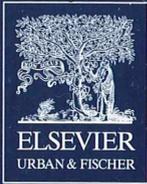


II 90372/97,5



MIKROKOSMOS

Heft 5
97. Jahrgang
September 2008

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin) v.i.S.d.P.
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e. V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen 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, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 257** Die Rolle der Pilze im Nährstoff-Kreislauf unter besonderer Berücksichtigung der Mykorrhiza-Symbiose
Hermann Bothe
- 267** Gesteinsmetamorphose unter dem Mikroskop – Mineralumwandlungsprozesse bei abnehmenden Druck- und Temperaturbedingungen
Robert Sturm
- 273** Entwicklung und Feinbau der Koniferen-Nadel
Siegfried Hoc
- 279** Gelegte Radiolarien-Präparate
Joachim Hormann
- 283** Galvanotaktische Langzeitversuche mit dem Micro-Life Objektträger und einer Galvanotaxis-Apparatur
Roland Birke
- 285** Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Filigrane Flora: Algen
Rudolf Drews
- 289** Die Rädertierfamilie der Dicranophoridae
Ole Riemann
- 295** Kalkausfällungen durch planktische Algen
Steffen Wiehart
- 298** *Micrasterias* – Die kleinen Sterne
Teil 1: Taxonomie und Mitochondrien
Wolfgang Bettighofer
- 304** Fotodokumentation großflächiger Objekte – Ein Methodenvergleich
Jörg Piper
- 308** Lamelläre Protein-Kristalloide in pflanzlichen Zellkernen
Eberhard Schnepf
- 313** Inhärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen
Teil 4: Erweiterung der Abbe'schen Betrachtungsweise
Hinrich Husemann

Rubriken

- 266**
Aus der Industrie
- 272**
Neue Medien
- 272, 277**
Nachrichten
- 278, 284**
Buchbesprechungen
- 303**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 318**
Kurze Mitteilung
- 319**
Mikro-Markt

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

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

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:
www.elsevier.de

Umschlagabbildung: Fächerförmiger Aufbau der Grünalge *Anadyomene*. Siehe Artikel R. Drews, S. 285–288.

Die Rolle der Pilze im Nährstoff-Kreislauf unter besonderer Berücksichtigung der Mykorrhiza-Symbiose

Hermann Bothe

Die Pilze können wegen ihres besonderen Baus mit gutem Recht als eigenes Reich neben die Pflanzen und Tiere gestellt werden. Pilze spielen eine wichtige Rolle in der Umsetzung von Nährstoffen im Boden und anderen Habitaten. Besonders wichtig sind die Mykorrhiza-Pilze, wie man erst richtig in den letzten Jahren erkannt hat. Unter Stressbedingungen beziehen viele Pflanzen die Nährstoffe zum überwiegenden Teil nicht durch die Wurzeln, sondern über die feinen Hyphen der Pilze.

Der Begriff Pilz umfasst eine in der Artenzahl ungeheure große Gruppe von Organismen, die in der Struktur mannigfaltig sind. Ihre Vielfalt reicht von Einzellern bis zu Formen mit mehreren Kilogramm schweren Fruchtkörpern. Sie besiedeln alle möglichen Substrate, leben von totem und lebendigem Material im Boden oder Holz des Waldes und besiedeln Gewässer und sogar Meere. Sie sind außerordentlich erfinderisch in der Verwertung von natürlichem Abfall.

Im Gegensatz zu Pflanzen betreiben die Pilze keine Photosynthese, müssen daher ihren organischen Kohlenstoffbedarf aus vorgefertigtem organischem Material decken. Beziehen sie ihre Nährstoffe aus lebenden Organismen, bezeichnet man sie als Parasiten. Demgegenüber zersetzen Saprophyten totes organisches Material. Der Hallimasch (und auch manch anderer Pilz) kann totes Holz zersetzen, aber besiedelt auch lebende Bäume und ist dann ein Forstschädling. Pilze synthetisieren wie die Insekten Chitin. Dieses Polymer von N-Acetylglucosamin kommt im Panzer dieser Tiere und in der Zellwand der Pilze vor. Man kann mit Fug und Recht Pilze als eigenständiges Reich neben die Pflanzen und die Tiere stellen.

Die Verbreitung der Pilze

Zu praktisch jeder Jahreszeit, gehäuft jedoch im Herbst, erblicken wir in mannigfaltiger Gestalt und Färbung die Fruchtkörper, die der Laie schlechthin als Pilz bezeichnet. Tatsächlich lebt der Pilz das ganze Jahr hindurch in Form

von feinen Fäden, den Hyphen, im Boden oder anderen Substraten. Die Summe der Hyphen wird als Myzel bezeichnet und dient zur Mobilisierung der Nährstoffe. Jede Pilzart hat ein bevorzugtes Substrat. Champignons zum Beispiel lieben Pferdemist, und man kann deren weiße, lang gestreckte Zellfäden leicht erkennen, wenn man den verrottenden Mist auseinander nimmt. Andere Pilze sind wählerischer im Substrat. Beim Zapfen-Rübling (*Collybia tenacella*) lebt das Myzel in einem Kiefernzapfen (Abb. 1). Jede Baumart hat ihre spezifische Pilzflora, aber umgekehrt leben die meisten Pilze nicht absolut spezifisch von toten oder lebenden Materialien einer einzigen Baumart. Für einige Pilz-Myzelien wurde ein Alter von mehreren Jahrhunderten errechnet (Jahn, 1949).



Abb. 1: Der Kiefernzapfen-Rübling (*Collybia tenacella*), 6. 10. 2004, Terschelling, Niederlande.

Neben den Pilzen dienen vor allem die Bakterien zur Zersetzung des organischen Materials und zur Mobilisierung der Nährstoffe. Bakterien kommen in der ungeheuer großen Zahl von mindestens 10^4 verschiedenen Vertretern bei einer Gesamtzahl von 10^6 bis 10^7 Individuen pro g Boden vor. Von der Masse her überwiegen jedoch im Waldboden die Pilzhypphen. Bakterien und Pilze ergänzen sich in der Mobilisierung von organischen C, N und S und in der Gewinnung von Mineralien wie Ca, Mg, K, Fe, Cu, Zn, P, Mo und anderen. Nach dem Tod und der Zersetzung der Pilze und Bakterien stehen die Nährstoffe für das Wachstum der Pflanzen zur Verfügung, sofern sie nicht direkt über Symbiosen vermittelt werden.

Der Lebenszyklus der höheren Pilze

Die Pilzhypphen wachsen in der Regel von einem Punkt aus in alle Richtungen und bleiben dabei im Boden. Wenn die rechte Jahreszeit gekommen ist, und wenn die Temperatur und die Feuchtigkeitsverhältnisse dieses zulassen, erscheinen am Rand des Myzels die typischen Fruchtkörper, vielfach angeordnet im Kreis (Hexenring). Die Fruchtkörper dienen zur sexuellen Vermehrung der Pilze; in ihnen werden zu Tausenden, Millionen, ja Milliarden die Sporen gebildet. Die Sporen haben einen Durchmesser zwischen 3 und 15 μm . Da sie so klein sind, können sie leicht über weite Strecken mit dem Wind verbreitet werden. Man fragt sich, warum die Sporen in dieser unglaublich hohen Zahl gebildet werden; üblicherweise geht doch die Natur nicht so verschwenderisch mit ihrem Material um. Der Grund liegt in der genetischen Unterschiedlichkeit der Sporen (Abb. 2). Bei der Mehrzahl der höheren Pilze, vor allem bei den Basidiomyceten (Ständerpilzen), werden männliche (+) und weibliche (-) Sporen gebildet. Wenn eine Pilzspore nach

der Verbreitung durch den Wind auf ein geeignetes Substrat gefallen ist, keimt sie unter bestimmten Bedingungen aus, zu denen zumindest Feuchtigkeit und Wärme, wohl aber auch Wachstumshormone gehören. Es entsteht ein langes, ein- oder mehrzelliges Gebilde, das sich auch verzweigen kann (primäres Myzel). Aber die Hyphen stellen sehr bald das Wachstum ein, sofern nicht eine Spore des anderen Geschlechts zufällig das gleiche Substrat getroffen hat. Damit dieses nicht zu unwahrscheinlich ist, werden die Sporen in der immens hohen Zahl von den Fruchtkörpern produziert. Wenn (+)- und (-)-Myzelien sich gefunden haben, verschmilzt das Plasma von einzelnen Zellen der beiden Geschlechter, wobei es merkwürdigerweise nicht zur Verschmelzung der Kerne kommt. Die verschmolzenen Zellen wachsen weiter und teilen sich, wobei jede neue Zelle ebenfalls zwei neue Kerne bekommt. So wird das dichte Hyphengeflecht des sekundären Myzels gebildet. Es kann über Jahrzehnte im Substrat verbleiben und in der Regel jedes Jahr ein- oder mehrmals Fruchtkörper auf die Erdoberfläche treiben. Die Zellen der Fruchtkörper haben ebenfalls zwei Kerne.

Das Hymenium

Aufgabe der Fruchtkörper ist es, Sporen zu produzieren und damit für die Vermehrung der Pilze zu sorgen. Die Sporen werden in einer dünnen Schicht, dem Hymenium, gebildet. Das Hymenium überkleidet die Lamellen, Röhren, Poren oder Stacheln auf den Hut-Unterseiten. Diese Ausbildungen auf den Hut-Unterseiten dienen allein der Oberflächenvergrößerung, damit das Hymenium ausreichend Platz zur Bildung der vielen Sporen hat. Bei den Bovisten wird praktisch der komplette Innenkörper ausgenutzt. Jede einzelne Art der „Finsterlinge des

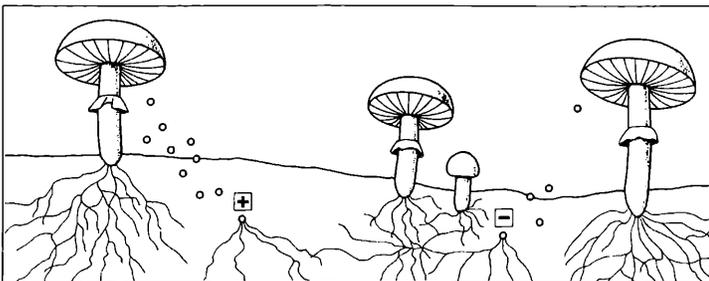


Abb. 2: Die Entwicklung eines Basidiomyceten. Zwei Sporen unterschiedlichen Geschlechts (+, -) keimen aus, treffen sich, das Plasma verschmilzt, und der Tochterpilz wird gebildet.

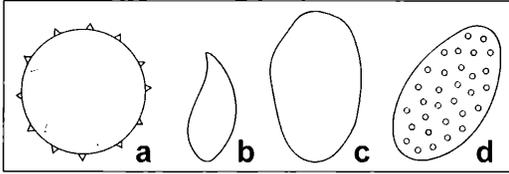


Abb. 3: Verschiedene mikroskopisch kleine Sporentypen der Basidiomyceten: a Täubling, b Steinpilz, c Champignon, d Schleierling (nach Jahn, 1949).

Waldes“ hat seinen eigenen Weg gefunden, Platz für die ausreichende Bildung des Hymeniums zu bilden, und das macht eine der Faszinationen der Mykologie (Pilzkunde) aus.

In bestimmten Zellen des Hymeniums, den Sporenmutterzellen, kommt es zur Ausbildung dieser Vermehrungsorgane. Dabei verschmelzen die zwei Kerne dieser Zellen. Der Verschmelzungskern teilt sich sofort in zwei rasch aufeinander folgenden Teilungen unter Zurückführung des Chromosomensatzes, also meiotisch. Bei den Basidiomyceten wandern die Kerne – je einer – in die sich bildenden Sporen ein. Diese werden exogen an der meist keulenförmigen Basidie durch Sprossung abgegliedert. Bei den Ascomyceten (Schlauchpilzen) werden die Sporen meist zu acht endogen in einer schlauchförmigen Zelle, dem Ascus, angelegt. Die mikroskopische Bestimmung der für jede Pilzart charakteristischen Sporenmorphologie ist ein wichtiges Merkmal (Abb. 3). Neben dieser geschlechtlichen Vermehrung verbreiten sich Pilze auch durch ungeschlechtliche Sporen (den Konidien).

Die Mykorrhiza in der Abfallentsorgung

Der Begriff Mykorrhiza wurde 1885 von A. B. Frank eingeführt und bedeutet griechisch = Pilzwurzel. Damit ist gemeint, dass die Pilze in Symbiose mit Pflanzen leben. Die feinen Hyphen umspinnen die Pflanzenwurzeln (meist Wurzeln 2. und 3. Ordnung) und dringen zum Teil in das Rindenparenchym ein. Andere, die extraradikalen Hyphen, durchziehen den Boden und können bedingt durch ihre feinere Struktur effizienter Wasser und Nährsalze mobilisieren als die Wurzeln der Pflanzen. Der Pilz leitet Wasser und Nährstoffe an die Pflanzen weiter. Ohne Zweifel sind es vorrangig die My-

korrhiza-Pilze, die im Waldboden oder im Feld den Abfall des Vorjahres entsorgen und im Kreislauf der Natur diesen wieder den lebenden Organismen zuführen. Eine effizientere Versorgung der Pflanzen durch die Mykorrhiza wurde vor allem für das Element Phosphor gezeigt. Bedingt durch das leicht handhabbare und relativ schwach strahlende Isotop ^{32}P sind Versuche mit Phosphaten experimentell verhältnismäßig einfach. Jedoch mobilisieren die extraradikalen Pilzhyphen aus den Bodenpartikeln auch andere Nährstoffe wie Kalzium, Magnesium, Kalium, Eisen, Stickstoff, Zink, Kupfer, Molybdän, Mangan und andere sowie Wasser.

Symbiose bedeutet das Zusammenleben zweier unterschiedlicher Organismen bei gegenseitigem Nutzen. Die Pilze bekommen im Austausch für die Mineralien etwa 20% des über die Photosynthese fixierten Kohlenstoffs. Beim Wachstum im Gewächshaus mit optimaler Nährstoffversorgung sind die Pflanzen nichtmykorrhiziert, wohl um die gebildeten Kohlenhydrate selber zu nutzen. In der Natur sind die Kulturpflanzen selbst in Böden der besten Güteklasse, so etwa in den Schwarzerdeböden der Braunschweig-Magdeburger Börde, mykorrhiziert (eigene Ergebnisse). Offensichtlich wird das Pflanzenwachstum in der Natur immer durch einen Mangel- oder Stressfaktor begrenzt.

Die verschiedenen Mykorrhiza-Typen

Bei den verschiedenen Typen (Abb. 4) dringen bei der ektotrophen Mykorrhiza (Ektomykorrhiza) die Hyphen zwar in den äußeren Bereich des Rindenparenchyms ein, überqueren aber nicht die Zellwände. In diesem Bereich findet der Stoffaustausch zwischen beiden Symbiosepartnern statt. Die Hyphen innerhalb des Rindenparenchyms werden als Hartig'sches Netz bezeichnet. Auf die Wurzeln aufgelagert ist eine Schicht dicht gepackter Hyphen, die man Mantel nennt. Bei weitem nicht alle Wurzeln einer Pflanze werden vom Pilz befallen. Die Wurzeln, die mykorrhiziert werden, schwellen keulig an.

Die Ektomykorrhiza ist für die Laub- und Nadelbäume unserer Wälder typisch. Krautige Pflanzen sind in Ausnahmefällen ektomykorrhiziert. Die Pilze selber gehören zu den Basidio- und Ascomyceten. Bei weitem nicht alle der fast 3000 höherer Pilzarten Mitteleuropas

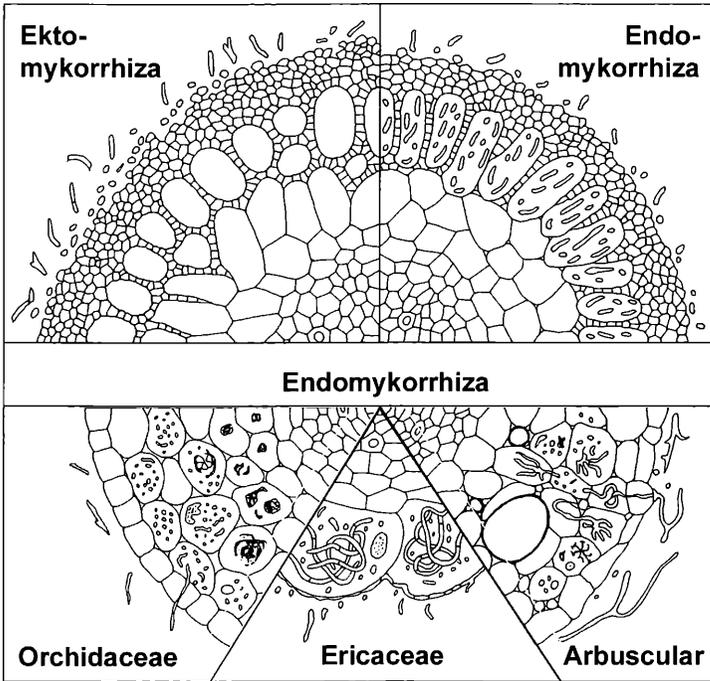


Abb. 4: Die verschiedenen Mykorrhiza-Typen.

sind solche symbiotische Organismen, und für viele ist das noch gar nicht untersucht. Die Untersuchungen dazu sind aufwändig. Zunächst muss man die Pilzfäden anfärben (s. u.), um mikroskopisch festzustellen, ob die typischen Ektomykorrhiza-Strukturen (Hartig'sches Netz, Mantel) vorliegen. Dann wird ein Baum nicht nur von einem einzigen, sondern meist von einer ganzen Reihe von Pilzen besiedelt, und anhand der Hyphenstrukturen im Boden lässt sich nur selten ermitteln, welcher Fruchtkörper und damit welche Art dazu gehört. Also müsste man die Pilze kultivieren. Aber bislang lassen sich nur wenige Pilze in Kultur nehmen, was für Arten wie die Trüffel oder den Pfifferling heute noch ein Traum ist. Einige der gut 50 Ektomykorrhiza-Arten wie der Kahle Krempling oder der Butterpilz lassen sich jedoch kultivieren und sind damit experimentell zugänglich.

Ernährung und Schutz vor Pathogenen

Die Ektomykorrhiza-Pilze versorgen nicht nur die Bäume mit Wasser- und Nährstoffen, sondern schützen sie vor dem Befall durch pathogene Organismen. Das mag darauf zurückzuführen sein, dass sie an den Wurzeln „die

besten Plätze besetzen“ und den Pathogenen die Nährstoffe wegnehmen. Es wird jedoch auch diskutiert, dass sie durch Abgabe von Stoffen, die für Pathogene toxisch sind, deren Wachstum unterdrücken.

Ein einziges Mykorrhiza-Pilzindividuum kann gleich mehrere Bäume besiedeln. Durch die Vermittlung eines Mykorrhiza-Pilzes können Nährstoffe von einem Baum zum nächsten weitergereicht werden. Auf diese Weise könnte eine Mutterpflanze seinen Jungwuchs ernähren, etwa in einem Buchenwald. Die Buche bildet ein dichtes Laubnetz, durch das wenig Licht fällt. Da sich das Buchenlaub nur langsam zersetzt, ist im Buchenwald kein Platz am Boden für Kräuter und Jungwuchs anderer Bäume. Im reinen Buchenwald (Fagetum nudum) und damit dem von Natur aus häufigsten Waldtyp unserer Heimat findet man im Unterwuchs praktisch nur Jungbuchen. Es ist experimentell zu zeigen, ob die Buche ihre „Kinder“ mit Hilfe der Mykorrhiza-Pilze ernährt.

Die Pflanzen versorgen die Pilze an den Hyphen des Hartig'schen Netzes mit Glucose als Kohlenhydrat. Pilze speichern Kohlenhydrate gern in Form von Trehalose, also dem Disaccharid aus zwei Glucose-Molekülen. Stickstoff wird von den Pilzen an die Pflanzen vor allem

als Glutamin oder Alanin abgegeben. Pilze mobilisieren und rezyklisieren aus dem Boden sowohl anorganischen als auch organischen Stickstoff.

Bei den Endomykorrhizen überqueren die Pilzhypen die Wände in den Zellen der Wurzeln. Jedoch bleiben die Zellen intakt, da die Zellmembran (das Plasmalemma) nicht aufgelöst wird. Ein Eindringen in die Zelle über das Plasmalemma würde ihren Tod bedeuten, und genau das geschieht bei pathogenen Interaktionen. Bei Vertretern der Kieferngewächse (Pinaceae) sind Übergänge zwischen Ekto- und Endomykorrhiza feststellbar.

Besondere Endomykorrhiza-Formen kommen bei den Orchideen und bei den Ericaceen (Abb. 4) vor, die aber aus Platzgründen zugunsten der arbuskulären Mykorrhiza nicht behandelt werden.

Die arbuskuläre Mykorrhiza (AM) als wichtigste Mykorrhiza

Die AM ist gekennzeichnet durch die typischen und Namen gebenden Strukturen, die Bäumchen oder Arbuskel (Abb. 5). Diese sind intensive Auffaltung der intraradikalen Hyphen

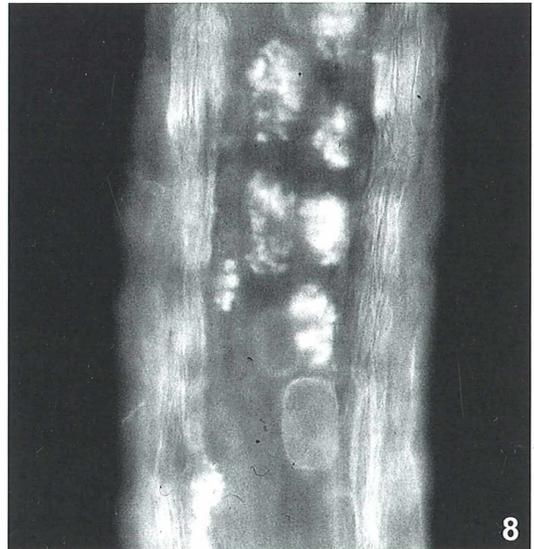
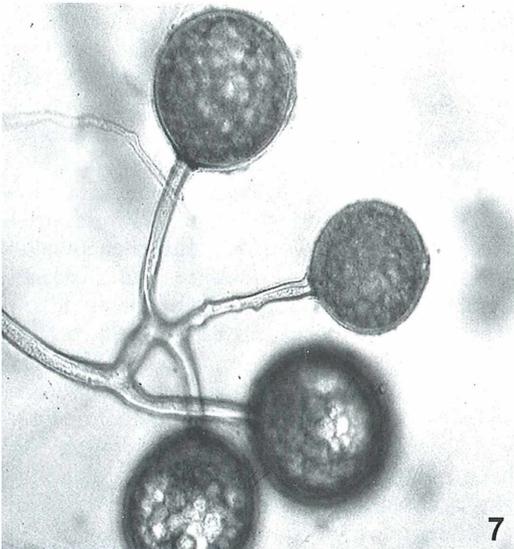


Abb. 5: Ein mit Lactophenolbau angefärbtes Arbuskel. – Abb. 6: Ein Vesikel der arbuskulären Mykorrhiza-Pilze. – Abb. 7: Sporen der arbuskulären Mykorrhiza-Pilze. – Abb. 8: Eine Wurzel des Galmeiveilchens (*Viola calaminaria*) mit Arbuskeln und Vesikeln, Fluoreszenz-Aufnahme).

innerhalb des Rindenparenchyms der Wurzeln. Sie werden von der Cytoplasmamembran des Wirtes umkleidet. Bei dieser Endomykorrhiza wird ebenfalls die Zellwand der Pflanzen aufgelöst, und der Raum zwischen dem Plasmalemma des Wirtes und dem der Pilzhypen wird als Matrix bezeichnet. Alle Substanzen, die zwischen den beiden Symbiosepartnern ausgetauscht werden, müssen die Matrix überqueren und werden über Transportproteine (aktiv) abgegeben beziehungsweise aufgenommen. Damit genügend Platz für die Transportproteine vorhanden ist, sind die Cytoplasmamembranen sowohl der Pilze als auch der Pflanzen im Bereich der Arbuskel stark zur Oberflächenvergrößerung aufgefaltet. Die Arbuskel haben eine Lebensdauer von nur etwa 14 Tagen und werden danach verdaut. Mit der Arbuskelbildung durch die Pilze gehen auch in den sie umgebenden Pflanzenzellen intensive Veränderungen vor. Statt einer einzigen großen Vakuole werden viele kleine gebildet, und die Pflanzenzellen sind reich an Plasma und Mitochondrien. Das deutet auf den intensiven Stoffwechsel in diesen Zellen hin.

Während alle arbuskulären Mykorrhiza-Pilze die Arbuskel bilden, findet man andere Strukturen, die Vesikel (Abb. 6), nicht bei allen, so nicht bei der Gattung *Gigaspora*. Deshalb sagt man heute nur noch arbuskuläre Mykorrhiza und nicht mehr vesikulär-arbuskuläre Mykorrhiza (VAM). Vesikel sind terminale Anschwellungen von Hyphen. Sie sind voll gepackt mit Lipidtröpfchen und dienen somit der Fettspeicherung der Pilze.

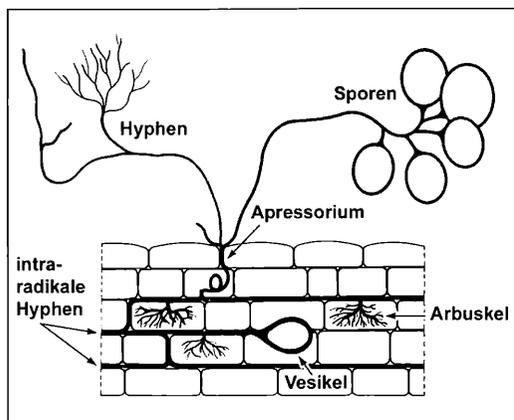


Abb. 9: Der Lebenszyklus der arbuskulären Mykorrhiza-Pilze (siehe Text).

Lebenszyklus der arbuskulären Mykorrhiza

Alle Strukturen der AM-Pilze bleiben unterirdisch. Der Lebenszyklus der Pilze ist einfach. Er beginnt mit einer keimenden Spore (Abb. 7). Deren Hyphe muss die Oberfläche der Wurzel einer geeigneten Wirtspflanze treffen, um sich weiterzuentwickeln. Die Pilzhyphe verbreitert sich auf der Oberfläche der Wurzel (der Rhizodermis), bildet also das so genannte Apressorium. Von dort zwängt sich die Hyphe unter Auflösung der Zellwände zwischen den Rhizodermiszellen in das Rindenparenchym ein, um dort intraradikale Hyphen, Arbuskel und Vesikel zu bilden (Abb. 8). Außerhalb der Wurzeln werden die extraradikalen Hyphen gebildet, die zur Nährstoffaufnahme dienen. Sie können feine Strukturen ausbilden, die so genannte BSA (branched absorbing structures = verzweigte absorbierende Strukturen) (Abb. 9). Vor allem an den extraradikalen Hyphen, aber auch in den Hyphen innerhalb der Wurzeln, werden im Laufe des Jahres die Sporen gebildet. Sexualstadien sind im Lebenszyklus der AM-Pilze nicht bekannt.

Nährstoffmobilisierung durch die AM-Pilze

Unter diversen Stressbedingungen gehen mehr als 80% von allen Höheren Pflanzen eine Symbiose mit AM-Pilzen ein. Stress kann bedeuten Nährstoff- oder Wassermangel, Befall durch Pathogene, Belastung durch Schwermetalle, Salz oder Toxine. Bedingt durch die effiziente Mobilisierung der Nährstoffe durch die feinen Pilzhypen wachsen die Pflanzen besser und werden damit widerstandsfähiger gegen die Stressoren. Im Boden sind sie wesentliche Faktoren beim Mobilisieren von anorganischen und organischen Nährstoffen (Hodge et al., 2001), obwohl quantitative Daten derzeit fehlen.

Wenn man Pilzsporen auf Platten keimen lässt, wachsen die Hyphen zunächst aus, stellen aber bald das Wachstum ein. Dabei werden bei vielen AM-Pilzen die Hyphen durch Einziehen von Querwänden unterteilt, also septiert. Nur beim erfolgreichen Finden einer Wurzeloberfläche wachsen die Pilze weiter. Zwischen Pflanze und Pilzen werden Nährstoffe ausgetauscht. Die Pilze erhalten von der Pflanze Kohlenhydrate, wobei wie bei den Ektomykorrhiza-Pilzen Glucose als Transportmolekül verwendet wird. Sie liefern Phosphat, Schwefel und Stickstoff (als

Arginin und auch Nitrat) sowie Kationen wie Kalium, Magnesium, Kalzium, Eisen, Molybdän, Mangan. Zusätzlich tauschen offensichtlich beide Partner Spurenstoffe und Vitamine aus. Da man diese Stoffe nicht kennt, kann man bislang die Pilze nicht unabhängig vom Wirt kultivieren. Allerdings lassen sich die Pflanzen durch bestimmte Bakterien der Gattung *Paenibacillus* ersetzen. Ein Gemisch von *Paenibacillus validus*-Stämmen erlaubt das Wachstum des AM-Pilzes bis zur Bildung von reifen Sporen (Hildebrandt et al., 2006). Es ist noch unklar, welche Stoffe von *Paenibacillus* das Wachstum der Pilze ermöglichen. Es dürfte nur eine Frage der Zeit sein, bis man die Zusammenhänge versteht, so dass man die Pilze unabhängig vom Wirt kultivieren kann.

Genom der AM-Pilze

Eine Zelle der Pilze enthält 1000 oder noch mehr Kerne. Wahrscheinlich sind die Kerne genetisch nicht ganz einheitlich. Somit ist eine interessante Frage in der AM-Forschung, wie die genetische Information weitervererbt wird. Die AM-Pilze bilden eine systematisch völlig eigenständige Gruppe, die Glomeromycota, wie erst kürzlich gezeigt wurde (Schüßler et al., 2001). Damit ist die genetische Information in der DNA bei AM anders als bei sonstigen Organismen. Dies erschwert die Charakterisierung der Gene oder deren Produkte. Aus all diesen Gründen ist die AM-Symbiose bei weitem nicht so gut untersucht wie die der Knöllchenbakterien (*Rhizobium*) und Leguminosen. Das Sequenzieren des kompletten Genoms eines AM-Pilzes, *Glomus intraradices*, wird derzeit durchgeführt.

Anhand morphologischer Kriterien, etwa der Sporen, gelingt es nicht, die Pilze eindeutig zu identifizieren. Es gibt nur 4–5 Spezialisten weltweit auf dem Gebiet, die sich allerdings uneinig in der systematischen Aufgliederung der Pilze sind. Heute werden die Pilze hauptsächlich mittels molekularer Methoden charakterisiert. Hier nimmt man gern die 18S-rDNA. Da sie in hoher Kopienzahl im Genom vorliegt, können Teilbereiche von ihr durch PCR (Polymerase-Ketten-Reaktion) leicht vermehrt und anschließend sequenziert werden. Über eine Computeranalyse werden Stammbäume von den Sequenzen der verschiedenen Pilze erstellt. Diese Arbeit steckt in den Anfängen, und man findet

immer wieder neue Pilzsequenzen aus den diversen Böden.

Vorkommen von AM-Pilzen

Einige Pflanzenfamilien, wie die Kohlgewächse (Brassicaceae), die Gänsefußgewächse (Chenopodiaceae), die Binsen (Juncaceae) oder bei den Schmetterlingsblütlern (Fabaceae) die Gattung *Lupinus* (Lupinen), können keine oder zumindest keine effiziente Symbiose mit AM-Pilzen eingehen. Es ist unklar, wieso diese Gruppen die Pilze nicht für sich nutzbar machten. Jedoch ist das nicht absolut. Unter den Brassicaceae zeigten unsere Untersuchungen (Hildebrandt et al., 2007) bei der Gattung *Thlaspi* (Hellerkraut), dass doch einzelne Wurzeln mykorrhiziert sein können, und dass dabei alle Strukturen (intraradikale Hyphen, Arbuskel, Vesikel) ausgebildet werden. Aber dieses ist nur bei etwa einer von 100 Wurzeln der Fall, so dass schwerlich eine effektive Symbiose ausgebildet wird. Jedoch ist die Effizienz einer Mykorrhiza nicht umso besser, je höher der Mykorrhizierungsgrad der Wurzeln ist. Wenn zu viele der Wurzeln einer Pflanze mykorrhiziert sind, müssen diese wohl zu viele Nährstoffe an den Mikrosymbionten abgeben.

Kultivierung und Anwendung von AM-Pilzen

Da die Pilze sich (bislang) nicht unabhängig vom Wirt kultivieren lassen, müssen sie mühsam vermehrt werden. Gern werden zur Vermehrung als Wirtspflanzen *Tagetes* oder Saubohne (*Vicia faba*) genommen. Als Bodensubstrat werden Torf, Sand oder Blähton verwendet, in die die Sporen inokuliert werden. Blähton eignet sich besonders gut, denn seine Kügelchen enthalten kleine Löcher, in welche die Hyphen hineinwachsen. Da die Löcher im Blähton teilweise blind enden, können die Hyphen dort nicht weiter wachsen und sporulieren dann. Nach dem Wachsen kann man den Sporen enthaltenden Blähton leicht von den Pflanzen abstreichen und als Inokulat verwenden. Es gibt in Deutschland kleinere Firmen, die sich mit der Herstellung von Mykorrhiza-Inokulaten beschäftigen. Die Schwierigkeit bei der Mykorrhiza-Vermehrung liegt in der Herstellung von einheitlichem und stets gleich effizientem Material. Da die Pilze sich nicht steril (nicht frei von Bakterien) kultivieren lassen, ist

die Qualitätskontrolle der Inokulate derzeit ein großes Problem.

Theoretisch ist das Anwendungspotential der AM-Pilze enorm. Sie werden im Gewächshaus bei der Anzucht von Zierpflanzen eingesetzt, um phytopathogene Pilze zurückzudrängen und ein rascheres Blühen zu ermöglichen. AM-Pilze besiedeln Pflanzen von Schwermetall- und Salzstandorten. Offensichtlich sind einige Pilzarten besonders an die extremen Bedingungen dieser Standorte angepasst. Das Schwermetallveilchen (*Viola calaminaria*) ist stark mykorrhiziert. Von seinen Wurzeln lässt sich ein Pilz isolieren, der Schwermetallresistenz auf Kulturpflanzen überträgt, wenn man zusätzlich die Düngung optimiert (Abb. 10; Hildebrandt et al., 1999).

Auch Pflanzen von Salzstellen (Salzaster, Meereswegerich, Meeresbeifuß) sind stark mykorrhiziert. Ein Pilzisolat, das Salzresistenz auf Kulturpflanzen überträgt, wäre besonders interessant (Hildebrandt et al., 2007). Etwa 7% der Landoberfläche ist durch den hohen Salzgehalt des Bodens für die Landwirtschaft unbrauchbar. Man könnte auch an eine Bewässerung mit Meerwasser denken, wenn Pilzisolat tatsächlich in der Lage wären, Salzresistenzen auf Pflanzen zu übertragen. Ein anderer Denkansatz liegt bei der Entsorgung von Radionukliden, etwa im Boden der Umgebung von Tschernobyl. Pilze mobilisieren ja effizient Kationen. Das gilt auch für die Radionuklide ^{90}Sr und ^{137}Cs . Beide könnten durch den Einsatz von effizienten Mykorrhiza-Pilzen in den Pflanzen deponiert werden. Dabei würde Sr (wie Ca) als immobiles Element vor allem in den Wurzeln und Cs (wie K) als mobiles Kation vor allem im Spross abgelagert. Man könnte die Pflanzen an geeigneten Standorten entsorgen und dort die Radionuklide anreichern. All dieses sind faszinierende Anwendungsaspekte, die jedoch derzeit noch nicht über das Forschungs- und Entwicklungsstadium hinausgekommen sind. Weiterführende Literatur ist vorhanden (Werner 1987; Smith und Read, 1997; Varma et al. 1998; Jeffries et al., 2003; Hildebrandt et al., 2007).

Methode zum Anfärben und Sichtbarmachen der Pilzstrukturen in den Wurzeln

Ohne spezielle Behandlung können die Hyphen und sonstigen Strukturen in den Wurzeln

mikroskopisch praktisch nicht erkannt werden. Daher ist ein differentielles Anfärben der Pilzstrukturen mit Lactophenolblau von Merck oder Trypanblau von Sigma (beides schwach giftig) sowohl bei Ekto- und Endomykorrhiza-Pilzen notwendig:

Etwa 0,5 g Material aus verschiedenen Bereichen der Wurzel(n) wird in 5 ml FAA Lösung fixiert und bis zur Färbung in dieser Lösung bei Raumtemperatur aufbewahrt. Die FAA Fixierlösung besteht aus: 6% Formaldehyd, 2,3% Eisessig, 45,85% Ethanol (oder 50% Spiritus) (jeweils v/v) sowie 45,85% Wasser.

Zum Anfärben werden die Wurzelsegmente 35 min bei 90 °C im Heizblock in 10% KOH inkubiert, wodurch die Wurzeln aufgehellt werden. Nach gründlichem Spülen mit Wasser wird das Material 10 min bei Raumtemperatur in 3,7% HCl angesäuert. Danach wird das Wurzelmaterial mit Lactophenolblau gefärbt. Dazu werden 0,5 g pro Liter in einer Mischung

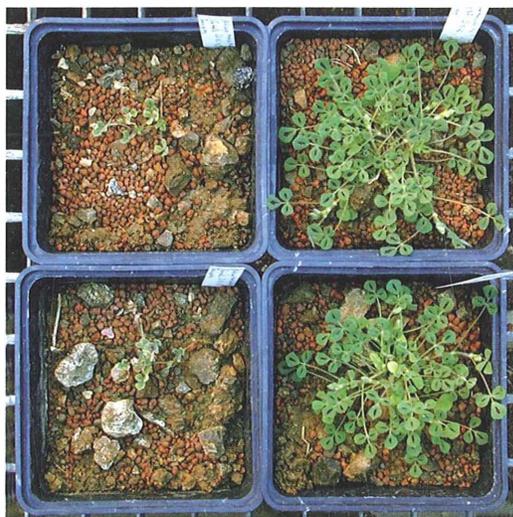


Abb. 10: Der Einsatz von Mykorrhiza-Pilzen erlaubt das Wachstum von Kulturpflanzen bei optimaler Düngung sogar im Schwermetallboden. Im Versuch wurde Galmeiboden vom Breinigerberg bei Stolberg/Aachen verwendet. Kulturpflanzen wie Luzerne (*Medicago truncatula*) lassen sich in diesem wie in anderen Schwermetallböden kultivieren, wenn man die Düngung optimiert, und wenn man mit einem Mykorrhizapilz inokuliert (hier: *Glomus intraradices*, isoliert von der Wurzel des Galmeiveichens, *Viola calaminaria*). Links = nicht mykorrhizierte Kontrolle, rechts = inokuliert mit dem Pilz.

aus 2/3 50% Lactat und 1/3 Glycerin gelöst. Durch anschließende 2–3malige Behandlung mit 50% Lactat oder 50% Glycerin wird das Pflanzengewebe entfärbt, während die Pilzstrukturen blau bleiben. Die Proben können in Lactat oder Glycerin bis zum Auszählen des Mykorrhizierungsgrades gelagert werden.

Zur Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades werden die gefärbten Wurzelsegmente auf einem Objektträger ausgebreitet und unter dem Mikroskop bei 125facher Vergrößerung auf das Vorkommen von Mykorrhiza-Strukturen untersucht. Bei dieser Vergrößerung sind 1,4 mm lange Wurzelabschnitte zu sehen, wenn der Bildausschnitt von einer Wurzel voll durchquert wird. Für jedes Wurzelsegment kann das Auftreten von Hyphen, Arbuskeln und Vesikeln getrennt protokolliert werden, wobei ein Wurzelstück – unabhängig von der Dichte der Pilzstrukturen – als mykorrhiziert eingestuft wird, wenn es mindestens eine Hyphe, ein Vesikel oder einen Arbuskel enthält. Für jede Probe sollten bei dieser als Gridline Intersect bezeichneten Methode mindestens 300 Wurzelabschnitte untersucht werden, um statistisch gesicherte Resultate zu erhalten. Die erhaltenen Werte variieren von 0% (z. B. bei vielen Brassicaceae) bis zu 80–90% aller Wurzeln mit Mykorrhiza-Strukturen bei guten Mykorrhiza-Pflanzen (etwa bei der Salzaster, *Aster tripolium*).

Literaturhinweise

- Hildebrandt, U., Kaldorf, M., Bothe, H.: The zinc violet and its colonization by arbuscular mycorrhizal fungi. *J. Plant Physiol.* 154, 709–717 (1999).
- Hildebrandt, U., Ouziad F., Marner F.-J., Bothe, H.: The bacterium *Paenibacillus validus* stimulates growth of the arbuscular mycorrhizal fungus up to the formation of fertile spores. *FEMS Microbiol. Letters* 254, 258–267 (2006).
- Hildebrandt, U., Regvar, M., Bothe, H.: Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. *Phytochemistry* 68, 139–146 (2007).
- Hodge, A., Campbell, C. D., Fitter A. H.: An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature* 413, 297–299 (2001).
- Jahn, H.: *Pilze Rundrum*. Parey-Verlag, Hamburg 1949.
- Jeffries, P., Gianinazzi, S., Perotto, S., Turnau, K., Barea, J.-M.: The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biol. Fert. Soils* 37, 1–16 (2003).

- Schüssler, A., Schwarzott, D., Walker, C.: A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol. Res.* 105, 1413–1421 (2001).
- Smith, S. E., Read, D. J.: *Mycorrhizal symbiosis*, 2. ed. Academic Press, San Diego 1997.
- Varma, A. Hock, B. (eds): *Mycorrhiza, structure, function, molecular biology and biotechnology*, 2. ed. Springer, Berlin 1998.
- Werner D.: *Pflanzliche und mikrobielle Symbiosen*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1987.

Verfasser: Prof. Dr. Hermann Bothe, Botanisches Institut, Universität zu Köln, Gyrhofstr. 15, 50923 Köln, E-Mail: Hermann.Bothe@uni-koeln.de

ENTSCULDIGUNG,
SIE HABEN
DA EINEN
BRUNNEN
AM OHR HÄNGEN.

**SCHMUCK KAUFEN
ODER KINDERN IN LATEINAMERIKA
ZUKUNFT SCHENKEN.**

Sichern Sie mit 31 Euro
im Monat das Leben
eines Kindes. Werden Sie Pate!
Rufen Sie uns an!
0180 33 33 300
(9 Cent/Min.)

KINDER
NOT
HILFE

Kindernothilfe e.V.
Düsseldorfer Landstraße 180
47249 Duisburg
www.kindernothilfe.de

euromex

MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

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

Fordern Sie unseren Prospekt an

MIKROSKOP F-REIHE

euromex microscopen b.v.

Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
Tel.: +31.26.323.4473, Fax +31.26.323.2833
email: euromex@tref.nl, web: <http://www.euromex.nl>

Aus der Industrie

Anti-Aging für Fassaden: Nanobindemittel COL.9® revolutioniert Fassadenanstriche

Vor über drei Milliarden Jahren begann das Leben auf der Erde. Fast ebenso lange hatte die Evolution Zeit, Biomineralien wie Knochen, Zahnschmelz oder Perlmutter zu optimieren. Diese Verbundwerkstoffe der Natur vereinen die Härte kristalliner Mineralien wie Hydroxylapatit oder Aragonit mit der Flexibilität organischer Substanzen wie Kollagen oder Chitin und gehören so zu den stabilsten Materialien der Natur. Entscheidend dafür sind Feinstrukturen in der Größenordnung von einigen Nanometern, in denen sich anorganisches Mineral und organischer „Kitt“ miteinander verbinden.

An diesem Vorbild der Natur orientiert sich COL.9®, ein neuartiges Nanobindemittel der BASF für Fassadenfarbe. COL.9 besteht aus einer Dispersion organischer Kunststoffpolymerteilchen, in die gleichmäßig verteilt wenige Nanometer große Partikel aus Silika, dem Grundstoff von Glas und Quarz, eingebettet sind (Abb. 1). Dank dieser Kombination aus elastischer Organik und hartem Mineral verbinden Farben auf der Basis von COL.9 die unterschiedlichen Vorteile herkömmlicher Anstrichtypen. So sind die weitverbreiteten Dispersionsfarben auf Kunstharzbasis im Gegensatz zu spröden Mineralfarbenstrichen zwar sehr rissfest. Doch im Sommer, wenn dunkle Hauswände in der Sonne Temperaturen von 80 °C und mehr erreichen, zeigen diese Farben ihre Schwäche: In der Wärme weicht das Kunstharz auf – Rußteilchen und andere Schmutzpartikel bleiben an seiner Oberfläche regelrecht kleben. Dem Nanoverbund von COL.9 dagegen fehlt aufgrund des hohen Silika-Anteils diese thermoplastische Klebrigkeit. Gleichzeitig sorgen die Mineralpartikel für eine hydrophile, also Wasser anziehende Oberfläche des Anstrichs, auf der sich Regentropfen sofort gleichmäßig verteilen. Das hat in Sachen Sauberkeit gleich zwei Vorteile: Bei starkem Regen werden Schmutzpartikel auf breiter Front abgewaschen. Gleichzeitig trocknet der nach dem Regen zurückbleibende dünne Wasserfilm extrem schnell, was der Bildung von Schimmel vorbeugt. Der in dicken Tropfen gleich-

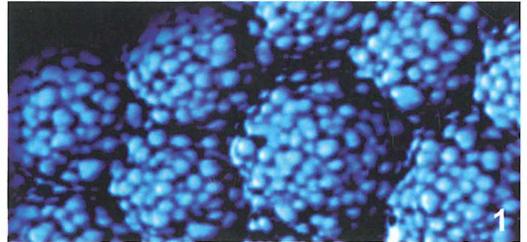


Abb. 1: Anorganische Nanopartikel, homogen in organische Polymerteilchen eingearbeitet und fixiert, erzeugen ein ideales Eigenschaftsprofil bei Fassadenfarben.

mäßig abperlende Regen auf Wasser abweisenden Oberflächen reiner Kunstharzanstriche erzeugt dagegen oft unschöne Schmutzläufer (Abb. 2).

Neben dem Einsatz in Fassadenfarben könnte das Produkt in absehbarer Zeit auch in wasserbasierten Holzlasuren Verwendung finden, für die es dank seines ausgewogenen Verhältnisses von Härte und Elastizität ideal geeignet ist. Auch stark beanspruchte Fußbodenbeschichtungen, etwa in Parkhäusern, könnten von COL.9 profitieren – vor allem im Außenbereich, wo Witterungsbeständigkeit und Schmutzresistenz besonders gefragt sind.

Weitere Informationen:

BASF SE, 67056 Ludwigshafen

Internet: www.basf.de/wissenschaft_populaer

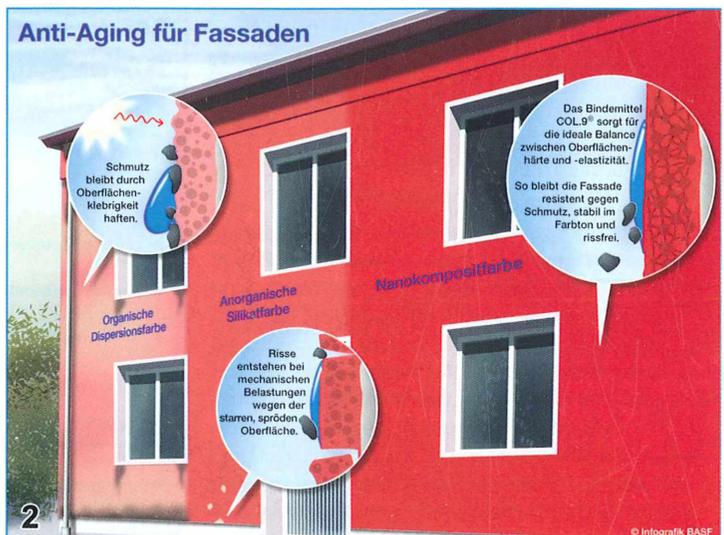


Abb. 2: Eigenschaften verschiedener Fassadenanstriche.

Gesteinsmetamorphose unter dem Mikroskop – Mineralumwandlungsprozesse bei abnehmenden Druck- und Temperaturbedingungen

Robert Sturm

Die aus einer Gesteinsmetamorphose resultierenden Mineralumwandlungen stellen für den Erdwissenschaftler ein wichtiges Untersuchungsgebiet dar, vermögen jedoch auch den Mikroskopiker aufgrund ihrer Formenvielfalt in ihren Bann zu ziehen. Mit Hilfe der Dünnschliffmikroskopie ist es häufig möglich, einzelne Stufen mineralischer Transformationsprozesse fotografisch zu erfassen. Die Faszination derartiger Abläufe wird noch zusätzlich dadurch vergrößert, dass diese sowohl bei steigenden als auch bei abnehmenden Druck- und Temperaturbedingungen auftreten. Dabei können sich die unter den jeweiligen physikalischen Bedingungen gebildeten Mineralvergesellschaftungen mitunter recht deutlich unterscheiden. In diesem Beitrag sollen einige interessante Beispiele von Mineralumwandlungen des absteigenden Metamorphoseastes zur Vorstellung gelangen.

Die Metamorphose von Gesteinen bezeichnet im Allgemeinen deren Umwandlung unter sich ändernden physikalischen und chemischen Bedingungen (Druck, Temperatur, Infiltration und Wirkung flüssiger Phasen). Dieser Vorgang erfolgt unter Umkristallisation und eventueller Verformung des Gesteinsgefüges und – was in diesem Zusammenhang besonders wichtig erscheint – unter Beibehaltung des festen Zustandes. Die Endprodukte eines metamorphen Umwandlungsprozesses werden Metamorphite genannt. In den Erdwissenschaften wird der Begriff der Gesteinsmetamorphose für all jene mineralischen Transformationen gebraucht, welche in einer gewissen Tiefe unter der Erdoberfläche ablaufen (Matthes, 1990), weshalb zum Beispiel Verwitterungsvorgänge oder diagenetische Prozesse, wie sie etwa in unterseeischen Sedimenten auftreten, nicht mitgezählt werden. Eine erwähnenswerte Ausnahme bildet hier die so genannte Impaktmetamorphose, bei der infolge eines Meteoriteneinschlages und dessen freigesetzter Energie eine Umwandlung der umliegenden Gesteinsverbände erfolgt.

Die metamorphe Umwandlung eines Ausgangsgesteines (Edukt oder Protolith) kann im Wesentlichen auf drei Arten geschehen. Bei der Kontaktmetamorphose kommt es zum Eindrin-

gen eines magmatischen Körpers (Pluton) in höher gelegene Krustenniveaus und zu einer daraus resultierenden, vermehrt thermischen Um- und Rekristallisation des angrenzenden Nebengesteins. Die Temperaturen eines derartigen Umwandlungsprozesses schwanken je nach Größe und Wärmekapazität des eindringenden Plutons zwischen 600 und 850 °C, während dessen Entfernung von der Erdoberfläche zwischen 1 und 6 km liegt, was einem Belastungsdruck von 0,3 bis 2 kbar entspricht.

Bei der Dislokations- oder Dynamometamorphose, welche an tektonische Störungszonen gebunden ist, erfolgt eine vermehrt mechanische Wirkung auf das Edukt und seinen Mineralinhalt. Findet diese mechanische Einwirkung auf das Ausgangsgestein in geringer Erdtiefe statt, so bilden sich tektonische Breccien oder Kataklastite, wohingegen selbige Vorgänge in größerer Tiefe zur Entstehung von Myloniten mit teilweiser Mineralrekristallisation und -neubildung führen. Als anschauliches Beispiel für eine derartige Mylonitisierung kann die Umwandlung eines Granitgesteins in einen Granat-Biotit-Schiefer, wie sie an manchen Stellen der Zentralalpen zu beobachten ist, genannt werden (Abb. 1).

Als dritter Metamorphosetypus ist schließlich noch die Regionalmetamorphose anzuführen,

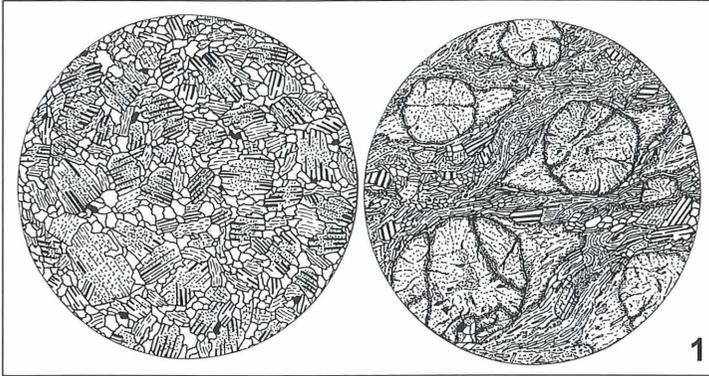


Abb. 1: Zeichnerische Darstellung der metamorphen Umwandlung eines granitischen Ausgangsgesteins in einen Granat-Biotit-Schiefer. Neben der Veränderung des Mineralbestandes tritt hier vor allem eine Modifikation des Gesteinsgefüges insofern auf, als ein nahezu gleichkörniges Gefüge in ein porphyroblastisches Gefüge (große Kristalle in feiner Matrix) transformiert wird.

deren Besonderheit darin liegt, dass sie an verschiedene Prozesse der Gebirgsbildung (z. B. Geosynklinalbildung, Plattenkonvergenz, Faltung) geknüpft ist. Zudem ist das von der Gesteinsumwandlung betroffene Areal wesentlich größer als jenes der Kontakt- beziehungsweise Dislokationsmetamorphose. Die Regionalmetamorphose gliedert sich in die regionale Versenkungsmetamorphose an so genannten Subduktionszonen und die thermisch-kinetische Umkristallisationsmetamorphose, welche im Zusammenhang mit der Überschiebung und Verfaltung von tektonischen Einheiten zu sehen ist (Matthes, 1990; Zeil, 1990).

Der Mineralinhalt (Paragenese) eines Metamorphites repräsentiert im Normalfall den höchsten Grad einer von zunehmendem Druck und steigender Temperatur gekennzeichneten (prograden) Gesteinsumwandlung. Es kann jedoch auch sein, dass Mineralumwandlungen, welche für eine abnehmende (retrograde) Metamorphose typisch sind, stärker in Erscheinung treten und die prograd gebildete Paragenese sukzessive überprägen. Eine derartige retrograde Gesteinsumwandlung wird auch mit dem Begriff Diaphthorose bezeichnet und tritt hauptsächlich bei der Dislokationsmetamorphose auf, wobei den fluiden Phasen H_2O und CO_2 eine besondere Rolle zukommt. Im vorliegenden Beitrag sollen mit der Pinitisierung, der Myrmekitbildung und der Chlorisierung drei Beispiele für eine retrograde Mineraltransformation anhand mikroskopischer Bilder dargestellt und diskutiert werden. Die Beispiele stammen aus Scherzonen (Horizontalverschiebungen zweier angrenzender lithologischer Einheiten), welche am Südwestrand der Böhmisches Masse beziehungsweise in den Zentralalpen gelegen sind.

Methodik – Dünnschliffmikroskopie metamorpher Gesteine

Zur Mikroskopie metamorpher Mineralumwandlungen ist die Herstellung petrographischer Dünnschliffe erforderlich. Im Gegensatz zu magmatischen Gesteinen, deren Mineralbestand meist keiner signifikanten Regelung unterworfen ist, tritt bei Metamorphiten häufig durch Einwirkung einer gerichteten Druckkomponente eine einheitliche Ausrichtung der Minerale auf. Eine derartige Schieferung spielt für die Orientierung der Dünnschliffe insofern eine entscheidende Rolle, als jene parallel zur Schieferung ausgerichteten Schnitte zumeist über zusätzliche Details verfügen (z. B. Druckschatten), welche im Querschnitt nicht sichtbar sind.

Die Herstellung der Dünnschliffe erfolgt nach genormten Arbeitsschritten (Sturm, 1995), welche die Aufbringung des aus dem Gestein herausgeschnittenen Klötzchens auf einen Glasobjektträger mittels Zweikomponentenkleber, den Abschleif des Klötzchens bis zu einer Dicke von $30\ \mu m$ und das Eindeckeln des erhaltenen Schliffes unter Verwendung eines hoch lichtbrechenden Mediums beinhaltet. Für die effiziente Mikroskopie der Dünnschliffe empfiehlt es sich, das Lichtmikroskop mit einem Drehtisch und mit einem Paar von gekreuzten Polarisationsfiltern (Polarisator/Analyseur) zur Herstellung eines Dunkelfeldes auszustatten.

Exemplarische Darstellung retrograder Mineralumwandlungsprozesse

Die in Abbildung 2 fotografisch festgehaltene Pinitisierung bezeichnet eine retrograde Um-

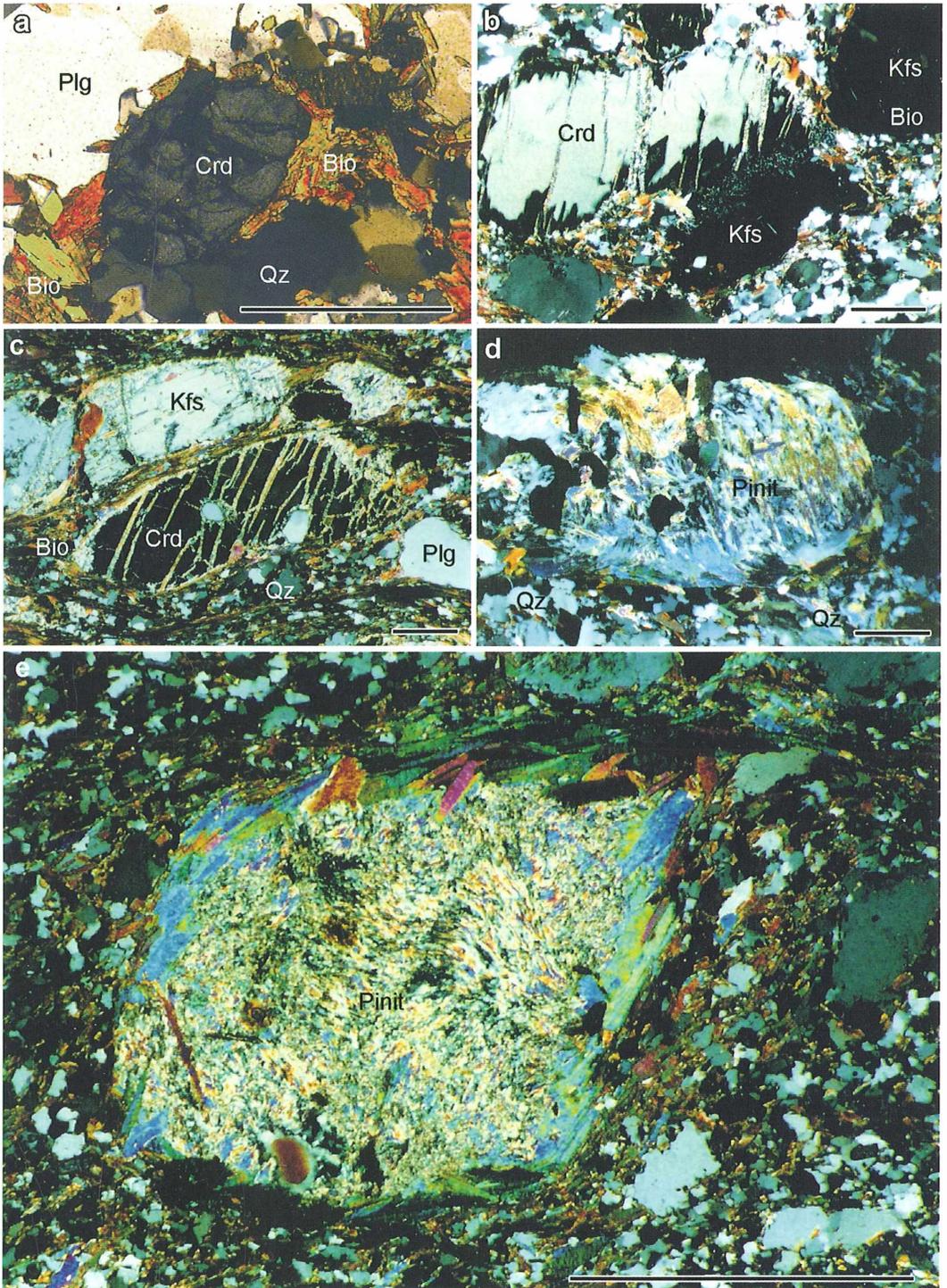
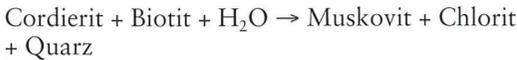


Abb. 2: Ablauf der Pinitisierung von Cordierit. Die Abbildungen a–d sollen einen zunehmenden Grad der Umwandlung von Cordierit in ein feinkörniges Gemenge aus Chlorit und Hellglimmer verdeutlichen, während in Abbildung e ein vollständig pinitisiertes Korn dargestellt ist. Abkürzungen: Bio Biotit, Crd Cordierit, Kfs Kalifeldspat, Plg Plagioklas, Qz Quarz. Maßstrich: 1 mm.

wandlung des Hochtemperaturminerals Cordierit zu einem meist sehr feinkörnigen Gemenge von Chlorit und Hellglimmer nach Zufuhr von H_2O . Nach Yardley (1989) lässt sich für diese Transformation folgende chemische Reaktion definieren:



Thermodynamischen Untersuchungen zufolge beginnt die Pinitisierung bei Temperaturen zwischen 475 und 500 °C und setzt sich bis zum Erreichen hydrothermalen Bedingungen (ca. 400 °C) fort, was zur Folge haben kann, dass das ursprüngliche Cordieritkorn zur Gänze von den Niedrigtemperaturphasen ersetzt wird. Bleibt der Umriss des zu substituierenden Kristalls in etwa erhalten, so spricht man von einer Pseudomorphose (Abb. 2e). Der Ablauf der Pinitbildung folgt einem relativ festen Schema, demzufolge obige Umwandlungsreaktion zunächst in Rissen des Cordierit, welche im Zuge der mechanischen Beanspruchung des Gesteins entstanden sind, stattfindet. Dabei entstehen zum Teil Kristalle von nur wenigen Mikrometern Größe (Abb. 2a–b). Von den Rissen ausgehend beginnt sich die Mineralumwandlung sukzessive auf den gesamten Cordieritkristall auszudehnen (Abb. 2c–d), wobei das Volumen des auf diese Weise aufgezehrten, ursprünglichen Kornes von der Reaktionsdauer, das heißt von der Abkühlungsgeschwindigkeit des Wirtsgesteins abhängig ist. Letzterer Parameter wird in erheblichem Maße von der Hebungsdauer der lithologischen Einheit mitbestimmt. Mit Hilfe der Elektronenstrahlmikrosonde lässt sich der Grad der Pinitisierung insofern bestimmen, als eine kontinuierliche Zunahme des Wassergehaltes bei entsprechenden in Umwandlung begriffenen Cordieritkristallen festgehalten werden kann.

Eine besondere Form der Umwandlung stellt die Bildung myrmekitischer Gefüge dar, welche in der Regel feinste „wurmformige“ Verwachsungen zwischen Natrium-reichem Plagioklas und Quarz repräsentieren (Abb. 3). Derartige feinkörnige Gefüge werden in der Fachsprache auch als Symplektite bezeichnet. Die der Bildung von Myrmekiten zugrunde liegende chemische Reaktion stand lange Zeit im Mittelpunkt wissenschaftlicher Diskussion, wird aber neuerdings als Abbaureaktion von Kalifeldspat angesehen. Laut Barker (1990) lässt sich dabei folgende Reaktion definieren,

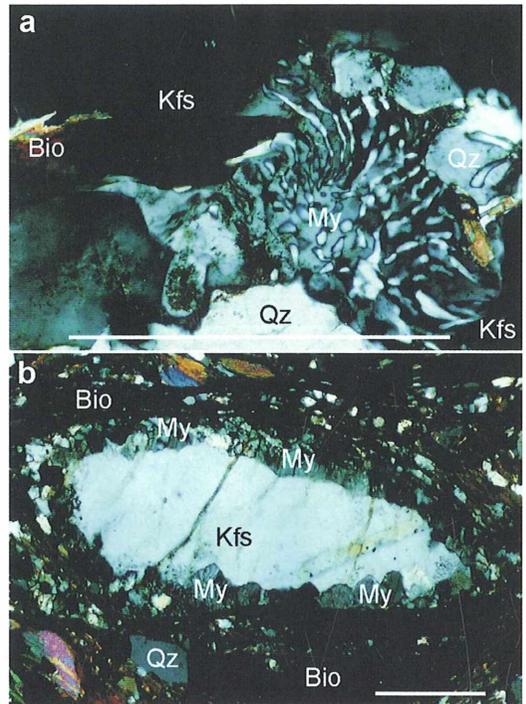
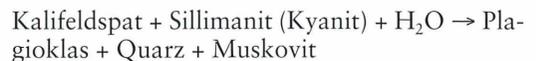


Abb. 3: Formen der Myrmekit-Bildung in granitischen Metamorphiten. Von kuppel- oder blasenförmigen Myrmekiten (a), welche in Kalifeldspat eindringen, sind Corona-förmige Myrmekite (b) zu unterscheiden, die den Ausgangskristall in Form eines Saumes umgeben. Abkürzungen: siehe Abb. 2, My Myrmekit. Maßstriche: a 0,5 mm, b 1 mm.

welche etwa bei Temperaturen von 500 °C auftritt:



Grundsätzlich lassen sich zwei Typen des myrmekitischen Gefüges unterscheiden. Hier ist zum einen der blasenförmige (bulböse) Myrmekit zu nennen, bei welchem die symplektitische Struktur in den benachbarten Kalifeldspat intrudiert (Abb. 3a). Zum anderen kann der in Abbau begriffene Kalifeldspat aber auch von einer Corona aus Myrmekit (und Muskovit) umgeben sein (Abb. 3b), wobei diese Form vermehrt am Rand von Feldspatkristallen auftritt, auf welche erhöhte Deformationskräfte wirken (Barker, 1990).

Als dritte retrograde Mineralumwandlung soll die Chloritisierung zu einer etwas näheren Be-

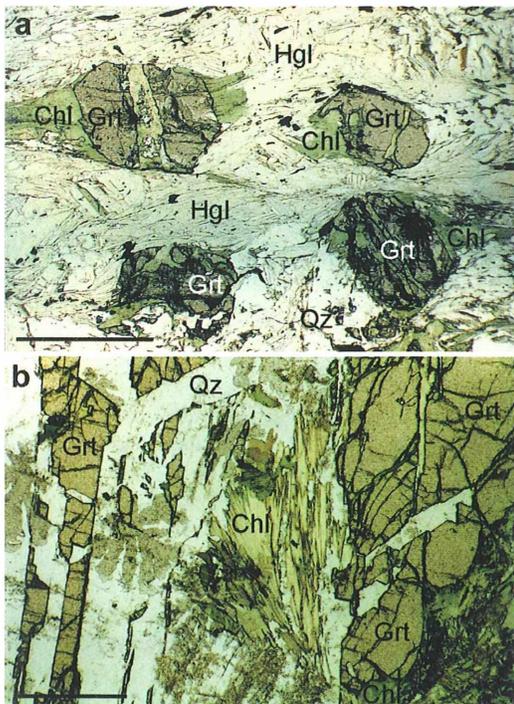
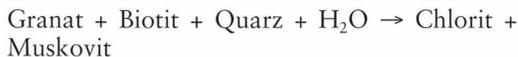


Abb. 4: Chloritisierung als retrograde Abbaureaktion von Granat. Chlorit bildet sich sowohl in Form so genannter Druckschatten an den Druck abgewandten Seiten des Granatkorns (a) als auch in Rissen des Ausgangskristalls aus (b). Abkürzungen: Chl Chlorit, Grt Granat, Hgl Hellglimmer, Qz Quarz. Maßstriche: a 1 mm, b 0,5 mm.

trachtung gelangen. Besonders häufig lässt sich diese Reaktion in Granat-Biotit-Schiefen beobachten, in welchen im Temperaturbereich zwischen 400 und 500 °C unter anderem folgende Abbaureaktion auftreten kann (Yardley, 1989):



Besonders eindrucksvoll erscheint die Chloritisierung vor allem dann, wenn sie während des Einwirkens von Verformungskräften auf das Wirtsgestein abläuft. In diesem Fall entstehen an den Druck abgewandten Seiten großer Granatkristalle Druckschatten aus Chlorit, welche zur näheren Charakterisierung der Deformation herangezogen werden können (Abb. 4a). Die Chloritbildung erfolgt jedoch nicht nur an den äußeren Korngrenzen des Granats, son-

dern auch im Korninneren, wobei ähnliche Abläufe wie bei der Pinitisierung registriert werden können. Granatkristalle entwickeln demzufolge durch die metamorphe Druckeinwirkung zahlreiche Risse und Sprünge, in welche die flüssige Phase einzudringen vermag und obige Reaktion auslöst. Bei anhaltender Spannung werden die Risse sukzessive erweitert, und die Chloritisierung setzt sich kontinuierlich fort (Abb. 4b).

Resümee

Anhand der oben vorstellten Beispiele konnte demonstriert werden, dass die Beobachtung metamorpher Umwandlungsprozesse im Dünnschliff ein durchaus interessantes und lohnendes Betätigungsfeld für den Profi- und Amateurmikroskopiker darstellt. Für die Erzeugung der notwendigen Dünnschliffe ist es freilich erforderlich, über eine entsprechende Anzahl an Geräten (Diamantsäge, Schleifmaschine) zu verfügen, wodurch nicht Jedermann der Zugang in den petrologischen Mikrokosmos gewährt werden kann. Andererseits ist das Probenmaterial in nahezu unbegrenzter Menge vorhanden und birgt immer wieder neue Formen metamorpher Gefüge und Reaktionen, so dass das Interesse an der Materie über lange Zeit bestehen bleibt.

Literaturhinweise

- Barker, A. J.: Introduction to metamorphic textures and microstructures. Blackie & Son Limited, Glasgow 1990.
- Matthes, S.: Mineralogie. Springer, Heidelberg 1990.
- Sturm, R.: Geologisch-petrographische Bearbeitung eines cordieritführenden Mylonits und seiner Umrahmung im Bereich des Pfahls, oberösterreichisches Moldanubikum. Diplom-Arbeit, Universität Salzburg 1995.
- Yardley, B. W. D.: An introduction to metamorphic petrology. Longman Group, Harlow, London 1989.
- Zeil, W.: Brinkmanns Abriß der Geologie. Band 1: Allgemeine Geologie. Enke, Stuttgart 1990.

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm, Brunnenleitweg 41, A-5061 Elsbethen, Österreich

Neue Medien

Historische Bücher im Internet: Frei verfügbar

Bei der letzten Meldung zu diesem Thema war es leider unterblieben darauf hinzuweisen, dass Dr. Kurt Stüber vom Max-Planck-Institut für Züchtungsforschung in Köln sämtliche Werke, die von ihm online gesetzt wurden, für den Privatgebrauch kostenlos auf der Webseite www.biolib.de zur Verfügung stellt.

Es handelt sich um Werke, deren Autoren über 70 Jahre verstorben sind und deren Urheberrecht nach deutschem und internationalem Recht erloschen ist. Diese Bücher wurden von ihm eingescannt und in guter Auflösung frei ins Netz gestellt. Unterdessen sind es rund 146.000 Seiten aus 469 Werken, darunter auch 21 Ausgaben aus dem Bereich der Mikroskopie. Diese wurden von verschiedenen Bibliotheken und Privatpersonen zum Einscannen zur Verfügung gestellt. Das zur Zeit älteste Werk ist die *Mikrographia Nova* von Johann Ach aus dem Jahre 1687 (http://caliban.mpiz-koeln.mpg.de/~stueber/ach/mikrographia_nova/index.html).

Des Weiteren finden sich einige technische Bücher über Mikroskopie mit historischem Interesse: Heinrich Baker: *Das zum Gebrauch leicht gemachte Microscopium*, 1756; Leopold Dippel: *Das Mikroskop und seine Anwendung*, 1867–69, Band 1 und 2; Heinrich Frey: *Das Mikroskop und die mikroskopische Technik*, 1873; Adolph Hannover: *Das Mikroskop, seine Construction und sein Gebrauch*, 1854. Außerdem gibt es zahlreiche Werke über biologisch-mikroskopische Themen.

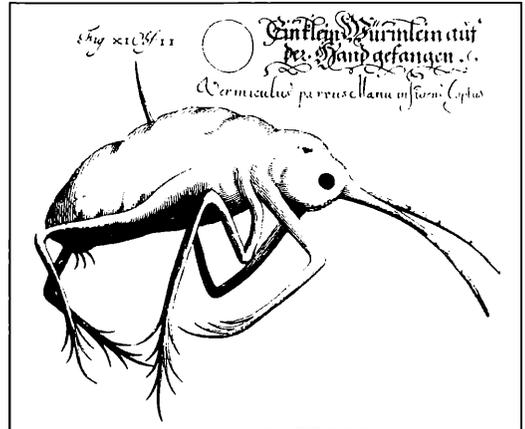


Abb. 1: Ein kleines Würmlein auf der Hand gefangen ... aus dem Werk von Johann Ach, 1687.

Dr. Stüber ist, wie er uns mitteilte, jederzeit bereit, weitere historische Literatur über Mikroskopie und verwandte Themen online zu setzen. Dabei ist er allerdings darauf angewiesen, dass ihm diese Bücher, die über Bibliotheken oft nur schwer zugänglich sind, eine gewisse Zeitlang für diesen Zweck überlassen werden. Das Einscannen erfolgt mit Hilfe einer hoch auflösenden Digitalkamera vom Stativ aus in für das Werk möglichst schonender Weise.

Redaktion MIKROKOSMOS

Nachricht

Hüllenloser MIKROKOSMOS

Viele Abonnenten – und nicht zuletzt auch der Herausgeber – haben sich bei der Zusendung des letzten MIKROKOSMOS sehr gewundert, als sie im Briefkasten ein umschlagfreies, nacktes, mehr oder minder stark verknittertes Heft vorfanden, auf dessen Titelbild zu allem Überfluss ein Adressaufkleber prangte.

Wie sich schnell herausstellte, war das eine wohl gut gemeinte, da Kosten sparende Aktion der Versandabteilung, die dann aber offenbar nicht zu Ende gedacht worden war. Denn man

kann nun wirklich nicht eine Zeitschrift von der Qualität und dem damit verbundenen Bezugspreis wie den MIKROKOSMOS in gleicher Weise versenden wie beispielsweise ein billiges, kurzlebige TV-Programmheft.

Das hat man in Jena auf Grund zahlreicher Beschwerdebriefe und -anrufe sehr bald gemerkt und daraus umgehend die Konsequenz gezogen: Ab sofort wird das Heft wieder in schonender Weise zugeschickt.

Redaktion MIKROKOSMOS

Entwicklung und Feinbau der Koniferen-Nadel

Siegfried Hoc

Das gesamte Jahr über leicht zu beschaffende Studienobjekte sind die Nadeln von Nadelbäumen. Entwicklungsstadien und Feinbau lassen sich an Mikrotomschnitten von in Paraffin eingebetteten Nadeln, aber auch an einfachen Handschnitten und ohne aufwändige Färbeverfahren gut studieren. Ihre Anatomie erlaubt dem Kenner eine Artdiagnose sowie Rückschlüsse auf den Standort des Baumes.

Die Nadelbäume gehören zu den Gymnospermen (Pflanzen mit „nackter“ Samenanlage). Zu diesen zählen auch die Ginkgo-Gewächse, Palmfarne (Cycadatae) und Gnetatae (Chlamydospermae) mit den monotypischen Familien Welwitschiidae (in den küstennahen Nebelwüsten Südwestafrikas und Angolas), *Gnetum* (Lianen in tropischen Regenwäldern) und *Ephedra* (Rutensträucher im Mittelmeergebiet sowie asiatischen und amerikanischen Trockengebieten). Die Nadelbäume (Pinidae = Coniferae) sind aber den Blütenpflanzen [Bedecktsamer = Angiospermae (Magnoliophytina)] phylogenetisch schon sehr nahe. Sie besitzen einen Samen der weitgehend mit dem Samen der Blütenpflanzen (Phanerogamen) übereinstimmt. Nur wird hier das Nährgewebe (Endosperm) als Prothallium bezeichnet. Die Anzahl der Keimblätter schwankt bei den Nadelbäumen aber im Gegensatz zu den monokotylen (einkeimblättrigen) und dikotylen (zweikeimblättrigen) Blütenpflanzen sehr, und zwar zwischen zwei und 15.

Studienobjekt Fichtennadel

Namengebend für die Nadelbäume sind die nadelförmig ausgebildeten Blätter (Abb. 1 und 2). Bei der Fichte sitzt die Nadel dem Ast mit einem kurzen Stiel auf. Die Nadeln des empor-schießenden Sprosses sind noch nicht ausdifferenziert, sie werden als Primordialnadeln (Nadeln 1. Ordnung) bezeichnet. Im Querschnitt zeigt so eine Fichtennadel von *Picea excelsa* Epidermis, Parenchym (Mesophyll), Gefäßbündel, zwei Harzgänge und rechts und links vom Harzgang jeweils zwei Zellen mit dicken Wänden und engen Lumen, die zwei Bastfasern (Abb. 1).

Das Bäumchen wächst weiter, wird zwei Jahre alt und die Primordialnadeln wurden inzwischen abgelöst von juvenilen Nadeln. Ihre Form hat sich etwas verändert. Die Harzgänge wurden weiter, und unter der Epidermis ist eine Lage von Bastfasern hinzugekommen, die Hy-

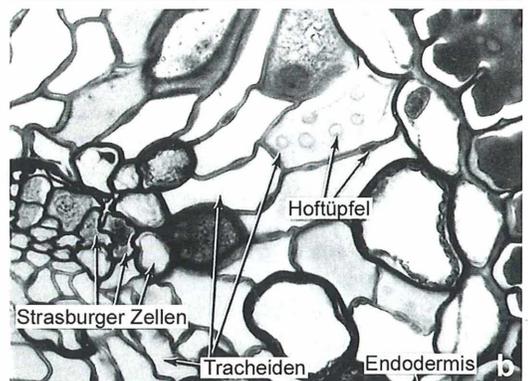
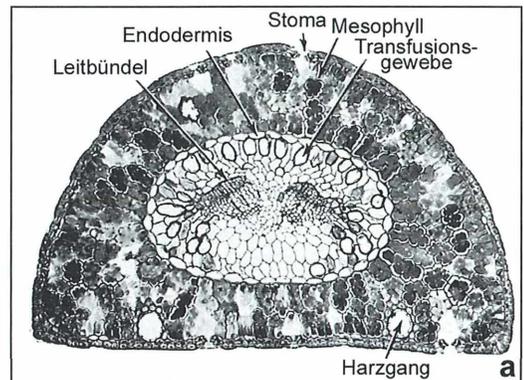


Abb. 1: Koniferennadel-Querschnitt (*Pinus resinosa* = Amerikanische Rotkiefer). a Übersicht, Vergr. 78fach. b Leitbündelausschnitt, Vergr. 490fach (aus Esau, 1969).

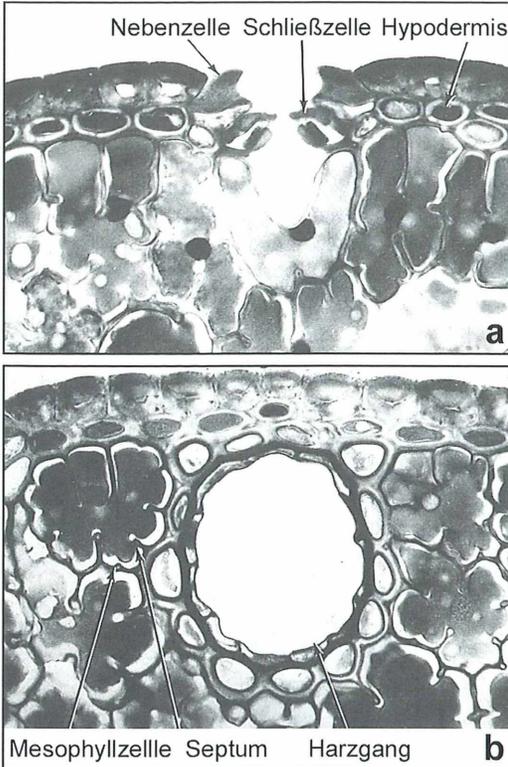


Abb. 2: Koniferennadel-Querschnitt
(*Pinus resinosa* = Amerikanische Rotkiefer).
a Peripherer Bereich der Nadel, Vergr. 490fach.
b Harzgang, Vergr. 490fach (aus Esau, 1969).

podermis. Sie ist in diesem Stadium der Nadelentwicklung noch unterbrochen (Abb. 2). Im 3. Lebensjahr des Fichtenbäumchens werden die endgültigen Nadeln gebildet, und zwar sind das zwei verschiedene Sorten: Sprossnadeln oder Vertikalnadeln und Seitenzweignadel oder Lateralnadel. Der Querschnitt durch sie zeigt nun eine durchgehende Hypodermis und gewellte Zellwände im Parenchym. Die Lateralnadeln zeigen im Querschnitt oft eine zusammengedrückt rhombische Form, sie variiert aber stark und hängt offenbar vom Standort des Baumes ab. Ist die Lichtintensität niedrig, werden die Nadeln flach ausgebildet (Abb. 3 und 4).

Studienobjekt Tannennadel

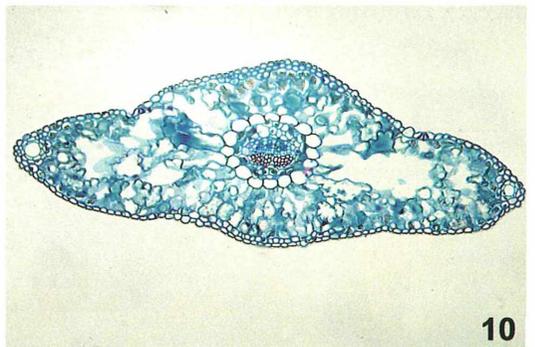
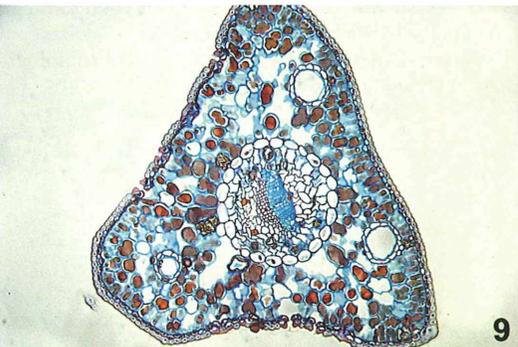
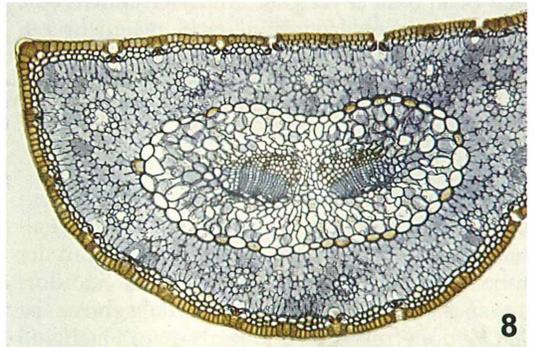
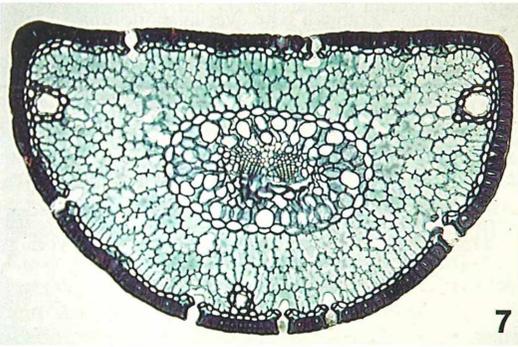
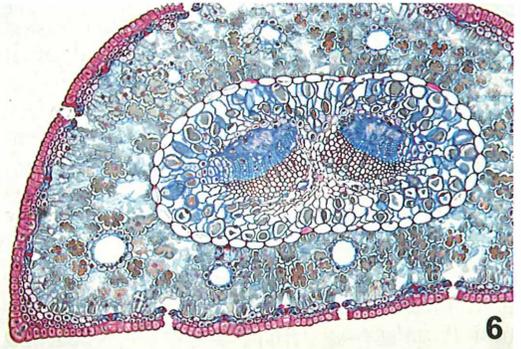
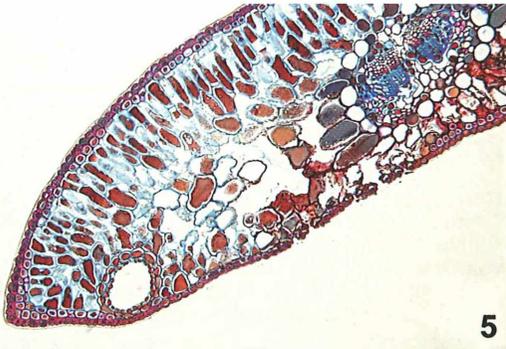
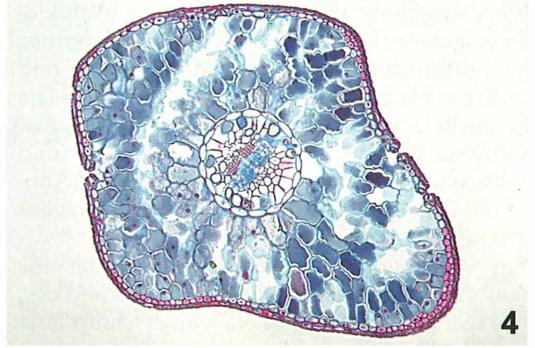
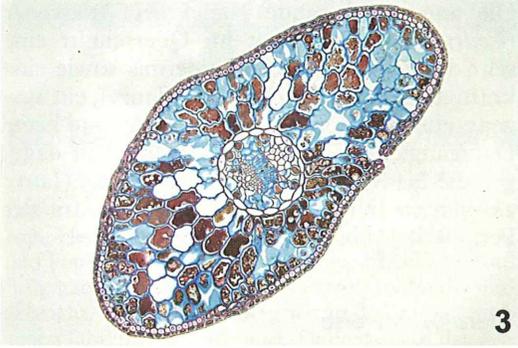
Die Tannennadel sitzt dem Ast mit einem Scheibchen auf. Der Querschnitt durch die ro-

buste Nadel der Nordmannstanne (*Abies nordmanniana*) zeigt eine dicke Hypodermis und ein optisch gut getrenntes Palisaden- und Schwammparenchym (Abb. 5). Noch dicker und mehrschichtig ist die Hypodermis der Nadeln von *Abies cephalonica*, bedingt durch die extremen klimatischen Verhältnisse (vor allem durch die Trockenheit) in Griechenland. Um die Verdunstung weiter zu reduzieren, sind die Spaltöffnungen tief eingesenkt. Die in den USA und in Kanada wachsende Balsamtanne (*Abies balsamea*) ist im Nadelquerschnitt durch auffallend weitlumige Harzgänge charakterisiert. Sie ist der Lieferant von Kanadabalsam, der auch als Einschlussmittel für mikroskopische Präparate dient.

Studienobjekt Kiefernadel

Die Gattung *Pinus* (Kiefer) ist überaus artenreich. Form und Zahl der Nadeln sind sehr verschieden. Sie stehen auf einem Kurztrieb, der dem Ast aufsitzt. Wenn es jeweils zwei Nadeln sind, die auf dem Kurztrieb wachsen, so stehen sie mit den flachen Seiten gegeneinander. Die gewölbten Seiten zeigen nach außen, wobei die flache Seite die Oberseite und die gewölbte Seite die Unterseite ist. Bei *Pinus monophylla* wächst aus dem Kurztrieb nur jeweils eine Nadel heraus, und diese ist infolgedessen rund. Zwei Nadeln zusammen am Kurztrieb besitzen beispielsweise *P. sylvestris* (Waldkiefer, Föhre), *P. montana* (Bergkiefer = *P. mugo* = Latschenkiefer) und *P. maritima* (Strandkiefer). Fünf zusammenstehende Nadeln am Kurztrieb findet man bei *P. strobus* (Weymouth-Kiefer), *P. peuce* (Rumelische Strobe = Balkankiefer) und *P. cembra* (Zirbel-Kiefer = Arve).

Abb. 3: *Picea abies* (Gemeine Fichte), Lateralnadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 4: *Picea abies*, Vertikalnadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 5: *Abies spec.* (Tanne), Nadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 6: *Pinus nigra* (Schwarzkiefer), Nadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 7: *Pinus montana* (Bergkiefer), Nadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 8: *Pinus maritima* (Pinie), Nadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 9: *Pinus cembra* (Arve), Nadel, quer, Vergr. 50fach. – Abb. 10: *Larix europaea* (Europäische Lärche), Nadel, quer, Vergr. 50fach.



Ein Querschnitt durch die Nadel der Waldkiefer zeigt eine dicke Epidermis und Hypodermis, Spaltöffnungen auf Ober- und Unterseite und mehrere Harzgänge mit Bastfaserbündeln. Die Parenchymzellen sind als Faltenpalisaden ausgebildet. Eine Unterteilung in Palisaden- und Schwammparenchym ist nicht gegeben (Abb. 6). Nadelanomalien mit bis zu zehn Harzgängen kommen vor.

Ein Nadelquerschnitt von *P. montana* zeigt eine sehr dicke Epidermis und Hypodermis und drei Harzgänge (Abb. 7). Am Nadelquerschnitt lässt sich *P. sylvestris* von *P. montana* gut unterscheiden: Die Epidermiszellen von *P. sylvestris* sind rundlich, die von *P. montana* dagegen doppelt so hoch wie breit, und sie haben ein enges Lumen. Außerdem haben die Nadeln der Bergkiefer noch eine Besonderheit: Während die Nadeln der Föhre nur etwa drei Jahre alt werden, bevor sie abfallen, werden die von *P. montana* fünf bis zehn Jahre alt.

Nicht die Pinie (*Pinus pinea*) ist der Charakterbaum des Mittelmeerraumes, sondern zwei andere *Pinus*-Arten: *P. maritima* (Strandkiefer) und *P. halepensis* (Aleppokiefer). Die Nadeln der Strandkiefer zeigen im Querschnitt eine sehr dicke Epidermis und eine aus mehreren Zelllagen bestehende Hypodermis, was diesen Baum als Trockenpflanze ausweist. Die Spaltöffnungen sind dementsprechend tief eingesenkt (Abb. 8).

Ein Querschnitt durch die Nadel der Zirbelkiefer (*P. cembra*) zeigt drei Harzgänge, ein geteiltes Gefäßbündel, ein schwach entwickeltes Faltenpalisadenparenchym, Spaltöffnungen an der Oberseite der Nadeln und eine dem Standort angepasste Hypodermis: Im Hochgebirge ist die Hypodermis dick und kräftig, im Flachland dagegen zart (Abb. 9).

Studienobjekt Zeder und Lärche

Nadelbäume, bei denen mehr als fünf Nadeln zusammenstehen, sind Zedern und Lärchen.

Die annähernd runde Nadel der Atlaszeder (*Cedrus atlantica*) zeigt im Querschnitt eine sehr dicke Kutikula und Epidermis sowie eine kräftige Hypodermis (Trockenpflanze), ein ausgeprägtes Faltenpalisadenparenchym und keine Harzgänge. Insgesamt zart aufgebaut ist dagegen die Nadel der Europäischen Lärche (*Larix europaea*) mit mehreren Harzgängen an der Peripherie (Abb. 10).

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Praktikum zur Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1976.
- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1987.
- Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
- Gaecks, H.: Die Kiefer. Zeitschrift für Praktische Mikroskopie 13 (Heft 10 und 11). Separatabzug ohne Jahresangabe.
- von Guttenberg, H.: Grundzüge der Histogenese höherer Pflanzen. II. Die Gymnospermen. In: Handbuch der Pflanzenanatomie, Bd. VIII/4, Berlin 1961.
- Gerlach, D. Lieder, J.: Taschenatlas zur Pflanzenanatomie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1979.
- Nultsch, W., Grahle, A.: Mikroskopisch-botanisches Praktikum für Anfänger. 3. Auflage, Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1973.
- Raven, P. H.: Biologie der Pflanzen. Walter de Gruyter Verlag, Berlin 1985.
- Sporne, K. R.: The morphology of gymnosperms. Hutchinson, London 1965.
- Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 30. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.

Verfasser: Dipl.-Biol. Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, 82140 Olching

Die Mikrofotografien fertigte Josef Häckl, Brucker Straße 16A, 82275 Emmering.

Nachricht

16. Treffen der Mikroskopiker auf dem Wohldenberg

Dieses Jahr trafen sich 23 Freunde der Mikroskopie zum Herstellen von Präparaten zur Untersuchung und Fotografie auf dem Wohldenberg (Abb. 1). Karl Brüggemann hatte wieder viele Paraffinschnitte mitgebracht, deren Bearbeitung wie in den vorangegangenen Jahren vonstatten ging. Bedingt durch den Abriss des Hubertushauses, in dem viele von uns in den vergangenen Jahren untergebracht waren, mussten diesmal einige in einem Nebenhause schlafen. Die Zuweisung eines anderen Arbeitsraums erwies sich als sehr vorteilhaft für unsere mikroskopischen Tätigkeiten (Abb. 2). Im Herbst soll der Neubau eingeweiht werden, so dass im kommenden Jahr neue (und teurere) Räume für Unterkunft und Arbeit zur Verfügung stehen. Wir waren in dieser Woche die einzigen Gäste auf dem Wohldenberg, und so konnte die Küche einmal zeigen, was sie außer kinder- und jugendgerechter Kost noch so alles konnte: Die Verpflegung war hervorragend.

Dem in der Vergangenheit geäußerten Wunsch vieler Teilnehmer nach der selbstständigen Herstellung von Pflanzenschnitten kam Karl Brüggemann entgegen, indem er die Handschnitttechnik an zwei Abenden ausführlich durchführen ließ. Dr. Klaus Hermann hatte ein kleines Speziallabor mit vielen Farben und was sonst noch dazu gehört mitgebracht, und half den Teilnehmern, wo er nur konnte. Die Ergebnisse konnten sich durchaus sehen lassen. Auch die Schleiftechnik kam nicht zu kurz. Adolf Lohr hatte einen grauen Granit aus China vorbereitet, der, wie schon oft gepробt, durchsichtig geschliffen wurde. Hermann Hochmeier brachte einen Korallenkalk mit, der nach dem Schleifen den fossilen Aufbau schön zur Geltung kommen ließ. Auch andere Teilnehmer hatten Material dabei: Eberhard Raap Polypen, Richard Jähner einen Magnolienzweig zum Fär-

ben in Direkt Tief-schwarz und Friedrich Thormann vier Pilzschnitte, die in Anilinblau-Orange gefärbt wurden. Auch drei Vorträge mit entsprechendem Bildmaterial wurden gehalten: Richard Jähner *Dem Täter auf der Spur*, in dem die Arbeit der Polizei näher erläutert wurde, Jürgen Stahl Schmidt, den die meisten als Organisator der Hagener Mikroskopiertage kannten, über *Die Bildentstehung im Mikroskop – Versuche mit dem Diffraktionsapparat von Carl Zeiss* und Friedrich Thormann über *Diatomeen aus Übersee*, anhand von circa 70 Jahre alten Streupräparaten.

Der diesjährige Ausflug führte uns nach Goslar zum Weltkulturerbe Rammelsberg. Über 1000 Jahre wurden dort ununterbrochen Erze abgebaut – überwiegend Kupfer, Blei und Zink. Mit einer Grubenbahn wurde ein Besucherstollen befahren und vor Ort von einer kompetenten Führerin der Abbau demonstriert. Anschließend konnten wir die Übertragungsanlagen, die ehemalige Aufbereitung, das Kraftwerk und ein Museum besichtigen; es war ein beeindruckendes Erlebnis.

Dankenswerterweise stellte uns Herr Ernst von Olympus wieder ein Videomikroskop zur Verfügung. Außerdem hatte er viele Gebrauchtteile dabei, die wie immer großen Zuspruch fanden. Richard Jähner brachte Leberkäse und Weizenbier mit, und am Donnerstag fand der traditionelle Grillabend auf der Terrasse statt.



Abb. 1: Die Teilnehmer des Mikroskopikertreffens 2008 auf dem Wohldenberg.



Abb. 2: Mikroskopieren im neuen Arbeitsraum.

Am Donnerstagvormittag trafen sich alle zum Spaziergang auf dem Lavesweg. Herrliches Frühlingswetter lüftete die von Rotihistol und ähnlichen Düften geschwängerten Lungen aus. Diesmal mussten wir schon am Freitag wieder das Haus verlassen. Der Leiter der Jugendbildungsstätte Wohldeberg Herr Bönisch verabschiedete sich von uns; er geht zum Jahresende in den Ruhestand. Mit einer kurzen Aus-

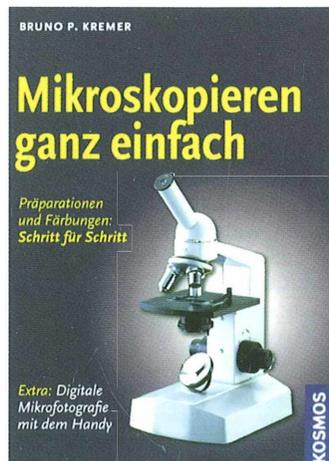
sprache, in der viele Anregungen für das kommende Treffen gegeben wurden, verabschiedeten sich Karl Brüggemann und die Teilnehmer voneinander. Eine schöne Zusammenkunft und eine interessante Woche gingen zu Ende. Das Mikroskopier-Treffen 2009 wird voraussichtlich in der Zeit vom 01.05.2009 bis 08.05.2009 stattfinden.

Friedrich Thormann, Sulzbach/Main

Buchbesprechung

Kremer, B. P.: Mikroskopieren ganz einfach. Präparationen und Färbungen: Schritt für Schritt. Kosmos-Verlag, Stuttgart 2008, 190 Seiten, 161 Farbfotos, 1 SW-Foto, 29 Farb- und 1 SW-Zeichnungen, gebunden. € 16,95, ISBN 978-3-440-11340-0.

Mikroskopieren – ganz einfach – so hatte es bereits 1978 einmal geheißt, damals auf dem zum Klassiker avancierten Kosmos-Buch von Dieter Gerlach. Fast auf die Seitenzahl genau legt derselbe Verlag nach 21 Jahren einen titelgleichen Nachfolger (ohne Gedankenstrich) von B. P. Kremer vor. Ein erster Vergleich zeigt: Die „reine Lehre“ ist kompromisslos farbig geworden. Den Text findet man lesefreundlich aufgelockert in die Bilderfülle eingebettet, griffige Titel und rot unterlegte Einführungen eröffnen jedes der 25 Kapitel.



Das überwiegend großzügige Bildformat übertrifft diesbezüglich die Abbildungen im „großen Kremer“ (*Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie*, vgl. Rezension im MIKROKOSMOS 92, Seite 56, 2003) erheblich und macht diese neue Reise durch das Reich des Kleinen zum Erlebnis. Als *ein*

Buch, das den Leser begleitet und das Mikroskopieren *mit Hilfe von Schritt-für-Schritt-Abbildungen nachvollziehbar macht*, empfiehlt sich dieses Vademecum. Nach sechs grundlegenden Kapiteln geht es an die Arbeit – pflanzliche Nass- und Quetschpräparate, tierische Zellen, Gewebe, Bakterien, Plankton, Insekten, Skizzieren und Zeichnen sowie Mikrofotografie (auch mit dem Handy). Ein umfassendes Beschäftigungsprogramm mit sachlicher Information zum biologischen Verständnis.

Auch dem kritischen Leserauge fallen nur wenige Versehen auf. So begegnen uns auf Seite 79 40 mm große Mundschleimhautzellen und 2–3 mm große Bakterien. Eine gelungene *Ein-*, wenn nicht schon *Verführung* für den Einsteiger, voller Anstöße auch für den Fortgeschrittenen. Der sollte es nach Erwerb und Lektüre einem prospektiven Anfänger schenken!

Erich Lüthje, Kiel

Gelegte Radiolarien-Präparate

Joachim Hormann

In der Vergangenheit gab es immer wieder Veröffentlichungen, die das Legen von Radiolarien zum Thema hatten. Von Ausnahmen abgesehen, ist es darüber etwas still geworden. Dies betrifft auch gelegte Diatomeen-Präparate, bei denen die Technik im Wesentlichen nicht von denen der Radiolarien-Präparate abweicht. Der folgende Bericht greift diese Thematik erneut auf.

Die meisten Radiolarienproben weisen einen hohen Anteil zerbrochener Schalen auf, die man nicht unbedingt im Präparat haben möchte, was bei einem Streupräparat unweigerlich der Fall ist (Abb. 1). Der Vorteil eines gelegten Präparates ist die bessere Übersichtlichkeit; wichtige Elemente werden nicht durch „Schutt“ überlagert.

Vorkommen

Hin und wieder taucht sowohl gereinigtes Material als auch radiolarienhaltiges Sedimentgestein auf. Bekannte Fundstellen sind auf Barbados (Westindien) und Oamaru auf der Südinsel Neuseelands. Obwohl letztere mehr für seine Diatomeen bekannt ist, liegt mir eine Probe vom Fundpunkt „Forrester's“ mit einer reichen Radiolarien-Fauna vor. Fundpunkte

gibt es aber auch auf Jütland, Sylt, auf der Schwäbischen Alb, im Wiener Becken, auf Sizilien und auf den Nikobaren, Golf von Bengalen. Diese Aufzählung ist keineswegs vollständig.

Das Herauslösen beziehungsweise Reinigen der Radiolarienskelette aus Sedimentgestein wird hier nicht dargestellt. Dies wurde von Göke (2003) und anderen ausführlich beschrieben. Auch das Anfertigen von Dünnschliffen aus harten Radiolariten ist ein anderes Thema. Nachfolgend wird lediglich das Legen bereits gereinigter fossiler Radiolarien geschildert.

Vorbereitung

Liegen die Radiolarienskelette in Alkohol vor, wird drei- bis viermal mit destilliertem Wasser ausgewaschen. Nach Absetzen der Skelette

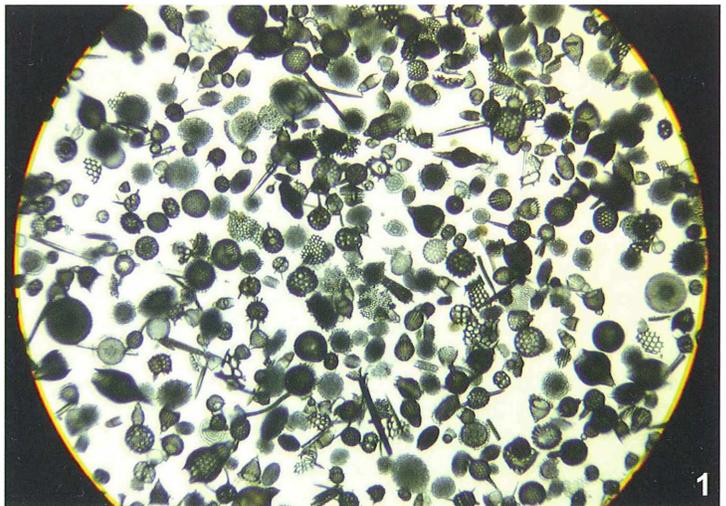


Abb. 1: Historisches Radiolarien-Streupräparat. Unbekanntes, gelbliches Einbettungsmedium.

wird jeweils dekantiert. Die wässrige Radiolariensuspension wird mit einer Pipette in ausreichender Menge auf eine mit Spülmittel gereinigte Glasscheibe getropft. Die Pfütze soll möglichst gleichmäßig verlaufen. Die abgedeckte Glasplatte wird dann ohne Einwirkung von Wärme erschütterungsfrei zum Trocknen weggestellt. Manchmal erhält man auch trockenere gereinigte Skelette. Hier ist es etwas einfacher: Das Material wird dünn auf die Glasplatte gestreut.

Eine 7 mm dicke Glasscheibe mit gebrochenen Kanten im Format 6 × 13 cm wird auf den Objektisch der Stereolupe gelegt. Dieses Format hat sich bei mir bewährt. Ähnlich einer Ausleseschale für Mikrofossilien habe ich mit einem Glasschneider ein Gitternetz von 1 cm in diese Glasscheibe eingeritzt, um mich beim Auslesen besser orientieren zu können. Nach meiner Erfahrung ist dieses Raster jedoch zu grob.

Neben die trockenen oder aufgetrockneten Radiolarianskelette lege ich seitlich der Glasplatte einen gekürzten Objektträger mit aufgeklebtem Deckglas (Sekundenkleber). Auf dieses Deckglas werden die intakten, ausgelesenen Schalen gelegt beziehungsweise an dessen Rand abgestreift (Abb. 2). Für die Präparation verwende ich ein Leitz Elvar mit einer etwa 25fachen Vergrößerung im Durchlicht. Bei dieser Anordnung entsteht natürlich eine Fokusdifferenz zwischen der Radiolarianschicht und dem Vorrats-Deckglas. Sollte das störend sein, muss mit einer weiteren Glasscheibe unterfüttert werden, auf die das Radiolarienmaterial aufgetragen wird.

Legeborste und Klebgrund

Die Machbarkeit von gelegten Präparaten, ohne allzu viel Nerven investieren zu müssen, hängt von zwei wichtigen Parametern ab. Zunächst ist die Legeborste wichtig: Die vielfach erwähnten Schweine-Augenwimpern oder Igelstacheln stehen nicht immer ohne weiteres zur Verfügung. Bei mir haben sich schwarze Borsten aus preiswerten Malerpinseln chinesischer Herkunft gut bewährt. Unter der Stereolupe sucht man sich das Ende einer nicht gespaltenen Borste aus und schneidet 2 bis 3 cm davon ab. Ich klebe dieses Borstenende in die Kanüle einer sehr kleinen gläsernen Fertigspritze (Abb. 3), in die man noch einen Pinselstiel zur bequemen Handhabung stecken kann.



Abb. 2: Glasplatte mit aufgestreuten Radiolarien und Vorratsobjektträger. – **Abb. 3:** Legeborste, an Spritze montiert. Die Borste kann noch gekürzt werden.

Diese Borste ist weder sehr dünn noch besonders spitz, was nur von Vorteil beim Legen der Radiolarien ist. Mit besonders dünnen Borsten gerät man leicht in die Öffnungen der Gitterschalen. Eine solche Radiolarie ist dann nur noch sehr schlecht abzustreifen. Dieses Problem kann auch bei den oft empfohlenen Rotmarder-Pinseln der Größe 0000 auftreten.

Ein geeigneter Klebgrund ist ebenfalls eine Voraussetzung für ein gelungenes Präparat. Ich verwende das Rezept nach James Soliday: Gelatine 6 g, dest. Wasser 50 g, Eisessig 50 g, Äthylalkohol 8 g.

Dies ist für Diatomeen konzipiert. Für die robusteren Radiolarien erhöhe ich den Anteil der Gelatine auf 10 g. Außerdem gebe ich noch einige Tropfen Glycerin hinzu. Die Gelatineschicht ist sonst sehr hart und spröde und trotz häufigem Anhauchens springen die Skelette während des Legens leicht von der Schicht ab. Dies scheint aber hauptsächlich vom jeweiligen Raumklima abzuhängen. Dies muss man austesten.

Der Klebgrund wird möglichst dünn, aber noch ausreichend dick auf ein gereinigtes Deckglas aufgetragen. Man kann ihn mit einem Glasstab rollend auftragen. Die Schicht tendiert dabei eher zu übermäßiger Dicke. Ich verwende eine abgewinkelte Nadel, die in den Klebgrund getaucht wird, und damit wird dieser dann sofort in einem einmaligen Zug aufgestrichen (Abb. 4). Es genügt zumeist eine quadratische Fläche in der Mitte des Deckglases zu bestreichen.

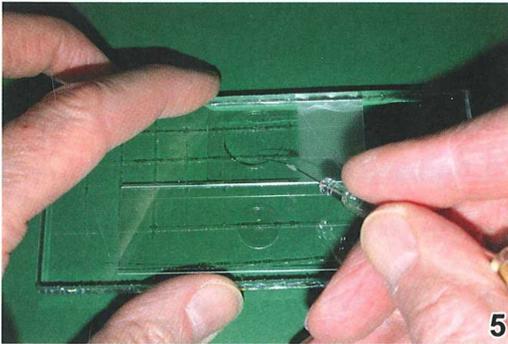
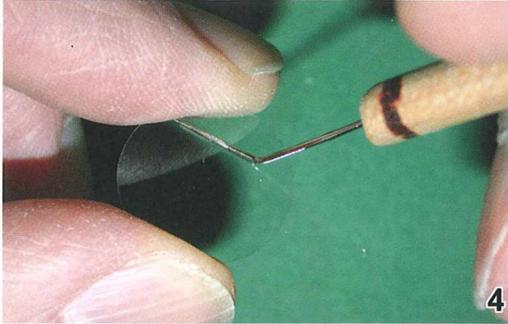


Abb. 4: Auftragen des Klebeggrundes auf ein Deckglas. – Abb. 5: Vorratsobjektträger und Klebegrund-Deckglas auf gleicher Glasplatte wie in Abbildung 2. Die Arbeit findet unter einer Binokularlupe statt.

Präparation

Mit der Borste sucht man sich die gewünschten Skelette aus, tippt sie leicht an und streift sie auf dem Vorratsdeckglas beziehungsweise an dessen Kante ab. Es gibt aber auch Skelette, die sich einfach sträuben. Hilfreich kann dann das leichte Streifen der Borste über ein Stückchen Bienenwachs sein.

Wenn genügend Präparate ausgesucht sind, wird dieser Objektträger mit Vorratsdeckglas auf die erwähnte dicke Glasscheibe zusammen mit einem Objektträger gelegt, auf der das mit Klebeschicht versehene Deckglas ruht. Die Klebeschicht weist dabei selbstverständlich nach oben. Die eine Hand fährt diese ganze Kombination im Gesichtsfeld der Stereolupe hin und her, bis man mit der Legeborste alle Skelette an der gewünschten Stelle auf dem Klebegrund abgelegt hat (Abb. 5). Es wird prinzipiell nicht die Hand mit der Legeborste bewegt! Wenn man kein Perfektionist ist, legt man die Präparate

ganz einfach nach Augenmaß ab. Möchte man es genauer haben, kann es hilfreich sein, eine Gitternetzplatte in eines der Okulare der Stereolupe einzulegen. Ein wichtiger Schritt ist es, nun den Klebggrund nach alter Methode vorsichtig anzuhauchen, sodass er durch die Feuchtigkeit der Atemluft wieder weich wird und die Radiolarien festhält. Als Abstandshalter kann man jetzt noch symmetrisch verteilt drei bis vier winzige Deckglassplitter am Rand des Deckglases aufkleben.

Häufig besteht der Objektisch der Stereolupe aus Glas. Man sollte es vermeiden, Glas auf Glas zu schieben. Abgesehen von unweigerlich entstehenden Kratzern kann eine geringe Spur Hautfeuchtigkeit die Scheiben bereits zusammenkleben. Sehr angenehm lässt es sich arbeiten, wenn man eine dünne Acrylglasscheibe mit aufgerauter beziehungsweise mattierte Oberfläche zwischen die Glasplatten legt. Ein dünnes Sperrholzplättchen mit einem entsprechenden Loch in der Mitte erfüllt den gleichen Zweck. Wenn nötig, kann man es mit herkömmlichen Büro-Klebebands befestigen.

Bisweilen werden auch für Radiolarien hoch lichtbrechende Einbettungsmedien wie Naphrax und Zrax empfohlen. Abgesehen davon, dass sie nicht leicht erhältlich sind, erschweren sie den Einblick in die Skelette selbst. Die üblichen Harze wie Malinol oder Euparal sind für diesen Zweck günstiger. Radiolarien haben bei weitem nicht solche filigranen Feinstrukturen wie Kieselalgen. Selbst den totesagten Kanadabalsam kann man für diesen Zweck verwenden. Eine mögliche saure Reaktion des Mediums spielt bei Radiolarien keine Rolle.

Nach bekannter Methode wird etwas Lösungsmittel (ja nach Art des Harzes) auf die aufgeklebten Radiolarien getropft. Man kann es auch mit einem harmloseren Orangen-Terpen versuchen. Nach einiger Zeit wird der nicht verdunstete Überschuss abgetropft und das Deckglas mit den Radiolarien nach unten auf einen vorbereiteten Objektträger gelegt, der mit einer genügenden Menge Einschlussmittel versehen wurde. Die Radiolarien liegen somit dem Deckglas auf und nicht dem Objektträger.

Den Trockenprozess kann man mit gelinder Wärme beschleunigen, allerdings nur bis maximal 50 °C, da sonst die Gelatineschicht zu schmelzen beginnt. Bei dieser Vorgehensweise habe ich noch nie Probleme mit etwaigen Luft-einschlüssen in den Skeletten gehabt (Abb. 6). Im Gegensatz zu dem Verfahren mit aufge-

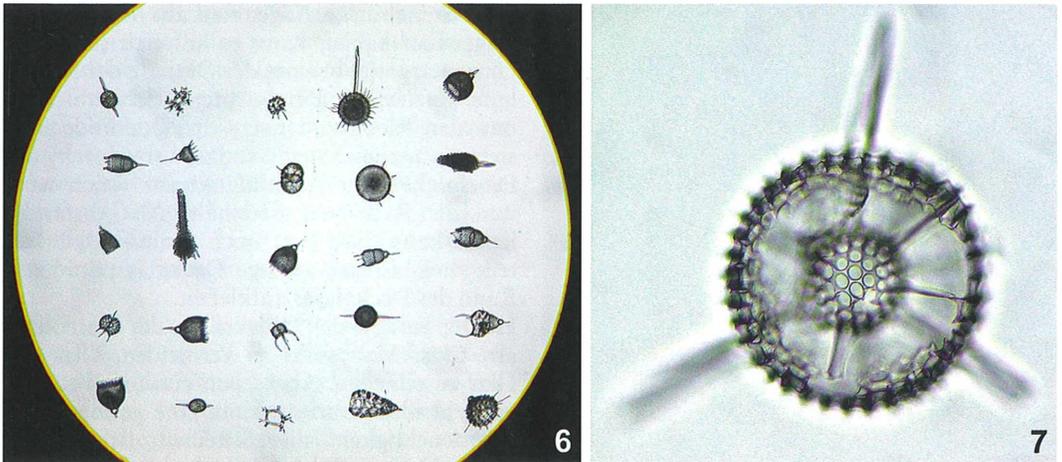


Abb. 6: Beispiel eines kleinen Legepräparates. – **Abb. 7:** Beschädigte Skelette haben gelegentlich auch ihren Reiz: Einblick in das Innere eines aus zwei konzentrischen Gitterkugeln aufgebauten Radiolarienskelettes. Bei der Präparation ist darauf zu achten, dass die gewünschte Seite beim Ablegen auf das Deckglas nach unten zeigt.

schmolzenem Deckglas ist hier ein Lackring nicht nötig. Auch eckige Deckgläser können problemlos verwendet werden.

Resümee

Sofern keine umfangreichen Typenplatten oder ornamentale Muster gelegt werden sollen, hält sich der Zeitaufwand in Grenzen. Das Verfahren lässt sich noch dadurch etwas vereinfachen, dass man auf den Vorrats-Objektträger verzichtet und die Radiolarien gleich auf das Klebgrund-Deckglas legt. Selbstverständlich steht jede Generation immer auf den Schultern der vorhergehenden. Dennoch muss jeder diese Erfahrungen und Empfehlungen seiner eigenen Arbeitsweise anpassen. Manchmal sind es scheinbar unwichtige Details, die darüber ent-

scheiden, ob einem das Legen von Protisten-Skeletten Freude bereitet oder nicht.

Literaturhinweise

- Göke, G.: Einführung in das Studium der Radiolarien. Präparation und Untersuchungstechnik. Selbstverlag, ohne Jahreszahl.
 Göke, G.: Meeresprotozoen (Foraminiferen, Radiolarien, Tintinninen). Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 1963.
 Göke, G.: Gelegte Präparate von Protisten – Vergessene und neue Methoden. *Mikrokosmos* 92, 99–111 (2003).
 Schmidt, K. E.: Anfertigung von Radiolarien-Reihen- und Kreispräparaten. *Mikrokosmos* 31, 185–188 (1937/38).

Verfasser: Joachim Hormann, Arndtstr. 34, 70197 Stuttgart, E-Mail: Johormann@t-online.de

Galvanotaktische Langzeitversuche mit dem Micro-Life Objektträger und einer Galvanotaxis-Apparatur

Roland Birke

Taxien treten bei freibeweglichen Mikroorganismen, Tieren und Pflanzen auf, wobei die Bewegung auf eine Reizquelle zu oder von ihr weg ausgerichtet sein kann. Folgender Bericht beschreibt galvanotaktische Versuche mit Pantoffeltierchen (*Paramecium caudatum*).

Paramecien reagieren in einem elektrischen Feld und bewegen sich gezwungenermaßen stets zum Minuspol (Kathode) hin (Abb. 1). Die Untersuchungen wurden mit dem Micro-Life Objektträger Nr. 2426 der Firma Karl Hecht durchgeführt (Abb. 2). Dieser arbeitet nach dem physikalischen Prinzip kommunizierender Röhren, wobei zwei Gefäße mit einem Beobachtungsfeld für die Mikroskopie verbunden sind.

Die verwendete Galvanotaxis-Apparatur besteht aus einem Präzisionsintervallschalter mit Elektroden (Abb. 3). Die Polarität einer Gleichspannung von circa 8 Volt wechselt automatisch und wird über Leuchtdioden angezeigt, wobei das Schaltsignal zu hören ist. Die Zeitintervalle sind stufenlos mit Hilfe zweier Drehpotentiometer von einer Sekunde bis zu einer Minute regelbar. Diese Einrichtung kann vom Autor bezogen werden.

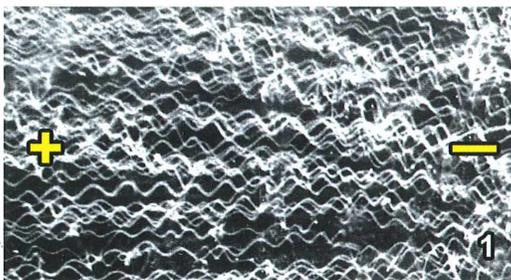


Abb. 1: Im galvanischen Strom schwimmen Paramecien geradlinig in Schraubenbahnen auf die Kathode (-) zu. Die Schwimmbahnen wurden mit Hilfe der Dunkelfeld-Langzeitbelichtung dokumentiert. + Anode (aus Hausmann, 1984).

Einsatz der Galvanotaxis-Apparatur

Der Micro-Life Objektträger wird mit einer dichten Kulturlösung von *Paramecium cauda-*

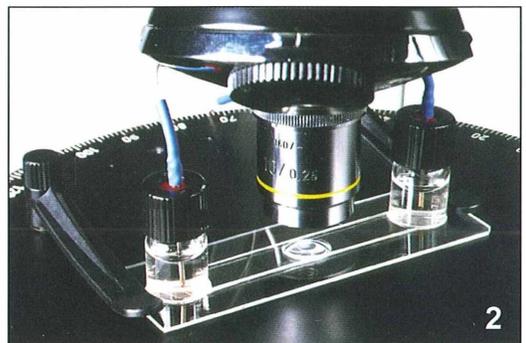


Abb. 2: Der Micro-Life Objektträger der Fa. Karl Hecht im Einsatz.



Abb. 3: Apparatur für die Durchführung von Galvanotaxis-Versuchen (nähere Details vom Verfasser erfragen).

tum befüllt und die Gefäße mit Lochschraubkappen und eingelegten Septen verschlossen. Man sticht nun die Elektroden so tief durch die Septen bis sie in die Kulturlösung tauchen. Nun kann durch Einschalten der Apparatur die gerichtete Bewegung der Ciliaten beobachtet werden. Nach der automatischen Umpolung streben die Pantoffeltierchen erneut zur Kathode. Es ist möglich, den Versuch tagelang zu betreiben, da die Organismen im Beobachtungsfeld keinen Elektrodenkontakt bekommen, durch den sie absterben würden. Durch ungleich

lange Zeitintervalle können die Organismen nach links oder rechts geschickt werden.

Literaturhinweis

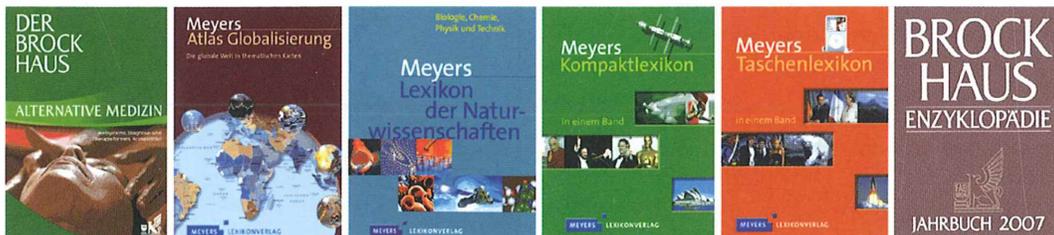
Hausmann, K.: Die Dunkelfeld-Langzeitbelichtung: Eine Methode zur Darstellung schneller Bewegungsvorgänge. *Mikrokosmos* 73, 161–164 (1984).

Verfasser: Roland Birke, Graubergstr. 7a, 63897 Miltenberg, E-Mail: rolandbirke@t-online.de

Buchbesprechung

Das Lexikon ist tot! – Es lebe das Lexikon!

Darf man gewissen Medienberichten glauben, sind die Tage eines konventionellen, mehrbändigen Konversations-Lexikons gezählt. Man ist der Ansicht, dass die über viele Dekaden bewährte Informationsquelle *Lexikon* zukünftig nicht mehr in den Bücherregalen zu finden sein wird. Stattdessen werde man sich des Internets bedienen.



Der Brockhaus Alternative Medizin, 511 Seiten, gebunden, € 34,95, ISBN 978-3-7653-3291-3;

Meyers Atlas Globalisierung, 97 kartografische Karten, 222 Seiten, gebunden, € 24,95, ISBN 978-3-411-08001-4;

Meyers Lexikon der Naturwissenschaften, 1072 Seiten, gebunden, € 29,95, ISBN 978-3-411-07791-5;

Meyers Kompaktlexikon in einem Band, 831 Seiten, gebunden, € 19,95, ISBN 978-3-411-07372-6;

Meyers Taschenlexikon in einem Band, 800 Seiten, kartoniert, € 9,95, ISBN 978-3-411-10139-9;

Brockhaus Enzyklopädie – Jahrbuch 2007, 400 Seiten, gebunden, € 60,00, ISBN 978-3-7653-1917-4.

Vor dem oben skizzierten Hintergrund erscheint es zunächst erstaunlich, dass ein solch renommiertes Verlagshaus, wie es das Bibliographische Institut & F. A. Brockhaus AG aus Mannheim ist, in seinem Frühjahrsprogramm 2008 gleich neun neue Lexika anbietet. Es wäre in der Tat sehr verwunderlich, wenn ausgerechnet dieser Verlag die Zeichen der Zeit nicht wahrgenommen und am Bedarf vorbei produziert hätte.

Schnell wird klar, dass es sich bei den Neuerscheinungen nicht um vielbändige Werke, sondern um einbändige Themen-Lexika handelt, die sich unter anderem auf

die Bereiche Alternative Medizin, Globalisierung und Naturwissenschaften konzentrieren. Hinzu kommen Kompakt- und Taschenlexika sowie ein Jahrbuch 2007. Dass diese preislich moderaten Werke in der gewohnt hohen inhaltlichen wie fertigungstechnischen Qualität vorliegen, versteht sich von selbst.

So liegen nun kompetente und aktuelle Nachschlagewerke zu speziellen Themenkreisen vor, welche verschiedenste Interessengruppen ansprechen, vom interessierten Laien bis hin zum – beispielsweise – Zeitschriftenredakteur. Mit einiger Sicherheit ist anzunehmen, dass auch zukünftig von Zeit zu Zeit Neuerscheinungen derartiger Speziallexika auf dem Markt angeboten werden.

Klaus Hausmann, Berlin

Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Filigrane Flora: Algen

Rudolf Drews

Sie begegnen uns im Angespül, im Ebбетümpel oder angeheftet im Felslitoral: Zarte oder auch etwas derbere Algen in Grün, Braun oder Rot. Fädige oder einzellige Grünalgen sind eine bekannte Erscheinung unserer Seen, Teiche und Flüsse. Ungleich formen- und farbenreicher ist jedoch die Algenflora des Meeres, so dass es sich lohnt, diese einmal mit dem Mikroskop in Augenschein zu nehmen.

Braunalgen (Phaeophyceen) und Rotalgen (Rhodophyceen) sind nur mit wenigen Gattungen und Arten im Süßwasser vertreten; im Meer stellen sie den Hauptanteil der Algenflora. Die großen Formen sind gemeinhin als Tange bekannt (Blasen-, Zucker-, Darmtang). Fast alle vielzelligen Meeresalgen sind festsitzend, nämlich an Felsen, Muschelschalen, Korallen, im Sande oder epiphytisch auf anderen Algen und auf Seegras.

Geschlechtliche und ungeschlechtliche Fortpflanzung sind üblich, oft im regelmäßigen Wechsel (Generationswechsel) bei unterschiedlichen Individuen (Gametophyt, Sporophyt). Die Vermehrung geschieht durch Sporen (meistens) oder durch Thallusbruchstücke (seltener). Im Folgenden werden einige Algen vorgestellt, die dem Naturfreund am Mittelmeer häufig begegnen (übrigens teilweise auch an der Ostsee!), und welche zart genug sind, um ohne aufwändige Präparationsschritte der mikroskopischen Beobachtung zugänglich zu sein.

Grünalgen (Chlorophyceen)

Die charakteristischen Assimilationsfarbstoffe sind Chlorophyll a und b. Diese sowie das Assimilationsprodukt Stärke befinden sich in den grün gefärbten Chloroplasten. Da das Absorptionsmaximum des Chlorophylls im roten Bereich des Spektrums liegt und der Rotanteil des Sonnenlichtes bereits nach wenigen Dezimetern Wassertiefe sehr gering ist, gedeihen Grünalgen nur im oberen Litoral oder in Flachwasserzonen. Meersalat (*Ulva*) und Darmtang (*Enteromorpha*) sind bekannte Beispiele auch unserer Meere (Abb. 2 und 3). Beide Algen kommen oft an gleicher Stelle vor (Bunnen, oberes Felslitoral). Aus dem schlauch- beziehungsweise blattförmigen Thallus lassen sich leicht zum

Mikroskopieren geeignete Stückchen zuschneiden. Der Thallus des Meersalats ist zweischichtig, und in jeder Zelle befindet sich ein becherförmiger Chloroplast. Der Zellbau von *Enteromorpha* ist dem des Meersalats ähnlich.

Mit etwas Glück findet man im Angespül, besonders nach starker Brandung, die auf anderen Substraten sitzenden Grünalgen *Dasycladus* und *Anadyomene* (Abb. 1 und 6). Die 5 cm hohe, zylindrische, an einen Süßwasserschwamm erinnernde Grünalge *Dasycladus* gehört einer Gruppe (Dasycladaceen) an, die schon seit dem Silur existiert und durch Kalkeinlagerungen fossil erhalten ist. Um eine Achse gruppieren sich wirtelig mehrfach verzweigte Seitenäste, die in Kompartimente gegliedert sind. Diese enthalten zahlreiche Kerne und Chloroplasten und entsprechen nicht einzelnen Zellen. Ein derartiger Thallusbau wird siphonal genannt. Zur mikroskopischen Beobachtung muss *Dasycladus* zerzupft oder quer geschnitten werden, wohingegen man *Anadyomene* fast gänzlich auf den Objektträger legen kann. Auch *Anadyomene* besitzt einen siphonalen Bau.

Braunalgen (Phaeophyceen)

In den Chloroplasten der Braunalgen (Abb. 7) wird das Chlorophyll a vom braunen Fukoxanthin überlagert. Für leicht durchzuführende mikroskopische Beobachtung eignen sich zum Beispiel die verzweigten Fäden von *Ectocarpus*, der bandförmige Thallus von *Dictyota* (Abb. 4, 5, 8, 9), oder die gefiederten Bäumchen von *Halopteris* (Abb. 10 und 11). *Halopteris* ist eine relativ robuste, weniger Zentimeter große Braunalge, deren gefiederte Stämmchen aus einer großzelligen Achse bestehen. Um diese herum bilden sich in älteren Thallusabschnitten wie bei den Rotalgen Rindenzellen. Die Thal-

luspitzenzellen sind durch Anhäufung von Chloroplasten, Fetttropfen und anderen Plasmapbestandteilen in der Regel wenig transparent.

Die erwähnten Braunalgen sind leicht in Ebbebümpeln des Felswatts oder am Fels bei Niedrigwasser zu erbeuten. Ob man es mit männlichen oder weiblichen Gametophyten oder mit

Sporophyten zu tun hat, zeigt erst die mikroskopische Untersuchung (sofern die Algen fortpflanzungsreif sind), da die unterschiedlichen Generationen oft von gleichem äußeren Bau sind. Wie bei den Rotalgen gibt es auch hier so genannte Tetrasporen, die bei der Reduktionsteilung entstehen und zu Gametophyten auskeimen.

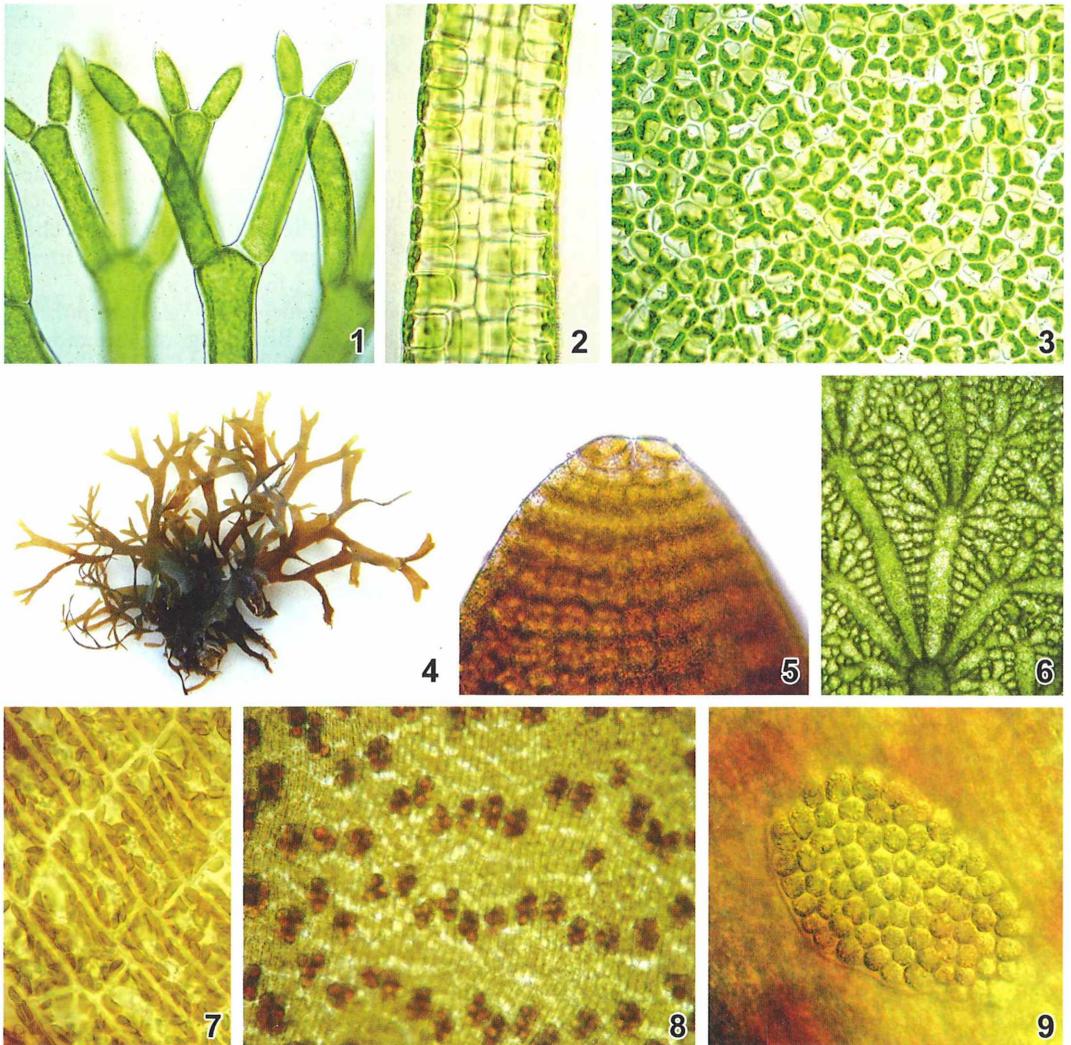


Abb. 1–9: Grün- und Braunalgen (Chlorophyceen und Phaeophyceen). – Abb. 1: *Dasycladus*. Um eine Achse gruppieren sich wirtelig mehrfach verzweigte Seitenäste. – Abb. 2: *Ulva* (Meersalat) ist auch an unseren Küsten im oberen Litoral weit verbreitet. Die Abbildung zeigt ein noch junges Exemplar. – Abb. 3: *Enteromorpha* (Darmtang) besteht aus einem einschichtigen Schlauch. – Abb. 6: *Anadyomene* ist fächerförmig gebaut und wird nur wenige Zentimeter groß. – Abb. 4, 5, 7–9: *Dictyota*. Für *Dictyota* ist die gabelige (dichotome) Verzweigung charakteristisch, die mit einer Zweiteilung der Scheitelzelle (Abb. 6) ihren Anfang nimmt. – Abb. 7: Zellen mit Chloroplasten. – Abb. 8: Gewebe mit Tetraspangien. – Abb. 9: Gametangien (männlicher Sorus).

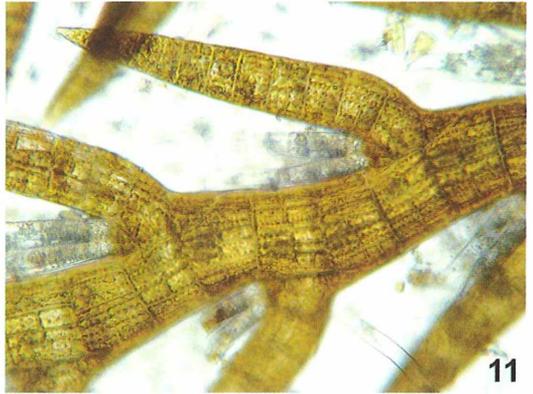


Abb. 10 und 11: Büschelige Braunalge (Phaeophyceae) *Halopteris* mit gefiederten Stämmchen.

Rotalgen (Rhodophyceen)

Rotalgen benötigen zum Teil wenig Licht und dringen bis in größere Wassertiefen (bis 150 m) vor und besiedeln auch Unterwasserhöhlen. Die Chloroplasten (Abb. 18) enthalten außer Chlorophyll a den akzessorischen roten Farbstoff Phycoerythrin. Am Felswatt bilden die Rotalgen

die unterste Zone, die nur bei Springflut-Niedrigwasser trocken fällt. Zarte Formen werden bei starker Brandung häufig an den Strand geworfen und können von dort im frischen Zustand eingesammelt werden. In die Generationsfolge sind häufig Karposporen (Abb. 14) eingeschaltet, die direkt aus der Teilung der Zygote oder aus von dieser entstandenen Zellfäden (Karposporophyt)

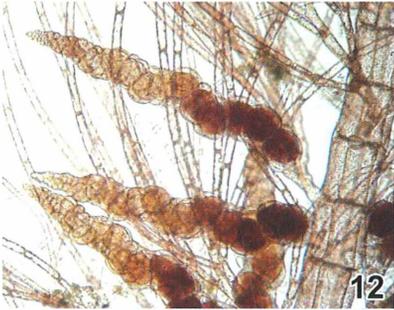


Abb. 12–17: Rotalgen (Rhodophyceen). – Abb. 12: *Polysiphonia*. Tetrasporangien. – Abb. 13 und 14: *Wrangelia*. Gestauchte Zweigspitze mit Karposporen. – Abb. 15 und 16: *Ceramium*. Rindenzellfreie und berindete Bereiche mit Seitenästchen wechseln sich ab. – Abb. 17: Eine andere *Ceramium*-Art mit einzelligen Haaren.

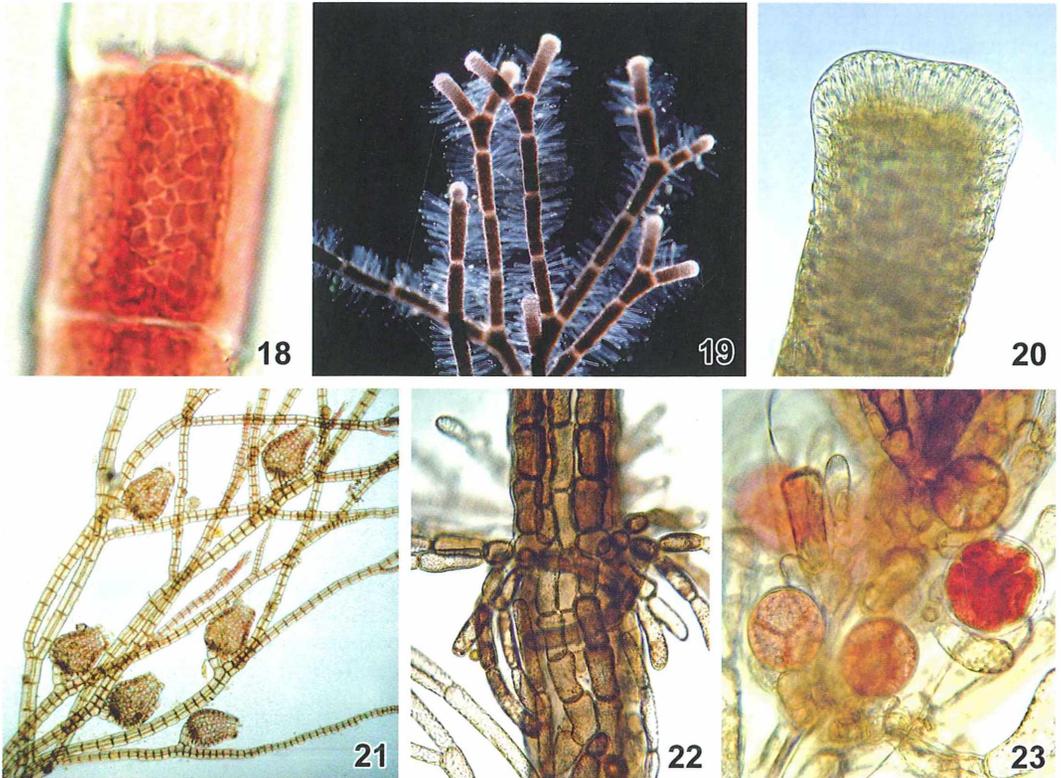


Abb. 18–23 (Fortsetzung): Rotalgen (Rhodophyceen). – Abb. 18: Plastiden einer Rotalge. – Abb. 19 und 20: *Corallina*. Die Zellen der Kalkalgen (Corallinaceen) sind mit Kalk inkrustiert. Bei *Corallina* bleiben Teile ausgespart (Gelenke). Der Thallus gleicht einem zarten Busch von einigen Zentimetern Größe. Er gehört dem so genannten Springbrunnentyp an, was bedeutet, dass die Stamm- bzw. Astspitze aus einem Bündel von Zellfäden besteht. – Abb. 21: *Polysiphonia* mit Zystokarprien, speziellen Behältern für die Karposporen. – Abb. 22: *Wrangelia*. Stammstück mit Seitenästchen und Rindenzellen. – Abb. 23: *Wrangelia*. Tetrasporangien mit je vier Tetrasporen.

hervorgehen. Die Karposporen keimen zum Tetrasporophyten aus, aus dessen Sporen (Tetrasporen) dann die Gametophyten entstehen. Das Wachstum der Rotalgen geschieht entweder von einer Spitzenzelle aus (Zentralfadentyp) oder von einem Bündel von fädigen Spitzenzellen (Springbrunnentyp, Abb. 20). Etwas ältere Stamm- und Astpartien werden von Rindenzellen umgeben (Abb. 12, 15, 22).

Mit den Meeresalgen öffnet sich eine dem Binnenländer reiche Formen- und Farbenwelt, mit der sich zu beschäftigen es sich nicht nur im Urlaub lohnt. Nicht nur, dass man auch Algen zu hübschen Mustern auf dem Papier trocknen kann, Algen sind auch das Substrat für weitere sessile Organismen wie Bryozoen (Moostierchen), Ascidien (Seescheiden), Kiesialgen, Protisten und Algen-Jugendstadien, welche die Palette mikroskopischer und makroskopischer

Objekte für weitere Beobachtungen vielfältig erweitern.

Literaturhinweise

- Fott, B.: Algenkunde. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
 Hoek, Chr. van den: Algen. Einführung in die Phykologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1978.
 Hofrichter, R. (Hrsg): Das Mittelmeer, Bd. II /1. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2004.
 Kremer, B. P.: Meeresalgen. Die Neue Brehmbücherei. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt 1975.
 Mägdefrau, K.: Paläobiologie der Pflanzen. Gustav Fischer Verlag, Jena 1968.
 Oltmanns, F.: Morphologie und Biologie der Algen. Verlag Gustav Fischer, Jena 1904.
 Riedl, R.: Fauna und Flora der Adria. Verlag Paul Parey, Hamburg 1963.

Verfasser: Rudolf Drews, Straße 366, Nr. 3, 13503 Berlin, E-Mail: opalinaebony@t-online.de

Die Rädertierfamilie der *Dicranophoridae*

Ole Riemann

Die kaum mehr als 100 Mikrometer bis maximal wenige Millimeter messenden, glasartig durchsichtigen Rädertiere (Rotifera) gehören seit den Anfängen der Mikroskopie zu den bevorzugten Studienobjekten der Mikroskopiker. Vertreter der planktischen Gattungen *Asplanchna*, *Brachionus* und *Keratella* lassen sich mit Hilfe eines Planktonnetzes in fast jedem eutrophierten Stillgewässer fangen. Die meisten Tümpfer dürften auch mit sessilen Rädertieren, zum Beispiel mit der wunderschönen *Floscularia*, vertraut sein. Neben solchen häufigen Funden gibt es eine große Vielfalt seltenerer, unscheinbarer Rädertiere, die sich erst mit etwas Erfahrung finden und bestimmen lassen, die aber für den kundigen Blick nicht minder interessant sind. Zu solchen Rädertieren gehört auch die artenreiche Familie der *Dicranophoridae*.

Wer einen Eindruck von der vielfältigen Gestalt und Lebensweise der Rädertiere gewinnen möchte, muss sich im Pflanzendickicht (Periphyton) des Uferbereiches und am schlammigen Grund (Benthos) der Gewässer auf die Suche nach ihnen machen. Zwar können planktische Rädertiere der häufigen Gattungen *Asplanchna*, *Brachionus*, *Synchaeta*, *Filinia*, *Keratella* und *Polyarthra* bei günstigen Lebensbedingungen hohe Populationsdichten aufbauen und im Nahrungsnetz der Gewässer eine bedeutende Rolle spielen, doch ist die Artenvielfalt der benthisch-periphytischen Formen erheblich höher. Zu den artenreichsten Taxa der benthisch-periphytischen Rädertiere gehört neben den Notommatidae die Familie der *Dicranophoridae*. Nach neuesten Angaben zählt diese Gruppe nicht weniger als 230 Arten (De Smet, 1997; Segers, 2007), die sich auf die Gattungen *Albertia*, *Aspelta*, *Balatro*, *Dicranophoroides*, *Dicranophorus*, *Encentrum*, *Erignatha*, *Glaciera*, *Inflatana*, *Kostea*, *Myersinella*, *Paradicranophorus*, *Parententrum*, *Pedipartia*, *Streptognatha*, *Wierzejskiella* und *Wigrella* verteilen. Bis auf die artenreichen Taxa *Dicranophorus*, *Aspelta* und *Encentrum* umfassen die Gattungen nur wenige bis in Extremfällen nur eine einzige Art. Viele *Dicranophoridae* sind nach ihrer Erstbeschreibung nicht wieder aufgefunden und dokumentiert worden, so dass in etlichen Fällen unklar ist, ob die beschriebenen Arten tatsächlich als abgrenzbare taxonomische Einheiten in der Natur existieren. Dies aber sind taxo-

nomische Grenzfragen. Wenden wir uns einer generelleren Frage zu: Wie erkennen wir überhaupt ein *dicranophorides* Rädertier?

Aufbau und Körpergliederung der *Dicranophoridae*

Die überwiegende Zahl der *dicranophoriden* Rädertiere ist sehr einheitlich gebaut (Abb. 1 und 2). Wie am Beispiel der Art *Dicranophorus forcipatus* zu erkennen, gliedert sich der Körper entsprechend dem grundsätzlichen Aufbau der Rädertiere in Kopf, Rumpf, Fuß und Zehen (Abb. 1A). Der Kopf trägt auf der Bauchseite das für Rädertiere typische Räderorgan, das bei allen *Dicranophoridae* aus einem mehr oder weniger ausgedehnten Wimpernfeld um die Mundöffnung besteht. Das Räderorgan wird von einem zarten, mal abgerundeten, mal dreieckig zugespitzten Kopfschild (Rostrum) überdacht (Abb. 1B). Rückenseitig trägt der Kopf einen unauffälligen Wimperschopf, der als Dorsaltaster bezeichnet wird und vermutlich auf Druck- und Bewegungsreize reagiert (Abb. 1A, B). Der Rumpf der *dicranophoriden* Rädertiere ist bei fast allen Vertretern weichhäutig und flexibel und weist eine sehr durchscheinende Epidermis auf, so dass sich alle inneren Organe in bemerkenswerter Klarheit unter dem Lichtmikroskop erkennen lassen. Der sich an den Rumpf caudal anschließende Fuß ist bei den meisten *Dicranophoridae* kurz und besteht aus einem Segment oder wenigen,

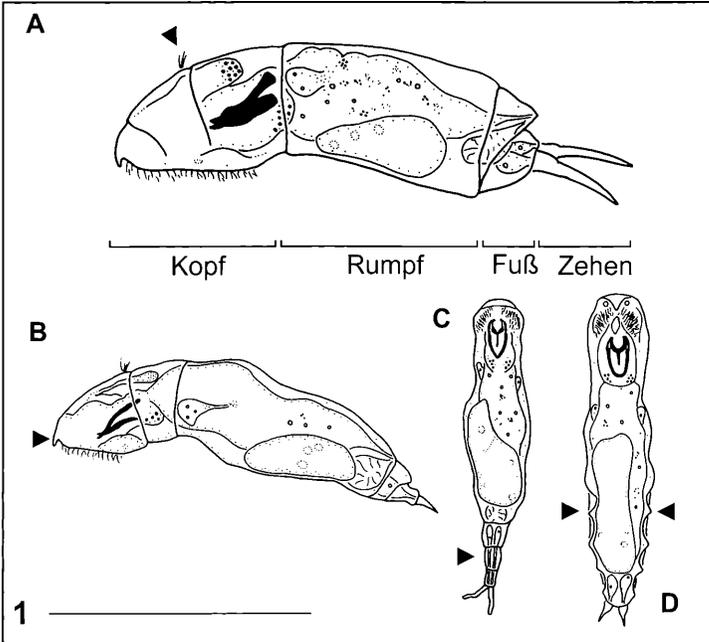


Abb. 1: Verschiedene Vertreter der Dicranophoridae, Habitus. A *Dicanophorus forcipatus*, Pfeilkopf markiert Position des Dorsaltasters. B *Encentrum lutra*, Pfeilkopf markiert das Rostrum. C *Wierzejskiella velox*, Pfeilkopf verweist auf verlängerte Fußglieder. D *Encentrum saundersiae*, Pfeilköpfe markieren atypische Querringelung des Rumpfes. Maßstrich = 200 µm.

durch Querfalten voneinander abgegrenzten Segmenten. Lediglich Vertreter der Gattung *Wierzejskiella* sind durch einen langen Fuß und teleskopartig ineinander verschiebbare Fußglieder charakterisiert (Abb. 1C). Der Fuß trägt ein Paar symmetrischer Zehen, die bei allen Dicranophoriden zur Spitze hin mehr oder weniger stark zugespitzt sind. Die innere Organisation der Dicranophoriden (siehe Abb. 2A) weist im Vergleich zur Grundorganisation der übrigen Rädertiere kaum Baueigentümlichkeiten auf wird hier nicht weiter behandelt. Einzelheiten zur generellen Organisation der Rädertiere finden sich in Donner (1973), Koste (1978), Neubert (1995a, b) und Wulfert (2005). Der bei allen dicranophoriden Rädertieren auf den ersten Blick ähnliche Habitus wirft die Frage nach der Bestimmung auf. Woran können wir die Vertreter der einzelnen Gattungen überhaupt sicher unterscheiden?

Der Mastax der Dicranophoriden – ein hoch differenziertes Greifwerkzeug

Die meisten Mikroskopiker, die schon einmal ein Rädertier über einen längeren Zeitraum beobachtet haben, werden sicherlich auf die Tätigkeit des für die Rädertiere charakteristischen Kaumagens (Mastax) aufmerksam ge-

worden sein. Besonders bei angehefteten, strudelnden bdelloiden Rädertieren sind seine regelmäßigen Mahlbewegungen, die die eingestrudelten Nahrungspartikel zerreiben, sehr auffällig. Trotz aller Unterschiede im Bau des Mastax und der damit korrelierten Vielfalt an Ernährungsweisen lässt sich der Mastax auf ein System von kutikularisierten Kieferbildungen zurückführen, die durch Muskelzüge bewegt werden, und die in allen Teilgruppen in modifizierter Weise auftreten (Koste, 1978).

Je nach Grundaufbau und Funktion des Mastax einzelner Rädertiergruppen unterscheidet die Systematik ein System von Mastaxtypen, die jeweils unterschiedliche Ernährungsweisen ermöglichen. So gibt es mahlende, saugende, stechende und greifende Mastaxtypen – nicht unähnlich den unterschiedlichen Typen von Mundwerkzeugen bei Insekten, die ebenfalls eine enorme Variation einer begrenzten Anzahl von Grundelementen darstellen. Die räuberischen Dicranophoriden sind allesamt durch den Besitz eines greifenden (forcipaten) Mastaxtyps charakterisiert. Die Kieferelemente können bei diesem Mastaxtyp aus der Mundöffnung ausgestoßen werden und Beute ergreifen. Diese Fähigkeit lässt sich als ein Merkmal interpretieren, das in der Evolution der Dicranophoriden entstanden ist und ihre Zusammenfassung zu einer natürlichen Einheit begründet.

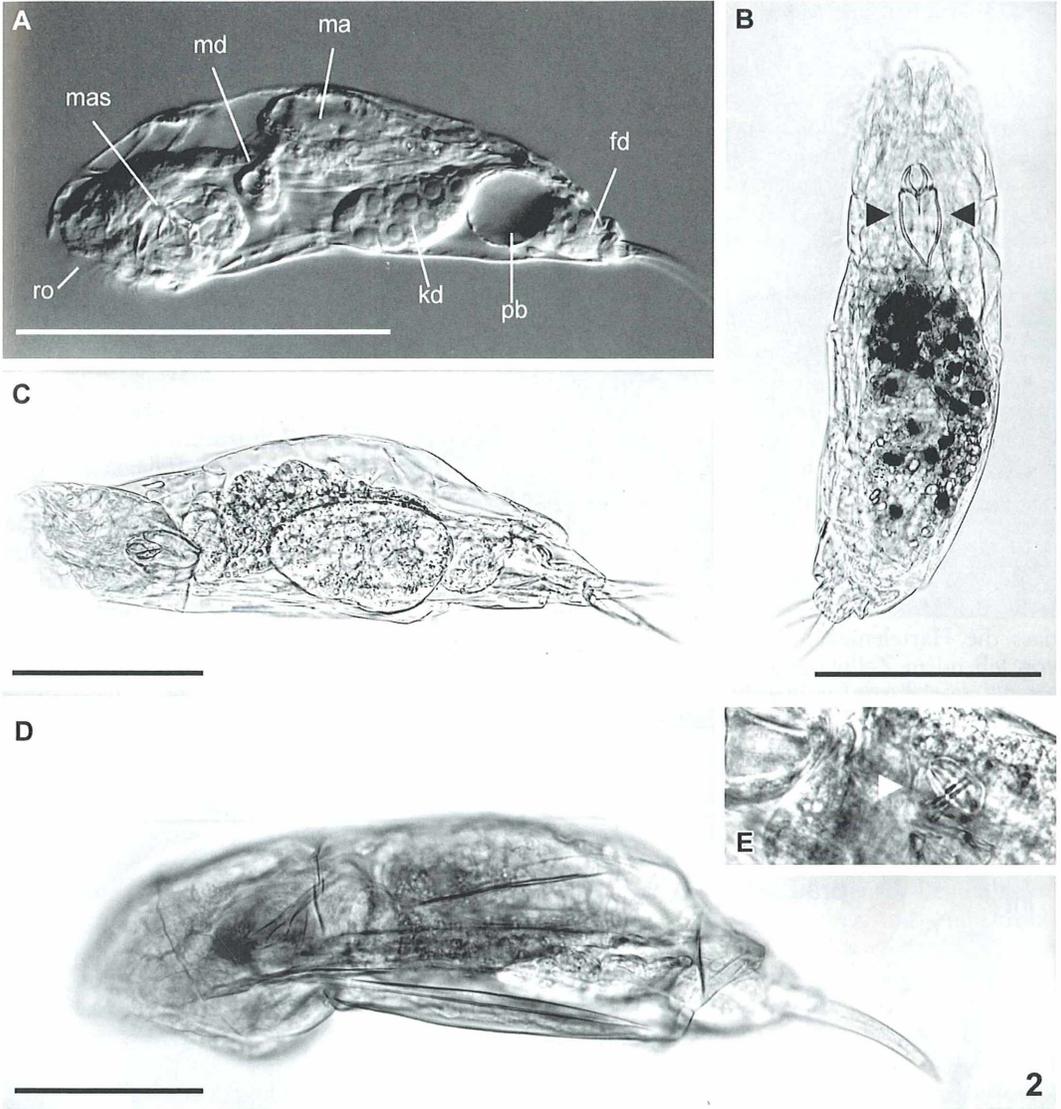


Abb. 2: Verschiedene Vertreter der Dicranophoridae, Habitus. A *Erignatha clastopis*. B *Encentrum roussleti*, Pfeilköpfe verweisen auf Hartelemente des Mastax. C *Aspelta reibischi*. D *Dicranophorus forcipatus*. E Ausschnitt aus D, Pfeilkopf markiert Hartteile des Mastax eines erbeuteten bdelloiden Rädertieres. fd Fußdrüse, kd Keimdotterstock, ma Magen, mas Mastax, md Magendrüse, pb Protonephridialblase, ro Räderorgan. Maßstrich = 100 μ m.

Am Beispiel der Dicranophoridae lässt sich die Organisation des Mastax der Rädertiere besonders gut illustrieren, da die einzelnen Hartelemente gemäß ihrer greifenden Funktion zangenförmig flach ausgebildet und die Verhältnisse sehr übersichtlich sind (Abb. 3). Im Mastax der Rädertiere treten die drei paarigen Grundelemente Manubrium, Uncus und Ra-

mus sowie das unpaare Fulcrum auf. Die Manubrien zusammen mit den Unci werden als Malleus, die Rami zusammen mit dem Fulcrum als Incus bezeichnet (Abb. 3A). Innerhalb der verschiedenen Teilgruppen der Rädertiere tritt eine Vielzahl weiterer, akzessorischer Elemente auf. Für die Familie der Dicranophoridae sind dies die bei vielen Arten vorhandenen Intramal-

lei, die zwischen den Manubrien und den Unci liegen, und die häufig einen einwärts gerichteten, zugespitzten Fortsatz tragen, der als Supramanubrium bezeichnet wird. Weiterhin treten nadelförmige Präuncinalzähne auf, die der effektiveren Greifwirkung der Zangenkauer dienen. Bei den allermeisten dicranophoriden Rädertieren sind die Hartteile des Mastax streng bilateralsymmetrisch ausgebildet (Abb. 3B, C, 4A–C). Die Verhältnisse bei Vertretern der Gattung *Aspelta* weichen hiervon auffällig ab (Abb. 2C, *Aspelta reibischi*; Abb. 3D, *Aspelta lestes*). Über die Funktion dieser Asymmetrie – die auch bei anderen Rädertieren wie in der Gattung *Trichocerca* auftritt – ist nichts Näheres bekannt.

Präparationen der Kieferelemente für die Rasterelektronenmikroskopie (Abb. 4) offenbaren weitere Details: Es treten rundlich-ovale Öffnungen innerhalb der Hartelemente hervor (Abb. 4C). Auf der Grundlage von Schnittserien durch den Mastax ist bekannt geworden, dass die Hartelemente nicht massiv, sondern von lebendem Zellmaterial angefüllt sind. Die im Rasterelektronenmikroskop hervortreten-

den Öffnungen in den Hartelementen sind Orte, an denen diejenigen Zellen, die von den Hartteilen umschlossen sind, mit Epithelzellen kommunizieren, die außerhalb der Hartelemente liegen. Arten der Gattung *Dicranophorus* sind besonders gefräßige Räuber, denen eine Vielzahl scharfer Zahnfortsätze an den Innenkanten der Rami beim Ergreifen ihrer Beute wertvolle Dienste leistet (Abb. 4C).

Lebensraum und Lebensweise

Dicranophoridae Rädertiere finden sich in einer Vielzahl unterschiedlicher Lebensräume sowohl im Süßwasser als auch in salzigen Gewässern. Allerdings ist die Artenfülle der Süßgewässer bedeutend größer als in marinen Lebensräumen. Meistens treten dicranophoridae Rädertiere nur in geringer Anzahl auf, was möglicherweise mit ihrer räuberischen Ernährungsweise und der dadurch bedingten Stellung im System der Nahrungsnetze mikroskopisch kleiner Tiere und Pflanzen zusammenhängt. Einen Hinweis hierauf gibt die Pflanzen fres-

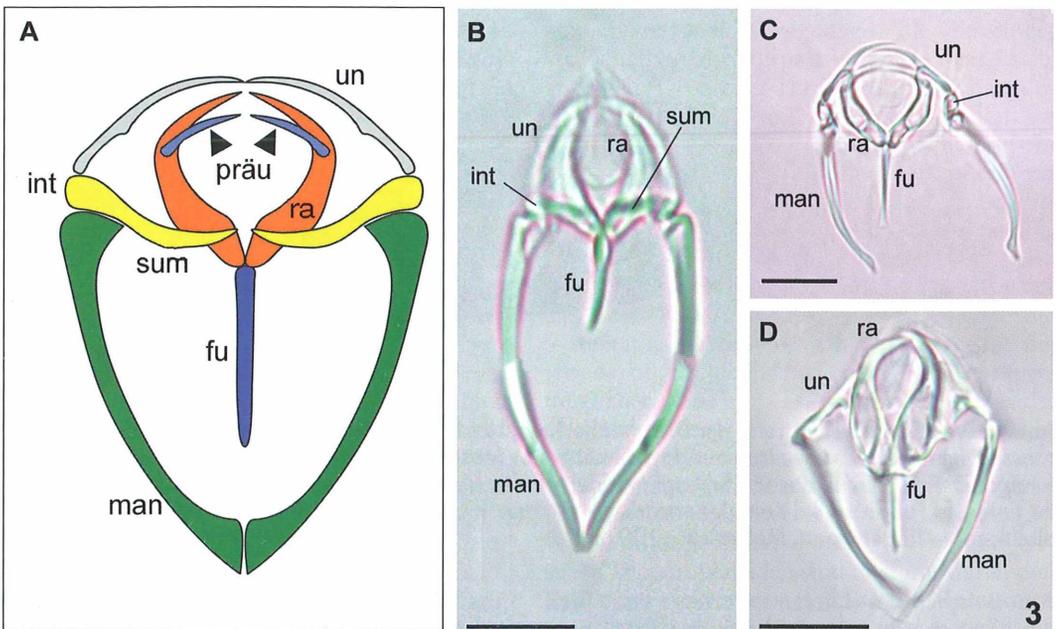
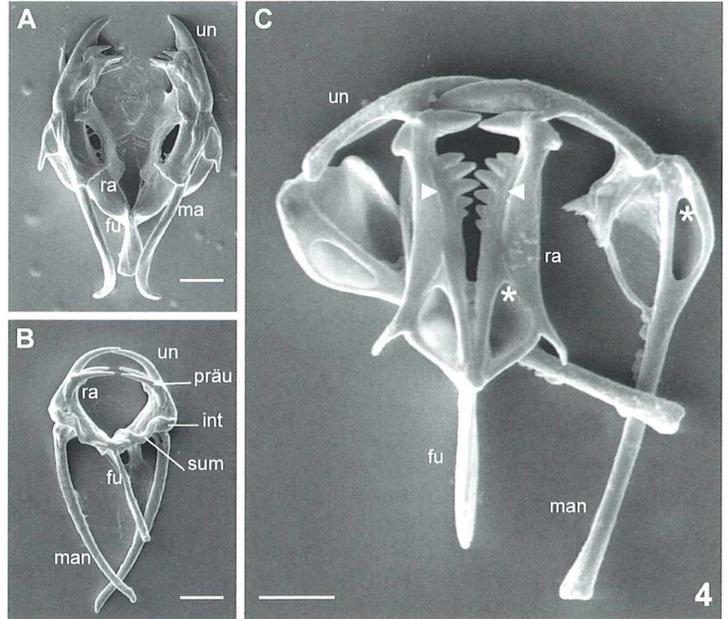


Abb. 3: Hartteile des Mastax bei verschiedenen Vertretern der Dicranophoridae. A Schematische Darstellung der Hartteile und ihrer relativen Lage zueinander. B Hartteile des Mastax von *Encentrum rousseti*, Komposit aus zwei Einzelaufnahmen unterschiedlicher Schärfenebenen. C Hartteile des Mastax von *Encentrum mustela*, Komposit aus zwei Einzelaufnahmen unterschiedlicher Schärfenebenen. D Hartteile des Mastax von *Aspelta lestes*. fu Fulcrum, man Manubrium, int Intramalleus, präü Präuncinalzahn, ra Ramus, sum Supramanubrium, un Uncus. Maßstriche bei B–D = 10 µm.

Abb. 4: Hartteile des Mastax bei verschiedenen Vertretern der Dicranophoridae. Raster-elektronenmikroskopische Darstellung nach Entfernen der Mastaxgewebe. A *Dicranophoroides caudatus*. B *Encentrum martens*. C *Dicranophorus lueikeni*, Pfeilköpfe markieren Zahnbildungen an Innenseite des Ramus. * Öffnungen in Ramus und Manubrium, fu Fulcrum, int Intramalleus, man Manubrium, präu Präuncinalzahn, sum Supramanubrium, ra Ramus, un Uncus. Maßstriche = 5 µm.



sende Art *Erignatha clastopis* (Abb. 2A). Sie stellt eine der wenigen Ausnahmen dar und kann bei Anwesenheit ihrer Futteralgen in hoher Populationsdichte auftreten. Dicranophoride Rädertiere finden sich im Periphyton untergetauchter Wasserpflanzen sowie im flockigen Detritus, dem Zersetzungsprodukt abgestorbener Biomasse am Gewässergrund. Eine Reihe von speziell angepassten Arten hat man im Lückensystem zwischen den Sandkörnern im Ufersand sowohl limnischer als auch mariner Habitate gefunden. Aber auch in semiterrestrischen Lebensräumen wie in der feuchten Bodenkrume und in wassergesättigten Moospolstern lassen sich vereinzelt Dicranophoriden, zumeist Vertreter der artenreichen Gattung *Encentrum*, aufspüren.

Die überwiegende Zahl der dicranophoriden Rädertiere lebt räuberisch und ernährt sich von Einzellern, aber auch kleinen Vielzellern, die mit ihnen den Lebensraum teilen. Dazu gehören Fadenwürmer (Nematoden), Bauchhärlinge (Gastrotrichen) und andere Rädertierarten. Häufig lässt der Mageninhalt, der aufgrund der Durchsichtigkeit der Rädertiere unter dem Mikroskop gut zu erkennen ist, Rückschlüsse auf die zuletzt aufgenommenen Nahrung zu. Mit einiger Erfahrung kann man zum Beispiel anhand der unverdaulichen Hartteile des Mastax von erbeuteten Rädertieren im Magen des Räu-

bers erkennen, um welche Arten es sich bei der Beute handelte. Der in Abbildung 2E dargestellte Ausschnitt lässt zweifelsfrei die kutikularisierten Reste des Mastax eines bdelloiden Rädertieres im Magen des Räubers *Dicranophorus forcipatus* (Abb. 2D) erkennen. Mit Erstaunen wird man immer wieder beobachten können, dass die aufgenommenen Beuteobjekte kaum kleiner als der Räuber sind – und trotzdem den dünnen, aber sehr dehnungsfähigen Ösophagus passiert haben müssen.

Beim Erbeuten von Nahrung bedienen sich die dicranophoriden Rädertiere ihrer zangenförmigen Kiefer, die durch plötzliche Kontraktion der Mastaxmuskulatur aus der Mundöffnung herausgestoßen werden und in rascher Abfolge greifende und einwärts ziehende Bewegungen vollführen. Spitze Zähne machen den forcipaten Mastax zu einem vollendeten Greifapparat (Abb. 4A–C). Neben der Aufnahme tierischer Nahrung sind eine Reihe von Dicranophoriden zu allesfressender (omnivorer) oder ausschließlich pflanzenfressender (herbivorer) Ernährungsweise übergegangen. Eine solche Ernährungsweise findet man zum Beispiel bei den marinen Vertretern der Gattung *Encentrum* (z. B. Abb. 2B, *Encentrum rousseleti*), die teilweise zwischen den Sandkörnern der Meerestrände leben und sich vor allem von einzelligen Kieselalgen (Diatomeen) ernähren. Weiter-

hin gibt es innerhalb der Dicanophoridae hochgradig spezialisierte Parasiten, die im Darm mancher Anneliden leben und sich mit ihren Kiefern im Darmepithel des Wirtes verankern und so Leibeshöhlenflüssigkeit aufnehmen.

Sammeln, Untersuchen und Bestimmen dicranophorider Rädertiere

Wer mit Erfolg dicranophoride Rädertiere aufspüren möchte, sollte die oben genannten Habitate untersuchen. Zur Probennahme im Periphyton bietet es sich an, Teile von Wasserpflanzen abzuschneiden, mit Wasser vom Fundort zusammen in einen Eimer zu bringen und kräftig durchzurühren. Anschließend gieße man den Überstand durch ein feinmaschiges Planktonnetz (etwa der Maschenweite von 40 µm) und überführe das Filtrat in Petrischälchen. Unter dem Binokular kann man die Proben bei 20- bis 30facher Vergrößerung sichten und einzelne Rädertiere mit einer feinen Kapillarpipette auf Objektträger übertragen. Da die sichere Bestimmung bei dicranophoriden Rädertieren fast immer eine genaue Analyse der Hartteile des Mastax voraussetzt, versehe man das Deckglas nicht mit den sonst üblichen Wachsfüßchen, da so nicht genug Wasser abgesaugt werden kann, um die Untersuchungsobjekte hinreichend festzuklellen. Die eigene Erfahrung lehrt schnell, die Wassermenge des Präparates angemessen zu dosieren. Zu Beginn der Beobachtung ist es ratsam, die Wassermenge so zu wählen, dass das untersuchte Rädertier noch genug Raum zum langsamen Schwimmen hat, da nur in einem solchen Zustand die natürliche Körpergestalt des Tieres erfasst werden kann. Anschließend erfordert die Bestimmung eine eingehende Untersuchung der Hartteile des Mastax. Hierzu reicht es in den meisten Fällen aus, durch vorsichtiges Absaugen des Wassers und unter ständiger Kontrolle das Tier zu pressen, so dass die Kieferstrukturen des Mastax flach ausgebreitet werden. In einem solchen Zustand lässt sich beurteilen, ob beispielsweise ein Intramalleus oder Präuncinalzähne vorhanden sind, oder aber die Innenseite des Ramus mit feinen Zähnchen besetzt ist. Falls diese Beobachtungen noch kein Erfassen wichtiger diagnostischer Merkmale des Mastax erbringen, müssen die Gewebe des Tieres aufgelöst werden, so dass nur die Hartteile des Mastax übrig bleiben. Dies ge-

lingt durch vorsichtiges Hindurchziehen von Natriumhypochlorit (NaOCl, ca. 8% in H₂O) durch das Präparat. Binnen kurzer Zeit wird das lebende Gewebe aufgelöst und es bleiben nur noch die nun gut sichtbaren Hartteile des Mastax zurück.

Einzelheiten zur Präparation finden sich in Donner (1973), Koste (1978), De Smet (1998) und Wulfert (2005). Für den Anfänger in der Untersuchung und Bestimmung der Rädertiere sind besonders die Arbeiten Neuberts (1995a, b) im MIKROKOSMOS zu empfehlen. Zur exakten Bestimmung dicranophorider Rädertiere eignet sich das bekannte Bestimmungsbuch zur mitteleuropäischen Rädertierfauna von Walter Koste (1978). Hier sind alle entfernten Arten aufgeführt und mit Abbildungstafeln illustriert, die bis 1978 beschrieben wurden. Eine gründliche Revision der Familie Dicanophoridae liegt von De Smet (1997) vor, die viele Arten – gestützt auf hervorragende rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Hartteile des Mastax – relativ gut bestimmbar macht.

Literaturhinweise

- De Smet, W. H., Pourriot, R.: Rotifera 5: The Dicanophoridae (Monogonta) and the Ituridae (Monogononta). In: Dumont, H. J., Nogrady, T. (eds.): Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world 12. SPB Academic Publishing BV., The Hague, The Netherlands, 1997.
- De Smet, W. H.: Preparation of rotifer trophi for light and scanning electron microscopy. *Hydrobiologia* 387/388, 117–121 (1998).
- Donner, J.: Rädertiere (Rotatorien), 4. Auflage. Einführung in die Kleinlebewelt. Kosmos Verlag Franckh, Stuttgart 1973.
- Koste, W.: Rotatoria. Die Rädertiere Mitteleuropas. Ein Bestimmungswerk. Überordnung Monogononta. 2. Auflage. I. Textband, II. Tafelband. Gebrüder Borntraeger, Berlin 1978.
- Neubert, W.: Wir bestimmen Rädertiere I. *Mikrokosmos* 84, 99–110 (1995a).
- Neubert, W.: Wir bestimmen Rädertiere II. *Mikrokosmos* 84, 165–174 (1995b).
- Segers, H.: Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution. *Zootaxa* 1564, 1–104 (2007).
- Wulfert, K.: Rädertiere (Rotatoria), 2. Auflage. Westarp Wissenschaften, Hohenwarsleben 2005.

Verfasser: Ole Riemann, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, Institut für Biologie und Umweltwissenschaften, AG Molekulare Systematik, E-Mail: ole.riemann@uni-oldenburg.de

Kalkausfällungen durch planktische Algen

Steffen Wiehart

Die durch biogene Entkalkung verursachte Kalkabscheidung im Gewässer ist eine allgemein bekannte Erscheinung. Im MIKROKOSMOS wurde bereits darüber berichtet (Lenzenweger, 2002). Überwiegend wurde die Kalksteinbildung durch sessile Algen beziehungsweise Pflanzen thematisiert. Diese führt zu Krusten auf submersen Pflanzen.

Im Folgenden werden einige Beobachtungen zur Kalkabscheidung an planktischen Algen zur Diskussion gestellt.

Der chemische und biologische Vorgang

Kalk liegt im kohlenensäurehaltigen Wasser gelöst vor:

1. $\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2 \leftrightarrow \text{Ca}^{2+} + 2\text{HCO}_3^-$
(Calciumhydrogenkarbonat dissoziiert zu Calciumionen und Hydrogencarbonat)
2. $\text{HCO}_3^- + \text{H}_2\text{O} \leftrightarrow \text{H}_2\text{CO}_3 + \text{OH}^-$

Bei einer Störung des Gleichgewichtes fällt Kalk aus. Die Ursachen können eine Erwärmung des Wassers, Austritt CO_2 -übersättigten Grundwassers, Mischung verschiedener Wasserkörper oder CO_2 -Entzug durch Photosynthese sein. Bei Nutzung des $\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2$ als Kohlenstoffquelle durch Algen entstehen überzählige OH^- -Ionen, die mit dem Ca^{2+} zu $\text{Ca}(\text{OH})_2$ reagieren, welches mit dem $\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2$ zu $2\text{CaCO}_3 + 2\text{H}_2\text{O}$ reagiert. Das CaCO_3 ist unlöslich und wird ausgefällt. Teilweise wird dabei auch CaO gebildet. Durch den Entzug der Kohlensäure aus dem Reaktionsgleichgewicht wird der pH-Wert des Wassers erhöht. Im Fundgewässer kommen für den Beobachtungszeitraum nur Photosynthese oder verringerte CO_2 -Löslichkeit durch Erwärmung als Ursache für die Kalkausfällung in Frage.

Hinsichtlich ihrer physiologischen Fähigkeiten lassen sich drei Gruppen von Wasserpflanzen unterscheiden

1. Es wird nur CO_2 als Kohlenstoffquelle genutzt, z. B. Wassermoos *Fontinalis*.
2. Es wird CO_2 und HCO_3^- als Kohlenstoffquelle genutzt, z. B. Wasserpest *Elodea*.

3. Es wird überwiegend HCO_3^- als Kohlenstoffquelle genutzt, z. B. *Scenedesmus*. Zur dritten Gruppe gehören viele planktische und benthische Grünalgen.

Das Gewässer

Der „Dreierteich“ liegt im Rosarium Sangerhausen, einer Rosenforschungsanstalt, die gleichzeitig öffentlich zugänglicher Park ist. Er ist der dritte Teich (von zum Beobachtungszeitraum nur zwei vorhandenen) Absetzteichen, die durch einen Graben gespeist werden und in Reihe verbunden sind. Der Teich ist muldenförmig, etwa 87 m × 62 m groß und maximal 2,5 m tief. Er ist von hohen Bäumen umstanden; die Ufer sind mit Rasengitterplatten befestigt.

Beobachtungen

Am 17.10.01 wurde eine starke aufschwimmende Wasserblüte beobachtet. In einer Schöpfprobe von der Wasseroberfläche wurden massenhaft Phytomonaden gefunden, fast ausschließlich aus der Gattung *Chlamydomonas*. Diese waren zumeist im geißellosen Stadium (Zygoten). Daneben waren in wesentlich geringerer Individuenzahl Arten der Gattungen *Phacus* und *Cryptomonas* vorhanden.

Bei der weiteren Untersuchung der Probe fielen zahlreiche Mineralteilchen auf, was in einer Planktonprobe unerwartet war. Es ist nicht anzunehmen, dass sich diese in dem ruhigen Gewässer mit geringer Wasserbewegung ohne nennenswerten Windeinfluss schwebend halten können. Die Mineralteilchen wiesen eine auffällige Form auf. Bei voller Ausbildung besaßen sie zahlreiche Löcher, in denen teilweise Algen

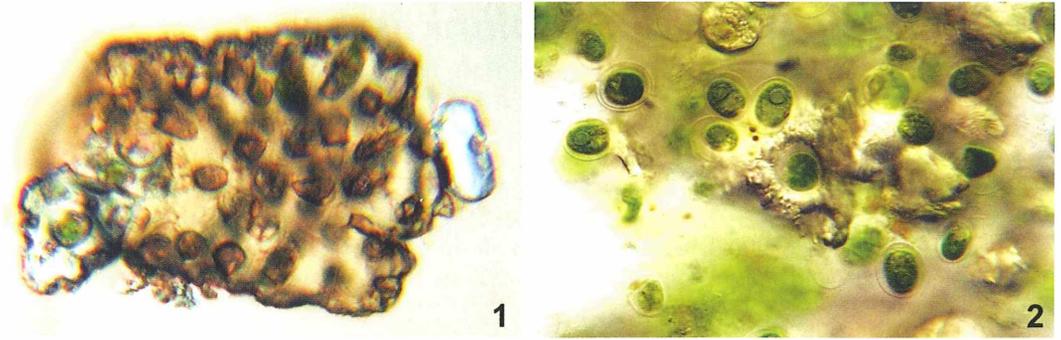


Abb. 1: Großer Kalkkörper mit zahlreichen Löchern, einige noch mit Algen. Hellfeld, Vergr. ca. 200fach. – **Abb. 2:** Lockere Kalkkonglomerate. Hellfeld, Vergr. ca. 250fach.

steckten (Abb. 1 und 2). Manche Algen waren völlig eingeschlossen. Es handelte sich fast ausschließlich um unbewegliche *Chlamydomonas*-Zellen. Nur in einem Fall wurde eine begeißelte Zelle beobachtet, die hin- und her ruckende Bewegungen ausführte und nach einigen Minuten ihr Loch im Gestein verließ und frei umher schwamm. Die Mineralteilchen waren teilweise recht glatt, teilweise konglomeratförmig granuliert. Bei Zusatz von Salzsäure zeigen sie unter heftiger Gasentwicklung Auflösungserscheinungen. Im linear polarisierten Licht leuchten sie hell auf und zeigen bei Drehung des Analysators um 360° viermal eine deutliche Auslöschung. Bei Blauanregung trat eine schwache grüne Eigenfluoreszenz auf.

Die Beobachtungen lassen nur den Schluss zu, dass entweder die Algen die Ausfällung durch biogene Entkalkung selbst verursacht haben oder ausfallender Kalk sich an den Algen wie an anderen Oberflächen abgeschieden hat. Die Mineralteilchen wurden daher als durch biogene Entkalkung entstandene Kalkausfällungen angesprochen.

Die Beobachtungen konnten im Juni 2002 und im Juni 2003 wiederholt werden. 2003 wurden

die Proben über mehrere Tage in Petrischalen bei Tageslicht aufbewahrt und wiederholt untersucht. Dabei konnte die Abscheidung von Kalk an einzelnen Zellen unter ungestörten Verhältnissen mit Bildung relativ regelmäßiger Kristalle direkt beobachtet werden (Abb. 3 und 4). Ab der Vegetationsperiode 2004 änderte sich die Artenzusammensetzung grundlegend, das Plankton wurde für mehrere Jahre von Cyanophyceen dominiert. An diesen sowie an anderen Algen wie Cryptomonaden konnte eine Kalkanlagerung nie beobachtet werden. Deshalb ist zu vermuten, dass die Chlamydomonaden die Kalkanlagerung selbst verursachen.

Ein ähnlicher weniger gut dokumentierter Fall von vermuteter Kalkausscheidung durch planktische Algen wurde in einem kleinen Gartenteich beobachtet. In diesem Fall bei *Dictyosphaerium pulchellum*, wobei innerhalb der Gallerthülle Mineralausscheidungen beobachtet wurden. *D. pulchellum* war über mehrere Vegetationsperioden im Plankton des Teiches absolut dominierend. Die Mineralausscheidung wurde erstmals im Jahr 2000 beobachtet. *D. pulchellum* wurde in diesem Jahr seltener und verschwand dann aus dem Plankton und

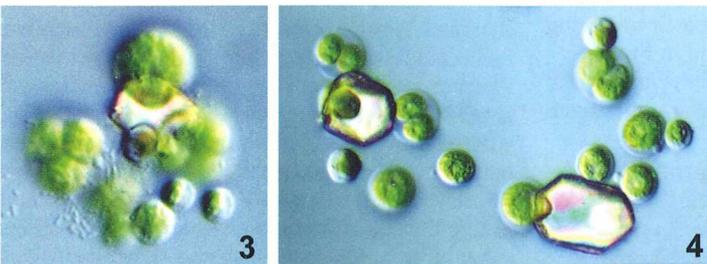


Abb. 3: Kalkkristall zwischen zwei Zellen. Differentieller Interferenzkontrast (DIK), Vergr. ca. 250fach. – **Abb. 4:** Kalkkristalle an Einzelzellen, etwas älter und größer. DIK, Vergr. ca. 250fach.

ist seither nur in Einzelexemplaren zu finden. Es wurde ebenfalls durch Cyanophyceen verdrängt.

Diskussion

Die Anlagerung von Kalk an die Zelle beeinträchtigt sicher die Schwebefähigkeit der betreffenden Algen. Wenn es zur Kalkausscheidung kommt, ist es möglich, dass sich die Algen dann aufgrund der verringerten Schwebefähigkeit nicht mehr im Plankton halten können und absinken.

Normalerweise werden bei der biogenen Entkalkung durch das Phytoplankton feinste Kalkkristalle gebildet, die teilweise sedimentieren (Schwoerbel, 1999). Die beobachteten großen Anlagerungen kommen offenbar nicht immer, sondern nur unter bestimmten Bedingungen vor. Voraussetzung ist, dass 1. im Gewässer ein Milieu herrscht, in dem sich Kalk abscheiden kann, 2. die Algen Carbonat als CO₂-Quelle nutzen oder aufgrund der Eigenschaften der Zelloberfläche die Anlagerung von Kristallisationskeimen begünstigen, und 3. schließlich die Strömungskräfte im Bereich der Zelloberfläche die Ausbildung größerer Mineralkörper nicht behindern.

Auch die Struktur der Zelloberfläche ist sicher von Bedeutung, sofern sie die Anlagerung und das Wachstum von Kristallisationskeimen begünstigt. Im Fall von *Dictyosphaerium*, wo die Ablagerung innerhalb der Gallerthülle der Kolonie erfolgte, sind die Kräfte, die an der Oberfläche der Kolonie angreifen, nicht von Bedeutung. Unter diesen spezifischen Bedingungen kann dann die Nutzung des Hydrogencarbonats für diese Algen durch die Verringerung der Schwebefähigkeit durch die Kalkanlagerung ein Nachteil gegenüber anderen planktischen Konkurrenten sein, die keinen Kalk anlagern. Da oft Kalkkristalle gefunden wurden, die keine Algen mehr enthielten, ist zu vermuten, dass die Algen sich auch aus den Kalkanhaftungen befreien können, was – wie oben beschrieben – einmal beobachtet werden konnte. Dies ist sicher mit einem höheren Energieaufwand verbunden.

Ob die in den beiden geschilderten Fällen beobachtete Verdrängung über mehrere Jahre dominierender Planktonarten durch andere Arten mit auf eine durch Kalkausscheidung verringerte Schwebefähigkeit begünstigt wurde, kann

aufgrund der wenigen Beobachtungen nur vermutet werden. Es zeigten auch nicht alle Individuen der Population eine Einbeziehungsweise Anlagerung von Kalk.

Nicht geklärt werden konnte im Verlauf der Untersuchungen die Natur von Zellen ohne Chlorophyllgehalt, die ebenfalls teilweise vom Mineral umschlossen waren und 2001 mehrfach gefunden wurden. Später konnten diese Zellen nicht wieder beobachtet werden.

Die beschriebenen Vorgänge, das heißt die Bildung größerer, die Algen teilweise einschließenden Kalkkristalle, konnten sowohl in dem genannten Gewässer als auch in anderen Gewässern, in denen diese Arten gefunden wurden, bisher nicht wiederholt werden.

Die Größe der durch die biogene Entkalkung entstehenden Kalkkristalle wächst im Allgemeinen mit der Intensität der Stoffwechselaktivität. Deshalb ist der Effekt besonders bei intensiver Sonneneinstrahlung und Photosynthese im Hochsommer zu erwarten. Die Beobachtungen werden hier zur Diskussion und Anregung für weitere Untersuchungen vorgestellt, weil bei der Recherche im Internet und in der Literatur zu den beschriebenen Vorgängen kaum Material gefunden wurde.

Literaturhinweise

- Ettl, H.: Chlorophyta I, Phytomonadina. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H., Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 9. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1983.
 Internet: www.aslo.org/lo/toc/vol_32/issue_1/0083.pdf
 Klee, O.: Wasser untersuchen. Quelle & Meyer Verlag, Heidelberg 1993.
 Lenzenweger, R.: Algen mit Kristallschmuck. Mikrokosmos 91, 280 (2002).
 Schwoerbel, J.: Einführung in die Limnologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.

Verfasser: Steffen Wiehart, Riestedter Straße 56c, 06526 Sangerhausen, hswsgh@gmx.de

Stoppt Tuberkulose!

Mit nur 50 Euro können Sie einen TB-Kranken retten.

Informationen unter:
 Telefon 0931/7948-0
www.dahw.de

DAHW
 Deutsche Lepra- und
 Tuberkulosehilfe e.V.

Micrasterias – Die kleinen Sterne

Teil 1: Taxonomie und Mitochondrien

Wolfgang Bettighofer

Die Arten der Zieralgengattung *Micrasterias* sind bekannt für ihre Schönheit. Sternform und Symmetrie begeistern den Algenfreund immer wieder aufs Neue. Ihre Zellgröße macht die Beobachtung auch mit einfachen Ausrüstungen leicht. *Micrasterias* heißt „kleiner Stern“.

Die Gattung kommt weltweit vor und umfasst circa 40 Arten. Sie bevölkert oligotrophe, stehende Gewässer bis hin zu sauren und sehr nährstoffarmen Biotopen wie den Hochmooren. Diese Vertreter der einzelligen, unbegeißelten Grünalgen aus der Gruppe der Zieralgen oder Desmidiaceen (Zygnematophyceae/Streptophyta) bestehen aus einer großen, abgeflachten Zelle, deren Seitenansicht spindelförmig ist. Durch eine zentrale Einschnürung, den Sinus, sind sie jeweils in zwei Halbzellen unterteilt (Abb. 1). Der Zellkern befindet sich immer am Isthmus, der schmalen Verbindungsstelle der beiden Halbzellen. Jede Halbzelle besitzt einen Chloroplasten,

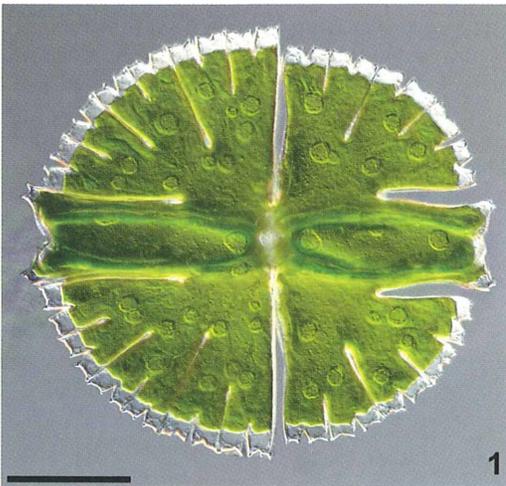


Abb. 1: *Micrasterias rotata*. Darstellung von Umriss, Chloroplasten mit Pyrenoiden und Zellkern. Das Bild ist mit Hilfe von acht digitalen Schichtaufnahmen erstellt worden. Maßbalken 50 µm.

ten, in dem sich Pyrenoide (rundliche Gebilde, an welchen die Speicherstoff-Synthese geschieht) finden. Durch weitere symmetrische Einschnitte innerhalb der Halbzellen entstehen Lappen, welche das Bild eines kleinen Sterns ergeben. Die Lappen enden oft mit kleinen, stachelartigen Zellwandfortsätzen. Einige Arten tragen solche Stacheln auch an bestimmten Stellen der Zelloberfläche.

Nach dem Aufsammeln zeigen sich die Desmidiaceen sehr unempfindlich. Es ist einfach, diese Algen längere Zeit am Leben zu erhalten. In verschlossenen Probengefäßen (z. B. Film Dosen) überdauern die Algen selbst bei wenig Licht und Temperaturen um 20 °C viele Monate. Sogar in wenigen Millilitern Wasser eines Uhrglases mit ein wenig Detritus leben und vermehren sie sich bei mir seit über einem Jahr, ohne dass ich auch nur ein einziges Mal Nährstoffe zugeführt hätte. Das Uhrglas muss in einer dicht schließenden, feuchten Kammer stehen. Somit sind die kleinen Sterne optimale Objekte für Freunde der Mikroskopie. Sie sind hübsch, zeigen ein interessantes Innenleben und sind anspruchsarm in der Haltung.

Einordnung in den Baum des Lebens

Die taxonomische Gruppe der Desmidiaceen ist intensiv erforscht, was wohl auch an der Attraktivität ihrer Mitglieder liegt. Man findet sie rund um den Globus. Es gibt Arten, die sich in arktische Bereiche vorwagen (Lenzenweger und Lütz, 2006; Lenzenweger, 2007), andere leben in den Tropen (Lenzenweger, 2003). Aufgrund neuester Erkenntnisse aus Morphologie, Cytologie und Genanalysen befindet sich die Gat-

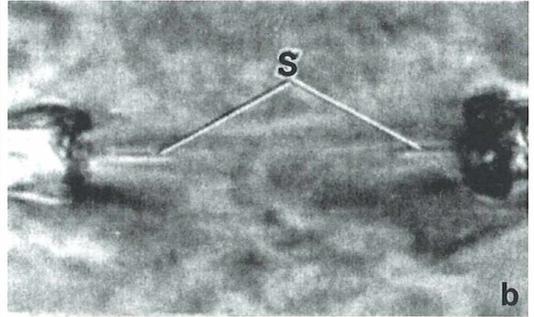
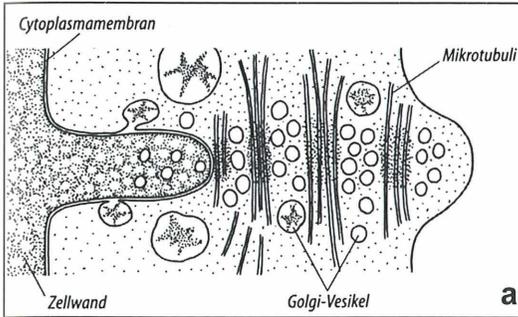


Abb. 2: Der Phragmoplast. a Schematisierte Zeichnung eines sich bildenden Phragmoplasten bei der Zygematophyceen *Spirogyra spec.* (nach Lecointre und Le Guyader, 2006). **b** Bildung einer dem Phragmoplasten analogen Scheidewand, dem Septum (S), bei der Zellteilung von *M. denticulata* (nach Kiermayer, 1966)

tung *Micrasterias* nach wie vor in der Gruppe der Desmidiales, die etwa 40 Gattungen mit 4.000–6.000 Arten umfasst. Innerhalb der übergeordneten Gruppe der Chlorobionten liegen sie im Klaxon Phragmoplastophyta zusammen mit den Charophyta (Armleuchteralgen), den Coleochaetophyta (Borstenalgen) und den höheren Pflanzen, den Embryophyta (Lecointre und Le Guyader, 2006). Die Taxonomen sprechen von Klaxon (altgriechisch klados bedeutet Ast, Verästelung), wenn sie davon ausgehen, dass alle Gruppenmitglieder vom selben Vorfahren abstammen.

Bei allen Arten der Phragmoplastophyta wird im Anschluss an die mitotische Zellteilung in ähnlicher Weise die Querwand (der Phragmoplast) gebildet (Abb. 2). Phragm leitet sich ebenfalls aus dem Altgriechischen her und bedeutet Verschluss, Zaun oder Wand. Nach der Teilung des Zellkerns bildet sich in der Mitte der Zelle ein neues Mikrotubuli-Netz, welches parallel zum ehemaligen Spindelapparat der Kernteilung angeordnet ist. Es leitet die vom Golgi-Apparat gebildeten Vesikel mit Wandsubstanzen zur Aufbaustelle der neuen Querwand. Die Gesamtheit aller Dictyosomen einer Zelle nennt man Golgi-Apparat. In den Dictyosomen werden Basissubstanzen (Pektine) zum Aufbau der Querwand hergestellt und in Membran umschlossenen Paketen, den Golgi-Vesikeln, abgeschnürt. Mikrotubuli sind feine (25 nm dicke und bis zu 100 µm lange) Gerüstrohren, deren Aufbau in allen eukaryotischen Zellen gleich ist und die Stützfunktionen im Cytoplasma wahrnehmen, aber auch Leitschienen für intrazelluläre Versikeltransporte darstellen (Kleinig und Maier, 1999).

Die nächsten Verwandten (Schwesterklaxon) der Zygematophyceen sind die Plasmodesmophyta. Bei ihnen wird während des Aufbaus des Phragmoplasten dafür gesorgt, dass Zellwanddurchbrüche für Kommunikationskanäle zwischen den benachbarten Zellen erhalten bleiben. Innerhalb der Plasmodesmophyta finden sich Charophyta, Coleochaetophyta und alle höheren Pflanzen. Die Paläobotaniker nehmen an, dass sich die höheren Pflanzen vor circa

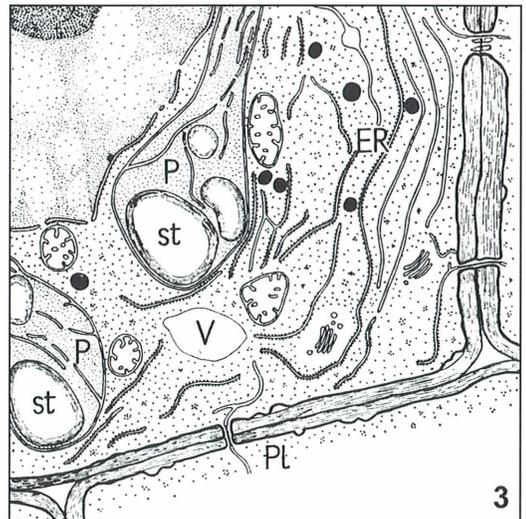


Abb. 3: Die Plasmodesmen. Schema einer jungen Zelle der Plasmodesmophyta. Neben Zellorganellen wie den Plastiden (P), Vakuolen (V), Mitochondrien (M) und dem Endoplasmatischen Retikulum (ER) sind die Zellwanddurchbrüche mit den Plasmodesmen (Pl) eingezeichnet (nach Strasburger, 1971).

450 Mio. Jahren ausgehend von einem gemeinsamen Vorfahren mit den Charophyta entwickelt haben. Aus diesen Ausführungen geht hervor, dass die Desmidiaceen als ziemlich nahe Verwandte sämtlicher Landpflanzen eingestuft werden.

Die Zellen der Plasmodesmophyta enthalten neben Zellorganellen wie Plastiden, Vakuolen, Mitochondrien und dem Endoplasmatischen Retikulum Zellwanddurchbrüche (Abb. 3). Diese Durchbrüche ermöglichen die Verbindungen der Protoplasten benachbarter Zellen mittels Plasmodesmen (desmos aus dem altgriechischen bedeutet Verbindung, Strick, Fessel). Alle diese Erklärungen zu Wortelementen der Fachsprache der Biowissenschaften findet man in dem sehr empfehlenswerten Lexikon von Werner (1972). Über diese Plasmaverbindungen werden Nähr- und Botenstoffe ausgetauscht. Sind die Zellwände dicker, so kann man diese Zellwanddurchbrüche im Lichtmikroskop als Tüpfelkanäle sehen.

Lichtmikroskopische Untersuchungen an *Micrasterias*-Arten

Micrasterias rotata (Abb. 1) ist einer der Stars unter den Desmidiaceen, was die Schönheit der

Form und die Zellgröße angeht (Länge 200–300 μm , Breite 190–270 μm). Dem Mikrofotografen ist sie wohl gesonnen, denn sie ist flach aufgebaut. Es ist deswegen relativ einfach, eine Aufnahme herzustellen, die beispielsweise den Zackenrand des Zellumrisses zusammen mit dem Chloroplasten und den charakteristischen Pyrenoiden scharf abbildet.

Zusätzliche Schärfentiefe kann man gewinnen, wenn man digital fotografiert oder Film-Originale digitalisiert und dann unterstützt von so genannter Stacking-Software mehrere Aufnahmen mit unterschiedlichen Schärfenebenen zu einem Bild mit ausgedehnter Schärfenzone zusammenrechnen lässt. Bei Schichtaufnahmen, welche mit hochaperturigen Objektiven angefertigt werden, ist der Kontrast trotz des Einsatzes von Verfahren wie dem Differential-Interferenzkontrast (DIK) oder dem Phasenkontrast (Phako) oft nur mäßig, und die Schärfenzone ist kleinflächig. Bei derartigen Bilddaten hat Stacking-Software häufig Probleme, Schichtaufnahmen zu einem Bild automatisiert zusammenzusetzen, ohne dass ins Auge springende Artefakte entstehen (Günther, 2002; Bettighofer, 2006). Deswegen habe ich die Schichtaufnahmen von Abbildung 1 in Handarbeit zu einem Gesamtbild zusammengefügt.

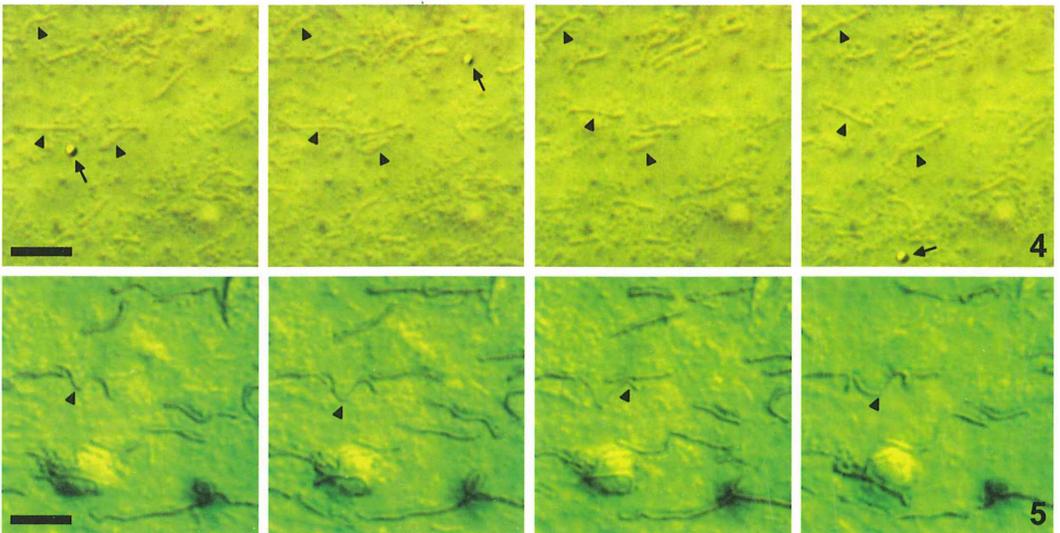


Abb. 4 und 5: Unterschiedliche Partikeltypen im Organellenstrom von *M. rotata*. Die Teilbilder der Aufnahmeserien sind jeweils im Sekundentakt aufgenommen. Pfeile = Öltropfen, Pfeilköpfe = Mitochondrien. Aus Gründen der Übersichtlichkeit wurden lediglich die Bewegungsstadien einiger Mitochondrien markiert. Maßbalken 5 μm .

Mitochondrien

Untersucht man die Algen bei höherer Vergrößerung (ab einer Apertur von ca. 1,0), so ist eine ganze Reihe von Gebilden im Zellplasma unterscheidbar. Fokussiert man ausgehend von der Zelloberfläche langsam in das Zelllumen hinein (kontraststeigernde Maßnahmen wie schräge Beleuchtung oder Differentieller Interferenzkontrast sind hilfreich), so erblickt man knapp unterhalb der Zellwand einen regen Organellenstrom. Bei dessen genauerer Beobachtung konnte ich kleine, starre, kreisrunde von länglichen, formveränderlichen Gebilden unterscheiden. Die kleinen runden Körper mit Durchmessern unter 0,5 µm wurden von der Cytoplasmaströmung schnell bewegt – sie sind auf den Aufnahmen von Abbildung 4 schwach als dunkle Punkte erkennbar –, die länglichen hingegen pendelten meist um eine Stelle wie Fahnen im Wind (Abb. 4 und 5, Pfeilköpfe). Daneben waren immer wieder hoch lichtbrechende Kugeln mit Durchmessern über 0,5 µm zu sehen, höchstwahrscheinlich Öltropfen (Abb. 4, Pfeile).

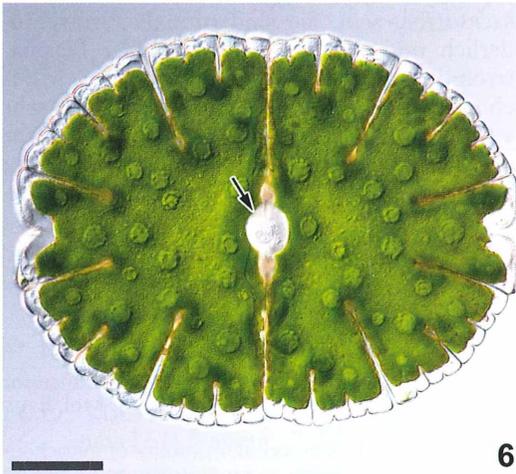
Durch den Vergleich mit Strukturen, die Drawert und Mix 1961 bei *M. rotata* beschrieben hatten, erkannte ich, dass es sich bei den länglichen Gebilden um Mitochondrien handeln musste. Ähnliche Arten der Form- und Ortsveränderung bei Mitochondrien hat beispielsweise Bereiter-Hahn 1978 an Endothelzellen von Kaulquappenherzen dokumentiert.

Untersuchung weiterer Micrasterias-Arten

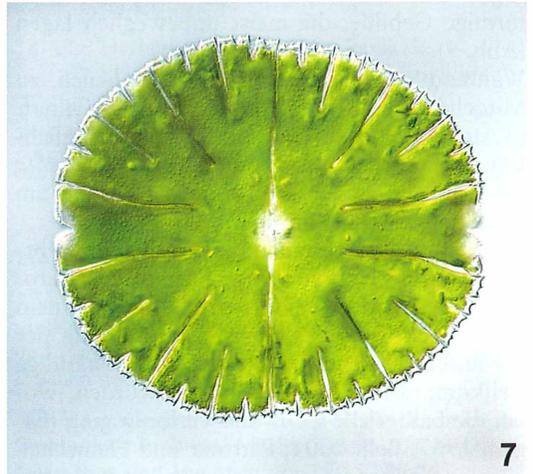
Nach diesen Entdeckungen bei *Micrasterias rotata* interessierte es mich, ob ähnliche Beobachtungen auch bei anderen großzelligen *Micrasterias*-Arten wie *M. denticulata* und *M. thomasiana* var. *notata* möglich sein würden. Bei deutlich kleineren Arten wie beispielsweise *M. truncata* ist die Plasmaströmung zwar ebenfalls sichtbar, die Partikel sind jedoch zu klein, um sie im Lichtmikroskop eindeutig irgendwelchen Gruppen zuordnen zu können.

M. denticulata (Abb. 6) findet man häufig in sauren bis schwach sauren Gewässern von Flachmooren, Streu- und Sumpfwiesen, oligotrophen Gewässern wie etwa Waldtümpeln oder Randgebieten von Hochmooren. Sie stellt an das Umfeld also ähnliche Ansprüche wie *M. rotata*, ist aber nicht ganz so weit verbreitet und tritt in der Regel auch nicht so massenhaft auf. Die selteneren *M. thomasiana* var. *notata* (Abb. 7) hat ähnliche ökologische Ansprüche wie *M. denticulata*. Meistens trifft man auf die Varietät *notata*. Die Typusvarietät (*M. thomasiana* var. *thomasiana*) ist wesentlich seltener zu finden (Lenzenweger, 1996).

Bei *M. denticulata* (Abb. 8) waren die Mitochondrien ebenso wie bei *M. rotata* ständig in schwingender und tanzender Bewegung. Sie waren jedoch voluminöser, ihre Anzahl war wesentlich geringer, und sie befanden sich meist tiefer in der Zelle in Chloroplastennähe. Sie zeigten sich deshalb seltener so klar wie bei



6



7

Abb. 6: *Micrasterias denticulata*, Darstellung von Umriss, Chloroplasten mit Pyrenoiden sowie Zellkern (Pfeilspitze). 20 Schichtaufnahmen handmontiert. – Abb. 7: *Micrasterias thomasiana* var. *notata* mit Umriss und Struktur der Zelloberfläche. 35 Schichtaufnahmen handmontiert. Maßbalken 50 µm.

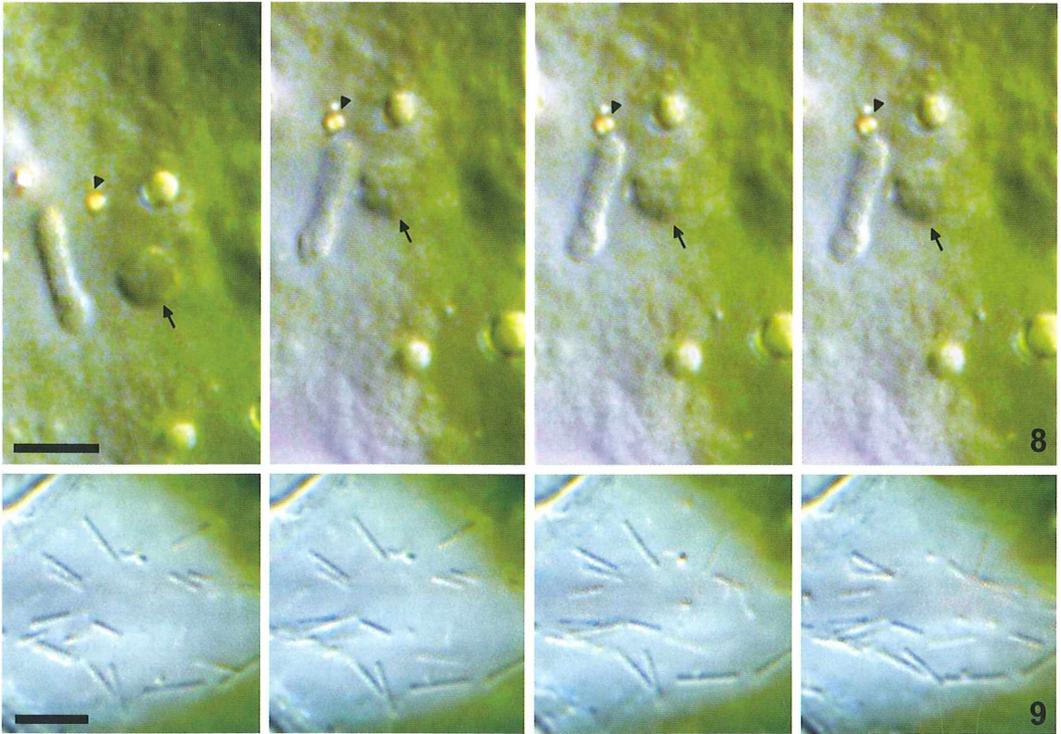


Abb. 8: Serienaufnahmen von Mitochondrien bei *M. denticulata* in schwingender Bewegung zusammen mit einem Standard-Dictyosom (Pfeil) sowie Ölkugeln (Pfeilspitze). – **Abb. 9:** Die selten beobachtete Lageveränderung von länglich-starren Strukturen bei *M. thomasiانا* var. *notata* ist zu sehen. Die Bilder der Serien wurden jeweils im Sekundenabstand aufgenommen. Maßbalken 5 µm.

M. rotata. Bei *M. thomasiانا* var. *notata* hingegen existieren viele glattrandige, stäbchenförmige Gebilde, die meist unbeweglich lagen (Abb. 9).

Während die Zuordnung des Gesehenen zu Mitochondrien bei *M. denticulata* unzweifelhaft ist, stellt sich bei der Starrheit und Unbeweglichkeit der Stäbchen bei *M. thomasiانا* var. *notata* die Frage, ob es sich hierbei nicht vielleicht um Bakterien handeln könnte.

Mitochondrien stammen nach heutiger Lehrbuchmeinung von vormals selbständigen aeroben Prokaryoten (Bakterien) ab, die mit dem Zwischenschritt einer Symbiose im Laufe der Evolution der Eukaryoten als teil-selbständige Zellkomponenten aufgenommen wurden, wobei die bakterielle Zellwand verloren ging (Sagan, 1967; Bell, 2001; Plattner und Hentschel, 2006). Sie besitzen ein eigenes (reduziertes) Genom. Mitochondrien sind meist längliche Organellen mit Abmessungen von $0,2\text{--}1 \times 2\text{--}8 \mu\text{m}$, was der Größe der meisten Bakterien ent-

spricht, und sie teilen sich selbständig. Sie können jedoch auch langgestreckt, verzweigt oder sackförmig sein. Sie sind oftmals formveränderlich und werden häufig von der Plasmaströmung verlagert. Die Anzahl der Mitochondrien kann von Zelltyp zu Zelltyp sehr variieren. Manche Eimutterzellen haben mehr als 100.000, die Trypanosomen (Flagellaten; eine Art ist der Erreger der Schlafkrankheit) besitzen lediglich eines, welches allerdings fast den ganzen Zellkörper durchzieht und ein relativ bedeutendes Volumen einnimmt.

Literaturhinweise

- Bell, P. J. L.: Viral eukaryogenesis: Was the ancestor of the nucleus a complex DNA virus? *J. Mol. Evol.* 53, 251–256 (2001).
- Bereiter-Hahn, J.: Intracellular motility of mitochondria: Role of the inner compartment in migration and shape changes of mitochondria in XTH-cells. *J. Cell Sci.* 30, 99–115 (1978).
- Bettighofer, W.: Zeichnen an Mikroskop – Erleben mit dem Bleistift. *Mikrokosmos* 95, 233–245 (2006).

- Coesel, P. F. M., Krienitz, L.: Diversity and geographic distribution of desmids and other coccoid green algae. *Biodiv. Conservation* 17, 381–392 (2008).
- Drawert, H., Mix, M.: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. *Planta* 56, 237–261 (1961).
- Gerrath, J. F.: The biology of desmids: A decade of progress. In: Round, F. E., Chapman, D. J. (eds.): *Progress in phycological research* 9, pp. 79–192. Biopress, Bristol 1993.
- Günther, G.: Hardware und Software für Mikroskopiker – Die Adaption der Nikon Coolpix 990 und die Anwendung aktueller Programme zur Bildbearbeitung. *Mikrokosmos* 91, 231–239 (2002).
- van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, D. G.: *Algen*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1993.
- Kiermayer, O.: Septenbildung und Cytomorphogenese von *Micrasterias denticulata* nach der Einwirkung von Äthanol. *Planta* 71, 305–313 (1966).
- Kiermayer, O.: The distribution of microtubules in differentiating cells of *Micrasterias denticulata* Bréb. *Planta* 83, 223–236 (1968).
- Kleinig, H., Maier, U.: *Zellbiologie*, 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1999.
- Kramer, G.: Plasmaeinschlüsse bei einigen Desmidiaceen-Gattungen. *Protoplasma* 52, 184–211 (1960).
- Lecointre, G., Le Guyader, H.: *Biosystematik*. Springer Verlag, Heidelberg 2006.
- Lenzenweger, R.: *Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1*. Verlag J. Cramer, Stuttgart 1996.
- Lenzenweger, R.: Desmids of southern Greenland. In: *micro*scope* (2007). <http://starcentral.mbl.edu/microscope/portol.php?pagetitle=collectiondetails&collectionID=556>
- Lenzenweger, R., Lütz, C.: Beitrag zur Kenntnis der Zieralgenflora (Desmidiaceae, Zygnematophyceae) Spitzbergens. *Algol. Stud.* 119, 79–89 (2006).
- Lenzenweger, R.: Zieralgen aus Thailand. *Mikrokosmos* 92, 207–209 (2003).
- Plattner, H., Hentschel, J.: *Zellbiologie*, 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2006.
- Sagan, L.: On the origin of mitosing cells. *J. Theoret. Biol.* 14, 255–274 (1967).
- Strasburger, E., von Denffer, D., Ehrendorfer, F., Mägdefrau, K., Schumacher, W.: *Lehrbuch der Botanik*, 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
- Turmel, M., Otis, C., Lemieux, C.: The complete chloroplast DNA sequences of the charophycean green algae *Staurastrum* and *Zygnema* reveal that chloroplast genome underwent extensive changes during the evolution of the Zygnematales. *BMC Biology* 3:22 doi:10.1186/1741-7007-3-22 (2005).
- Werner, F. C.: *Wortelemente lateinisch-griechischer Fachausdrücke in den biologischen Wissenschaften*. Suhrkamp Verlag, Frankfurt/M. 1972.

Verfasser: Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel, E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
September bis Dezember 2008



02. 09.: Mikroprojektion – Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Berichte
09. 09.: Friedrich Wertl: Präparationsabend Botanik
16. 09.: Ing. Daniel Bösowith: Lupenfotografie (mit Dias)
23. 09.: Prof. Herbert Wenninger: Präparationsabend Botanik
30. 09.: Dr. Thomas Kann: Präparationsabend Histologie
07. 10.: OStR. Prof. Peter Schulz: Präparationsabend Botanik
14. 10.: Klaus Boiger: Biologie der Spinnen – Teil 5 (mit LCD-Beamer)
21. 10.: Prof. Alfred Ratz: Blütenpflanzen der Lobau (mit LCD-Beamer)
28. 10.: Mag. Walter Ruppert: Präparationsabend Botanik
04. 11.: Peter Rescher: Das Leben im Wassertropfen (mit LCD-Beamer)
11. 11.: Herbert Palme und Peter Pavlicek: Präparationsabend Gesteinsdünnschliffe, Forellenstein
18. 11.: Herbert Palme und Peter Pavlicek: Präparationsabend Gesteinsdünnschliffe (Fortsetzung vom 11.11.08)
25. 11.: Alfred Schultes: Mikro-Dias-Abend
02. 12.: OStR. Prof. Erich Steiner: Präparationsabend mit mikropaläontologischem Material
11. 12.: Weihnachtsfeier

Anmerkung: Die MGW bietet gegen Porto- und Versandkostenersatz Lebendmaterial (*Euglena viridis* und *Paramecium caudatum*) an. Lieferzeit circa vier Wochen nach Bestellung.

Alle Vorträge und Kurse finden in den Räumen der Gesellschaft in Wien, Marinelligasse 10a an Dienstagen statt und beginnen um 19:15 Uhr. Gäste sind willkommen.

Kontaktadresse: OStR. Prof. Erich Steiner, A-1120 Wien, Altmayergasse 11/6; Tel./Fax: 01/8 13 84 46.

Fotodokumentation großflächiger Objekte – Ein Methodenvergleich

Jörg Piper

In einigen Anwendungsbereichen der Mikroskopie ist von Interesse, auch relativ große Objekte „in toto“ zu präparieren und ohne Randanschnitte in Gesamtansichten zu fotografieren. So kann sich beispielsweise in der Biologie, Embryologie, Histologie und Histopathologie die Aufgabe stellen, von Objekten großflächige Schnitte zu erstellen, um den Gesamtaufbau eines Organismus oder Organs beziehungsweise die Gesamt-Topografie einer pathologischen Veränderung zu zeigen. Bereits unter didaktischen Aspekten erscheint wünschenswert, bei Bedarf auch solche großflächigen Präparate in Komplettansichten zu dokumentieren.

Dieses Bemühen stößt regelmäßig an Grenzen, wenn mit der jeweils kleinstmöglichen Übersichtsvergrößerung keine Komplettansicht des Objektes realisiert werden kann, und noch schwächer vergrößernde Objektive beziehungsweise Okulare nicht zur Verfügung stehen. In diesen Situationen besteht in der Mikrofotografie das Dilemma, auf konventionelle Weise nur Ausschnittsansichten des jeweiligen Präparates fotografieren zu können. Im Folgenden sollen daher verschiedene Methoden vorgestellt und diskutiert werden, um mit überschaubarem Aufwand bei solchen Problemstellungen zu brauchbaren Ergebnissen zu gelangen.

Material und Methode

Als Testobjekte dienen zwei großflächige, gefärbte histologische Routineschnitte. Ein Präparat zeigt einen Schnitt durch einen Maus-embryo von 24 mm Gesamtlänge, eingebettet unter einem Deckglas von 26 × 21 mm Größe. Bei dem zweiten Präparat handelt es sich um einen 26 mm langen Schnitt durch das menschliche Auge mit proximalem Sehnerv. Eingebettet ist dieses Objekt unter einem 32 × 24 mm großen Deckglas.

Getestet wurden insgesamt drei unterschiedliche Methoden, diese Präparate im durchfallenden Licht bei Hellfeld-Beleuchtung zu dokumentieren. Zunächst wurden mit einer digitalen Kompaktkamera (Casio Exilim EX-Z 110) im Makro-Modus Freihand-Aufnahmen erstellt, wobei das Präparat gegen einen homogen hellen Untergrund, zum Beispiel den bedeckten Himmel ausgerichtet wurde. Zusätz-

lich wurde dasselbe Präparat unter Verwendung eines verstellbaren Universal-Adapters zur Dia-Reproduktion mit einem Makro-Objektiv unter Verwendung einer digitalen Spiegelreflexkamera formatfüllend fotografiert. Für diesen Zweck stand ein Dia-Reproduktionsadapter der Firma Hama zur Verfügung (Abb. 1). Dieser besteht aus einer transparenten farbneutralen Milchglas-Scheibe, hinter welcher das gerahmte Dia eingeschoben und über eine Klemmfassung gehalten wird. Montiert ist dieser Diahalter an einer arretierbaren Ringkombination mit variablem, um 360° drehbarem Ausschub, so dass Distanz und Ausrichtung des Dias zum Objektiv stufenlos veränderbar sind.



Abb. 1: Hama-Reprovorsatz zur Duplizierung von Kleinbild-Dias, Dia-Einschub mit Mattglas-scheibe (links), ausziehbarer Ringkombination mit 55 mm Schraubgewinde (rechts).

Das gegenüberliegende Ende ist mit einem 55 mm-Außengewinde versehen; hierüber kann der Repro-Vorsatz auf direktem Wege in die Filterfassung eines Makro-Objektivs eingeschraubt werden. Verwendet wurde als Objektiv das Leica Makro-Elmarit R 1:2,8/60 mm in Kombination mit einer digitalen Spiegelreflexkamera Canon EOS 20 D. Zur Anpassung des Leica-Objektivbajonetts an den Canon-Bajonettanschluss diente ein Ringadapter der Firma Novoflex (Adapter EOS/LER).

Das Präparat wurde in gleicher Weise wie ein gerahmtes Kleinbild-Dia in den Dia-Halter eingeschoben. Die Exaktheit der Justierung konnte verbessert werden, wenn der Objektträger zuvor mit ein wenig Tesafilm an einem leeren Kunststoff-Dia-Rahmen befestigt wurde, so dass sich das Objekt mittig im Sichtbereich des Rahmens befand. Zur Verbesserung der Fokussiergenauigkeit wurde das Spiegelreflexgehäuse mit einem Winkelsucher bestückt, welcher eine 2,5fach vergrößerte Detailansicht des Sucherbildes ermöglichte.

Das Präparat des menschlichen Auges wurde in mehreren Teilansichten unter Verwendung eines konventionellen Labormikroskops (Leitz/Leica Dialux) fotografiert. Als Lupenobjektiv stand ein Übersichtsobjektiv Leitz Plan 1/0.04 mit integrierter Irisblende zur Verfügung; zur großflächigen Ausleuchtung des Objektfeldes diente ein speziell auf dieses Objektiv abgestimmter Weitfeld-Kondensator. Die Fotookular-Vergrößerung betrug 6,5fach. Aufgenommen wurden die Fotos mit der an diesem Mikroskop adaptierten Digitalkamera Olympus Camedia C-7070. Die bildwirksame Objektfläche betrug 21 × 15 mm; dies liegt im üblichen Abbildungsbereich eines Stereomikroskops bei niedriger Vergrößerungsstufe.

Die jeweils erstellten Einzelbilder mit aufeinanderfolgenden Teilansichten des Objektes wurden mit der Software PhotoStitch 3.1 (Canon-Utility) rechnergestützt zu einem Gesamtbild zusammengesetzt.

Digitale Direktaufnahme mit einer Kompaktkamera

Die erwähnte Casio-Kompaktkamera ist in der Lage, im Makro-Modus in ihrer objektnahsten Einstellung ein Feld von etwa 4,8 × 3,5 cm zu erfassen. In automatischer Belichtungsfunktion und bei aktiviertem automatischem Weißabgleich ergaben sich bei eingeschaltetem Autofokus exakt belichtete, scharfe Aufnahmen.

Für gute Ergebnisse war essentiell, dass eine homogene Durchleuchtung des Präparates realisiert wurde. Für die Ergebnisqualität war unerheblich, ob das Präparat gegen eine saubere Fensterglasscheibe gehalten und von einem bedeckten Himmel durchleuchtet wurde, vor ein homogen beleuchtetes weißes Blatt Papier positioniert oder von einer matten Lichtquelle, beispielsweise der Auflagefläche eines Dia-Sortierpultes beleuchtet wurde.

Der Aufnahmeabstand lag bei maximaler Nahaufstellung in einem Bereich von etwa 3 cm. Indem die Kamera beidhändig gehalten und an einem gestreckten Mittelfinger abgestützt wurde, konnten in passabler Qualität technisch einwandfreie Freihandaufnahmen erstellt werden. Sofern die Ebene des Präparates infolge leichter Verkantungen nicht exakt parallel zur Chipenebene verlaufen sollte, entstehen bei dieser Verfahrensweise keine sichtbaren Verzerrungen oder Bildunschärfen, da eine digitale Kompaktkamera aufgrund ihres klein dimensionierten Sensors auch im extremen Nahbereich über eine beträchtliche Tiefenschärfe von mehreren Millimetern verfügt.

Abbildung 2 zeigt eine mit dieser Kamera aus freier Hand erstellte Übersichtsaufnahme des Mausembryo-Schnittes. Das Präparat war mit Tesafilm an eine klare Fensterscheibe geklebt worden und wurde gegen einen neutral grau bedeckten Himmel fotografiert.

Digitale Aufnahme mit Dia-Reproduktionsapparat

Das verwendete Leica-Makroobjektiv mit 60 mm Brennweite ist bei Adaption an eine analoge Kleinbildkamera in der Lage, Objekte bis zum Maßstab 1:2 zu fotografieren, entsprechend einem abbildbaren Objektfeld von 48 × 72 mm. Bei Bestückung mit einem optisch abgestimmten Zwischenring (Leica-Makroadapter R) verringert sich unter Zugrundelegung des Kleinbild-Formates der erreichbare maximale Abbildungsmaßstab auf 1:1, entsprechend einem darstellbaren Objektfeld von 24 × 36 mm.

Bei Adaptation an einer digitalen Canon-Spiegelreflexkamera mit APS-Chip erhöhen sich die vorgenannten Abbildungsmaßstäbe um den Faktor 1,6. Ohne zwischengeschalteten Makroadapter kann folglich in diesem Fall ein minimales Objektfeld von 30 × 45 mm erfasst werden, bei zusätzlicher Verwendung des Makroadapters eine minimale Objektfläche von 15,0 × 22,5 mm. Aus diesen Maßangaben ergibt sich, dass

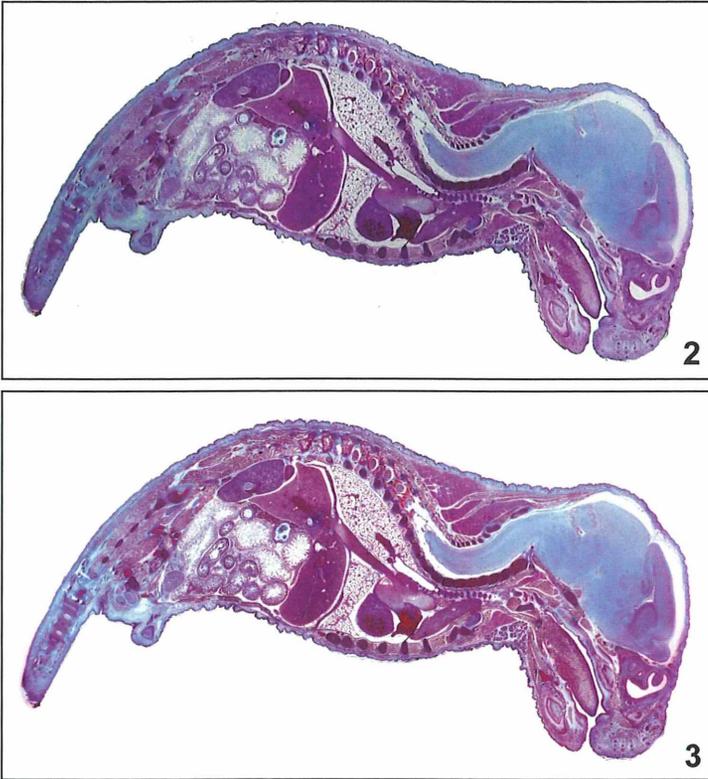


Abb. 2: Mausembryo, Gesamtlänge 2,4 cm, Makroaufnahme mit digitaler Kompaktkamera (Casio Exilim EX-Z 110). – **Abb. 3:** Mausembryo aufgenommen mit dem Hama-Adapter aus Abbildung 1, Leica Macro-Elmarit-R 1:2,8/60 mm, Canon EOS 20 D.

sich der APS-Chip aufgrund seiner kleineren Dimensionierung für die gegebene Aufgabenstellung vorteilhaft auswirkt, da sich 1,6fach höhere Vergrößerungen erreichen lassen. Alle üblicherweise in Betracht kommenden Objektgrößen großflächiger, mikroskopischer Präparate sollten sich daher gut erfassen lassen.

Bei aktivierter automatischer Mehrfeld-Belichtung (übliche Standardeinstellung der Canon-Kamera) ergaben sich bei der beschriebenen technischen Realisation durchweg exakt belichtete Aufnahmen. Wengleich das Leica-Makroobjektiv schon bei offener Blende 2,8 verzeichnungsfrei und weitgehend randscharf arbeitet, zeigten sich im direkten Vergleich noch leichte qualitative Verbesserungen (Optimierung von Randschärfe und Kontrast), wenn die Blende um ein oder zwei Stufen geschlossen wurde. Da der APS-Chip des Canon-Gehäuses wesentlich großflächiger als der Sensor einer Kompakt-Digitalkamera ist, bestand bei dieser technischen Realisation eine höhere Gefahr, bei nicht exakter Fokussierung sichtbare Unschärfen zu produzieren. Die Fokussiergenauigkeit des Leica-Objektivs konnte deutlich verbessert werden, wenn die Schärfe über einen Winkelsu-

cher bei 2,5facher Vergrößerung kontrolliert wurde.

Da Präparat und Kamera bei der beschriebenen Anordnung in einer starren Konstruktion fest miteinander verbunden sind, konnte bei allen Belichtungszeiten aus freier Hand absolut verwacklungsfrei ausgelöst werden. Unter Zuhilfenahme des kamerainternen automatischen Weißabgleichs ergaben sich durchweg farblich korrekte Bilder, unabhängig davon, ob die Mattglas-Scheibe des Dia-Adapters gegen den Himmel oder eine Kunstlichtquelle gerichtet wurde.

Abbildung 3 zeigt den in Abbildung 2 präsentierten Mausembryo, aufgenommen mit dem erwähnten Makroobjektiv an einer Canon EOS 20D. Im direkten Vergleich ergibt sich, dass die Gesamtqualität des Bildes erwartungsgemäß ein wenig höher liegt als bei der zuvor beschriebenen Freihand-Aufnahmetechnik mit einer Kompakt-Zoomkamera.

Software gestützte Bildrekonstruktion

Zur Erprobung einer Software gestützten Bildrekonstruktion wurde das Präparat eines menschlichen Auges verwendet. Mit dem vor-

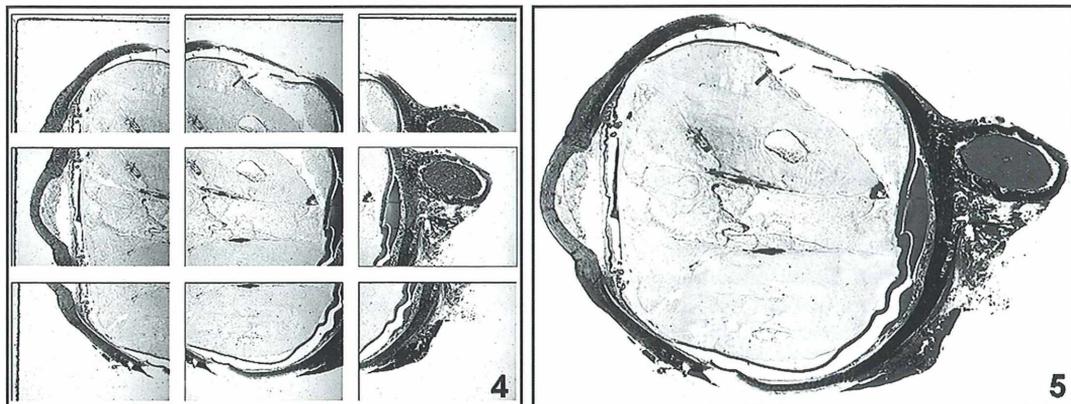


Abb. 4: Schnitt durch ein menschliches Auge, Objekt-Scan mit Leitz-Lupenobjektiv PL 1/0.04, Weiffeld-Kondensator für Hellfeldbeleuchtung, Fotookular 6,5 \times , Matrix aus 3 \times 3 Einzelbildern, arrangiert mit PhotoStitch 3.1. – **Abb. 5:** Rekonstruierte Gesamtansicht des Augenpräparates aus Abbildung 4, erstellt mit Software PhotoStitch 3.1.

beschriebenen 1fach Übersichtsobjektiv wurden neun Teilansichten dieses Objektes als x-y-Scan angefertigt. Bei der Durchführung des Scans war darauf zu achten, dass sich die Randpartien aufeinander folgender beziehungsweise einander angrenzender Teilansichten überschneiden. Dies ist grundsätzlich erforderlich, da die Rekonstruktions-Software die Einzelansichten anhand der jeweils identischen Randbereiche ausrichtet. Die erstellten Teilansichten werden somit zu einer Gesamtansicht zusammengefügt, indem die Software die Randpartien der jeweils aufeinander folgenden Teilansichten zur Übereinstimmung bringt.

Abbildung 4 zeigt den für die Rekonstruktionsplanung relevanten Ausschnitt aus der Arbeitsoberfläche der Software PhotoStitch. Die Einzelaufnahmen sind nach Art gerahmter Dias auf einem Tableau angeordnet und können mit der Maus hinsichtlich ihrer Position und Reihenfolge so verschoben werden, dass eine Zusammenfügung der Einzelbilder nach Art eines Mosaiks eine korrekte Wiedergabe des Gesamtobjektes ergibt. Für eine Optimierung der Justierung kann es vorteilhaft sein, wenn zumindest an ein oder zwei Seiten des Präparates der Deckglasrand als durchgehende lineare Struktur miterfasst wird. Entsprechend wurde in der gezeigten Rekonstruktion am linken und oberen Bildrand verfahren. Nachdem die Einzelaufnahmen adäquat arrangiert sind, fügt sie die Software in einem automatisiert ablaufenden Prozess zu einer rekonstruierten Gesamtansicht zusammen (Abb. 5).

Aus der Arbeitsweise der Software ergibt sich, dass die Dateigröße des rekonstruierten Ge-

samtbildes näherungsweise der Summe aller Einzelbildgrößen entspricht. In der Regel sind von der Summe der Einzelbildgrößen etwa 10% zu subtrahieren, welche den randständigen Bildüberschneidungen entsprechen. Werden beispielsweise 10 Aufnahmen zu je 3 MB/6 Megapixeln zusammengefügt, resultiert eine Gesamtansicht von etwa 27 MB/54 Megapixeln. Daher ist es in den meisten Fällen ratsam, die rekonstruierte Gesamtansicht mit geeigneter Bildbearbeitungs-Software auf ein übliches Größenmaß zu komprimieren. Dies gilt vor allem dann, wenn weitere optimierende Bildnachbearbeitungen erforderlich sind. Ansonsten gelangt auch ein modern ausgestatteter leistungsfähiger Rechner schnell an die Grenzen seiner Kapazität.

Für die Brauchbarkeit des Rekonstruktionsergebnisses ist von ausschlaggebender Wichtigkeit, dass alle Einzelbilder möglichst identisch belichtet werden und sich somit nach Möglichkeit nicht hinsichtlich ihrer Helligkeit und Farbsättigung unterscheiden. Schon bei relativ geringen Belichtungsabweichungen können die Einzelaufnahmen ansonsten als „Mosaikwerk“ in der Bildrekonstruktion erkennbar werden.

Sollten sich dennoch Helligkeitsabweichungen in der rekonstruierten Gesamtansicht zeigen, können diese durch manuelle Bildnachbearbeitung in der Regel hinreichend abgeschwächt werden.

Verfasser: Prof. Dr. med. Jörg Piper, Chefarzt der Inneren Abteilung, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Str. 4, 56864 Bad Bertrich, Tel. 026 74/182 31 84 (Sekretariat), E-Mail: webmaster@prof-piper.com

Lamelläre Protein-Kristalloide in pflanzlichen Zellkernen

Eberhard Schnepf

In Zellkernen mancher Pflanzen, besonders solchen, die zur Ordnung der Lamiales (im weiteren Sinne) gehören, gibt es lichtmikroskopisch gut zu beobachtende Einschlüsse. Sie sehen aus wie Kristalle, aber bestehen aus Stapeln von etwa 7 nm dicken Lamellen aus Protein. Über ihre Funktion gibt es nur Spekulationen. Hier werden vor allem die lamellären Protein-Kristalloide des Usambara-Veilchens und des Fettkrautes (*Pinguicula*) vorgestellt.

Manche Pflanzen- und Tierzellen haben in ihren Kernen Körper, die, wenn sie groß genug sind, auch lichtmikroskopisch sichtbar sind. Ihr exakter Aufbau kann aber nur mit dem Elektronenmikroskop aufgeklärt werden. Danach unterscheiden Wergin et al. (1970) Einschlusskörper aus tubulären Untereinheiten, kristalline, parakristalline, amorphe und lamelläre Einschlusskörper (siehe auch Heinrich, 1972). Bigazzi (1993) teilt sie ein in fibrilläre, kristalloide und lamelläre Einschlusskörper. Sie liegen frei im Nukleoplasma, also nicht in Vesikeln.

Protein-Kristalloide in Zellkernen von Pflanzen

Die Einschlusskörper bestehen aus Protein. Wenn sie eine mehr oder weniger regelmäßige Form haben, sprechen manche Autoren einfach von Proteinkristallen, so Thaler (1966), oder, wie auch hier bevorzugt, von Kristalloiden. Zu denen gehören auch die lamellären Einschlusskörper. Diese sind, streng genommen, keine Kristalle, obwohl sie oft so aussehen.

Übersichten über das Vorkommen von Kristalloiden in pflanzlichen Zellkernen gibt es unter anderen von Tischler (1934), Thaler (1966) und Wergin et al. (1970). Diese Artikel sind eine Fundgrube für den Mikroskopiker. Allerdings sind nicht alle Angaben leicht zu verifizieren. Durch die Elektronenmikroskopie sind die alten Listen beträchtlich erweitert worden, besonders weil nicht selten Kernkristalloide in

sich entwickelnden Siebelementen entdeckt wurden, die frei werden, wenn sich in diesen Zellen der Kern auflöst (Evert und Eichhorn, 1974; Fisher et al., 1989; Behnke, 1994). Für den Lichtmikroskopiker sind diese Objekte nicht sehr geeignet. Hier sollen einige besonders gut zu beobachtende Kristalloide vorgestellt werden, nämlich lamelläre Einschlusskörper, aber auch darauf hingewiesen werden, dass beispielsweise bei manchen Glockenblumen, wie *Campanula trachelium* und *C. spicata* (Abb. 1) die Kerne von Epidermiszellen stabförmige Protein-Kristalloide enthalten, die lichtmikroskopisch leicht zu entdecken sind (Kenda und Thaler, 1951).

Pflanzen mit lamellären Kern-Kristalloiden

Lamelläre Kern-Kristalloide sind charakteristisch für Vertreter der Ordnung Lamiales

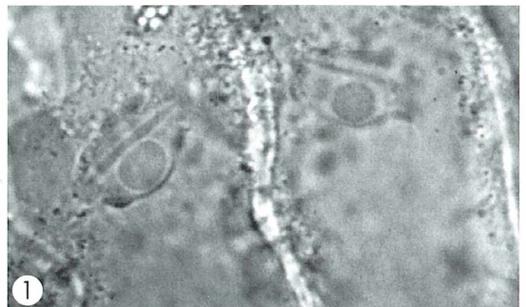


Abb. 1: *Campanula spicata*, Epidermiszellen. Zwei Zellkerne mit stabförmigen Protein-Kristalloiden. Vergr. 1 100fach.

(Hesse, 1974), in die jetzt auch die Orobanchaceen (Sommerwurzgewächse) und Lentibulariaceen (Fettkrautgewächse) eingeschlossen sind. Allerdings haben nicht alle Lamiales lamelläre Einschlusskörper und diese nicht in allen Zellen.

Bei der Orobanchacee *Lathraea*, der Schuppenwurz, hat Radlkofer (1859) vor fast 150 Jahren auffällige, große lamelläre Einschlüsse in den Zellkernen entdeckt. *Lathraea*, ein Vollparasit, schmarotzt auf den Wurzeln von Pappeln, Haseln und anderen Laubbäumen und ist eigentlich nicht sehr selten, aber nur schwer zu finden, da sie nur im April und Mai aus dem Boden kommt. *Pinguicula*, das Fettkraut, eine insektivore Pflanze, ist mit den beiden einheimischen Arten *P. alpina* und *P. vulgaris* in Mitteleuropa selten. Exotische *Pinguicula*-Arten können jedoch über den Fachhandel bezogen werden. Von *Utricularia*, dem Wasserschlauch, wachsen mehrere Arten in Deutschland. Es handelt sich um Wasserpflanzen, die mit Fangblasen kleine Wassertiere einsaugen und verdauen. Manche außereuropäische Arten sind nicht an das Wasser gebunden. *Pinguicula* und *Utricularia* gehören zu den Lentibulariaceen. Es könnte also schwierig sein, diese Pflanzen zu beschaffen.

Eine Pflanze mit lamellären Kern-Kristalloiden ist hingegen ganzjährig leicht in Blumen- geschäften zu bekommen, das Usambara-Veilchen, *Saintpaulia ionantha*, eine Gesneriacee (Kenda et al., 1956). Andere Lamiales mit lamellären Kern-Kristalloiden sind beispielsweise

Salvia glutinosa, der Klebrige Salbei (Schnepf, 1971), *Melampyrum nemorosum*, der Hain-Wachtelweizen (Amelunxen und Giele, 1968), und *Catalpa bungei*, der Trompetenbaum (Heinrich, 1972). Es ist auffällig, dass unter den Pflanzen mit lamellären Kern-Kristalloiden viele Insektivore, Parasiten und Halbparasiten sind, von denen hier nur einige aufgelistet worden sind.

Lamelläre Kern-Kristalloide in den Drüsenhaaren des Usambara-Veilchens

Die Blätter und Blattstiele des Usambara-Veilchens tragen lange Borstenhaare und kleine Drüsenhaare. Diese bestehen aus einer kurzen Stielzelle und einem Drüsenköpfchen aus 1–4 Zellen (Abb. 2–4). Die Drüsenzellen sind plasmareich. Ihr Zentrum wird ausgefüllt von einem großen, recht stark lichtbrechenden Körper. In Aufsicht auf das Drüsenköpfchen sieht er in manchen Zellen homogen aus und hat dann einen mehr oder weniger runden Rand (Abb. 3 und 4). In anderen Zellen erscheint der Rand zackig, und im Inneren dieses Körpers kann man dann den Zacken entsprechende enge Spalten erkennen (Abb. 2–4). Diese Körper liegen in den Zellkernen (Kenda et al., 1956), die aber bei Vitalbeobachtungen kaum erkennbar sind. Sie bestehen aus Protein, worauf die Reaktion mit Lugol-Lösung hinweist (Abb. 5). Die Lugol-Lösung dringt nur schlecht in die Drüsenzellen ein.

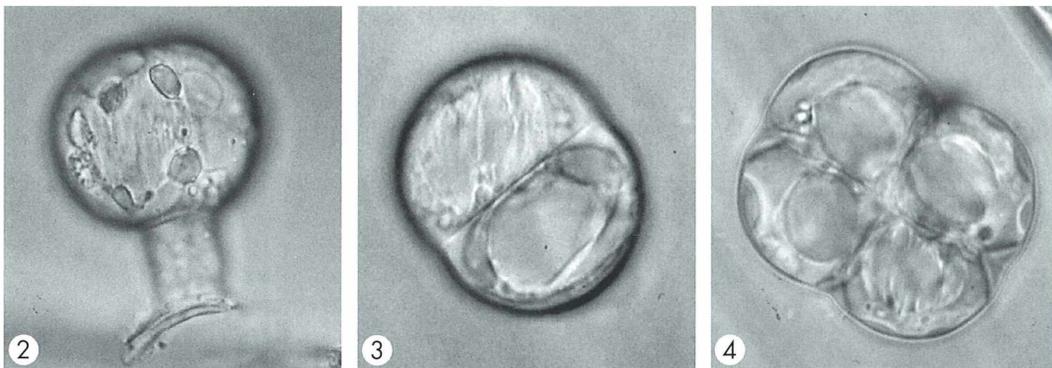


Abb. 2–4: Usambara-Veilchen, Drüsenhaare. – Abb. 2: Seitenansicht. In der linken Drüsenzelle Kern-Kristalloid in Kantenansicht. Vergr. 900fach. – Abb. 3: Zweizelliges Drüsenköpfchen. Kern-Kristalloid in der unteren Drüsenzelle in Aufsicht auf die Lamellen, in der oberen Drüsenzelle in Kantenansicht. Vergr. 980fach. – Abb. 4: Vierzelliges Drüsenköpfchen. Kern-Kristalloid in der unteren Drüsenzelle in Kantenansicht, in den drei anderen Zellen in (teils schräger) Aufsicht auf die Lamellen. Vergr. 820fach.



Abb. 5–7: Usambara-Veilchen, Drüsenhaare. – Abb. 5: Reaktion der Protein-Kristalloide mit Jod (Lugol-Lösung). Vergr. 640fach. – Abb. 6: Drüsenhaar in Seitenansicht, Polarisationsmikroskopie. Kern-Kristalloid doppelbrechend. Vergr. 1000fach. – Abb. 7: Zweizelliges Drüsenköpfchen, Polarisationsmikroskopie. Doppelbrechendes Kern-Kristalloid in der linken Zellen in Kantenansicht. Vergr. 950fach.

Die Einschlusskörper sind doppelbrechend (Abb. 6 und 7). Das ist allerdings nur dann deutlich, wenn ihr Rand zackig erscheint und im Inneren Spalten zu sehen sind, kaum aber bei einem glatten Rand. Es handelt sich also um einen Plättchenmischkörper, der anisotrop (Licht ungleich brechend) ist, wenn er in Seitenansicht liegt, was durch die Struktur des Randes und der Spalten im Inneren angezeigt ist. Dabei ist der relative optische Charakter positiv, bezogen auf die Zacken und Spalten, typisch für einen Plättchenmischkörper. Bei günstiger Positionierung erkennt man, dass die Plättchen verschieden dicke, etwas unregelmäßig gepackte Stapel bilden (Abb. 2–4, 6). Die Einschlusskörper beim Usambara-Veilchen haben also eine lamelläre Struktur.

Lamelläre Kern-Kristalloide bei *Pinguicula* und *Utricularia*

Im Gegensatz zum Usambara-Veilchen, wo es Kern-Kristalloide nur in den Drüsenzellen gibt,

findet man sie bei *Pinguicula* in verschiedenen Blattzellen, so in der Epidermis (Abb. 8–11), im Assimilationsparenchym, in den sitzenden (Abb. 12) und gestielten Drüsen, in den Stielzellen dieser Drüsen, und auch in Wurzeln und Blüten (Thomas und Gouranton, 1979), jedoch nicht in den Schließzellen (Kenda et al., 1951) und nicht im Meristem (Tischler, 1934). Sie wurden zuerst von Klein (1880) beschrieben. Sie nehmen meist einen großen Teil des Kernvolumens ein, der selbst oft dadurch nur schlecht erkennbar ist.

Es handelt sich um Stapel von Lamellenpaketen, die selbst in der Regel dicht aneinander gepackt sind. Die Pakete sind in Aufsicht meistens quadratisch oder rechteckig, was allerdings im Mikroskop nur selten direkt erkannt werden kann, weil die Stapel fast immer in Kantenansicht liegen, was aber daraus erschlossen werden kann, dass die Kanten und Enden der Stapel gradlinig sind (Abb. 8 und 9). Dabei können Pakete aus kleineren und solche aus größeren Lamellen aneinander liegen. Es gibt aber auch unregelmäßigere Packungen und

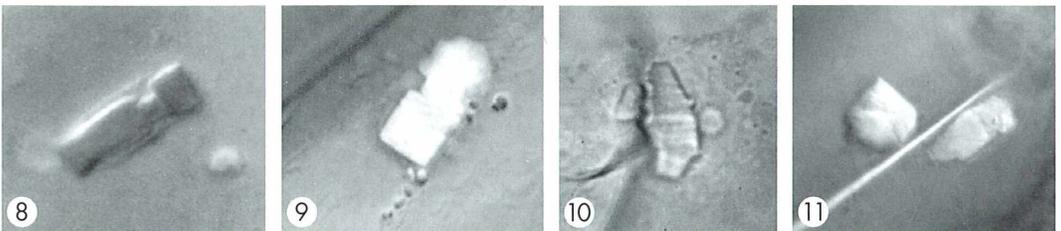


Abb. 8–11: *Pinguicula*, Kern-Kristalloide in Epidermiszellen. – Abb. 8: *P. gigantea*, Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 960fach. – Abb. 9: *P. gigantea*, Polarisationsmikroskopie. Vergr. 100fach. – Abb. 10: *P. colinensis*, Hellfeld. Vergr. 100fach. – Abb. 11: *P. gigantea*, Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 530fach.

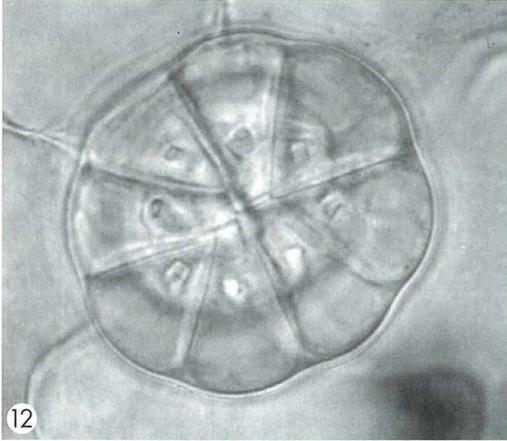


Abb. 12: *Pinguicula colinensis*. Kern-Kristalloide in den Drüsenzellen einer sitzenden Drüse. Vergr. 920fach.

gelegentlich auch Kerne mit mehreren Stapeln (Abb. 11).

Die lamelläre Struktur der Pakete ist nur selten direkt sichtbar, weil die Lamellen dicht aufeinander gepackt sind, aber im Polarisationsmikroskop (und im Interferenzkontrastmikroskop) zeigt sich die Doppelbrechung eines Plättchenmischkörpers (Abb. 9 und 11). In den Drüsenzellen (Abb. 12) sind die Kristalloide nicht so lang gestreckt wie in den Epidermiszellen.

Nach elektronenmikroskopischen Untersuchungen sind die einzelnen Lamellen etwa 7 nm dick und haben eine quadratische Kristallgitter-Substruktur mit einer Periodizität von 11,5 nm (Thomas und Gouranton, 1978), ähnlich wie bei den Lamellen der Kern-Kristalloide von *Salvia glutinosa* (Schnepf, 1971) und *Rhinanthus serotinus*, wo sie einen Abstand von etwa 11 nm voneinander haben (Hesse, 1974). Der Nukleolus liegt oft an einem Ende des Paketstapels (Schnepf, 1960). Das ist im Licht-

mikroskop nur schwer erkennbar. Eine enge Nachbarschaft zwischen Nukleolus und Lamellenstapel gibt es auch bei vielen anderen Pflanzen (Hesse, 1974). Die Ursachen dafür sind nicht bekannt.

In die Kristalloide wird radioaktiv markiertes Arginin eingebaut, und sie lassen sich mit Pro-nase verdauen (Thomas und Gouranton, 1979). Sie färben sich mit Lugol-Lösung braun, was ebenfalls auf ihre Proteinnatur hinweist. Dabei sind die Reaktionen mit der Jodlösung uneinheitlich. Manchmal wird die Struktur eines Stapels gut erhalten. Meistens kommt es aber zu Verquellungen, besonders an den Enden der Stapel (Abb. 13, 15). Häufig werden Teile eines Stapels stärker doppelbrechend, besonders an den Kontaktstellen von Einzelpaketen, die dadurch deutlicher hervortreten, was in einem feinen Linienmuster resultieren kann (Abb. 14 und 15). Aber auch ganze kleine Pakete können stark doppelbrechend sein, während der Rest des Stapels durch die Lugol-Lösung isotrop geworden ist. Eine Erklärung für diese verschiedenen Reaktionen kann nicht gegeben werden.

Utricularia alpina, eine nicht-einheimische Art, hat ähnliche lamelläre Kern-Kristalloide wie *Pinguicula* (Abb. 16).

Spekulationen zur Funktion

Über die Funktion der lamellären Kern-Kristalloide, die Art ihres Proteins und die Einzelheiten ihre Genese weiß man nicht viel, zumal sie in jüngster Zeit nur wenig bearbeitet wurden. Weil Nukleolus und Lamellenstapel oft eng zusammen liegen, vermutet Hesse (1974) eine „ursächliche Beziehung“ zwischen beiden, zumal beide oft in einem reziproken Größenverhältnis stehen (siehe auch Wergin et al., 1970). Angesicht der heutigen Kenntnisse über den Nukleolus ist aber eine stoffliche Bezie-

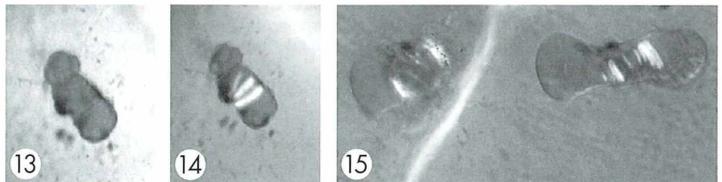


Abb. 13–15: *Pinguicula gigantea*. Kerne und Kern-Kristalloide nach Färbung mit Lugol-Lösung. – Abb. 13 und 14: Dasselbe Kristalloid im Hellfeld (Abb. 13) und im Polarisationsmikroskop (Abb. 14). Vergr. 470fach. – Abb. 15: Helle (doppelbrechende) Linien im Polarisationsmikroskop. Vergr. 770fach.



Abb. 16: *Utricularia alpina*. Kernkristalloid.
Vergr. 975fach.

hung eher unwahrscheinlich. Amelunxen und Giele (1968) vermuten, dass das Protein der Kristalloide ein Reservestoff ist, denn die Lamellenpakate von *Melampyrum nemorosum* verschwinden beim Altern. Dagegen stehen Beobachtungen von Thomas und Gouranton (1979) über die Präsenz dieser Einschlüsse auch in alten *Pinguicula*-Blättern und im Winter entgegen älteren Literaturangaben.

Die Substruktur der lamellären Kern-Kristalloide verschiedener, aber verwandter Pflanzen ist ähnlich. Es könnte sich daher um ähnliche Proteine handeln. Diese dürften sich aber von anderen Kern-Kristalloiden mit anderer Substruktur stark unterscheiden. Auch deren Natur, Funktion und Genese sind noch weitgehend unbekannt (Thomas et al., 1981; Bigazzi, 1993).

Literaturhinweise

Amelunxen, F., Giele, T.: Die Struktur der Eiweißkristalle in den Zellkernen von *Melampyrum nemorosum*. Z. Pflanzenphysiol. 58, 457–460 (1968).

- Behnke, H.-D.: Sieve-element plastids, nuclear crystals and phloem proteins in the Zingiberales. Bot. Acta 107, 3–11 (1994).
- Bigazzi, M.: Ultrastructural and cytochemical investigations on the functional role of proteinaceous nuclear inclusions (PNIs) in chlorenchyma plant cells. Biol. Cell 79, 147–159 (1993).
- Evert, R. F., Eichhorn, S. E.: Sieve-element ultrastructure in *Platyserium bifurcatum* and some other polypodiaceous ferns: the nucleus. Planta 119, 301–318 (1974).
- Fisher, D. D., Thorsch, J., Esau, K.: Inclusions in nuclei and plastids of Boraginaceae and their possible taxonomic significance. Canad. J. Bot. 67, 3608–3617 (1989).
- Heinrich, G.: Die Feinstruktur der lamellären Einschlusskörper in den Zellkernen des Nektariums von *Catalpa bungei*. Planta 105, 174–180 (1972).
- Hesse, M.: Lamelläre Einschlusskörper in den Zellkernen von *Rhinanthus serotinus* Oborny. Protoplasma 81, 393–397 (1974).
- Kenda, G., Thaler, I., Weber, F.: Kern-Kristalloide in Stomata-Zellen? Protoplasma 40, 624–632 (1951).
- Kenda, G., Thaler, I., Weber, F.: Eiweißkristalle in den Zellkernen der Drüsenhaare von *Saintpaulia*. Österr. Bot. Z. 103, 436–440 (1956).
- Klein, J.: Über Kristalloide in den Zellkernen von *Pinguicula* und *Utricularia*. Bot. Zentrabl. 4, 1401–1404 (1880).
- Radlkofer L.: Über Kristalle proteinartiger Körper pflanzlichen und thierischen Ursprungs. W. Engelmann Verlag, Leipzig 1959.
- Schnepf, E.: Kernstrukturen bei *Pinguicula*. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 73, 243–245 (1960).
- Schnepf, E.: Die Feinstruktur der lamellären Einschlusskörper im Zellkern und im Cytoplasma der Drüsenhaare von *Salvia glutinosa*. Protoplasma 73, 67–72 (1971).
- Thaler, J.: Eiweißkristalle in Pflanzenzellen. Protoplasmatologia II B2b8. Springer-Verlag, Wien 1966.
- Thomas, D., Gouranton, J.: Étude des inclusions intranucléaires chez *Pinguicula lusitanica* L. Biol. Cellul. 32, 15a (1978).
- Thomas, D., Gouranton, D.: Ultrastructural and autoradiographic study of the intranuclear inclusions of *Pinguicula lusitanica* L. Planta 145, 89–93 (1979).
- Thomas, D., Gourret, J. P., Gouranton, J.: Synthesis of the intranuclear crystals in *Scolopendrium vulgare* (L.) S. M. Planta 152, 137–144 (1981).
- Wergin, W. P., Gruber, P. J., Newcomb, E. H.: Fine structural investigation of nuclear inclusions in plants. J. Ultrastr. Res. 30, 533–557 (1970).

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

Inkohärent, kohärent, partiell kohärent – Zum mikroskopischen Auflösungsvermögen Teil 4: Erweiterung der Abbe'schen Betrachtungsweise

Hinrich Husemann

Die in Teil 3 besprochene ursprüngliche Abbe'sche Betrachtungsweise der mikroskopischen Abbildung und des Auflösungsvermögens ging von einer Beleuchtung des Objektes durch Parallelbündel und damit von einer punktförmigen Lichtquelle aus. Teil 4 behandelt eine Erweiterung auf ausgedehnte Lichtquellen.

Strenge punktförmige Lichtquellen gibt es natürlich nicht; real sind alle mehr oder weniger ausgedehnt. Für eine brauchbare Mikroskopbeleuchtung benötigt man entgegen den in Teil 3 gemachten Voraussetzungen sogar möglichst flächenhafte Quellen ausreichender Größe, die man sich – wie in Teil 1 erläutert – zusammengesetzt denken muss aus inkohärent strahlenden Punktquellen. Bei der hier zu Grunde gelegten Köhler'schen Beleuchtung projiziert der Kollektor der Mikroskoplampe das Bild ihrer Glühwendel in die untere Brennebene des Kondensors, dessen dort befindliche, voll geöffnete Aperturblende es möglichst homogen ausfüllen soll.

Den für die folgenden Betrachtungen relevanten Teil des Pupillen-Strahlenganges im Mikroskop zeigt Abbildung 1. Hierbei wird – wie auch im Weiteren – die Beleuchtung wie üblich als kegelförmig-symmetrisch zur optischen Achse angenommen. Die jeweils ausgeleuchtete Öffnung der variablen Kondensorblende KB fungiert dabei als wirksame Lichtquelle und auch als Eintrittspupille. Sie wird durch die Kombination aus Kondensor K und Objektiv O in die hintere Brennebene des Letzteren abgebildet. Infolge der Beugung am Objektivgitter GO entsteht dort ihr Bild nicht nur mittig in der 0., sondern auch in allen vom Objektiv erfassten Beugungsordnungen. Damit werden natürlich auch alle Einzelpunkte von KB in jedem dieser Bilder an jeweils gleicher Stelle abgebildet. Abbildung 1 zeigt den zugehörigen Strahlengang am Beispiel des Mittelpunktes von KB. Da sie jeweils vom gleichen Lichtquellenpunkt

stammen, leuchten diese korrespondierenden Bildpunkte aller erfassten Ordnungen untereinander kohärent. Je nach Durchmesser und Beugungswinkel überlappen sich diese Blendenbilder und werden auch von der Aperturblende AB beschnitten. Bei herausgenommene Okular oder mit dem Hilfsmikroskop ist das in der hinteren Brennebene des Objektivs sichtbar. Abbildung 1 zeigt es schematisch; Abbildung 2 als reales Beispiel eine entsprechende fotografische Aufnahme. R ist der Radius der Aperturblende AB, r der Radius der in gleicher Ebene sichtbaren Bilder der (ausgeleuchteten) Kondensorblende KB. Der leicht messbare (Husemann, 2005) Radien-Quotient r/R stellt das bereits erwähnte Aperturverhältnis S dar:

$$S = r/R = NA \text{ bel.}/NA \text{ obj.} \quad (\text{Gleichung 1}).$$

x ist der Abstand korrespondierender und damit kohärent leuchtender Punktpaare benachbarter KB-Bilder 0. und ± 1 . Ordnung. Er ist für alle identisch mit dem Abstand zwischen deren Mittelpunkten. An der Auflösungsgrenze gilt, wie im Folgenden näher ausgeführt, jeweils $x = r + R$, mit $r \leq R$.

Nur Lichtquellenpunkte, von deren Bildern außer dem in der 0. auch noch mindestens eines in den 1. Ordnungen von der Aperturblende AB durchgelassen werden, also mindestens zwei innerhalb ihrer Öffnung mit dem Radius R liegen, erzeugen – analog wie in Abbildung 5 und insbesondere Abbildung 6 im Teil 3 dargestellt – durch Interferenz in der Zwischenbildebene des Mikroskops jeweils einen quasi eigenen ad-

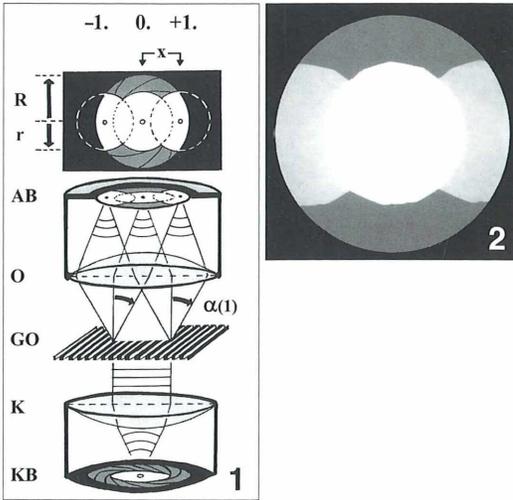


Abb. 1: Zum Pupillen-Strahlengang. AB Aperturblende, GO Gitterobjekt, K Kondensator, KB Kondensorblende, R Radius von AB, r Radius des Bildes von KB, -1 , 0 , $+1$, Beugungsordnungen, $\alpha(1)$ Beugungswinkel der 1. Ordnung, x Abstand korrespondierender (kohärenter) Punkte benachbarter Ordnungen. – **Abb. 2:** Foto der Aperturblende für $NA_{\text{obj.}} = 0,30$, $S = NA_{\text{bel.}}/NA_{\text{obj.}} \approx 0,5$, $\lambda_v = 0,550 \mu\text{m}$, $g = 1,75 \mu\text{m}$ (entspr. 570 lp/mm).

ditiven Beitrag zu einem strukturierten Gesamtbild des Gitters.

Abbildung 3 zeigt dazu einen Blick auf die Aperturblende AB: In 3a ist sie durch das Bild von KB nur halb ausgeleuchtet; es gilt $S = NA_{\text{bel.}}/NA_{\text{obj.}} = r/R = 0,5$. In 3b ist KB voll geöffnet; es gilt $S = r/R = 1$. Es sind drei verschieden markierte Tripel (Dreiecke, Vierecke, Kreise) korrespondierender Lichtquellen-Bildpunkte der 0 . und ± 1 . Ordnungen eingezeichnet. Von den Drei- und Vierecken liegen jeweils zwei innerhalb der Aperturblende AB, eines in der 0 ., das andere in der -1 . beziehungsweise $+1$. Ordnung. Das dritte liegt wirkungslos außerhalb von AB. Von diesen Punkttripeln wirken also je zwei Punkte als kohärente Lichtquellen. Zu jedem Punkt in den betreffenden (weiß dargestellten) Kreis-Zweiecken gibt es demnach im Abstand x einen korrespondierenden in der benachbarten Ordnung. Alle von diesen kohärent leuchtenden Punktpaaren erzeugten Einzelbilder tragen additiv zu einer strukturierten Gesamt-Interferenzfigur in der Zwischenbildenebene bei.

Bei Bildpunkt-Tripeln – wie hier repräsentiert durch die runden Symbole $-$, deren Punkte 0 . Ordnung in den Mittelteil zwischen den Kreis-Zweiecken der Abbildung 3 fallen, liegen die beiden anderen stets wirkungslos außerhalb der Aperturblende AB. Sie haben somit keine wirksamen Interferenz-Partner und können also auch keine eigene Interferenzfigur zum Gesamtergebnis beisteuern. Alle Punkte dieser Mittelteile beleuchten deshalb die Zwischenbildenebene nur gleichförmig, ohne Interferenz und damit inkohärent. Sie bewirken so eine der relativen Größe dieser Mittelteile entsprechende, zusätzliche gleichförmige Beleuchtung der von den kohärenten Punktpaaren dort erzeugten strukturierten Interferenzfigur. Dementsprechend ist der Kontrast des Gesamtbildes vermindert. Abbildung 4 versucht das an einem einfachen Beispiel zu verdeutlichen. Die in kohärente Überlagerung einer kontrastreichen ($V = 1$) Intensitätsverteilung mit gleichförmiger ($V = 0$) Beleuchtung ergibt ein (hier mit $V = 0,33$) kontrastärmeres Gesamtbild.

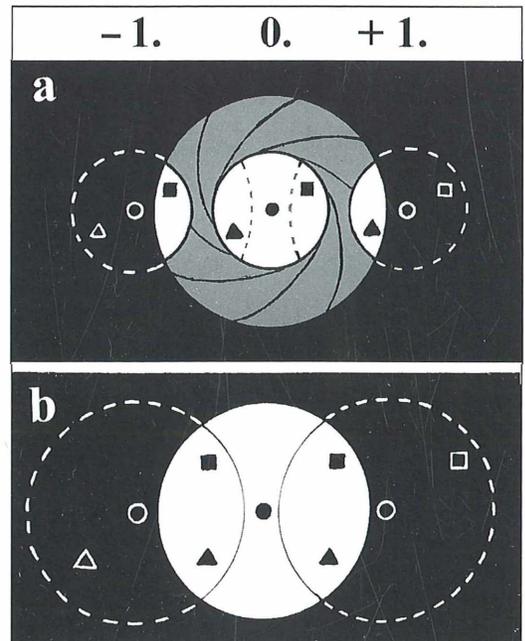


Abb. 3: Kohärent und inkohärent leuchtende Bereiche von AB. a) $S \approx 0,5$, b) $S = 1$.

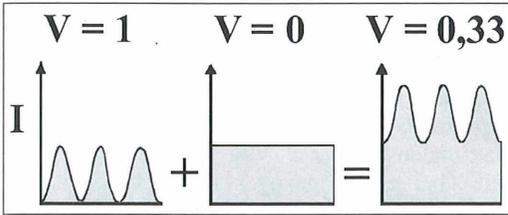


Abb. 4: Beispiel zur Kontrastminderung.

Auflösungsvermögen und Kontrast

Damit die Interferenzfigur in der Zwischenbildebene, also das Bild des Objektgitters, von den verschiedenen Strahlungsempfängern (beispielsweise Auge, Fotokamera) erkannt werden kann, muss sie über einen für diese jeweils ausreichenden Mindestkontrast verfügen. Das reale Auflösungsvermögen ist also nicht unabhängig vom Kontrast.

Es soll deshalb zunächst das theoretisch maximal, dann das unter Berücksichtigung des Kontrastes praktisch erreichbare Auflösungsvermögen untersucht werden.

Die Abbildung 5 beschreibt dementsprechend, wie sich in dieser Betrachtungsweise das Erreichen der Auflösungsgrenzen d bei Beleuchtung des Objektes mit verschiedenen Aperturverhältnissen $S = r/R = NA_{\text{bel.}}/NA_{\text{obj.}}$ in der hinteren Brennebene des Objektivs darstellt. Die Auflösungsgrenze hängt – wie schon bei der schiefen Beleuchtung besprochen – vom Einfallswinkel β der Beleuchtung ab. Dieser ist am größten für die im Mantel des Beleuchtungskegels verlaufenden Strahlen beziehungsweise Bündel, ist also durch die jeweilige Öffnung der Kondensorblende KB und damit durch die wirksame Beleuchtungsapertur $NA_{\text{bel.}}$ gegeben. Nahe der Auflösungsgrenze haben nur solche und sehr eng benachbarte Strahlen beziehungsweise Bündel noch Interferenzpartner im oben beschriebenen Sinn und tragen allein zur strukturierten Abbildung und damit zur Auflösung bei. Die gestrichelt verbundenen Pfeile zeigen diese interferenzfähigen Restbereiche innerhalb der Aperturbblende AB an.

Für die Abstände zwischen kohärent leuchtenden Punktpaaren dort gilt jeweils $x = R + r$ beziehungsweise $x/R = 1 + S$. Da sie ja noch innerhalb der Aperturbblende AB liegen müssen, muss $x \leq 2R$ und damit $S \leq 1$ bleiben. Für $r > R$, das heißt Aperturverhältnisse $S > 1$, ergibt sich in diesem Bilde keine zusätzliche Verbesserung

des Auflösungsvermögens, weil die entsprechenden korrespondierenden Flächenteile 0. und 1. Ordnung außerhalb der Aperturbblende AB lägen.

Wie in Teil 3 erläutert, beträgt die Auflösungsgrenze beim Gitter $d = [1/(1 + S)] \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$ (Gleichung 7, Teil 3), beziehungsweise ihr Kehrwert $1/d$ als Auflösungsvermögen in Form der noch auflösbaren Raumfrequenz – der Grenzfrequenz – (z. B. in Lp/mm) $v_{r,g} = (1 + S) \times (NA_{\text{obj.}}/\lambda v)$ (Gleichung 8, Teil 3).

Im Gegensatz zur dort besprochenen schiefen Beleuchtung durch Parallelbündel ist aber hier die Auflösung in allen Richtungen gleich.

Abbildung 5a: Eng zugezogene Kondensorblende und damit gerade – das heißt kohärente – Beleuchtung durch quasi-Parallelbündel entsprechend Abbildung 5, Teil 3: $r \ll R$, das heißt $NA_{\text{bel.}} \ll NA_{\text{obj.}}$ beziehungsweise $S \rightarrow 0$. Auflösungsgrenze/Grenzfrequenz: $d = 1 \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$ beziehungsweise $v_{r,g} = 1 \times (NA_{\text{obj.}}/\lambda v)$.

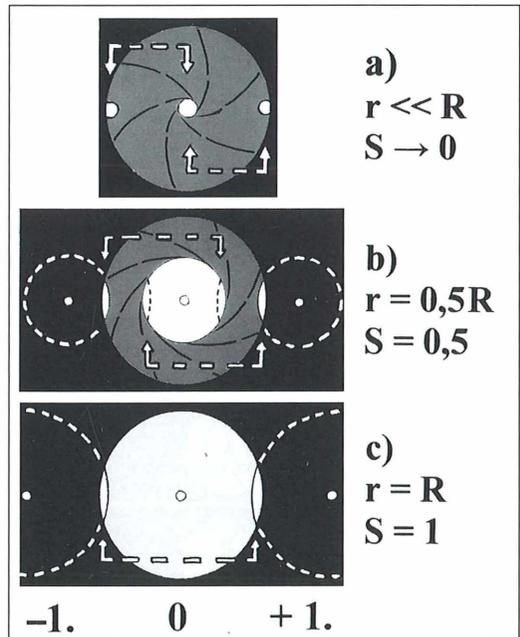


Abb. 5: Erreichen der Auflösungsgrenzen $d = [1/(1 + S)] \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$ bei verschiedenen Aperturverhältnissen $S = NA_{\text{bel.}}/NA_{\text{obj.}}$ im Bilde der Aperturbblende AB des Objektivs. R Radius von AB, r Radius des Bildes der Kondensorblende, $-1., 0., +1.,$ Ordnungen. a) $S \rightarrow 0$: $d = 1 \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$, b) $S = 0,5$: $d = 0,67 \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$, c) $S = 1$: $d = 0,5 \times (\lambda v/NA_{\text{obj.}})$.

Abbildung 5b: Durch entsprechend geöffnete Kondensorbblende halb ausgeleuchtete Aperturbblende AB: $r = 0,5 R$, das heißt $NA_{\text{bel.}} = 0,5 NA_{\text{obj.}}$ beziehungsweise $S = 0,5$: Auflösungsgrenze/Grenzfrequenz: $d = 0,67 \times (\lambda v / NA_{\text{obj.}})$ beziehungsweise $v r, g = 1,5 \times (NA_{\text{obj.}} / \lambda v)$.

Abbildung 5c: Gerade voll ausgeleuchtete Aperturbblende AB: $r = R$, das heißt $NA_{\text{bel.}} = NA_{\text{obj.}}$ beziehungsweise $S = 1$: Auflösungsgrenze/Grenzfrequenz: $d = 0,5 \times (\lambda v / NA_{\text{obj.}})$ beziehungsweise $v r, g = 2 \times (NA_{\text{obj.}} / \lambda v)$.

Die Abbildungen 6 und 7 sollen für die beiden Grenzfälle $S = 1$ und $S \rightarrow 0$ des ja an der Kondensorbblende einstellbaren Aperturverhältnisses S veranschaulichen, wie dabei der Bildkontrast V von der Konstanten g beziehungsweise der Raumfrequenz $v r$ des jeweils untersuchten Objektgitters – Objektkontrast zu $V = 1$ angenommen – abhängt. In Abbildung 7 wurde die Darstellung der Gitter nicht wiederholt. Zunächst $S = 1$, das heißt voll ausgeleuchtete Aperturbblende AB (Abb. 6): Die Bilder der ± 1 . Ordnungen von KB wandern mit wachsender Raumfrequenz des Objektgitters nach außen, und ihre Flächen werden zunehmend durch AB beschnitten. In gleichem Ausmaß vergrößert sich aber die Fläche des inkohärenten Mittelbereiches der 0. Ordnung und damit dessen Kontrast mindernde Beleuchtung der Bildebene. Der Bildkontrast V nimmt deshalb mit wachsender Raumfrequenz des Objektes ab und verschwindet an der Auflösungsgrenze (Abb. 5a) beim völligen Herausfallen der 1. Ordnungen aus AB.

Solange aber die Bilder ± 1 . Ordnung der Kondensorbblende noch vollständig innerhalb der Aperturbblende liegen, hat jeder Punkt der 0. Ordnung Interferenzpartner. Die Bildebene B wird hoch kohärent beleuchtet; das Bild hat maximalen Kontrast ($V = 1$). Für $S \rightarrow 0$, das heißt bei eng zugezogener Kondensorbblende (Abb. 7), gilt das wegen $r \ll R$ praktisch bis zum Erreichen der Auflösungsgrenze (Abb. 5c). Dort fällt der Kontrast übergangslos auf 0 ab (binäres Verhalten).

In Abbildung 8 ist als Quintessenz dieser Betrachtungen für die in den Abbildungen 5 bis 7 behandelten Aperturverhältnisse $S = 0; 0,5$ und 1 der Kontrast $V = (I_{\text{max}} - I_{\text{min}}) / (I_{\text{max}} + I_{\text{min}})$ des Gitterbildes gegen die auf das Verhältnis von Objektivapertur zu Wellenlänge bezogene Raumfrequenz des Gitterobjektes $v r / (NA_{\text{obj.}} / \lambda v)$ aufgetragen. Statt in Lp/mm wird hier $v r$ sozusagen in einer verallgemeinerten Einheit ($NA_{\text{obj.}} / \lambda v$) gemessen. Diese Darstellung hat den Vorteil, dass nicht für jede Numerische Apertur und Wellenlänge ein gesondertes Diagramm benötigt wird, denn das Ergebnis stellt nur eine dimensionslose Zahl dar. Zur Berechnung ist – wenn $v r$ wie üblich in Lp/mm angegeben ist – λv in mm einzusetzen. Ergänzend ist darunter noch die auf das Verhältnis von Wellenlänge zu Objektivapertur bezogene Gitterkonstante $g / (\lambda v / NA_{\text{obj.}})$ angegeben, wobei g analog in der Einheit $\lambda v / NA_{\text{obj.}}$ gemessen wird.

Berechnungsbeispiel: Vorgabe: $\lambda v = 0,55 \mu m$, $NA_{\text{obj.}} = 0,30$, $g = 2,5 \mu m$ beziehungsweise $v r$

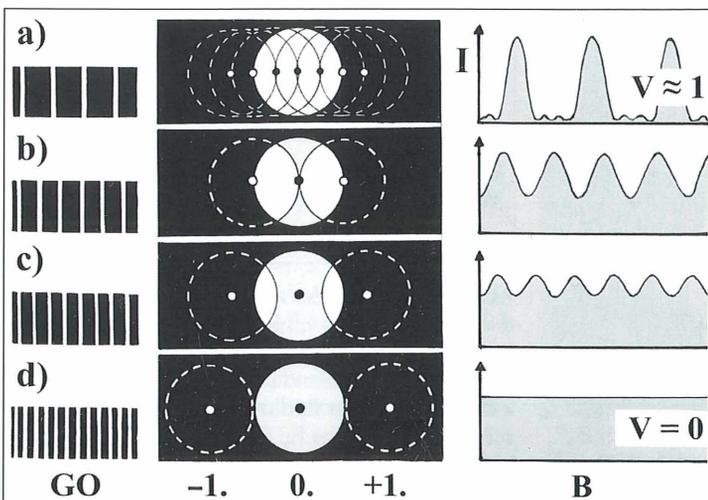


Abb. 6: Intensitätsverteilung in der Bildebene bei zunehmender Raumfrequenz des Objektgitters für $S = NA_{\text{bel.}} / NA_{\text{obj.}} = 1$. B Bildebene, GO Objektgitter, I Beleuchtungsstärke, V Kontrast, $-1.$, $0.$, $+1.$ Beugungsordnungen. Jeweilige Gitterkonstanten: a) $g = 4 d$, b) $g = 2 d$, c) $g = 1,5 d$, d) $g = d$ mit $d = 0,5 \times (\lambda v / NA_{\text{obj.}})$ als Auflösungsgrenze.

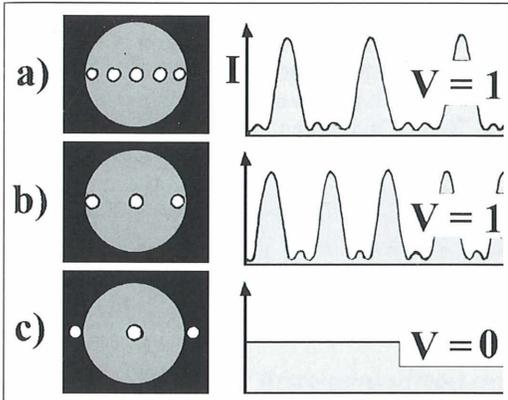


Abb. 7: Intensitätsverteilung in der Bildebene bei zunehmender Raumfrequenz des Objektgitters für gerade Beleuchtung $S \rightarrow 0$ (vgl. Abb. 6). I Beleuchtungsstärke in der Bildebene, V Kontrast. Jeweilige Gitterkonstanten: a) $g = 2d$, b) $g \approx d$, c) $g < d$ mit $d = (\lambda v / NA \text{ obj.})$ als Auflösungs-grenze.

$= 400 \text{ Lp/mm}$; $v r / (Na \text{ obj.} / \lambda v) = (400 \times 1/\text{mm}) / (0,30/0,00055 \text{ mm}) = 0,733 (= 1/1,364)$; $g / (\lambda v / NA \text{ obj.}) = 2,5 \mu\text{m} / (0,55 \mu\text{m} / 0,30) = 1,364 (= 1/0,733)$.

An die idealisierenden Voraussetzungen (aberrationsfreie Optik usw.) sei nochmals erinnert. Die resultierenden Funktionsverläufe $V(vr)$ entsprechen den so genannten Modulations-Übertragungsfunktionen, Abkürzung MTF (modulation transfer function) für diese Bedingungen. Sie berücksichtigen deshalb hier nur den ja unvermeidbaren Einfluss der Beugung; zur Beschreibung realer, aberrationsbehafteter Systeme müssen sie experimentell ermittelt werden.

Die Graphen dieser Funktionen zeigen noch einmal vergleichend den Einfluss des Aperturverhältnisses S und damit – rein praktisch gesehen – der Stellung der Kondensorblende auf Auflösungsvermögen und Bildkontrast. Bei enger geschlossener Kondensorblende (Grenzfall: $S \rightarrow 0$) und damit mehr kohärenter Beleuchtung ist das theoretische Auflösungsvermögen zwar geringer, aber wegen des hier generell höheren Bildkontrastes V ist es weitgehend nutzbar. Eine weite Öffnung der Kondensorblende (Grenzfall: $S = 1$) führt zwar zur Verbesserung des theoretischen Auflösungsvermögens (Faktor 2 zwischen beiden Grenzfällen), das aber wegen des resultierenden geringeren Bildkon-

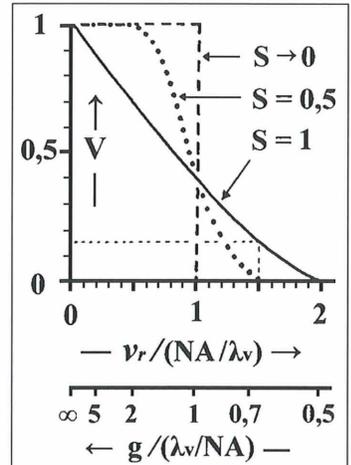


Abb. 8: Abhängigkeit des Bildkontrastes $V = (I_{\max} - I_{\min}) / (I_{\max} + I_{\min})$ von der normierten Raumfrequenz $v r / (NA \text{ obj.} / \lambda v)$ beziehungsweise Gitterkonstanten $g / (\lambda v / NA \text{ obj.})$. $NA \text{ obj.}$ Numerische Apertur des Objektivs, λv Vakuum-Wellenlänge, g Gitterkonstante, $v r$ Raumfrequenz des Objektgitters, V Kontrast. Ablesung gestrichelt markiert.

trastes nicht voll nutzbar ist. Die praktische Erfahrung, dass eine nicht ganz ausgeleuchtete Aperturblende bezüglich beider Aspekte – Auflösungsvermögen und Kontrast – einen guten Kompromiss darstellt, spiegelt sich auch im Verlauf des Graphen für $S = 0,5$ wieder. Allerdings kann das Auge noch merklich geringere Kontraste bewältigen, so dass rein visuell der theoretische Grenzwert besser angenähert werden kann.

Abschließende Betrachtungen

Beide in dieser Artikelserie behandelten Theorien zum Auflösungsvermögen des Mikroskops liefern ja, abgesehen von kleinen Unterschieden im Vorfaktor f in der allgemeinen Beziehung für die Auflösungsgrenze $d = f \times (\lambda v / NA \text{ obj.})$, trotz im Prinzip unterschiedlicher Annahmen zu der die Auflösung begrenzenden Beugung formal das gleiche Ergebnis. Dass es keinen scharfen Wert für d gibt, folgt schon daraus, dass man im Teilchenbild des Lichtes (Photonen) die Unschärferelation bemühen muss. Das Ergebnis ist dabei bis auf den unsicheren Faktor f wieder gleich.

Dennoch erscheinen beide als nicht ganz leicht miteinander vereinbar. Auch in umfangreichen Lehrbüchern werden oft die Zweipunkt-Auflösung, wie für Selbstleuchter, und unabhängig davon die Abbe'sche Theorie in einem gesonderten Kapitel besprochen. Die partiell kohärente Abbildung und die zu erwartende simultane Beugung an Objekt und Aperturblende sind jeweils wegen ihrer Komplexität mathematisch aufwändig und werden meist nur in der Spezial- und Originalliteratur behandelt. Bei der Einschätzung, welche der beiden Theorien die Verhältnisse bei der normalen mikroskopischen Abbildung besser beschreibt, halten sich nach meinem Eindruck die meisten Autoren mehr bedeckt.

Ich habe versucht, das Thema ausführlich und anschaulich, mit einem Minimum an Mathematik darzustellen und grundlegende Formeln nachvollziehbar herzuleiten. Für eventuell nötige Richtigstellungen, Ergänzungen und Diskussionen wäre ich schon aus eigenem Interesse dankbar.

Die Literaturhinweise finden sich am Ende von Teil 1.

Verfasser: Dr. Hinrich Husemann, Molinder Grasweg 31, 32657 Lemgo, Tel.: 052 61/716 96

Kurze Mitteilung

Statolithenstärke: Viel hilft viel?

Um den Schwerkraft-Reiz wahrzunehmen und dann gravitropisch zu reagieren, haben Pflanzen Zellbestandteile, die schwerer als ihre Umgebung sind und sedimentieren können. Das sind bei höheren Pflanzen in der Regel Amyloplasten mit ihrer Statolithenstärke. Es ist schon seit einiger Zeit bekannt, dass Pflanzen viel schwächer gravitropisch reagieren, wenn die Statolithenstärke experimentell reduziert wurde. Wie wirkt sich aber eine Erhöhung des Stärkegehaltes aus? Das haben Vitha et al. (2007) an einer Mutante von *Arabidopsis thaliana* (Ackerschmalwand) untersucht. Bei ihr ist ein Protein defekt, das zur Mobilisation von Stärke nötig ist. Im zentralen Bereich der Wurzelhaube ist der Stärkegehalt normal. Die Amyloplasten

sedimentieren hier wie beim Wildtyp, und die Wurzel reagiert gravitropisch wie der Wildtyp. In der Endodermis des Hypokotyls haben aber die Amyloplasten doppelt so viel Stärke wie normal. Die gravitrope Sensitivität des Hypokotyls ist dadurch stark erhöht. Hier ist also der Wildtyp nicht maximal sensitiv, hier gilt: Viel hilft viel.

Literaturhinweis

Vitha, S., Yang, M., Sack, F. D., Kiss, J. Z.: Gravitropism in the starch excess mutant of *Arabidopsis thaliana*. *Amer. J. Bot.* 94, 590–898 (2007).

Eberhard Schnepf, Wiesloch



In Deutschland leiden mehr als 30.000 Jugendliche an einer rheumatischen Erkrankung. Rheuma ist kein Wehwechen, sondern eine schwere chronische Krankheit.

Mehr Infos unter www.Rheuma-Liga.de



Mikro-Markt

Mikro-Markt Online
 75,- € je Monat
 Nähere Infos unter
www.elsevier.de/journals
 oder Tel.: 03641/62 64 48

Anzeigenschluss für die nächste Ausgabe (6/2008): 25.9.2008

Preise für Mikro-Markt-Anzeigen (je mm bei 68 mm Spaltenbreite):

Privat	€ 1,80	Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift
Geschäftlich	€ 2,60	(nur Privatanzeigen) € 1,30
Chiffregebühr	€ 8,00	Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

Elsevier GmbH, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena
Telefon: 0 36 41/62 64 48 • Fax: 0 36 41/62 64 21 • E-Mail: e.baier@elsevier.com

Verkaufe Objektiv Leica HCX PL APO 63x/1.4-0.6 CS (2 Jahre alt, wie neu), NP: 5.340,- Euro, VK VHS. Tel.: 075 31-94 26 26.

www.mikroskopier-bedarf.de
 online-shop & Service/Reparaturen
 Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

Gute gebrauchte **Zeiss-West-Objektive / -Okulare / -Zubehör**. Gewährleistung und 4-wö. Rückgaberecht. www.thilo-immel-optics.de, Tel. 0551/63 28 04.

Mikroskop. Präparate aus Zoologie und Botanik in **besten Qualität direkt vom Hersteller**. Liste anfordern, (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik. Volker Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53

Suche Kopie einer Gebrauchsanweisung für **Makroskop M420 von Wild**.
Kontakt: Tel. 02 01-27 45 54.



LED-Technik von 250 - 1000 LM
 mit den neuen
BW-Optik LZKK 1-8
 für alle Mikroskope von
CARL ZEISS JENA

Prospekte + ausführliche Informationen anfordern oder unter www.bw-optik.de

SONDEROPTIK
 ASTRONOMIE
 MIKROSKOPIE

BW-OPTIK
 DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717
 Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf
www.bw-optik.de • shop@bw-optik.de

AUGEN BLICK



Vererbte Netzhaut-Degeneration:
Makula-Degeneration, Retinitis pigmentosa, Usher-Syndrom,
Alters-Makula-Degeneration...jeder 40. in Deutschland.
Restsehen und Erblindung sind immer noch die bitteren Folgen.
Hinnehmen? Nein. Handeln? Ja.
PRO RETINA arbeitet aktiv als anerkannte Selbsthilfegruppe:
Praktische Lebenshilfe - von der Kindheit bis ins Alter. Gezielte
Unterstützung sinnvoller Forschung.

LICHT INS DUNKEL. PRO RETINA.

...UND SIE:

Konto-Nr. 54 800-605, BLZ 500 100 60, Postgirokonto Frankfurt.
PRO RETINA Deutschland e.V., Vaalser Str. 108, 52074 Aachen

FÜGEL • KUHN STUTTGART

Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1-3, 14195 Berlin, Telefon: +49(0)30/83 85 64 75, Telefax: +49(0)30/83 85 64 77, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 1-3, 14195 Berlin, Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de

Verlag: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland.

Tel.: +49(0)36 41/62 63, Fax: +49(0)36 41/62 65 00, E-Mail: journals@elsevier.com

Anzeigenleitung: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Deutschland, Ansprechpartner: Erika Baier, Löbdergraben 14a, 07743 Jena. Tel: +49(0)36 41/62 64 48, Fax: +49(0)36 41/62 64 21; E-Mail: e.baier@elsevier.com

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2008.

Lieferkonditionen (2008): Band 97 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abpreise* (2008):

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH, FL*	82,00 EUR	51,00 EUR	17,00 EUR

* Deutschland, Österreich, Schweiz, Liechtenstein

*Die Preisangaben sind unverbindliche Preisempfehlungen. Preisänderungen müssen wir uns vorbehalten. Alle Preise verstehen sich inklusive Versandkosten und exklusive Umsatzsteuer. Bei der Rechnungsstellung wird Umsatzsteuer gemäß der zum Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gebeten ihre Umsatzsteuernummer anzugeben.

Der Verlag behält sich das Recht vor, Zusatzbände im Abonnementzeitraum zu publizieren. Erscheinende Supplement-Bände zu einzelnen Zeitschriften sind in den genannten Preisen enthalten.

Kündigung von Abonnements: Abonnements laufen jeweils für ein Kalenderjahr und werden automatisch verlängert, falls nicht bis zum 31. Oktober des Jahres gekündigt wird.

Abonnements: Bitte richten Sie ihre Bestellung an Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Aboservice/Vertrieb, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland. Tel: +49(0)36 41/62 64 47, Fax: +49(0)36 41/62 64 43, E-Mail: k.ernst@elsevier.com

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDE33

Postbank Stuttgart, Kontonummer 6930-706 (BLZ 600 100 70), IBAN DE80 6001 0070 0006 9307 06, BIC PBNKDE33

Bitte geben Sie bei der Zahlung ihre vollständigen Daten an.

Copyright: Alle Artikel, die in dieser Zeitschrift veröffentlicht werden, sind urheberrechtlich geschützt, alle Rechte vorbehalten. Ohne schriftliche Erlaubnis des Verlages ist es verboten, Teile der Zeitschrift in irgendeiner Form zu reproduzieren. Dies beinhaltet ebenso die Digitalisierung, als auch jede andere Form der elektronischen Weiterverarbeitung, wie Speichern, Kopieren, Drucken oder elektronische Weiterleitung des digitalisierten Materials aus dieser Zeitschrift (online oder offline).

Für den allgemeinen Vertrieb von Kopien für Anzeigen- und Werbezwecke, für die Neuzusammenstellung von Sammelbänden, für den Wiederverkauf und andere Recherchen muss eine schriftliche Erlaubnis vom Verlag eingeholt werden.

Satzstudio: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, 07743 Jena.

Druck/Bindung: Stürtz GmbH, Alfred-Nobel-Straße 33, 97080 Würzburg.

(∞) Seit Band 85, Ausgabe 1 (1996) erfüllt das Papier, das für diese Zeitschrift genutzt wurde, die Anforderungen von ANSI/NISO Z39.48-1992 (Beständigkeit von Papier).

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

Für weitere Informationen gehen Sie bitte auf unsere Website <http://www.elsevier.de/mikrokosmos>

Hinweise für Autoren

1. Der MIKROKOSMOS veröffentlicht Aufsätze, Übersichtsbeiträge, Kurzmittelungen, Hinweise auf interessante neue Arbeitsverfahren oder Präparationsanleitungen sowie technische Innovationen aus allen Teilbereichen der Mikroskopie.

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer 3,5"-Diskette (kein Macintosh) oder CD als Word-Dokument ohne spezielle Formatierung eingereicht werden (Arial 12 pt). Bitte keine Trennungen einfügen.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben. Auch alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Als Bildvorlagen sind Farbdias, Schwarzweiß- oder Farbfotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken geeignet. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z. B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen). Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusam-

men mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Schnepf, E.: Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie. Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluochromierung. *Mikrokosmos* 94, 175–180 (2005).

Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (Himatismenida), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). *Europ. J. Protistol.* 42, 3–7 (2006).

Buchzitate:

Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.

Zitate von Buchbeiträgen:

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: „Einzellige Eukaryota“, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): *Einzeller und Wirbellose Tiere*, 2. Auflage, S. 1–65. Elsevier Verlag, München 2007.

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.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und ein Foto, das auf der Titelseite erscheint, mit € 60,00.

10. Manuskripte bitte einsenden an:

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Mikrokosmos
5/2008

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2008

Band/Volume: [97_5](#)

Autor(en)/Author(s): diverse

Artikel/Article: [Mikrokosmos 97/5 1](#)