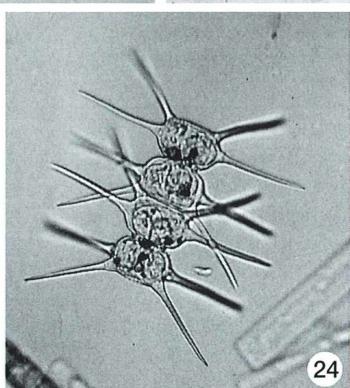
21



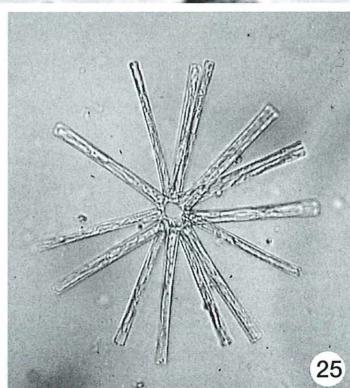
22



23



24



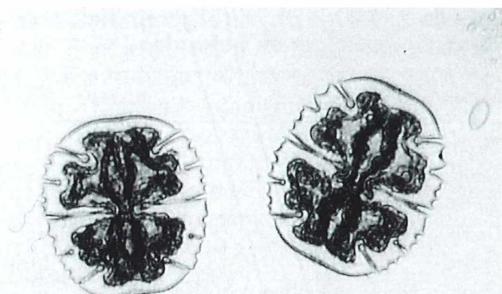
25

Abb. 21: *Micrasterias rotata* (a) und *Staurastrum furcigerum* (b), Zieralgen aus dem Rio Negro, oligotroph, oligosapro, Kosmopoliten. – **Abb. 22:** Plankton aus dem Rio Negro, *Micrasterias alata* in Teilung (a), Zieralge und *Melosira* (b), Kieselalge, oligotroph, oligosapro, *M. alata* wahrscheinlich nicht in Europa. – **Abb. 23:** *Micrasterias radiata*, Zieralge aus dem Plankton des Rio Arapiuns, Raum Santarem, oligotroph, oligosapro, Kosmopolit. – **Abb. 24:** *Xanthidium mamillosum*, Zieralge aus dem Plankton des Rio Arapiuns, Raum Santarem, oligotroph, oligosapro, wahrscheinlich nicht in Europa. – **Abb. 25:** *Tabellaria fenestrata*, Kieselalge aus dem Plankton des Rio Negro, oligotroph, oligosapro, Kosmopolit, Ubiquist.

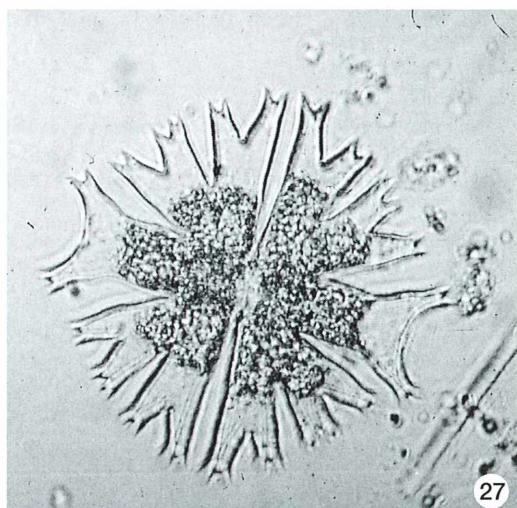
Der Rio Solimoes entspringt in den Anden und führt wie andere Weißwasserflüsse viele mineralische Schwebstoffe mit sich. Sein Wasser ist relativ nährstoffreich und der pH-Wert nahe dem Neutralpunkt. Das trübe Wasser verhindert eine größere photoautotrophe Bioproduktion. Um die Produktionskraft von Schwarz- und Weißwasser zu vergleichen, untersuchten zahlreiche Forscher die Überschwemmungsseen in den floodplains, wo sich die Schwebstoffe abgesetzt haben. Diese Varzea-lakes enthalten Weißwasser und produzieren jährlich etwa 3000 kg organischen Kohlenstoff pro Hektar (Schmidt, 1973). Das ist mit meso- bis schwach eutrophen Seen Europas vergleichbar. Nach Schmidt (1976) beträgt die autotrophe Bioproduktion in Schwarzwasserseen (Igapo-lakes) nur 230 kg pro Hektar und Jahr. Das sind oligotrophe Verhältnisse. Uherkovich (1984) veröffentlichte eine taxonomische Übersicht der Phytoplankter der zentralamazonischen Gewässer und betonte zunächst die kosmopolitische Verbreitung der meisten Arten. Dabei werden 313 Desmidiaceen, 43 Diatomeen und 33 Arten aus anderen Gruppen erwähnt (Abb. 21–25).

Wie aus Tabelle 2 hervorgeht, ist für das gesamte Amazonasgebiet mehr oder weniger weiches, saures Wasser mit Huminstoffen charakteristisch. Bei eingeschränkter Durchleuchtung, Artenreichtum und Individuenarmut besteht Dominanz der Desmidiaceen und Diatomeen. Sie bilden das phytoplanktische Charakterbild – wie in europäischen Moorgewässern.

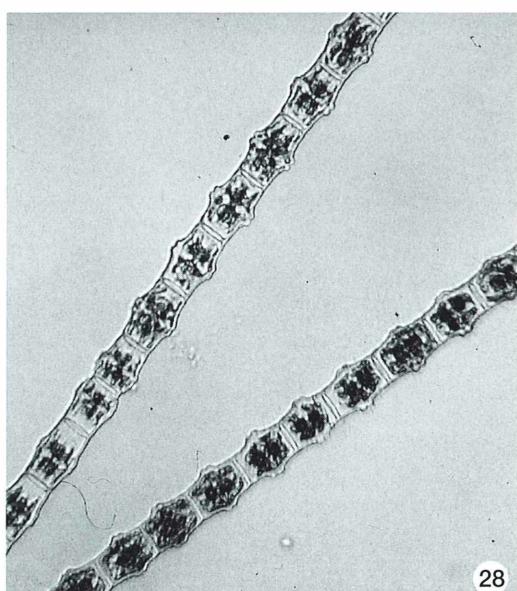
Das Wasser der Hochmoortümpel ergänzt sich aus Niederschlägen. Es ist arm an Elektrolyten und Nährstoffen. Der pH-Wert liegt zwischen 4 und 5. Die Wasserfarbe ist tief braun und am Rande der Moorgewässer wachsen Torfmoose (*Sphagnum*). Will man die formenreichen Zieralgen des Moorgewässers untersuchen, so empfiehlt sich die Entnahme einer Handvoll *Sphag-*



26



27



28

► **Abb. 26:** *Micrasterias crenata*, Zieralge aus einem Hochmoor bei Schwerin, wahrscheinlich nicht in Amazonien. – **Abb. 27:** *Micrasterias crux-melitensis*, Zieralge, Malteserkreuz, aus einem dystrophen Waldsee bei Schwerin, wahrscheinlich nicht in Amazonien. – **Abb. 28:** *Bambusina brebissonii*, Zieralge aus einem Hochmoor bei Schwerin.

Tabelle 2: Einige physikochemische Daten amazonischer Gewässer nach verschiedenen Autoren und eigenen Befunden.

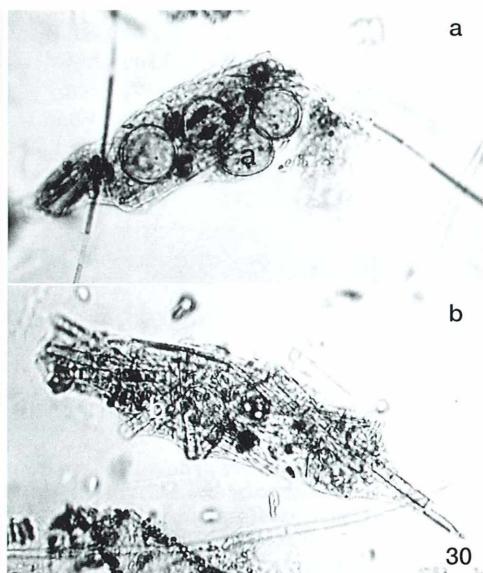
Messwerte	Rio Negro (Schwarzwasser)	Rio Solimoes (Weißwasser)
Strömung m/s	0,5–1,5	1–2
Temperatur °C	29–30	28–29
Sichttiefe m	0,9–1,6 (Wasserfarbe)	0,3–0,5 (Schwebstoffe)
Detritus mg/l	10	37–165
Farbe	braun-rotbraun	weiß-grau
Chemischer Sauerstoffverbrauch (CSV)	40–80 (Huminstoffe)	25–35 (Huminstoffe)
– KMnO ₄ -Verbrauch mg/l		
elektrische Leitfähigkeit μS_{20}	8–10	45–84
pH	4,5–5,5	5–6,5
Nitratstickstoff $\mu\text{g/l}$	24	18–84
Gesamtstickstoff $\mu\text{g/l}$	412	100–840
Phosphatphosphor $\mu\text{g/l}$	3	10–26
Gesamtphosphor $\mu\text{g/l}$	3–10	26–136
Silizium mg/l	2,8	3,6–4,5
Saprobionte Bakterien (Keimzahl: KBE/ml)	10^1 – 10^2	1 – 5×10^2

num, das man ausdrückt. Das ablaufende Wasser wird aufgefangen, vor der Untersuchung durchgeschüttelt und zentrifugiert (Abb. 26–28). Das Planktonbild ergänzt die chemischen Wasserwerte. Die biologische Wasseranalyse ist

eine wertvolle Erweiterung der physiko-chemischen Methoden. Chemische Methoden charakterisieren den augenblicklichen Zustand, während die biologische Wasseranalyse auch den Zeitfaktor integriert.



29



30

Abb. 29: Cyclops strenuous im Seenplankton. – Abb. 30: Kotballen (fecal-pellets) von Cyclops strenuous mit unverdaulichen Kieselalgenresten. a Stephanodiscus, b Melosira.

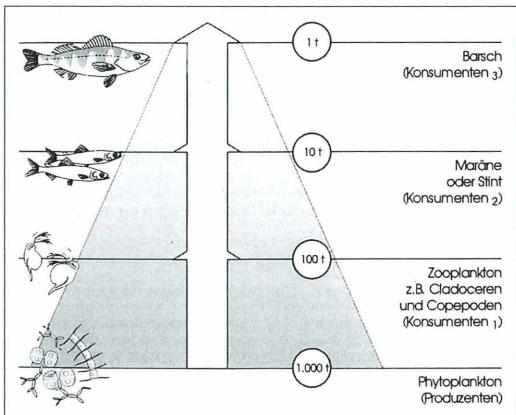


Abb. 31: Die Nahrungspyramide in einem norddeutschen See.

Vom Fressen und Gefressenwerden (bottom up/top down)

Das Phyto- und Bakterienplankton ist die Weide des Zooplanktons (Abb. 29 und 30). Zooplankter sind Nahrung vieler Fische, die wieder von Raubfischen gefressen werden. Das Phytoplankton ist Produzent organischer Substanz. Die weiteren Glieder der Nahrungskette sind Konsumenten. Mit jeder trophischen Stufe wird etwa eine Zehnerpotenz an Masse und Energie verbraucht. So entsteht das Symbol der Nahrungspyramide (Abb. 31). Das Gedeihen jeder Stufe hängt von den Ressourcen ab, die ihre Entwicklung ermöglichen. Das Phytoplankton entwickelt sich nach Maßgabe von Licht und Nährstoffen. Das Zooplankton ist abhängig von der Art und Dichte des Phytoplanktons. Die Abundanz einer trophischen Stufe ist aber nicht nur von den Ressourcen abhängig (bottom up-Strategie). Der Fraßdruck der höheren Stufe beeinflusst entscheidend die untere trophische Ebene (top down-Strategie). Die Dichte des Phytoplanktons hängt zwar von den Nährstoffen und vom Licht ab, wird aber außerdem maßgeblich vom Fraßdruck des Zooplanktons bestimmt. Fehlt der Fraßdruck und wird das Phytoplankton nicht durch Nährstoffe limitiert, so verhindern selbstregulierende Prozesse eine ungehemmte Vermehrung. Hohe Planktondichten bewirken Selbstbeschränkung, das heißt Minimierung des Lichtes und damit Abnahme der trophogenen (bioproduktiven) Wasserschicht. Das andere Extrem ist ein hoher Fraßdruck des Zooplanktons, zuweilen gepaart mit Nährstofflimitation. Zeitlich begrenzte Klarwasserstadien und Zusammenbruch der phytoplanktischen Abundanz sind die Folge. Die Produktion des Planktons macht eine Pause. Auch die höheren Stufen einer aquatischen Nahrungspyramide werden durch drei Abhängigkeiten gesteuert. Das sind die Ressourcen, der Fraßdruck und die gruppenspezifische Populationsregulation, wie Kannibalismus, Parasiten und pathogene Keime. Wie das im Einzelnen funktioniert, ist zwar sehr interessant, aber nicht mehr Gegenstand dieses Artikels.

Literaturhinweise

- Bremer, H.: Schutz und Sanierung von Seen – Wege und Ziel. Naturschutzarbeit in Mecklenburg/Vorpommern 35, 41–44 (1992).
- Bremer, H., Mader, S.: Die Seenlandschaft verändert sich; Ursachen und Wege der Seensanierung in Mecklenburg. Fischer und Teichwirt 43, 42–45 (1992).
- Calbe, L.: Kieselalgen in Binnengewässern. Verlag A. Ziems, Wittenberg 1980.
- Junk, W. J.: The central amazon floodplain. Verlag Springer, Berlin 1997.
- Lenzenweger, R.: Chlorococcace Grünalgen und Zieralgen in Altwässern am Beispiel der Innenau. Mikrokosmos 90, 129–133 (2001).
- Schmidt, G. W.: Primary production of phytoplankton in the three types of Amazonian waters. The limnology of a tropical floodplain-lake in Central Amazoniana, Lago do Castanho. Amazoniana 4, 139–203, 379–404 (1973).
- Schmidt, G. W.: Primary production of phytoplankton in the three types of Amazonian waters. On the primary production of phytoplankton in a bay of the lower Rio Negro. Amazoniana 5, 517–528 (1976).
- Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1999.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Kosmos Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Uherkovich, G.: Phytoplankton. In: Sioli, H. (ed.) The Amazon. Monographiae Biologicae, 295–310 (1984).
- Willen, E.: Planktonic diatoms – an ecological review. Algolog. Studies 62, 69–106 (1991).

Neue Medien

Lichtmikroskopie Forum

Einer unserer Leser hat uns auf ein Internetforum zur Lichtmikroskopie aufmerksam gemacht. Unter der Adresse www.microimaging.ca kann man

englischsprachige Informationen zu verschiedenen Themen erhalten. Unter *new links* sind neue Verbindungen zu Organisationsgruppen, Geräten oder historischen Daten abrufbar. Weiterhin werden die Bestandteile eines Mikroskops erläutert, weiter-

führende mikroskopische Literatur beziehungsweise Literaturanbieter und -suchmaschinen angegeben und auf ähnliche Internetseiten verwiesen. Die Bildergalerie muss noch weiter ausgebaut werden.

Redaktion MIKROKOSMOS

Nachrichten

9. Internationale Mikroskopie-Tage 2002 in Hagen

Vom 8. bis 10. November 2002 werden in Hagen die 9. Internationalen Mikroskopie-Tage stattfinden. Das Programm der Veranstaltung wird spätestens Anfang Februar 2002 vorliegen. Dann stehen auch die Formalitäten zur Anmeldung fest. Beschränkungen der Teilnehmerzahl wird es nicht geben, da ausreichende Kapazitäten vorhanden sind. Die Veranstalter haben sich entschieden, neben der mikroskopischen Gerätetechnik auch Themen der

limnologischen Präparationstechnik aufzugreifen. Referenten beziehungsweise Vorschläge zu Referenten für beide Themenbereiche sind willkommen. Wenden Sie sich hierzu bitte an: Jürgen Stahlschmidt, Haferkamp 60, D-58093 Hagen, Tel.: 02331/575 09, Fax: 02331/95 33 10, e-mail: nvv.stahlschmidt@t-online.de

Redaktion MIKROKOSMOS

Über Limnologie und Mikroskopie am Bodensee im September 2001

In der letzten Septemberwoche 2001 fand wieder ein Kurs für die Liebhaber von Plankton statt.

Das Haus Greth, am unteren Ende des Ueberlingersees gelegen, ist für ein solches Vorhaben hervorragend geeignet. Von Nord und Süd, von Ost und West kamen die Mikroskopiker angereist. Bis jedermann seinen Platz den Bedürfnissen entsprechend eingerichtet hatte, war's schon Abend.

Gleich am nächsten Vormittag ging es bereits zum Plankton-Fischen; so wie fast jeden Tag. Der Kursleiter Dr. Heinz Streble kennt die Seen, Weiher, Riede, Moore und weitere, für die Teilnehmer interessante Biotope der Umgebung und den Bodanrück. Zurück im Haus Greth war jeweils die Zeit fast zu kurz, um alle Proben im Mikroskop anzuschauen, zu bestimmen, zeichnen, fotografieren und so weiter. Was, das soll eine Pflanze sein? Die läuft ja weg! Und das andere da ist ein Tier? Aber das ist ja grün! Zum Glück war Heinz Streble da, der Meister und

Kenner der planktischen Lebewesen. Stets freundlich gab er Antworten und Erklärungen; nannte die Seitenzahl im Bestimmungsbuch *Wassertropfen* und hatte Verständnis, wenn mal etwas nicht gleich beim ersten Mal begriffen wurde.

In Seen und Weihern wurden insgesamt 191 planktische Arten gefunden, aber keine einzige davon kam in allen acht Seen vor. Bei solchem Artenreichtum ist es verständlich, dass nach dem Nachessen gleich weiter mikroskopiert und diskutiert wurde.

Als willkommene Abwechslung wurde von Bernhard Kaiser, der über die Landesgrenzen hinaus als Kenner der Moose bekannt ist, eine kleine, sehr gute Einführung in das Bestimmen der Moose geboten. Kein Wunder: Etliche Teilnehmer stehen bereits auf der Liste für den nächsten Kurs am Bodensee, im September 2002.

Margrit Eggen, MGZ

Suche und Behebung von Fehlern im Strahlengang. 2. Teil: Reinigungsprozeduren

Klaus Henkel

Dieser Beitrag ist der überarbeitete zweite Teil eines Artikels, der bereits in den „*p*“-Mitteilungen der Mikrobiologischen Vereinigung München (Heft 22, März 2001) erschien. Während im ersten Teil dieses Beitrags hauptsächlich beschrieben wurde, wie man Fremdkörper im Strahlengang lokalisiert und welche Reinigungsmittel für Linsen geeignet sind, werden nun konkrete Reinigungsprozeduren vorgestellt.

Vor der Beschreibung der Prozeduren zunächst noch einige allgemeine Ratsschläge.

- Die im Folgenden beschriebenen Methoden oder andere zuerst an einfachen, robusten, billigen Objektiven ausprobieren. Das gereinigte Objektiv nun eine Weile verwenden, um ganz sicher zu gehen. Erst dann kommen die wertvolleran an die Reihe.
- Wenn mit destilliertem Wasser gereinigt werden soll, so genügt bei kleinen, außen liegenden Linsen Anhauchen.
- Wenn von dem mystischen, oft gewaschenen, weichen Leinentuch die Rede ist, geht es um das Material, nicht um die Webart. Die täuscht nämlich, weil manche Baumwolltücher wie Leinentücher gewebt sind. Baumwolltücher fusseln grundsätzlich und ausnahmslos. Mit ihnen bringt man nur Fussel ins Innere von Objektiven und Okularen. Großmutters altes Leinen bekommt man oft auf Flohmärkten.
- Wer mit den beschriebenen Prozeduren keinen rechten Erfolg hat, wende sich an den technischen Service des Herstellers. Wenn der das gute Stück beim Reinigen ruiniert oder dejustiert, haftet er und muss notfalls Ersatz leisten.
- Objektive und Okulare niemals auf einer staubigen Unterlage abstellen. An Okularen in Kunststoff-Fassungen haftet der Staub sofort und fällt erst dann ab, wenn sie in den Prismentubus gesteckt werden, aber dann auf eine unzugängliche Stelle eines Umlenaprismas, von wo aus man sie stets schön im Bild hat. Auch Objektive haben heute

manchmal einen Kunststoffeinsatz in ihrer Schraubfassung, der Staub anzieht. Von dort fällt er leicht ins Innere auf die Hinterlinse.

- Bei Präparaten mit Lackring immer vorsichtig sein. Manch ein Lack wird vom Immersionsöl angelöst und dann auf der Frontlinse verschmiert.
- Niemals ein Objektiv auseinander nehmen! Nur der Herstellerbetrieb kann es mit speziellen Werkzeugen zusammensetzen und justieren.
- Zeigt die Lupe bei einem verschmutzten Okular, dass die Außenflächen der Linsen sauber sind, kann man es zur Reinigung auseinander nehmen, um die Innenflächen zu säubern. Wichtig: Immer nur ein einziges Okular auseinandernehmen. Über Reihenfolge und Lage der Linsen und eventueller Halteringe in der Fassung immer genaue Aufzeichnungen beim Auseinandernehmen machen. Auch wenn das Okularrohr an beiden Enden dasselbe Gewinde besitzt, darf man doch nicht Feld-/(Kollektiv)linse und Augenlinse an die falschen Enden schrauben, weil sonst die Feldblende in eine falsche Lage kommt. Erst wenn das Okular vollständig gereinigt, erfolgreich zusammengesetzt und geprüft ist, das nächste auseinandernehmen.
- Beim Hantieren mit Watte in der Nähe von Blendenlamellen am Kondensor oder an der Leuchtfeldblende muss man aufpassen. Wattefasern verfangen sich leicht zwischen Lamellen oder an ihren Rändern. Dann hat man immer Fussel irgendwo im Bild. Deshalb dort die kreisförmigen Putzbewegungen nicht ganz bis zum Linsenrand hin ausdehnen.

Die Prozeduren

Was wir zum Reinigen brauchen –

Eine Stückliste

1. Gummi-Blasebalg. Ich nehme einen Klistierball mit langer, spitzer Düse. Mehnert rät zu den Gummibällen mit zwei Ventilen; der Luftstrom lässt sich mit ihnen besser positionieren. Den Fotopinsel mit Gummiblasebalg, der von einigen Optikfirmen empfohlen und manchem Reinigungsset beigelegt wird, benutze ich nicht. Er bläst zum Beispiel den Staub, der in den Pinselborsten hängt, direkt ans oder gar ins Objektiv. Überhaupt gibt es viel ungeeignetes Reinigungszubehör in der Fotobranche, das für Mikroskopoptik zu grobschlächtig ist.
2. Feiner Marderhaarpinsel Nr. 2 oder 3, gründlich ausgewaschen und in Äther entfettet. Wenn man nur ein einziges Mal mit den Borsten über einen Finger oder über die Objektivfassung, an der ebenfalls Fingerfett klebt, gestrichen hat, ist er zur Objektivreinigung unbrauchbar; dann sofort in Äther auswaschen.
3. Destilliertes Wasser; im allgemeinen genügt Anhauchen.
4. Reinigungsflüssigkeit: Leichtflüchtiges Wundbenzin, Siedepunkt 40 bis 60 °C.
5. Dünne Holzstäbchen aus Weichholz, zum Beispiel Schaschlikstäbchen, an den Enden halb angespitzt, notfalls Spitze halb abschneiden.
6. Tuch, Leinen beziehungsweise doppellagiges Flausch-Kleenex.
7. Chemisch reine, langfädige Augenwatte.
8. Lupe, eventuell umgedrehtes Okular, zur Kontrolle.

Bei den folgenden Beschreibungen der einzelnen Prozeduren stütze ich mich sowohl auf eine Anleitung von Olympus, die deren *Lens Cleaning Kit* beilag, als auch auf die praxiserprobten Empfehlungen von Herrn Mehnert vom Zeiss-Mikroskop-Service. Beachten Sie bitte, dass ich anstelle von Lisenputzpapier grundsätzlich Augenwatte empfehle, wie ich es Herrn Mehnert abgeschaut habe. Höchstens wenn man eine ganz feine Spitze braucht, zum Beispiel um ein einzelnes Schmutzpartikel abzuwischen oder zu erweichen, kann man ein Lisenpapier spitz zusammenrollen und mit destilliertem Wasser oder Wundbenzin anfeuchten.

Allgemeine Vorgehensweise

Immer in dieser Reihenfolge:

1. Feinen Staub wegblasen mit Klistierball. Wenn man das Objektiv-Innere säubern, also von hinten in die Objektivfassung blasen will, ist es eine gute Idee, ein mehrfach gefaltetes, frisch gewaschenes Taschentuch beim Luftansaugen über die Düse des Gummiballs zu legen, damit kein Staub angesaugt und dann anschließend beim Druck auf den Ball direkt aus der Düse ins Objektiv-Innere geblasen wird. Nie mit dem Mund ins Objektiv blasen, denn die Feuchtigkeit in der ausgeatmeten Luft bewirkt nur, dass Staubpartikel umso fester auf der Hinterlinse festkleben.
2. Mit ausgewaschenem Pinsel anhaftende Staubpartikel entfernen.
3. Im Olympus-Reinigungskit befindet sich eine vorne spitz zugeschnittene Schwungfeder einer Taube. Damit kann man stärker haftenden Schmutz entfernen.
4. Die Frontlinse des Objektivs oder Okulars mit einem weichen, um den Finger gewickelten Tuch – zum Beispiel Flausch-Kleenex, das mit destilliertem Wasser angefeuchtet ist – vorsichtig abwischen (Abb. 1). Besser das Lisenputzpapier meiden, vor allem für die großen Frontlinsen der Objektive mit Maßstabszahlen von 1:1 bis 25:1, damit man aus diesen Frontlinsen keine Mattscheiben macht. Ganz wichtig: Immer nur ein einziges Mal dieselbe Stelle des Papiers oder Tuchs benutzen. Größere Linsen putzt man dabei in spiraler Bewegung von innen nach außen.

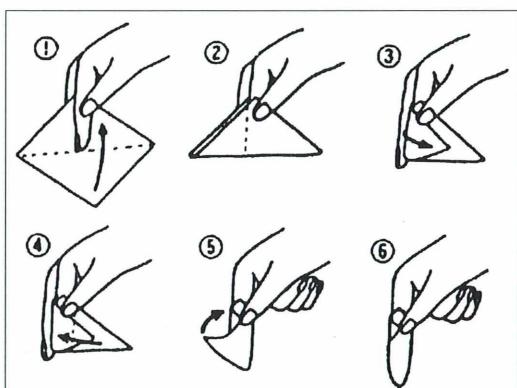


Abb. 1: So wickelt man ein Lisenentuch um den Finger.

5. Endreinigung mit Augenwatte, Stäbchen und Benzin.

Ungefassste Linsen putzen

1. Tuch bzw. Flausch-Kleenex doppelt oder vierfach falten und
2. mit der Reinigungsflüssigkeit leicht befeuchtet.
3. Tuch über der Linse falten (Abb. 2).
4. Linse zwischen Daumen und Zeigefinger einer Hand halten.
5. Mit Daumen und Zeigefinger der anderen Hand die Linse zwischen den Tuchlagen drehen, und zwar spiralförmig von innen nach außen.
6. Vorgang 5 wenigstens dreimal wiederholen.
7. Vorschlag: Vor dem Putzen Linse im Kühlschrank kühlen.

Gefasste Linsensysteme putzen

1. Jedes wirksame Reinigungsmittel ist auch ein Lösungsmittel für den Linsenkitt. Deshalb nur geringste Mengen auf die Glasfläche des Objektivs auftragen.
2. Mit Tuch/Augenwatte umwickeltes Weichholzstäbchen benutzen, da die zu reinigende Fläche sehr klein ist.

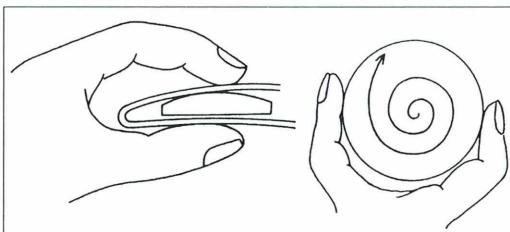


Abb. 2: So faltet man ein Putztuch über eine ungefasste Linse.

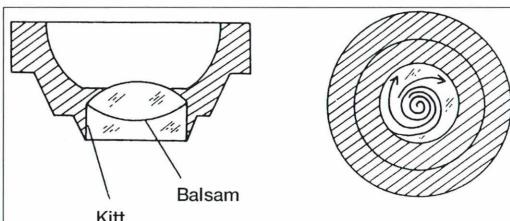


Abb. 3: Gefasste Linsensysteme werden spiralförmig von innen nach außen mit umwickelten Weichholzstäbchen gereinigt.

3. Linse mit umwickeltem Stäbchen putzen; Bewegung spiralförmig von innen nach außen (Abb. 3).
4. Falls Tuch oder Augenwatte irgendeine Stelle der Linsen-/Objektivfassung berührt haben, sofort auswechseln. Sonst wird Linsenkitt, der stets in geringer Menge angelöst wird, auf der Linse verschmiert – sie ist dann schmutziger als vor dem Putzen – oder die Linse kann dabei dezentriert werden.

Okulare, Kondensor und Kollektor putzen

Zunächst schaut man sich das Okular bei hellem Seitenlicht genau an (Abb. 4). Vielleicht bemerkst du dabei Flecken auf dem Antireflexbelag der Augenlinse. Sind die Okulare von Personen benutzt worden, die Wimperntusche verwenden? Die ist nämlich so aggressiv, dass sie die im Hochvakuum aufgedampften Vergütungsschichten regelrecht auflöst.

Alle Fremdkörper auf einer Okular-Feldlinse beziehungsweise in ihrer unmittelbaren Nähe sind immer gut im Bild sichtbar. Sind Unsauberkeiten nicht wie beschrieben vollständig zu beseitigen und zeigt die Lupe, dass die Außenflächen sauber sind, dann sind Verunreinigungen auf den Innenflächen der Linsen zu vermuten. In diesem Fall muss man das Okular auseinandernehmen, um die Innenflächen zu säubern. Nie mehrere Okulare gleichzeitig auseinandernehmen.

Unverkittete Linsen vorher zusammen mit dem Benzin in den Kühlschrank stellen.

1. Wenn es möglich ist, das Okular auseinanderzunehmen, sollte jede Linse separat gereinigt werden (Linsen und ihre korrekte Lage genau kennzeichnen und auf einem Blatt Papier notieren).

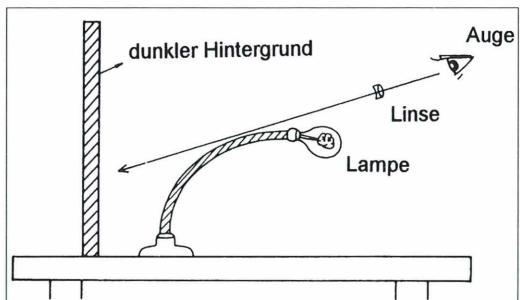
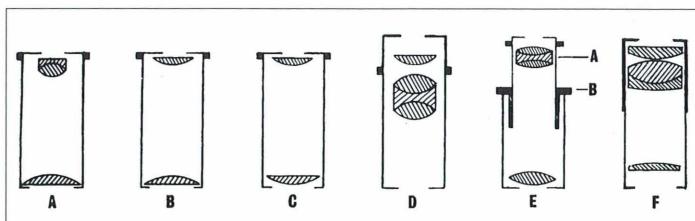


Abb. 4: Schmutz auf dem Okular sieht man am besten bei hellem Seitenlicht vor einem dunklen Hintergrund.

2. Ebenso verfährt man mit dem Kondensor.
3. Die Linsen eines Trockenkondensors (numerische Apertur unter 1,0) dürfen nicht mit einem Tuch gereinigt werden, das mit einem Lösungsmittel getränkt ist. Am besten nur trocken oder mit einer geringen Menge destilliertem Wasser; Anhauchen genügt.
4. Beim Wiedereinsetzen der Linsen die konkaven und konvexen Flächen richtig positionieren.
5. Der Kondensor ist in Bezug auf Reinigung eigentlich unkritisch, doch sind einige Besonderheiten zu beachten. Aufmerksamkeit erfordert die klappbare Frontlinse von Zeiss-Kondensoren. Achten Sie einmal darauf, ob sie nicht schon regelrecht trübe geworden ist. Wenn ja, dann liegt das nicht unbedingt an mangelnder Pflege. Wenden Sie sich in so einem Fall an Zeiss, dort kennt man das Problem, das seine Ursache in der Wahl der Glassorte in den 70er Jahren hat.
6. Liegt die Aperturlinde nicht unterhalb des Kondensors, sondern innen über der unteren Linse, so sollte man darauf achten, dass nicht zu viel Abrieb von den Blendenlamellen auf die untere Linse gefallen und dort festgebacken ist. Das sieht man zwar nicht im Bild, wenn die Köhler'sche Beleuchtung eingestellt ist, aber es vermindert die Apertur unnötig. Manchmal hat ein Vorfürst in bester Absicht die Blendenlamellen geölt oder gefettet. Im Laufe der Jahre verbackt das Schmiermittel und krümelt, fällt auf die untere Linse und klebt dort fest.

Linsengruppen von Okularen

Es gibt viele verschiedene Okulartypen unterschiedlicher Konstruktion. Abbildung 5 zeigt einige Beispiele, die bei der Montage helfen können, wenn doch einmal etwas durcheinander geraten ist. Es gibt aber noch weitere Okularkonstruktionen.



Objektive reinigen

Objektive dürfen niemals auseinandergezogen werden. Deshalb kann man bei ihnen nur Front-, Hinterlinse und Fassung reinigen.

1. Mit einer Lupe (liegt dem Olympus *Cleaning Kit* selbstverständlich bei) ist viel Staub auf der Hinterlinse zu entdecken, der die Leistung des Objektivs mindert.
2. Mit einem gereinigten Pinsel oder Blasbalg (oder Klistierball) Grob- und Feinstaub von der Linse entfernen.
3. Weichen Holzstab mit Augenwatte umwickeln.
4. Zuerst mit destilliertem Wasser (entmineralisiertes Wasser genügt) langsam und sorgfältig säubern (Abb. 6). Nach jedem Putzgang die Linsen bei Licht prüfen.
5. Niemals die Linse mit schon benutzter Watte berühren. Nach jedem Putzvorgang die Watte erneuern.
6. Auch wenn mit dem Tuch oder der Watte über die Fassung gewischt wurde: Sofort erneuern. Die Fassung ist normalerweise mit reichlich Fett von den Fingern beschmiert. Wenn man nicht aufpasst, schmiert man das Fett mit dem Tuch von der Fassung direkt auf die Linse.
7. Nach dem Reinigen mit wasserfeuchtem Tuch: Endreinigung mit trockenem Tuch.
8. Wenn der Staub oder Belag auf die beschriebene Weise nicht entfernbare ist, Wundbenzin in derselben Weise verwenden (Olympus meint: Mischung von Ether und Alkohol verwenden).
9. In die Gewindefassung der Objektive ist oft eine verengende Blende hineingeschraubt, meist von schwarzer Farbe. Dieses dünne Plättchen kann man herausdrehen. Es ist aber schlecht zu fassen, mitunter hilft das Aufsetzen auf ein weiches Stück Gummi, oder man fasst die Blende mit einem Stück Gummi an ihrem Rand. Ist sie entfernt, kommt man mit dem

Abb. 5: Verschiedene Okulartypen mit unterschiedlichen Linsengruppen. A Chromatisches Ramsden-Okular. B Ramsden-Okular. C Huygens-Okular. D Kompensationsokular. E Projektionsokular. F Weitfeldokular der American Optical Company.

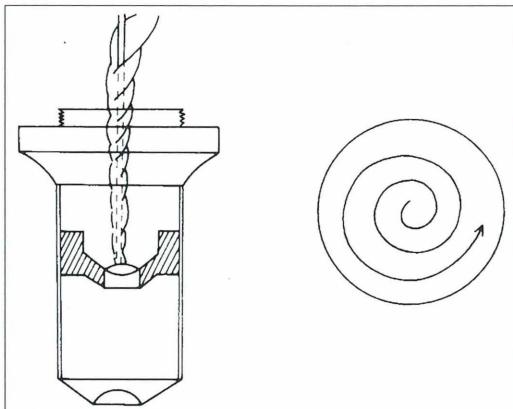


Abb. 6: Reinigung eines Objektivs mit umwickeltem Holzstab.

watteumwickelten Stäbchen viel besser ins Objektiv und an seine Hinterlinse, auf der sich im Laufe der Jahre gerne Pilze auf einer Staubschicht ansiedeln, besonders nach der Arbeit in warmen Kammern. Doch Achtung: An den eingefetteten Innenwänden des Objektivtubus klebt Staub fest. Wenn wir ihn versehentlich mit der Watte berühren, übertragen wir diese fettige Staubschicht wahrscheinlich auf die Hinterlinse und verschmieren sie damit.

10. Bei Objektiven mit konkaver Frontlinse (z. B. bei den 40er Achromaten) sammelt sich in dieser Kuhle ein Belag an, der sie mitunter ausfüllt. Beim Putzen wischen wir oft darüber hinweg, ohne ihn zu entfernen. Hier muss man mit benzingetränkter Watte zu Werke gehen.
11. Bei neuesten Objektivserien, speziell bei Objektiven 50:1 und 100:1, ist so wenig Dichtungskitt verwendet (weil für den Kitt nur wenig Platz ist zwischen Linse und Tubuswand), dass auch bei geringem Putzdruck die Frontlinsen aus der Fassung gedrückt werden können beziehungsweise regelrecht abspringen.

Objektivfassung reinigen

1. Die Fassung mit Xylol reinigen.
2. Schrauben mit einem Pinsel reinigen.
3. Nicht die Ether-Alkohol-Mischung (Rezept Olympus) nehmen, sie löst die Farbe der Objektivmarkierungen an.

Kollektor, Spiegelgehäuse und Glühlampe reinigen

1. Es lohnt sich durchaus, gelegentlich auch den Lampenkolben in der beschriebenen Weise zu reinigen – genau wie eine Linse. Der Staub brennt sich sonst regelrecht in den Lampenkolben ein.
2. Dasselbe gilt für einen Doppelkollektor: Die kurzzeitige Hitze der Blitzröhre brennt den Staub an die benachbarten Kollektortlinsen.
3. Spezialität des Modells Zeiss-Standard (und ähnliche Bauweisen): Die erste Kollektortlinse ist mattiert. Dort sammelt sich Staub mit Vorliebe an, und die Hitze der Lampe brennt ihn fest. Das ist mitunter schon mit bloßem Auge an kleinen, schwarzen Schmutzpünktchen und regelrechten Schmutzkrusten erkennbar. Die sollte man entfernen.
Bei dem dreilinsigen, mattierten Kollektor kann es bei der Verwendung eines langen Lampenkolbens passieren, dass er bis zu seinem Anschlag an die mattierte Linse ins Lampenrohr hineingeschoben und dann zwecks Justierung auch noch öfter gedreht wird (Achtung: Besonders bei der alten Autolampe 60 Watt, eventuell auch bei der 6 V 15 W Lampe). Dabei schmiegelt der Lampenkolben regelrecht an der Mattlinse, auf der ja sowieso schon Staubteilchen angebacken sind, und verursacht dort Schlieren, die als unregelmäßige Helligkeitsunterschiede im Bild sichtbar sind, manchmal recht deutlich.
4. Auch von den Blendenlamellen der Leuchtfeldblende fällt im Laufe der Jahre Metallabrieb in kleineren, aber auch größeren Partikeln auf die Linse oder Glasscheibe unter der Blende. Auch diese Teile brauchen eine Reinigung mit Benzin und Augenwatte. Vorsicht beim Spiegel: Erst an seinem äußersten Rand probieren.

Prismengehäuse reinigen

1. Wir sollten dreimal überlegen, bevor wir irgendwelche Lösungsmittel in den Tubuskopf bringen. Besonders Xylol wirkt verheerend. Die Prismen sind bei Mikroskopen nicht wie bei hochklassigen Feldstechern verschraubt, sondern nur miteinander verklebt. Doch sind sie nicht mit Kitt gegen die Außenwelt abgedichtet, wie Objektivlinsen.

- Bringt man durch die Okularstutzen beispielsweise Xylol auf die Prismen, kriecht es förmlich um deren Ecken und löst die Balsamkittschicht an. Die Prismen können bei reichlicher Verwendung von Xylol auseinander fallen. Das kann auch passieren, wenn wir bei einem älteren Zeiss-Schiebelbus das Glasteil durch die Ringschwalbenfassung hindurch putzen. Auch dort gibt es keinen Dichtungsskitz, das Lösungsmittel kriecht sofort zwischen die Prismen beziehungsweise der Schmutz wird durch die kreisförmige Putzbewegung im Kreisrund auf dem Prisma verteilt. Das ist dann im Bild mit Immersionsobjektiven halbmondförmig sichtbar. Deshalb das untere Prisma zum Reinigen nur mit dem Ball anblasen.
2. Ein besonderes Kapitel ist der Abriebstaub. Manche Mikroskopiker fummeln andauernd an den Okularen herum, drehen sie in den Tuben oder ziehen sie oft heraus, um die Aperturblende zu kontrollieren. Dabei und vor allem beim Einsticken der Okulare entsteht *immer* feinster Abrieb von Metall oder

schwarzem Kunststoff, der dann auf die Prismen fällt und sie im Lauf der Zeit regelrecht verdunkelt.

Allgemeine Ergebniskontrolle

1. Man inspiziert mit einer Lupe. Reflektiert die Oberfläche in verschiedenen Farbtönen, so ist die Reinigung unvollständig.
2. Zum Schluss haucht man die Linsenoberfläche leicht und gleichmäßig an. Ist die Verdunstung gleichmäßig, so ist die Reinigung gelungen. Der Hauch weicht langsamer von Stellen, die noch nicht sauber sind.

Dank

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

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

Buchbesprechung

Duden – Basiswissen Schule. Biologie. PAETEC Gesellschaft für Bildung und Technik mbH, Berlin und Bibliographisches Institut & F. A. Brockhaus AG, Mannheim 2001, 376 Seiten, zahlreiche farbige Abbildungen und Tabellen, gebunden, inklusive CD-ROM, € 21,00, ISBN 3-411-71481-6 oder 3-89818-020-4.

Die neue Reihe des Duden *Basiswissen Schule* enthält bisher acht Bände: Astronomie, Chemie, Informatik, Mathematik, Physik, Technik, Wirtschaft und den hier zu besprechenden Band Biologie. Auf die Lehrpläne der Schulen abgestimmtes biologisches Grundlagenwissen wird in knappen und verständlichen Texten dargeboten und reichhaltig durch Abbildungen und

Schemata veranschaulicht. Der Duden dient nicht nur Schulkindern als Hilfe bei Hausaufgaben und Prüfungen, sondern auch als Nachschlagewerk für eine Vielzahl von Grundprinzipien. So werden zum Beispiel Baupläne von Organismen, der Körper des Menschen, ausgewählte Lebensprozesse, Krankheiten, Genetik, Evolution, Verhalten und Ökologie dargestellt. Die zahlreichen, übersichtlichen und farbig gestalteten Abbildungen regen auch ohne einer konkreten Fragestellung nachzugehen zum Umherblättern und Stöbern an. Auch einige Experimente werden beschrieben, die zum Mitmachen anregen. Ein extra Bonbon sind die Filme und modellhaften Animationen auf der mitgelieferten CD-ROM. Natürlich ist der gesamt Inhalt des Buches ebenso auf der CD zu finden wie viele schöne Bilder und über das Internet können



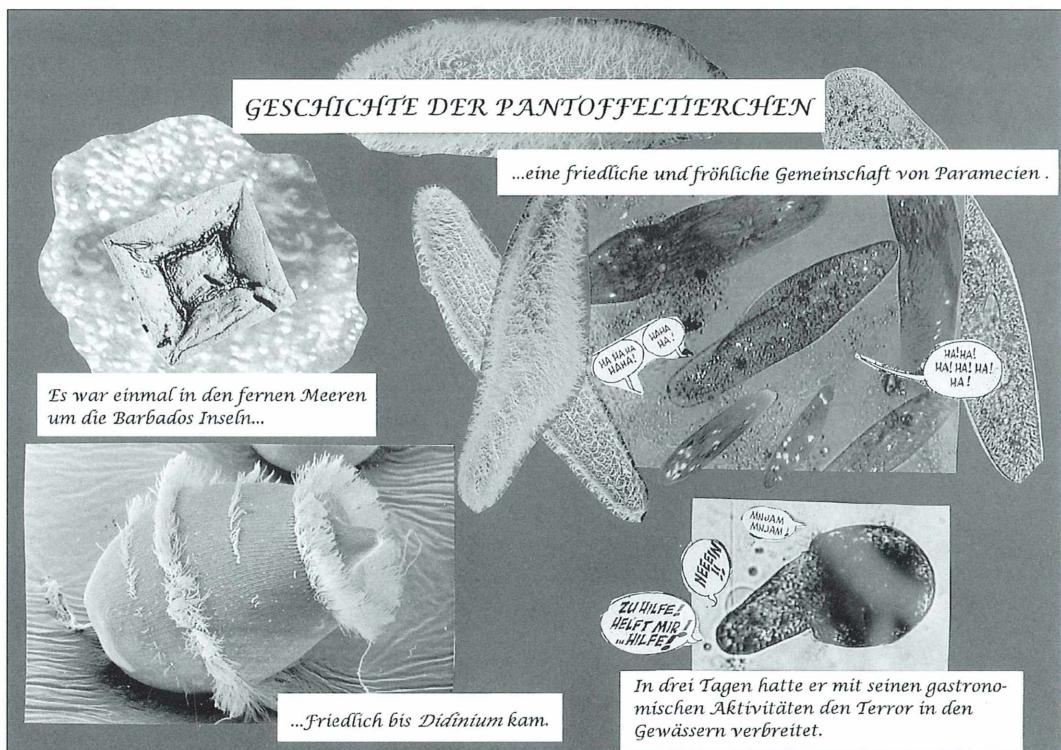
zusätzliche aktuelle Artikel eingelesen werden. Der Duden *Basiswissen Schule, Biologie* ist eine gelungene Ergänzung im biologischen Fachbuchbereich.

Renate Radek, Berlin

Micro-Cartoon

Eine Geschichte aus dem gefährlichen Leben der Pantoffeltierchen

Wenn Studierende in unserem Institut an einem Praktikum teilgenommen haben, müssen sie in der Regel als Nachweis, dass sie den in dieser Lehrveranstaltung zu vermittelnden Stoff verinnerlicht haben, ein Protokoll abliefern. Entspricht dieses Protokoll den Erwartungen des Lehrveranstalters, gibt es den begehrten Schein. Hin und wieder geschieht es, dass mehr als nur dieses Protokoll abgeliefert wird, so, wie in dem hier wiedergegebenen Fall: Die Studentin Marta Mallach aus Valencia, Spanien, war offenbar von unserem Praktikum zur Elektronenmikroskopie so angetan, dass sie zusätzlich zum Pflichtprotokoll den folgenden Einzeller-Comic zusammenstellte, wobei sie ausschließlich Fotos, die in diesem Praktikum entstanden sind, verwendet hat.



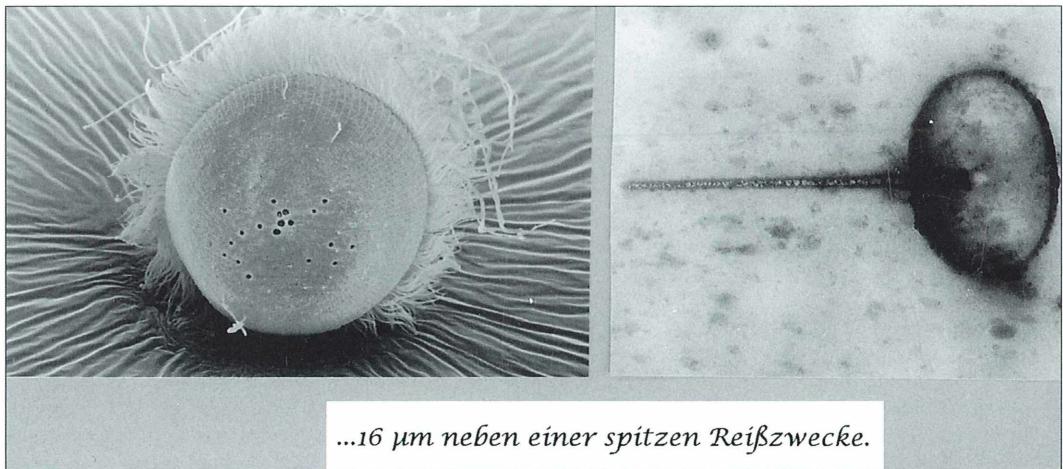
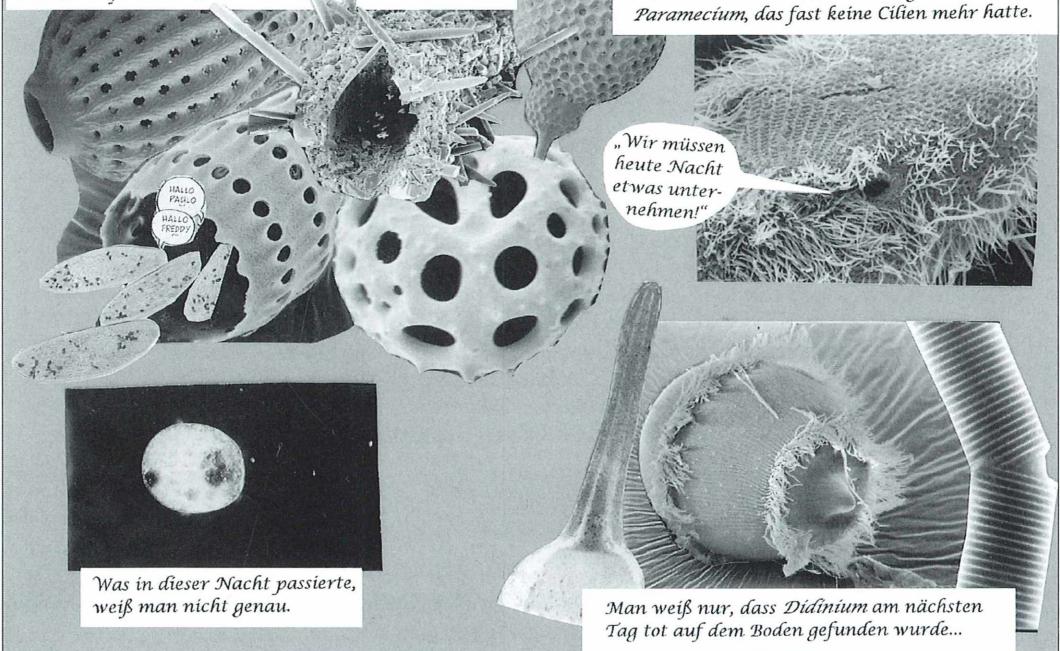
Ein paar Worte der Erklärung

Wie man weiß, ist das Nasentierchen *Didinium nasutum* darauf spezialisiert, vornehmlich Paramecien zu fressen, was wohl der Aufhänger für diesen Cartoon war. Wenn sich die Pantoffeltierchen der Art *Paramecium caudatum* in dieser Geschichte nun in ihrer Not in einer Nasselaridenschale versammeln, gehört das in den Bereich der künstlerischen Freiheit, da ja

die Radiolarien, zu denen die Nasselariden zählen, ausschließlich im Meer leben und *Paramecium caudatum* sowie *Didinium nasutum* bekanntermaßen Ciliaten des Süßwassers sind. Weiter: Wenn ein *Paramecium* schon kaum noch Cilien hat, liegt das nicht etwa daran, dass es zu nervös oder zu alt ist, sondern es ist schlichtweg ein Präparationsfehler unterlaufen, dessen Resultat aber in diese Geschichte gut hineinpasst.

Die Paramecien versammelten sich während einer Unaufmerksamkeit von *Didinium* in einer großen Naselarienschale und diskutierten darüber, wie mit der Situation zu verfahren sei.

„Ich bin von *Didinium* angegriffen worden und, glaubt mir, Genossen: Unsere Trichocysten können ihm nichts anhaben!“ sagte ein nervöses *Paramecium*, das fast keine Cilien mehr hatte.



...16 µm neben einer spitzen Reißzwecke.

Die Aussage, dass die Trichocysten der Paramecien dem Räuber *Didinium* kaum etwas anhaben können, stimmt wohl, darf aber nicht auf alle Wimpertierchen, die sich von Pantofeltierchen ernähren, übertragen werden. Denn in vielen anderen Fällen wirken die Trichocysten durchaus als Abwehreinrichtungen.

Schließlich eine letzte Bemerkung: Natürlich ist das *Didinium* im Endeffekt nicht mittels einer spitzen Reißzwecke erstochen worden. Die vermeintlichen Einstichlöcher am Hinterende des Nasentierchens sind die Poren, worüber

die kontraktile Vakuole dieses Ciliaten entleert wird. Und bei der Reißzwecke handelt es sich um eine Schuppe, wie man sie auf der Oberfläche bestimmter Flagellaten in Vielzahl findet.

Fazit

Ein bisschen Spaß muss sein!

Klaus Hausmann, Berlin

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

2. Teil: Die Oomyceten

Eberhard Schnepf und Stefanie F. Kühn

Glaucocystis nostochinearum ist nicht nur wegen ihrer Cyanellen ein aufschlussreiches Modell für Plastidenevolution, wie kürzlich im MIKROKOSMOS gezeigt wurde (Schnepf, 2002), sondern auch deshalb interessant, weil sie von einem parasitischen Pilz befallen wird. Es handelt sich um einen Oomyceten der Gattung *Lagenidium*, der seinerseits Wirt eines anderen Oomyceten, *Pythiella* sp., ist.

Auch mit einfachen Mitteln kann ein Mikroskopiker Neues entdecken. Im September 2000 fanden wir in Deutschlands nördlichstem Tümpel, auf der Nehrung Ellenbogen der Insel Sylt, *Glaucocystis*-Zellen (Schnepf, 2002), die von Pilzen befallen waren. Es handelte sich dabei um zwei Oomyceten, die anscheinend noch nicht beschrieben worden sind. Die Entwicklung dieser Oomyceten, *Lagenidium* und *Pythiella*, haben wir mit Rohkulturen in Petrischalen mit Wasserimmersions-Tauchobjekten verfolgt, so wie kürzlich im MIKROKOSMOS beschrieben (Schnepf, 1999).

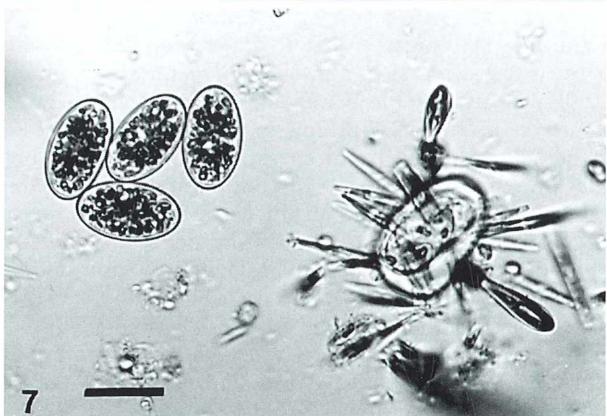
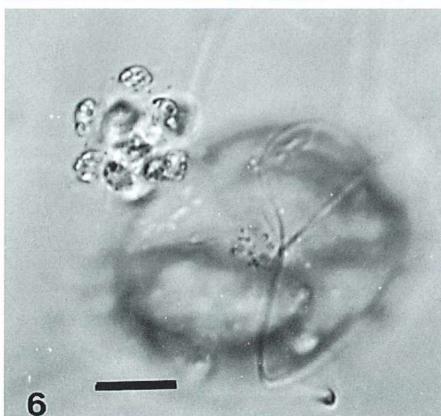
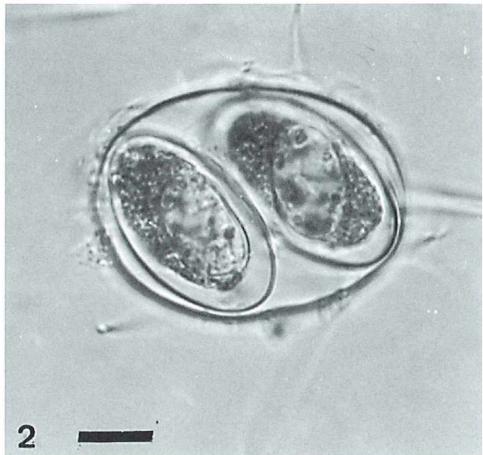
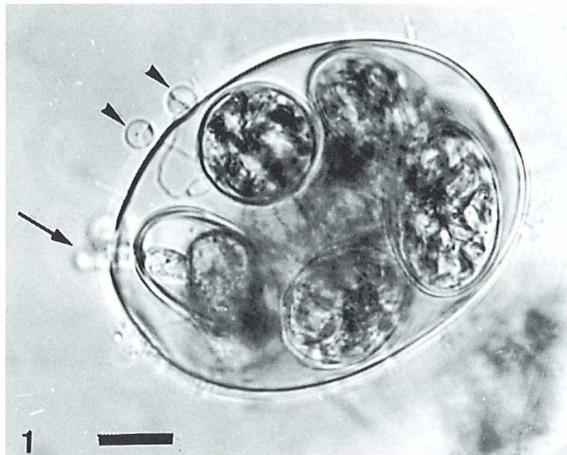
Lagenidium

Entwicklungsstadien von *Lagenidium* sp. sind in den Abbildungen 1 bis 6 dargestellt. Ein Schwärmer setzt sich auf eine *Glaucocystis*-Zelle, oft auch auf die Wand einer Autoosporen-Mutterzelle (zur Entwicklung von *Glaucocystis* siehe Schnepf, 2002) und encystiert sich dort. Die Infektionscyste treibt eine sehr dünne Infektionshyphe durch die Wand der Wirtszelle, gegebenenfalls auch durch die Wand der Autoosporen-Mutterzelle. Durch diese Hyphe wandert der Protoplast in die Wirtszelle ein, wobei sich in der Cyste eine größer werdende Vakuole bildet (Abb. 1). Die leeren Cysten persistieren längere Zeit. Da sich die Anfangsstadien der Infektion bei *Lagenidium* und *Pythiella* nicht sicher unterscheiden lassen, kann nicht ganz ausgeschlossen werden, dass Abbildung 1 nicht

Lagenidium-, sondern (auch?) *Pythiella*-Cysten zeigt.

Anfangs ist der *Lagenidium*-Thallus in der Wirtszelle nicht zu erkennen. Dann aber degeneriert der *Glaucocystis*-Protoplast, wird farblos und körnig. Gleichzeitig wird ein ovales Gebilde im Zellinneren sichtbar, das sich entwickelnde *Lagenidium*-Zoosporangium (Abb. 2). Es ist etwa 12 µm dick und 20 µm lang. Der Thallus ist also einzellig und wird als Ganzes zum Zoosporangium (Holocarpie). Das Zoosporangium umgibt sich mit einer Zellwand und bildet dann einen Entleerungstibus, der die *Glaucocystis*-Wand durchbricht, gegebenenfalls auch die Autoosporen-Mutterzellwand (Abb. 1).

Dieser Tubus ist in der Wirtszelle etwa 5 µm dick, außen etwas dünner. Er öffnet sich apikal, und der ganze *Lagenidium*-Protoplast fließt innerhalb von 1–2 Minuten aus dem Zoosporangium nach außen (Abb. 3) in eine sich schnell erweiternde Blase von bis zu 25 µm Durchmesser an der Öffnung des Entleerungstibus (Abb. 4, Aufnahme weniger als eine Minute später als Abb. 3). Etwa fünf Minuten später zerklüftet der Protoplasma-Ballen; es bilden sich Zoosporen (Abb. 5). Sie bekommen bald Geißeln und werden beweglich. Die Blase schwollt an und reißt schließlich auf. Die Zoosporen (Abb. 6), die dann – etwa eine halbe Stunde nach dem Austritt des Protoplasten – schnell fortschwimmen, sind nierenförmig, etwa 10 µm lang und 5 µm dick. Sie haben zwei lateral ansitzende Geißeln, von denen die eine nach vorn, die andere nach hinten gerichtet ist.



Die Form und Begeißelung der Zoosporen, ihre Bildung in einer Blase vor der Öffnung eines Entleerungstabus, der Infektionsmodus mit lange persistierenden Infektionszysten und der einzellige, endobiotische Thallus, der ganz (holocarp) zum Zoosporangium wird, zeigen, dass es sich bei diesem Organismus um einen Oomyceten der Gattung *Lagenidium* (Lagenidiaceae, Lagenidiales) handelt (Sparrow, 1960). Karling (1981) listete über 30 *Lagenidium*-Arten auf. Anscheinend ist aber die Art, die auf *Glaucocystis* parasitiert, noch nicht beschrieben, was wegen der Seltenheit des Wirtes nicht überrascht. Sexualstadien haben wir nicht beobachtet. Da wir nur Rohkulturen untersuchen konnten, bleibt die Frage offen, ob vor der Bildung der Infektionszysten primäre Cysten gebildet werden, es also zwei Zoosporen-Typen gibt.

Befallene *Glaucocystis*-Zellen locken andere Algen an, vor allem motile Diatomeen (Abb. 7). Vermutlich werden sie leck und entlassen Substanzen, die chemotaktisch wirken. Auf diese Weise wird wohl auch ein anderer Oomycet angelockt, *Pythiella* sp., ein Hyperparasit auf *Lagenidium*.

Pythiella

Pythiella sp. (Abb. 8–12) entwickelt sich anfänglich wie *Lagenidium* und kann zu diesem Zeitpunkt daher nicht von ihm unterschieden werden. Die Zoosporen befallen aber nur *Glaucocystis*-Zellen, die bereits von *Lagenidium* infiziert worden sind und encystieren sich dort.

Die ganz frühen Infektionsstadien sind nicht gut zu erkennen. Der *Pythiella*-Thallus wächst endobiotisch im *Lagenidium*-Thallus oder in

unreifen Zoosporangien heran. Er bleibt einzeln lieg, umgibt sich mit einer dünnen Zellwand und wird so holocarp zum Zoosporangium. Mehrfachinfektionen, das heißt *Lagenidium*-Zoosporangien mit mehreren *Pythiella*-Zoosporangien haben wir häufig beobachtet (Abb. 10 und 11). Sie werden oft nicht gleichzeitig reif.

Die Zoosporangien sind rundlich-oval und werden bei Einfachinfektionen bis $12 \times 17 \mu\text{m}$ groß. Bei Mehrfachinfektionen platten sie sich gegeneinander ab (Abb. 11). Die Bildung der (primären) Zoosporen beginnt, indem der Protoplast des Zoosporangiums zerklüftet (Abb. 8) und dabei eine zentrale Höhle bekommt. Es bildet sich ein Entleerungstabus, der gegebenenfalls auch die Autosporen-Mutterzellwand durchstößt. Schließlich treten sehr schnell längliche Zellen aus, die sich sofort zu birnenförmigen Schwärzern mit zwei kurzen, apikalen Geißeln umwandeln.

Diese primären Zoosporen encystieren sich in wenigen Sekunden vor der Öffnung des Entleerungstabus (Abb. 9). Die (primären) Cysten haften dort aneinander und bilden einen unregelmäßigen Haufen aus bis zu 25 Cysten. Sie reifen ungleichmäßig und entlassen nach 10 Minuten bis zu mehreren Stunden je eine sekundäre Zoospore (Abb. 10). Diese sind nierenförmig und haben zwei ungleiche Geißeln, die lateral ansitzen. Die Vordergeißel ist $8-10 \mu\text{m}$ lang, die nach hinten gerichtete $10-16 \mu\text{m}$. Die leeren primären Cysten bleiben lange erhalten (Abb. 12). Eine Austrittsöffnung ist an ihnen nicht zu erkennen.

Der endobiotische Thallus, der sich holocarp in einem anderen Oomyceten zu einem einzigen, mehr oder weniger rundlichen Zoosporangium entwickelt, die Entstehung der primären Zoosporen im Zoosporangium und ihre Form sowie die Bildung der nierenförmigen sekundären

◀ **Abb. 1–7: *Lagenidium* sp. in *Glaucocystis nostochinearum*.** – Abb. 1: Infektionsstadien. Infektionszysten (Pfeilspitzen), die Infektionshyphen ausgebildet haben, auf der Wand der *Glaucocystis*-Autosporen-Mutterzelle. Ein Entleerungstabus liegt außerhalb der Fokusebene (Pfeil). Nicht ganz auszuschließen ist, dass es sich bei den Cysten (teilweise?) um *Pythiella*-Cysten handelt. Maßstrich 10 µm. – Abb. 2: Zwei *Glaucocystis*-Autosporen, jede mit einem noch nicht voll ausgereiften *Lagenidium*-Zoosporangium. Maßstrich 10 µm. – Abb. 3–5: Austritt des *Lagenidium*-Protoplasten (Abb. 3) in eine sich vergrößernde Blase (Abb. 4) und Beginn der Zoosporenbildung (Abb. 5). Maßstrich 10 µm. – Abb. 6: Fast reife *Lagenidium*-Zoosporen. Maßstrich 10 µm. – Abb. 7: Infizierte *Glaucocystis*-Zellen (rechts) locken Kieselalgen an, unverehrte Zellen (links) nicht. Maßstrich 20 µm.

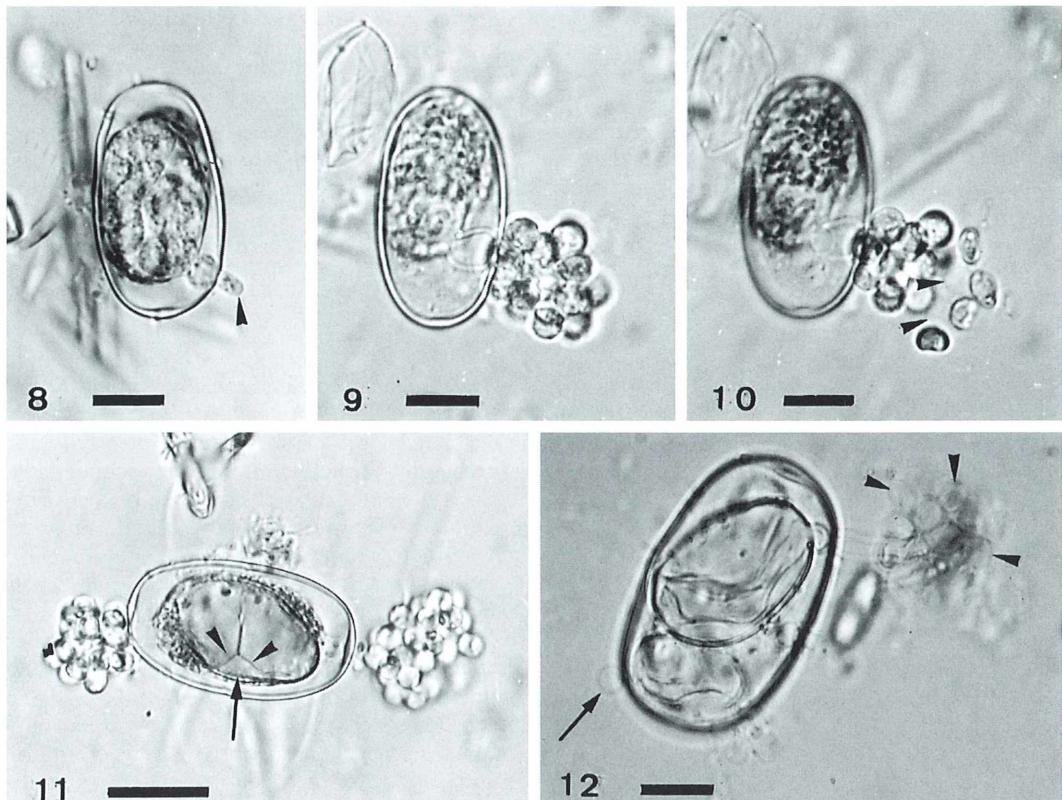


Abb. 8–12: *Pythiella* sp., Hyperparasit von *Lagenidium* sp. in *Glaucozystis nostochinearum*. – Abb. 8: Bildung eines Entleerungstubus (Pfeilspitze). Im Zoosporangium differenzieren sich die primären Zoosporen. Maßstrich 10 µm. – Abb. 9: Primäre Cysten vor der Öffnung des Entleerungstubus. Maßstrich 10 µm. – Abb. 10: Zwei Stunden nach Abbildung 9; Bildung der sekundären Zoosporen, die die primären Cysten teilweise schon verlassen haben. Die Pfeilspitzen weisen auf leere Cystenhüllen. In dem *Lagenidium*-Zoosporangium befindet sich noch ein weiterer *Pythiella*-Thallus, der sich erst sehr viel später zum Zoosporangium entwickelte. Maßstrich 10 µm. – Abb. 11: Ein *Lagenidium*-Zoosporangium mit einer Doppelinfektion von *Pythiella*. Primäre *Pythiella*-Cysten an den Öffnungen der Entleerungstuben. Der Pfeil weist auf die Wand des *Lagenidium*-Zoosporangiums, Pfeilspitzen kennzeichnen die Wände der *Pythiella*-Zoosporangien. Maßstrich 20 µm. – Abb. 12: Leere primäre *Pythiella*-Cysten (Pfeilspitzen) vor der Öffnung des Entleerungstubus. Pfeil zeigt leere Infektionscyste. Maßstrich 10 µm.

Zoosporen in Cysten, die an der Öffnung des Entleerungstubus gebildet werden, charakterisieren diesen Pilz als *Pythiella* (Ectrogellaceae, Saprolegniales) (Sparrow, 1960). Von dieser Gattung sind bislang nur zwei Arten bekannt, die ebenfalls Parasiten von Oomyceten sind (Sparrow, 1960). Bei dem von uns gefundenen Organismus scheint es sich um eine neue Art zu handeln. Da wir aber bislang noch keine Sexualstadien beobachtet haben, bleibt die genaue taxonomische Einordnung vorerst ungeklärt.

Es überrascht nicht, dass in den Rohkulturen *Lagenidium* länger als *Pythiella* erhalten bleibt. Die Zoosporen beider Arten scheinen aber gern von Ciliaten und anderen Räubern gefressen zu werden.

Danksagung

Diese Untersuchungen wurden in der Wattenmeerstation List/Sylt (Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung) durchgeführt. Wir danken für die uns dort gewährten Arbeitsmöglichkeiten, insbe-

sondere Frau H. Halliger für ihre Unterstützung. Frau H. Canter-Lund danken wir für ihre Hilfe bei der Bestimmung der Oomyceten.

Literaturhinweise

Karling, J. S.: Predominantly holocarpic and eucarpic simple biflagellate phycomycetes. J. Cramer, Vaduz 1981.

Schnepf, E.: Beobachtungen an Protisten, die sich von Algen ernähren. I. Teil: Dinoflagellaten als

Fresser mariner Kieselalgen. Mikrokosmos 88, 44–56 (1999).

Schnepf, E.: *Glaucocystis* – Modell für die Evolution der Chloroplasten und Wirt parasitischer Oomyceten. I. Teil: Alge und Cyanellen. Mikrokosmos 91, 9–14 (2002).

Sparrow, F. K. Jr.: *Aquatic phycomycetes*. 2nd edit. Univ. Michigan Press, Ann Arbor 1960.

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Dürerweg 11, D-69168 Wiesloch; Dr. Stefanie F. Kühn, Meeresbotanik (FB2), Universität Bremen, Leobener Str. NW2, D-28334 Bremen

Aus der Industrie

Stereomikroskope Stemi DR und Stemi DV4 für Lehre, Ausbildung und Routine von Carl Zeiss

Kompromisslos scharfe und brillante Bilder, eine solide strapazierfähige Technik und die kinderleichte Bedienung aller Funktionselemente – so lässt sich die neue Linie kleiner Stereomikroskope von Carl Zeiss beschreiben.

Vier unterschiedliche Grundgeräte stehen dem Anwender zur Verfügung: Mit je zwei eingebauten Festvergrößerungen ausgerüstet sind die beiden Einstiegsmodelle, das Stemi DR1040 mit einer Übersichtsvergrößerung von 10× und einer Detailvergrößerung von 40× und das Stemi DR1663 mit den Vergrößerungen 16× und 63×. Beim Stemi DV4 sorgt ein neuer patentierter Zoom (Vergrößerungsbereich von 8× bis 32×) für einen optischen Hochgenuss in dieser Gerätekasse. Ein stets ausgeleuchtetes Objektfeld garantiert die beim Stemi DV4 SPOT zusätzlich in die Frontoptik integrierte faseroptische Beleuchtung. Damit ist es bestens geeignet für weit auslegende Sonderstativen und im OEM-Bereich.

Diese Merkmale, kombiniert mit dem neuen kompakten Stativ C, an dem erstmals per Tastendruck zwischen Auf-, Durch- oder Mischlicht gewählt werden kann, bieten eine neue Qualität in der Handhabung moderner Stereomikroskope, die Anwender in Lehre, Labor und Bereichen der industriellen Montage, Prüf- und Messtechnik zu schätzen wissen. Wichtiges Zubehör, wie die Durchlicht-Dunkelfeld-Einrichtung, eine Einrichtung zum direkten Messen

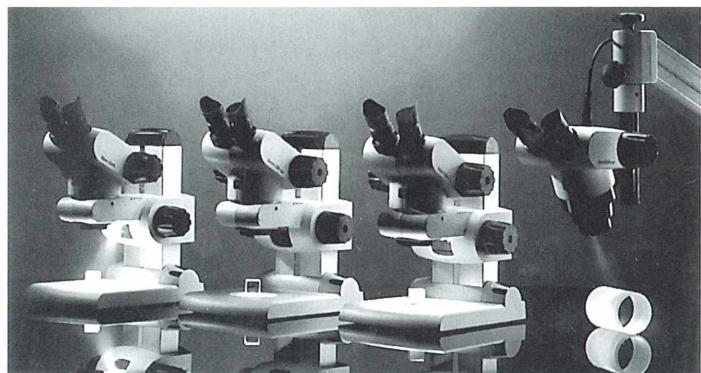


Abb. 1: Die Produktfamilie der Stereomikroskope Stemi DR und Stemi DV4.

und Adapter zur digitalen Bilddokumentation, wurden speziell für diese Mikroskope konzipiert. Zum Einsatz im Outdoor-Bereich steht die Mobileinrichtung C zur Verfügung. Intelligente Schnittstellen garantieren den Anschluss an das modulare System der Stereomikroskope von Carl Zeiss.

Der innovative Charakter dieser neuen Linie kleiner Stereomikroskope wird nicht nur durch die Farbgebung und das kompakte eigenwillige Design deutlich, sondern vielmehr durch den attraktiven Preis – das Resultat modernster Forschungs- und Entwicklungstechnologien.

Zu beziehen bei:

Carl Zeiss, Lichtmikroskopie, Postfach 4041, D-37030 Göttingen, Tel.: 05 51/506 06 60, Fax: 05 51/506 04 64, e-mail: mikro@zeiss.de

MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Freier Download von Archivartikeln aus 90 Bänden MIKROKOSMOS

A screenshot of a web browser window showing the Urban & Fischer website. The title bar says "Urban und Fischer - Netscape". The main content area displays information about the journal "MIKROKOSMOS". On the left, there is a sidebar with links for "Suchen und Bestellen" (Search and Order) including categories like Ärzte, Medizinstudium, Fachberufe, Ganzheitsmedizin, Pflege, Zahnmedizin, Online / Lexika, Journals/Zeitschriften, English, German, Ihre Ansprechpartner, Foreign Rights, Presse, Service, Marketing-Service, U&F: Der Verlag, and Kontakt. The central text area includes the journal's name, ISSN 0026-3680, and its history as a publication of the German Microbiological Society. It also lists publication details such as language (German), volume (91), format (170 mm x 240 mm), and a brief description. A thumbnail image of the journal cover is shown on the right. Below the main text is a table with three rows and three columns, each containing a link: "Charakteristik", "Probeexemplar", "Mediadaten"; "Interessen", "Archiv", "Inhaltsverzeichniss"; and "Herausgeber", "Gesellschaft", "Auskunfte". At the bottom of the page, there are links for "Bezugsanweise", "Abstracts-Bl/Indexed in", and "Liste der Zeitschriften". The status bar at the bottom shows browser navigation buttons and the URL "http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/archiv.htm".

Mit jedem neuen erscheinenden Heft von Mikrokosmos finden Sie unter

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

einen Archivtitel aus den 90 publizierten Jahrgängen Mikrokosmos.

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

Nutzen Sie diesen interessanten Einblick in die Geschichte der Mikroskopie.

URBAN & FISCHER



Collotheca atrochoides – Ein im Benthos lebendes Rädertier

Martin Kreutz

Dem Rädertier *C. atrochoides* haftet schon fast etwas Mysteriöses an, denn es gibt keinerlei verlässliche Berichte über diese Art. Die selten gefundenen Exemplare waren nicht sessil, was manche Autoren jedoch als losgerissene Exemplare von *C. trilobata* gedeutet haben (z.B. Koste, 1978, 2001). Somit wurde die Art *C. atrochoides* an sich in Frage gestellt. Derzeitig ist der Literatur nicht ganz eindeutig zu entnehmen, wie der Stand der Erkenntnisse nun ist, und ob *C. atrochoides* eine sichere Art ist.

C. *atrochoides* soll kein Gehäuse bauen und die nicht sessile Lebenweise hat dazu geführt, dass der geringelte Fuß kein Haftorgan besitzt. Merkmale die bei Rädertieren der Gattung *Collotheca* sofort auffallen müssten.

Ein seltener Guest im Benthos

Unter unerwarteten Bedingungen hatte ich das Glück, einen Vertreter von *Collotheca* zu finden, auf den alle Merkmale von *C. atrochoides* zutreffen. Die meisten Vertreter von *Collotheca* finden sich sessil im Aufwuchs oder planktisch im Pelagial (Kreutz, 1998). In diesem Fall fand sich *C. atrochoides* jedoch ausschließlich im anaeroben Benthos eines Braunwassertümpels zwischen typisch anaeroben Ciliaten (*Metopus*, *Caenomorpha*) und Rhodobakterien. Die Exemplare waren äußerst selten, und ich fand in sieben Jahren nur sieben Individuen. Im ersten Moment glaubt man, einen Strudelwurm vor sich zu haben, da weder Wimpernkronen noch der Fuß sofort zu erkennen sind. Die Bewegungen von *C. atrochoides* kann man als träge kriechend, fast wurmartig bezeichnen. Erst nach einiger Zeit strecken sich die Wimpernkronen und der geringelte Fuß heraus (Abb. 1 und 2).

Dass es sich, wie von Koste (1978, 2001) vermutet wird, um *C. trilobata* handelt, welche aus ihrem Gehäuse gerissen wurden, glaube ich nicht. Dies ist von den Bedingungen am Fundort her unwahrscheinlich und zum anderen wäre es ein sehr großer Zufall gewesen, wenn ich durch den Sog der Pipette alle sieben vermutlichen Exemplare von *C. trilobata* aus

ihren Gehäusen gezogen hätte. Darüber hinaus waren die Abweichungen zu den Merkmalen von *C. trilobata* zu groß. An der Wimpernkronen konnte ich keine eindeutigen Lappen erkennen, höchstens einen leicht welligen Verlauf. Sie hat keine Reusen- und Fangfunktion wie bei den sessilen Arten, sondern wird nach meinen Beobachtungen wie ein überdimensionales Maul verwendet. Immer wieder öffnet sich die Wimpernkronen, umschließt (umgreift) Detritusflocken oder Kolonien von Rhodobakterien und verschlingt diese, indem sie sich völlig einzieht. An diese Funktion war die Wimpernkronen offensichtlich auch angepasst, denn die Cilien waren vergleichsweise kurz mit 120–140 µm Länge. Der Fuß hatte definitiv keine Haftfunktion und konnte in eine Art Futteral zurückgezogen werden (Abb. 3a und b). Spuren einer Schleimhülle oder gar eines Gehäuses konnte ich bei keinem Exemplar entdecken. Alle von mir gefundenen Exemplare hatten keine Augen. Die gesamte Länge der Exemplare ließ sich nicht ohne weiteres bestimmen, da entweder Fuß oder Wimpernkronen nicht ausgestreckt waren. Jedoch konnte man die Abmessungen der einzelnen Körperpartien auf einen gedachten gestreckten Zustand summieren, was zu Werten von 1200–1600 µm führte.

Flagellaten im Magen

Was die Ernährungsgewohnheiten von *C. atrochoides* angeht, so konnte ich einige bemerkenswerte Beobachtungen machen. Bei fünf der sieben Exemplare fanden sich im Magen zahlreiche lebende Flagellaten, die im Mageninhalt



Abb. 1: Ausgestrecktes Exemplar von *Collothea atrochoides*. Das Exemplar ist 1470 µm lang. –
Abb. 2: Leicht gequetschtes Exemplar von *C. atrochoides*.

sehr schnell umherschwammen (Abb. 4). Die Herkunft dieser Flagellaten blieb für mich lange unklar, und ich hielt sie für Symbionten, da sie außerhalb des Magens von *C. atrochoides* sehr schnell abstarben. Sie schienen vom *Hexamita*-Typ zu sein und in den Mägen fanden sich jeweils fünf bis zehn Exemplare. Dass Flagellaten in den Körpern von Rädertieren zu finden sind, ist nur von abgestorbenen Exemplaren bekannt (Koste, 2001). Man bezeichnet sie als Necrophagen. Später konnte ich tatsächlich vom gleichen Fundort die mit Flagellaten gefüllten Panzer von abgestorbenen Rädertieren der Gattung *Keratella (cochlearis)* finden. Es ist anzunehmen, dass *C. atrochoides* diese samt den darin befindlichen Flagellaten frisst. Weiterhin fanden sich in Kropf und Magen von *C. atrochoides* sehr häufig große Mengen Kolonien von Rhodobakterien, *Phacus* und *Euglena*. Es fiel auf, dass die meisten gefresse-

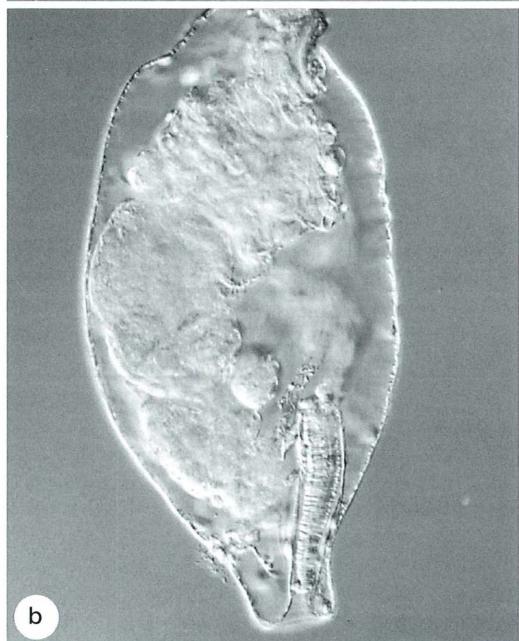
nen Euglenophyceen noch unversehrt waren. Bei der Betrachtung eines der wichtigsten Bestimmungsmerkmale der Rädertiere, dem charakteristischen Kauer, fielen mir bei *C. atrochoides* sofort gut ausgebildete Zähne an den Rami auf (Abb. 5). Man kann schließen, dass der Kauer bei *C. atrochoides* eine mehr reißende und greifende Funktion hat als eine mahlende. Dafür spricht auch, dass *C. atrochoides* offensichtlich selbst sehr große Nahrungsbrocken verschlingt.

Unterschiede zu den Literaturbeschreibungen

Abweichend von den vorliegenden Beschreibungen in der Literatur, konnte ich keine dreilappige Form der Korona erkennen, obwohl diese bereits bei der Erstbeschreibung durch Wierzejski (1893) erwähnt wird und Koste schließlich zu der Aussage veranlasste, das *C.*



a



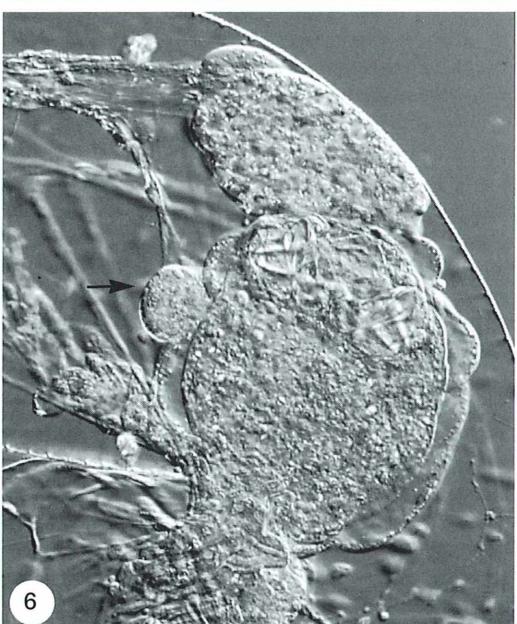
b



4



5



6

Abb. 3a, b: Der geringelte Fuß von *C. atrochoides* ist circa 400 µm lang und besitzt kein Haftorgan (a). Er kann in eine Art Futteral eingezogen werden (b).

►
Abb. 4: Im Magen von fünf Exemplaren *C. atrochoides* fanden sich je fünf bis zehn schnell schwimmende Flagellaten (FL), welche eventuell mit den Körpern von in Zersetzung befindlichen RäderTieren oder Crustaceen aufgenommen wurden. K Kauer. – Abb. 5: Fokus auf die deutlich sichtbaren Zähne der Rami des Kauers von *C. atrochoides*. – Abb. 6: Die Magendrüsen (Pfeil) von *C. atrochoides* waren knollen- bis eiförmig, mit einem Durchmesser von 70–100 µm.

trilobata vorgelegen hat. Da es jedoch nicht genau definiert ist, was dreilappig bedeutet, hat Wierzejski eventuell die leichten Ausbuchtungen der Korona als Lappen gewertet. Aus der mir vorliegenden Literatur ist nicht genau zu entnehmen, welche Autoren *C. atrochoides* selbst beobachtet haben, oder ob nur die Beschreibung von Wierzejski übernommen wurde. Dies erscheint mir jedoch wahrscheinlich und eventuell liegt hier auch eine Variabilität der Art vor, die damals von Wierzejski gefunden wurde. Ein weiteres Merkmal, welches in den knappen Beschreibungen genannt wird, sind bandförmige Magendrüsen (Voigt, 1957; Wierzejski, 1893). Nach meinen Beobachtungen sind die Magendrüsen jedoch eher als knollen- oder eiförmig zu betrachten (Abb. 6). Bei diesem Merkmal ist es schwer zu interpretieren, wie diese Diskrepanzen zu meinen Beobachtungen zustande kommen. Wie von Koste

(2001) bemerkt wird, gibt es bisher auch keine objektgetreue Beschreibung von *C. atrochoides* und deshalb sollte dieser Bericht als Beitrag zur Klärung des unscharfen Bildes von *C. atrochoides* betrachtet werden.

Literaturhinweise

- Koste, W.: Rotatoria – Die Räderiere Mitteleuropas. Gebrüder Borntraeger, Berlin, Stuttgart 1978.
 Koste, W.: Private Mitteilung, 2001.
 Kreutz, M.: Die planktisch lebenden Räderiere der Gattung *Collotheca*. Mikrokosmos 88, 243–246 (1999).
 Voigt, M.: Rotatoria – Die Räderiere Mitteleuropas. Gebrüder Bornträger, Berlin 1957.
 Wierzejski, A.: *Floscularia atrochoides* sp. nov. Zool. Anz. 16, 312–314 (1893).

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

Buchbesprechung

Loof, P.: Süßwasserfauna von Mitteleuropa 4/1-1 Nematoda, Secernentea (Tylenchida, Aphelenchida). Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001, 246 Seiten, Paperback, € 131,91, ISBN 3-8274-0903-9.

Nachdem vor zwei Jahren der zweite Teil des Nematodenbandes der *Süßwasserfauna* in den Buchhandel gekommen ist, erschien nun der erste Teil. Hier werden Tylenchiden und Aphelenchiden behandelt, also zwei Teilgruppen der ursprünglich terrestrischen Secernentea.

Dieses Buch beginnt mit dem vorher schon vermissten allgemeinen Kapitel. In konzentrierter Form wird zunächst in die Anatomie von Nematoden eingeführt. Den verschiedenen Organsystemen ist jeweils ein kurzes Unterkapitel gewidmet, welches mit Zeichnungen und einigen rasterelektronen-mikroskopischen Aufnahmen schön illustriert ist. Etwas störend ist, dass auf den Abbildungstafeln einige Tiere von rechts und andere

von links abgebildet sind. Dies ist verwirrend, wenn zum Beispiel verglichen werden soll, ob die Schwanzspitze eines Wurmes nach dorsal oder ventral gekrümmmt ist. Ansonsten ist die Darstellung der Morphologie gut gelungen und im Umfang ausgewogen.

Es schließt sich ein Kapitel zur Ökologie an, welches mit weniger als einer Seite ziemlich knapp gehalten ist. Dies spiegelt jedoch nur wider, wie wenig man über die Ökologie von Nematoden tatsächlich weiß. An dieser Stelle wird klar gestellt, dass in der *Süßwasserfauna* nicht nur rein aquatische Arten abgehandelt werden, sondern auch solche, die normalerweise an feuchten Orten an Land leben, aber häufig im Süßwasser anzutreffen sind. Das Buch ist also nicht nur für den Limnologen geeignet!

Das folgende Kapitel über Untersuchungsmethoden ist sehr anschaulich mit Fotos ausgestattet. Da die Methoden recht einfach und mit geringem Aufwand durchzuführen sind, sollte es mit dieser Anleitung auch dem Anfänger gelingen, Nematoden zu

isolieren und für die Bestimmung vorzubereiten. Ich möchte hier ergänzen, dass sich Nematoden auch wunderbar lebend unter dem Mikroskop beobachten lassen, wenn man sie zwischen einem Deckglas und einer dünnen Schicht Agar auf dem Objektträger einklemmt. Auf diese Weise bleiben die Tiere recht lange am Leben, und man kann sie bestimmen, ohne ein Dauerpräparat anzufertigen.

Der Bestimmungsteil dieses Buches ist mit größter Sorgfalt gestaltet. Pieter Loof hat sich wie schon bei dem Dorylaimiden-Teil bemüht, jede Art abzubilden. Dies ist eine unerlässliche Ergänzung zu den Bestimmungsschlüsseln. Außerordentlich nützlich sind auch hier wieder die polytomen Bestimmungstabellen und Tafeln mit vergleichenden Abbildungen für mehrere sehr ähnliche Arten. Es ist zu hoffen, dass diesen beiden vorbildlichen Bänden zur Bestimmung mundstacheltragender Nematoden nun bald die noch fehlenden Teile für die übrigen Gruppen folgen werden.

Karin Kiontke, Berlin/New York

Nachrichten

November 2001: Schneide-, Präparier- und Färbekurs in Berlin

Am zweiten Novemberwochenende 2001 fand unter dem Motto *Histologische und pflanzenanatomische Präparate* nun schon zum siebenten Mal ein zweitägiger Schneide-, Präparier- und Färbekurs für die Mitglieder der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft (BMG) statt. Die Veranstaltung wurde bewährterweise im Kursraum A des Instituts für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin durchgeführt, in dem die BMG seit Jahren ihre Vortrags- und Übungsabende abhält. Herr Robin Wacker war wieder einmal aus dem fränkischen Güntersleben angereist, um dieses praxisorientierte Wochenende zu gestalten und zu leiten (Abb. 1).

Wie immer kam er mit vielfältigen Farbstoffen und interessanten Objekten aus der Histologie und Botanik nach Berlin. Er hatte sowohl Paraffinblöcke mit Objekten zum Schneiden als auch fertig aufgezogene Schnitte im Gepäck, mit denen unterschiedliche Färbemethoden durchgeführt werden konnten. Die Mikrotome und andere Gerätschaften wie Wasserbäder, Wärmeplatten und Färbeküvetten hatten Teilnehmer mitgebracht und zur Verfügung gestellt. Außerdem konnte wieder einmal einiges Inventar des Instituts genutzt werden.

Robin Wacker begeisterte auch diesmal die Teilnehmer durch seine große Erfahrung und die vielen praktischen Hinweise für das Schneiden, Präparieren und Färben (Abb. 2). Alle waren mit großem Eifer bei der Sache und selbst Erfahrene konnten dank Herrn Wackers immensen Schatz an nützlichen Tipps und Tricks noch einiges dazu lernen. So wundert es nicht, dass die Aktivitäten nur widerwillig

unterbrochen wurden, um zum Mittagessen in ein nahegelegenes Restaurant zu gehen. Nach dem Essen hatte man es dann eilig, wieder weiterzumachen, standen doch die Objekte, die man vor der Pause in das Färbebad getan hatte, nun zum Differenzieren bereit. Und natürlich wollte man von jedem der vielfältigen Objekte ein gelungenes Präparat herstellen,



Abb. 2: Es werden besondere Färbetricks vermittelt.



Abb. 3: Begutachtung und Auswahl der fertigen Präparate.



Abb. 1: Robin Wacker bei der Arbeit am Mikrotom.

um am Sonntagabend eine umfangreiche Sammlung von selbst gefärbten und selbst eingebetteten Präparaten mit nach Hause nehmen zu können (Abb. 3). Den Mitgliedern der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft hat das Wochenende sehr viel Spaß gemacht und sie bedanken sich bei Herrn Wacker, dass er zum wiederholten Mal die Mühe auf sich genommen hat, eine solche Veranstaltung zu gestalten. Dank auch an alle Mitglieder, die durch ihre Arbeit zum Gelingen des Kurses beigetragen haben. Robin Wacker hat bereits zugesagt, in diesem Jahr 2002

wieder einen derartigen Kurs abzuhalten, worauf man sich jetzt schon in Berlin freut.

Übrigens: Freunde und Interessenten können gerne an diesem der Histologie gewidmeten Spätherbst-Wochenende teilnehmen. Dazu sollte man dann rechtzeitig mit dem Vorstand der BMG oder mit der Redaktion des MIKROKOSMOS Kontakt aufnehmen.

Martina Zahrt (Text) und
Günther Zahrt (Fotos), BMG

Im Museum am Schölerberg ist der Wurm drin Ausstellung „Regenwurm“ gibt Einblick in das Leben des Zwitterwesens

Im Museum ist der Wurm drin. Vom 20. Januar (Eröffnung: 11 Uhr) bis 14. April 2002 werden in der Ausstellung *Regenwurm* im Museum am Schölerberg – Natur und Umwelt –, Osnabrück, verschiedene Demonstrations- und Experimentiermodelle rund um den Regenwurm, aber auch akustische Ohrwürmer, die Wurm-Tastbar und Videofilme, unter anderem auch über den zwei Meter großen Riesenregenwurm aus Australien, präsentiert.

Der heimische Regenwurm verrichtet eher unbedacht sein Werk am Boden und auf der Bodenoberfläche. Dass er dabei dem Boden wertvolle Dienste leistet und somit auch dem Menschen eine Grundlage der Ernährung bietet, ist wenig bekannt.

Auf dem Sympathiebarometer stehen die Regenwürmer nicht gerade an oberster Stelle, ihre Leistung verdient aber Aufmerksamkeit und Wertschätzung. Deswegen gibt die Ausstellung *Regenwurm*, die vom Schweizer Natur-Museum Luzern übernommen wird, einen Einblick in das unbekannte Leben dieser Bodenbewohner und ihren zunehmend gefährdeten Lebensraum.

In Europa gibt es etwa 400 verschiedene Regenwurmarten. Zu den bekanntesten Arten zählen der Tauwurm *Lumbricus terrestris*, der nach Regen häufig an der Oberfläche zu finden ist, und der rötlich gefärbte Kompostwurm *Eisenia fetida*.

Regenwürmer bewegen sich kriechend fort, indem sie einzelne Körperbereiche abwechselnd strecken und zusammenziehen. Damit sie beim Strecken nicht zurückrutschen, haben sie vier Paar feine Borsten an jedem Segment, die sie wie Spikes nach hinten in den Boden stemmen.

Regenwürmer fressen abgestorbene Pflanzenmaterial wie zum Beispiel Falllaub oder Ernterückstände. Ein Wurm produziert pro Jahr etwa das Zweihundertfache seines Körperegewichts an Wurmkom. Er sorgt so für eine gute Durchmischung und Lockung des Oberbodens und stellt Nährstoffe für

Pflanzen bereit. Durch seine Grابتätigkeit entsteht ein Röhrensystem, das die Sickerkapazität von Böden beträchtlich steigert und Staunässe verhindert. Dies wird in der Ausstellung anschaulich in zwei großen Regenwasser-Versickerungsmodellen dargestellt. Die Gänge verbessern darüber hinaus auch die Sauerstoffversorgung im Boden und erleichtern zudem den Pflanzenwurzeln das Eindringen.

Durch die Ausstellung führt der animierte Regenwurm *Karl-Maria ImBoden*, der vor allem jugendliche Besucher ansprechen wird. Sein Vorname deutet darauf hin, dass Regenwürmer Zwitter sind, also gleichzeitig männliche und weibliche Fortpflanzungsorgane besitzen.

Am Eingang der Ausstellung werden die Besucher aufgefordert, aus einer Kiste einen wurmfreien (!) Apfel zu nehmen, den sie während des Ausstellungsbesuches essen können. Zum Schluss werden die Reste in ein Kompostsilo, in dem Würmer ihrer Tätigkeit nachgehen, geworfen. Dabei entsteht Humus, auf dem wieder neue Apfelbäume wachsen können: Ein anschauliches Beispiel für den Kreislauf der Natur und für die Bedeutung der Regenwürmer. In einer Wurm-Tastbar können die Besucher in einem Plexiglasbehälter im Kompost lebende Würmer suchen und sie – im Falle von Berührungsängsten mit Gummihandschuhen – streicheln. Zahlreiche Modelle animieren zudem zum Spielen, Begreifen und Experimentieren. In der Ausstellung sind über Hörstationen auch verschiedene Ohrwürmer zu genießen. Und für Bücherwürmer gibt es einen 48-seitigen, teils farbig illustrierten Ausstellungsführer.

Museum Natur und Umwelt, Am Schölerberg 8,
D-49082 Osnabrück,
Tel.: 05 41/56 00 30, Fax: 05 41/56 00 337.
Öffnungszeiten: Dienstags 9–20 Uhr, mittwochs bis
freitags 9–18 Uhr, samstags 14–18 Uhr, sonntags
10–18 Uhr.

Lateinische Grundlagenwerke – Richtig zitiert

Eine Handreichung (nicht nur) für Naturwissenschaftler

Rainer Hendel

Die Veröffentlichungen zur Geschichte der Biologie und Optik mehren sich, und damit kommen auch die Grundlagenwerke aus der Barockzeit und der Aufklärung in den Blick der Verfasser. Zumindest erwähnen und zitieren muss man sie. Doch da ist eine Klippe: Viele von ihnen sind in dem damaligen Universalidiom der Gelehrten, der lateinischen Sprache, abgefasst. Welcher Naturwissenschaftler beherrscht sie heute noch? Daher begegnet man in den Literaturlisten nicht selten verunstalteten Autoren- und Ortsnamen. Selbst die Kataloge der Universitätsbibliotheken sind nicht immer eine Zitierhilfe, und die Seiten im Internet strotzen von Fehlern.

Nun ist der MIKROKOSMOS keine Philologenzeitschrift und soll auch keine werden, aber ein paar Informationen über richtiges Zitieren schaden keinem, der wissenschaftlich arbeitet. Wer Genauigkeit im Mikrometer-Bereich fordert, sollte sie auch in der Sprache üben. Außerdem verbrauchen sich Titelzitate wie jeder andere Text, weshalb man sie immer wieder mit dem Original vergleichen muss; schließlich macht es einfach Spaß, sich in den Geist der Zeiten zu versetzen.

Ein berühmtes Beispiel

Abbildung 1 zeigt ein berühmtes Beispiel eines barocken Buchtitels. Die deutsche Übersetzung lautet wie folgt:

Das in die Ferne visierende Kunstauge, auch Teleskop genannt: Aus den verborgenen Grundlagen der Naturgesetze und der mechanischen Kunst durch eine neuartige Lehrmethode ans Licht gebracht, mit deren fundierter Hilfe erklärt und auf dreifacher Grundlage – der physikalischen beziehungsweise naturgesetzlichen, der mathematisch-optischen und der mechanischen beziehungsweise praktischen – kompakt dargestellt.

Ein in Praxis und Theorie sorgfältig gestaltetes Werk, illustriert mit vielfältigen Abbildungen, seit langer Zeit von vielen Menschen gewünscht, allen, die sich der modernen Wissenschaften befleißigen, gleichermaßen nützlich,

denn in ihm finden sich in erster Linie philosophische mit mathematischen Inhalten verbunden, und es schafft so gut wie jeder Berufsgruppe durch seine breitest angelegten Belege Rat. Es enthält eine Vielzahl neuer, absonderlicher, staunenswerter technischer Konstruktionen und die Kunst des Verfertigens von Teleskopen selbst wird als leicht zu erlernen und mit nicht allzu großem Aufwand in die Praxis umsetzbar vorgestellt, speziell aber wird das Teleskop aus der Dunkelheit ins Licht gehoben.

Verfasst von dem ehrwürdigen, frommen Ordensbruder Johannes Zahn aus Karlstadt, Mitglied des heiligen, im himmlischen Glanze strahlenden, kanonischen Prämonstratenser-Ordens zu Oberzell bei Würzburg.

Mit Erlaubnis der Oberen
Zu Würzburg, auf Kosten des Quirin Heyl,
Hof- und Universitätsbuchhändler, im Jahre
1685

Worüber informiert ein barocker Buchtitel?

Barocke Buchtitel enthalten, wie man sieht, mehr als nur die Werkbezeichnung und den Autorennamen. Sie haben die Funktion des heutigen Klappentextes. Daher lernt man aus ihnen den Aufbau des Werkes, die zentralen Gedanken sowie den angesprochenen Leserkreis kennen. Meist erfährt man auch einige Biografica über den Autor. Die Gelehrsamkeit des Verfassers kommt dadurch zum Ausdruck,

dass all diese Informationen in einen oder wenige kunstvolle Sätze verpackt werden, sein werbewirksames Geschick spiegelt sich in zum Kauf verlockenden Aussagen wider.

Wie werden Namen latinisiert?

Der Name des Autors ist grammatischer Bestandteil eines Satzes. Er erscheint gewöhnlich

- im Genitiv am Satzanfang; damit wird ausgedrückt, dass es sich um ein Werk *des* betreffenden Verfassers handelt
- oder im Ablativ am Satzende. Damit wird gesagt, dass das Buch *von dem* genannten Autor verfasst wurde.

Grundsätzlich latinisiert man entweder den Vor- oder den Nachnamen. Beides zusammen ist relativ selten. Am einfachsten ist ein bibliischer oder römischer Name wie Anton(ius) oder Johannes in die alte Sprache übertragbar, da man ihn in der zweiten oder dritten Deklination einfach weiterdeklinieren kann. Die Genitive lauten Antonii und Joannis (das lateinische Alphabet kennt kein h), die Ablative Antonio und Joanne. Es gibt also weder einen Antonio (oder gar Antonie) Leeuwenhoek noch einen Joanne Zahn; wer so etwas schreibt, verrät damit, dass ihm die elementarsten Grundlagen des Lateinischen fehlen.

Nachnamen, die nicht weiterdekliniert werden können, erhalten meist die Silbe -us (oder -ius) angehängt; so wird zum Beispiel aus dem Altendorfer Mathematik-Professor Johann Christoph Sturm, einem Zeitgenossen Leeuwenhoeks, ein Sturmius. (Genitiv Sturmii, Ablativ Sturmio). Beim Zitieren übträgt man die lateinische Form in den normalen Namen zurück.

Der Erscheinungsort

Die Erscheinungsorte stehen üblicherweise im Lokativ, einem Fall, der auf die Frage: *An welchem Ort* kam das Buch heraus? antwortet. Also finden wir Herbipolis (Würzburg) als Herbipoli – zu Würzburg, Norimberga (Nürnberg) als Norimbergae – zu Nürnberg angegeben. Wer sich nicht sicher ist, wie der lateinische Nominativ lautet, sucht ihn am besten in der Städtenamensliste, die in jedem besseren Wörterbuch steht.

Die korrekte bibliografische Angabe

Damit sind alle Komponenten unseres Beispiels klar. Wir müssen jetzt nur noch sinnvoll kürzen. Die grafische Gestaltung des Titelblattes hilft dabei sehr, denn sie hebt meist den Haupttitel heraus. Die bibliografische Angabe für unser Beispiel lautet also in der Zitierweise des MIKROKOSMOS:

Zahn, Johannes: Oculus artificialis teledioptricus sive telescopium ... verlegt bei Heyl, Herbipolis (Würzburg) 1685.

Hilfen

In Zweifelsfällen sollte man einfach (s)einen Lateinlehrer fragen. Er versteht zwar wenig von der Geschichte der mikroskopischen Optik oder der Biologie, dafür desto mehr vom Genitiv und Ablativ.

Verfasser: Rainer Hendel, OStD i.K., Christian-von-Bomhard-Schule, Im Krämersgarten 10, D-97215 Uffenheim

Abb. 1: Dieses Originaltitelblatt eines barocken Werkes enthält mehr als nur die Bezeichnung und den Autorennamen. Die Abkürzung R. P. F. vor Joanne Zahn steht für Reverendus Pius Frater.

Strand mit Vieren – Ein Gras im Kräftespiel der Gene

Erich Lüthje

Die Fragestellung im Genetik-Unterricht des 12. Jahrgangs Biologie lautete: Gegeben sind die Blattquerschnitte von vier Gräsern des Ostseestrandes. Diejenigen zwei Arten, die sich am stärksten unterscheiden, sind die Eltern einer der zwei anderen Arten. Welches Gras ist dieser Bastard? Welche Art gehört dem Beziehungsdiagramm nicht an? Als Material erhielten die Schüler histologische Dauerpräparate entsprechender Blätter.

Genetische Untersuchungen gehen vom Erbgang definierter Merkmale aus. Bei den ausgewählten vier Strandgräsern ist das Vorkommen von Haaren auf der Blattoberseite ein auffälliges Merkmal: Der einen Art fehlen sie, bei den anderen sind sie in unterschiedlicher Zahl und Länge ausgebildet. An diesem Unterschied können wir – nach der obigen Spielregel – die zwei Elternarten festmachen: Nr. 1 (Abb. 1) hat die längsten Haare auf der oberen Epidermis, Nr. 4 (Abb. 4 und Titelbild) gar keine.

Im Klostergarten und im Freien

Führen wir uns jetzt auf der Suche nach der Bastardart die verschiedenen Möglichkeiten einer botanischen Partnerwahl vor Augen. Der Vater der Erblehre, Gregor Mendel, arbeitete im Klostergarten zu Brünn mit der Saaterbse. Seine Erkenntnisse (Mendelgesetze) gehören heute zum biologischen Allgemeinwissen. Mendels methodischer Ansatz beruhte auf der Kreuzung von Pflanzen derselben Art (Saaterbse). Den Erbgang verschiedener Merkmale (Blütenfarbe, Samenform usw.) verfolgte er bei unterschiedlichen Saaterbsen-Rassen. – Außerhalb der Klostermauern geht es genetisch vielfach lockerer zu. Wie jede einschlägige Flora lehrt, machen botanische Wahlverwandtschaften an den Artgrenzen keineswegs Halt. Vielmehr gibt es eine Fülle natürlicher Kreuzungen zwischen verschiedenen Arten und Gattungen – so auch in unserem Fall am Strand der Ostsee. An dieser Stelle können wir die Identität der beiden Elternarten preisgeben: Es sind der

Strandhafer (Nr. 1: *Ammophila arenaria*; Abb. 1) sowie das Land-Reitgras (Nr. 4: *Calamagrostis epigeios*; Abb. 4). Während der Strandhafer seinen Standort schon in seinem

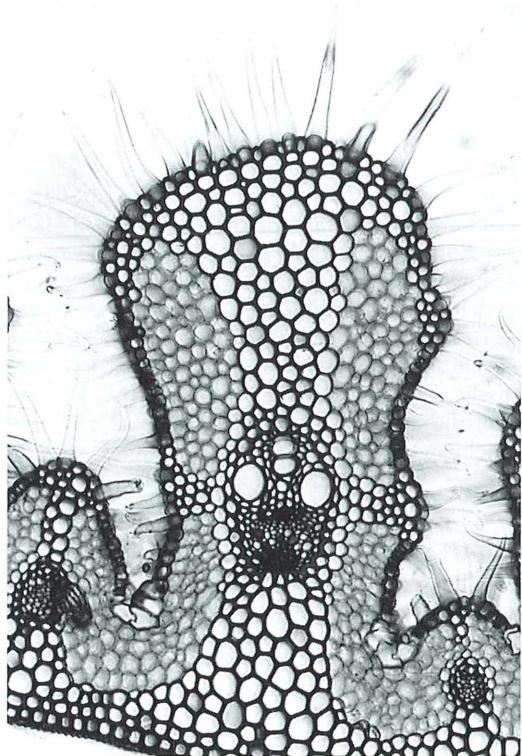


Abb. 1: Blattriefen des Strandhafers. Man achte auf die Länge der Haare, die verstärkte, spaltöffnungsfreie Blattunterseite sowie die Form der Riefen. Vergr.: 170x.

Namen andeutet, ist das Land-Reitgras weiter verbreitet. Es besiedelt Wälder, Waldwiesen, Ufer (Schmeil, 1982), Schlagfluren, Nadelholzforsten, Gebüsche- und Saumgesellschaften, erscheint aber auch als Sandrohr auf den Leeseiten der Küstendünen (Rothmaler, 1982). Hier kann es durch die ehestiftende Pollenverfrachtung des Seewindes zur Bastardierung mit dem Strandhafer kommen. Sind die Gene beider Elternarten im Bastard vereint, beginnt zwischen ihnen das Kräftespiel, welches die Ausbildung der sichtbaren Merkmale, etwa beim Blatt- und Blütenbau, bestimmt.

Halbe-halbe respektive Entweder-oder

Menschlich gedacht erwarten wir, dass ein Pflanzenhybrid äußerlich Eigenschaften beider Eltern verkörpert. So etwas ist uns von Kindern verschiedenfarbiger Eltern geläufig (intermediäre Vererbung). Allerdings gibt es auch zahllose Beispiele dafür, daß sich eines der elterlichen

Gene gegenüber dem anderen Partner vollständig durchsetzt (dominant-rezessive Vererbung) – beim Menschen etwa die Augenfarbe Braun gegenüber Blau. Können wir mit diesen Überlegungen den gesuchten Bastard zwischen Strandhafer und Reitgras gewissermaßen an den Haaren herbeiziehen? Nr. 2 hat etwas kürzere, Nr. 3 deutlich kürzere Epidermisshaare als Nr. 1. In beiden Fällen läge eine intermediäre Ausbildung vor; eine Entscheidung zwischen den Kandidaten ist nicht möglich. Versuchen wir unser Glück nun damit, dass wir nicht einzelne Merkmale, sondern Merkmalskomplexe betrachten. Bei den vier Strandgräsern bietet sich der Blütenbau mit zahlreichen Einzelmerkmalen an. Stellvertretend für die (fast verwirrende) Fülle der Blütenorgane wählen wir ein Ährchen (Abb. 5): Deutlich liegt die Ausbildung beim Bastard (Mitte) zwischen den Eltern (links: Strandhafer, rechts: Land-Reitgras). Dieser intermediäre Kompromiss im Kräftespiel der elterlichen Gene trifft auch auf alle wesentlichen anderen Blütenmerkmale zu.

Merkmale der Blätter

Auch das Blatt ist ein Organ mit vielen Merkmalen. Wir sollten ein ähnliches Ergebnis erwarten dürfen.

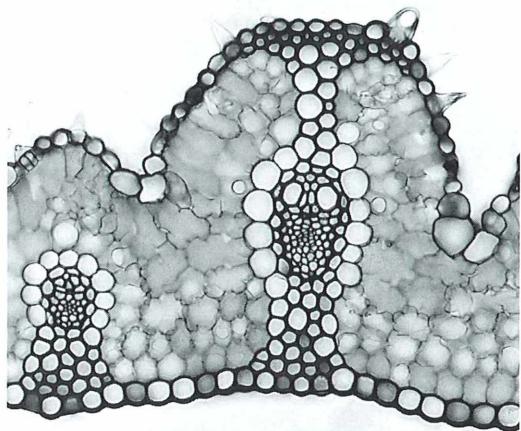
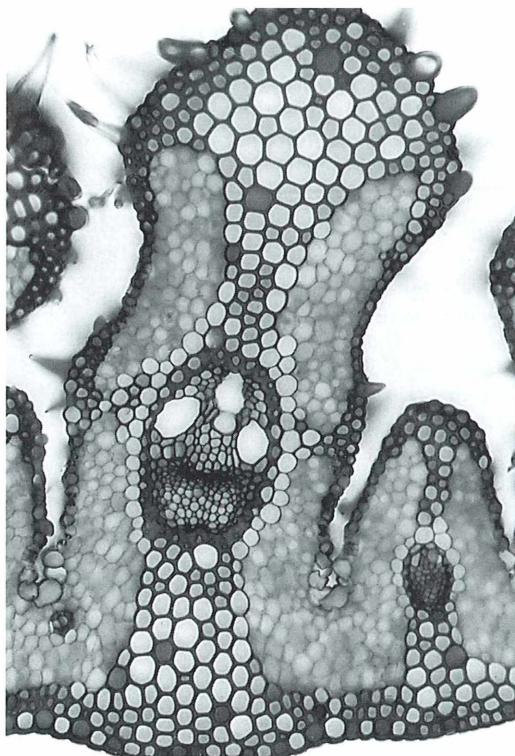


Abb. 3: Könnte dieses Strandgras der Bastard zwischen Nr. 1 und Nr. 4 sein? Die Riefen sind zwar unterschiedlich, aber eher sanft ausgebildet, Spaltöffnungen liegen auf beiden Blattseiten, die Blattunterseite ist nicht mehrschichtig verstärkt, die Behaarung gegenüber Nr. 1 stark verringert. Vergr.: 170×.

Abb. 2: Bastard oder Geschwisterart zu Nr. 1? Der Blattausschnitt dieser zweiten Strandgrasart ähnelt stark dem Strandhafer. Vergr.: 170×.



Für die mikroskopische Untersuchung der vier Blattquerschnitte bieten sich folgende Kriterien an:

- Haarbildung auf der oberen Epidermis,
- Form der Blattriefen,
- Lage der Spaltöffnungen,
- Sklerotisierung der Blattunterseite.

In allen Belangen gleicht Bastard-Kandidat Nr. 2 dem Strandhafer (Nr. 1) sozusagen wie aus dem Blatt geschnitten: Er besitzt deutliche Haare auf der Blattoberseite (etwas kürzer und spärlicher), Spaltöffnungen nur in der oberen Epidermis, verschieden große Blattriefen von wechselnder Gestalt und mehrere Schichten wandverstärkter Zellen unter der unteren Epidermis. Von der anderen potenziellen Elternart, dem Land-Reitgras, trennen ihn hingegen wesentliche Unterschiede. Das Reitgras besitzt nämlich eine unbehaarte Blattoberseite, Spaltöffnungen in beiden Epidermen, regelmäßige,

sanft geschwungene Riefen und eine unverstärkte Subepidermis. – Prüfen wir nun Kandidat Nr. 3 auf seine Eignung als Bastard zwischen Nr. 1 und Nr. 4: Sein Blattquerschnitt zeigt sehr kurze Haare auf der Oberseite, Spaltöffnungen in beiden Epidermen, eine nicht verstärkte Blattunterseite sowie Riefen mäßiger Größe und Verschiedenheit. Damit gleicht er in zwei Merkmalen – Spaltöffnungen, Blattunterseite – dem Land-Reitgras, in den anderen zwei (Haare, Riefen) scheint er intermediär ausgebildet. Sollte er unser Wunschkind sein?

Das amtliche Endergebnis

Lüften wir nunmehr das Geheimnis: Der gesuchte Bastard ist Nr. 2: *Ammocalamagrostis baltica*, der Baltische oder Bastardstrandhafer. Nr. 3 steht völlig außer Konkurrenz: Es handelt sich um den Strandroggen (*Elymus arenarius*).

Ein bemerkenswertes Resultat: Fanden wir beim hochkomplexen Blütenbau eine intermediäre Bastardierung, so schlägt sich das Blatt, dessen Ausbildung ebenfalls von sehr vielen Genen gesteuert wird, fast kompromisslos auf die Seite nur eines Elters (dominante Vererbung von Seiten des Strandhafers). Mit einer evolutiv erworbenen optimalen Anpassung (wie beim Strandhafer; Markstahler, 1984) kann man das nicht begründen, denn über das Mitbestimmungsrecht des Land-Reitgrases haben nur die elterlichen Gene befunden. Wie andererseits ein intermediäres Blatt hätte aussehen können,

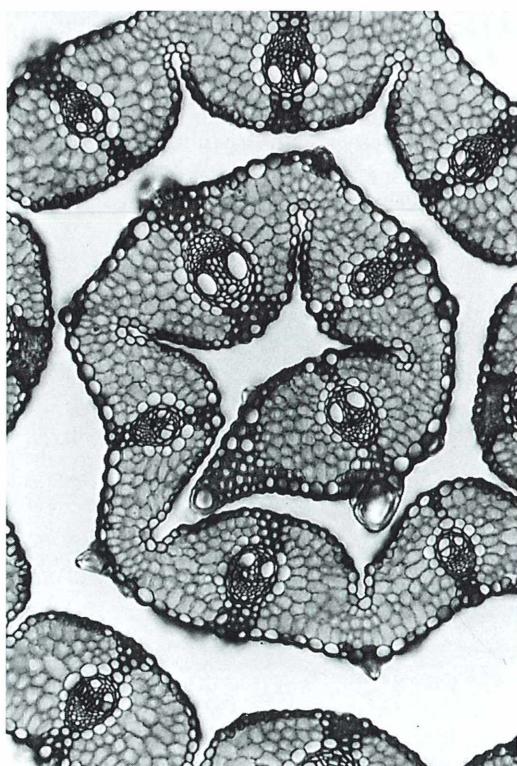


Abb. 4: Blatt des Land-Reitgrases, eingerollte Blatthälfte. Man vergleiche die Riefen, die nicht verstärkte Blattunterseite dieses oberseits haarlosen, amphistomatischen Blattes mit Nr. 2 und 3. Vergr.: 128×.

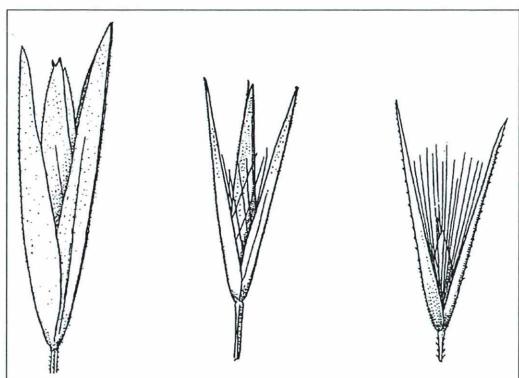


Abb. 5: Ährchen des Strandhafers (links), des Bastards (Mitte) sowie des Land-Reitgrases. Intermediäre Vererbung der elterlichen Baumerkmale (aus Hubbard, 1985).

zeigt uns das Modell Strandroggen. Der hat aber mit der ganzen Sache nichts zu tun.

Die Fachliteratur schweigt sich – soweit ich sie eingesehen habe – über den so unterschiedlichen Erbgang bei zwei Komplexorganen (Blüte und Blatt) des Bastardstrandhafers aus. Befragte Fachleute bekannten freimütig, dass sie ebenso überrascht waren. Gespannt darf man sein, wenn auch noch die Wurzel in den Vergleich einbezogen wird. Im Sommer gibt es also etwas zu tun – kann man sich als Amateurmikroskopiker etwas Interessanteres wünschen?

Literaturhinweise

- Hubbard, C. E.: Gräser, 2. Aufl. UTB 233, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1985.
 Markstahler, U.: Der Strandhafer (*Ammophila arenaria*) – ein Beispiel für eine optimierte Konstruktionsform. Mikrokosmos 84, 225–234 (1995).
 Rothmaler, W. (Hrsg.): Exkursionsflora, Bd. 4, 5. Aufl. Volk und Wissen Verlag, Berlin 1982.
 Schmeil, O. (Hrsg.): Flora von Deutschland, 87. Aufl. Quelle und Meyer Verlag, Heidelberg 1982.

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

Nachrichten

Ausstellung Microscience 2002 in London

Benötigen Sie die Visualisierung und Analyse von Stoffen auf mikroskopischer Ebene? Dann ist die *Microscience 2002* genau das Richtige. Die Ausstellung wird präsentiert vom 9.–11. Juli 2002 im ExCel Konferenz- und Ausstellungszentrum in London.

Heute mehr als je zuvor ist die Mikroskopie nicht nur etwas für Mikroskopiker. Eine Vielzahl industrieller Anwendungen benötigt die Visualisierung und Analyse der mikroskopischen Struktur, einschließlich der Charakterisierung der Atomstruktur moderner Stoffe, der Abbildung von Halbleiterkomponenten bei hoher Auflösung zur Optimierung von Arbeitsabläufen und Erträgen bei der Herstellung sowie der Analyse von Fehlern bei Geräten, Stoffen und Strukturen. *Mit diesen rapiden Entwicklungen bei der Bildverarbeitung müssen Industrietechniker sich über die jüngsten Fortschritte auf dem Laufenden halten, die Vorteile bei der Effizienz, Qualität und Zeit- und Kostensparnisse mit sich bringen können*, sagt Patrick Echlin, der Präsident der Königlichen Mikroskopiegesellschaft (Royal Microscopic Society). Auf der *Microscience 2002* werden die jüngsten Innovationen führender Lieferanten der Mikroskopie, Bildverarbeitung, Analyse und zugehörige Geräte und Software ausgestellt und vorgeführt.

Die Ausstellung findet gleichzeitig mit der *Microscience 2002 Conference* statt, die auf eine Reihe angeforderter Referate von Experten mit Weltruf in einer Reihe von Anwendungsbereichen, einschließlich Wertstoffkunde und Halbleitertechnologie, stolz ist. Diese aufregende Veranstaltung wird außerdem mit Lehrveranstaltungen, Ankündigungssitzungen und, erstmals in 2002, praktischen Anwendungsarbeitskreisen verknüpft. Mit der prestigevollen königlichen Mikroskopiegesellschaft als Schirmherr wird die Veranstaltung eine große Zahl internationaler

Teilnehmer an das hochmoderne ExCel-Zentrum bringen. Vorab anmelden kann man sich unter der Website: www.microscience2002.org.uk

Microscience 2002 ist die wichtigste europäische Ausstellung eigens für die Interessen der Benutzer von mikroskopischen Geräten. Besucher können die jüngsten Fortschritte in Lichtmikroskopie, SEM, TEM, Software und Hardware für Bildbearbeitung und Bildanalyse sowie Probenzubereitungsgeräte von einer großen Auswahl an Herstellern und Lieferanten betrachten. Soweit wurden über 900 m² an Standplätzen von über 60 Unternehmen reserviert.

Die Königliche Mikroskopiegesellschaft (RMS) ist eine internationale Organisation mit 1500 Mitgliedern aus über 53 Ländern, die aktiv an allen gegenwärtigen und in der Entwicklung befindlichen Techniken der Mikroskopie und Bildanalyse beteiligt sind. Als echt interdisziplinäre Gesellschaft fördert sie die Mikroskopie und deren Entwicklung und unterrichtet junge Leute in der Relevanz und Anwendung mikroskopischer Techniken in der modernen Wissenschaft. Dies geschieht durch regelmäßige Sitzungen und Kurse, Arbeitskreise, Veröffentlichungen, spezifische Qualifikationen und das Sponsoren der Lichtmikroskopie in Grundschulen.

Die RMS hat ihren Sitz in 37/38 St. Clements, Oxford, OX4 1AJ, Großbritannien.

Tel.: 44 18 65 24 87 68, Fax: 44 18 65 79 12 37, Website: www.rms.org.uk.

Für nähere Informationen wenden Sie sich bitte an Carole Staniford, Catalyst Communications, Tel. 44 207 932 25 00 oder 44 17 67 60 07 16, Fax: 44 20 79 32 25 19, e-mail: carole@staniford.fsworld.co.uk

90 Jahre Mikroskopische (Mikrographische) Gesellschaft Wien 50 Jahre Mitteilungsblatt

Am 25. November 2001 wurde unsere Gesellschaft 90 Jahre alt. Ein Grund zur Freude für alle unsere Mitglieder und Freunde. Der folgende Bericht soll einen kurzen Überblick über die wechselvolle Geschichte unserer Gesellschaft vermitteln.

Der Gründer des Vereins war Dr. Wilhelm Kaiser, der Autor des ersten umfassenden Werkes über *Die Technik des modernen Mikroskops*. Der Zeitpunkt für die Gründung des Vereins *Mikrographische Gesellschaft in Wien* war günstig. Der große Aufschwung der Naturwissenschaften in den vergangenen Jahrzehnten und der Wunsch weiterer Kreise, selbsttätig in die reiche wissenschaftliche und ästhetische Befriedigung bietende Welt des Unsichtbaren Einblick zu gewinnen, schufen eine große Gemeinde begeisterter Mikroskopiker, was in den zahlreichen Anmeldungen zum Ausdruck kam.

Den unmittelbaren Anstoß zur Gründung des Vereins hatte ein Vortrag des bekannten Forschers und Verfassers zahlreicher gemeinverständlicher naturwissenschaftlicher Werke, R. H. Francé in der *Wiener Urania* gegeben. Er hatte die Darstellung der Wunderwelt des Mikroskops zum Inhalt. In Deutschland war die Gründung mehrerer Vereine und Zeitschriften mit gleichen Zielen vorausgegangen.

Als Vereinszeitung wurde der MIKROKOSMOS einstimmig gewählt und auch die *Kleinwelt* wurde als zweites Mitteilungsblatt in Betracht gezogen. Kurze Zeit nach der Gründung wurde mit einer großen Werbung begonnen und in Wien Zettel mit der Überschrift *Aufruf an alle Stände* (Abb. 1) verteilt.

Die Arbeiten und Vorträge der Gesellschaft wurden von Anfang an nur dadurch ermöglicht, dass Dr. W. Kaiser in selbstloser Weise sein gesamtes Instrumentarium – sechs Mikroskope, Projektionsapparate, Mikrotome, Messinstrumente und sonstige Apparaturen – sowie seine gesamte, reichhaltige Bibliothek dem Verein zur Verfügung stellte. Aber auch die Optischen Werke C. Reichert bekundeten ihr Interesse an der Tätigkeit der Gesellschaft durch die Übereignung eines großen Mikroskops. Die Arbeiten in der *Mikrographischen Gesellschaft* erlitten durch die beiden Weltkriege erhebliche Störungen, doch bemühten sich die in Wien zurückgebliebenen Mitglieder mit Erfolg, den Betrieb soweit wie möglich aufrecht zu erhalten.

Da es durch den Namen *Mikrographische Gesellschaft Wien* in den letzten Jahren immer häufiger zu Verwechslungen mit diversen Firmen kam (Microchip-Hersteller, Erzeuger von Kleindrucken für das graphische Gewerbe und so weiter) wurde 1999 der Name der Gesellschaft in *Mikroskopische Gesellschaft Wien* umgeändert. Heute hat die *Mikroskopische*

Gesellschaft Wien eine ansehnliche Anzahl von Mitgliedern. Sie setzen sich aus den verschiedensten Altersgruppen und Berufen – vom Schüler bis zum Akademiker – zusammen.

Das Arbeitsprogramm bietet für alle Interessensgebiete im Bereich der Mikroskopie etwas. Jeden Dienstag finden im Vereinslokal in Wien 2, Marinelligasse 10a, ab 19 Uhr Zusammenkünfte statt. Vorträge, Vorweisungsabende, Präparierabende, Filme, Gewässeruntersuchungen und Exkursionen wechseln einander ab. Als weitere Serviceleistung für unsere Mitglieder dient das seit 50 Jahren erscheinende *Mitteilungsblatt der Mikroskopischen Gesellschaft Wien*. Durch die Beschreibung von über 2900 Büchern, Hunderte Abhandlungen und Artikel, viele fachliche Diskussionen durch Bücher und Zeitschriften ausgelöst, war unser Mitteilungsblatt immer aktuell.

Seit 2000 ist auch unsere Gesellschaft im Internet erreichbar: Homepage:

members.chello.at/mikroskopische.ges.wien;
e-mail Adresse: mikroskopische.ges.wien@chello.at
Kontaktadressen: OStR Prof Erich Steiner, A-1120 Wien, Aßmayergasse 11/6, Tel./Fax: 01/813 84 46 und Peter Pavlicek, A-1150, Zollernspargasse 8/2/11, Tel./Fax: 01/952 87 74,
e-mail: peter.pavlicek@chello.at

Präsident: OStR Prof Erich Steiner, Vizepräsident: Peter Pavlicek

90 Jahre hindurch hat sich die *Mikroskopische Gesellschaft Wien* mit Erfolg bemüht, ihr Ziel – die Verbreitung naturwissenschaftlicher Kenntnisse über die Welt des kleinsten Raumes mit Hilfe des Mikroskops – zu erreichen. Sie ist so ein Glied in der Kette der Bestrebungen zur Verbreitung von Volksbildung geworden. Der Vorstand und die Mitglieder der Gesellschaft werden alles daran setzen, dass dieses Ziel auch weiterhin mit größtem Bemühen verfolgt wird.

Literaturhinweise

Archiv der Mikroskopischen Gesellschaft Wien:
Mitteilungsblätter der Mikrographischen Gesellschaft Wien aus den Jahren 1960, 1970, 1973, 1975, 1976, 1984, 1985.

Schmid, J. A.: 50 Jahre Mikrographische Gesellschaft Wien. *Mikrokosmos* 49, 328–330 (1960).

Steiner, E.: 75 Jahre Mikrographische Gesellschaft – 35 Jahre Mitteilungsblatt. *Mikrokosmos* 74, 326 (1985).

Verfasser: OStR Prof. Erich Steiner, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Aßmayergasse 11/6, A-1120 Wien

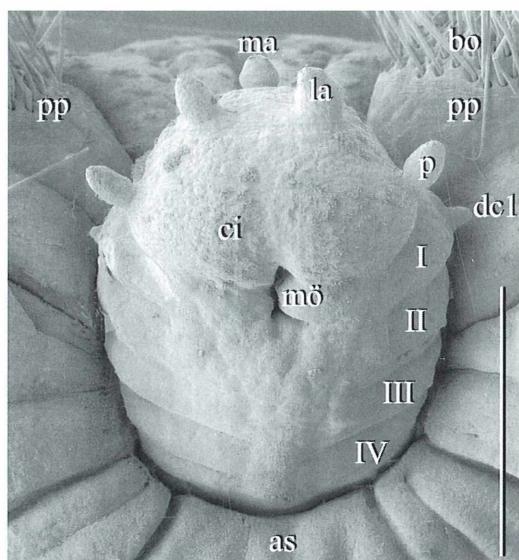
Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern)

3. Teil: Regeneration des Nervensystems am Beispiel von *Eurythoë complanata*

Monika C. Müller und Andreas Berenzen

Regeneration ist die Fähigkeit eines voll entwickelten Organismus, verlorengegangene Teile durch Wachstum oder Umordnung von somatischem Gewebe zu ersetzen (Wolpert et al., 1999). Dabei kann sich die Wiederherstellung auf die Neusynthese verbrauchter Moleküle oder den Ersatz verbrauchter Zellen beschränken (physiologische Regeneration). Einige Organismen sind jedoch in der Lage, ganze Körperteile zu erneuern (reparative Regeneration). Zu dieser Leistung fähige Tiere nutzen ihr hohes Regenerationspotential nicht nur zur Reparatur, sondern auch zur ungeschlechtlichen Vermehrung, einige Anneliden z. B. durch Stolonisation (Müller und Kreischer, 2001) oder Fragmentation und anschließender Regeneration (Müller und Meyran, 2001). – Wie aber wird ein derart komplexes Gefüge wie das Nervensystem wiederhergestellt?

Experimentell erzeugte oder durch Autotomie (Selbstzerlegung) entstandene Fragmente des Feuerwurms *Eurythoë complanata* (Borstenwurm aus der Polychaeten-Familie Amphinomidae) regenerieren innerhalb von 40 Tagen zu einem vollständigen Organismus (Müller und Meyran, 2001). An der Vorderkante des Fragmentes entsteht dabei ein neues Vorderende mit fünf bis acht (meistens sechs) neuen Segmenten und einem mit allen Sinnesorganen ausgestatteten Kopf (Abb. 1).



Organisation des Anneliden Nervensystems

Die kleinste Baueinheit des Nervensystems ist die Nervenzelle (Neuron), die entsprechend ihrer Grundfunktionen – Informationsaufnahme, -verarbeitung und -weiterleitung – einen ganz speziellen Aufbau besitzt (Abb. 2B). Vom Zellkörper (Perikaryon), der auch den Zellkern (Nukleus) enthält, führen feine Fortsätze in die Umgebung. Dabei werden über die meist reich verzweigten Dendriten die Signale aufgenommen und über die langen Axone an andere Zellen weitergeleitet. Im Extremfall kann ein Neuron über 10 m Länge erreichen (einige Nervenzellen der Wale) und mit 10.000 bis 100.000 anderen Zellen in Kontakt stehen (Wehner und Gehring, 1990). Das auf der Bauchseite gelegene Nervensystem der Gliedertiere (Articulata)

Abb. 1: Rasterelektronenmikroskopische (REM) Aufnahme eines etwa zehn Tage alten Regenerationsstadiums von *Eurythoë complanata*; Ventralansicht. Das Vorderende regeneriert zentral und wird vom „alten“ Segment gleichmäßig umgeben. Altsegment (as), laterale (la) und mediane (ma) Antenne, Borsten (bo), Ciliens (ci), Dorsalcirrus des ersten neuen Parapodiums (dc1), Mundöffnung (mö), Palpus (p), Parapodien des Altsegmentes (pp), regenerierte Segmente (I–IV). Maßstrich 200 µm.

lata), zu denen auch die Polychaeten gehören, ist in Form einer Strickleiter (Abb. 2A) aufgebaut: Die Zellkörper der Nervenzellen liegen dicht in Gruppen, den sogenannten Ganglien zusammen. In jedem Segment sind zwei Ganglien vorhanden, die innerhalb eines Segments durch quer verlaufende Nerven (Kommissuren) miteinander verbunden sind. Die Ganglien aufeinanderfolgender Segmente sind durch längs verlaufende Nerven (Konnektive) verbunden. Die Kommissuren und Konnektive werden von den Dendriten und Axonen der Nervenzellen gebildet. Sind nur die beiden Bauchmarkkonnektive vorhanden, spricht man auch von einem zweisträngigen (dineuralen) Nervensystem (Abb. 2C, linke Seite). Bei einigen Organismen verlaufen zusätzliche Längsnerven in den Körperseiten, so dass ein viersträngiges (tetraneurales) Nervensystem entsteht (Abb. 2C, rechte Seite und Abb. 2D). In einigen Organismen verbinden diese seitlichen Längsnerven eine Reihe kleinerer Ganglien miteinander, die sich in den seitlichen Extremitäten (Parapodien; deshalb auch Parapodialganglien) befinden (Abb. 2D und E). Seitennerven verbinden die Parapodialganglien mit dem ventralen Bauchmark.

Zum Vorderende hin gehen die Längsnervenstränge des Bauchmarks in Konnektive über, die beiderseits in einem Bogen (Circus = Ring) die Mundöffnung (Oesophagus) umziehen (Circumoesophagealkonnektive = Schlundkonnektive, cc). Zudem verbinden diese Konnektive das bauchseitige (ventrale) Strickleiternervensystem mit dem rückseitigen (dorsalen) Gehirn (Abb. 2D). Auf dem Weg zum Gehirn spaltet sich jedes Schlundkonnektiv in zwei Äste

auf, die bezüglich ihrer Lage als dorsale beziehungsweise ventrale Wurzel bezeichnet werden. Innerhalb des Gehirns gabelt sich jede dieser Wurzeln, und die so entstandenen Nerven ver-

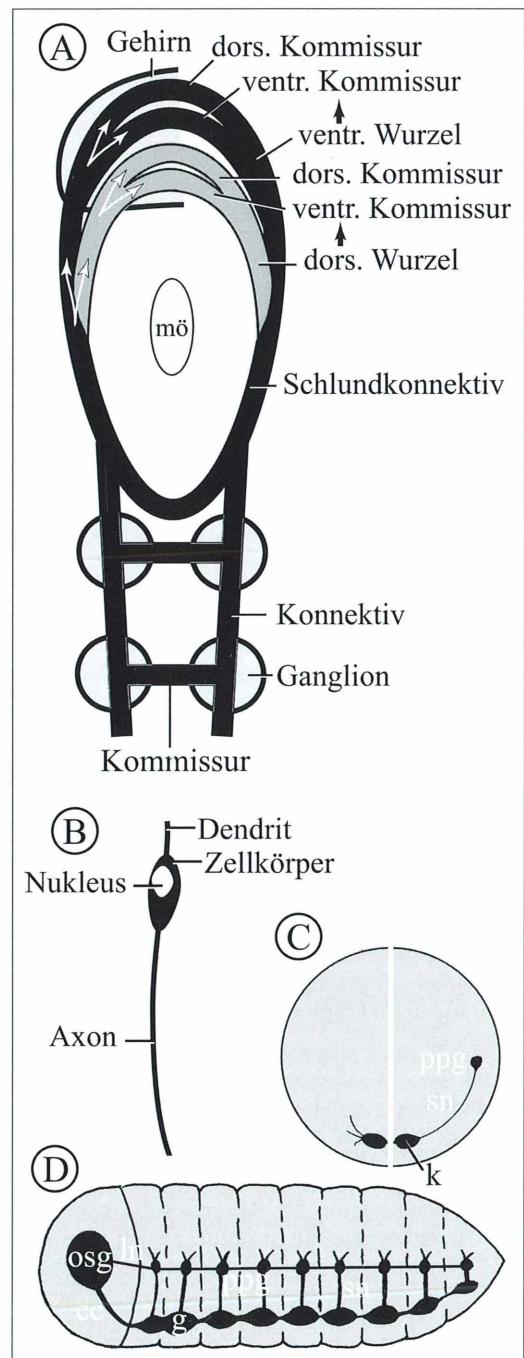


Abb. 2: Schematische Darstellungen neuronaler Strukturen. A: Grundbauplan des Anneliden-Nervensystems. Zentrales Nervensystem mit den beiden Untereinheiten Gehirn und ventraler Strickleiter, verbunden durch die Schlundkonnektive. B: Nervenzelle. C: Körperquerschnitt eines Anneliden. Links: dineurales; rechts: tetraneurales Nervensystem. D: Seitenansicht eines tetraneuralsen Borstenwurms. Ganglion (g), Konnektiv (k), Lateralnerv (ln), Mundöffnung (mö), Gehirn (= Oberschlundganglion) (osg), Parapodialganglion (ppg), Schlundkonnektiv (cc), Seitennerv (sn). (C und D verändert nach Reisinger, 1972).

binden sich mit den entsprechenden Nerven der anderen Seite zu Kommissuren (wiederum bezüglich der Lage dorsale bzw. ventrale Kommissur genannt). Dieser Aufbau – dorsale und ventrale Wurzel mit je zwei Kommissuren im Gehirn (Abb. 2A) – wird als Grundbauplan des Polychaeten-Gehirns betrachtet (Orrrage, 1995; Westheide und Rieger, 1996). Der Aufbau und auch die Regeneration des Nervensystems kann mit Hilfe immunzytochemischer Methoden (Hausmann und Hauck, 1989) untersucht werden.

Signalübertragung

Die Signalweiterleitung der Nervenzellen erfolgt entweder elektrisch oder chemisch. Bei der chemischen Übermittlung wird die Distanz zwischen zwei Zellen durch einen Überträgerstoff (Neurotransmitter) überwunden. Zur Sichtbarmachung des Nervensystems von *Eurythoe complanata* wurde unter anderen der Neurotransmitter FMRFamid mit fluoreszierenden Antikörpern markiert und am konfokalen Laserscanningmikroskop analysiert (Hausmann, 1994; Müller, 2000). Bei diesem Transmitter handelt es sich um ein aus vier Aminosäuren – Phenylalanin (F), Methionin (M), Arginin (R), Phenylalanin (F) – bestehendes Peptid. Da nicht alle Nervenzellen FMRFamid als Überträgerstoff benutzen, wird nur ein Teil des Nervensystems markiert. In *Eurythoe complanata* ist dieses Tetrapeptid jedoch so weit verbreitet, dass alle wesentlichen Bestandteile des Nervensystems dargestellt werden können.

Regeneration des Feuerwurm-Nervensystems

Die Regeneration des Nervensystems wird an experimentell erzeugten oder durch Autotomie entstandenen Fragmenten von *E. complanata* untersucht.

1.–9. Tag

Nachdem die Wundheilung abgeschlossen ist, deutet am zweiten Tag nach der Fragmentation die Bildung eines Regenerationskegels äußerlich auf den Beginn des Regenerationsprozesses hin. Bereits in diesem Stadium ziehen vom „alten“ Bauchmark des Fragmentes FMRFamid-haltige Nervenfasern auf der gesamten Bauchseite dicht unterhalb der sich neu bildenden Epidermis in das Regenerat hinein. Am dritten

Regenerationstag weichen mit Ausbildung der Mundöffnung die ventralen Nervenfasern an dieser Stelle auseinander und bilden so links und rechts je einen Nervenstrang, die späteren Schlundkonnektive. Auf jeder Seite sind schon zu diesem frühen Zeitpunkt die dorsale und die ventrale Wurzel der Konnektive erkennbar (Abb. 3A und 4A). Die weiter nach vorn und zur Rückenseite reichenden Konnektive verbinden sich im vordersten Teil des Regenerates zu einer Kommissur, die bereits die erste Anlage des neuen Gehirns darstellt. Am achten Regenerationstag hat die Zahl der FMRFamid-haltigen Fasern im Regenerat deutlich zugenommen (Abb. 3B und 4B). Die Schlundkonnektive sind in einen hinteren, ungeteilten und einen vorderen, geteilten Abschnitt gegliedert. Als neue Struktur des Nervensystems sind nun die seitlichen (lateralen) Längsnerven erkennbar. *Eurythoe complanata* besitzt folglich ein tetraneurales Nervensystem. Verdichtungen der Fasermasse entlang der Lateralnerven deuten Ganglien an (Abb. 4B, pg1, 2 = Parapodialganglion), die später in den entsprechenden Extremitäten liegen werden.

10.–18. Tag

FMRFamid-haltige Nervenzellen sind erst am zehnten Tag nachzuweisen (Abb. 4C). Dabei lassen sich aufgrund der Form zwei Typen unterscheiden: a) Sinneszellen (Abb. 3F, 4D, E). Diese relativ großen und flaschenförmigen Zellen liegen nahe dem Vorderrand des Regenerates und an den Basen der sich entwickelnden Palpen. Wie der Name schon ausdrückt, nehmen sie durch den relativ kurzen Dendriten Reize auf, die sie an das Nervensystem weiterleiten. b) Unipolare Zellen. Diese Neurone besitzen keinen Dendriten, sondern nur Axone und sind in diesem Regenerationsstadium nur in den Parapodialganglien zu finden. Bemerkenswert ist, dass weder in diesem noch in späteren Stadien FMRFamiderge Zellen im Bauchmark markiert wurden. Das gesamte Nervensystem ist in diesem Stadium weiter differenziert. Im Gehirn sind Fasern zu Kommissuren und Konnektiven gebündelt und die Lateralnerven sind mit dem Bauchmark durch einfache Seitennerven verbunden (Abb. 3D, schwarze Pfeile).

In dreizehn Tage alten Stadien wird deutlich, dass sich das Nervensystem in einem von vorn nach hinten verlaufenden Gradienten entwickelt (Abb. 4D). Die in den Parapodial-

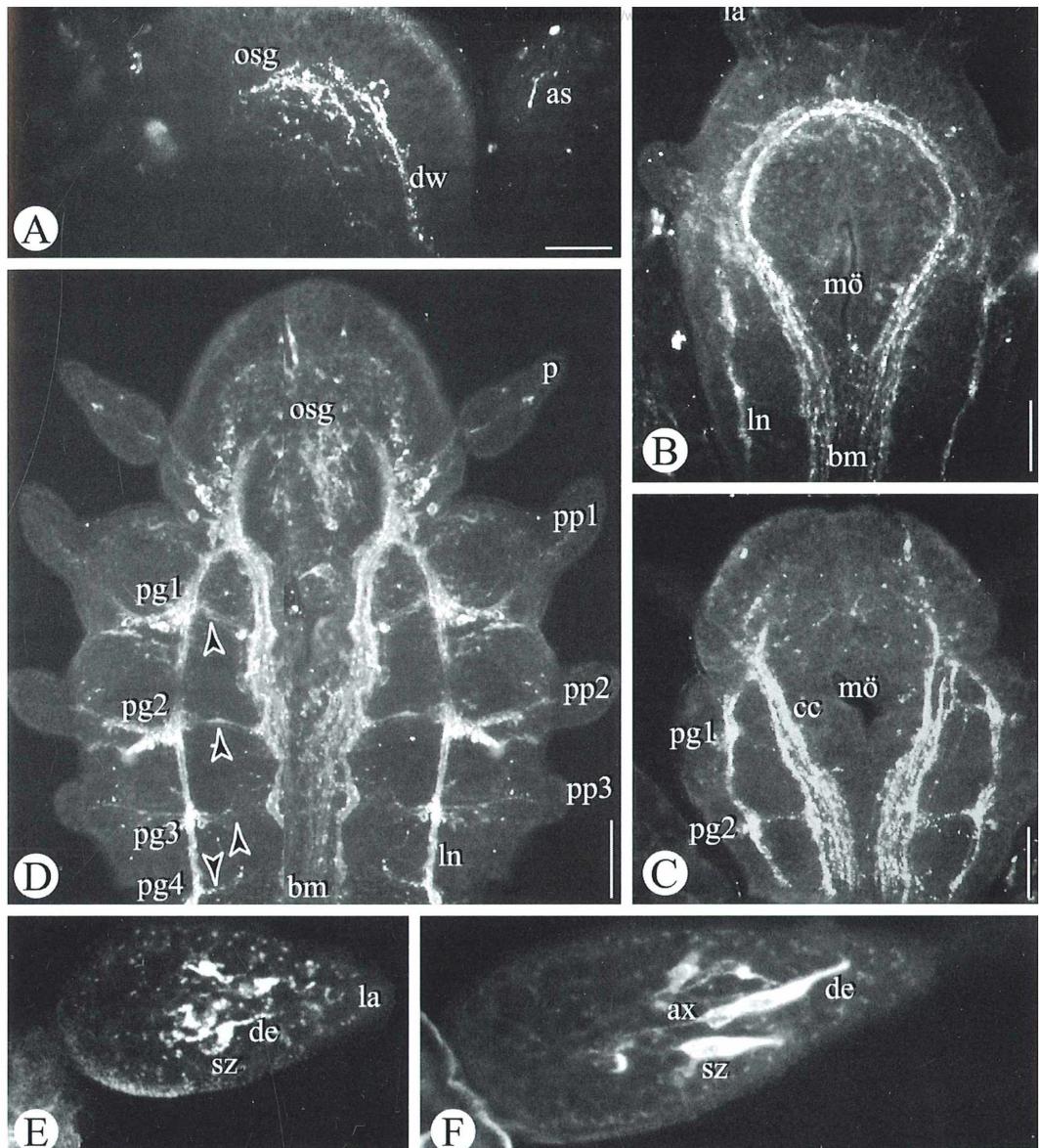


Abb. 3: FMRFamidierge Markierungsmuster des Nervensystems verschieden alter Regenerate von *Eurythoe complanata*. A: In einem drei Tage alten Regenerat (re) haben sich die aus dem „alten“ Bauchmark auswachsenden Nerven bereits zum Gehirn (osg) verbunden. B: Nach acht Tagen ist ein te traneurales Nervensystem mit zwei Konnektiven im Bauchmark (bm) und zwei lateralen Nerven (ln) differenziert. Die Schlundkonnektive sind hinten verschmolzen und vorn in die beiden Wurzeln gespalten (grauer Pfeil, siehe Abb. 4B). C: Obwohl das Regenerat äußerlich noch nicht gegliedert ist, lassen sich anhand von Faserkonzentrationen im Lateralnerv nach zehn Tagen bereits die ersten beiden Parapodialganglien (pp1, pp2) erkennen. D: In jedem der vier neu entstandenen Segmente ziehen Seiten nervern (Pfeilköpfe) vom Bauchmark in die entsprechenden Parapodialganglien (ppg1-ppg4). Von hier aus reichen zwei Nerven in jedes Parapodium (pp1-pp3). Seitennerven (Pfeilköpfe) verbinden die Parapodialganglien mit dem Bauchmark. E: In den auswachsenden Lateralantennen (la) sind nach acht Tagen nur vier Sinneszellen (sz) erkennbar. F: Ab dem vierzehnten Regenerationstag sind zwei extrem große Neurone mit proximalen Dendriten (de) und distalen Axonen (ax) sichtbar. Altsegment (as), dorsale Wurzel (dw), Mundöffnung (mö), Palpus (p). Maßstriche: A, E, F 25 µm; B C, D 50 µm.

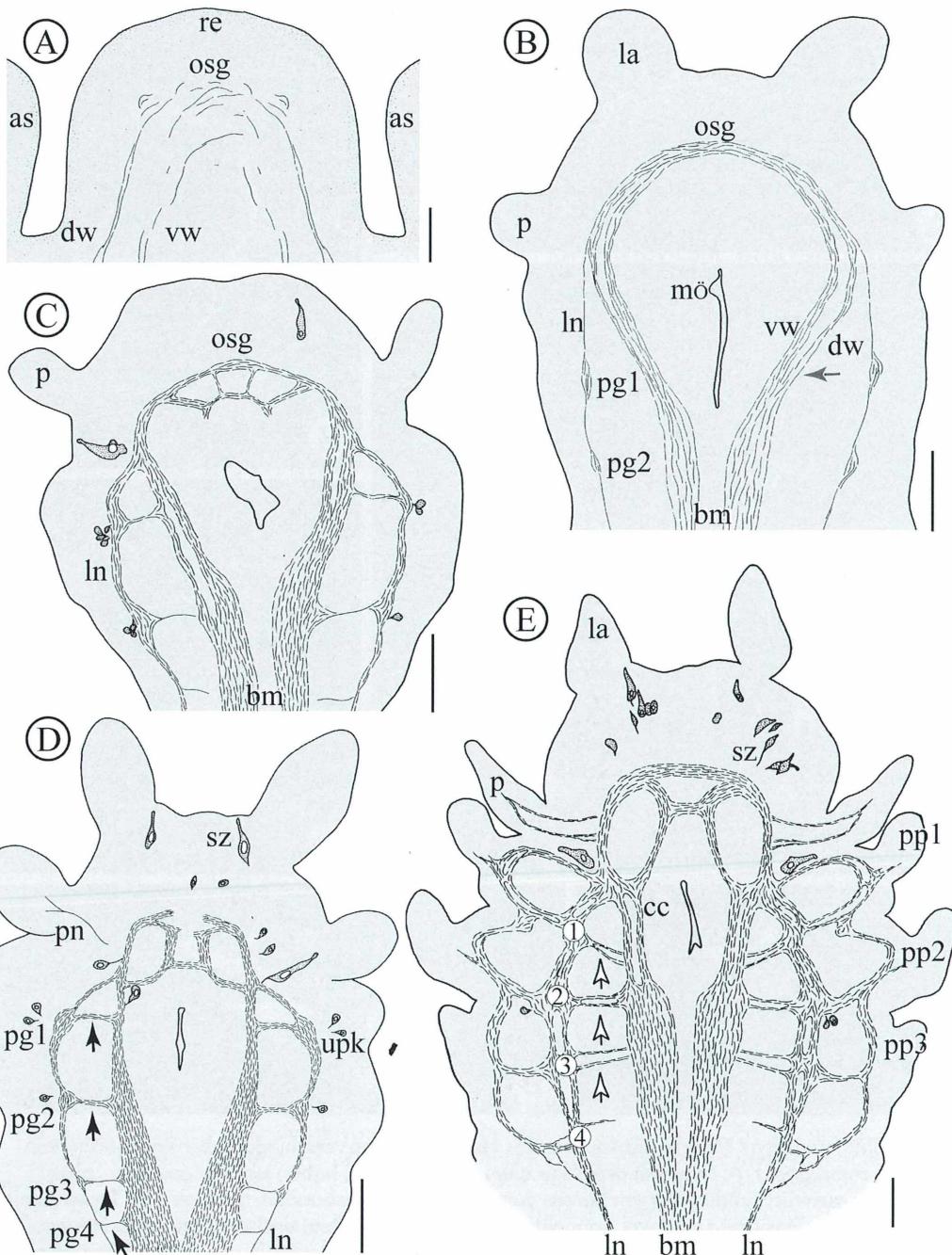


Abb. 4: Schematische Darstellung der Nervensystemregeneration (FMRFamiderge Anteile) von *Eurythoe complanata*. A: Nach drei; B: nach acht; C: nach zehn; D: nach dreizehn und E: nach achtzehn Tagen Regeneration. Altsegment (as), laterale Antenne (la), Bauchmark (bm), Mundöffnung (mö), lateraler Nerv (ln), Oberschlundganglion (Gehirn, osg), Palpus (p), Palpusnerv (pn), Parapodien (pp1-pp3), Parapodialganglien (pg1-pg4, Zahlen 1-4), unipolare Perikaryen (upk), Regenerat (re), dorsale (dw) und ventrale (vw) Wurzel der Schlundkonnektive (cc), singuläre (schwarze Pfeile) und paare (weiße Pfeile) Seitennerven; Sinneszellen (sz). Maßstriche: A 25 µm; B-E 50 µm.

ganglien konzentrierte Fasermasse nimmt vom ersten bis zum vierten Segment ab; das vierte Ganglion ist nur aufgrund des Seitennervs zu erkennen. Zudem besitzen die vorderen Ganglien, im Gegensatz zu den hinteren, schon Perikaryen. Von den Parapodialganglien aus wachsen Nerven in die sich ausbildenden Extremitäten (Abb. 3D, sechzehnter Tag).

Nach achtzehn Tagen bilden die innervierenden Nerven einen weiteren Längsnervenstrang aus und die Seitennerven sind inzwischen paarig angelegt (Abb. 4E, weiße Pfeile). Vermutet wird, dass ein Nervenstrang vor allem motorische Nerven, das heißt zu den Muskeln führende Fasern enthält, während der andere durch Sinneszellen aufgenommene Reize an das zentrale Nervensystem weiterleitet. Die inzwischen im Gehirn differenzierten Strukturen lassen sich nicht ohne weiteres mit dem Grundmuster des Polychaeten-Nervensystems (Abb. 2) in Übereinstimmung bringen, da die Masse kompakt ist und filigrane Strukturen überstrahlt werden.

Innervation der Kopfanhänge

Die Innervation der Kopfanhänge soll am Beispiel der lateralen Antennen verdeutlicht werden. An der Stelle, an der die Schlundkonnektive in das Gehirn übergehen, spalten sich einzelne Axone ab und ziehen als unpaarer Nerv zur Antennenanlage (Abb. 5A). An der Basis der Antennenknospe teilen sich die Fasern in zwei Bündel auf, die jeweils bis in die Antennenspitze hineinziehen. Am achten Regenerationstag entstehen die ersten Neurone in den Antennen. Diese zunächst noch undifferenzierten Zellen entwickeln sich bis zum dreizehnten Tag zu spindelförmigen, bipolaren Sinneszellen. Am vierzehnten Tag sind bereits vier dieser Neurone vorhanden, wobei die näher zum Körper liegenden Zellen weiter entwickelt sind als die entfernter liegenden (Abb. 5B). Am sechzehnten Regenerationstag hat sich die Zellzahl vergrößert. Besonders auffällig sind zwei Sinneszellen mit am Ende leicht verdicktem Dendriten (Abb. 5C).

Schlussfolgerungen zur Nervensystem-Regeneration

Aus den beschriebenen Abläufen kann gefolgert werden, dass die Nervensystem-Regeneration in *Eurythoe complanata* in zwei Schritten

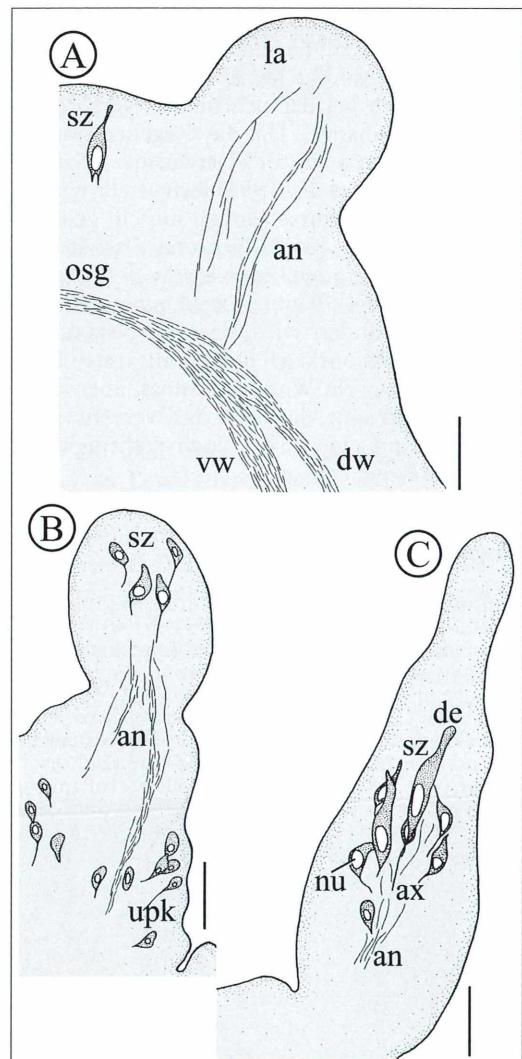


Abb. 5: Schematische Darstellung der Regeneration der Antennennerve (FMR Famiderge Anteile) von *Eurythoe complanata*. A: Nach acht; B: nach vierzehn und C: nach sechzehn Tagen Regeneration. Laterale Antenne (la), Antennennerv (an), Axon (ax), Dendrit (dn), Gehirn (Oberschlundganglion, osg), Nukleus (nu), unipolare Perikaryen (upk), dorsale (dw) und ventrale (vw) Schlundkonnektivwurzel, Sinneszelle (sz). Maßstriche 25 µm.

erfolgt: 1. Die erste neuronale Versorgung des Regenerates erfolgt durch Axone, die vom „alten“ Bauchmark auswachsen. Diese formen auch die ersten Strukturen des neuen Gehirns.

2. Erst später werden im Regenerat neue Neurone differenziert, die die Innervierung übernehmen. Die Abfolge der Innervierung wiederholt sich auch bei der neuronalen Versorgung der Körperanhänge. Da die Regeneration in ähnlicher Form auch für Plattwürmer (Plathelminthes; Reuter et al., 1996) festgestellt wurde, handelt es sich wahrscheinlich um ein generelles Prinzip. Das „alte“ Bauchmark ist jedoch nicht nur für die erste Innervierung des Regenerates bedeutend. Wenn durch experimentelle Eingriffe verhindert wird, dass die Nerven mit dem Regenerationskegel in Kontakt treten können, findet nur ein Wundverschluss, aber keine Regeneration statt, das heißt das Nervensystem veranlasst auf eine bisher noch nicht geklärte Weise die Regeneration.

Literaturhinweise

- Hausmann, K.: Konfokale Laser Scan Mikroskopie. *Mikrokosmos* 83, 255–259 (1994).
- Hausmann, K., Hauck, A.: Immuncytochemie: Die Renaissance des Lichtmikroskops in der zellbiologischen Forschung. *Mikrokosmos* 78, 1–7 (1989).
- Müller, M. C.: Das leuchtet ein! – Vergleich zwischen konventioneller und konfokaler Fluoreszenzmikroskopie. *Mikrokosmos* 90, 277–282 (2001).
- Müller, M. C., Kreischer, S.: Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern). Teil I: Stolonisation am Beispiel von *Autolytus prolifer*. *Mikrokosmos* 90, 11–17 (2001).

Müller, M. C., Meyran, K.: Asexuelle Fortpflanzung bei Anneliden (Ringelwürmern). Teil II: Fragmentation und Regeneration am Beispiel von *Eurythoe complanata*. *Mikrokosmos* 90, 89–95 (2001).

Orrhage, L.: On the innervation and homologues of the anterior end appendages of the Eunicea (Polychaeta), with a tentative outline of the fundamental constitution of the cephalic nervous system of the polychaetes. *Acta Zoologica* (Stockholm) 77, 137–151 (1995).

Reisinger, E.: Zur Evolution des Orthogons der Spiraller und das Archicölonatenproblem. *Zeitschrift für Systematik und Evolutionsforschung* 14, 1–43 (1972).

Reuter, M., Sheiman, I. M., Gustaffson, M. K. S., Halton, D. W., Maule, A. G., Shaw, C.: Development of the nervous system of *Dugesia tigrina* during regeneration after fission and decapitation. *Invertebrate Reproduction and Development* 29, 199–211.

Wehner, R., Gehring, W.: *Zoologie*. Thieme Verlag, Stuttgart 1990.

Westheide W., Rieger, R.: Spezielle Zoologie. Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere. Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

Wolpert, L., Beddington, R., Brockes, J., Jessell, T., Lawrence, P., Meyerowitz, E.: *Entwicklungsbiologie*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 1999.

Verfasser: Dr. Monika C. Müller, Spezielle Zoologie, Fachbereich Biologie/Chemie, Universität Osnabrück, D-49069 Osnabrück,
e-mail: MCMueller@biologie.uni-osnabrueck.de, und Andreas Berenzen, Düner Weg 2, D-49733 Haren

Nachricht

Meeresbiologische Exkursionen und Tauchkurse auf der Insel Elba/Italien 2002

Das Institut für Meereswissenschaften HYDRA bietet im Jahr 2002 wieder eine Reihe mariner Exkursionspraktika auf der italienischen Insel Elba an. Auch reine Tauchkurse werden durchgeführt. Das Programm für 2002 sieht wie folgt aus:

- | | |
|---------------|---|
| 21.03.–31.03. | Invertebraten des Mittelmeeres |
| 01.04.–11.04. | Ökosystem Mittelmeer |
| 29.07.–08.08. | Ökosystem Mittelmeer |
| 09.08.–19.08. | Marine Lebensräume |
| 20.08.–30.08. | Ökosystem Mittelmeer |
| 01.09.–11.09. | Invertebraten des Mittelmeeres |
| 11.09.–21.09. | Marine Lebensräume |
| 01.10.–11.10. | Methoden der Unterwasserforschung (nur Taucher/innen) |

Kosten: 450,- € (Sommerkurse im Juli/August 480,- €), bei Teilnahme als Tauchschüler jeweils zuzüglich 15,- € Prüfungsgebühr. Leistungen: Kursgebühren, 10 Übernachtungen sowie Tauchkurs beziehungsweise acht Tauchgänge, komplette Leihaurüstung.

Tauchkurs VDTL Bronze ohne Biokurs (parallel zu den Exkursionsterminen). Kosten: 390,- € (Sommerkurse im Juli/August 420,- €) inklusive Prüfungsgebühren. Leistungen: 10 Übernachtungen, Tauchkurs inklusive kompletter Leihaurüstung.

Anmeldung und Infos: HYDRA, Institut für Meereswissenschaften, Sekretariat, Bothmerstr. 21, D-80634 München, Tel.: 07 00/70 09 27 00, Fax: 089/92 18 50 37, e-mail: ifm@hydra-institute.com, Internet: www.hydra-institute.com

Die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine – 2. Teil

Jürgen Schrodt

Im ersten Teil dieses Beitrages wurden die gerätetechnischen Voraussetzungen für die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen und das Sägen von Gesteinsproben beschrieben. Die Schleifarbeiten, das Eindecken und die endgültige Fertigstellung der Dünnschliffe werden in diesem zweiten Teil behandelt.

Abbildung 1 zeigt den Arbeitsplatz beim Schleifen, Abbildung 2 die Vorrichtungen für das Kleben und Messen. Für die Schleifarbeiten muss die Lapid-E folgendermaßen eingerichtet werden.

Arbeitsschritte zum Einrichten der Schleifmaschine

- Aluminiumtragscheibe mit Innengewinde vom Wandhalter nehmen und nach rechts dre-

hend auf das rechte Wellenende (Rechtsgewinde) der Lapid-E schrauben.

- Diamant-Schleifscheibe vom Wandhalter nehmen und mittig auf die Tragscheibe legen.
- Kunststoff-Distanzring, gestuftes Zentrierstück mit Innenbohrung und Schlitzschraube aus dem Koffer nehmen, durch die Schleif- und Tragscheibe stecken, die Schlitzschraube mit Schraubendreher (8 mm Kante) rechtsdrehend in dem inneren Rechtsgewinde des Wellenendes festschrauben und damit die Schleifscheibe zentrieren und fest einspannen.

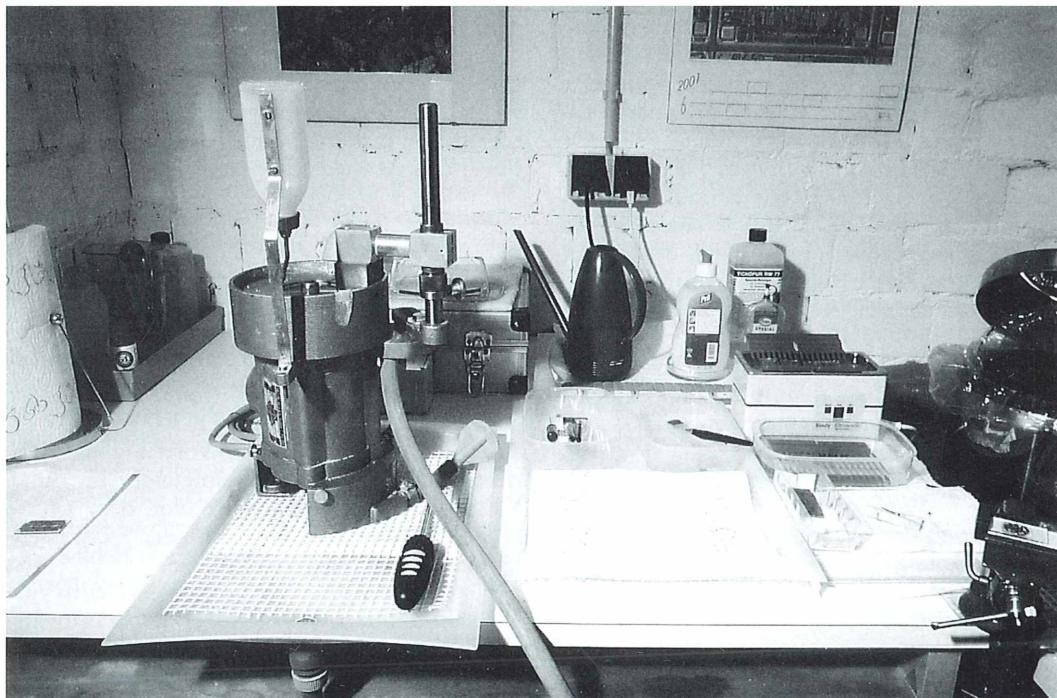


Abb. 1: Arbeitsplatz für das Schleifen.

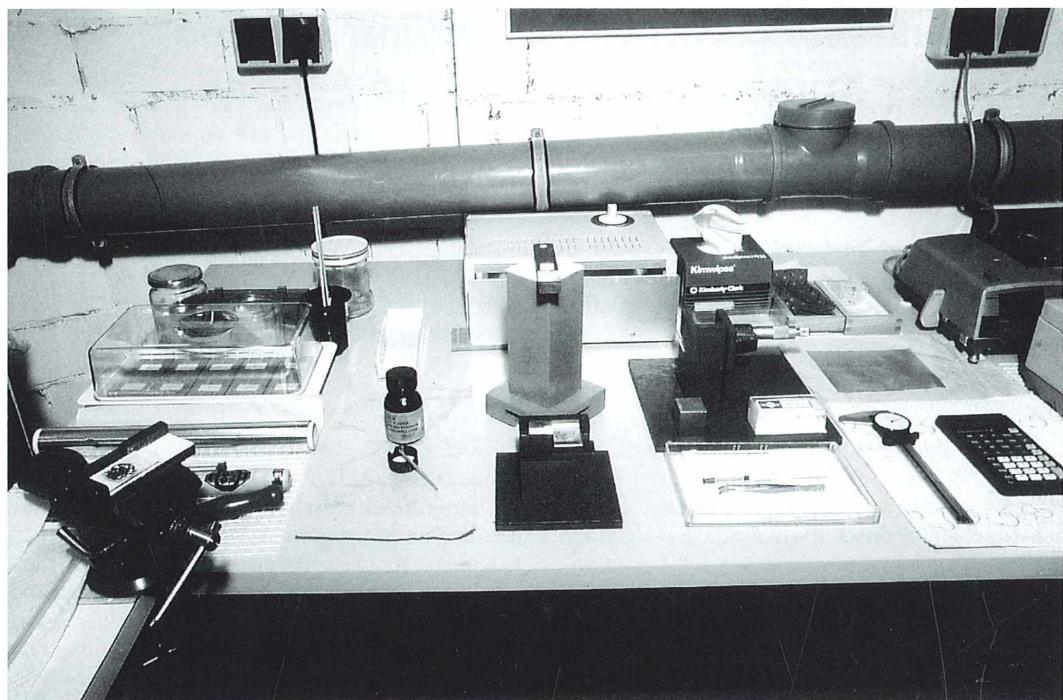


Abb. 2: Arbeitsplatz für das Kleben und Messen.

- Wassertropf von Ablage nehmen und mit einer Schlitzschraube mittels Schraubendreher (5 mm Kante) rechtsdrehend an der Lapida-E lose anschrauben, Tropfverschluss am inneren Belagrahmen der Schleifscheibe orientieren und dann den Wassertropf festschrauben.
- Dünnschliff-Spezialkopf aus dem Koffer nehmen, mit Unterlegscheibe und Schlüsselschraube an der Lapida-E lose anschrauben, Dünnschliff-Spezialkopf am Belag der Schleifscheibe orientieren und dann mit 17 mm Schraubenschlüssel rechtsdrehend festschrauben.
- 1,10 m langen Gartenschlauch (\varnothing 13 mm) für den Kühlwasserablauf an die Lapida-E anschließen und in den unter dem Tisch stehenden 10 l Eimer führen.

Anwendung des Wassertropfes beim Schleifen

Wassertropfflasche mit Hilfe der 1 l Wasserkanne mit Leitungswasser fast voll füllen und dann einen kleinen Schuss Pril-Balsam zusetzen. Ausreichend Kühlwasser durch Öffnen des Tropfflaschenventils beim Schleifen auf die Dia-

mant-Schleifscheibe tropfen lassen. Kurz vor dem Leerlaufen der Wassertropfflasche ausreichend neues Wasser mit Pril-Zusatz nachfüllen. Das beim Schleifen nicht verbrauchte Kühlwasser läuft über den angeschlossenen Gartenschlauch in den unter dem Tisch stehenden 10 l Eimer ab und wird dort gesammelt.

Anwendung des Ultraschallreinigungsgerätes

Ultraschallreinigungsgerät Eltronic Ultricleaner Sindy mit Hilfe der 1 l Wasserkanne mit Leitungswasser füllen und dann ein Schnapsglas (0,02 l) Spezialreiniger TICKOPUR RW 77 zusetzen. Wasserschale zur Vorreinigung links neben dem Ultraschallreinigungsgerät und Wasserschale zum Abspülen vor dem Ultraschallreinigungsgerät mit Hilfe der 1 l Wasserkanne mit Leitungswasser füllen.

- Für die Reinigung von Gesteinsplättchen vier Kunststoffkämme ($6,5 \times 11$ cm) schräg ineinander gesteckt in die Stahlwanne stellen. Bis zu zehn Stück vorgereinigte Steinplättchen mit einer Holzklammer auf die schräggestellten Kämme legen. Die Anwendung der Kämme hat

den Vorteil, dass die Gesteinsplättchen nicht mit der Stahlwanne in Berührung kommen, allseitig gereinigt werden und nach dem Ende des Reinigungsvorganges mit den Kämmen in einem Zug in die vor dem Ultraschallreinigungsgerät stehende Wasserschale zum Abspülen gelegt werden können.

- Für die Reinigung von Objekträgern, Objekträgern mit Gesteinsplättchen und fertigen Dünnenschliffen zwei Kunststoffkämme auf den Wannenboden legen, zwei Kunststoffkämme schräg in die Stahlwanne stellen und dann die Objekträger mit einer Holzklammer senkrecht zwischen die Kammzinken einlegen. Die Anwendung der Kämme hat den Vorteil, dass die Objekträger nicht mit der Stahlwanne in Berührung kommen und zehn Objekträger gleichzeitig gereinigt werden können. Nach dem Ende des Reinigungsvorganges die Teile mit einer Holzklammer entnehmen und in die Wasserschale zum Abspülen legen.

- Alle Teile mit einer Beschalldauer von einer Minute reinigen.
- Die Teile nach dem Abspülen in der Wasserschale mit einem Mikrofasertuch und Haartrockner abtrocknen.
- Alle Teile auf die vorgesehenen Ablagen legen.

Vorbereitung der UV-Kleber-Härtebox zum Kleben

Geräteschublade mit Toppits (R) Gourmet-Folie Alu Plus (Abschnittsgröße 13 × 24 cm), mit der weißen Anti-Haft-Schicht nach oben auslegen. Die Anti-Haft-Schicht verhindert ein Ankleben der Dünnenschliffe an der Folie.

Schleifen der Gesteinsplättchen zum Kleben auf die Glasobjekträger

Die Arbeitsschritte sind:

- Gesteinsplättchen von der Ablage nehmen.
- Gewünschte Gesteinsplättchengröße durch Vorschleifen der Kanten mit der Hand herstellen. Schleifscheibe D151, 1000 U/min, Schalterstellung 30.
- Vorgeschliffene Gesteinsplättchen in der Wasserschale mit Pinsel (I) reinigen, danach mit Papierküchentuch abtrocknen.
- Wasserschale entleeren, säubern und wieder mit Wasser füllen.

- Gesteinsplättchen-Kanten mit der Hand feinstschleifen. Schleifscheibe D36, 1000 U/min, Schalterstellung 30.
- Gesteinsplättchen mit Pinsel (III) in der Wasserschale reinigen und danach mit Papierküchentuch abtrocknen.
- Gesteinsplättchenfläche mit der Hand feinstschleifen. Schleifscheibe D36, 600 U/min, Schalterstellung 20.
- Gesteinsplättchen mit Pinsel (III) in der Wasserschale reinigen und danach mit einer Holzklammer auf die Kämme in dem Ultraschallreinigungsgerät legen.
- 10 Gesteinsplättchen mit einer Beschalldauer von einer Minute reinigen.
- 10 Gesteinsplättchen mit den Kämmen in einem Zug in die Wasserschale vor dem Ultraschallreinigungsgerät legen.
- Gesteinsplättchen in der Wasserschale abspülen.
- Gesteinsplättchen aus der Wasserschale entnehmen, mit Mikrofasertuch und Haartrockner abtrocknen.
- Gesteinsplättchen zum Kleben ablegen.

Abschleifen einer Ecke des Glasobjekträgers zur Kennzeichnung beim Kleben und Messen

Es ist zweckmäßig, bei der Einordnung in die Präparatekästen die Gesteinsplättchen immer auf der gleichen Seite des Objekträgers zu haben. Zur Vermeidung von Messfehlern ist außerdem eine Markierung erforderlich, damit bei der Dickenkontrolle zwischen den Schleifvorgängen immer an den gleichen Punkten gemessen wird. Zur Kennzeichnung schleife ich daher eine Ecke des Glasobjekträgers unter einem Winkel von 45° etwas ab. Arbeitsschritte:

- Aufkleben eines Heftpflasters als Polsterung der Andruckstelle für den Objekträger am Maschinenrand, zur Vermeidung von Beschädigungen der Glaskante.
- Objekträgerecke unter einem Winkel von 45° mit der Hand auf der Schleifscheibe D36 mit 1000 U/min, Schalterstellung 30, etwa 2 mm abschleifen.
- Objekträger mit Pinsel (III) in der Wasserschale reinigen, mit Papierküchentuch abtrocknen und ablegen.
- Schleifscheibe D36 von der Lepida-E abnehmen, mit Papierküchentuch abtrocknen und auf den Wandhalter hängen.

Kleben der Gesteinsplättchen auf die Glasobjektträger

Das Kleben der Gesteinsplättchen auf die Glasobjektträger erfolgt mit Loctite UV-Kleber SM 66 auf der Kleebank. Die Objektträger mit aufgeklebten Gesteinsplättchen werden anschließend in die UV-Kleber-Härtebox gelegt und einige Zeit bis zur Aushärtung des Klebers bestrahlt.

Die Arbeitsschritte sind:

- Gereinigte Objektträger von der Ablage nehmen und auf die Objektträgerschablone in der Kleebank legen.
- UV-Kleber mit Holzstäbchen aus Kleberglas entnehmen, mittig auf den Objektträger trüfeln und im freien Schablonenbereich von der Mitte ausgehend nach links und rechts dünn ausrollen.
- Holzstäbchen auf einem Kunststoffschraubverschluss mit Kerbe ablegen.
- Kleberglas verschließen.
- Gereinigte Steinplättchen von einer Kante aus vorsichtig auf den Kleberbereich klappen, durch leichtes Hin- und Herschieben unter sanftem Druck den Klebstoff gleichmäßig verteilen und Luftblasen beseitigen.
- Verteilung des Klebers und Luftblasenfreiheit durch Augenschein kontrollieren. Eventuell noch vorhandene Fehlstellen und Luftblasen durch gezieltes Drücken mit einem Holzstäbchen beseitigen.
- 10 Objektträger mit obenliegenden Gesteinsplättchen in die aufgezogene Schublade der UV-Kleber-Härtebox legen und circa 10 Minuten ruhig liegen lassen, damit der Kleber etwas anzieht. Die Schublade am Ende mit einem Holzfutterstück unterstützen, so dass sie genau waagerecht liegt. Falls Gesteinsplättchen in dieser Zeit etwas verrutscht sind, die Lage korrigieren.
- Futterstück wegziehen, Schublade mit Objektträgern vorsichtig in die Härtebox einschieben, mit dem Knebel der Zeitschaltuhr nach rechts drehend eine Minute Härtezeit einstellen.
- Nach Ablauf der Aushärtzeit – das Gerät schaltet automatisch ab – Schublade aufziehen, Objektträger umdrehen (die Gesteinsplättchen liegen jetzt unten!), Schublade mit Objektträgern vorsichtig in die Härtebox einschieben und dann vier Minuten härteten.
- Schublade aufziehen, Objektträger mit fest aufgeklebten Gesteinsplättchen entnehmen und ablegen.

Entfernen des Kleberüberschusses auf dem Objektträger neben dem Gesteinsplättchen

Durch das Hin- und Herschieben der Gesteinsplättchen unter sanftem Druck verbleibt neben den Gesteinsplättchen meist ein Kleberüberschuss auf dem Objektträger. Der Kleberüberschuss muss entfernt werden, da sonst die Gefahr besteht, dass sich bei den Vorschleifarbeiten gröbere Körner darin ablagern. Diese Körner können dann bei den weiteren Fein- und Feinstschleifarbeiten wandern und die Schliffoberfläche zerkratzen.

Die Arbeitsschritte sind:

- Objektträger von der Ablage nehmen und auf den Objektträgerhalter legen.
- Überschüssigen Kleber neben dem Gesteinsplättchen mit kleiner Säge anrauen, mit Klingenmesser einschneiden und mit Stechbeitel abstoßen.
- Verbliebene Kleberreste mit Benzin und Mikrofasertuch entfernen.
- Objektträger ablegen.

Anwendung des Dünnschliff-Spezialkopfes beim Schleifen

Durch den Einsatz des Dünnschliff-Spezialkopfes sind wesentlich höhere Schleifgeschwindigkeiten als mit der Handhaltung möglich. Dabei ist jedoch zu berücksichtigen, dass in Drehrichtung gesehen in der vorderen Ansatzzone der Abtrag größer ist als an der hinteren Ansatzzone. Wegen der unterschiedlichen Umfangsgeschwindigkeiten ist außerdem der Abtrag am äußeren Rand mit höherer Geschwindigkeit größer als am inneren Rand mit niedrigerer Geschwindigkeit. Die dadurch entstehenden unterschiedlichen Schliffdicken kann man beim Messen mit der Digital-Bügelmessschraube leicht feststellen. Durch Aufteilung des Schleifvorganges in mehrere Abschnitte und wechselseitiges Drehen des Schliffs mit der dickeren Seite zur vorderen Ansatzzone kann man den Schliffdickenunterschied weitgehend ausgleichen.

Die Arbeitsschritte sind:

- Objektträger mit Gesteinsplättchen in Dünnschliff-Spezialkopf einpassen und mit den beiden Klemmschrauben mittels Schraubendreher mit 5 mm Kante einspannen.
- Dünnschliff-Spezialkopf an der Spindel über den Belag der Schleifscheibe schwenken.

- Gewünschte Schleifscheibendrehzahl mit dem Schalter am Steuergerät einstellen.
- Lapida-E einschalten, Gesteinsplättchen durch Schwenkbewegungen des Dünnenschliff-Spezialkopfes mit sanftem Druck und tropfenförmiger Zugabe von Kühlwasser unter Beachtung der Vorbemerkungen auf die gewünschte Dicke herunterschleifen, Lapida-E abschalten.
- Nach Beendigung des Schleifvorganges Klemmschrauben am Dünnenschliff-Spezialkopf mit Schraubendreher lösen, Objekträger mit Gesteinsplättchen entnehmen, in Wasserschale mit Pinsel reinigen, mit Papierküchentuch abtrocknen und ablegen.

Einsatz von Abstandshaltern beim Schleifen mit dem Dünnenschliff-Spezialkopf

Das Schleifen mit dem Dünnenschliff-Spezialkopf kann durch den Einsatz von Abstandshaltern wesentlich vereinfacht und beschleunigt werden. Da die Glasobjekträger sehr unterschiedliche Dicken von zum Beispiel 1,5–1,9 mm aufweisen, ist es zweckmäßig, die Dicke der Objekträger vor der Verwendung mit der Digital-Bügelmessschraube festzustellen und die Objekträger nach annähernd gleichen Dicken mit einer Toleranz von etwa $\pm 20 \mu\text{m}$ zu sortieren. Für die so entstandenen Objekträgergruppen können für das Vorschleifen bis etwa 200 μm , das Feinschleifen von etwa 200–100 μm und für das Feinstschleifen von etwa 100–60 μm Abstandshalter angefertigt werden. Die Herstellung der Abstandshalter kann sehr einfach durch die Auswahl von entsprechend dickeren Objekträgern, oder wenn das nicht reicht, durch Objekträger mit aufgeklebten Rasierklingen erfolgen. Dabei ist die Kleberdicke zu berücksichtigen. Sie beträgt etwa 50–100 μm und sollte mit der Annahme einer mittleren Kleberdicke von 75 μm berücksichtigt werden. Zum Beispiel ergeben sich für Objekträger mit 1,7 mm = 1700 μm Dicke bei der Annahme einer mittleren Kleberdicke von 75 μm folgende Abstandhalterdicken (AH) und Gesteinsplättchendicken (GP):

Für das Vorschleifen:

$$\text{AH} = 2000 \mu\text{m}, \text{GP} = 225 \mu\text{m}$$

Für das Feinschleifen:

$$\text{AH} = 1900 \mu\text{m}, \text{GP} = 125 \mu\text{m}$$

Für das Feinstschleifen:

$$\text{AH} = 1850 \mu\text{m}, \text{GP} = 75 \mu\text{m}$$

Die Abstandshalter bewahrt man zweckmäßig in einer Präparatemappe auf.

Die Arbeitsschritte sind:

- Abstandshalter aus Präparatemappe entnehmen.
- Abstandshalter in Dünnenschliff-Spezialkopf einpassen und mit den Klemmschrauben einspannen.
- Dünnenschliff-Spezialkopf an der Spindel über den Belag der Schleifscheibe schwenken und aufsetzen.
- Höhenlage des Dünnenschliff-Spezialkopfes mit der Rändelschraube an der Spindel fixieren.
- Dünnenschliff-Spezialkopf anheben, Klemmschrauben lösen, Abstandshalter entnehmen.
- Abstandshalter mit Papierküchentuch reinigen und wieder in die Präparatemappe legen.

Schleifprotokoll

Wenn es möglich ist, schleife ich von einer Gesteinsprobe immer 10 Gesteinsplättchen für die Dünnenschliffherstellung mit Führung eines Schleifprotokolls (Abb. 3). Das Schleifprotokoll gibt einen guten Einblick in die Dickenänderungen des Gesteinsplättchens bei den einzelnen Schleifvorgängen und die Schleifleistung bei den verschiedenen Schleifscheiben und Geschwindigkeiten. Aufgrund des Protokolls für den ersten Dünnenschliff kann man den Mitteleinsatz für die weiteren Dünnenschliffe besser abschätzen und Fehlschliffe vermeiden.

Vorschleifen der Gesteinsplättchen bis etwa 200 μm Dicke

Die Arbeitsschritte sind:

- Objekträger mit Gesteinsplättchen von der Ablage nehmen.
- Querschnitt mit der Uhrtaschenschieblehre oder dem Millimeterstrichmaßstab messen und die Werte in das Schleifprotokoll eintragen.
- Dicken mit der Digital-Bügelmessschraube messen und die Werte in das Schleifprotokoll eintragen.
- Schleifscheibe D151 vom Wandhalter nehmen und in der Lapida-E einspannen.
- Abstandshalter aus der Präparatemappe nehmen und in den Dünnenschliff-Spezialkopf einpassen.

Abb. 3: Schleifprotokoll.

- Dünnschliff-Spezialkopf mit dem Abstandshalter für die Gesteinsplättchendicke von etwa 200 µm fixieren.
 - Dünnschliff-Spezialkopf anheben, Klemmschrauben lösen, Abstandshalter entnehmen.
 - Abstandshalter mit Papierküchentuch reinigen und wieder in die Präparatemappe legen.
 - Objektträger mit Gesteinsplättchen in Dünnschliff-Spezialkopf einpassen.
 - Schalter am Steuergerät auf $80 = 2800$ U/min stellen.
 - Lapid-E und Stoppuhr einschalten, Gesteinsplättchen durch Schwenkbewegungen des Dünnschliff-Spezialkopfes mit sanftem Druck und tropfenförmiger Zugabe von Kühlwasser auf etwa 200 µm Dicke herunterschleifen. Der Schliff beginnt zu schwimmen, wenn er die richtige Dicke erreicht hat. Lapid-E und Stoppuhr abschalten. Gestoppte Zeit in das Schleifprotokoll eintragen.
 - Klemmschrauben am Dünnschliff-Spezialkopf lösen, den Objektträger mit Gesteinsplättchen entnehmen, in Wasserschale mit Pinsel (I)

reinigen und mit Papierküchentuch abtrocknen.

- Dicken mit der Digital-Bügelmessschraube messen (5 Punkte-Messung), die Werte in das Schleifprotokoll eintragen und den Schliff ablegen.
 - Die Schleifleistung mit dem Taschenrechner berechnen, Werte in das Schleifprotokoll eintragen.
 - Schleifscheibe D151 von Lapid-E abnehmen und auf den Wandhalter hängen.
 - Wasserschale entleeren, Wasserschale und Pinsel (I) sorgfältig reinigen, Wasserschale wieder mit Wasser füllen.

Feinschleifen der Gesteinsplättchen von etwa 200 µm – 100 µm Dicke

Arbeitsschritte im Prinzip wie bei dem Vorschleifen, jedoch mit folgenden Änderungen:

- Querschnitt mit Uhrtaschenschieblehre messen entfällt.
 - Schleifscheibe D64 statt D151.
 - Abstandshalter für Gesteinsplättchendicke etwa 100 µm statt 200 µm.
 - Reinigung des Objektträgers mit Gesteinsplättchen in der Wasserschale mit Pinsel (II).
 - Zusätzlich zur Dickenmessung mit der Digital-Bügelmessschraube Dicke und Gleichmäßigkeit des Dünnschliffs mit dem Polarisationsmikroskop bei nasser Schliffoberfläche prüfen. Quarz und Feldspäte zeigen bei 100 µm Gesteinsplättchendicke unter dem Polarisationsmikroskop bei gekreuzten Polarisatoren kräftige Interferenzfarben der 2. Ordnung.

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

Arbeitsschritte im Prinzip wie bei dem Vorschleifen, jedoch mit folgenden Änderungen:

- Querschnitt mit Uhrtaschenschieblehre messen entfällt.
 - Schleifscheibe D36 statt D151.
 - Abstandshalter für Gesteinsplättchendicke etwa 60 µm statt 200 µm.
 - Schalter am Steuergerät auf 50 = 1650 U/min bei Hartgestein und 30 = 1000U/min bei Weichgestein stellen.
 - Lepida-E einschalten, Gesteinsplättchen durch Schwenkbewegungen des Dünnschliff-

Spezialkopfes mit sanftem Druck und tropfenförmiger Zugabe von Kühlwasser bis etwa 60 µm Dicke herunterschleifen.

- Reinigung des Objekträgers mit Gesteinsplättchen in der Wasserschale mit Pinsel (III).
- Weiterschleifen mit der Hand und niedrigen Geschwindigkeiten von 600–100 U/min.
- Endschliff bis Dünnenschliff-Standarddicke 30 µm mit der Hand bei stehender Scheibe.
- Zwischen jedem Schleifvorgang Dicke und Gleichmäßigkeit des Dünnenschliffs mit der Digital-Bügelmessschraube prüfen und die Werte in das Schleifprotokoll eintragen.
- Zusätzlich zur Dickenmessung mit der Digital-Bügelmessschraube Dicke und Gleichmäßigkeit des Dünnenschliffs mit dem Polarisationsmikroskop bei nasser Schliffoberfläche und gekreuzten Polarisatoren anhand der Michel-Lévy-Farbtafel prüfen. Quarz und Albit (Na-Feldspat) beispielsweise zeigen bei den verschiedenen Gesteinsplättchendicken Interferenzfarben wie in Abbildung 4 zu sehen.
- Zusätzlich eine Minute in dem Ultraschallreinigungsgerät reinigen, abspülen in der Wasserschale und trocknen mit dem Mikrofasertuch.

Richtige Dünnenschliffdicke – alte Regel aus Rosenbusch und Wülfing (1924)

Im Allgemeinen kann man den Schliff als vollendet ansehen, wenn man durch denselben nach Befeuchtung mit Wasser feine Schrift deutlich lesen kann.

Verkleinern von Standard-Glasobjekträgern 28 × 48 mm (Gießener Format) auf Dünnenschliff-Spezialkopfbreite 27 mm

Der Objekträger kann durch Abschleifen von 1 mm mit Hilfe des Dünnenschliff-Spezialkopfes verkleinert werden.

Die Arbeitsschritte sind:

- U-förmigen Puffer aus Kunststoffsichthülle schneiden.
- Objekträger mit 27 mm Breite und aufgestecktem u-förmigen Puffer in die Nut des Dünnenschliff-Spezialkopfes schieben und mit den Klemmschrauben einspannen. Bei fehlender Pufferung werden die Glaskanten beschädigt.
- Dünnenschliff-Spezialkopf an der Spindel auf den Belag der Schleifscheibe D36 schwenken und aufsetzen.

- Höhenlage des Dünnenschliff-Spezialkopfes mit der Rändelschraube an der Spindel fixieren.
- Dünnenschliff-Spezialkopf anheben, Klemmschrauben lösen, Objekträger-Abstandshalter entnehmen.
- Objekträger mit Papierküchentuch reinigen und ablegen.
- Objekträger mit Gießener Format, Breite 28 mm, mit aufgestecktem u-förmigem Puffer in die Nut des Dünnenschliff-Spezialkopfes schieben und mit den Klemmschrauben einspannen.
- Dünnenschliff-Spezialkopf an der Spindel auf den Belag der Schleifscheibe D36 schwenken.
- Schalter am Steuergerät auf 30 = 1000 U/min stellen.
- Lapid-E einschalten, Objekträger mit sanftem Druck und tropfenförmiger Zugabe von Kühlwasser abschleifen, der Schleifvorgang dauert etwa 20 Sekunden, Lapid-E ausschalten.
- Dünnenschliff-Spezialkopf anheben, Klemmschrauben lösen, den Objekträger entnehmen.
- Den Objekträger in der Wasserschale mit dem Pinsel (III) reinigen, mit Papiertaschentuch abtrocknen, Breite prüfen und ablegen.

Reinigung der Lapid-E nach dem Schleifen

Die Arbeitsschritte sind:

- Restliches Kühlwasser aus dem Wassertropf ablassen.
- Dünnenschliff-Spezialkopf mit Papierküchentuch abwischen.
- Schlitzschraube mit Schraubendreher (8 mm Kante) aus der Welle schrauben, gestuftes Zentrierstück und Kunststoffdistanzring abnehmen, mit Papierküchentuch reinigen, alle Metallteile mit Ballistol-Spray ölen, verschmutztes Papier in Mülleimer werfen.
- Schleifscheibe durch einseitigen Druck am Außenrand auf der Tragscheibe ankippen, abnehmen, mit Papierküchentuch abtrocknen und auf den Wandhalter hängen.
- Gesteinsschlamm aus der Maschinenwanne mit Wasser, Spachtel und Papierküchentüchern entfernen, Lapid-E sauber wischen, verschmutztes Papier in den Mülleimer werfen.
- Gartenschlauch Ø 13 mm abziehen und ablegen.
- Lapid-E anheben und seitlich neben der Kunststoffbodenwanne auf dem Tisch absetzen.

- Gumminetz von der Kunststoffbodenwanne abnehmen, abspülen und mit Handtuch trocknen.
- Kunststoffbodenwanne mit Papierküchen-tuch reinigen, verschmutztes Papier in den Müllleimer werfen.
- Kunststoffbodenwanne mit Papierküchen-tuch und Gumminetz auslegen, Lepida-E in die Bodenwanne stellen, Kunststoffdistanzring, ge-stuftes Zentrierstück und Schlitzschraube lose einschrauben.
- Wasserschalen in den Eimer entleeren, reini-gen und mit Handtuch abtrocknen.
- Wasser aus dem Eimer entsorgen.

Anmerkung: Da die Reinigungsarbeiten nach dem Schleifen mit erheblichem Umstand und Zeitaufwand verbunden sind, schleife ich meist 10 Dünnschliffe in einem Zug.

Eindecken des Dünnschliffs

Zum Eindecken der Gesteinsplättchen ver-wende ich überwiegend Deckgläser der GröÙe $22 \text{ mm} \times 26 \text{ mm} = 572 \text{ mm}^2$ mit der Dicke Nr. 2 (0,19–0,23 mm). Die Deckgläser mit der Dicke Nr. 2 sind weniger leicht zerbrechlich und meistens besser geeignet als die dünneren Deckgläser mit der Nr. 1 (0,13–0,16 mm), da hohe VergröÙerungen selten erforderlich sind. Die größere Dicke der Deckgläser macht sich erst bei Trockenobjektiven mit Aperturen $\geq 0,3$ ungünstig durch Unschärfe aller Konturen so-wie Farbränder bemerkbar. Bei Objektiven mit Ölimmersion macht sich die größere Dicke kaum bemerkbar, da der Brechungsindex des Immersionsöls (1,515) nahe demjenigen der Deckgläser (1,530) liegt. Arbeitsschritte:

- Gereinigte Objekträger mit Gesteinsplättchen von der Ablage nehmen und auf die Kle-bebank legen.
- Sauberkeit des Gesteinsplättchens mit der Lupe kontrollieren, eventuell noch vorhandene Fasern beseitigen.
- Deckglas mit der Saugkolben-Pinzette aus der Schachtel heben und auf den mit Toppits-Anti-Haft-Schicht abgedeckten Deckglasträger legen.
- UV-Kleber mit Holzstäbchen aus dem Kleberglas entnehmen, mittig auf das Gesteinsplättchen trüefeln und von der Mitte ausge-hend nach links und rechts dünn ausrollen.
- Holzstäbchen auf einem Kunststoffflaschen-verschluss mit Kerbe ablegen.

- Kleberglas verschließen.
- Objekträger mit Gesteinsplättchen von der Anschlagkante des Deckglasträgers aus lang-sam und vorsichtig mit beiden Händen unter steter Kontrolle einer gleichmäßigen Kleberver-teilung auf das Deckglas klappen und fest an-drücken.
- Objekträger mit Gesteinsplättchen und Deckglas vorsichtig von der Anti-Haft-Schicht abheben.
- Verteilung des Klebers und Luftblasenfreiheit unter dem Polarisationsmikroskop kontrollieren. Eventuell noch vorhandene Fehlstellen und Lufts-bläschen durch gezieltes Drücken mit einem Holz-stäbchen oder dem Messingwürfel beseitigen.
- 10 Dünnschliffe mit oben liegendem Deck-glas in die ausgezogene Schublade der UV-Kleber-Härtebox legen, Schublade vorsichtig in die Härtebox einschieben, mit dem Knebel der Zeitschaltuhr nach rechts drehend eine Minute Härtezeit einstellen.
- Nach Ablauf der Härtezeit – das Gerät schal-tet automatisch ab – die Schublade aufziehen, Dünnschliffe entnehmen und ablegen, Schub-lade wieder schließen.
- Dünnschliffe einzeln auf den Tisch des Pola-risationsmikroskops legen, Kleberüberschuss unter dem Mikroskop mit Klingennmesser ein-schneiden und seitlich abschieben.

Dicke d (μm)	Interferenzfarben
100	Gelb II
90	Hellgrün II
80	Grünblau II
70	Blau II
60	Rot I
50	Braungelb / Rotorange
45	Braungelb
40	Lebhaft Gelb
35	Hellgelb
30	Gelblichweiß
28	Reinweiß
24	Grau

Abb. 4: Abschätzung der Dicke von Dünnschliffen (z. B. Quarz und Albit) anhand der Interferenzfarben nach der Farbtafel von Michel-Lévy.

- 10 Dünnschliffe im Ultraschallreinigungsgerät gleichzeitig eine Minute reinigen, in der Wasserschale abspülen und mit einem Mikrofaserlutsch abtrocknen.
- Eventuell noch verbliebene Kleberreste mit Benzin und Mikrofasertuch entfernen.
- Fertige Dünnschliffe vorübergehend bis zur Beschriftung im Präparatekasten ablegen.

Beschriftung der Dünnschliffe

Jeder Dünnschliff wird von mir mit zwei streifenförmigen Schildchen versehen. Auf dem linken Schildchen befindet sich der Gesteinsname, auf dem rechten Schildchen in dem linken Drittel zweizeilig die Dünnschliffnummer. Die Schildchen schneide ich aus Papier für Farbkopierer (satiniert weiß, 100 g/m²) zu, beschrifte sie mit einem sehr feinen wasserfesten OHP-Schreiber und klebe sie neben dem Deckglas mit einem lösungsmittelfreien Alleskleber (z. B. Pritt) auf den gereinigten Glasobjektträger. Für die Nummerierung verwende ich anfangs nur die Dezimalgliederung. Wenn zum Beispiel von einem Gestein mehrere Schlitte hergestellt werden, was üblich ist, erhält das Gestein eine einstufige Nummer wie beispielsweise 25 und die Schlitte haben zweistufige Nummern wie 25.1, 25.2, 25.3 und so weiter. Dabei steht die einstufige Nummer in der oberen Zeile und die zweistufige Nummer in der unteren Zeile. Dieses System hat den Vorteil, dass unbekannte Gesteine, die noch bestimmt werden müssen, ohne

Zuordnung nummeriert werden. Nachteilig ist, dass nicht sofort eine Beziehung zu dem bestimmten Gestein hergestellt werden kann. Die Dünnschliffe werden mit einer ausführlichen Beschreibung auf Karteikarten DIN A 6 oder in einer EDV-Kartei erfasst. Zum Dünnschliff gehörende Gesteine erhalten ein aufgeklebtes Schildchen mit der einstufigen Schliffnummer, zum Beispiel 25. Dünnschliff, Karteikarte und Gestein müssen durch eine gleiche Nummer miteinander verbunden sein. Wenn im Laufe der Zeit eine größere Dünnschliffzahl von vielleicht über 100 bestimmten Schlitten vorhanden ist, empfiehlt es sich dringend, eine Unterteilung und Umnummerierung beispielsweise nach der Gesteinsentstehung vorzunehmen, damit schneller eine Beziehung zwischen dem bestimmten Gestein hergestellt werden kann. Die Gruppeneinteilung könnte folgendermaßen aussehen:

Magmatite: Plutonite (Ma – P), Vulkanite (Ma – V), Ganggesteine (Ma – G)

Sedimentite: Klastische Sedimentite (Se – KL), Chemisch-biogene Sedimentite (Se – CB), Rückstandsgesteine (Se – R), Kohlegesteine (Se – K)

Metamorphite: Gneise (Me – G), Schiefer (Me – S), Felse (Me – F), Marmore (Me – M)

Die Eintragung der neuen Dünnschliffnummer erfolgt zweizeilig auf der freien rechten Seite des Nummernfeldes, zum Beispiel für Gneis Me – G 18.3. Dabei steht Me – G in der oberen Zeile und 18.3 in der unteren Zeile. Die Umnummerierung muss natürlich auch in den Karteikarten, der EDV-Kartei und bei den zum Dünnschliff gehörenden Gesteinen erfolgen. Ein Dünnschliff mit Beschriftung ist in Abbildung 5 abgebildet.

Aufbewahrung

Die fertigen Dünnschliffe bewahre ich in Holzpräparatekästen für 200 Objektträger auf. Beim Herstellen der Dünnschliffe verwende ich zur zwischenzeitlichen Aufbewahrung Präparatekästen mit 25 Objektträgern. Die nach Dicken sortierten Objektträger, die gesägten Gesteinsplättchen und die zum Aufkleben vorbereiteten Gesteinsplättchen lege ich in entsprechend beschriftete, mit Papierküchentüchern ausgelegte Schübe der Kleinteilemagazine. Die noch nicht bearbeiteten Gesteinsproben bewahre ich in Systemboxen und Frischhaltesäcken auf.

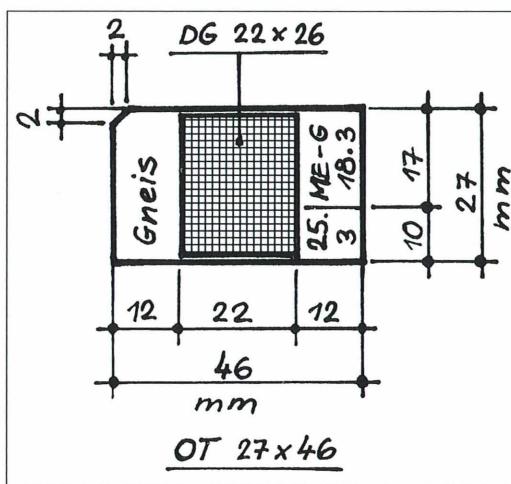


Abb. 5: Dünnschliff mit Beschriftung.

Sicherheitsinformationen

- Immer sauber arbeiten.
- Für angemessene Belüftung sorgen.
- Gefahrensymbole und Sicherheitsratschläge der Produktinformationen von Reinigungsmittel und UV-Kleber lesen und beachten.
- Beim Umgang mit Reinigungsmittel und UV-Kleber nicht essen, trinken oder rauchen.
- Flüssighandschuhe oder abwaschbaren Handschutz oder Einmalhandschuhe zum Schutz der Haut gegen aggressive Medien tragen.
- Mundschutz und Schutzbrille tragen, um das Einatmen von Staub und eine Verletzung der Augen zu vermeiden.
- Alle Arbeitsflächen mit einem feuchten Papierküchentuch abwischen und das Papiertuch nach Gebrauch in festen PE-Beutel (Mülleimer) geben und entsorgen. Abstellplatz für UV-Kleber mit Papierküchentuch und Alufolie auslegen. Papier und Folie nach Gebrauch in festen PE-Beutel (Mülleimer) geben und entsorgen.
- Klebertropfen mit Löschpapierfidibus auffangen. Fidibus nach Gebrauch in festen PE-Beutel (Mülleimer) geben und entsorgen.
- Holzstäbchen zur Kleberverteilung nach Gebrauch in festen PE-Beutel (Mülleimer) geben und entsorgen.
- Reinigungsmittel und UV-Kleber reizen die Haut und die Augen. Wenn die Haut trotz aller Vorsichtsmaßnahmen mit Reinigungsmittel oder UV-Kleber in Berührung gekommen ist, entfernt man diese am besten nur mit kaltem Wasser und Seife oder mit einem Lappen, der in mit Wasser verdünnten Alkohol getaucht wurde. Bei Berührung mit den Augen sofort mit Wasser ausspülen und einen Arzt konsultieren.

- Nicht mit der Hand in das Ultraschallreinigungsbad fassen. Bei ausgeschaltetem Gerät besteht die Gefahr von Hautreizungen. Bei eingeschaltetem Gerät besteht die Gefahr von Hautreizungen und Gewebeschäden.
- Nach dem Gebrauch von Reinigungsmittel und UV-Kleber immer gründlich die Hände waschen.
- Arbeitskittel tragen, die in regelmäßigen Abständen gewaschen werden, um eine Kontamination der übrigen Kleidung zu vermeiden.

Zusammenfassung und Ausblick

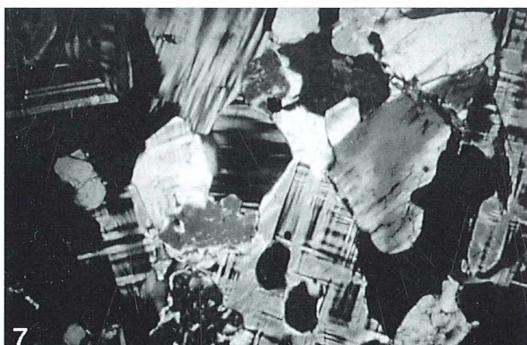
Erst nach etwa 50 Dünnschliffen hatte ich ein gutes Gefühl für das Gestein und die Schliffdicke erreicht. Danach habe ich bis zu etwa 100 Dünnschliffen die Arbeitsschritte und die Schliffqualität systematisch verbessert. Nach der Herstellung von über 100 Dünnschliffen waren die Arbeitsschritte verinnerlicht und werden jetzt fast automatisch durchgeführt. Die Abbildungen 6 und 7 zeigen zwei gelungene Dünnschliffe.

Die anfangs hohe Ausschussquote liegt jetzt unter 10%. Für die Herstellung eines guten Gesteinsdünnschliffes benötige ich zur Zeit, wenn ich 10 Schritte in einem Zug herstelle, mit allen Nebenarbeiten (Maschineneinrichtung, Werkzeugwechsel, Maschinenreinigung) etwa 45 Minuten.

Die Kosten für die bei der gewählten Methode zur Dünnschliffherstellung benötigten Geräte betragen etwa 2.600,- €. Die Herstellung von Gesteinsdünnschliffen mit einer Kombinationsmaschine, Diamant-Trennscheibe, Diamant-



6



7

Abb. 6 und 7: Fotos von Gesteinsdünnschliffen unter gekreuzten Polarisatoren. – Abb. 6: Klinzoosit-Granit (Handelsname Bethel White) aus Vermont/USA. Vergr. 20fach. – Abb. 7: Granit (Handelsname Imperial White) aus Indien. Vergr. 20fach.

Schleifscheiben und UV-Kleber ist eine schnelle, saubere und platzsparende Methode, die sich bei längerer Erfahrung sicherlich noch weiter verbessern lässt.

Literaturhinweise

- Adams, A. E., Mackenzie, W. S., Guilford, C.: Atlas der Sedimentgesteine in Dünnschliffen. Enke Verlag, Stuttgart 1986.
- Bovard, J. P.: Dünnschliffe – selbst herstellen. Mikrokosmos 68, 358–360 (1979).
- Burkart, W.: Handbuch für das Schleifen und Polieren. Lenze Verlag, Saulgau/Württ. 1991.
- Burri, C.: Das Polarisationsmikroskop. Verlag Birkhäuser, Basel 1950.
- De Beers Industrial Diamond Division: Natursteinbearbeitung mit Diamant.
- De Beers Industrie-Diamanten (Deutschland) GmbH, Düsseldorf 2000.
- Dietrich, R. V., Skinner, B. J.: Die Gesteine und ihre Mineralien. Ott Verlag, Thun 1984.
- DIN 52108 (August 1988): Prüfung anorganischer nichtmetallischer Werkstoffe. Verschleißprüfung mit der Schleifscheibe nach Böhme. Schleifscheiben-Verfahren. Beuth Verlag, Berlin 1988.
- Deutscher Naturwerksteinverband (Hrsg.): DNV – Bautechnische Information Naturwerkstein 1.7. Bauchemische und bauphysikalische Einflüsse. Außenarbeiten. DNV, Würzburg 1995.
- Fischer, K.: Edelsteinbearbeitung, Band 1. Rühle-Diebener-Verlag, Stuttgart 1995.
- Fischer, K.: Edelsteinbearbeitung, Band 2. Rühle-Diebener-Verlag, Stuttgart 1996.
- Freund, H. (Hrsg.): Handbuch der Mikroskopie in der Technik. Band IV, Mikroskopie der Silikate. Teil I: Allgemeine Mikroskopie der Gesteine. Umschau Verlag, Frankfurt am Main 1974.
- Gangloff, P.: Die Bestimmung von Gesteinen mit Hilfe des Mikroskopes. 1. Das Mikroskop. Mikrokosmos 73, 105–110 (1984).
- Gangloff, P.: Die Bestimmung von Gesteinen mit Hilfe des Mikroskopes. 2. Die Herstellung von Dünnschliffen. Mikrokosmos 73, 238–245 (1984).
- Gangloff, P.: Die Bestimmung von Gesteinen mit Hilfe des Mikroskopes. 3. Anleitungen zum Bestimmen von Mineralien im Dünnschliff. 1. Teil. Mikrokosmos 74, 298–302 (1985).
- Gangloff, P.: Die Bestimmung von Gesteinen mit Hilfe des Mikroskopes. 3. Anleitungen zum Bestimmen von Mineralien im Dünnschliff. 2. Teil. Mikrokosmos 74, 358–366 (1985).
- Gangloff, P.: Sand unter dem Mikroskop. 1. Vorbereitung und Präparation. Mikrokosmos 82, 151–155 (1993).
- Gangloff, P.: Sand unter dem Mikroskop. 2. Globaluntersuchung und Mineraleinzelbestimmung. Mikrokosmos 83, 45–51 (1994).
- Gangloff, P.: Sand unter dem Mikroskop. 3. Eine kleine Einführung in die Kristallographie für Mikroskopiker. Mikrokosmos 84, 219–224 (1995).
- Gangloff, P.: Sand unter dem Mikroskop. 4. Optische Bestimmungsmethoden von Mineralien unter dem Mikroskop. Mikrokosmos 85, 173–179 (1996).
- Gangloff, P.: Feldspäte und ihre Bestimmung. Mikrokosmos 77, 200–207 (1988).
- Gangloff, P.: Granit unter dem Mikroskop. Mikrokosmos 78, 343–347 (1989).
- Gangloff, P.: Vulkangesteine unter dem Mikroskop. Mikrokosmos 80, 232–237 (1991).
- Göke, G.: Methoden zur Herstellung von Dünnschliffen und Anschliffen. Mikrokosmos 81, 23–29 (1992).
- Hartig, H.: Edle Steine schleifen. Frech Verlag, Stuttgart (ohne Jahr), ISBN 3-7724-0203-8.
- Hochleitner, R., Philipsborn, H. v., Weiner, K. L.: Minerale. Bestimmen nach äußeren Kennzeichen. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1996.
- Humphries, D.W.: Methoden der Dünnschliffherstellung. Enke Verlag, Stuttgart 1994.
- Jedicke, L.: Mineralien und Gesteine. Bestimmen, kennen lernen, sammeln. Naturbuch Verlag, Augsburg 1999.
- Johns, M.P.: Methoden der Mineralogie. Enke Verlag, Stuttgart 1997.
- Klockmann, F.: Lehrbuch der Mineralogie. Enke Verlag, Stuttgart 1978.
- Latz, W., Kremer, B. P.: Fossile Schimmelpilze in Gestein. Mikrokosmos 85, 229–232 (1996).
- Leeder, O., Blankenburg, H. J.: Polarisationsmikroskopie. Deutscher Verlag für Grundstoffindustrie, Leipzig 1989.
- Mackenzie, W. S., Guilford, C.: Atlas gesteinsbildender Minerale in Dünnschliffen. Enke Verlag, Stuttgart 1981.
- Mackenzie, W. S., Donaldson, C. H., Guilford, C.: Atlas der magmatischen Gesteine in Dünnschliffen. Enke Verlag, Stuttgart 1989.
- Mackenzie, W. S., Adams, A. E.: Minerale und Gesteine in Dünnschliffen. Enke Verlag, Stuttgart 1995.
- Maresch, W., Medenbach, O., Trochim, H. D.: Gesteine, Steinbachs Naturführer. Mosaik Verlag, München 1987.
- Müller, F.: Gesteinskunde. Ebner Verlag, Ulm 2001.
- Müller, G., Raith, M.: Methoden der Dünnschliffmikroskopie. Clausthaler Tektonische Hefte Nr. 14. Verlag Ellen Pilger, Clausthal-Zellerfeld 1987.
- Nickel, E.: Grundwissen der Mineralogie. Teil 1: Grundkursus (1992). Teil 2: Aufbaukursus Kristallographie (1984). Teil 3: Aufbaukursus Petrographie (1983). Ott Verlag, Thun.
- Nöller, T.: Submikroskopische Komponenten und Mikrotextrur klastischer Sedimente. Enke Verlag, Stuttgart 1988.
- Pape, H.: Der Gesteinssammler. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1978.
- Pape, H.: Leitfaden zur Gesteinsbestimmung. Enke Verlag, Stuttgart 1988.
- Pichler, H., Schmitt-Riegraf, C.: Gesteinsbildende Minerale im Dünnschliff. Enke Verlag, Stuttgart 1993.
- Puhan, D.: Anleitung zur Dünnschliffmikroskopie. Enke Verlag, Stuttgart 1994.
- Reinsch, D.: Natursteinkunde. Enke Verlag, Stuttgart 1991.
- Rinne, F., Berek, M.: Anleitung zur allgemeinen und Polarisations-Mikroskopie der Festkörper im Durchlicht. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1973.

- Rosenbusch, H., Wülfing, E. A.: Mikroskopische Physiographie der petrographischen wichtigen Mineralien. Untersuchungsmethoden. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1924.
- Rosenbusch, H. Mügge, O.: Mikroskopische Physiographie der petrographisch wichtigen Mineralien. Spezieller Teil. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1927.
- Rösler, H. J.: Lehrbuch der Mineralogie. Deutscher Verlag für Grundstoffindustrie, Leipzig 1991.
- Schumann, W.: Der neue BLV Steine- und Mineralienführer. BLV Verlagsgesellschaft, München 1997.
- Schumann, W.: Steine und Mineralien sammeln. Finden, präparieren, bestimmen. BLV Verlagsgesellschaft, München 1994.
- Sobott, R. J. G.: Gesteinsdünnschliffe mit einfachen Mitteln. Mikrokosmos 65, 281–283 (1976).
- Strübel, G. Zimmer, S. H.: Lexikon der Minerale. Enke Verlag, Stuttgart 1991.
- Thormann, F.: Dünnschliffe für mikroskopische Beobachtungen. Mikrokosmos 79, 353–356 (1990).
- Tröger, W. E. (Hrsg. von Bambauer, H. U., Taborszky, F., Trochim, H. D.): Optische Bestimmung der gesteinsbildenden Minerale. Teil 2: Textband. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1969.
- Tröger, W. E. (Hrsg. von Bambauer, H.U., Taborszky, F., Trochim, H.D.): Optische Bestimmung der gesteinsbildenden Minerale. Teil 1: Bestimmungstabellen. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1982.
- Vollstädt, H., Voigt, G., Vogel, A.: Micromounts. Springer Verlag, Berlin 1988.
- Wulfert, S.: Der Blick ins Bild. Ravensberger Buchverlag, Ravensberg 1999.
- Yardley, B. W. D., Mackenzie, W. S., Guilford, C.: Atlas metamorpher Gesteine und ihrer Gefüge in Dünnschliffen. Enke Verlag, Stuttgart 1992.

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

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Zürich

Programm
März 2002



- 6.3.: Ernst Woessner, MGZ: Präparationsabend. Wir stellen Chromosomen-Präparate her, beobachten und besprechen Zellteilungsformen. Mikroprojektion. Besteck und eventuell Mikroskop mitbringen.
- 13.3.: Ernst Woessner und Mario Stoltz, MGZ: Unsere Mikrotome. 2. Teil. Fortsetzung und Repetition des 1. Teils vom 6.2.2002.

23.3.: 55. Generalversammlung am gewohnten Ort. Einladung, Kassa-, Jahres- und Revenenberichte folgen.

Bitte beachten Sie den neuen Veranstaltungsort: Kurs- und Arbeitslokal im Kantonsschulhaus Freudenberg, Gutenbergstraße 15, 8002 Zürich (Lokal E 226). Kurse, Praktika und Vorträge finden jeden Mittwoch von 19.30 bis 22 Uhr statt, ausgenommen während der Schulferien. Das Lokal ist ab 19 Uhr offen. Änderungen und Ausnahmen werden im Blatt *Mikroskopische Nachrichten* publiziert.

Briefadresse der MGZ: Jean Rüegger-Deschenaux, Präsident MGZ, Alte Landstraße 33, CH-8803 Rüschlikon, Schweiz, Tel.: 01/724 28 61, Fax: 01/724 29 84

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Programm
März bis September 2002



- 15./16.3.: Dr. Heinz Streble, Stuttgart: Hypokotyl – Wurzelhals des Löwenzahns
- 29.3.: Karfreitag
- 12.4.: Prof. Dr. Richter, Berlin: Endokrine und lymphatische Organe
- 26.4.: Reinhard Feisel, Dettelbach: Holz und Wald im Neolithikum – Archäologische Analyse von Hölzern und Holzkohlen

- 1.5.: Exkursion
10.5.: Prof. Dr. Richter, Berlin: Sinnesorgane, Haut und Zentralnervensystem
24./25.5.: Bernhard Kaiser, Velden: Moose
7.6.: Gordon Dunlop, Berlin: Weberknölche
20.6.: Reinhard Gajek, Berlin: Schädlingsbekämpfung – unerwünschte Hausgenossen Sommerferien

- 23.8.: Günther Zahrt, Berlin: LED – Beleuchtung für Mikroskop und Stereolupe
6.9.: James Bond, Berlin: Pilze

Die Übungsabende beginnen jeweils um 19.30 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Ehrenberg-Saal, 1. Stock) der FU Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3) D-14195 Berlin.

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Erfahrungsberichte, Kurzmitteilungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie. Mit Einreichen eines Manuskripts bestätigen die Autoren, daß der eingereichte Beitrag bisher noch nicht veröffentlicht worden ist (ausgenommen als Teil einer Dissertation, eines Vorlesungsskripts oder Berichts, oder in Form einer Zusammenfassung); daß der Beitrag nicht zeitgleich anderswo zur Verfügung eingereicht worden ist; daß alle Autoren seiner Veröffentlichung zustimmen; daß die zuständigen Stellen des Instituts, an dem die Arbeit ausgeführt wurde, der Veröffentlichung des Beitrags zustimmen; daß die Autoren von allen urheberrechtlich geschützten Quellen eine schriftliche Erklärung über die Erlaubnis zur Nutzung der jeweiligen Quelle eingeholt haben; daß die Autoren im Falle der Veröffentlichung des Beitrages die übertragbaren Nutzungsrechte des Beitrages an den Verlag übergeben; und, hieraus folgend, daß der Beitrag im Ganzen oder in Auszügen nicht anderswo in welcher Sprache auch immer auch immer ohne die Zustimmung des Inhabers der Nutzungsrechte veröffentlicht wird. Die Nutzungsrechte beinhalten räumlich und zeitlich unbeschränkt die mechanische, elektronische und visuelle Reproduktion und Verbreitung, die elektronische Speicherung und Nutzung (Downloading) und alle anderen Formen der elektronischen Veröffentlichung, sowie jede andere Form der Veröffentlichung inklusive aller Nebenrechte.

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, Graphi-

ken (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.: Evertebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit € 60,00.

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

Mikrokosmos
2/2002

1 (6)

510543
Bibliothek des ÖÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

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

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

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

www.els.net

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

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

Bibliographic details

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

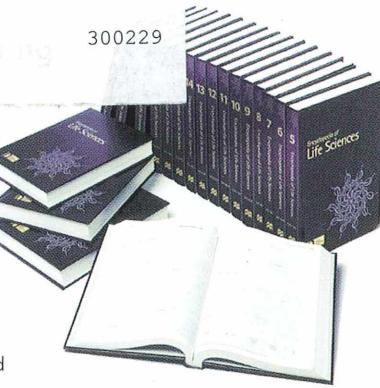
Rest of World:
Print: ISBN 0-333-726219 List price: £2,595
Online: ISBN 0-333-947884 Price on quotation
Bundle: ISBN 0-333-947894 Price on quotation

To order or for more information on the print edition, bundle deals and online access,
visit our website or contact the sales representative for your area:

Visit: www.naturereference.com/els Email us: enquiries@els.net
Tel: (North America) 1-800-221-2123 ext. 203 or (Other Regions) +44 (0) 20 7843 4619
Fax: (North America) 1-212-689-9711 or (Other Regions) +44 (0)20 7843 4998

nature publishing group **npg**

Recommend to
your librarian



NOW PUBLISHED

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