

II P0342/89, 2

F 20582

# MIKROKOSMOS



URBAN & FISCHER

März 2000  
89. Jahrgang  
Heft 2  
ISSN 0026-3680



# MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie  
Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)  
Redaktionsassistentin: Gundula Walz (Potsdam)

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

## Inhalt

### Artikel

- 65** Wieviele Arten kann man bei Plankton-Zügen erwarten?  
*Werner Nachtigall*
- 71** Klein, aber oho – mikroskopisch winzige Fischparasiten,  
die töten können  
*Günter Schmabl, Jürgen Schmidt und Heinz Mehlhorn*
- 81** Pilze unter sich, oder Der unverträgliche Champignon  
*Claudius K. Stumm und Huub J. M. Op den Camp*
- 91** Honig unter dem Mikroskop – Pollen und Kristalle  
*Nina Donner*
- 97** Anthozyanhaltige Zellen in osmotisch gestressten  
Kressekeimlingen  
*Eckhard Schwarz*
- 103** Vergleich von Intermedien bei der Paraffineinbettung  
*Anton Losert und Gabriele Hrauda*
- 107** Der Hellfeldkondensor – ein oft unterschätzter Partner des  
Mikroskopikers  
*Werner Nachtigall*
- 111** „Exotische“ Zieralgen aus einem Moor in Tirol  
*Rupert Lenzenweger*
- 117** Mikro-Einsteiger: Botanische Doppelfärbung  
*Felix Schumm*

### Rubriken

- 68, 87, 116, 122**  
Nachrichten
- 69, 70, 79, 95, 109, 114**  
Kurze Mitteilungen
- 90**  
Neue Medien
- 121**  
Mikro-Cartoon-Lyrik
- 124**  
Aus der Industrie
- 124**  
Buchbesprechung
- 125**  
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 126**  
Mikro-Markt
- 128**  
Impressum

Das jeweils neueste Inhaltsverzeichnis können Sie jetzt auch kostenlos per e-mail  
(ToC Alert Service) erhalten

Melden Sie sich an:  
<http://www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos>

---

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

---

*Umschlagabbildung:* Auskristallisiertes Phlorogluzin unter Polarisationsbedingungen (mit Verzögerungsfolie).  
Siehe Artikel E. Lühje, S. 69.

# Wieviele Arten kann man bei Plankton-Zügen erwarten?

Werner Nachtigall

**Wer sich anschickt, nach der Welt im Wassertropfen zu suchen, der macht sich meist falsche Vorstellungen von der Artenvielfalt, die ihn erwartet. Da reicht die Schätzung von vielleicht fünf bis mindestens tausend. Das Beispiel Fischteich zeigt, wie die Realität aussieht: etwa hundert in einem reich gegliederten Biotop.**

**W**enn ich junge Studenten, die noch keine praktische Erfahrung im Bestimmen von mikroskopischen Organismen haben, die Frage stelle: „Wieviele Mikro-Arten, glauben Sie, finden wir in einem Fischteich?“, so bekomme ich etwa die oben genannten Antworten. Ich wette dann um einen guten Rotwein (der Saarländer hat Verständnis dafür) auf eine „Artenzahl etwa um Hundert“. Eine Probe auf's Exempel hat Folgendes gebracht.

## Ein Fischteich bei Blieskastel

In der Nähe von Blieskastel/Saarland haben Mitglieder des Fischereiverbands Breiftfurt eine Kette von Fischteichen angelegt, größere, bis knapp metertiefe Becken, gespeist von Hangquellen und Grundwasser, umstanden mit Binsen, Röhrriech und Teichpflanzen, die Flachufer bedeckt mit braunschwarzem Schlamm und leichten Algenmatten (etwas eutrophiert), aber fast ohne Tauchblatt- und ohne Schwimmblatt-Pflanzen.

Je eine Probe wurde an einem freundlichen Tag im späten April mit Planktonnetz und anderen Geräten (Nachtigall, 1997b) an folgenden Stellen entnommen: Freies Wasser – Ufernahes Wasser – Randbestand (im Binsenbereich) – Ufernahe Schlammoberfläche. Zu Hause kamen die Proben in flache, weiße Gefäße. Nach dem Absenkenlassen habe ich jeweils 5, insgesamt also 20 Stichproben, auf je einen Objektträger pipettiert. Dann wurden die erkennbaren Arten bestimmt, im Zweifelsfall oder bei schwer bestimmbareren Formen nur die Gattungen oder höhere Taxa. Bei der Bestimmung der

Arten ist übrigens das Buch von Berger *et al.* (1997) eine wertvolle Hilfe. Die deutschen Namen entsprechen den – freilich manchmal recht eigenwilligen – Angaben in Streble-Krauter (1988). Es wurde nicht nach Häufigkeitskriterien untersucht. Bakterien und die schwer zu bestimmenden kleinen Zooflagellaten wurden nicht berücksichtigt. Die konzentrierte Untersuchung am Mikroskop dauerte etwa zwei Stunden.

## Ergebnis

Die bestimmten Formen stehen in Abbildung 1. Die beigefügten Bild Darstellungen charakteristischer Gattungen wurden nach der im MIKROKOSMOS (Nachtigall, 1997a) angegebenen Methode gerastert. Insgesamt wurden 93 Arten gefunden, die zu Plankton und Benthos gehören, sodass ich meine Wette (einen Bordeaux Supérieur Chateau Landereau 1994) gewonnen habe.

Dabei muss man aber feststellen, dass nicht systematisch abgesucht worden ist, besonders nicht im Aufwuchs, und dass nur einmal im Jahr (April) abgefischt wurde. Charakteristische Arten oder Gattungen, die mit Sicherheit im Teich vorhanden und bei anderen Probeentnahmen auch gefunden worden sind (z. B. *Stentor*, *Chlorohydra*, *Daphnia*), fehlen hier. Sehr detaillierte Untersuchungen hätten mindestens etwa 120 Arten gebracht (ohne Bakterien).

Das ist schon das Maximum dessen, was man erwarten kann. Der Grund liegt in der mäßigen Eutrophierung und in den unterschiedlichen Mikrohabitaten, die der flache Kunstteich bietet.

**Blaualg**en (Cyanophyta)

Schwingalgen (Oscillatoria spec.), 5 Arten  
 Blaugrüne Korkzieheralge (Spirulina abbreviata)  
 Kleine Korkzieheralge (Spirulina jeneri)  
 Kugelige Schleimalge (Aphanothece stagnina)

**Goldalg**en (Chrysophyceae)

Rosetten-Goldkugelalge (Synura uvella)  
 Wirtelbäumchen (Dinobryon spec.) (B)

**Kieselalg**en (Bacillariophyceae)

Schiffchenalgen (Navicula spec.), 4 Arten  
 Sigma-Alge (Nitzschia sigmaidea)  
 Glasalge (Nitzschia acicularis)  
 Bruch-Alge (Fragilaria crotonensis)  
 Grüne Rippen-Alge (Pinnularia viridis) (F)  
 Rippen-Alge (Pinnularia spec.)  
 Gestreckte Zickzack-Alge (Diatoma elongatum)  
 Kahn-Kieselalgen (Cymbella spec.) 2 Arten  
 Sohlen-Kieselalge (Cymatopleura solea)  
 Sektoren-Kieselalge (Melosira varians)  
 Nadel-Kieselalge (Synedra acus)  
 Sigma-Kieselalge (Gyrosigma spec.) 2 Arten  
 Krug-Kieselalge (Amphora ovalis)  
 Scheibchen-Kieselalge (Cyclotella kützingiana)  
 Stielchen-Kieselalgen (Gomphonema spec.), 2 Arten  
 Keil-Kieselalge (Rhoicosphenia curvata)  
 Gewölbte Algenlaus (Cocconeis pediculus)  
 Kräftige Flügel-Kieselalge (Surirella robusta)  
 Sohlen-Kieselalge (Cymatopleura elliptica)

**Gelbgrünalg**en (Xanthophyceae)

Zarter Wasserfaden (Tribonema monochloron)

**Augenflagellat**en (Euglenophyta)

Stab-Augenflagellat (Euglena acus)  
 Schraubiger Augenflagellat (Euglena spirogyra)  
 Starrer Augenflagellat (Euglena acutissima)  
 Platter Herzflagellat (Phacus pleuronectes)  
 Verdrehter Herzflagellat (Phacus tortus)  
 Schleppeiße-Flagellat (Anisonema acinus)

**Dinoflagellat**en (Dinophyceae)

Panzerflagellat (Peridinium spec.)

**Grünalg**en (Chlorophyta)

Wasser-Grünalge (Chlorococcum infusionum)  
 Siebendorniges Zackenrädchen (Pediastrum sturmii)  
 Warziges Zackenrädchen (Pediastrum boryanum)  
 Durchbrochenes Zackenrädchen (Pediastrum duplex)  
 Gallert-Kugel-Alge (Dictyosphaerium pulchellum)  
 Schiffchen-Grünalge (Scenedesmus ecornis)  
 Doppel-Gürtelalge (Scenedesmus bijugatus)  
 Borsten-Grünalge (Chaetophora spec.)

**Zieralg**en (Desmidiaceae)

Spindelalge (Closterium aciculare)  
 Mondalge (Closterium spec.)  
 Stachelstern-Alge (Staurastum spec.)

**Faden-Jochalg**en (Zygnemales)

Spiralbandalgen (Spirogyra spec.) 4 Arten (E)

Plattenalge (Mougeotia spec.)

Sternalge (Zygnema spec.)

**Pilz**e

Wasserschimmel (Saprolegnia thureti) bei Schleien

**Schalenamöben** (Thecamoeba)

Buckeliges Uhrglastierchen (Arcella gibbosa)  
 Schmelztierchen (Diffugia spec.)

**Sonnentiere** (Heliozoa)

Sonnentier (Actinophrys sol)  
 Kugelförmiges-Sonnentier (Ciatrulina elegans)

**Wimpertiere** (Ciliata)

Längliche Zahnwalze (Prorodon teres)  
 Zuckerrüsseltierchen (Litonotus fasciola)  
 Bogentierchen (Cyclidium glaucuma)  
 Urnentierchen (Tintinnopsis lacustris)  
 Lippenzähnen (Chilodonella cucululus)  
 Schildkrötentierchen (Aspidisca lyncaeus) (C)  
 Glockentierchen (Vorticella spec.) (D)  
 Grünes Pantoffeltier (Paramecium bursaria)  
 Waffentierchen (Stylonychia pustulata)  
 Langschwanz (Urosoma cienkowski)

**Rädertiere** (Rotatoria)

Schwertborsten-Rädertier (Polyarthra remata)  
 Facetten-Rädertier (Keratella quadrata)  
 Facetten-Rädertier (Keratella spec.)  
 Wappen-Rädertier (Brachionus angularis)  
 Sack-Rädertier (Asplanchna brightwelli)  
 Löffel-Rädertier (Keratella cochlearis)  
 Einaugen-Rädertier (Monommata grandis) (G)  
 Zangen-Rädertier (Cephalodella forcifera)

**Bauchhärlinge** (Gastrotricha)

Borstentierchen (Chaetonotus spec.) (A)

**Fadenwürmer** (Nematodes)

1 Art

**Gliederwürmer, Wenigborster** (Oligochaeta)

1 Art

**Wasserflöhe** (Cladocera)

Schalenreste einer Art, wahrsch. Alona spec.

**Ruderfußkrebse** (Copepoda)

Nauplien, Copepodite, 1 Art, nicht bestimmt

**Muschelkrebse** (Ostacoda)

2 Arten

**Muscheln**

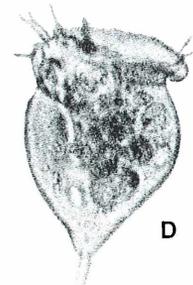
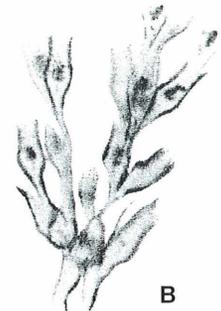
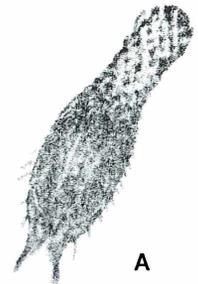
Erbsenmuschel (Pisidium spec.)

**Bärtierchen** (Tardigrada)

Bärtierchen (Macrobiotus spec.)

**Insekten** (Insecta)

Köcherfliegenlarve (Trichoptera), 1 Art



E



F



G

Abb. 1: Artenliste für einen Fischteich. Vergl. den Text.

1	<i>Spirulina jenneri</i> IV	+ ams/ps 3-4
2	<i>Synura uvella</i> II	+ bms 2
3	<i>Nitzschia sigmaidea</i>	+ bms 2
4	<i>Nitzschia acicularis</i> II	+ bms/ams 2-3
5	<i>Fragilaria crotonensis</i> II	+ bms 2
6	<i>Pinnularia viridis</i> II	+ bms 2
7	<i>Diatoma elongatum</i> II	+ bms 2
8	<i>Cymatopleura solea</i> II	+ bms 2
9	<i>Melosira varians</i> II	+ bms 2
10	<i>Synedra acus</i> II	+ bms 2
11	<i>Amphora ovalis</i>	+ bms 2
12	<i>Cyclotella kützingiana</i>	+ bms 2
13	<i>Rhoicosphenia curvata</i> II	+ bms 2
14	<i>Cocconeis pediculus</i>	+ bms 2
15	<i>Surirella robusta</i>	+ bms 2
16	<i>Cymatopleura elliptica</i> II	+ bms 2
17	<i>Euglena spirogyra</i>	+ bms/ams 2-3
18	<i>Phacus pleuronectes</i>	+ bms/ams 2-3
19	<i>Anisonema acinus</i>	+ ams 3
20	<i>Pediastrum boryanum</i> II	+ bms 2
21	<i>Pediastrum duplex</i>	+ bms 2
22	<i>Dictyosphaerium pulch.</i> II	+ bms 2
23	<i>Scenedesmus bijugatus</i>	+ bms 2
24	<i>Chaetophora spec</i>	+ bms 2
25	<i>Arcella gibbosa</i>	+ bms/ams 2-3
26	<i>Actinophrys sol</i>	+ bms 2
27	<i>Litonotus fasciola</i> III	+ ams 3
28	<i>Cyclidium glaucoma</i>	+ ams 3
29	<i>Tintinnopsis lacustris</i>	+ bms 2
30	<i>Chilodonella cucul.</i> III	+ ams 3
31	<i>Aspidisca lynceus</i> III	+ bms/ams 2-3
32	<i>Paramecium burs.</i> II	+ bms/ams 2-3
33	<i>Stylonychia pustulata</i>	+ bms 2
34	<i>Keratella quadrata</i>	+ bms 2
35	<i>Brachionus angularis</i>	+ bms/ams 2-3
36	<i>Keratella cochlearis</i>	+ bms 2
37	<i>Cephalodella forficula</i>	+ bms 2

Abb. 2: Einordnung der gefundenen Leitformen nach den Angaben in Streble/Krauter (1988).

Ökologisch enger ausgerichtete Gewässer, z. B. ein nahegelegener Waldteich und die Blies (Freiwasser), ein Blieswehr und ein Wiesen-graben (Drainagegraben) in der Umgebung brachten nur etwa 15 bis 35 Arten, trotz sorgfältiger und längerwährender Suche. Auch Tümpel sind artenärmer. Altmeister W. Baumeister spricht denn auch bei einem „100-Arten-Tümpel“ von etwas Einmaligen (Baumeister, 1979).

Man fragt sich natürlich, ob das Artenspektrum einen Hinweis auf die Gewässerbeurteilung ergibt. Der erste – und letztlich bleibende – Eindruck beim Betreten des Teichgeländes war: mäßig belastet (leicht bis deutlich eutrophiert), Gewässergüte höchstens II. Nun war es nicht Sinn der Probeentnahme, einen Saprobienindex zu bestimmen, und deshalb wurden von den gefundenen Arten keine Individuenzahlen ausgezählt, wie sie für die Berechnung eines Saprobienindex nötig sind. Trotzdem mag es interessant sein, die Gewässergüte-Kenngrößen der gefundenen Arten einmal zu vergleichen. Das macht allerdings nur Sinn bei Leitformen, die im allgemeinen für eine einzige Stufe (oder die Überlappungsregion zwischen zwei Stufen) kennzeichnend sind.

Streble und Krauter geben ab der 8. Auflage (1988) ihres bekannten Buches einen Anhang über biologische Gewässeruntersuchung und Gewässerbeurteilung. Zu jeder Mikro- (oder Makro-) Organismenart geben sie Kenngrößen über Leitformen (+ Zeichen) nach dem vierstufigen Wassergüteklassen-System (I sehr gering belastet bis IV übermäßig verschmutzt) sowie nach dem siebenstufigen Saprobien-system [4 Stufen und 3 Zwischenstufen, von oligosaprob (os, 1) über oligosaprob/β-mesosaprob (os/bms, 1–2) bis ... polysaprob (ps, 4)].

Wie die Auflistung der Abbildung 2 zeigt, sind von den gefundenen 93 Arten bzw. systematischen Taxa nur 37 (40%) Leitformen. Einige mehr wären es geworden, wenn die Artbestimmung überall geklappt hätte. Von diesen 37 Arten gehören 25 (68%) in die Stufe 2 (β-mesosaprob; mäßig belastet), 7 in die Stufe 2/3 (β-mesosaprob/α-mesosaprob; kritisch belastet), 4 in die Stufe 3 (α-mesosaprob; stark verschmutzt) und 1 in die Stufe 3/4 (α-mesosaprob/polysaprob; sehr stark verschmutzt).

Es bewahrheitete sich damit also der erste Eindruck: mäßige Belastung, etwas unter β-mesosaprob, zumindest zum Zeitpunkt der Probeentnahme. Mehr als dies darf man aus der

Übersicht aber nicht entnehmen, insbesondere darf man keine Durchschnittswerte bilden. Für eine halbwegs präzise Bestimmung des Saprobienindex, einer Kennzahl zwischen 1 und 4, die üblicherweise auf zwei Kommastellen genau berechnet wird, sind mindestens 12 Leitarten und mindestens 100 Individuen vorgeschrieben. Er würde für die vorliegende Probe schätzungsweise um 2,15 liegen.

### Literaturhinweise

Baumeister, W.: Einmalig – ein Hundert-Arten-Tümpel. *Mikroskosmos* 68, 273–275 (1979).

Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38 410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.

Nachtigall, W.: „Computerzeichnungen“ von Mikroorganismen: Punktrasterung von Mikroaufnahmen über bildverarbeitende Programme. *Mikroskosmos* 85, 83–89 (1997a).

Nachtigall, W.: Hilfsmittel für den Fang von Süßwasser-Mikroorganismen. *Mikroskosmos* 86, 205–210 (1997b).

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Auflage. Kosmos, Stuttgart 1988.

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

## Nachrichten

### 31. Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt hiermit zum 31. Treffen im BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn (Am Hubland) ein. Es werden in gewohnter Gepflogenheit theoretische und praktische Vorträge aus verschiedenen Bereichen der Mikroskopie gehalten. Meistens runden interessante Diavorträge das abwechslungsreiche Programm ab. Referiert wird z. B. über die eigene Anfertigung von Mikrotommessern und deren

praktische Anwendung. Weiterhin werden Quetschpräparate angefertigt und gefärbt zur Darstellung von Kernteilungen.

Termin: Samstag, den 8. April 2000; Beginn: pünktlich um 10 Uhr - Treffpunkt am letzten Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes vom BIO-Zentrum. Anfragen bitte an: K. H. Orlishausen, Sonderschuldirektor a. D., Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel. 09571/3477.

### Planktonkurs am Heiligen Meer

Vom 28.4.–1.5.2000 findet unter der Leitung von H.-O. Rehage, Münster, ein Planktonkurs am Heiligen Meer statt.

Im Planktonkurs wird das Plankton der Gewässer des Naturschutzgebietes Heiliges Meer behandelt. Das Naturschutzgebiet liegt im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, ca. 4,5 km südlich von Hopsten (Abb. 1). Im Schutzgebiet finden sich mehrere größere und kleinere Gewässer, welche durch Erdabsenkungen entstanden sind. Die Gewässer sind verschieden alt. Daher können nährstoffarme, nährstoffreiche und Gewässer mittleren Nährstoffgehaltes vorgestellt werden. Auch der dystrophe Gewässertyp (nährstoffarm und sauer) ist vorhanden. Entsprechend den verschiedenen Trophiestufen findet sich auch ein unterschiedlich zusammengesetztes Phyto- und Zooplankton. Im Kurs werden die Wechselbeziehungen zwischen den Umweltfaktoren und den Organismen herausgearbeitet. Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle „Heiliges Meer“ des Westfälischen Museum für Naturkunde. Weitere Informationen: Westfälisches Museum für Naturkunde, Außenstelle „Heiliges Meer“, Heiliges Meer 1, 49509 Recke. Tel.: 05453/99660.



Abb. 1: Lageplan „Heiliges Meer“

## Kurze Mitteilungen

### „Kennst du das Land, wo die Kristalle blühen?“

*Vor blauem Himmel schweben zarte Flocken,  
verdämmert Tag zu rotem Abendglühn  
Kennst du das Land, wo die Kristalle blühen?*

Diagnose: Polarisationsrausch, ausgelöst von einer Prise Phlorogluzin in Alkohol (äußerlich!), mit ästhetischen Risiken und stilistischen Nebenwirkungen. Das fotografische Ergebnis (Titelbild): Ein Postkartenset, das sich trefflich bewährt als Gastgeschenk und Schleichwerbung für die Liebhabermikroskopie: „Erzählen Sie doch mal, wie machen Sie das?“

In diesem Falle wurde Phlorogluzin in 94%igem Alkohol gelöst. Diese Mischung – in Verbindung mit Salzsäure dient sie dem Ligninnachweis – lief über einen schräg gestellten Objektträger und trocknete an der Luft zu einem zarten Kristallfilm auf. Damit war das Präparat bereits für die mikroskopische Betrachtung fertig. Besonders schöne Ergebnisse wurden in Dauerpräparaten konserviert. Euparal erwies sich dafür als unzweckmäßig – nach einiger Zeit waren die Kristalle für das Auge verschwunden. Erfolgreich gelang indes die Einbettung in Luft: Mit einer Rasierklinge wurde das „Land der Kristalle“ auf dem Objektträger auf eine ca. 15 × 40 mm große Fläche verkleinert. alles weitere verlief so, wie im MIKROKOSMOS [87, 52 (1998)] für die Polleneinbettung erläutert (Rahmen aus Deckglaslack um das Objekt herum, Deckglas passender Größe, Lackabschluss).

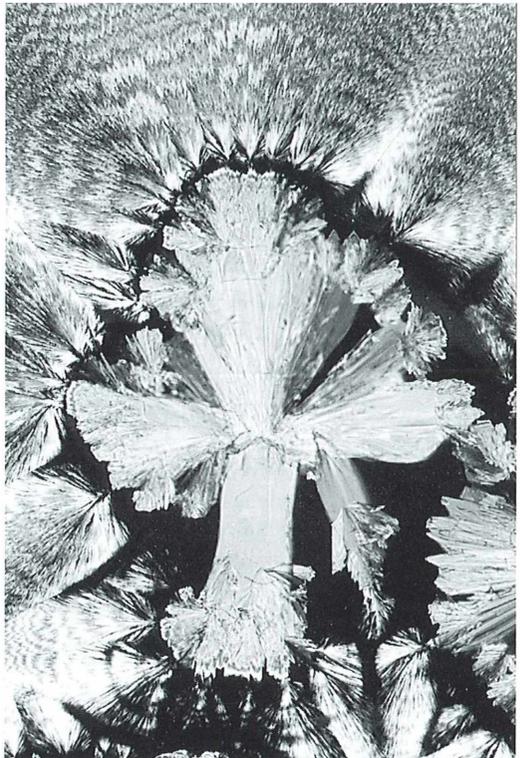
Die unterschiedlichen Hintergrundfarben (Himmel, Sonnenuntergang, usw.) sind mit einigen Klarsichtfolien im Strahlengang (zwischen Polarisator und Analysator) leicht zu erzielen.

Ein ebenfalls sehr wirkungsvolles Postkartenmotiv entstand bei der Kristallisation von Ascorbinsäure (Vitamin C) in destilliertem Was-

ser (Abb. 1). Der Zufall zauberte mitten in eine Welt strahlenbekrönter Sterne einen Baum, über dessen Krone die Morgensonne aufgeht. In diesem Fall erfolgte die Einbettung in Malinol.

Für Präparate und Einbettungshinweise danke ich herzlichst Herrn Otto Reuter, Wetzlar.

Erich Lühje, Kiel



**Abb. 1: auskristallisierte Ascorbinsäure (Vitamin C) im polarisierten Licht.**

## Neues vom Golgi-Apparat

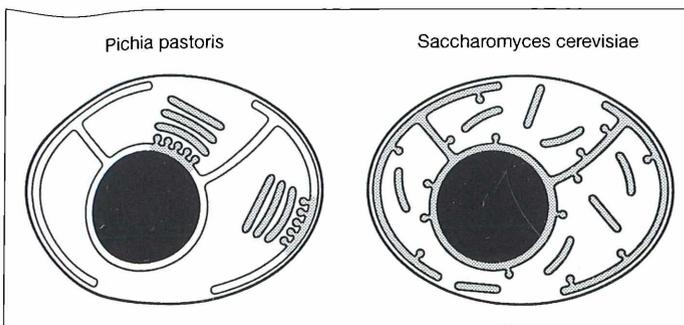
Der Golgi-Apparat (oder das Golgi-Feld) ist eines der wichtigen Organellen, die sich fast in allen lebenden Zellen findet. Meist liegen die Stapel von Membran-Zisternen in der Nähe des stapelartigen endoplasmatischen Retikulums (tER). Diese Nähe deutet darauf hin, dass die Golgi-Zisternen an und aus dem tER gebildet werden könnten. Es gibt aber zwei verschiedene Typen von Golgi-Apparaten: Solche, die aus kohärenten Golgi-Stapeln bestehen, und andere, die aus zerstreut im Zytoplasma liegenden Zisternen bestehen. Diese beiden Typen kommen nun in zwei verschiedenen, aber nahe verwandten, Knospen bildenden Hefearten vor, sodass eine vergleichende Untersuchung nahe lag. Die Hefe *Pichia pastoris* hat kohärente Stapel von Golgi-Zisternen, die durch Fusion von sogenannten COPII-Vesikeln entstehen, während die Bierhefe *Saccharomyces cerevisiae* individuelle, nicht gestapelte, unzusammenhängende Golgi-Elemente besitzt (Abb. 1). Es zeigt sich nun, dass bei *Pichia* die Golgi-Stapel stets dicht am tER liegen, das sowohl das coat-Protein (COPII), als auch das ER-Membran-Protein Sec12p besitzt, das die Assemblierung des COPII initiiert. Bei *Saccharomyces* hingegen sind die COPII-Vesikel im Zytoplasma verstreut und das Sec12p wird durch das ER verteilt. Das deutet darauf hin, dass die COPII-Vesikel am gesamten Netzwerk des ER gebildet werden. Die Folge wäre dann, dass bei *Pichia* mit seinem diskreten tER die zusammenhängenden Golgi-Stapel produziert werden, während bei *Saccharomyces* mit seinem unzusammenhängenden

tER die im Zytoplasma dispergierten Golgi-Vesikel produziert werden.

Diese neuen Befunde, die durch elektronenmikroskopische Bilder und durch Immunfluoreszenz gestützt werden, öffnen Wege für eine molekulargenetische Analyse des tER. Auch kann man die Frage angehen, ob das Fehlen von Golgi-Stapeln und diskreten tER-Sites bei vielen Eukaryoten eine Adaptationserscheinung ist, oder aber auf einer Verlust-Mutation im Laufe der Evolution beruht. Bei der Stapelbildung kommt es an der cis-Seite zu stets neuer Zisternenbildung, während an der trans-Seite eine gewisse Alterung oder Reifung und Fragmentierung in sekretorische Vesikel stattfinden muss. Es würde auch bedeuten, dass bei den diskreten Golgi-Apparaten kein Transport der Golgi-Elemente entlang der Strukturen des Zytoskeletts stattfinden muss, dass also die Mikrotubuli und deren Motor-Proteine keinen Einfluss auf die Konstruktion des Golgi-Feldes haben. Es scheint klar zu werden, dass bei allen Eukaryoten die Golgi-Strukturen ein dynamisches Produkt des tER sind, das seinerseits wieder mit der Kernhülle zusammenhängt.

Rossanese, O. W., Soderholm, J., Bevis, B. J., Sears, I. B., O'Connor, J., Williamson, E. K., Glick, B. S.: Golgi structure correlates with transitional endoplasmic reticulum organization in *Pichia pastoris* and *Saccharomyces cerevisiae*. *J. Cell Biol.* 145; 69–81 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen



**Abb. 1:** Links: Zelle der Hefe *Pichia pastoris*. Das tER besitzt diskrete, begrenzte Bereiche, die Vesikel produzieren, welche verschmelzen und zu kohärenten Stapeln von Golgi-Zisternen werden. An diesen Stellen wurde auch das coat-Protein (COPII) und das ER-Membran-Protein (Sec12p) lokalisiert. Rechts: Zelle der Hefe *Saccharomyces cerevisiae*. Die mit

COPII gefüllten Vesikel können am gesamten im Zytoplasma verzweigten ER-Netzwerk entstehen. So kommt es durch die unzusammenhängende Knospung der Vesikel zu einer verstreuten Verteilung der Golgi-Elemente innerhalb der Zelle. Die grauen Bereiche des ER sind jene Regionen, welche als tER funktionieren können (aus Rossanese *et al.*, 1999).

## Klein, aber oho – mikroskopisch winzige Fischparasiten, die töten können

Günter Schmahl, Jürgen Schmidt und Heinz Mehlhorn

**Mehr als 1 Million Aquarianer erfreuen sich in Deutschland täglich an der Formenvielfalt und der Farbenpracht ihrer oft seltenen und nicht oder nur schwer nachzucht-baren Zierfische. In öffentlichen und in privaten Aquarien leben hier zu Lande etwa 80 Millionen Zierfische. Auf dem hiesigen Markt werden mehr als 6000 verschiedene Fischarten aus dem Süß- und Salzwasser angeboten.**

Die Gesundheit dieser Tiere ist jedoch oftmals von Krankheitserregern bedroht, zu denen Pilze, Viren, Bakterien sowie ein- und mehrzellige Parasiten gehören. Verschiedene Untersuchungen haben gezeigt, dass etwa 35% der erregurbedingten Erkrankungen durch Parasiten hervorgerufen werden. Unter den einzelligen Parasiten stellt die Gruppe der so genannten Sporentierchen (Microsporida) eine erhebliche Gefahr für empfindliche Fischarten dar. Ein wichtiges Beispiel ist der Erreger der Neonkrankheit, *Pleistophora hyphessobryconis*, der die gesamte Skelettmuskulatur der Fische zerstören kann. Bei den Geißeltierchen (Mastigophora = Flagellata) gibt es zahlreiche fischparasitische Arten, welche im Darm (*Hexamita*-Arten), im Blut (u.a. *Trypanosoma*-, *Cryptobia*-Arten) und auf der Körperoberfläche (unter anderen *Piscinoodinium*, *Amyloodinium*) erkrankter Fische auftreten können. Ein Vertreter der Wimpertierchen (Ciliophora) ist der Erreger der Weißpünktchenkrankheit, *Ichthyophthirius multifiliis*. Dieser Parasit nimmt auf Grund seiner Wirtsspezifität und seiner hohen Pathogenität eine besondere Stellung ein. Verursacher der weitaus gefährlichsten Wurmerkrankungen bei Fischen sind die Haut- und Kiemenwürmer (Monogenea). Prinzipiell kann hier zwischen eierlegenden Arten (zum Beispiel Gattungen *Dactylogyrus*, *Diplozoon*) und lebend gebärenden Arten (Gattung *Gyrodactylus*) unterschieden werden. Da zahlreiche Fischparasiten nur Bruchteile von Millimetern messen, ist die Diagnose solcher Erreger oft nur unter Einsatz eines Mikroskops möglich. Daher wird dem engagierten Aquarianer die

Anschaffung und die regelmäßige Benutzung eines Mikroskops empfohlen.

Nach vorsichtigen Schätzungen existieren über 20 000 verschiedene Arten von Fischparasiten, die auf der Körperoberfläche oder in den inneren Organen der meisten wild lebenden oder in Aquarien gehaltenen Fische – wenn auch oft nur in geringer Anzahl – nachweisbar sind. Diese Parasiten treten häufig erst dann negativ in Erscheinung, wenn die Fische geschwächt sind oder die Hälterungsbedingungen nicht optimal sind. Das äußere Erscheinungsbild, die morphologischen Merkmale und das jeweils spezifische Krankheitsbild, das einige wichtige Fischparasiten hervorrufen, sollen im Folgenden vorgestellt werden.

### Sporentierchen

Die meisten Arten der Sporentiere (Microsporida) – es gibt über 100 fischspezifische Arten – parasitieren in den Zellen und artspezifisch in den verschiedenen Organen ihrer Wirte. Der Erreger der Neonkrankheit (*Pleistophora hyphessobryconis*) tritt jedoch bei 16 Fischarten auf, die vier verschiedenen Gattungen angehören, und findet sich auch häufig unerkant bei Goldfischen (*Carassius auratus*) (Abb. 1). Als Leit-Symptom des Befalls tritt ein Verlust der Farben auf; eventuell sind auch helle, großflächige Flecken im Bereich der Rumpfmuskulatur zu erkennen. Beim Neonsalmmler bewirkt ein starker Befall das völlige Verschwinden der Farbstreifen in der hinteren Körperhälfte. Die Zerstörung der Muskulatur führt zu Schwimm- und Haltungsauffälligkeiten.

ten – Schrägstellung, Verkrümmung der Wirbelsäule, unruhiges Schwimmen – und schließlich über Abmagerung zum Tode.

Die sichere Diagnose kann nur mit dem Mikroskop erfolgen. Dabei sind in der Muskulatur, und zwar in den Muskelfasern, die kugelförmigen Vermehrungsstadien von etwa 30 µm Durchmesser nachweisbar. In diesen so genannten Sporonten entstehen durch wiederholte Teilungen schließlich 16 bis 30 Sporen. Durch eine Abwehrreaktion des Wirtes erscheint das Umfeld der Sporonten optisch aufgehellt (Halobildung). Der Befall mit *P. hyphessobryconis* bewirkt ursächlich eine Zerstörung der Muskulatur. Offenbar kommt es auch zu einer Verdriftung der Sporen im Fischkörper und damit zu sekundären Infektionen. Sporen, die in den Kot oder Urin gelangen, werden aus dem Körper ausgeschieden. Die Infektion mit *P. hyphessobryconis* erfolgt durch die orale Aufnahme der eiförmigen 4–6×3 µm messenden reifen Spore. Im Darm schlüpft der Amöboidkeim aus der Spore und wird durch den schlauchartigen Polfaden in die Wirtszelle injiziert. Von dort gelangt er über die Blutwege in die Muskulatur, wo Zellen oft mehrfach befallen werden können.



Abb. 1: *Pleistophora hyphessobryconis* (Microsporidien) – zwei Vakuolen mit zahlreichen, dunkel erscheinenden Sporoblasten in der Muskulatur eines Neon-Fisches (*Hyphessobrycon innesi*), ×1200.

Bei der Vermehrung einiger Mikrosporidienarten, so zum Beispiel beim Erreger der Beulenkrankheit (*Glugea anomala*) beim Dreistachligen Stichling (*Gasterosteus aculeatus*) treten äußerlich sichtbare, größere Beulen auf – bis mehrere Millimeter im Durchmesser – die einen unmittelbaren Befall der Oberhaut vortäuschen (Abb. 2). Tatsächlich liegen die Vermehrungsstadien jedoch in Zellen des Unterhautbindegewebes. Die Infektion folgt demselben Prinzip wie bei *P. hyphessobryconis*.

### Geißeltierchen

Vertreter der Geißeltiere (Mastigophora = Flagellata) treten sowohl als Parasiten der Körperoberfläche als auch der inneren Organe bei Fischen häufig auf. Zur Gruppe der Panzergeißeltierchen (Dinoflagellaten) gehören zwei wichtige Arten: *Amyloodinium ocellatum*, die Meerwasserfische befällt, und *Piscinoodinium pillulare*, die für Süßwasserfische problematisch werden kann (Abb. 3). Bei massenhaftem

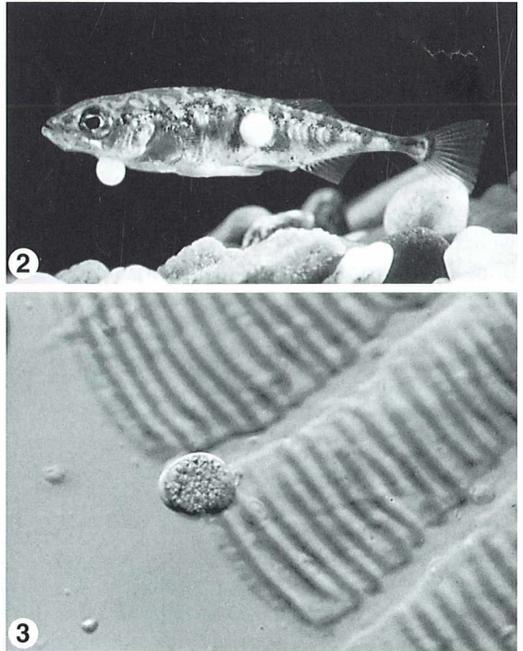


Abb. 2: Dreistachliger Stichling (*Gasterosteus aculeatus*) mit zwei *Glugea anomala*-Beulen (Microsporidien), ×2.

Abb. 3: *Amyloodinium ocellatus* auf der Haut des Safir Riffbarsches *Chrysiptera cyanea*, ×1000.

Auftreten erscheint die Oberhaut befallener Fische im Gegenlicht wie mit Samt überzogen – daher rührt die populäre Bezeichnung „Samtkrankheit“. Dieses Erscheinungsbild beruht auf der dichten Anordnung der feststehenden Parasitenstadien. Im Mikroskop zeigt sich, dass bei *A. ocellatum* die maximal 0,15 mm langen, eiförmigen Stadien von einer massiven Schalenwand umgeben sind. Diese Stadien beziehen ihre Nahrung über wurzelartige Ausläufer, die in die Wirtszellen vordringen. Wenn die Parasiten ausreichend Nahrung aufgenommen haben, lösen sie sich von der Haut, sinken zu Boden und verschließen die Schalenöffnung. Bei *A. ocellatum* bilden sich im Inneren durch fortgesetzte Teilung 256 Dinosporen, die durch zwei Geißeln und einen roten Augenfleck gekennzeichnet sind. Bei der Süßwasserart *P. pillulare* entstehen nur 64 Dinosporen. Diese auch als Schwärmer bezeichneten Stadien müssen innerhalb von 24 Stunden einen Wirtsfisch finden, um zu überleben. Dort ziehen sie die Geißeln ein und bilden die oben erwähnten wurzelartigen Ausläufer zum Eindringen in die Wirtszellen. Bei der Süßwasserart erfolgt die Ernährung der feststehenden Stadien wohl ausschließlich über Fotosynthese, da Einschlüsse von Wirtszellmaterial nicht nachgewiesen wurden.

Als typische Symptome bei Befall mit diesen Parasiten sind Hauttrübungen und Atemnot zu nennen. Im fortgeschrittenen Stadium tritt Nahrungsverweigerung ein. Da die Parasiten oft auch die Kiemen befallen, kommt es zu akuter Atemnot mit entsprechenden Symptomen – erhöhte Ventilation der Kiemendeckel, Hängen unter der Wasseroberfläche. Innerhalb weniger Tage – bei schleichendem Verlauf aber oft erst nach Wochen – treten zahlreiche Todesfälle durch Ersticken oder bakterielle Sekundärinfektionen auf. Weitere Vertreter der Geißeltierchen treten als Parasiten der inneren Organe auf, insbesondere in Darm, Gallenblase und Leber, aber auch im Blut. Zu den Darmparasiten gehören Arten der Gattungen *Hexamita* (syn. *Octomitus*) und *Spironucleus* (syn. *Hexamita*). Die Trophozoiten von *Hexamita* sind länglich-oval und besitzen zwei fast kufelförmige Kerne (*H. salmonis*, *H. symphysonis*). Diese Parasiten erreichen eine Länge von 8–12 µm. *Spironucleus elegans* besitzt zwei längliche Kerne, ist schlanker als die oben genannten Arten und wird maximal 10 µm lang. Kennzeichnend für diese Arten ist, dass

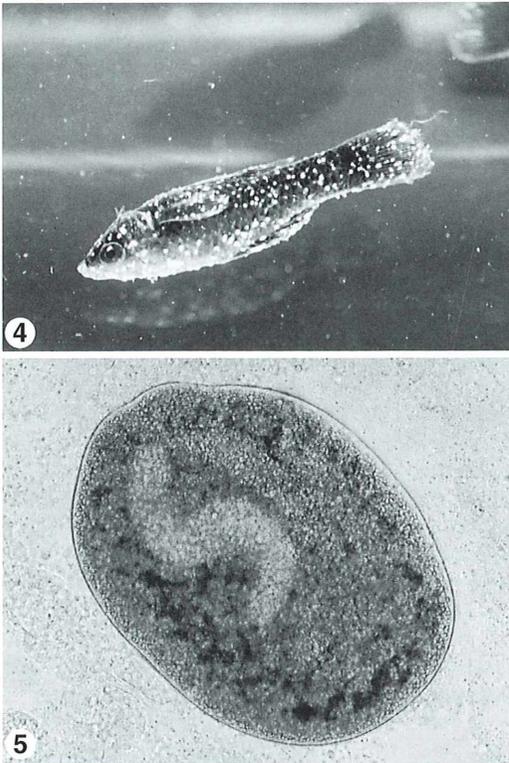
sie auf der Bauchseite sechs freie Geißeln besitzen und dazu auf der Rückenseite zwei freie. Die Vermehrung erfolgt durch Zweiteilung. Oft sind massive Ansammlungen von Flagellaten in den befallenen Organen zu finden. Diese Parasiten ernähren sich durch Aufnahme von Körperflüssigkeiten über ihre Oberfläche. Die Übertragung erfolgt durch orale Aufnahme von über den Kot ausgeschiedenen Cysten, aus denen im Darm des neuen Wirtes zwei Stadien schlüpfen.

Bei manchen Fischen bleibt der Befall ohne Symptome. Empfindliche und ernsthaft erkrankte Exemplare zeigen dagegen Appetitlosigkeit und wirken apathisch. Der Kot solcher Tiere ist weißlich, fadenartig und bleibt lange am After hängen. Massiv befallene Tiere sondern sich ab und sterben an allgemeiner Schwächung.

Für eine sichere Diagnose ist der mikroskopische Nachweis der Flagellaten und der Cysten im Kot notwendig.

### Wimpertierchen

Unter den Wimpertierchen (Ciliophora) nimmt der Erreger der Weißpünktchenkrankheit (*Ichthyophthirius multifiliis*) eine besondere Stellung ein. Der Parasit wird weltweit auf fast allen Süßwasserfischen angetroffen. Er besiedelt den Rumpf, die Flossen und die Kiemen, wobei er entweder in der Schleimschicht sitzt oder in die Epidermis eindringt (Abb. 4). Nie ist er unter der Cutis zu finden. Reife Parasiten erreichen einen Durchmesser von bis zu 1 mm und sind schon mit bloßem Auge zu erkennen. Bei dichtem Befall erscheinen die Fische über und über mit diesem Pünktchen bedeckt (Abb. 5). Der Erreger ernährt sich in der Haut sowohl von Gewebeflüssigkeit und von abgelösten Hautzellfragmenten als auch von ganzen Wirtszellen, die durch rotierende Bewegungen losgelöst werden. Auch wird regelmäßig die Aufnahme von roten Blutkörperchen beobachtet. Besonders auffällig ist bei der mikroskopischen Betrachtung der hufeisenförmige Makronukleus, der ein wichtiges Kriterium für die Art-diagnose ist. In einer Einbuchtung des Makronukleus liegt ein zweiter Kern, der Mikronukleus, der allerdings schwieriger zu erkennen ist. Reife Parasiten verlassen den Fisch, indem sie sich aus der Haut „herausbohren“ und dabei an der Austrittsstelle das Epithel zerreißen.



**Abb. 4:** Black Molly (*Poecilia sphenops* mit zahlreichen *Ichthyophthirius*-Pusteln,  $\times 2$ .

**Abb. 5:** *Ichthyophthirius multifiliis* Trophozoit in der Haut eines Stichlings. Der Makronucleus erscheint hier s-förmig,  $\times 200$ .

Bei einer Wassertemperatur von etwa 22 °C ist das Heranwachsen der Hautstadien (Trophozoiten) in 10–14 Tagen abgeschlossen – bei niedrigerer Temperatur dauert es länger, bei höherer geht es schneller (z. B. bei 27 °C nur 4–5 Tage). Nach Verlassen der Fischhaut encystieren sich die Trophozoiten auf dem Boden in einer gallertartigen Kapsel und beginnen bereits nach einer Stunde mit der Schwärmerbildung. Bei den ersten Teilungsschritten wird das Plasma des Trophozoiten in vier Teile (Quadranten) untergliedert, die nach der Ausscheidung einer eigenen Wand unabhängig voneinander durch Zweiteilung mit der Bildung von Schwärmern beginnen und so über 1000 Schwärmer produzieren. Diese Stadien verlassen die Cyste je nach Wassertemperatur frühestens nach 7 Stunden – meist erst nach 24–48

Stunden über eigene Ausgänge der Quadranten und suchen sich einen Wirt, den sie aber innerhalb von 48 Stunden gefunden haben müssen, um zu überleben. Das Übertragungsstadium sind somit die bewimperten Schwärmer, die ihren Wirt aktiv aufsuchen.

Die namengebenden weißen Pusteln finden sich auf den Flossen und dem gesamten Körper. Bei starkem Befall der Kiemen tritt akute Atemnot auf, begleitet von Fressunlust, Flossenzucken, scheuernde Bewegungen, Schaukeln. Starke Infektionen führen zu schneller Abmagerung und häufig zum Tod, insbesondere bei Jungtieren oder geschwächten älteren Tieren. Welches Tötungspotenzial in einem *Ichthyophthirius*-Befall steckt, zeigen die Befunde, dass im Experiment bereits 50–100 Schwärmer ausreichen, Jungfische in 1–3 Tagen zu töten.

Eine Diagnosemöglichkeit besteht in der mikroskopischen Untersuchung von Hautabstrichen vor dem Auftreten der weißen Pünktchen. Sehr charakteristisch ist der hufeisenförmige Makronucleus, der allerdings bei jungen Stadien oft schwieriger zu erkennen ist.

Stellvertretend für *Ichthyophthirius* tritt bei Meerwasserfischen *Cryptocaryon irritans* auf. Die Symptome sind identisch mit denen bei *I. multifiliis* Befall. Die Hautstadien von *C. irritans* sind durch einen in Form von 4 hellen Bereichen erscheinenden Makronucleus sowie durch die auffallende Anhäufung von hellen Zelleinschlüssen (Nahrungsvakuolen) leicht zu erkennen.

Die weit verbreiteten und gefürchteten Hauttrüber gehören zur Gattung *Chilodonella*, insbesondere *Chilodonella cyprini* hat große Bedeutung erlangt. Die bis zu etwa 70 µm großen Ciliaten erscheinen bei mikroskopischer Betrachtung in einer charakteristischen Herzform und weisen eine unterschiedliche Ober- und Unterseite auf was ihre Bewimperung betrifft. Wie andere Ciliophoren besitzt auch diese Art zwei unterschiedliche Zellkerne. Charakteristisch sind im weiteren zwei große so genannten pulsierende Vakuolen, die zur Regulation des Wassereinstroms dienen, sowie ein ventraler, füllhornartiger Zellmund (Cytopharynx). Mit dieser Bauchseite gleitet der Parasit dicht an der Oberfläche seines Wirtsfisches entlang und ernährt sich von Zellbestandteilen. Die Vermehrung erfolgt auf dem Fisch durch Querteilung, wobei zunächst der Zellmund verdoppelt wird. Der geschlechtliche Prozess verläuft als so ge-

nannte Konjugation. Bei ungünstigen Bedingungen scheiden *Chilodonella*-Arten nach außen eine schützende Wand (= Cyste) ab und können daher auf dem Boden des Aquariums eine längere Zeit überleben. Die Übertragung erfolgt durch Körperkontakt; frei bewegliche Chilodonellen suchen schwimmend ihre Wirte auf. Ein starker Befall tritt wiederum lediglich bei geschwächten Fischen auf. Charakteristisch ist die weißliche Hauttrübung infolge von sekundären Bakterieninfektionen, insbesondere an der Basis der Flossen. Massiver Befall der Kiemen führt zudem zu Atemnot und Scheuern der Kiemendeckel an Steinen etc. Eine starke Infektion führt rasch zum Tode der betroffenen Fische. Zur Diagnose ist eine mikroskopische Untersuchen von Hautabstrichen notwendig.

Neben den oben erwähnten freilebenden Wimpertierchen gibt es auch dauerhaft auf dem Fisch festsitzende Formen, wie *Apiosoma*-, *Epistylis*- und *Carchesium*-Arten (Abb. 6). Sie werden etwa 0,1–1mm lang und sind durch eine kranzförmige Bewimperung am freien Oberende ihres zylindrischen Zellkörpers ausgezeichnet. Sie ernähren sich von Mikroorganismen und organischem Material, das insbesondere auf entzündeten Hautbereichen von Fischen in reichlichem Maß vorhanden ist. Die Vermehrung verläuft über die Entwicklung von Schwärmern, die entweder den alten oder einen neuen Wirt befallen. Eine starke Besiedelung von Haut und Kiemen mit diesen Arten scheint eine Störung im Gasaustausch der Fische nach sich zu ziehen. Bei Massenbefall kommt es daher zu akuter Atemnot, die zum Tode der Fische führen kann. *Apiosoma*-, *Epistylis*- und *Carchesium*-Arten lassen sich mit der Handlupe bzw. im Mikroskop anhand von Hautabstrichen sicher diagnostizieren.

Ebenfalls zu den Wimpertierchen gehören die zahlreichen Arten der Gattungen *Trichodina*, *Trichodinella*, *Tri*- und *Dipartiella*, die dem Aquarianer als Trichodinen bekannt sind (Abb. 7). Es handelt sich hierbei um hütchenförmige, in der Sicht von unten kreisförmige Ciliaten, die durch den Typ des u-förmigen Makronukleus und die Anordnung besonderer Hakenkränze klassifiziert und genau bestimmt werden können. Die Größe der Trichodinen liegt bei etwa 0,05 mm im Durchmesser. Sie vermehren sich durch die übliche Querteilung; geschlechtliche Prozesse erfolgen während der so genannten Konjugation. Diese freibeweglichen Wimperntiere ernähren sich durch die

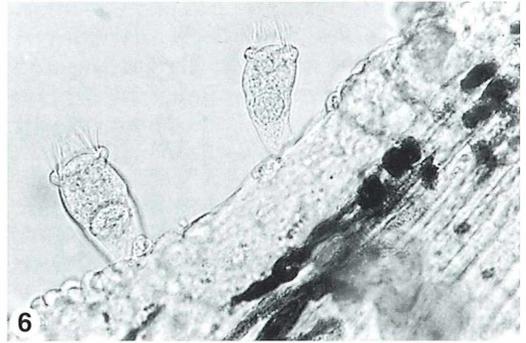


Abb. 6: Zwei *Apiosoma*-Stadien auf der Haut eines Stichlings,  $\times 500$ .

Abb. 7: *Trichodina* sp. auf der Kieme eines Stichlings. Der ventrale Hakenkranz schaut bei dieser Aufnahme von dorsal durch,  $\times 500$ .



Abb. 8: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme von drei Monogeneen der Art *Gyrodactylus arcuatus* auf der Haut eines Stichlings,  $\times 70$ .

**Tabelle 1.** Bekämpfungsmaßnahmen gegen verschiedene Fischparasitosen

Krankheit (Erreger)	Krankheitsbild	Diagnose	Gegenmittel	Dosierung und Anwendung
Neonkrankheit ( <i>Pleistophora hypheosobryconis</i> ; Microsporidia)	Unterbrechung der Zeichnung; Farbveränderung ins Helle	Mikroskopische Inspektion der Muskulatur verendeter Tiere	Auf deutschem Markt kein Mittel zugelassen	–
Beulenkrankheit bei Stichlingen ( <i>Glugea anomala</i> ; Microsporidia)	Beulen von 2–4 mm Durchmesser in der Haut	s. Krankheitsbild (hochcharakteristisch)	Auf deutschem Markt kein Mittel zugelassen	–
Samtkrankheit bei Meeres- und Süßwasserfischen ( <i>Amyloodinium</i> , <i>Piscinoodinium</i> ; Mastigophora)	Schnelle Atmung, Luftschnappen, Hautrötung, starke Schleimabsonderung	Winzige „Pusteln“ auf der Haut; Fische erscheinen im Gegenlicht samtartig überzogen	Kupfersulfat (bei <i>Amyloodinium</i> ) Acriflavin (bei <i>Piscinoodinium</i> )	0,8 mg/l Wasser, 3–10 Tage; Vorsicht: Wirbellose sind extrem empfindlich 10 mg/l Wasser, 2–3 Tage
<i>Hexamita</i> (Mastigophora)	Löcher in der Oberfläche, Abmagerung, Fressunlust; schleimiger, fadenartiger Kot	Mikroskopische Inspektion von Hautschleim bzw. Kot	Metronidazol	5 mg Metronidazol/l Wasser, 3–4 Tage (pH Wasser unter 7 Temperatur unter 28 °C)
<i>Spiroucleus</i> (Mastigophora)	Dunkelfärbung; magere Gestalt, schleimiger Kot	Mikroskopische Inspektion von Hautschleim bzw. Kot	Metronidazol	5 mg Metronidazol/l Wasser, 3–4 Tage (pH Wasser unter 7 Temperatur unter 28 °C)
Weißpünktchenkrankheit bei Süßwasserfischen ( <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> ; Ciliophora)	Weißße Pusteln auf Flossen, Haut und Kiemen; Fressunlust, Scheuern, akute Atemnot	Mikroskopische Inspektion von Hautabstrichen	Malachitgrünoxalat	a) 4 mg Malachitgrünoxalat/100 l, wobei am 3., 5., 7 Tag jeweils die Hälfte der Anfangsdosis nachgegeben wird (jeweils vorher 1/2 Wasserwechsel) b) Tetra-Medica-Flocken
Weißpünktchenkrankheit bei Seewasserfischen ( <i>Cryptocaryon irritans</i> ; Ciliophora)	s.o.	s.o.	Kupfersulfat  Chininhydrochlorid	0,8 mg/l Wasser, 14 Tage; nach Therapie 3/4 Wasserwechsel 1–1,5 g/100 l, Wasserwechsel nach 2–3 Tagen; Wiederholung, bis Erfolg sicher
Hautrötung ( <i>Chilodonella cyprini</i> ; Ciliophora)	Weißliche Stellen, besonders Flossensäume; Atemnot	Mikroskopische Untersuchung von Hautabstrichen	Methylenblau Malachitgrün Acriflavin	0,3–0,5 g/100 l, 5 Tage Dosierung siehe <i>Ichthyophthirius</i> 0,1–1,0 g/100 l, 2–3 Tage

Hautirübung, starke Schleimabsonderung ( <i>Apisoma</i> , <i>Epistylis</i> , <i>Carchesium</i> ; Ciliophora)	Hefige Schleimbildung auf der Oberhaut; Hautbelag; Atemnot	Nachweis der Parasiten bei Betrachtung mit der Handlupe	s. <i>Chilodonella</i>
Hautirübung, Atemnot ( <i>Trichodina</i> -Arten)	Schleimbildung auf der Oberhaut, Atemnot	Mikroskopische Untersuchungen von Abstrichen lebender Fische	s. <i>Chilodonella</i>
Kiemewurmbefall ( <i>Dactylogyrus</i> , <i>Diplozoon</i> , <i>Gyrodactylus</i> ; Monogeneen)	Beschleunigte Atmung, Abspreizung der Kiemendeckel, Schleimabsonderung	Lupeninspektion der Kiemen, evtl. mikroskopische Untersuchung von Kiemenabstrichen	4 mg/l Wasser, 24 h 1–2 mg/l Wasser, 1–2 Tage 1–2 mg/l Wasser, 1–2 Tage
Hautwurmbefall ( <i>Gyrodactylus</i> , <i>Benedenia</i> ; Monogenea)	Scheuern; vermehrte Schleimabsonderung, blutunterlaufene Flächen auf der Haut	Lupeninspektion; mikroskopische Untersuchung von Hautabstrichen	Kiemenswürmer
			Kiemenswürmer

Aufnahme von Bakterien, die insbesondere auf entzündeten Haut- und Kiemenpartien in großem Ausmaß auftreten. In welchem Umfang dieser Parasit größere Verletzungen des Kiemenepithels durch seine ventralen Häkchen oder durch Druckstellen während seiner ständig kreisenden Bewegungen bewirkt, bleibt vorerst ungeklärt. Eine Beteiligung kann jedoch als sicher gelten. Die Übertragung erfolgt durch das aktive Anschwimmen der Wirte. Ein Befall mit wenigen Trichodinen bleibt unbemerkt. Bei genereller Schwächung des Fisches kommt es jedoch zur Massenvermehrung. Voraussetzung ist aber meist eine Massenvermehrung von Bakterien, sodass die Haut dann mit einem milchigen Belag erscheint. Häufig sind auch die Kiemen betroffen. Die Atmung der Fische wird dann behindert, und die Tiere zeigen durch abstehende Kiemendeckel und höhere Atemfrequenz Zeichen der Atemnot. Oft scheuern die Fische die Kiemendeckel am Bodengrund. Infizierte Fische können bei sich weiter verschlechternder Grundkondition infolge von Sekundärinfektionen sterben. Eine sichere Diagnose besteht in der mikroskopischen Untersuchung von Kiemen- und Hautabstrichen lebender Fische (Trichodinen verlassen nämlich tote Fische!).

### Haut- und Kiemenwürmer

Unter den mehrzelligen Fischparasiten nehmen die Haut- und Kiemenwürmer (Monogenea) einen besonderen Platz ein; von allen wurmbedingten Erkrankungen gehen die meisten Todesfälle auf ihr Konto. Die Monogenea gehören zu den Plattwürmern und sind Zwitter. Ihre Verankerung auf dem Fisch bewerkstelligen sie mit einem am Hinterende ihres Körpers gelegenen, oft mit Saugnäpfen und chitinösen Haken bewehrten Halteapparat, dem Opisthaptor. Monogenea können zwischen 0,05 mm bis 2 cm lang werden; die Arten auf Aquarienfischen bewegen sich aber stets im Millimeter-Bereich. Unter ungünstigen Umständen können hunderte von Monogeneen einen einzigen Fische besiedeln. Bemerkenswert an ihrer Entwicklung ist, dass sie sich ohne Generationswechsel direkt über eine schwimmfähige Larve (Oncomiracidium) entwickeln. Diese Oncomiracidien befallen neue Fische und entwickeln sich dann über ein zweites Larvenstadium zum geschlechtsreifen Zwit-

ter. Prinzipiell kann zwischen eierlegenden Arten (z. B. Gattungen *Dactylogyrus*, *Diplozoon*) und lebend gebärenden Arten (z. B. *Gyrodactylus*) unterschieden werden. Die verschiedenen Arten ernähren sich von Hautzellen oder Hautschleim ihre Wirte, andere saugen jedoch Blut- oder Lympfhflüssigkeit.

Die Übertragung erfolgt durch die freischwimmenden, bewimperten Oncomiracidium-Larven, die – oft artspezifisch – ihre Wirtsfische befallen. Eine Übertragung durch Körperkontakt von Fischen mit befallenen Artgenossen ist ebenfalls möglich.

Der Befall mit Haut- und/oder Kiemenwürmern ist eine der häufigsten Todesursachen bei Aquarienfischen. Bei einem Befall der Körperoberfläche wird stets das Hautepithel verletzt, es kommt dann zu Blutungen und oftmals zu bakteriellen Sekundärinfektionen, welche die Fische schwächen. Typische Symptome sind Schreckfärbungen, Apathie, Fressunlust und Gewichtsverluste. Bei einem Befall der Kiemen ist sehr rasch die Atmung beeinträchtigt, was sich in charakteristischen Symptomen wie beschleunigter Ventilation, Abspreizen der Kiemendeckel und Luftschnappen äußert. Da Monogeneen im Allgemeinen wirtsspezifisch sind, können in Becken, die mit mehreren Fischarten besetzt sind, alle Vertreter einer Art sterben, während die anderen Fische unbehelligt bleiben. Eine Ausnahme machen Vertreter der Gattung *Benedenia*, die bei zahlreichen Seewasserrischarten parasitieren und somit auch gemischte Bestände vernichten können. Zum Nachweis dient am besten eine Lupeninspektion der Haut bzw. der Kieme bei betäubten Tieren. Auch kann eine mikroskopische Durchmusterung von Schleimhautabstrichen zum Ergebnis führen.

### Therapeutische Maßnahmen

Die Tabelle 1 enthält eine Übersicht der häufigsten Fischparasiten, der spezifischen Krankheitsbilder, ihre Diagnose und die aktuelle Therapie. Zu einer erfolgreichen Behandlung ist aber die exakte Diagnose der Parasiten unerlässlich. Bei Einsatz von Therapeutika müssen die Dosierungsangaben und die Zeiten eingehalten werden. Allgemein gilt, dass Medikamente nie prophylaktisch verabreicht werden sollten, da sonst Resistenzen gezüchtet werden. Ebenso sollten die Warn- und Entsorgungshinweise der Hersteller unbedingt beachtet werden.

### Glossar

Amöboidkeim: Geschütztes, ein- oder zweikerniges Stadium im Innern der Spore von Microsporidien. Dieses Stadium verlässt bei der Infektion die Spore und lässt eine Hülle zurück.

Ciliophora: Wimpertierchen: hoch entwickelte Einzeller mit charakteristischen Gruppenmerkmalen: Besitz von zwei Kernen, Ausbildung einer mehrschichtigen Zellbegrenzung, Zellkörper mit Wimpern ausgestattet. Die Zellteilung verläuft als Querteilung.

Cutis: Unterhaut, mit bindegewebiger Struktur.

Cyste: Dauerstadium, das von einer schützenden Wand umgeben ist.

Dinoflagellata: Panzergeißeltierchen: ihr Zellkörper ist von Celluloseplatten bedeckt.

Epidermis: Oberhaut; stets mehrschichtig, sie liegt über der dickeren, bindegewebigen Unterhaut.

Epithel: Bei Wirbeltieren mehrschichtige Zellenlagen, die die äußere Oberfläche oder innere Hohlräume begrenzen.

Konjugation: Vorübergehende Vereinigung zweier Ciliaten, wobei gegenseitig Kerne ausgetauscht werden, sodass nach erfolgter Trennung die Kerne der Partner neu kombiniertes Erbmaterial besitzen.

Makronukleus: Einer der beiden Zellkerne der Ciliaten, auch somatischer Kern genannt; er steuert den Stoffwechsel der Zelle.

Mastigophora: Flagellata = Geißeltierchen, sie besitzen eine oder mehrere Geißeln. Die Zellteilung ist im typischen Fall eine Längsteilung.

Microsporidien: Sporentierchen: sie besitzen als übertragungsfähige Stadien einzellige Sporen, die einen einzigen hohlen Polfaden enthalten. Die reifen Sporen messen oft nur wenige Mikrometer.

Mikronukleus: Der zweite Zellkern der Ciliaten, der generative Kern.

Nahrungsvakuolen: Abgeschlossene Bereiche im Inneren einer Zellen, in denen die Verdauung abläuft.

Oncomiracidium: Mit Wimpern und Augenflecken versehene Larve der Monogeneen: auch sie besitzt am Hinterende schon einen mit Haken bewehrten Haftapparat.

Osmoregulation: Regulationsvorgänge, welche dem passiven Wasserein- und -austritt in der Zelle entgegenwirken und so das Gefälle zwischen Innen- und Außenmilieu erhalten.

Spore: Bei den Microsporidien das infektiöse Stadium, das von einer zweischichtigen, stabilen Wand umgeben ist.

Sporonten: Stadien der Microsporidien, die sich zu den infektiösen Sporen entwickeln.

Trophozoit: Parasitisches Stadium, welches über Nahrungsaufnahme heranwächst, bevor der nächste Entwicklungsschritt vollzogen wird.

**Literaturhinweise**

- Amlacher, E.: Taschenbuch der Fischkrankheiten – Grundlagen der Fischpathologie. G. Fischer, 6. Auflage, Stuttgart 1992.
- Bassleer, G.: Colourguide of freshwater fish diseases. Bassleer Biofish, Westmeerbeek, Belgien 1997.
- Mehlhorn, H.: Grundriß der Zoologie, 2. Aufl. UTB 1521, G. Fischer, Stuttgart 1995.
- Mehlhorn, H., Piekarski, G.: Grundriß der Parasitenkunde. G. Fischer, 5. Aufl., Stuttgart 1998.
- Mehlhorn, H., Düwel, D., Raether, W.: Diagnose und Therapie der Parasitosen von Haus-, Nutz- und Heimtieren. G. Fischer, 2. Aufl., 1993.

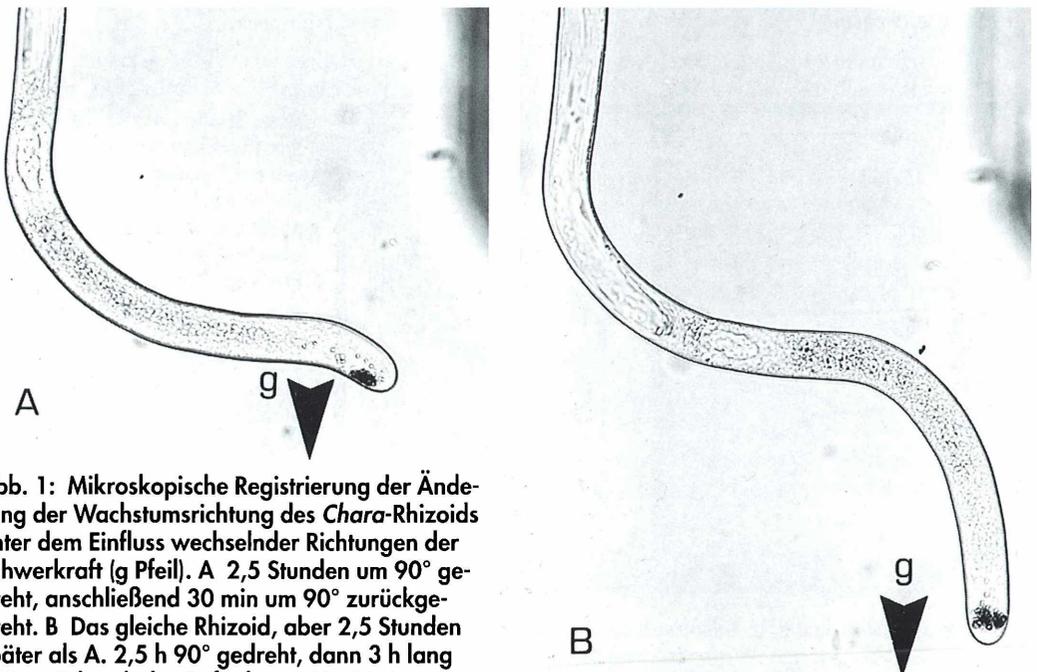
- Mehlhorn, H., Mehlhorn, B., Schmahl, G.: Gesundheit für Zierfische – Parasiten erkennen und bekämpfen. G. Fischer, 1992.
- Reichenbach-Klinke, H.H.: Krankheiten und Schädigungen der Fische. G. Fischer, 2. Aufl., 1980.
- Untergasser, D.: Krankheiten der Aquarienfische. Kosmos Verlag, Stuttgart 1989.

*Verfasser:* Priv.-Doz. Dr. Günter Schmahl, Dr. Jürgen Schmidt und Prof. Dr. Heinz Mehlhorn, Institut für Morphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich Heine Universität, Universitätsstr. 1, D - 40225 Düsseldorf

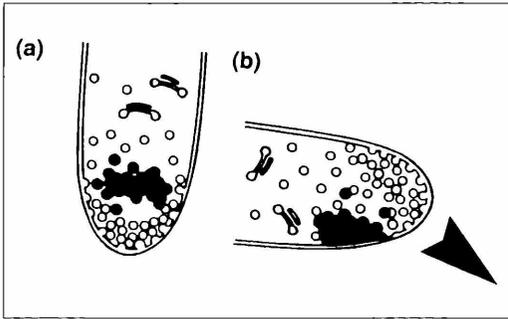
**Kurze Mitteilung****Wahrnehmung der Schwerkraft bei Zellen mit Spitzenwachstum**

Viele Pflanzen lassen ihre Organe (z. B. Wurzelspitzen, Rhizoide von Moosen und Farnen) in Richtung auf den Erdmittelpunkt wachsen (positiver Geotropismus); andere Organe (z. B. Sprossachsen, Fruchtkörper von Pilzen, die Protonemata von Armeleuchteralgen) reagieren negativ geotropisch, ihr Wachstum ist weg vom Erdmittelpunkt ausgerichtet. Für das Studium des positiven Geotropismus sind die Rhizoide der Armeleuchteralge (*Chara*) besonders geeignet. Die Perzeption der Schwerkraft scheint durch die Anwesenheit von spezifisch

schweren Teilchen, den sogenannten Statolithen, im Cytoplasma vermittelt zu sein. Sie sind in der Spitzenregion der Rhizoide und der Protonemata mikroskopisch sichtbar (Abb. 1). Im Falle von *Chara* handelt es sich bei den Statolithen um ca. 50 Bariumsulfat-Körnchen je Fadenspitze. Da die Wahrnehmung der Schwerkraft (Graviperzeption) und die Antwort auf den Schwerkraftreiz (Graviresponse) in der gleichen Zellen stattfinden, wird der Vorgang nicht durch Signalübertragung von Zelle zu Zelle kompliziert. Bei Einwirkung der



**Abb. 1:** Mikroskopische Registrierung der Änderung der Wachstumsrichtung des *Chara*-Rhizoids unter dem Einfluss wechselnder Richtungen der Schwerkraft (g Pfeil). A 2,5 Stunden um 90° gedreht, anschließend 30 min um 90° zurückgedreht. B Das gleiche Rhizoid, aber 2,5 Stunden später als A. 2,5 h 90° gedreht, dann 3 h lang 90° zurückgedreht. Aufnahmen: Dr. M. Braun.



**Abb. 2:** Schema der Reaktion des *Chara*-Rhizoids auf Schwerkraft.

(a) Bei positiv geotropischem Wachstum liegen die sezernierten Golgi-Vesikel (offene Kreise), die das Material für den Aufbau der Wand liefern, an der apikalen Spitze der Zelle.

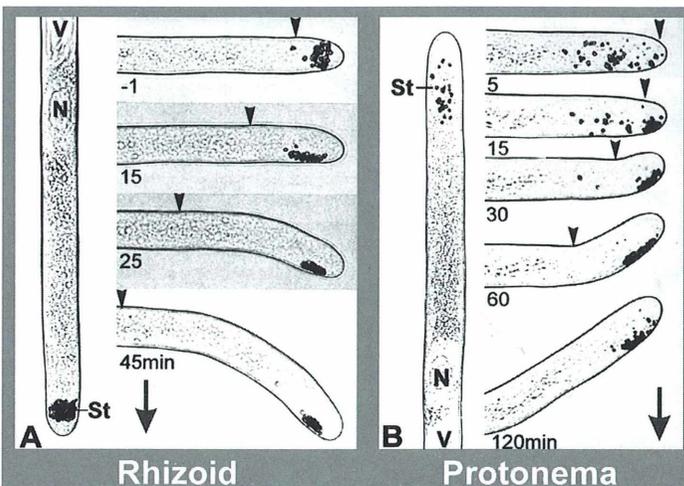
(b) Bei der Gravistimulation verlagern sich die Statolithen (schwarze Punkte) nach unten und verdrängen die Vesikel, sodass es zu deren Anhäufung an der oberen Seite der Fadenspitze kommt. Dies hat zur Folge, dass an der Unterkante das lokale Wachstum reduziert wird, da die Statolithen die Exocytose hemmen. An der Oberkante kommt es zu einer Anhäufung der Vesikel, sodass dort das Wachstum einseitig verstärkt wird. Das Resultat ist ein Wachstum nach unten: eine gravitropische Krümmung (Pfeil) (nach Sievers *et al.*, 1996, verändert).

Schwerkraft fallen die Statolithen nicht einfach im Cytosol nach unten, sondern ihre Positionierung wird durch eine Wechselwirkung mit dem Zellskelett bestimmt. Dies kann gezeigt werden durch die Einwirkung von Cytochalasin, einem Pilztoxin, das den vom Actinomyosin abhängigen Transport in einer Konzentration von 10–20  $\mu\text{M}$  hemmt, wodurch die Actin-Abhängigkeit des Statolithentransportes bei *Chara* demonstriert ist. Bei Schwerkraftstimulation (Zentrifugation) der Rhizoide werden die für den Zellaufbau notwendigen Organellen (Dictyosomen, Golgi-Vesikel) durch die sedimentierenden Statolithen an der Unterseite verdrängt und an der Oberseite der Zelle angehäuft (Abb. 2). Dadurch wird dort ein verstärktes Wachstum erreicht, das zu positivem Gravotropismus führt. Hingegen wird bei der Schwerkraftstimulation von Protone-mafäden, die im Dunkel aufgezogen negativ geotropisch reagieren, ein Transport von Statolithen zur Fadenspitze entlang der Zellachse (Abb. 3) beobachtet.

Hodick, D., Buche, B., Sievers, A.: Statolith positioning by microfilaments in *Chara* rhizoids and protonemata. *Advances in Space Research* 21, 1183–1189 (1998).

Sievers, A., Buchen, B., Hodick, D.: Gravity sensing in tip-growing cells. *Trends in Plant Science* 1, 273–279 (1996).

H. F. Linskens, Nijmegen



**Abb. 3:** Die positive Reaktion (A) von Rhizoiden von *Chara foetida* auf die Schwerkraft, und die negative Reaktion (B) des Protone-mas von *Chara fragilis*. Alle Beobachtungen am Horizontalmikroskop. Die Reaktionen der Fadenspitze nach horizontaler Lagerung wird jeweils durch einen kleinen Pfeil angegeben. Der Zeitverlauf der Umlagerung der Statolithen (schwarze Körnchen) ist jeweils rechts von dem vertikalen Rhizoid bzw. Protone-ma angegeben. Die gravitropische Reaktion beginnt im Rhizoid nach 15 min, beim Protone-ma nach etwa 30 min sichtbar zu werden.

Abkürzungen: V Vakuole, N Zellkern, S Statolithen; großer Pfeil deutet die Wirkungsrichtung der Schwerkraft an. Die Abbildungen wurden freundlicherweise von Professor Dr. Andreas Sievers (Botanisches Institut der Universität Bonn) überlassen.

## Pilze unter sich, oder Der unverträgliche Champignon

Claudius K. Stumm und Huub J.M. Op den Camp

Im natürlichen Biotop, z. B. in der Erde einer Pferdekoppel, wächst der Champignon (*Agaricus bisporus*) als einer unter vielen coprophilen (dungliebenden) Pilzen. Der gewerbsmäßige Züchter kultiviert Champignons in einem Gemisch von Pferdemist und Stroh („Kompost“). Bei der Kompostbereitung tritt eine Fermentierungsphase auf mit einer Selbsterhitzung bis zu 80 °C. Hierbei gehen die meisten unerwünschten Pilze und Bakterien zugrunde, und es entsteht so ein nahezu keimfreies Substrat für die Champignonkultur. Zu den wenigen Mikroorganismen, welche die Selbsterhitzung überstehen, gehört der Schimmelpilz *Scytalidium thermophilum*. Dieser Organismus steht in einer besonderen Beziehung zum Champignon, über die hier berichtet werden soll. Da eine solche Untersuchung nicht nur interessante Einblicke in die Ökologie von Mikroorganismen verspricht, sondern auch mit einfachen Mitteln auszuführen ist, wollen wir sie auch den Lesern des MIKROKOSMOS vorstellen.

W  
 on *Scytalidium thermophilum* wissen die Züchter, dass seine Anwesenheit keineswegs schädlich ist, sondern das Gedeihen von *Agaricus bisporus* sogar fördert, wobei *S. thermophilum* selbst offenbar verdrängt wird. Während des Wachstums im Kompost beeinflussen sich also die beiden Pilze gegenseitig, und wir wollten herausfinden, wie sich diese Wechselwirkung manifestiert und ob sie sich auch mikroskopisch sichtbar machen ließe. Dazu müsste man *A. bisporus* und *S. thermophilum* zusammen auf Nähragar wachsen lassen, der ja gegenüber Kompost den Vorteil der Transparenz hat.

### Wie wächst ein Pilz?

Zum Verständnis des Folgenden sei daran erinnert, dass sich viele Pilze in zwei Lebensformen präsentieren, und zwar einerseits als Pilz der Alltagsprache (z. B. Fliegenpilz, Champignon), andererseits als Mycelium, das als Geflecht von feinen Fäden (Hyphen) das Substrat durchwächst. Der Champignon, den der Züchter erntet, ist der Fruchtkörper (generative Teil) des Pilzes, während das Mycelium den vegetativen Teil darstellt. Die Sporen, die an den Lamellen der Hut-Unterseite entstehen (nach sexueller Kernverschmelzung und Reduktions-

teilung), wachsen auf einem geeigneten Substrat zu neuen Mycelien aus. Diejenigen Pilze, die keine Fruchtkörper formen, bilden Sporen z. B. an den Hyphen, zu ihnen gehört auch *Scytalidium thermophilum*.

Im Laboratorium werden Pilze, sofern sie überhaupt zu kultivieren sind, meist durch Übertragen von Myceliumteilen auf frische, sterilisierte Nährböden in Petrischalen vermehrt (Reinkulturen). Der Champignonzüchter impft den Kompost, der auf Stellagen ausgebreitet ist, mit Gerstenkörnern, die mit *A. bisporus*-Mycelium bewachsen sind. Sowohl in den Petrischalen als auch auf den Kompostbeeten wachsen von den Impfstellen aus die Pilzhypen in das Substrat und bilden dort neue Mycelien.

### Die Experimente

Auf großen Petrischalen (Ø 14 cm) mit Kompostextrakt-Agar (Zusammensetzung: 75g zerbröselter Kompost in 1 l Wasser 15 Min bei 121 °C extrahieren (Autoklav), Extrakt filtrieren, verdünnen 1+3 mit Wasser + 1,5 % Agarpulver, 10 mM Glucose, 2 mM NH<sub>4</sub>Cl, 2 mM KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, 5 mM MES-Puffer, pH 7,0) wurden im Abstand von ca. 10 cm Agarblöckchen mit Hyphen von *A. bisporus* und *S. thermophilum*

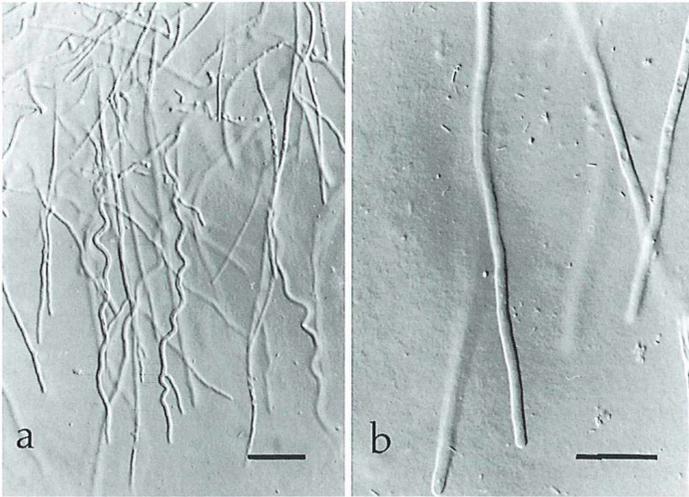


Abb. 1a, b: *Agaricus bisporus*, Übersicht (a) und Detail (b) vom Rand eines Myceliums mit wachsenden Hyphen. Einzel- und Mischkultur sind nicht zu unterscheiden. DIK; Balken a = 50  $\mu$ m, b = 25  $\mu$ m.

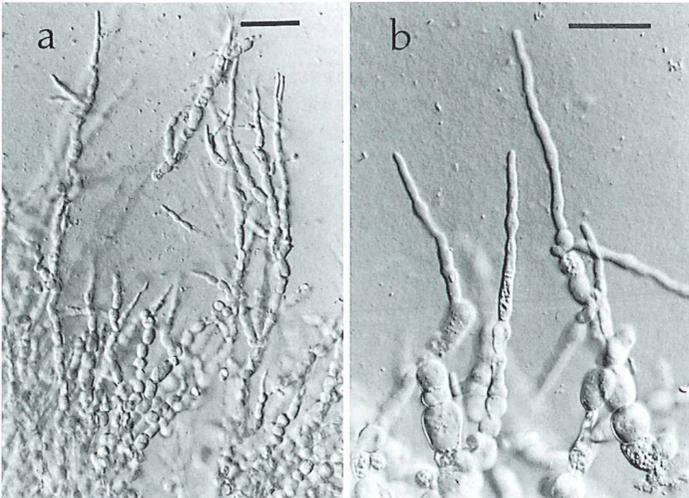


Abb. 2a, b: *Scytalidium thermophilum*, Übersicht (a) und Detail (b) vom Rand eines Myceliums mit wachsenden Hyphen aus Einzelkultur. DIK; Vergrößerung siehe Abbildung 1.

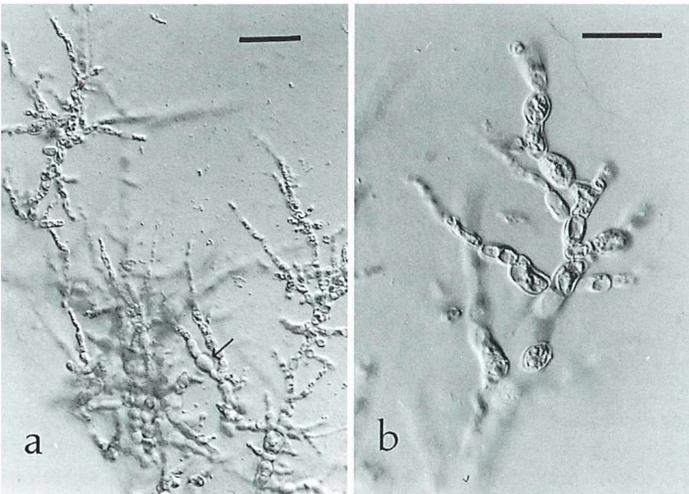


Abb. 3a, b: *Scytalidium thermophilum*-Hyphen aus der Kontaktzone einer Mischkultur mit Schädigung der Zellen; bei (→) eine Zelle oder unreife Spore, die offenbar überlebt hat. DIK; Vergrößerung siehe Abbildung 1.

aufgebracht. Bei 24 °C entwickelten sich daraus nach wenigen Tagen zwei kreisrunde Mycelien, die auf dem gemeinsamen Substrat aufeinander zuwuchsen. Zum Zeitpunkt des Kontakts der beiden Mycelien schnitten wir aus der Kontaktzone mit einem Skalpell dünne Agarscheibchen aus, welche Hyphen des jeweiligen Pilzes enthielten. Die Agarscheibchen wurden auf Objektträger gebracht und mit dem Deckglas behutsam (um Anordnung und Struktur der Hyphen nicht zu zerstören) flachgedrückt (nicht gequetscht!). Dieselben Präparate machten wir mit Mycelien aus Einzelkulturen (Kontrolle). Die auf diese Weise hergestellten Lebendpräparate waren so dünn, dass sie auch Beobachtung mit starker Vergrößerung zuließen (Phako und DIK).

Zunächst der Befund bei *A. bisporus*: Hier zeigten sich keine Unterschiede zwischen Misch- und Einzelkultur, die Hyphen waren wenig verzweigt, schlauchförmig und gleichmäßig dick (Abb. 1a, b). *S. thermophilum* bot dagegen ein ganz anderes Bild, und hier gab es auch Unterschiede zwischen Einzel- und Mischkultur. Die Hyphen aus Einzelkulturen waren stark verzweigt und bestanden aus Reihen von blasig aufgetriebenen, kurzen Zellen. Die dünnen Hyphenspitzen sowie die nachfolgenden Zellen waren prall mit Cytoplasma gefüllt (Abb. 2a, b). Bei den Mischkulturen waren dagegen die Hyphen aus der Kontaktzone deutlich atypisch, bereits bei schwacher Vergrößerung wirkten sie wegen der verringerten Lichtbeugung durchaus verwüstet. Das Cytoplasma der meisten Hyphenzellen war von der Zellwand abgelöst, kollabiert und zerklüftet (Abb. 3a, b). Während des Wachstums hatte das *A. bisporus*-Mycelium vermutlich einen Stoff ausgeschieden, der bei *S. thermophilum* tiefgreifende Veränderungen (offenbar Schädigungen) verursacht hatte.

Wir wollten nun prüfen, ob die beobachteten Veränderungen durch einen direkten Kontakt mit den Hyphen des Champignon-Myceliums zustande kamen und ob die mikroskopisch sichtbaren Beschädigungen auch tatsächlich eine Vitalitätsverringering für *S. thermophilum* bedeuteten.

Zunächst legten wir auf eine Petrischale mit Hefeextrakt (4 g/l)-Glucose (10 g/l)-Agar eine sterile Cellophanfolie und ließen darauf ein *A. bisporus*-Mycelium heranwachsen (die Folie ist durchlässig für Wasser, Salze und kleine organische Verbindungen, aber nicht für Pilzhy-

phen). Die Folie wurde danach abgenommen und, mit dem *A. bisporus*-Mycelium nach oben, auf eine Petrischale mit einem gleichgroßen *S. thermophilum*-Mycelium gelegt. Nach 24 Std. zogen wir die Folie ab und untersuchten das *S. thermophilum*-Mycelium mikroskopisch: Auch hier das Bild starker Schädigung, ganz wie bei *S. thermophilum* aus Mischkulturen! Besonders eindrucksvoll war der „*Agaricus*-Effekt“ an den Hyphenspitzen zu beobachten, hier war das sonst nahezu homogene Cytoplasma durchsetzt mit Granula und kleinen Vakuolen (Abb. 4). Die starke Brown'sche Bewegung der granulären Partikel war ein Hinweis auf eine verringerte Viskosität des Zellinhalts nach Zerstörung der Zellmembran.

Das Ergebnis des Experiments war eindeutig: Zur Schädigung des *S. thermophilum*-Myceliums bedarf es keines direkten Hyphenkontaktes, sondern der Schadstoff diffundiert durch das Substrat. Dass nicht etwa die Bedeckung mit Cellophanfolie Ursache der Schädigung war, zeigten Hyphen aus einem *S. thermophilum*-Mycelium, das wir als Kontrolle mit einer „nackten“ Folie bedeckt hatten. Hier gab es das gewohnte Bild von normalen Pilzhyphen mit vergleichsweise homogenem In-

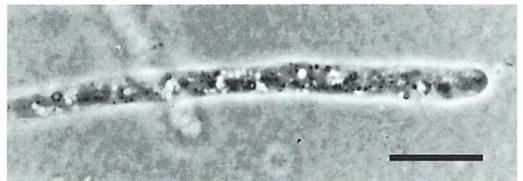


Abb. 4: *Scytalidium thermophilum*, Hyphenspitze nach 24 Std. Bedeckung mit Cellophanfolie plus *Agaricus bisporus*-Mycelium; starke Vakuolisierung des Cytoplasmas. Phako; Balken = 10 µm.

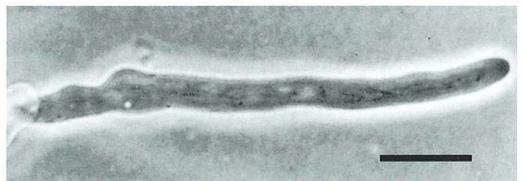


Abb. 5: *Scytalidium thermophilum*-Hyphenspitze nach 24 Std. Bedeckung mit Cellophanfolie (Kontrolle); Cytoplasma zeigt normale Struktur, Mitochondrien sichtbar. Phako; Balken = 10 µm.

halt. Bei sorgfältiger Phaco-Einstellung konnte man sogar die für wachsende Hyphenspitzen charakteristischen fadenförmigen Mitochondrien beobachten (Abb. 5).

Die Vitalität von *S. thermophilum* (im Sinne von Regenerationvermögen) testeten wir mit den Mycelien, die 24 Std. mit Folie bedeckt waren (mit und ohne *A. bisporus*). Aus dem Gebiet der Wachstumsfront, wo sich normalerweise die meisten regenerationsfähigen Hyphen befinden, schnitten wir Agarblöckchen aus, die als Impfmateriale in noch flüssigen Hefextrakt-Glucose-Agar gebracht wurden (durch das Einlegen in gerade noch flüssigen, 45 °C-warmen Agar verschwinden die störenden Luft-Agar-Grenzflächen, und die Hyphen in und an den Blöckchen werden deutlich sichtbar). Nach dem Überimpfen beginnt normalerweise jede Hyphe zu wachsen und sich zu verzweigen, so dass in kurzer Zeit ein dichter Rasen von jun-

gen Mycelien entsteht. Dies war erwartungsgemäß der Fall bei den Überimpfungen aus *S. thermophilum*-Mycelium, das mit „nackter“ Folie bedeckt gewesen war (Abb. 6). In den Überimpfungen aus Mycelium, bedeckt mit Folie plus *A. bisporus*, hatten sich dagegen in der Masse von toten Hyphen nur einzelne kleine Mycelien gebildet. Das zeigt, dass nur ein Bruchteil der *S. thermophilum*-Hyphen die 24-stündige Einwirkung von *A. bisporus* überlebt hatte und regenerieren konnte (Abb. 7). Wenn wir die Bedeckung mit Folie plus *A. bisporus* auf 7 Tage ausdehnten, gelang es nicht mehr, Mycelien aus dem Impfmateriale zu gewinnen, das heißt, die Anzahl der regenerationsfähigen Hyphen war dann auf null gesunken.

Diese Experimenten zeigen, dass der Eindruck einer weitgehenden Schädigung von *S. thermophilum*, den die mikroskopischen Bilder vermittelten, richtig war.

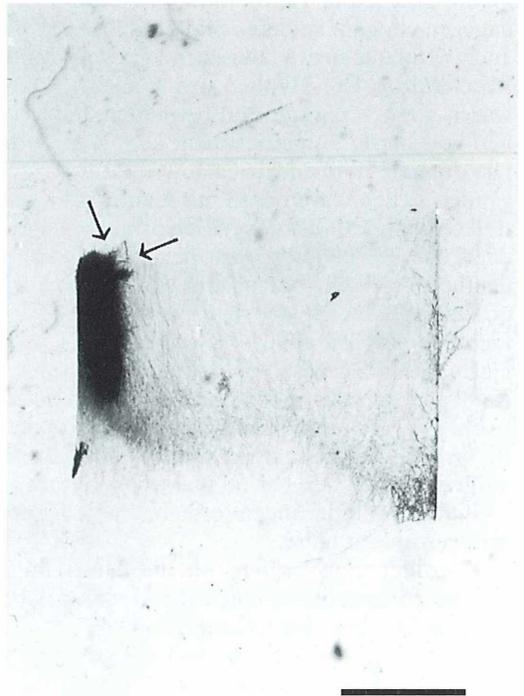
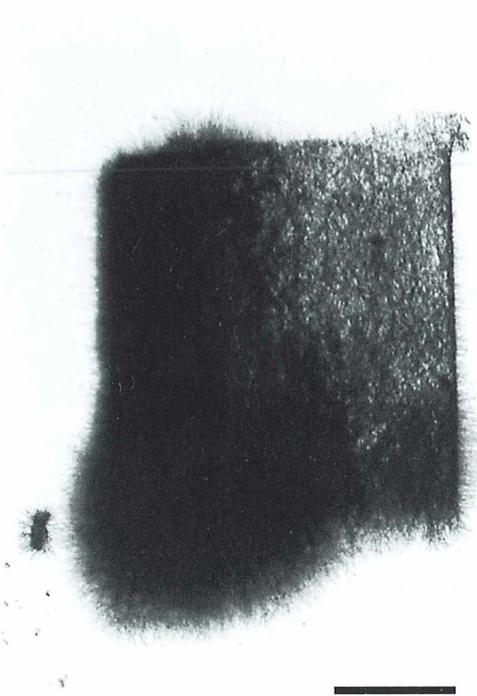


Abb. 6: Agarblöckchen, pelzartig bewachsen mit *Scytalidium thermophilum*-Hyphen. Das Blöckchen stammt aus einem Mycelium, das 24 Std. mit Cellophanfolie bedeckt war, 2 Tage nach Einlegen in Agar (Kontrolle). Hellfeld, starke Abblendung. Balken = 1 mm.

Abb. 7: Agarblöckchen mit einzelnen kleinen *Scytalidium thermophilum*-Mycelien (←) und zahlreichen toten Hyphen. Das Ausgangsmycelium war 24 Std. mit Folie und *Agaricus bisporus* bedeckt gewesen, sonst alles wie bei Abbildung 6.

Bei den eingangs beschriebenen Mischkulturen machten wir noch eine weitere interessante Beobachtung. Die beiden Mycelien waren bis zum Zeitpunkt der Begegnung annähernd gleichmäßig radial gewachsen. Bei Weiterkultur veränderte das *A. bisporus*-Mycelium seine Form; es bildete, von der Kontaktzone ausge-

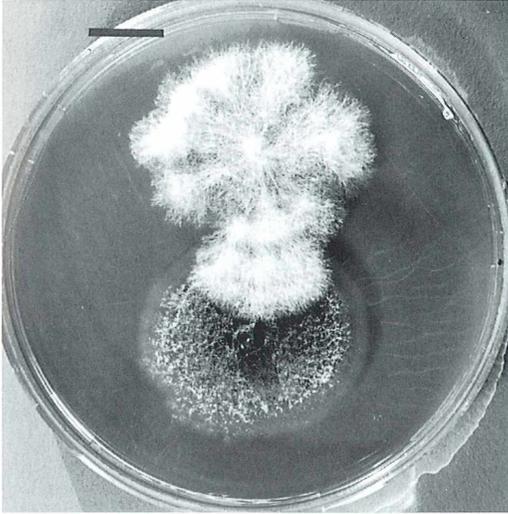


Abb. 8: Petrischale mit Mischkultur von *Agaricus bisporus* (oben) und *Scytalidium thermophilum* nach 15 Tagen bei 24 °C. Mit einem schneller wachsenden Sektor durchwuchert *Agaricus bisporus* das *Scytalidium thermophilum*-Mycelium. Balken = 2 cm.

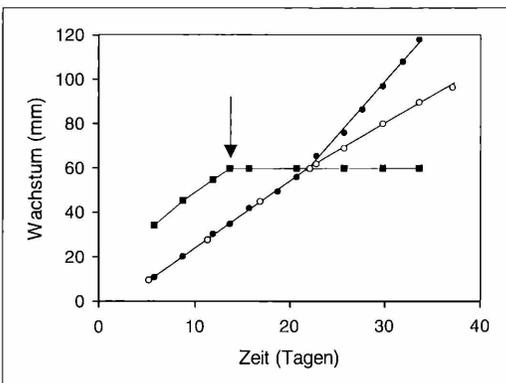


Abb. 9: Wachstum von *Agaricus bisporus* (●) und *Scytalidium thermophilum* (■) in Mischkultur. Bei (↓) erfolgte der Kontakt der beiden Mycelien. (○) = *Agaricus bisporus* in Einzelkultur.

hend, einen breiten Sektor über das *S. thermophilum*-Mycelium hin (Abb. 8). Das Letztere bewirkte also eine beträchtliche Wachstumsstimulierung für *A. bisporus* (Abb. 9). Ein Präparat aus dem Überwachungsgebiet zeigte deutlich die lebenden, schlauchförmigen Hyphen von *A. bisporus* zusammen mit offensichtlich toten Sporen und Hyphen von *S. thermophilum* (Abb. 10). Nach einer Erklärung für die beschriebene Wachstumförderung durch (und gleichzeitige Schädigung von) *S. thermophilum* haben wir nicht gesucht, da dies den Rahmen der Untersuchung gesprengt hätte.

Wie in der Einleitung erwähnt, ging es darum, das Verhalten der beiden Pilze in der Mischkultur zu untersuchen: In welche Beziehung würden sie zueinander treten, wenn sie in einer gemeinsamen Petrischale wachsen? Grundsätzlich kommen drei Möglichkeiten in Betracht



Abb. 10: *Agaricus bisporus*-Hyphen durchwachsen ein *Scytalidium thermophilum*-Mycelium. —>> = *Agaricus bisporus*-Hyphen mit normalem Cytoplasma (vgl. Abb. 1), ↓ = *Scytalidium thermophilum*-Sporen mit koagulierte Inhalt; DIK; Balken = 25 µm.

(Gooday, 1988): Die Beziehungen können a) mutualistisch (vorteilhaft für beide Partner), b) neutralistisch (weder vorteilhaft noch nachteilig für beide Partner) oder c) antagonistisch (nachteilig für einen oder beide Partner) sein. Bei antagonistischen Beziehungen kann man noch weiter unterscheiden zwischen Konkurrenz (beide Partner gebrauchen dieselben Nährstoffe, daher geringeres Wachstum) und Amensalismus (Unterdrückung eines Partners durch den anderen mittels Toxin(en); von lat. *mensa* = Tisch, Nicht-Tischgemeinschaft). Die hier dokumentierte Schädigung von *S. thermophilum* durch *A. bisporus* ist also ein gutes Beispiel für Amensalismus. Dass in unserem Fall der unverträgliche Partner mit der Schädigung des anderen noch einen zusätzlichen Vorteil gewinnt, macht die Beziehung zwischen den beiden Pilzen erst recht kompliziert. Über die Art der Gift- bzw. Stimulationsstoffe, welche die beschriebene Effekte bewirken, ist noch nichts (Sicheres) bekannt – wir dürfen neugierig sein! Leser, die selbst experimentieren wollen, können Reinkulturen von *A. bisporus* und *S. thermophilum* (und vielen anderen Pilzen) beziehen bei: Centraal Bureau voor Schimmelcultures, Postbus 273, NL-3740 AB Baarn, Niederlande.

#### Literaturhinweise

Alexander, M.: Microbial Ecology, John Wiley, London 1971.

Gooday, G.W.: The potential of the microbial cell and its interactions with other cells. In: Lynch, J.M. Hobbie, J.E. (eds.): Microorganisms in action: Concepts and applications in microbial ecology. Blackwell Scientific Publications, Oxford 1988.

Harder, R.: Über das Verhalten von Basidiomyceten und Ascomyceten in Mischkulturen. Naturwissenschaftliche Zeitschrift für Forst- und Landwirtschaft 9, 129–160 (1911).

Op den Camp, H.J.M., Stumm, C.K., Straatsma, G., Derikx, P.J.L., van Griensven, L.J.L.D. Hyphal and mycelial interactions between *Agaricus bisporus* and *Scytalidium thermophilum* on agar media. Microbial Ecology 19, 303–309 (1990).

Rayner, A.D.M., Webber, J.F.: Interspecific mycelial interactions an overview. In: Jennings, D.H., Rayner, A.D.M. (eds.): The ecology and physiology of the fungal mycelium. Cambridge University Press, Cambridge (1984).

Straatsma, G., Gerrits, J.P.G., Augustijn, M.P.A.M., Op den Camp, H.J.M., Vogels, G.D., van Griensven, L.J.L.D. Population dynamics of *Scytalidium thermophilum* in mushroom compost and stimulatory effects on growth rate and yield of *Agaricus bisporus*. J. Gen. Microbiol. 135, 751–759 (1989).

Verfasser: Dr. Claudius K. Stumm, P. Schelstraeteweg 29, NL-6525 SZ Nijmegen, Niederlande, und Dr. Huub J.M. Op den Camp, Department of Microbiology and Evolutionary Biology, Faculty of Science, University of Nijmegen, Toernooiveld 1, NL-6525 ED Nijmegen, Niederlande

## Hinterlassen Sie...



Falls Sie sonst noch etwas zu vererben haben, fordern Sie unsere Broschüre an.



## Nachricht

### Limnologie und Mikroskopie am Bodensee Eine Kurswoche in Bodman



Abb. 1: Die Teilnehmer der Bodman-Woche 1999.

Vom 26. September bis 3. Oktober 1999 trafen sich 28 Planktoner in Bodman im Hause „Greth“ des Bundes Deutscher Baumeister (Abb. 1), um unter der Leitung von Dr. Heinz Streble, von der Universität Hohenheim, ihrem Hobby zu frönen.

Neben der Untersuchung von Bodensee-Plankton tags und nachts sowie Fluss-, Seen- und Moor-Plankton galt ein Besuch der Bodensee-Wasserversorgung auf dem Sipplingerberg, wo wir das aus einer Tiefe von 60 m gefasste Bodenseewasser untersuchen durften. Einen Vormittag verbrachten wir im Institut für Seenforschung in Langenargen, wo uns Herr Dr. Güde interessante Einblicke in die breitgefächerte Arbeit des Institutes gab. Eine Sternstunde erlebten wir in der Vogelwarte Radolfzell, wo uns Herr Prof. Berthold während 90 Minuten humorvoll über den Aufbau der Station, über Beringung und den Vogelzug erzählte. Obwohl wir den Ausführungen des profunden Kenners stehenderweise folgen mussten, hätten wir ihm noch lange zugehört.

Ein Höhepunkt der diesjährigen Planktonuntersuchungen: *Ceratium hirundinella* teilt sich nächtens zwischen zwei und fünf Uhr; auf Video konnte der komplette Teilungsvorgang festgehalten werden.

Wir hatten uns dieses Jahr vorgenommen, den Chemismus von zwei der untersuchten Seen näher zu bestimmen, und wählten dazu den Mindel- und den Schleinsee. Wir benutzten dazu den Messkoffer der Firma M. Griesinger Labortechnik, D-73230 Kirchheim/Teck: Analysenkoffer VISOCOLOR ECO.

#### Der Mindelsee (Abb. 2)

Entstehung/Seetyp: glazial überformtes Becken, Drumlinsee  
Höhe: 405 m ü NN

Oberfläche: 1,023 km<sup>2</sup>  
Volumen: 8,74 × 10<sup>6</sup> m<sup>3</sup>  
Tiefe max: 13,5 m, mittl. 8,5 m  
Einzugsgebiet: 25,43 km<sup>2</sup>  
Erneuerungszeit: 1,3 Jahre  
Uferlänge: 5,2 km

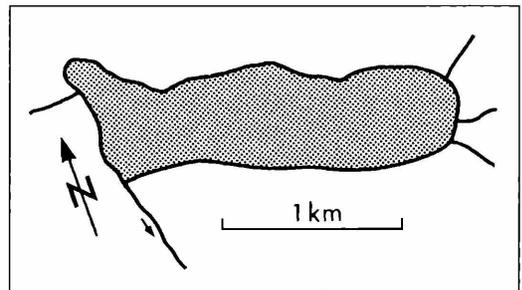


Abb. 2: Der Mindelsee.

Einzugsgebiet: Es liegt auf einem Molasserücken mit einer Decke aus Gletscherschottern, die zu Drumlins geformt sind. Das Gebiet ist mit Laub- und Nadelwald bestanden und wird in den freibleibenden Bereichen landwirtschaftlich genutzt.

Drei Ortschaften mit ca. 2000 Einwohnern, deren Abwasser seit 1977 nicht mehr dem See zufließen, liegen im Einzugsgebiet. Der größte Teil der zufließenden Wassermenge kommt über einige Bäche in den See. Zum geringeren Teil fließt Wasser über submerse Quellaustritte zu. Der Seewasserspiegel wird auf Grund einer Wehranlage weitgehend konstant gehalten.

**Tabelle 1:** Mindelsee: Plankton vom 27. September 1999; nachmittags.  
(WT .../ Seite und Nummer in Streble/Krauter: Das Leben im Wassertropfen, 1988).

WT	Phytoplankton		Leitformen (WT Seite 380)
1 115/2	<i>Microcystis</i> sp.	Netzblaulage	(15) – +2
2 115/4	<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i>	Blaukugel	(5) – (2)
3 117/4	<i>Merismopedia glauca</i>	Blasse Tafelblaulage	–
4 123/9	<i>Anabaena sphaerica</i>	Lager-Ringelalge	(35) – (-)
5 129/6	<i>Mallomonas acaroides</i>	Borsten-Goldalge	–
6 129/-	<i>Mallomonas akrokomos</i>	Borstenkragen-Goldalge	–
7 131/1	<i>Uroglena volvox</i>	Gelbe Wimperkugel	–
8 131/10	<i>Dinobryon divergens</i>	Becherbäumchen	(30) – +2
9 133/4	<i>Cyclotella comta</i>	Hübsche Scheibchen-Kieselalge	–
10 135/5	<i>Fragilaria crotonensis</i>	Kamm-Kieselalge	–
11 137/4	<i>Synedra acus angustissima</i>	Nadel-Kieselalge, schmale	(30) – +1-2
12 137/5	<i>Asterionella formosa</i>	Schwebesternchen	–
13 139/14	<i>Gyrosigma attenuatum</i>	Sigma-Kieselalge	–
14 155/15	<i>Ceratium hirundinella</i>	Hornalge	–
15 159/8	<i>Eudorina elegans</i>	Geißelkugel-Grünalge	–
16 183/17	<i>Coelastrum reticulatum</i>	Netzchen-Hohlstern	–
<b>Zooplankton</b>			
17 229/4	<i>Actinosphaerium eichhorni</i>	Strahlenbällchen	–
18 237/15	<i>Coleps hirtus</i>	Tonnentierchen	–
19 249/-	<i>Pseudovorticella fasciculata</i>	Grünes Glockentier	–
20 255/5	<i>Stentor igneus</i>	Rotes Trompetentier	–
21 277/1a	<i>Keratella cochlearis</i>	Facettenrädertier	–
22 277/4a	<i>Kellicottia longispina</i>	Einhornrädertier	–
23 277/6a	<i>Euchlanis dilatata</i>	Fußborsten-Rädertier	–
24 285/3b	<i>Ascomorpha ecaudis</i>	Blindsack-Rädertier	–
25 285/7a	<i>Asplanchna priodonta</i>	Sackrädertier	–
26 285/9d	<i>Polyarthra remata</i>	Schwertborsten-Rädertier	(10) – (1-2)
27 287/1a	<i>Synchaeta pectinata</i>	Drachen-Rädertier	–
28 287/1e	<i>Synchaeta lakowitziana</i>	Drachen-Rädertier	–
29 287/6a	<i>Hexarthra mira</i>	Borstenfächer-Rädertier	–
30 291/11	<i>Collotheca mutabilis</i>	Reusen-Rädertier	(5) – (1-2)
31 303/3	<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	Spring-Wasserfloh	–
32 305/3	<i>Ceriodaphnia reticulata</i>	Netz-Wasserfloh	–

Ufer: Sie sind in natürlichem Zustand und teilweise von dichtem Röhrichtgürtel (70%), teils von überwiegend Laubwald bestanden. Der See ist nur an wenigen Stellen zugänglich.

Sedimente: Sie bestehen aus feinstem Material mit einem Anteil an organischem Kohlenstoff von 5,4%. Die sauerstofffreie Phase des Hypolimnions hat sich im Zuge der Sanierungsmaßnahmen stetig verkürzt, so dass der größte Teil der Sedimente in der Oberflächenschicht oxidiert ist.

Messdaten: Ammonium: 0 mg/l  
(27. 9. 1999) Nitrit: 0,02–0,03 mg/l  
Nitrat: 0 mg/l  
Phosphat: 0 mg/l  
Gesamthärte: 11 °d  
Karbonhärte: 10 °d  
Mittlerer pH-Wert: 8,07

### Der Schleinsee (Abb. 3)

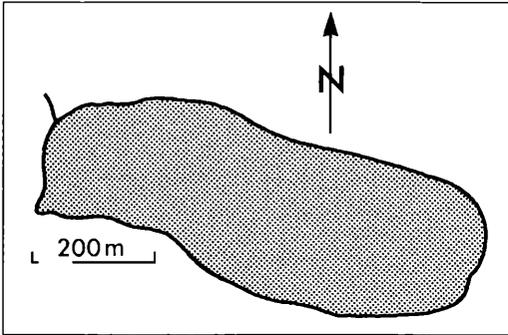
Entstehung/Seetyp: Drumlinsee  
Höhe: 475 m ü NN  
Oberfläche: 0,149 km<sup>2</sup>  
Volumen: 0,95 × 10<sup>6</sup> m<sup>3</sup>  
Tiefe max: 11,6 m, mittl. 6,4 m  
Einzugsgebiet: 0,45 km<sup>2</sup>  
Erneuerungszeit: 2,11 Jahre  
Uferlänge: 1,7 km

Einzugsgebiet: Es liegt in der hügeligen Moränenlandschaft des Bodensees und ist von Mischwald bestanden. Die freibleibenden Flächen sind landwirtschaftlich genutzt. Es ist dünn besiedelt. Der See wird von einem Bach und unterseeischen Quellen gespeist.

**Tabelle 2:** Schleensee: Plankton vom 30. September 1999; nachmittags.  
(WT .../ Seite und Nummer in Streble/Krauter: Das Leben im Wassertropfen, 1988).

WT	Phytoplankton		Leitformen (WT Seite 380)
1 109/1	<i>Zoogloea</i>	Bäumchenbakterien, Seeschnee	–
2 115/2	<i>Microcystis flos-aquae</i>	Netzblualge	(5) – +2
3 115/4	<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i>	Blaukugel	(3) – (2)
4 115/10	<i>Chroococcus turgidus</i>	Kugelblualge	–
5 127/7	<i>Oscillatoria tenuis</i>	Zarte Schwingalge	–
6 129/6	<i>Mallomonas acaroides</i>	Borsten-Goldalge	–
7 129/7	<i>Mallomonas caudata</i>	Geschwänzte Goldalge	–
8 131/–	<i>Dinobryon bavaricum</i>	–	(100) – (1–2)
9 131/7	<i>Dinobryon sociale</i>	Becherbäumchen	(5) – (–)
10 131/10	<i>Dinobryon divergens</i>	Becherbäumchen	(5) – +2
11 133/7	<i>Rhizosolenia longiseta</i>	Röhrchen-Kieselalge	–
12 133/8	<i>Attheya zachariasi</i>	Körnchen-Kieselalge	–
13 133/9	<i>Tabellaria fenestrata</i>	Fenster-Kieselalge	–
14 135/5	<i>Fragilaria crotonensis</i>	Kamm-Kieselalge	(5) – +2
15 137/3	<i>Synedra ulna</i>	Stab-Kieselalge	–
16 137/5	<i>Asterionella formosa</i>	Schwebesternchen	(8) – +2
17 151/2	<i>Phacus pleuronectes</i>	Platter Herzflagellat	–
18 151/10	<i>Trachelomonas hispida</i>	Stachelbeer-Kragenflagellat	–
19 155/8	<i>Gymnodinium aeruginosum</i>	Blaugrüner Panzerflagellat	–
20 155/13	<i>Peridinium cinctum</i>	Kugeliger Panzertafelflagellat	–
21 155/15	<i>Ceratium hirundinella</i>	Hornalge	–
22 165/9	<i>Pediastrum boryanum</i>	Warziges Zackenrädchen	–
23 167/8	<i>Sorastrum spinulosum</i>	Stacheliger Haufenstern	–
24 169/9	<i>Gloeoecystis ampla</i>	Große Gallerthüllen-Grünalge	–
25 171/7	<i>Botryococcus braunii</i>	Trauben-Grünalge	–
26 181/15	<i>Scenedesmus quadricauda</i>	Geschwänzte Gürtelalge	–
27 183/13	<i>Coelastrum microporum</i>	Kugel-Hohlstern	–
28 183/17	<i>Coelastrum reticulatum</i>	Netzchen-Hohlstern	–
29 199/4	<i>Micrasterias crux melitensis</i>	Malteserkreuz-Alge	–
30 201/–	<i>Cosmarium subcostatum</i>	–	–
31 205/6	<i>Staurastrum tetracerum</i>	Vierzipfel-Stachelstern	–
<b>Zooplankton</b>			
32 231/7	<i>Raphidiophrys viridis</i>	Grünes Spindelsoontier	–
33 237/15	<i>Coleps hirtus</i>	Tonnentierchen	–
34 277/4a	<i>Kellicottia longispina</i>	Einhorn-Rädertier	(1) – +1–2
35 283/8f	<i>Trichocerca bicristata</i>	Rattenschwanz-Rädertier	(4) – (1)
36 283/8g	<i>Trichocerca rattus</i>	Rattenschwanz-Rädertier	–
37 285/2	<i>Gastropus stylifer</i>	Saugrädertier	(2) – +1–2
38 285/3b	<i>Ascomorpha ecaudis</i>	Blindsack-Rädertier	–
39 285/7a	<i>Asplanchna priodonta</i>	Sack-Rädertier	–
40 285/9b	<i>Polyarthra major</i>	Schwertborsten-Rädertier	(1) – (1–2)
41 285/9d	<i>Polyarthra remata</i>	Schwertborsten-Rädertier	(1) – (1–2)
42 291/1b	<i>Collotheca ornata</i>	Reusen-Rädertier	–
43 291/1l	<i>Collotheca mutabilis</i>	Plankton-Reusenrädertier	–
44 305/4	<i>Ceriodaphnia quadrangula</i>	Waben-Wasserfloh	–
45 305/6	<i>Bosmina longirostris cornuta</i>	Rüsselkrebs	–
46 309/1	<i>Peracantha truncata</i>	Stachelkrebschen	–
47 311/18	<i>Mesocyclops leuckarti</i>	Teichhüpferling	–

Ufer: Es ist etwa zur Hälfte von Schilfröhricht bestanden und von Wald und Wiesenland umsäumt. Die Ufersubstrate sind sandig bis schlammig. Sedimente: Sie bestehen aus Feinmaterial mit einem Anteil an organischem Kohlenstoff von 9,3%. Das weitgehend naturbelassene Gewässer liegt in einem Landschaftsschutzgebiet.



**Abb. 3: Der Schleinesees.**

Der Schleinesees ist als typisch eutrophes Gewässer einzustufen.

Messdaten:	Ammonium:	0,9 mg/l
(30. 9. 1999)	Nitrit:	0 mg/l
	Nitrat:	0 mg/l
	Phosphat:	0 mg/l
	Gesamthärte:	6 °d
	pH-Wert:	7

### Zur Eutrophie des Mindelsees und des Schleinesees

Die weit dominierenden Formen beider Seen sind in den Artenlisten mit relativen Häufigkeiten in Klammern angegeben; Leitformen für eine Stufe sind mit „+ und Stufe“ gekennzeichnet (Tab. 1 und 2). Nach dem in Streble/Krauters „Wassertropfen“ auf Seite 371 beschriebenen Formalismus betragen die Indizes (gerechnet mit den „relativen Häufigkeiten“) für den Mindelsee 1,8 und für den Schleinesees 1,9. Der wenigen Indikatorformen in beiden Seen wegen geben die Indizes nur ungefähre Bilder der Eutrophie im Oberflächenwasser (Epilimnion): schwach eutrophe Verhältnisse. Die Massenentwicklung von *Dinobryon bavaricum* (1–2) im Schleinesees signalisiert einen geringeren Eutrophiegrad als im Mindelsee. Tiefenproben wurden nicht gezogen; zu sauerstofflosen Zonen kann daher nichts gesagt werden. Indikatoren dafür – Spirillen; Schwefelbakterien; Schlamm-Oscillatorien; Boden-Kieselalgen; Viergeißelflagellaten; benthische, bakterienfressende Wimpertiere – tauchen im Oberflächenplankton erst dann zusätzlich auf, wenn im Herbst die Seenschichtung verschwindet. Am 5. Oktober 1995 konnte dies für den Mindelsee belegt werden.

Daten zur Morphologie und Hydrographie der beiden Seen sind entnommen aus: LAWA, „Seen in der Bundesrepublik Deutschland“ München 1985. ISBN 3-88754-006-9.

Interessenten notieren sich schon heute die limnologische Woche in Bodman vom 24. September bis 1. Oktober 2000!

E. Kaspar, MGZ, Zürich

## Neue Medien

**Bereiter-Hahn, J.: Die Zelle: Chloroplast und Photosynthese.** Gemeinschaftsproduktion vom Institut für den Wissenschaftlichen Film (IWF), Göttingen, und dem Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, CD-ROM. DM 69,90, ISBN 3-494-01288-1.

Diese wegen ihres technisch perfekten und pädagogisch fundierten Herstellungs-konzepts vordem EuroPrix MultiMediaArt 99 ausgezeichnete CD ist die erste Edition einer

Serie, welche sich die computer-gestützte, interaktive Vermittlung der strukturellen Organisation der verschiedenen Zellorganellen und deren Funktionweise bis in den molekularen Bereich zum Ziel gesetzt hat. Dieses wird mit Hilfe von licht- und elektronenmikroskopischen Bildern, mit Videosequenzen lebender Zellen sowie mit erklärenden und interpretierenden Animationseinlagen erreicht. Ein 24 Seiten umfassendes Handbuch ist für die Nutzung der verschiedenen Features ausgesprochen hilfreich.

Nach der ersten CD dieser Serie zu urteilen, wird das gesteckte

Ziel mit Bravour erreicht, geht man davon aus, daß als Zielpersonen für diese Produktion – und die Kooperation zwischen dem IWF und einem bewährten Schulbuchverlag deutet unmißverständlich darauf hin – primär Schüler aus dem gymnasialen Leistungskursbereich angesprochen werden sollen. Es bleibt zu hoffen, daß der schulische Bereich auch mit Mann (Lehrenden) und Maus (Geräten) für die Nutzung dieses hervorragenden Angebots ausgestattet ist.

Redaktion MIKROKOSMOS

# Honig unter dem Mikroskop – Pollen und Kristalle

Nina Donner

Die Autorin Nina Donner, Schülerin des Max-Born-Gymnasiums, Germering, schreibt: *Im Rahmen einer mikrobiologischen Arbeit über verschiedene Honigsorten, speziell um deren bakteriostatische Wirkung, mit der ich 1997 am Wettbewerb „Jugend forscht“ teilnahm, beschäftigte ich mich unter anderem mit der Bestimmung von Pollenkörnern im Honig und führte mit einer einfachen, aber recht effektiven Methode eine Pollenanalyse der vier Sortenhonige „Linde“ und „Akazie 1“, „2“ und „3“ durch. Dabei gelang es mir in einer Reihe von Zählungen, für jeden Honig ein prozentuales Verhältnis des Leitpollens zu den Nebepollen zu ermitteln. Mit einem Lichtmikroskop fotografierte ich außerdem bei 100–1000facher Vergrößerung Zuckerkristalle und neben den jeweiligen Leitpollen auch einige andere Pollenkörner, deren komplizierte Struktur mich faszinierte. Es folgt ihr Bericht.*

 er für jede Pflanze charakteristische Pollen (Durchmesser 0,0025–0,25 mm) kann auf mehrere Arten in den Honig gelangen: Einmal auf primärem Weg durch Einstäubung des Nektars mit den Pollen der zugehörigen Pflanze während der Blütezeit und zum anderen sekundär durch Wind-Einstäubung mit Pollen von Windblütlern. Möglich ist auch, dass die Bienen einzelne Pollenbällchen aus ihren Höschen verlieren oder aber, dass sie beim Nektarsammeln Pollen aus der benachbarten Pflanzenflora abstreifen. Auf natürlichem Wege kann also nie ein vollkommen blütenreiner Einarthonig entstehen. Allgemein hat man deshalb für die Beurteilung eines Honigs festgelegt, dass nur Honige mit einem Prozentsatz von mindestens 45% des betreffenden Leitpollens als blütenreine Sortenhonige (Rapshonig, Sonnenblumenhonig, usw.) angeboten werden dürfen. Ausnahmen bilden allerdings die von mir untersuchten pollenarmen Honige der Bäume Linde (*Tilia spec.*) und Robinie (*Robinia pseudoacacia*), für die diese Grenze auf 20–30% herabgesenkt wurde.

## Der Untersuchungsansatz

Weil Honige gleicher botanischer Herkunft häufig sehr verschieden in Farbe, Konsistenz, Viskosität und Geschmack sind, hielt ich es für interessant, auch einmal die Pollenspektren

von 3 verschiedenen Akazienhonigen auf Unterschiede zu prüfen. Es genügte mir dabei, ein prozentuales Verhältnis der Pollenkörner zu errechnen.

Was die von Honig zu Honig variierenden Kristallisationszeiten betrifft, so hängen diese in erster Linie von der Form der Kristalle ab: Abgerundete und kleine Kristalle deuten darauf hin, dass kaum Verhakungen vorliegen, spätes oder ausbleibendes Einsetzen der Kristallisation mit eckigen und grossen Kristallen sind ein Indiz für feste Verhakung. Zuckerkristalle aus Honig zeigt das Titelbild und die Abbildung 1.

## Untersuchungs-Honige

Folgende Honige wurden einer Untersuchung unterzogen:

- Lindenhonig (von Eden); kalt geschleudert
- Akazienhonig 1 (von Michelsen)
- Akazienhonig 2 (von einem „Klein-Imker“); wabenecht, kalt geschleudert
- Akazienhonig 3 (von einem „Klein-Imker“; DIB); wabenecht, kalt geschleudert

Bei allen vier genannten Honigsorten handelt es sich um Speisehonige, die durch Schleudern gewonnen wurden. DIB ist die Abkürzung für Deutscher Imkerbund. Honige mit diesem Warenzeichen unterliegen eigenen, ge-

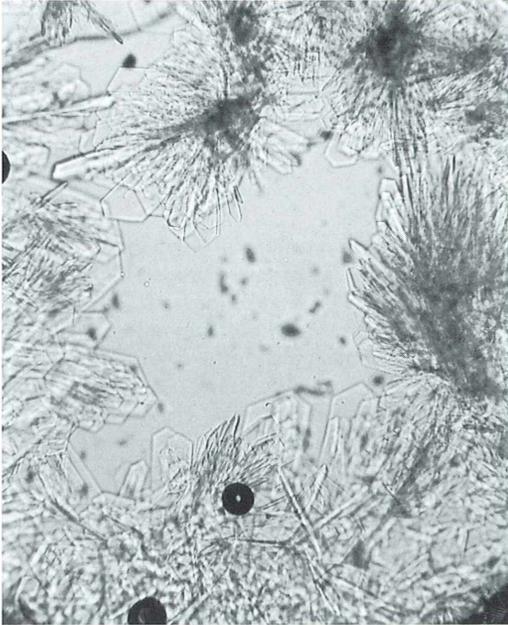


Abb. 1: Zuckerkristalle.

genüber den allgemeinen Honigverordnungen verschärften Gütebedingungen. Im Übrigen ist die Bezeichnung Akazienhonig irreführend und nur umgangssprachlich richtig, da es sich in Wirklichkeit um Robinienhonig handelt. In unseren Breiten kommen aber echte Akazien kaum vor.

### Präparatherstellung

Normalerweise benötigt man für eine Pollenanalyse eine ganze Reihe von Geräten (u. a. Zentrifugen). Für meine Zwecke hätte sich der Kostenaufwand nicht rentiert. Also habe ich mir folgende Methodik erarbeitet:

- dickflüssige und feste Honige leicht erwärmen, um sie flüssiger zu machen
- aus verschiedenen Tiefen des Vorratsgefäßes einen Tropfen entnehmen
- Hängetrophenpräparate herstellen (Abb. 2)
- diese 4–7 Tage liegen lassen (wenn nötig auf einer Wärmequelle, zum Beispiel auf der Heizung, um der Kristallisation vorzubeugen)
- mikroskopieren und auszählen

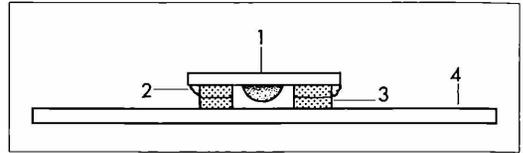


Abb 2: Präparatherstellung. 1 Deckglas mit Honigtropfen, 2 luftdicht abschließender Vaseline-ring, 3 ein oder zwei auf den Objektträger geklebte Dichtungsringe, 4 Objektträger.



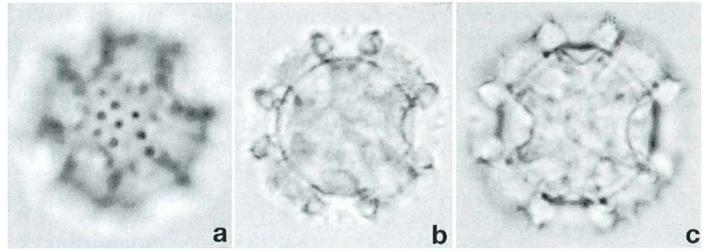
Abb. 3: Pollenvielfalt eines Waldhonigs.

Aufgrund ihrer geringen Dichte steigen die Pollenkörner innerhalb kurzer Zeit an die Oberfläche des Präparates und sammeln sich in einer Ebene (direkt unter dem Deckgläschen) an (Abb. 3), sodass man jetzt eine Bestimmung und Auszählung durchführen kann. Da mir die Hohlschliffobjektträger vom Optiker zu teuer waren, bastelte ich mir eine eigene Hängetrophenvorrichtung (Abb. 2).

### Bestimmung der Pollen

Hierzu benützte ich größtenteils das Buch *Bestimmungsschlüssel für die nordwesteuropäische Pollenflora* (Faegri, 1993) und konzentrierte mich vor allem auf die Anzahl, Form und Anordnung der Aperturen und die Struktur sowie Skulptur der Exine. Um bei der Bestimmung Gewissheit zu haben, verglich ich

**Abb. 4: Fokussiererei durch ein Pollenkorn:** a Aufsicht: mit Stacheln besetztes Tectum sichtbar; b Querschnitt: stacheliges (echinates) Tectum mit knospenartigen Strukturelementen (Gammæ) dargestellt; c Unteransicht: Muster der Außenseite (Skulptur) mit großen Freiräumen (reticulat) erkennbar.



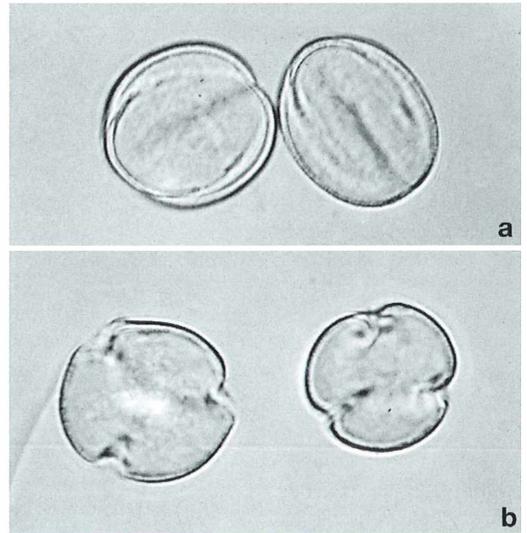
die Pollenkörner außerdem mit Pollenkörnern aus einer sogenannten Pollenprobe (beim Imker und im Reformhaus erhältlich). Der Versuch, mit den Färbemitteln Fuchsin oder Astralblau die Struktur in der Pollenkornwand (Exine) besser sichtbar zu machen, hatte keinen Erfolg; es stellten sich keine wesentlichen Verbesserungen ein, eher Verfälschungen.

**Fototechnik**

Die Fotos der Pollenkörner und der Zuckerkristalle fertigte ich mit einer Canon (AE-1) an, die ich mit einem speziellen Adapter auf das Mikroskop (Leitz, HM-LUX 3) setzte. Die besten Bilder gelangen erstaunlicherweise mit einem gewöhnlichen Kodak 100 Film (Abb. 4)

**Pollenausählung**

Um ein realistisches Verhältnis von Leitpollen zu Begleit- und Einzelpollen errechnen zu können, zählte ich bei jedem Präparat eine Fläche von 16 mm<sup>2</sup> aus (Tab. 1 und 2). Die Gesamtanzahl der Pollen pro Fläche variierte dabei in einem Bereich von 33 bis zu 220 Pollenkörnern. Aus den Prozentverhältnissen der einzel-



**Abb. 5: Robinienpollen in Äquatoransicht (a) und in Polansicht (b) mit drei Keimspalten (tricolporat).**

**Tabelle 1: Pollen-Auszählungen: Lindenhonig.**

Zählung	Anzahl/16mm <sup>2</sup>	
	Leitpollen	Begleitpollen
1	68 = 31%	152 = 69%
2	21 = 30%	48 = 70%
3	15 = 29%	37 = 71%
4	29 = 32%	62 = 68%
5	9 = 27%	24 = 73%



**Abb. 6: Lindenpollen, Querschnittsebene, tricolporat mit kurzen Keimspalten und verdickten Rändern (Costae) um die Keimspalten (Colpi).**

**Tabelle 2: Pollen-Auszählungen: Akazienhonig (Sorten 1, 2, 3).**

Zählung	Anzahl/16mm <sup>2</sup>	
	Leitpollen	Begleitpollen
Sorte 1		
1	109 = 53%	97 = 47%
2	90 = 56%	71 = 44%
3	35 = 48%	38 = 52%
4	22 = 59%	16 = 41%
Sorte 2		
1	108 = 78%	30 = 22%
2	124 = 79%	32 = 21%
3	87 = 80%	22 = 20%
4	90 = 75%	30 = 25%
5	94 = 80%	23 = 20%
Sorte 3		
1	29 = 59%	20 = 41%
2	56 = 60%	37 = 40%
3	67 = 65%	36 = 35%
4	25 = 64%	14 = 36%
5	50 = 62%	50 = 38%

**Tabelle 3: Zusammenfassung der Auszählungen.**

Honigsorte	Leitpollen (in %)	Begleitpollen (in %)
Linde	31	69
Akazie 1	54	46
Akazie 2	78	21
Akazie 3	62	38

nen Zählungen ermittelte ich schließlich das prozentuale Gesamtverhältnis (Tabelle 3).

### Diskussion

Die Pollenanalysen-Präparate brachten neben den geringen Kosten und der unkomplizierten Art der Herstellung einige andere Vorteile mit sich. So musste ich zum Beispiel nicht darauf achten, die Pollenkörner für die Auszählung wieder in den gleichen Quellungszustand zu versetzen, in welchem sie im Honig vorkommen, sondern hielt sie automatisch im Ausgangszustand, was die Bestimmung erleichterte. Will man die an der Unterseite des Deckglases haftenden Pollenkörner für längere Zeit

aufheben, so kann man den darunter hängenden, pollenfreien Tropfen vorsichtig zur Seite fließen lassen, den Dichtungsring entfernen und die Pollen mit einem Tropfen Glycerin-gelatine zu einem Dauerpräparat einschließen. Der Nachteil meiner Methode ist natürlich, dass es bis zu einer Woche dauern kann, bis sich wirklich alle Pollenkörner in einer Ebene angeordnet haben.

Wegen der geringen prozentualen Unterschiede zwischen den einzelnen Zählungen (zu einem Sortenhonig) denke ich, dass die Präparatherstellung durchaus brauchbar ist und sich damit ein zuverlässiger Wert des Verhältnisses von Leitpollen zu Begleitpollen angeben lässt. Demnach liegen die untersuchten Honige alle im Bereich des für sie vorgeschriebenen Verhältnisses. Mit Ausnahme des Lindenhonigs machen die Leitpollen in den 3 Akazienhonigen sogar mehr als 50% aus.

### Schlusswort

Beim Mikroskopieren konnte ich mir Vorkenntnisse aus dem Wahlfach „Mikrobiologie“ zu Nutze machen. Glücklicherweise stand mir während meiner Untersuchungen stets das mikrobiologische Labor unseres Gymnasiums zur Verfügung. So lag es nahe, die Honige über einen längeren Zeitraum auch mikroskopisch zu untersuchen und mich mit Bestimmung und Auszählung der Pollenkörner zu beschäftigen. Besonders mühevoll war die Erstellung der Fotografien; doch gelohnt hat es sich auf jeden Fall.

### Danksagung

Ein herzliches Dankeschön möchte ich an erster Stelle an meinen Mikrobiologie-Lehrer Herrn Dr. Schroll richten, der mir mit wertvollen Ratschlägen oft helfen konnte und unter dessen fachlicher Betreuung ich sowohl das Labor als auch sämtliche Geräte benutzen durfte. Vielen Dank auch an Herrn Herbert Jacob und Herrn Ekkard Lieb, die mich mit wichtigen Arbeitsmaterialien in Form von Fachliteratur, Artikeln, Pollenproben und einigen Honigsorten unterstützten.

### Literaturhinweise

Deifel, A.: Die Chemie des Honigs. Chemie in unserer Zeit 23, 24–33 (1989).

Faegri, K.: Bestimmungsschlüssel für die nordwesteuropäische Pollenflora. Gustav Fischer Verlag, Jena 1993.

Hedtke, Ch., Etzold, E.: Brandenburgische Blütenhonige im lichtmikroskopischen Bild. Deutsches Bienen Journal 4 (11), 11–14 (1996).

Stix, E.: Pollenkalender – Regionale und jahreszeitliche Verbreitung von Pollen. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Stuttgart 1981.

von der Ohe, W., von der Ohe, K.: Charakterisierung einheimischer Rapshonige. Deutsches Bienen Journal 4 (10), 10–15 (1996).

Zander, E., Koch, A., Maurizio, A.: Der Honig. Handbuch der Bienenkunde, Band 6, 2. Aufl. Ulmer, Stuttgart 1975.

Verfasserin: Nina Donner,  
Rosenstr. 5, D-82110 Germering

## Kurze Mitteilung

### Ö wie ökologisch: Planktonseminar für FÖJ-ler

Jeder Jahrgang eines Freiwilligen Ökologischen Jahres trifft in Schleswig-Holstein auf dem Koppelsberg bei Plön zu einem ersten gemeinsamen Seminar zusammen. Traditionell wird unter Leitung der Biologin Dr. Christine Gerlach (Kiel) auch der Große Plöner See untersucht; im Mittelpunkt der Arbeit steht das Plankton. Die Teilnehmer – zumeist frisch aus der Schule entlassen – wollen dabei etwas über die Gewässergüte, die Badewasserqualität sowie Umweltbelastungen des Sees erfahren (Abb. 1 + 2).

Wie in den Jahren zuvor hatte ich auch 1999 die Gelegenheit, „mikroskopisch“ an der Gestaltung des Kurses mitzuwirken.

Zum Kennenlernen und zur Einstimmung auf das Thema versammelt sich die 23köpfige Gruppe (überwiegend Mädchen) abends am Seeufer. Eine beherzte Nixe schwimmt mit dem Planktonnetz weit in die Bucht hinaus. Der Fang wird in Reagenzgläser entleert und mit einer Lupe begutachtet. Überwiegend scheint er aus Algen zu bestehen. Langsam setzen sie sich ab – so wie in den ca. 11 000 Jahren seit Entstehung des Sees. Nur: Die Schicht nach Gründung der Stadt (1236) ist genauso mächtig wie die in den Jahrtausenden zuvor abgelagerte ... – Ein erstes Staunen: Plankton als Tachometer zivilisationsbedingter Eutrophierung!

Am nächsten Tag besteht Gelegenheit, Plankton mit Stereolupe, Mikroskop und Videoprojektion näher kennenzulernen. Plön – seit über 100 Jahren ein Mekka der Limnologie – weist mit dem „Inselhaus“ des Naturschutzbundes Deutschland (NABU) auf der Prinzeninsel sowie dem „Uhrenhaus“ im Schlossgebiet (Informationszentrum des Naturparks Ostholstein) zwei Einrichtungen auf, wo solche Untersu-

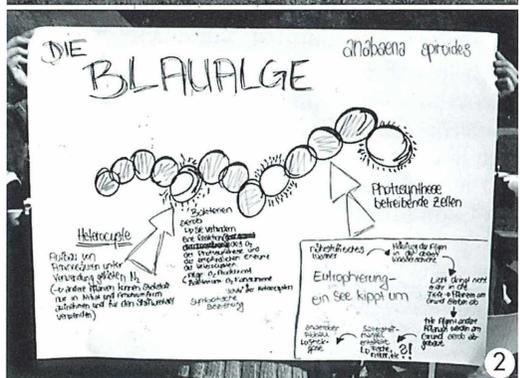


Abb. 1: Mit dem unentbehrlichen „Leben im Wassertropfen“ gelang über die identifizierten Plankter eine ungefähre Einstufung der Gewässergüte des Großen Plöner Sees. – Abb. 2: Großes Staunen erregte die Fähigkeit der Blaualgen, den Luftstickstoff zu binden und in Körpersubstanzen umzusetzen. Limnologische Finessen, plakativ aufbereitet und sicher nicht so schnell vergessen.



**Abb. 3: Fast eine congeniale Schöpfung: Drei Luftballons, Knetgummi, Plastik- und Grashalme – fertig ist das Hüpfertingmodell.**

chungen durchgeführt werden können. Entgegen dem ersten Eindruck gehören auch etliche tierliche Formen zum spätsommerlichen Plankton – vor allem Hüpfertinge (Abb. 3) und Rädertierchen sowie der Besatz von Vorticellen auf Blaualgenkolonien. Für die interessierten FÖJler avancieren „Das Leben im Wassertropfen“ von Streble/Krauter sowie die „Plankton-

kunde“ von Sandhall/Berggren (leider seit langem vergriffen!) fast zu Kultobjekten – soviel gibt es zu entdecken und zu identifizieren!

Am dritten Tag sollen die erworbenen Kenntnisse in einer Präsentation dargeboten werden. Dabei will der Kurs gegenüber drei anderen Arbeitsgruppen beweisen, dass „ö wie ökologisch“ auch etwas zu bieten hat ...

Christian übernimmt heroisch die Rolle eines Wasserflohweibchens. Ein Folienüberwurf dient ihm als Panzer. Den vorderen Spalt kann er mit seinen Muskeln (zwei Helferinnen) einstellen. Algenkolonien (ein Weißbrot) gehen nicht hindurch, Kleinstalgen (zugeworfene Kartoffelchips) werden mit dem Filterapparat (Händen) ergriffen und zum Mund befördert (Abb. 4 + 5). Wohlgenährt schreitet Daphnie Christian sodann coram publico zur Fortpflanzung: Eier (bunte Luftballons) „treten aus seinem Körper aus“ und gelangen in den dorsalen Brutraum (unter der Folie). Frei nach Ringelnatz hätte „Publikum noch stundenlang“ über die Präsentationsfrist hinaus auf die Entwicklung und das Schlüpfen der Jungdaphnien gewartet ...

#### Literaturhinweise

- Sandhall, A., Berggren, H.: Planktonkunde. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1985.  
 Schmidt, E.: Ökosystem See. Biologische Arbeitsbücher 12. 3. Auflage. Quelle und Meyer, Heidelberg 1978.  
 Sommer, U.: Planktologie. Springer Verlag, Berlin Heidelberg 1994.  
 Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

E. Lüthje, Kiel



4



5

**Abb. 4: Ein bisschen Überredung gehörte dazu: Auftritt eines FÖJlers als eiertragendes Wasserflohweibchen. –**

**Abb. 5: Die graue Theorie: Wasserflöhe können mit der Spalte zwischen ihren Panzerhälften die obere Größengrenze ihrer Nahrung definieren. Die anschauliche Vorführung: Wasserfloh Christian akzeptiert Kartoffelchips als Futteralgen und führt sie zum Mund. Seine Carapaxhälften sind zu Schauzwecken weit geöffnet.**

# Anthozyanhaltige Zellen in osmotisch gestressten Kressekeimlingen

Eckhard Schwarz

**Es gibt eine umfangreiche Literatur über das Keimverhalten von Pflanzensamen. Neben Versuchen, welche die Aufdeckung der zum erfolgreichen Keimen ausschlaggebenden Parameter zum Ziel hatten, sind ausführliche Experimentreihen zur Keimhemmung durchgeführt worden. Über den negativen Einfluss der Keimung durch Rohrzuckerlösungen wird im Folgenden berichtet.**

**K**eimversuche mit Samen der Gartenkresse (*Lepidium sativum*) in Rohrzuckerlösungen unterschiedlicher Konzentration haben ergeben, dass unter Beachtung weiterer Randbedingungen sich in bestimmten Teilen der jungen Pflanzen rotviolette Farbstoffe (Anthozyane) führende Zellen ausbilden (Blank, 1958).

## Versuchsbedingungen

Mit hoher Zuverlässigkeit lässt sich die Verfärbung induzieren, wenn nach folgender Versuchsvorschrift verfahren wird: In Petrischalen mit einem inneren Schalendurchmesser von 90 mm wird ein Papierrundfilter bodenflächendeckend eingelegt und mit 1,5 ml einer frisch angesetzten 0,2-molaren D(+)-Saccharose-Lösung in Aqua dest. übergossen. Die Flüssigkeit verteilt sich sehr rasch relativ gleichmäßig über die gesamte Filtrierpapierfläche, insbesondere wenn von vornherein die Zugabe möglichst mittig erfolgt. Nun werden etwa 50 Kressesamen so aufgestreut, dass sie sich gegenseitig nicht berühren. Das Schälchen wird mit einer selbsthaftenden Haushaltsklar-sichtfolie als Verdunstungsschutz abgedeckt und kann bei normalem Hell-Dunkelwechsel im Zimmertemperaturbereich aufbewahrt werden. Nach 4 Tagen empfiehlt sich die Zugabe von weiteren 0,5–1 ml Zuckerlösung, um das Untersuchungsmaterial für weitere 2–3 Tage verfügbar zu halten. Sonst trocknen die Pflanzen aus und entziehen sich der mikroskopischen Bearbeitung.

Die Verfärbung, das heißt, die Anthozyanbildung setzt regelmäßig nach 4–6 Tagen ein. Damit wird zwar einerseits der Zeitraum für die mikroskopische Untersuchung der Anzuchten begrenzt, doch andererseits bietet sich auch die Chance einer verlässlichen Zeitplanung.

Als Problem erweist sich der häufige Befall der Kulturansätze durch Schimmelpilze, die nach dem ersten Sichtbarwerden innerhalb von 24 Stunden die offensichtlich abwehrgeschwächten Keimpflanzen überwuchern. Während der Sommermonate schien sich das Verpilzungsproblem lästiger darzustellen als im Winter, doch es wurden hierzu keine weiteren vergleichend-quantifizierenden Versuche ausgeführt. Diesem Problem kann nur durch Neuansätze der Kulturen begegnet werden.

## Makroskopisch sichtbare Effekte

Nach 4 Tagen unterscheiden sich die mit Rohrzuckerlösung behandelten Pflanzen auffällig von solchen, die bei sonst gleicher Versuchsanordnung mit Leitungswasser angesetzt wurden. Normale Kressejungpflanzen haben zu diesem Zeitpunkt ihre ergrüneten Keimblätter einer mehreren Zentimeter hohen biegeelastischen Sprossachse aufsitzend entfaltet und machen einen gesunden Gesamteindruck. Zuckerbehandelte Pflanzen vermitteln bereits bei flüchtiger makroskopischer Überprüfung die Gewissheit, dass sich hier eine Fehlentwicklung vollzogen haben muss (Abb. 1). Die Gesamtentwicklung einschließlich des Wachs-

tums ist retardiert. Keimwurzel und Hypokotyl weisen meist jeweils eine Beugung als nicht beseitigtes morphologisches Echo der Lagerung in der Umhüllung der Samenschale auf. Hinzu kommen gelegentliche Torsionen in beiden Grundorganbereichen. Die ausgestreckte Sprossachse erreicht eine Länge, die 1 cm häufig nicht überschreitet. Die Keimblätter verharrten im Zustand einer soeben sich anbahnenden Entfaltung. Sie sind teilweise ergrünt, ohne jedoch die volle Farbtiefe gleichaltrer gesunder Blätter zu erreichen. Eine größere Anzahl von Pflanzen, meist die überwiegende Mehrzahl, weist individuell verschiedene rotviolette Farbmuster auf, die sich im obersten Hypokotylbereich, an den Keimblattstielchen und vornehmlich an der Blattunterseite finden (Abb.1).

Das Schadbild erklärt sich nicht damit, dass Saccharose ein Giftstoff wäre. Schließlich gehört diese Verbindung zum üblichen biochemischen Repertoire der meisten Angiospermen. Aufgrund der osmotischen Wirksamkeit von Zuckern ergeben sich bei Überdosierung Symptome, die denen eines Wasserdefizits infolge eines Trockenregimes entsprechen (Mengel, 1991):

- Die Nettostoffproduktion wird erheblich vermindert.
- In nicht vakuolisierten Zellen wird das Wachstum gehemmt.
- In vakuolisierten Zellen wird die Zellstreckung behindert.
- Die Synthese von Zellulose wird herabgesetzt.

Verfärbungen oberirdischer Pflanzenorgane durch Anthozyanreicherung können unterschiedliche Ursachen haben, so etwa Kälteein-

wirkungen, Phosphormangel oder Infektionen (Hoffman *et al.*, 1985); aber auch die Belichtungssituation kann zu Verfärbungen führen (Libbert, 1973). Im vorliegenden Fall ist, wie die oben dargestellten Versuchsdetails erkennen lassen, die makroskopisch wahrnehmbare Anthozyananhäufung eine Folge des unphysiologischen osmotischen Regimes. Ziel der vorliegenden Arbeit sollte sein, mit minimalem präparativen Aufwand die Lage der farbstoffveränderten Zellen bezogen auf den histologischen Gesamtzusammenhang zu lokalisieren und zu dokumentieren.

### Mikroskopische Untersuchungen

Für die mikroskopische Bearbeitung stand ein Leitz Dialux 20 zur Verfügung. Im Hinblick auf die Präparation mußten alle Verfahren ausscheiden, die eine Zerstörung der Anthozyane zur Folge gehabt hätten. Schon die Isolation von Gewebeproben mit Anthozyanen aus dem Gesamtzellverbund führt innerhalb weniger Stunden zu einem völligen Verschwinden des roten Farbeindrucks. Es kommen also nur Frischpräparate infrage, die unmittelbar nach ihrer Anfertigung untersucht werden müssen.

Es bieten sich sowohl Totalpräparate an als auch mit einer Rasierklinge oder mit scharfkantigen, flach abgesprengten Flaschenglassplittern bereitete Handschnitte mit allen Nachteilen, die dabei in Kauf genommen werden müssen. Obwohl die Objekte klein sind und ein leichtes Turgeszenzdefizit erschwerend hinzukommt, lassen sich mit einiger Übung durchaus passable Ergebnisse erzielen.

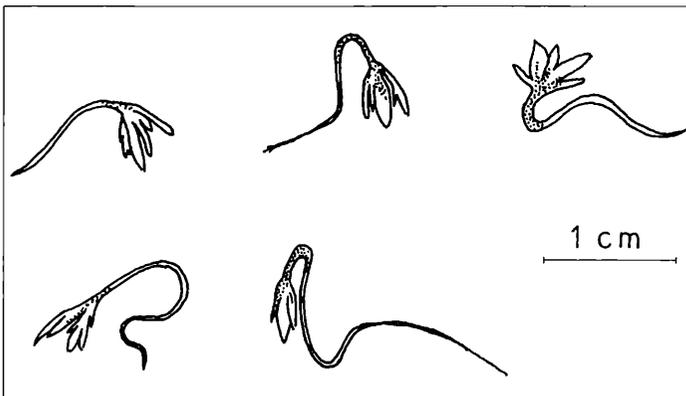
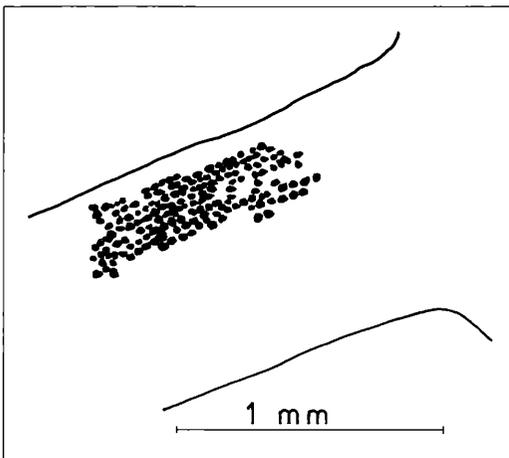


Abb. 1: In 0,2-molarer Rohrzuckerlösung gekeimte Kresspflanzen nach 4 Tagen. Die punktierten Bereiche sind durch Anthozyane rotgefärbt.

## Totalpräparate

Erste Informationen vermag bereits der Einsatz einer Kaltlichtleuchte mit 3 beliebig positionierbaren Schwanenhälsen (Fa. Schott, KL 1500) zu liefern. Wegen der Eigenrundung des Sprosses werden die antiklinen Zellwände der Sprossepidermis in unterschiedlichen Lichteinfallswinkeln getroffen. Das dabei entstehende Reflexionsmuster zeichnet zonenweise ungleich gut die epidermale Struktur als hellgelbes Lichtfleckensystem auf, durch das von unten her schwach aber fotografierbar deutlich rötliche Fleckenreihen schimmern. Diese geben die Position der farbstoffführenden Vakuolen in den jeweiligen Zellen an, ohne allerdings erkennen zu lassen, ob diese Zellen einschichtig oder mehrschichtig vorliegen (Abb. 2). Zu ähnlichen Ergebnissen führt die Auflichtbetrachtung der Blättchenunterseite. Das plan auf dem Objektträger ohne Deckglasabdeckung liegende Blatt zeigt die Epidermiszellwandverläufe am besten im flach einfallenden Streiflicht, zudem in gleichmäßiger Güte als beim stielrunden Spross. Die anthozyanhaltigen Zellen verraten über ihre Vakuolen auch hier eine reihige Anordnung, doch mit einer geringeren Starrheit im Regellaß. Im starken Halogendurchlicht bei Vollast der dem Mikroskop zugehörigen Lichtquelle wirken die epidermalen Zellwände blaugrau auf dem Hintergrund einer grünen Matrix, in die blass-



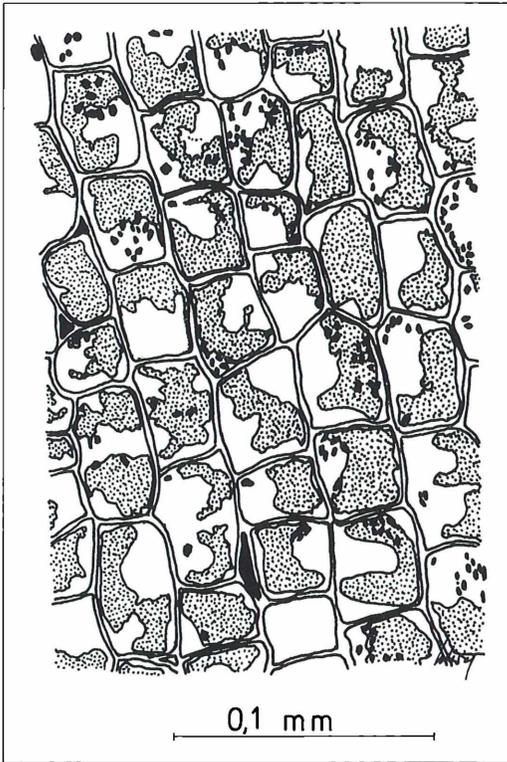
**Abb. 2:** Oberster Hypokotylbereich osmotisch gestresster Kressepflanzen im starken Auflicht mit durchscheinenden anthozyanhaltigen Zellen.

rote Anthozyanflecken eingebettet sind. Dieses Verfahren lässt zudem großflächig deutlich werden, dass die Spaltöffnungen zwar schon angelegt, jedoch noch nicht ausdifferenziert sind.

## Schnittpräparate von der Sprossachse

Von der Sprossachse wurden oberflächennahe Längsschnitte sowie Querschnitte gefertigt. Als Hilfswerkzeug zur Erstellung von Längsschnitten diente ein runder Holzspan mit konischen Enden, wie er für die Durchführung der Glimmspanprobe von Lehrmittelfirmen angeboten wird. Biegt man die obere Sprossachse um den sich verjüngenden Bereich des Spans und hält das Ganze zwischen zwei Fingern, so lässt sich leicht mit dem von der anderen Hand geführten Schneidewerkzeug ein gleichmäßig dickes Gewebestück abheben, das ungefähr einem Drittel des Sprossdurchmessers entspricht.

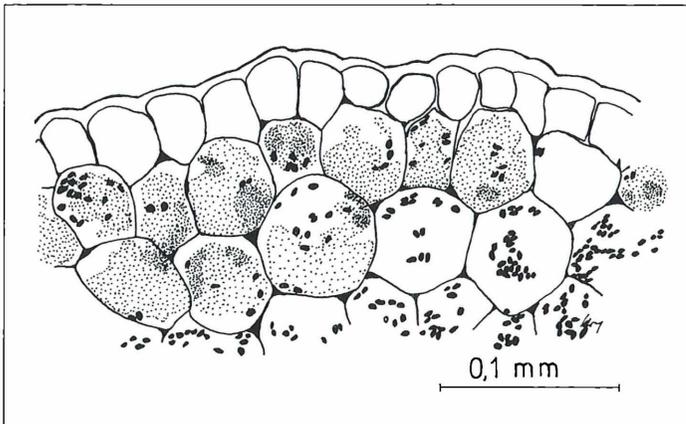
Zwar ist der erste Eindruck bei mikroskopischer Betrachtung äußerst unbefriedigend, das ändert sich jedoch gründlich, wenn man ein hochosmotisches Glycerin-Wasser-Gemisch im Verhältnis 9:1 unter dem Deckglas durchsaugt. Die nun in allen Zellen einsetzende Krampfplasmolyse erlaubt einen verbesserten Lichtdurchtritt und ermöglicht bei der Wahl einer hohen Helligkeitsstufe bei mittleren Blendenwerten eine ausgezeichnete Beobachtung wahlweise in verschiedenen Schärfeebenen. Die Inhalte der Epidermiszellen lassen sich klar von denen tiefer gelegener Schichten unterscheiden, nirgendwo im epidermalen Bereich findet sich ein scharf abgebildeter Anthozyanvakuolenrand, also wird in diesem Zelltyp der Farbstoff auch nicht eingelagert. In der nachfolgenden subepidermalen Schicht (Abb. 3) korreliert die Vakuolenrandschärfe mit der Wandgrenzscharfe bei den durchmusterten Präparaten in jedem einzelnen Fall, das heißt, nicht eine einzige Farbstoffvakuole schimmert aus einer tieferen Lage nach oben durch, woraus folgt, dass die beobachtete Stoffwechselabweichung, wie schon oben vermutet werden konnte, auf die unmittelbar der Epidermis folgenden Zellen begrenzt ist. Die Frage, ob sich hier auch Chloroplasten finden, lässt sich im Mehrschichtenpräparat sicher beantworten, obwohl der Chloroplastenhintergrund in der Tiefe des prospektiven Rindengewebes sich störend be-



**Abb. 3:** Längsschnitt durch die Subepidermis osmotisch gestresster Kressepflanzen im obersten Hypokotylbereich im Zustand der Krampfplasmolyse (schwarz: Interzellularen und Chloroplasten; punktiert: Farbstoffvakuolen).

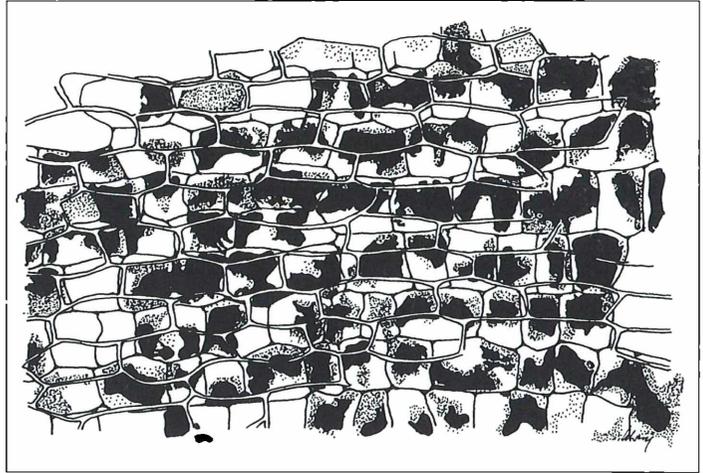
merkbar macht. Da ja mit Ausnahme der Schließzellen die Sprossachsenepidermis chloroplastenfrei ist, lässt sich im gewählten Bildausschnitt beim allmählichen Absenken der Schärfenebene ein erstes scharf einstellbares Chloroplastensortiment oberhalb der noch nicht klar sich abhebenden farbigen Vakuolen nachweisen, also eindeutig in der Subepidermis. Abbildung 3 gibt nur diese eindeutigen Fälle wieder. Alle unscharf erscheinenden Chloroplasten wurden in der Darstellung weggelassen. Sie liegen entweder in der Tiefe der zweiten oder in der dem Betrachter zugewandten Hälfte der dritten Zellschicht.

Vom oberen Sprossachsenbereich wurden in größerer Anzahl Querschnitte als Hand-schnitte hergestellt und die geeignetesten ausgelesen. Dabei wurden im wesentlichen die Befunde an den Längsschnitten bestätigt (Abb. 4). Besonders auffällig sind die kräftigen Verstärkungen der epidermalen Außenwände, die an einzelnen Stellen Extremdicken von bis zu einem Drittel des Zellgesamtdurchmessers einnehmen können. Die antiklinen Wände der Epidermis sind häufig in ihrem äußeren Teil verdickt, nach innen hin verjüngen sie sich. Während jedoch die Längsschnitte keinerlei Hinweise auf mehrschichtiges Vorkommen anthozyanhaltiger Zellen gaben, zeigte sich nun, dass verstreut kleine Zellgruppen mit Farbstoffvakuolen in der zweiten subepidermalen Schicht zu finden sind, darüberhinaus auch eine schwachrosafarbene Tingierung in vielen weiteren Zellen dieser Schicht und sogar, allerdings noch schwächer ausgeprägt, hier und da in der nächst tieferen Zellschicht. Wenn Libbert (1973) in seinem Lehrbuch der



**Abb. 4:** Querschnitt durch die äußeren Schichten des obersten Hypokotylbereichs osmotisch gestresster Kressepflanzen im Zustand der Krampfplasmolyse (schwarz: Interzellularen und Chloroplasten; punktiert: Farbstoffvakuolen).

**Abb. 5:** Flächenschnitt der Unterseite eines Keimblattes osmotisch gestresster Gartenkressekeimlinge im Zustand der Krampfplasmolyse mit epidermalen und subepidermalen Zellen (schwarz: Farbstoffvakuolenbereich in zwei Schärfeebenen sichtbar; punktiert: Farbstoffvakuolenbereich in nur einer Schärfeebene sichtbar).

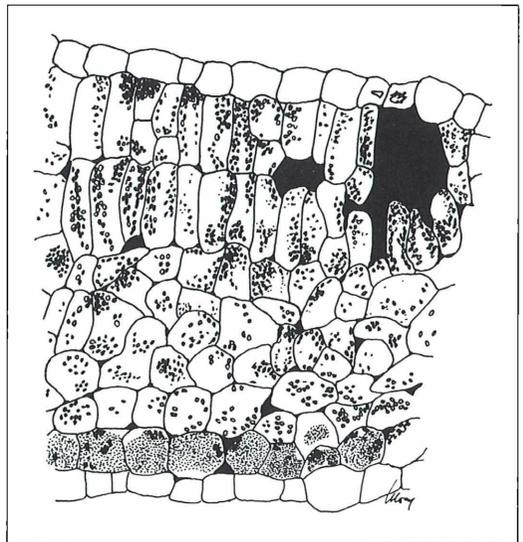


Pflanzenphysiologie lichtinduzierte Anthozyanbildung am *Sinapis*-Hypocotyl erwähnt mit dem Hinweis, sie finde in allen Zellen der unterhalb der Epidermis liegenden Schicht statt, so lassen meine Beobachtungen vermuten, dass auch in diesem Fall in tieferen Gewebelagen Anthozyane aufgetreten sein könnten, die wegen ihrer schwachen farblichen Ausprägung vielleicht von den Experimentatoren übersehen worden sind. Es sei zudem angemerkt, dass bei meinen eigenen Untersuchungen an *Lepidium* bei der direkten mikroskopischen Betrachtung die schwachen Rötungen nicht ins Auge fielen und erst die Auswertung von Farbfotografien weitere Aufschlüsse lieferte. Die Annahme, es könne sich um Artefakte infolge der Verletzung von farbstoffführenden Vakuolen handeln, scheidet sehr wahrscheinlich aus, weil das Phänomen in den mit Sicherheit anthozyanfreien Epidermiszellen nie zu beobachten war.

### Blattpräparate

Wegen der Kleinheit der Keimblätter ließen sich Flächenschnitte nur in einer sehr unbefriedigenden Qualität herstellen. Es zeigte sich jedoch, dass unter Verwendung von Glycerin gemäß den oben gemachten Angaben und bei zugleich starker Präparatdurchleuchtung ein ausgezeichnetes Bild der Verhältnisse in der Epidermis der Blattunterseite und der einwärts gelegenen Subepidermis zu erzielen war. Vor allem ließen sich wegen der objektträgerparallelen Lagerung der Blättchen und wegen ihrer

gleichmäßigen Dicke Strukturen jeweils einer Zelllage großflächig einheitlich scharf erfassen (Abb. 5). Die zeichnerische Dokumentation fußt auf fotografischen Aufnahmen jeweils der Epidermal- und der Subepidermalebene, die nach Vergrößerung auf ein  $20 \times 30$ -Format zunächst durchgezeichnet und danach übereinander kopiert wurden. Ähnlich wie bei der Sprossachse lässt sich Anthozyanbildung in den Epidermiszellen nicht nachweisen, wohl



**Abb. 6:** Querschnitt durch ein Keimblatt osmotisch gestresster Gartenkressekeimlinge im Zustand der Krampfplasmolyse (schwarz: Interzellularen und Chloroplasten der Subepidermis auf der Blattunterseite; punktiert: Farbstoffvakuolen).

aber flächendeckend in der Subepidermal-schicht. Chloroplasten kamen hier nur sehr vereinzelt vor; sie wurden in Abbildung 5 nicht wiedergegeben. Abbildung 6, die Darstellung des Blattquerschnitts, bestätigt die Befunde. Insgesamt ist der Blattkörper noch kaum von Interzellularräumen durchzogen. Die Parenchymzellen schließen weitgehend lückenlos aneinander. Die Spaltöffnungsapparate sind im Entstehen begriffen, die dahinter befindlichen Atemhöhlen erscheinen unvollkommen ausgeformt, wie aus dem Abbildungsbeispiel deutlich wird. Die Beschränkung der Anthozyane auf die zweite Zellschicht wird auch hier nicht in voller Strenge durchgehalten. Gelegentlich konnten einzelne anthozyanhaltige Zellen in der dritten Schicht gefunden werden, jedoch seltener als im Sprossbereich. Es ist nicht auszuschließen, dass mit zunehmender Alterung der gestressten Keimpflanzen die Stoffwechseländerung zur Anthozyanbildung hin immer tiefere Gewebeschichten erfasst. Um dieses zu verifizieren, wären altersvergleichende Untersuchungen nötig.

### Zusammenfassung und Ausblick

Es konnte gezeigt werden, dass die durch osmotischen Stress erzeugten Anthozyanbildungen bei *Lepidium sativum* sowohl im Sprossachsenbereich als auch in den Keimblättern vornehmlich in den unmittelbar auf die Epidermis folgenden Zellen auftreten. Allerdings lässt sich eine gewisse Tendenz hinsichtlich des Übergreifens dieser Stoffwechseländerung auf benachbarte tiefergelegene Areale konstatie-

ren. Die Ergebnisse sind mit einfachsten Präparationsmethoden darstellbar.

Die Frage nach der biologischen Funktion kann an dieser Stelle kaum erörtert werden. Liegt ausschliesslich ein Schadbild vor oder gibt es hier kurz vor dem Ende einer Entwicklung mit höchstwahrscheinlich letalem Ausgang noch eine Spur von Sinn, etwa im Hinblick auf Minderung schädigender Strahlungsanteile? Gleichermassen unklar ist, wo die Umweltstörung im Pflanzenkörper unmittelbar wirksam wird. Kann sie die Expression von Genen in irgendeiner Weise direkt über ein Schockoperon beeinflussen, oder werden im Konzert der Enzyme Signale gesetzt, welche die Bereitstellung lebenswichtiger Verbindungen in eine andere Richtung drängen könnten? Mengel (1991) hält die frühere Annahme, dass bei Wasserstress auch die Konformation der Enzyme verändert wird, inzwischen für unwahrscheinlich, weil das einen Gewebswasserverlust von über 80% voraussetzen würde. Dieser Wert wird wohl auch bei den hier behandelten Versuchen kaum erreicht.

### Literaturhinweise

- Blank, F.: Anthocyanins, flavones, xanthenes. In: Ruhland, W. (Hrsg.): Handbuch der Pflanzenphysiologie, Bd. X, Der Stoffwechsel sekundärer Pflanzenstoffe. Springer Verlag, Berlin 1958.
- Hoffmann, G. M.: Lehrbuch der Phytomedizin, 2. Aufl. Verlag Paul Parey, Berlin 1985.
- Libbert, E.: Lehrbuch der Pflanzenphysiologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1973.
- Mengel, K.: Ernährung und Stoffwechsel der Pflanze, 7. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Jena 1991.

Verfasser: Eckhard Schwarz,  
Steinkuhlstr. 2, D-44799 Bochum

Ich tu was

Karin Jeva

Kaufmännische Angestellte, Stuttgart:

»Ich unterstütze die Deutsche Welthungerhilfe, weil ich in der Welt etwas bewegen möchte.«

Spendenkonto  
Sparkasse Bonn:1115





DEUTSCHE WELTHUNGERHILFE

Adenauerallee 134 53113 Bonn Tel.: 0228-2288-0 Fax: 0228-220710

# Vergleich von Intermedien bei der Paraffineinbettung

Anton Losert und Gabriele Hrauda

**Zur Herstellung von Dünnschnitten wird als häufigstes Einbettungsmittel Paraffin verwendet (Klebs, 1869). Bei der Paraffineinbettung ist die Verwendung von Intermedien für den Präparationsgang – um das fixierte Objekt von der Entwässerung im Alkohol in das Einbettungsmedium Paraffin zu überführen – unumgänglich notwendig. Vielen Mikroskopikern stehen für ihre Arbeiten keine Laborräume zur Verfügung, sodass sie mit zum Teil bedenklichen Chemikalien in der Wohnung hantieren müssen. Die damit verbundenen Gefahren und Belästigungen für den Bearbeiter selbst aber auch für seine Mitbewohner sollten sich daher im Interesse eines gedeihlichen Zusammenlebens in Grenzen halten.**

Der nachfolgende Vergleich von Intermedien für die Paraffineinbettung richtet sich vor allem an den Amateur. Abgesehen von den präparatorischen Vor- und Nachteilen soll auch die möglichst gefahrlose Handhabung der verwendeten Substanzen in Betracht gezogen werden.

## Paraffineinbettung

Paraffin eignet sich als Einbettungsmittel sowohl für tierisches als auch für pflanzliches Material. Es besitzt zahlreiche, für diesen Anwendungsbereich positive Eigenschaften. So ist es chemisch inaktiv, bei Zimmertemperatur homogen und leicht schmelzbar (zwischen 45 °C und 60 °C) (Burck, 1982). Zusätze, welche die Schneidbarkeit von Paraffin verbessern, sind zum Beispiel Bienenwachs, Ceresin, Asphalt, Carnaubawachs, Candelillawachs oder Rohgummi. Reines Paraffin findet heute zumeist keine Anwendung, sondern es wird auf Paraffingemische mit verschiedensten Zusätzen zurückgegriffen; davon sind zum Beispiel am Markt: Histocomp (Fa. Vogel), Histoplast (Fa. Serva), Histosec (Fa. Merck), Histowax (Fa. Jung) oder Paraplast plus (Fa. Shandon) (diese Aufzählung stellt keinen Anspruch auf Vollständigkeit).

Nach der Entwässerung des Proben ist die Entfernung des Alkohols der nächste wichtige Schritt. Dafür wird die Probe durch ein oder

mehrere Intermedien geführt, die sowohl mit Alkohol als auch mit Paraffin mischbar sind. Von besonderem Vorteil können Intermedien sein, die selbst Wasser aufnehmen können (Romeis, 1989). Darin können Wasserreste, die über Entwässerung in der letzten Alkoholstufe noch verschleppt wurden, schließlich doch noch entfernt werden. Schlechte Schneidbarkeit und Schrumpfungen können oft auf Reste von Alkohol oder Wasser im Paraffin zurückgeführt werden (von Apathy, 1912).

Darüber hinaus treten beim Herstellen von Paraffinschnitten manchmal noch andere Schwierigkeiten auf. Die wichtigsten Ursachen für die schlechter Schneidbarkeit von Paraffinblöcken sind:

- Das Objekt ist zu hart, es enthält Kalk, Knochen, Chitin, Kieselsäure, Holz, Fremdkörper.
- Das Objekt wurde zu lange in höherprozentigem Alkohol, Xylol, Benzol u.ä. aufbewahrt.
- Reste von Wasser, Alkohol oder vom Intermedium befinden sich noch im Block.
- Das Objekt ist unvollständig mit Paraffin durchtränkt.
- Es hat eine unvollständige Durchmischung von Paraffinsorten unterschiedlicher Schmelzpunkte und somit unterschiedlicher Härte stattgefunden.
- Es wurden ungeeignete Paraffinsorten verwendet – die Härte des Paraffins muss an die Konsistenz der Probe angepasst sein.

- Die Probe wurde zu langsam abgekühlt.
- Beim Schneiden herrscht eine zu hohe Raumtemperatur.

Einige dieser Probleme können durch die Wahl eines passenden Intermediums minimiert, wenn nicht sogar ausgeschaltet werden. Die wünschenswerten Eigenschaften eines Intermediums sind:

- Mischbarkeit mit Alkohol und Wasser.
- Gute Löslichkeit von Paraffin.
- Ausreichende Flüchtigkeit.
- Gutes Eindringen in die Probe.
- Struktur und Konsistenz der Probe dürfen möglichst wenig beeinflusst werden.
- Geringe Feuergefährlichkeit.
- Geringe Toxizität.
- Geringe Geruchsbelästigung (nach individuellem Empfinden).
- Erwerb ohne Giftbezugslizenz.

Gerade die letzt genannte Anforderung soll hier näher betrachtet werden, immer auch unter dem Aspekt, dass mit diesen Substanzen in Wohnräumen hantiert wird. Als Vergleichsgröße wurden die Schweizer Giftklassen (CH-Giftklassen) gewählt, wie sie auch beispielsweise auf den Produkten der Fa. Merck angegeben werden. Bei den Schweizer Giftklassen werden fünf Kategorien unterschieden:

- 1 = sehr starke Gifte (cancerogen, mutagen, teratogen)
- 1–2 = sehr starke Gifte
- 3 = starke Gifte
- 4 = nicht unbedenkliche Stoffe
- 5 = Stoffe und Erzeugnisse geringster Gefährlichkeit

Die Einstufung im deutschen und österreichischen Chemikaliengesetz nach giftigen, mindergiftigen und gesundheitsgefährdenden Stoffen kann natürlich ebenfalls als Informationshilfe herangezogen werden.

### Methodenvergleich

Nachfolgend werden sechs verschiedene Methoden der Paraffineinbettung nach ihren präparatorischen Vor- und Nachteilen, ihrer Beeinflussung der Schneidbarkeit und eben auch der Giftigkeit der verwendeten Stoffe vorgestellt (Tab. 1–6) und in einer Übersichtsdarstellung miteinander verglichen (Tab. 7).

### Xylol (*Dimethylbenzol*) (Tab. 1)

Diese in der Vorgehensweise an sich einfache Methode bringt eigentlich nur Nachteile. Xylol ist nicht mit Wasser mischbar, es ist weniger flüchtig, das heißt, es verbleibt unnötig lang in der Probe. Dadurch können die Objekte spröde und hart werden. Darüberhinaus verursacht Xylol eine starke Geruchsbelästigung, es ist brennbar und steht im Verdacht, Stoffwechselerkrankungen hervorzurufen.

**Tabelle 1.** Xylol.

---

Alkoholreihe
↓
Xylol
↓
Xylol-Paraffin bei ca. 40 °C
↓
Paraffin

---

### Methylbenzoat (*Benzoessäuremethylester*) und Benzol (Tab. 2)

Die klassische Methode der Histologie liefert gute Resultate hinsichtlich der Schneidbarkeit von Proben, bedingt durch die rasche Durchtränkung der Objekte. Zumindest im Methylbenzoat ist der längere Aufenthalt für die Proben unschädlich, ganz im Gegenteil zu Benzol, bei dem zu lange Einwirkdauer eine zumeist unerwünschte Härtung der Proben hervorruft. Benzol ist ein besonders gefährliches Gift, äußerst feuergefährlich, und daher auch nicht frei erhältlich.

**Tabelle 2.** Methylbenzoat.

---

Alkoholreihe
↓
Methylbenzoat
↓
Benzol
↓
Benzol-Paraffin bei ca. 40 °C
↓
Paraffin

---

### Chloroform (*Trichlormethan*) (Tab. 3)

Die Chloroform Methode wird häufig in Kliniken und Labors verwendet. Sie wird in der Literatur als besonders schonend für die zu bearbeitenden Objekte dargestellt. Dementspre-

**Tabelle 3.** Chloroform.

Alkoholreihe
↓
Chloroform
↓
Chloroform-Paraffin bei ca. 40 °C
↓
Paraffin

chend liefert sie sehr gute Schneideergebnisse, die Proben werden kaum gehärtet. Dagegen zu halten ist, dass Chloroform ebenso wie Benzol extrem giftig ist, es nicht sehr beständig ist und sich in Phosgen und Chlorwasserstoff (!) zersetzt. Dementsprechend ist auch Chloroform nicht frei erhältlich. Chloroform hat außerdem den Nachteil, nur langsam in die Proben einzudringen.

*Isopropylalkohol (n/1 Propanol) (Tab. 4)*

Diese Methode erscheint für den Amateur wegen ihres einfachen Vorgehens sehr gut geeignet. Die Vorteile liegen in der unbegrenzten Mischbarkeit mit Wasser, wobei Isopropanol leichter wasserfrei zu halten ist als zum Beispiel Äthanol. Auch bei längerer Verweildauer härten die Proben kaum. Gegen diese Methode spricht, dass Isopropanol langsamer eindringt als Benzol – es braucht ungefähr die dreifache Zeit – und dass es aus Gewebsspalten und Hohlräumen rascher verdunstet als Paraffin eindringt, dadurch können Schrumpfungen entstehen können. Als weiterer Nachteil für die Arbeit in der Wohnung muss die leichte Entzündlichkeit genannt werden.

**Tabelle 4.** Isopropylalkohol.

Isopropylalkoholreihe
↓
Isopropylalkohol-Paraffin bei ca. 60 °C
↓
Paraffin

*Tertiärer Butylalkohol (Tertiäres Butanol) (Tab. 5)*

Tertiäres Butanol wäre ein sehr gut geeignetes Intermedium, weil es unbegrenzt mit Wasser mischbar ist, die Proben kaum härtet und zu guten Schneideresultaten führt. Wie aus Tabelle 5 jedoch ersichtlich, verläuft der Präpara-

**Tabelle 5.** Tertiärer Butylalkohol.

Alkoholreihe bis 50%				
↓				
Butanolreihe				
	I	II	III	IV
Wasser	50	30	15	
Äthanol 92%	40	50	50	45
tertiäres Butanol	10	20	35	55

↓  
reines Butanol 3x  
↓  
Butanol Paraffinöl = 1 1  
↓  
Butanol Paraffinöl = 1 1 über Paraffin  
bei ca. 60 °C  
↓  
Paraffin

tionsgang eher umständlich. Tertiäres Butanol ist feuergefährlich und erstarrt bei 25 °C. Diese Eigenschaft bedeutet, dass es stets leicht erwärmt zu halten ist und daher ein Wärmeschrank benötigt wird, der besonders in den unteren Temperaturbereich genau zu regulieren ist; gerade diese Geräte sind kostspielig.

*n-Butylalkohol (1-Butanol) (Tab. 6)*

Die Anwendung von n-Butanol als Intermedium für die Paraffineinbettung wurde erstmals von Larbaud (1921) publiziert. Gegenüber dem tertiären Butanol ist n-Butanol zwar in geringerem Maße mit Wasser mischbar, es löst etwas weniger Paraffin, dringt langsamer

**Tabelle 6.** n-Butylalkohol.

Butanolreihe							
	I	II	III	IV	V	VI	VII
Wasser	70	60	45	30	20	10	
Äthanol 92%	20	25	30	30	25	20	15
n-Butanol	10	15	25	40	55	70	85

↓  
reines Butanol 3x  
↓  
Butanol Paraffin bei ca. 55 °C  
↓  
Paraffin

**Tabelle 7.** Gegenüberstellung verschiedener Intermedien zur Paraffineinbettung.

	Benzol	n-Butanol	tertiäres Butanol	Chloroform	Iso-propanol	Methylbenzoat	Xylol
CH-Giftklasse	1*	4	4	1*	4	4	4
Schneidbarkeit	gut	gut	gut	gut	gut	gut	schlecht
härtet Proben	ja	kaum	kaum	kaum	kaum	nein	ja
einfache Handhabung	nein	ja	nein	ja	ja	nein	ja
Mischbarkeit mit Paraffin	ja	ja	ja	ja	ja	nein	ja
Mischbarkeit mit Wasser	nein	begrenzt (77g/l)	unbegrenzt	kaum (8g/l)	unbegrenzt	nein	nein
starke Geruchsbelästigung	ja	wenig	ja	ja	wenig	ja	ja
feueregefährlich	ja	nein	ja	nein	ja	nein	ja

ein, gleichzeitig liefert es aber sehr gute Schneidresultate und härtet bei längerem Verweilen die Proben nicht. Zudem bleibt es bei Zimmertemperatur flüssig und ist kaum feuergefährlich. Diese beiden letztgenannten Eigenschaften machen diese Methode zu einer, die gerade dem Amateur als eine probate Möglichkeit vorgeschlagen werden kann.

### Fazit

Natürlich steht bei der Wahl des jeweiligen Präparationsganges das zu untersuchende Objekt im Vordergrund, nach dessen Beschaffenheit und möglichen besonderen Inhaltsstoffen (z. B. Kalk oder Chitin) wird das jeweils beste Verfahren zu wählen sein. Gleichzeitig sollten jedoch die Sicherheit am Arbeitsplatz und die Gesundheit des Bearbeiters nicht außer Acht gelassen werden. Die Histologie kann damit ihr „Hexenküchenimage“ ablegen und beispielsweise auch für Jugendliche interessant werden, denen man oftmals den Umgang mit den bedenklischen Stoffen nicht zumuten wollte. Und – um den Kreis zu Einleitung zu schließen – eine Tätigkeit, die ohne allzu große Belästigung der häuslichen Mitbewohner statt-

findet, weckt oftmals eher Akzeptanz und Interesse und lässt so neue Freunde an den kleinen Dingen des Lebens entstehen.

### Literaturhinweise

- Apathy v. S.: Neue Beiträge zur Schneidetechnik. Z. wiss. Mikr. 449–515 (1912).  
 Burck, H.-C.: Histologische Technik. 5. Aufl. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1982.  
 Gerlach D.: Botanische Mikrotechnik. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1969.  
 Kisser J.: Die botanisch-mikrotechnische Schneidemethode. In: Abderhalden, E. (Hrsg.): Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden. Verlag Urban und Schwarzenberg, Berlin 1932.  
 Klebs, H.: Die Einschmelzungsmethode. Archiv. f. mikroskopische Anatomie 5, 164ff (1869).  
 Larbaud, M.: Nouvelle technique pour les inclusions et les préparations microscopiques des tissus végétaux et animaux. Com. Rend. Acad. Sciences Paris 162, 1317 (1921).  
 Romeis, B.: Mikroskopische Technik, 16. Auflage. Verlag R. Oldenbourg, München 1968.  
 Romeis, B., Böck, P. (Hrsg.): Mikroskopische Technik, 17. Auflage. Urban und Schwarzenberg, München 1989.

*Verfasser:* Anton Losert, Märzstraße 124/24, A-1140 Wien, Österreich, und  
 Dr. Gabriele Hrauda, Phorugasse 16/10, A-1040 Wien, Österreich

# Der Hellfeldkondensator – ein oft unterschätzter Partner des Mikroskopikers

Werner Nachtigall

**Wer Ungeübten das Mikroskopieren beibringt, weiß, wie sehr der Kondensator unterschätzt wird. Meist steht er irgendwo und irgendwie, und der Anfänger zieht die Blende zu, wenn ihm das Bild zu hell ist. Dabei ist der Hellfeldkondensator – auch ein Kondensator einfachster Art – ein ganz phantastischer Partner für den Mikroskopiker, wenn man ihn richtig benutzt.**

Die Handhabung ist im Prinzip einfach und wird in jedem Mikroskopier-Buch beschrieben. Vielleicht ist es trotzdem nicht falsch, gerade für die neu dazugekommenen Jünger der Mikroskopiker-Zunft die wichtigsten Aspekte kurz zusammenzustellen. Es gibt sechs Punkte, die in diesem Zusammenhang wichtig sind. (Ähnliches scheint mir für die Praxis des Köhlers – der richtigen Einstellung der Köhler'schen Beleuchtung – zu gelten. Davon in einem Folgebeitrag).

## Was ist ein Kondensator?

Der Kondensator (Abb. 1A) besteht aus einer Schiebehülse, die in einer auf- und abwärts bewegbaren Zentrierfassung unter dem Objektisch eingeschoben und festgeklemmt werden kann. Die meisten Kondensatoren sind zweilinsig, tragen auf der Unterseite eine große bikonvexe Linse geringerer, auf der Oberseite eine kleine plankonvexe Linse höherer Brechkraft. Damit sie so weit wie möglich an den Objektträger zu nähern sind, ist die Planseite der oberen Linse nach außen gerichtet (B). Unter der unteren Linse sitzt meist eine Irisblende, darunter können ausklappbare Träger für Rundfilter angeordnet sein.

## Welche Aufgaben hat ein Kondensator?

Zum einen soll der Kondensator das Beleuchtungslicht auf das Objekt konzentrieren. Dazu stellt er ein kurzbrennweitiges Linsensystem extrem hoher Lichtstärke dar (B). Dies ist aber nicht seine Hauptaufgabe. Man könnte eine

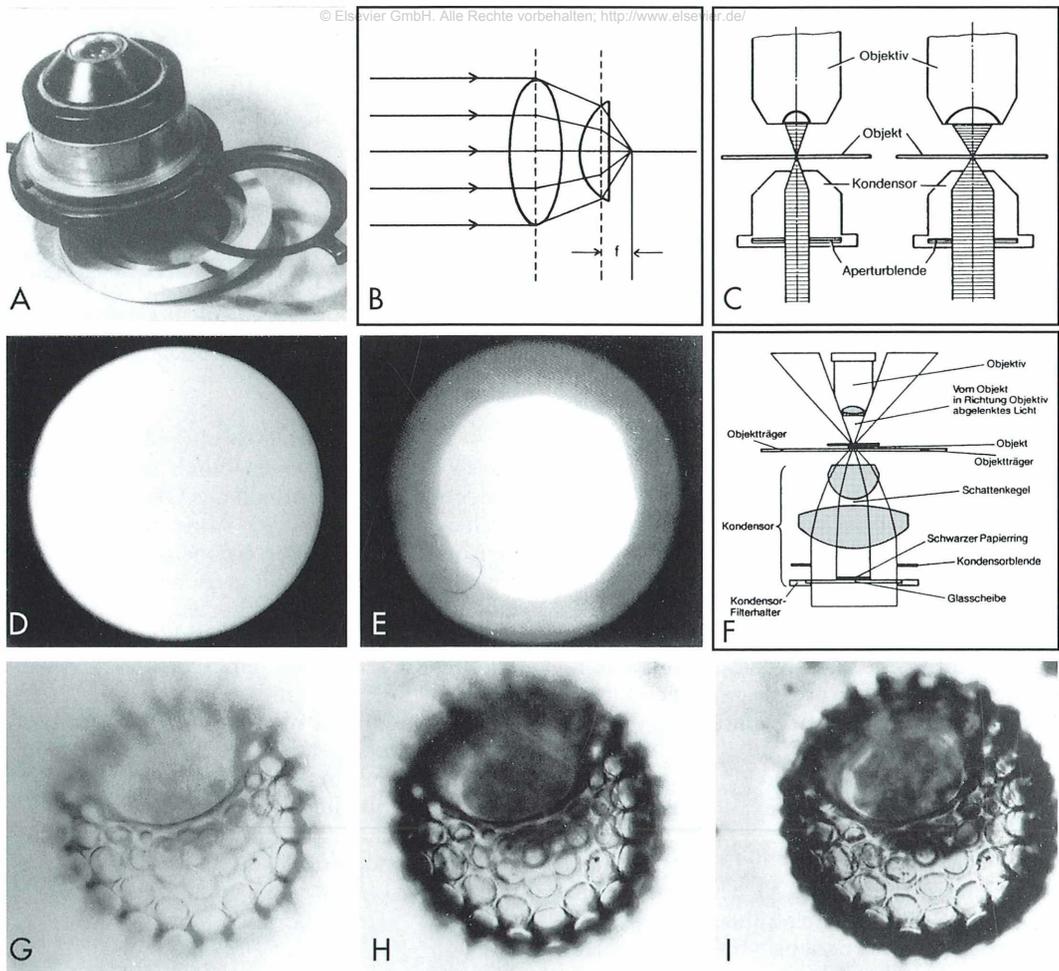
starke Beleuchtung auch durch eine einfache Niedervoltbirne unterhalb des Objektischs erreichen, was viel billiger käme als eine Kondensatoreinrichtung. Der Kondensator erlaubt es vielmehr, eine hohe numerische Apertur des Objektivs wirklich auszunutzen, indem er den Beleuchtungskegel richtig einstellt. Die Teilabbildung C zeigt links ein Objektiv geringer Apertur (kleiner Öffnungswinkel). Die Kondensatorblende wird so weit zugezogen, bis der Ausfalls-Lichtkegel des Kondensators dem Einfall-Lichtkegel des Objektivs entspricht. Die rechte Teilabbildung zeigt ein Objektiv höherer numerischer Apertur. Zu seiner Anpassung muß die Kondensatorblende weiter geöffnet werden.

## Wie spielen Kondensator und Objektiv zusammen?

In der Praxis reicht eine Kondensatorapertur von etwa zwei Dritteln der Objektivapertur. Für die meisten Trockensysteme reicht ein ganz billiger Kondensator mit einer Apertur von 0,6 aus.

## Wie soll die Kondensatorblende eingestellt werden?

Es gibt eine Faustregel: Kondensator relativ hochstellen, das Okular entfernen und in den Mikroskopoptubus schauen. Bei völlig offener Kondensatorblende erscheint die Objektiv-Hinterlinse (ohne Präparat) wie in Teilabbildung D als helle Scheibe. Nun schließt man die Kondensatorblende etwa auf zwei Drittel des Scheibendurchmessers (E). Damit erreicht man für



**Abb. 1: Der Hellfeldkondensator und seine Einstellung. Zur Erläuterung der Teilbilder A–I vergl. den Text.**

die meisten Fälle eine genügend gute Aperturanpassung.

**Wie wirkt Höhenverstellung und Blendung des Kondensators?**

Normalerweise soll der Kondensator relativ hoch stehen, sodass das Bild bei teilgeschlossener Blende gut ausgeleuchtet ist. Meist ist nach oben noch ein kleines Spiel. Wenn man den Kondensator bis zum Anschlag hebt, wird das Bild wieder schlechter, weil die optischen Idealeinstellungen (über die hier nicht berichtet

wird) überschritten sind. Das Bild wird dann überstrahlt. In solchen Fällen ist der Kondensator leicht zu senken. Senkt man ihn weiter, so werden die Konturen härter, das Bild wird dunkler und die Auflösung wird schlechter – auch wenn das nicht so aussieht (man wechselt gerne harte Konturen mit scharfen Konturen). Manchmal bleibt nichts übrig als so vorzugehen, dann nämlich, wenn Objekte sowieso sehr konturenweich sind, wie beispielsweise manche Protozoen. Einen ähnlichen Effekt erreicht man durch Blendung. Ist die Blende zu weit geöffnet (die Kondensorapertur größer als die Objektiv-

apertur), so kommt es leicht zu Überstrahlungen (G). Beim richtigen Schließen auf etwa zwei Drittel ist das Bild optimal (H). Schließt man sehr stark, so wird das Bild nicht nur dunkler (das kann man durch Erhöhung der Lampenspannung ausgleichen) sondern auch kontrastreicher und erscheint deshalb schärfentiefer. Dieser scheinbare Vorteil wird aber dadurch wieder zunichte gemacht, dass die Bildauflösung leidet.

Wenn es also darauf ankommt, eine möglichst gute Auflösung zu bekommen, so muss man die obengenannte Idealeinstellung anstreben. Wenn man dabei aber mangels einer kontrastreichen Vorlage praktisch nichts sieht, muss man wohl oder übel zähneknirschend die Blende weiter und weiter schließen und/oder den Kondensator weiter und weiter senken. Man erreicht dann Effekte wie in Teilabbildung I, verzichtet aber darauf, das Mikroskop optisch voll auszureizen.

### **Wie kann man ein einfaches Dunkelfeld herstellen?**

Legt man in den Filterhalter des Hellfeldkondensators eine Rundglasscheibe (probat ist ein bereits richtig dimensioniertes Wärmeschutzfilter) und darauf in der Mitte ein aus schwarzem Papier ausgeschnittenes Rundscheibchen, so blendet man einen zentralen

Strahlenkegel aus (F). Es kommen dann nur noch die randständigen Lichtstrahlen aufs Objekt, laufen dort auseinander und gelangen nicht ins Objektiv; das Objektiv „sieht“ dann nur vom Objekt abgelenktes Licht. So erscheint beispielsweise ein Wasserfloh hell gegen den dunklen Untergrund: Dunkelfeld. Das Ganze funktioniert nur bei schwacher Vergrößerung, gut etwa bei 10x. Man muss den Kondensator möglichst hoch stellen; den richtigen Durchmesser des zentralen Papierscheibchens muss man ausprobieren. Gut ist auch eine Reißzwecke mit abgeklopftem Stift, für sehr schwache Vergrößerungen eignet sich ein Pfennigstück.

Der erfahrene Mikroskopiker bedient den Kondensator rein gefühlsmäßig richtig. Bei der Ausbildung von Studenten habe ich aber oft gemerkt, dass der Anfänger sich beklagt, weil er scheinbar nichts oder nichts Deutliches sieht. Zu 80% der Fälle lag's an der Kondensatorbedienung.

### **Literatur**

Nachtigall, W.: Mikroskopieren. Geräte, Objekte, Praxis. BLV, München 1994.

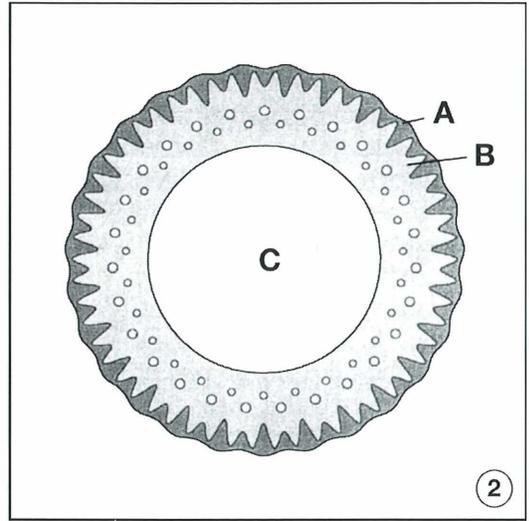
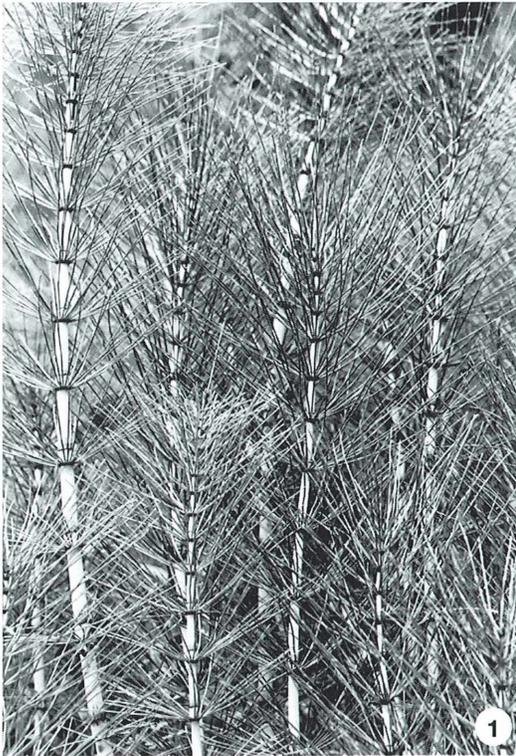
Verfasser: Prof. Dr. Werner Nachtigall, Zoologisches Institut, Universität des Saarlandes, D-66041 Saarbrücken

## **Kurze Mitteilung**

### **Funktionelle Anatomie des Riesen-Schachtelhalms**

Mikroskopisch-anatomische Untersuchungen können zum Verständnis der Biomechanik der Stengel von Schachtelhalmen beitragen. Der in Europa vorkommende Riesen-Schachtelhalm (*Equisetum telmateia*) wird nur bis zu 2 m hoch; die im tropischen Südamerika heimische Art *E. giganteum* kann jedoch mehr als 5 m lang werden. Unter und zwischen Lianen kann deren Luftsprösser oder „Halm“ sogar bis zu 12 m hoch aufragen. Die Pflanzen wachsen stets in dichten Beständen und stützen einander (Abb. 1). Das ist auch notwendig, denn die anatomische Struktur, mit der Anordnung der mecha-

nischen Gewebe in einem äußeren Ring (Hy-podermal-Sterom mit Kutikula), bedingt lediglich Stabilität in Längsrichtung, während die Biegefestigkeit durch das weiter nach innen verschobene turgeszente Parenchym mit den Carinal- und Vallecularkanälen, welche die lysigene Markhöhle auskleiden, gesichert wird. Die Fasern, welche das mechanische Gewebe bilden, sind nicht mit Phlorogluzin-Salzsäure anfärbbar, also nicht verholzt. Sie werden daher als nicht-lignifiziertes Sklerenchym oder ausdifferenziertes Kollenchym interpretiert.



**Abb. 1:** Sterile Luftsprosse des Acker-Schachtelhalms (*Equisetum arvense*). Die sterilen Sprosse sind in Knoten (Nodien) und Zwischenknoten (Internodien) gegliedert. An den Knoten entspringen die quirlig angeordneten Seitenzweige (Foto: C. Stumm, Nijmegen). – **Abb. 2:** Computer-Rekonstruktion der Gewebeverteilung in einem Internodium (4. Internodium von unten). A Hypodermal-Sterom mit Kutikula, das mit zapfenförmigen Verdickungen in das parenchymatische Gewebe vorstößt. B parenchymatischer Ring mit quer getroffenen Vallecularkanälen. C lysigene Markhöhle (nach Spatz *et al.* 1998).

Aufgrund umfangreicher mikroskopischer Messungen, unter anderem der Dicke des mechanischen Gewebes, der Wanddicke der Sprosse, des Radius der lysigenen Markhöhle, der tangentialen und radialen Durchmesser der Carinal- und Vallikularkanäle, des Sprossdurchmessers und der Internodienlänge konnte die anatomische Struktur mit dem Computer rekonstruiert werden (Abb. 2). Es ergab sich eine gute Übereinstimmung zwischen der Rekonstruktion und der gefundenen Verteilung der verschiedenen Gewebe auf dem mikroskopischen Schnitt. Sobald die Luftsprosse höher sind als 2,5 m, werden sie mechanisch instabil.

Als Spreitzklimmer unterstützen sich aber die individuellen Halme durch Verflechtung der wirteligen Seiten-Äste zweiter und dritter Ordnung. Man kann daher diesen Wachstumstyp zurecht als „Semi-Selbst-Supporter“ bezeichnen.

Spatz, H. C., Köhler, L., Speck, T.: Biomechanics and functional anatomy of hollow-stemmed sphenopsids. I. *Equisetum giganteum* (Equisetaceae). *Amer. J. Bot.* 85, 305–314 (1998).

H. F. Linskens, Nijmegen

## „Exotische“ Zieralgen aus einem Moor in Tirol

Rupert Lenzenweger

**Die Untersuchungen von Algenproben aus einem Moor in Tirol bescherten mir ungewöhnlich viele, höchst erfreuliche und erstaunliche Überraschungen. Neben vielen Arten von Desmidiaceen, die in Mitteleuropa als ausgesprochene Raritäten gelten, wurden auch einige Neufunde für Mitteleuropa und sogar auch ein Taxon gefunden, das bisher nur aus anderen Kontinenten bekannt war.**

Das als Schwemm bezeichnete Moor liegt in der Nähe von Walchsee in Tirol. Es handelt sich dabei um ein sehr schönes, relativ großes und reich gegliedertes Moorareal in Tallage, nicht weit entfernt von einem touristisch stark frequentierten Ort und inmitten landwirtschaftlich genutzter Flächen. Dennoch ist es bisher von zerstörerischen menschlichen Eingriffen verschont geblieben, was allein schon einen ganz erstaunlichen Umstand darstellt.

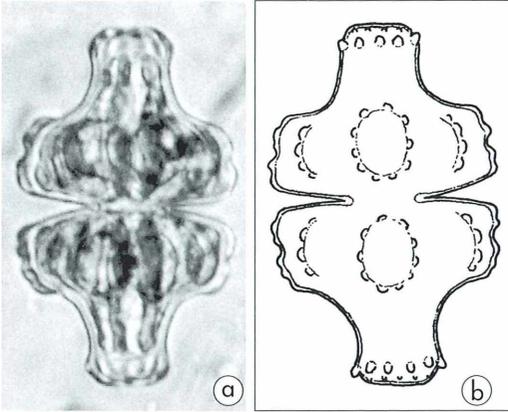
Seine Entstehung verdankt es der Eiszeit, in der Gletscher in diesen Talböden tiefe Mulden ausgeschürft haben, die sich nach dem Abschmelzen des Eises mit Wasser füllten und Seen bildeten. Im Laufe von Jahrhunderten verlandete einer davon allmählich, was letztlich zur Entstehung des heutigen Moores führte. Abgründige Moorlöcher und schwingende Moorböden im Zentrum zeugen noch von diesem einstigen See. Vom verbuschten Randbereich aus gesehen weist zunächst nichts auf die Besonderheit dieses Moores hin. Je weiter man aber gegen die Moormitte vordringt, um so abwechslungsreicher und interessanter wird es: Unzählige seichte Schlenken werden abgelöst von tiefen, langgestreckten Tümpeln mit üppi-gen Seerosenbeständen und teichähnlichen Gewässern, die landschaftlich fast an die Everglades in Florida erinnern. Die pH-Werte der Gewässer bewegen sich in Bereichen von 6–6,7.

*Euastrum attenuatum* Wolle var. *splendes* (Fritsch & Rich.) Grönblad (Abb. 1) kann man vereinzelt in den seichten, von Torfmoosen begrenzten Schlenken finden. Es ist 57–59 µm lang, 33–35 µm breit, Isthmus: 11 µm, Dicke: 25 µm. Die Zellhälften sind trapezförmig, durch die stark konkav eingezogenen Seiten

sind die Apikallappen vorspringend deutlich ausgeprägt. Die Zellenden sind breit abgestumpft mit einem intramarginalen Kranz länglicher Warzen. In der Mitte der Zellhälften und beiderseits von diesen erheben sich mit flachen Warzen besetzte Aufwölbungen. Der Mitteleinschnitt ist spitzwinkelig geöffnet. Die Scheitelansicht ist im groben Umriss rechteckig mit insgesamt 8 vorspringenden Wellen und einem kreisförmigen Warzenkranz in der Scheitelmitte.

Diese Alge wurde ursprünglich von Frisch & Rich (1937) als *Euastrum splendens* aus Afrika (Natal) beschrieben; Grönblad *et al.* (1958) haben sie in Proben aus dem Sudan gefunden und in den Status einer Varietät von *Euastrum attenuatum* Wolle versetzt. Bislang liegen auch Funde aus Montana und Südamerika vor (Prescott *et al.*, 1977). Funde aus Europa sind uns bisher nicht bekannt.

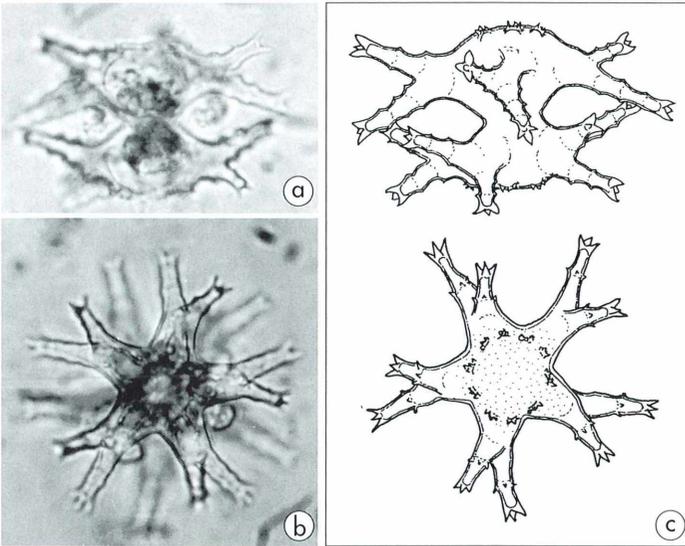
*Staurastrum sexangulare* (Bulnh.) Lundell var. *sexangulare* (Abb. 2) ist reichlich in Proben aus den Seerosentümpeln und den Schlenken in deren unmittelbaren Umgebung enthalten. Die Zellen sind 40–45 µm lang, 55–75 µm breit, Isthmus: 9–11 µm. Die Zellhälften sind im groben Umriss flach elliptisch mit langen, an der Basis gegabelten Zellarmen mit 2 umlaufenden Reihen spitzer Granulen und derben Endstacheln. Die Mitteleinschnitte sind innen spitz, nach außen U-förmig geöffnet, die Zellscheitel sind flach konvex und mit einem Kranz mehrstacheliger Warzen besetzt. Die Scheitelansicht ist sternförmig mit 5–7 mit gegen die Enden zu V-förmig gegabelten Fortsätzen. Intramarginal zwischen zwei benachbarten Fortsätzen jeweils eine 2–3-spitzige Warze.



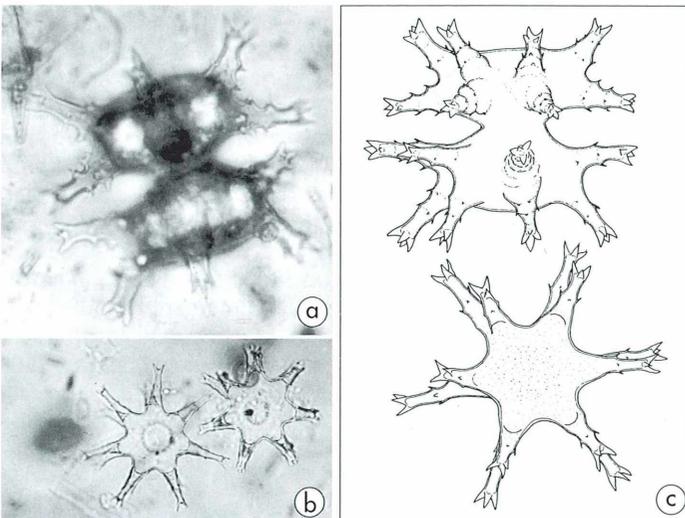
Diese Alge ist an sich weltweit verbreitet und sowohl aus den Tropen als auch aus der Arktis bekannt. Die bisher einzige konkrete Fundangabe aus Mitteleuropa liegt aber mehr als 70 Jahre zurück und stammt aus dem Hechtgebiet im norddeutschen Flachland (Donat, 1926).

*Staurastrum sexangulare* var. *crassum* Turn. (Abb. 3) kommt gemeinsam mit der Typusvarietät vor. Diese wunderschöne und recht ansehnliche Alge ist 75–80 µm lang, einschließ-

**Abb. 1:** *Euastrum attenuatum* var. *splendens* (a 400×).

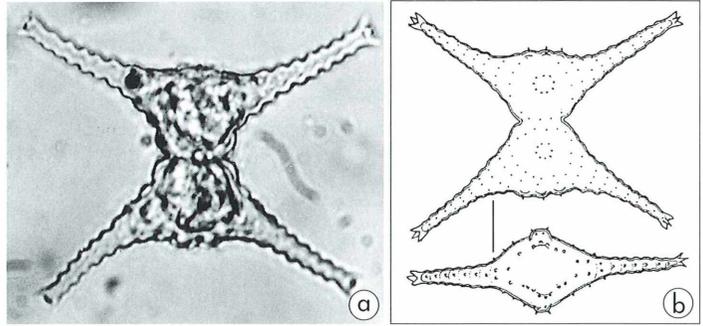


**Abb. 2:** *Staurastrum sexangulare* var. *sexangulare* (a und b (Scheitelansicht) 400×).



**Abb. 3:** *Staurastrum sexangulare* var. *crassum* (a 400×, b 100× (Scheitelansicht)).

Abb. 4: *Staurastrum natator* var. *natator* (a 600×).



lich der Arme 80–95 µm breit, Isthmus 19–21 µm und damit fast doppelt so groß wie die Typusvarietät. Im groben Umriss entspricht sie dieser weitgehend. In den Scheitelansichten divergieren die paarigen Zellarme aber nur wenig und der gesamte Scheitelbereich ist glatt mit dicht stehend groben Poren.

Die Funde der Erstbeschreibung stammen aus Ostindien (Turner, 1892). Als var. *asperum* beschrieb es Playfair (vermutlich aus Süd-Wales). Krieger (1932) und Scott & Prescott (1961) bildeten es aus Westjava ab.

Sowohl Grönblad (1920) als auch der Autor sammelten es aus Finnland.

*Staurastrum natator* West var. *natator* (Abb. 4) kommt in fast allen Kleingewässern im Zentralbereich des Moores mehr oder weniger zahlreich vor. Die Zellen sind einschließlich der Arme 50–55 µm lang, 60–62 µm breit, Isthmus 10 µm. Die Zellhälften sind trapezförmig mit schräg nach außen abstehenden, kleingewellt ausgerandeten Armen mit kleinen Endstacheln. Der Mitteleinschnitt ist innen spitz, nach außen weit geöffnet. Die Zellwand ist granuliert und zeigt in der Mitte der Zellhälften einen charakteristischen Kreis kleiner Warzen. Die Scheitelansicht ist spindelförmig, in der Mitte verbreitert mit einem beiderseits konischen Vorsprung. Diese Alge ist zwar weltweit verbreitet, kommt fast durchwegs aber in nördlichen Breiten (Alaska, Labrador, Arktis) vor (Croasdale, 1957).

## Diskussion

Von *Euastrum attenuatum* var. *splendens* wohl abgesehen können die in Schwemm-Moor vorgefundenen Raritäten insofern als mögliche

Eiszeitrelikte gedeutet werden, als diese Taxa durchweg in den nördlichen Breiten beheimatet sind und vom Autor zum Teil auch in Mooren Schwedens und Finnlands gefunden wurden. Die Eiszeiten hatten auf die Fauna und Flora natürlich tiefgreifende Folgen. Die Vegetationszonen wurden verschoben, arktisch-alpine Vegetation drang in die verbliebenen, eisfreien Gebiete vor und diese trugen eine der heutigen Tundra vergleichbare Pflanzendecke. Die Bildung der Moore in den Alpen geht auf das Ende der Würmeiszeit zurück. Nach dem Rückzug des Eises waren die von den Gletschern ausgeschliffenen Hohlformen im Gelände von feinen wasserdichten Tönen bedeckt, wodurch die Bildung von Seen begünstigt wurde, deren allmähliche Verlandung zur Entstehung der heutigen Moore führte.

Die zunehmende Erwärmung hatte eine neuerliche, nun aber umgekehrte Wanderung der Vegetation zur Folge. Aber nicht alle Pflanzen machten diesen Rückzug mit und manche von ihnen findet man heute nicht nur in alpinen Lagen, sondern als sogenannte Eiszeitrelikte auch in den Niederungen des Alpenvorlandes. Es ist daher nicht ganz abwegig, damit auch für das Vorkommen dieser nordischen Zieralgen so weit südlich ihres eigentlichen Verbreitungsgebietes auf diese Weise zu erklären.

## Literaturhinweise

- Scott, A. M., Prescott, G. W.: Indonesian desmids. *Hydrobiologia* 17, 1–132 (1961).
- Croasdale, H.: Freshwater algae of Alaska I. Some desmids from the interior. Part 3. *Cosmaria* concluded. *Trans. Amer. Microscop. Soc.* 76, 116–158 (1957).
- Donat, A.: Zur Kenntnis der Desmidiaceen des norddeutschen Flachlandes. *Pflanzenforschung*, Jena, 5, 1–51 (1926).

Grönblad, R., Prowse, G. A., Scott, A. M.: Sudanese desmids. *Acta Bot. Fennica* 58, 1–82 (1958).

Krieger, W.: Die Desmidiaceen der Deutschen Limnologischen Sundan-Expedition. *Arch. Hydrobiol., Suppl.* 11, 129–230 (1932).

Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich. Teil 1. *Bibliotheca Phycologica* 101, 1–157 (1996).

Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich. Teil 2. *Bibliotheca Phycologica* 102, 1–216 (1997).

Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich. Teil 3. *Bibliotheca Phycologica* 104, 1–210 (1999).

Prescott, G. W., Croasdale, H. T., Vinyard, W. C.: A synopsis of North American desmids, part II. *Desmidiaceae: Placodermae*. Sec. 5, 117 pp. plates 448–470. University Nebraska Press, Nebraska 1977.

Turner, W. B.: *Algae dulcis Indiae orientalis*. *Kongl. Svensk. Vet. Akad. Handl.* 25, 1–187 (1892).

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweger, Schloßberg 16, A-4910 Ried/Innkreis

## Kurze Mitteilung

### Leitgewebe und Pollenschläuche – quantitativ betrachtet

Für eine erfolgreiche Befruchtung bei den Blütenpflanzen ist das Leitgewebe im Innern des Griffels von entscheidender Bedeutung. In diesem Leitgewebe, das den Kern des Griffels bildet, müssen die Pollenschläuche wachsen, um den oder die Embryosäcke im Innern des Fruchtknotens zu erreichen. Dort erst können sie ihre Funktion, die Lieferung der Spermazellen, die mit dem Pollenkorn übertragen wurden, zur Befruchtung von Eizelle und Endospermazelle erfüllen. Es gibt verschiedene Typen von Leitgeweben (Abb.), die für verschiedene Pflanzenfamilien charakteristisch sind und auf Querschnitten deutlich zu erkennen sind. Neben den hohlen Griffeln, deren Innenwand mit einer Schleimschicht ausgekleidet ist,

len, die mit dem Pollenkorn übertragen wurden, zur Befruchtung von Eizelle und Endospermazelle erfüllen. Es gibt verschiedene Typen von Leitgeweben (Abb.), die für verschiedene Pflanzenfamilien charakteristisch sind und auf Querschnitten deutlich zu erkennen sind. Neben den hohlen Griffeln, deren Innenwand mit einer Schleimschicht ausgekleidet ist,

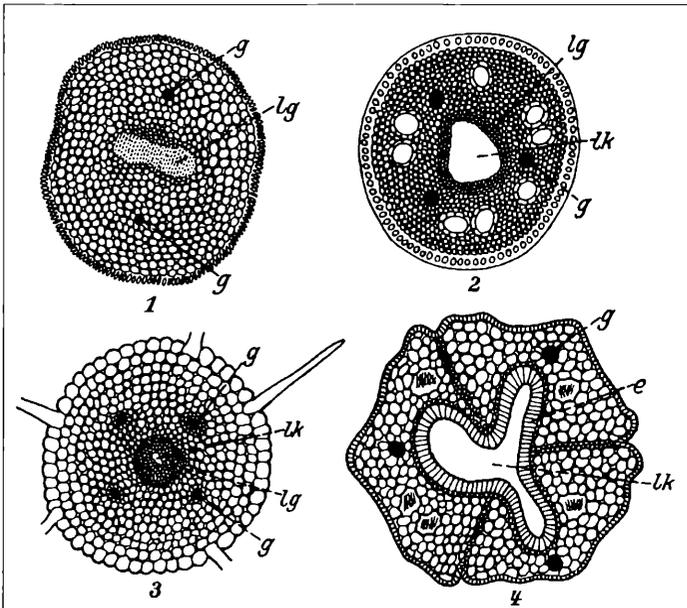


Abb. 1: Verschiedene Leit-systeme auf Querschnitten durch den Griffel.

Man kann 3 Typen von Leit-systemen unterscheiden: kompaktes Leitgewebe (1), Griffelkanal (4) oder Kombination zwischen beiden Typen (2 und 3), wenn ein charakteristisches Leitgewebe den Griffelkanal auskleidet.

1 Griffel von der Tollkirsche, *Atropa belladonna* L., mit einem geschlossenen, kompakten Leitgewebstrang (lg); 2 Griffel von *Dichorisandra ovalifolia* mit einem offenen Leitkanal (lk), der von einem dünnen Leitgewebe (lg) ausgekleidet ist; 3 Griffel der Teufelskralle, *Phytolacca spicata*, mit

einem dichten Leitgewebstrang (lg) und einem kleinen zentralen Leitkanal (lk); 4 Griffel von *Aechmea bicolor* mit einem weiten, offenen Leitkanal (lk), der mit einem Schleim produzierenden Epithel (e) ausgekleidet ist. g = Gefäßbündel (nach verschiedenen Autoren).

in der die Pollenschläuche wachsen, gibt es bei zahlreichen Pflanzenfamilien mehr oder weniger fest gepackte, plasmareiche Leitgewebe, deren Zellen das kohlenhydratreiche Substrat produzieren, das der Ernährung der Pollenschläuche während des interzellulären Wachstums auf dem Wege zu den Ovarien dient. Das Leitgewebe liefert auch das Wasser, das für die Stoffwechselprozesse der Pollenschläuche notwendig ist. In diesem Leitgewebe der Griffel spielen sich zahlreiche Prozesse ab, wie zum Beispiel die Konkurrenz zwischen den Pollenschläuchen, deren gerichtetes Wachstum, und die Auswahl der richtigen Pollenschläuche für den Befruchtungsprozess. Manche Pollenschläuche, wie die des Kürbis (*Cucurbita pepo*) ernähren sich auf der ersten Strecke von den durch das Pollenkorn mitgelieferten Reservestoffen (autotroph, um später im unteren Teil des Griffels auf die Reservestoffe umzuschalten, die im Griffel vorhanden sind oder erzeugt werden (heterotrophes Wachstum); davon zeugt unter anderem der hohe Chlorophyllgehalt der Leitgewebszellen bei manchen Pflanzenarten.

Die Kenntnis der anatomischen Struktur der Leitgewebe, aber auch das quantitative Verhältnis der Leitgewebszellen zu der Zahl der Pollenschläuche und der Anzahl der Embryosäcke im Fruchtknoten sind daher von großer Bedeutung. Lichtmikroskopische Untersuchungen können dazu beitragen, wie die neuesten Berichte einer australischen Gruppe zeigen, die 25 Arten aus 10 Angiospermenfamilien und 8 Proteaceen-Arten untersucht hat. Die Griffel wurden dazu aus den Blüten entfernt und die Übergangsstelle zwischen Griffelbasis und Fruchtknoten 2–3 Tage lang in 2,5% Glutaraldehyd in 0,025 M Natriumphosphatpuffer pH 7,0 fixiert. Das Material wurde dann in einer Alkoholserie entwässert und in Methacrylat eingebettet. Serienschritte von 3 µm Dicke der Übergangsstelle wurden mit Schiff's Reagenz und Toluidinblau 0 angefärbt. Im Allgemeinen besteht eine positive Beziehung zwischen der Menge des Leitgewebes, wie es auf dem mikroskopischen Querschnitt ermittelt werden kann, der Zahl der Pollenschläuche im Griffel und der Zahl der Embryosäcke im Fruchtknoten. Der Anteil des Leitgewebes am Griffel ist sehr unterschiedlich: Bei den Proteaceen liegt er um 1–3%, bei der Gurke um 30%, bei Apfel, Birne und Petunia macht es mehr als die Hälfte des Griffelquerschnittes aus. Auch besteht ein deutliches Verhältnis zwischen der Zahl der Embryosäcke, der Zahl der Pollenschläuche und der Menge des Leitgewebes. Bei Arten mit zahlreichen Samenanlagen (z. B. *Petunia* und *Eucalyptus woodwardii*) ist das Verhältnis von interzellulärem Raum des Leitgewebes zu der Zahl der Pollenschläuche kleiner als  $1 \times 10^2 \mu\text{m}^2$  pro Pollenschlauch, während dieses Verhältnis bei Arten mit 1–2 Samenanlagen (z. B. Pistacia, Weizen, Vogelkirsche) der interzelluläre Raum im Griffel wesentlich höher ist ( $1\text{--}22 \times 10^2 \mu\text{m}^2$  per Pollenschlauch). Der Aufwand für das Leitgewebe pro Pollenschlauch ist also bei Arten mit zahlreichen Embryosäcken pro Fruchtknoten deutlich niedriger als bei Arten mit nur einem oder zwei Embryosäcken. Man kann darin eine unterschiedliche Investierung für die Samenproduktion erkennen. Im Griffel gibt es drei strukturelle Filter für die Pollenschläuche, bevor sie zur Befruchtung schreiten können: Zunächst die Narbe, wo die Größe der Grube im Verhältnis zum Pollenvolumen beschränkend sein kann; sodann die Verengung des Griffels, sowie schließlich die Basisstruktur des Griffels über dem Fruchtknoten.

Es wäre sicherlich wünschenswert, wenn diese Art von lichtmikroskopischen Untersuchungen noch auf weitere Arten ausgedehnt würde. Zudem fehlen bislang vergleichende Untersuchungen an Längsschnitten. Auch sollte die besondere Situation des Engpasses an der Basis des Griffels und der Übergang zum Fruchtknoten in Betracht gezogen werden.

Matthews, M. L., Gardner, J., Sedgley, M.: The relationship between transmitting tissue, pollen tube, and ovule number. A study across 10 angiosperm families. *Int. J. Plant Sci.* 160, 673–681 (1999).

Matthews, M. L., Gardner, J., Sedgley, M.: The proteaceous pistil: Morphological and anatomical aspects of the pollen presenter and style of eight species across five genera. *Ann. Botany* 83, 385–399 (1999).

H. F. Linskens, Nijmegen

# Nachricht

## Aktuelles Programm der Olympus-Mikroskopier-Akademie

Im Folgenden sind die Termine der geplanten Seminare und Workshops bis März 2001 zusammengestellt. Fordern Sie Informationen zu den einzelnen Veranstaltungen direkt bei der Olympus-Akademie über folgende Kontaktadressen an:

Olympus Optical Co. (Europa) GmbH, Olympus Akademie, Wendenstraße 14–16, 20097 Hamburg, Akademie-Durchwahl: Tel.: 040/23773-160, Fax: 040/23773-647,

e-mail: [microscopy@olympus-europa.com](mailto:microscopy@olympus-europa.com)

<http://www.olympus-akademie.de>

Erfahrungsgemäß sind die Seminare und Workshops schnell ausgebucht. Nehmen Sie daher bei Interesse möglichst umgehend Kontakt mit der Olympus-Akademie auf. Alle Veranstaltungen dieses Programms finden in Hamburg statt. Die Veranstalter sind bei der Hotelreservierung gerne behilflich.

### Seminare

Grundlagen der Lichtmikroskopie 1 (Grundkurs)

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 610,-

11./12. April 2000

09./10. Mai 2000

19./20. September 2000

10./11. Oktober 2000

12./13. Dezember 2000

22./23. Januar 2001

Grundlagen der Lichtmikroskopie 2 (Aufbaukurs)

Grundkenntnisse erforderlich

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 610,-

18./19. Mai 2000

21./22. September 2000

24./25. Oktober 2000

06./07. Februar 2001

Grundlagen der Lichtmikroskopie 3 (Mikrofotografie und digitale Bildaufnahme)

Grundkenntnisse erforderlich

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 610,-

29./30. Juni 2000

30. November/01. Dezember 2000

29./30. März 2001

Fluoreszenzmikroskopie

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 690,-

29./30. März 2000

12./13. Oktober 2000

27./28. März 2001

Lichtmikroskopie an Oberflächen

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 690,-

05./06. Juni 2000

21./22. Februar 2001

Lichtmikroskopie von Kulturen in Routine und Forschung

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 690,-

27./28. Juni 2000

21./22. November 2000

Lichtmikroskopie und digitale Bildbearbeitung

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 690,-

14./15. November 2000

### Workshops

Angewandte Methoden der zellulären Fluoreszenzmikroskopie

Grundkenntnisse erforderlich

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 450,-

05./06. September 2000

28./29. November 2000

Fluoreszenzmikroskopie vitaler Vorgänge

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 450,-

07./08. September 2000

16./16. November 2000

Laserscan-Mikroskopie vom Präparat zur Abbildung

Dauer: 2 Tage

Teilnahmegebühr: DM 450,-

27./28. September 2000

14./15. März 2001

Einführung in die digitale Mikrofotografie

Dauer: 1 Tag

Teilnahmegebühr: DM 220,-

26. Oktober 2000

23. November 2000

09. Februar 2001

## Mikro-Einsteiger

# Botanische Doppelfärbung

Felix Schumm

**Handschnitte durch Pflanzenstengel sind geeignete Objekte für den mikroskopischen Anfänger. Auch mit einfachen Mitteln können gute Doppelfärbungen gelingen mit dem Ziel, beispielsweise die verholzten Teile von Leitbündeln farblich von den unverholzten Teilen abzusetzen. Als Holzfarbstoffe haben sich die roten Farbstoffe Safranin und Fuchsin bewährt. Zur Gegenfärbung eignen sich Lichtgrün, Astrablau und Anilinblau.**

Es gibt Rezepte, in denen durch ausgetüpfelte Konzentration die beteiligten Farben simultan als Gemische angewendet werden, und die fast immer gute Ergebnisse bringen. Das beste ist wohl das Safranin-Fuchsin-Astrablau-Gemisch von Etzold (1983). In den folgenden Anleitungen wenden wir die Farben jedoch hintereinander an. Diese Methode ist zwar zeitraubender, man hat aber mehr Möglichkeiten, das Färberegebnis ganz gezielt zu beeinflussen. Am Ende dieses Artikels sind alle Rezepte zusammengestellt.

### Objekte

Circa 5 mm dicke Stengel krautiger Pflanzen eignen sich gut für Handschnitte. Die Waldrebe *Clematis* mit den großen Wassergefäßen ist ein gutes Anfängerobjekt. In allen gängigen Lehrbüchern der Botanik findet man Abbildungen von Stengelquerschnitten und natürlich ist es zweckmäßig, wenn man erst solche Arten untersucht, von denen man Abbildungen hat, damit man seine Schnitte auch deuten kann.

### Fixierung

Für orientierende Präparate ist normalerweise eine Fixierung unnötig. Dünnere und damit bessere Handschnitte gelingen, wenn man Stengelstückchen von ca. 1 cm Länge zuvor in einem Alkoholgemisch fixiert. Die durch Alkohol gehärteten Schnitte sind nicht so empfindlich

und überstehen die folgenden Manipulationen besser als weiches, unfixiertes Material. Für unsere Zwecke reicht dazu das billige Dietrich'sche Gemisch aus. Nur wenn man auch zytologische Einzelheiten konservieren will ist es günstiger, Alkohol-Formalin-Propionsäure zu verwenden.

### Schneidetechnik

Jeder hat seine eigene Schneidetechnik. Wir legen ein Stengelstück (aus ca. 60% Spiritus genommen) auf einen Objektträger, halten ihn mit dem linken Zeigefinger fest und schneiden unter dem Binokular mit einer neuen Rasierklinge Scheibchen ab. Der Nagel des linken Zeigefingers dient als Führung für die Rasierklinge. Die Schnitte sammeln wir in einem Uhrgläschen in Wasser.

### Voruntersuchung

In Handschnitten durch frische oder fixierte Stengel prüfen wir, welche Teile verholzt sind. Nur dann können wir beurteilen, ob wir bei Doppelfärbungen richtig differenzieren und ob die gesammelten Pflanzen interessante Präparate abgeben werden.

### Holznachweis mit Phloroglucin

Unter dem Deckglas saugen wir Phloroglucinlösung durch und lassen sie 1–2 Minuten einwirken. Dann saugen wir Salzsäure (technisch,

32%) durch. Verholzte Teile färben sich nach 1–5 Minuten rot.

### *Holznachweis mit Anilin-Salzsäure*

Wir geben salzsaures Anilin unter das Deckglas. Verholzte Teile färben sich nach 1–2 Minuten intensiv gelb.

### **Vorbereitungen für das Färben**

Wir stellen eine Reihe von Uhrgläschen auf, in die wir jeweils 1–4 Tropfen der benötigten Farben oder Reagenzien geben. Die Schnitte transportieren wir mit einer Nadel, einem kleinen Skalpell oder einem kleinen Pinsel von Uhrglas zu Uhrglas. Je mehr Flüssigkeit im Uhrglas ist, umso mühsamer gestaltet sich das Herausfischen der Schnitte. In der Regel ist es besser, nur einen Schnitt bis zum Ende zu präparieren als mehrere gleichzeitig bearbeiten zu wollen.

### **Safranin-Lichtgrün Färbung**

Diese Färbung lässt erwarten, dass primär verholzte Strukturen von Leitbündeln angefärbt werden. Die Vorgehensweise ist wie folgt:

1. Färben (1–5 min, je nach Schnittdicke) in wässriger Safraninlösung. Beobachtet man den Färbeprozess unter der Lupe, sieht man, wie sich die verholzten Teile meist früher und intensiver anfärben.
2. Waschen in 50% Spiritus, bis keine Farbwolken aus dem Schnitt diffundieren. Die unverholzten Bereiche werden weitgehend entfärbt.
3. Gegenfärben und zugleich weiteres Differenzieren in alkoholischer Lichtgrünlösung. Diesen Vorgang kontrolliert man am besten unter dem Stereomikroskop. Manchmal genügen schon Sekunden der Einwirkungszeit der Gegenfärbung. Bei zu langer Einwirkung der Lichtgrünlösung wird das Safranin auch aus den verholzten Teilen ausgetrieben.
4. Auswaschen des überschüssigen Lichtgrüns in Spiritus bis das Rot des Safranins wieder leuchtend hervortritt.
5. Zum vollständigen Entwässern in 100% Isobutylalkohol übertragen. Mehrfaches Wechseln, bis keine Spur von Wasser mehr im Schnitt festgestellt wird, ist notwendig, da es sonst im anschließenden Xylol und Ein-

schlussharz störende Wassertröpfchen („weißen Nebel“) gibt. Natürlich kann man auch Isopropylalkohol oder Äthylalkohol zum Entwässern nehmen, jedoch werden die Farben in diesen Alkoholen verstärkt extrahiert, so dass man recht rasch arbeiten muss, damit die Schnitte nicht zu blass ausfallen.

6. Übertragen in Xylol oder einem entsprechenden Intermedium, das sich mit dem Alkohol und dem Einschlussmittel mischt (beispielsweise Methylbenzoat, Terpeneol oder Rotihistol). Auch Xylol sollte man mehrfach wechseln (je 2–3 min), bis sicher kein Alkohol mehr im Schnitt ist. In Xylol sind die Farben unlöslich und man kann den in Bearbeitung befindlichen Schnitt in Ruhe unter dem Mikroskop prüfen. Falls man nicht zufrieden ist, überführt man ihn über die 100% Alkoholstufe wieder in Wasser und führt die ganze Prozedur ab Punkt 1 erneut durch.
  7. Einschluss in Malinol, Euparal oder einem entsprechenden Kunstharz.
- Ergebnis: Gefäßteil leuchtend rot, Siebteil grün.

### *Hinweise*

Die Färbung beruht darauf, dass das Safranin mit Alkohol zunächst aus den unverholzten und normalerweise erst deutlich später aus den verholzten Teilen herausgelöst wird. Leider verläuft dieser Vorgang mal schnell, mal langsam ab. Die Kunst des Präparators ist es, den richtigen Zeitpunkt abzupassen. Falls das Safranin aus den unverholzten Teilen nicht richtig ausgezogen wird, schiebt man zwischen Punkt 2 und 3 eine Behandlung mit Salzsäure-Alkohol ein (0,5–2 min).

Häufiger ist jedoch die Safraninfärbung am Ende etwas zu blass. Dann ist es günstig, das Safranin durch Beizen gegen die nachfolgenden Alkoholpassagen resistenter zu machen. Dazu schiebt man zwischen Punkt 2 und 3 ein Bad mit 1% Phosphormolybdänsäure oder Phosphorwolframsäure ein (1–2 min).

### **Safranin-Anilinblau-Färbung**

1. Färben mit wässriger (hellblauer) Anilinblaulösung (2–5 min).
2. Auswaschen der überschüssigen Farbe in Wasser (0,5 min).
3. Färben in wässriger Safraninlösung (3–6 min).

4. Auswaschen der überschüssigen Farbe in Wasser (0,5 min).
  5. Differenzieren in 70% Spiritus oder Salzsäure-Alkohol bis nur noch die verholzten Teile rot sind und keine weiteren roten Farbwolken aus dem Schnitt diffundieren (ca. 0,5–1 min).
  6. Zur Entwässerung in 100% Isopropyl- oder Isobutylalkohol überführen. 2–3 mal wechseln und jeweils ca. 3 min einwirken lassen bis der Schnitt wasserfrei ist.
  7. Übertragen in Xylol. 2–3 mal wechseln und jeweils ca. 3 min einwirken lassen, bis der Schnitt alkoholfrei ist.
  8. Eindeckeln in Malinol.
- Ergebnis: Gefäßteile sind rot gefärbt, Siebteil blau.

#### Hinweise

Da Anilinblau von Alkohol nur sehr langsam ausgelaugt wird, färbt man am besten in einer wässrigen, stark verdünnten Lösung und vermeidet Überfärbung. Sollte man doch einmal überfärbt haben kann man Anilinblau mit 70% Spiritus, den man mit etwas Ammoniakwasser alkalisch gemacht hat, wieder beseitigen.

#### Astrablau-Fuchsin-Färbung

1. Astrablau 5 min. Beginnt man mit der Zellulosefärbung, muss man kräftig einfär-

ben, da das Blau alle noch folgenden Manipulationen überdauern soll.

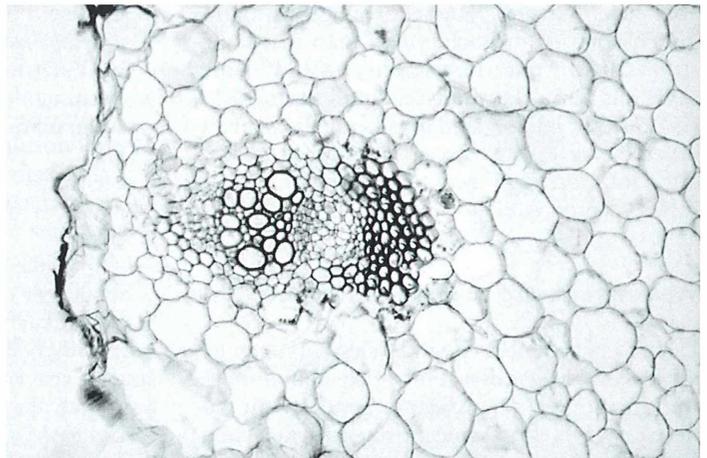
2. Kurz abspülen in Wasser.
3. Wässrige Fuchsinlösung für 1–5 min (auch Fuchsinlösungen mit bis zu 50% Alkohol sind brauchbar).
4. Kurz abspülen in Wasser.
5. Pikrinsäure (1% wässrig) für 2–4 min.
6. Kurz abspülen in Wasser (kann entfallen, da die Pikrinsäure auch in Alkohol löslich ist).
7. Differenzieren in 70% Spiritus, bis keine roten Farbwolken aus dem Schnitt mehr herausdiffundieren und das Blau der unverholzten Teile wieder hervortritt (ca. 0,5–2 min).
8. Mit 2–3mal wechselnden 100% Isopropylalkohol entwässern (jeweils ca. 3 min), bis die Schnitte in reinem Alkohol liegen und kein Wasser mehr enthalten.
9. Überführen in Xylol. Dieses 2–3 mal wechseln und jeweils ca. 3 min einwirken lassen, bis kein Alkohol mehr im Schnitt ist.
10. Eindeckeln in Malinol.

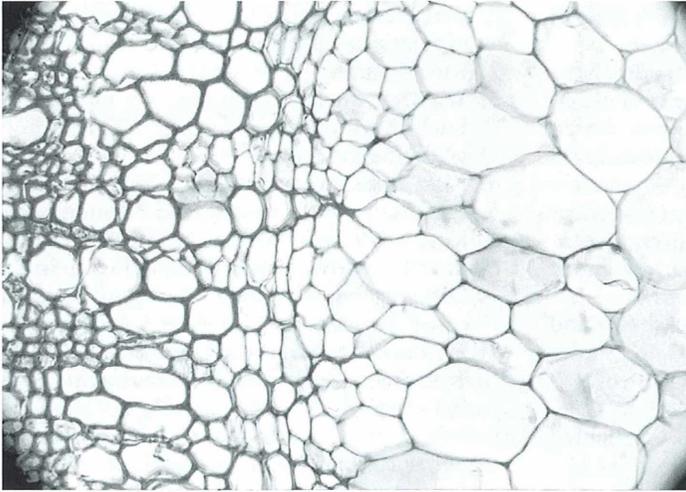
Ergebnis: Verholzte Zellwände und Kerne sind tiefrot, Stärke und Plastiden hellrosa gefärbt; unverholzte Zellwände erscheinen leuchtend blau bis blaugrün.

#### Hinweise

Auch Fuchsin eignet sich sehr gut zur Anfärbung von verholzten Partien. Da Fuchsin in Al-

**Abb. 1:** Wald-Hahnenfuß (*Ranunculus nemorosus*), Fuchsin-Lichtgrün Färbung. In der Mitte des Leitbündels (im Original grün) sieht man die zartwandigen Zellwände der Siebröhren und die kleineren Geleitzellen. Links davon zwischen den großen (im Original roten) Tracheen des Xylems liegen die schmalen Zellen des Kambiums. Umhüllt wird das Leitbündel von einer Scheide aus Sklerenchymfasern, die besonders rechts vom Siebteil mächtig entwickelt und verholzt ist (im Original rot). Die Außenseite des Stengels ist rechts, der Stengelhohlraum links.





**Abb. 2:** Echtes Johanniskraut (*Hypericum perforatum*), Astra-blau-Safranin Färbung. Das Johanniskraut bildet einen geschlossenen Holzzylinder aus. Das Bild zeigt den Übergang des Xylems mit großen Gefäßen und Markstrahlen (links, im Original rot) in das Parenchym des Markzylinders (rechts, im Original blau).

kohol jedoch sehr schnell ausgezogen wird, muss man es unbedingt beizen. Besonders geeignet ist Pikrinsäure, die Fuchsin nicht völlig unlöslich werden lässt, so dass auch nach ihrer Anwendung noch differenziert werden kann. Als Gegenfärbung eignet sich wieder Lichtgrün in alkoholischer Lösung während des Entwässerns oder Anilinblau bzw. Astra-blau in wässriger Lösung vor oder nach der Fuchsinfärbung.

### **Interpretation der Holz-Zellulose-Färbungen**

Die besprochenen Doppelfärbungen funktionieren auch dann noch, wenn man den Holzstoff zuvor mit Natriumhypochloritlösung (z.B. mit dem Haushaltsreinigungsmittel Klo-rix) entfernt hat. Es sind also keine histochemischen Reaktionen. Unsere Voruntersuchungen auf Holzstoff sind wichtig, wenn wir richtig differenzieren wollen.

### **Weitere Hinweise zu Doppelfärbungen**

Dem Experimentieren sind keine Grenzen gesetzt. Die folgenden Hinweise gelten nicht nur für Stengelquerschnitte, sondern für botanische Objekte schlechthin. Oft hat man Erfolg, wenn man zunächst mit einer Farbe überfärbt und dann versucht, diese zu differenzieren. Bevor man weiter arbeitet, behan-

delt man die gelungene Teilfärbung mit einer Beize, die diese Teilfärbung gegenüber Wasser und Alkohol unlöslich macht, sodass sie bei den folgenden Manipulationen unverändert bleibt. Danach kann man mit einer anderen verdünnten Farbe eine Gegenfärbung versuchen.

Folgende Mittel machen die Farben mehr oder weniger unlöslich in Wasser und Alkohol:

- Phosphormolybdänsäure in 0,5–1% wässriger Lösung; gut wirksam bei Fuchsin, Gentianaviolett, Malachitgrün, Safranin, Bismarckbraun, Methylenblau, Methylgrün; mäßig wirksam bei Anilinblau, Chrysoidin, Säurefuchsin.
- Pikrinsäure in wässriger Lösung; wirksam bei Fuchsin, Malachitgrün, Methylenblau.
- Bariumchlorid in 0,5–1% wässriger Lösung; mäßig wirksam bei Lichtgrün, Orange G.
- Bleinitrat in 0,5–1% wässriger Lösung; mäßig wirksam bei Eosin, Erythrosin, Jodeosin.
- Kupferacetat oder Kupfersulfat in 0,5% wässriger Lösung; wirksam bei Kongorot.

Statt zu überfärben und zu differenzieren ist es auch möglich, mit stark verdünnten Farblösungen von vornherein selektiv anzufärben. So habe ich beobachtet, dass stark verdünnte wässrige Malachitgrünlösung oder Gentianaviolettlösung, die man mit etwas Essigsäure versetzt, fast nur verholzte Gefäße in Stengeln krautiger Pflanzen anfärbt.

## Übersicht über die genannten Chemikalien

### Alkohol-Formalin-Propionsäure

Äthanol (vergällt; 70%), 90 ml

Formol (40%), 5 ml

Propionsäure (100%), 5 ml

Propionsäure gibt bessere Fixierungen als der früher verwendete Eisessig. Die Schnitte können beliebig lange in der Fixierlösung aufbewahrt werden.

### Anilinblau, wässrig

0,5 g Aniliblau

50 g Wasser

verdünnt anwenden

### Anilin, salzsauer

1 ml Anilin, 1 ml Salzsäure (techn.) und 10 ml Wasser im Reagenzglas schütteln (ähnliche Reaktion ergibt angesäuerter, verdünnter Negativentwickler Agfa-Rodinal)

### Astrablau, wässrig

0,5 g Astrablau

2 g Weinsäure

100 ml Wasser

### Formessigsprit nach Dietrich

Brennspiritus, 100 ml

Formalin, 10 ml

Eisessig, 3 ml

Fixierdauer: 24 Stunden; Auswaschen in 60% Alkohol

### Fuchsin, wässrig

0,5 g Fuchsin

50 ml Wasser

verdünnt anwenden

### Malachitgrün, essigsauer

50 ml Wasser

2,5 ml Essigsäure

1 Tropfen einer 2% wässrigen Malachitgrünlösung

### Phloroglucin-Lösung

Da die Lösung schnell verdirbt, setzt man am besten nur geringe Mengen vor Gebrauch an. Beispielsweise löst man in einem kleinen Schnappdeckelgläschen eine stecknadelkopfgroße Menge Phloroglucin in 0,5 ml Spiritus auf; auf die genaue Konzentration kommt es nicht an.

### Safranin, wässrig

0,5 g Safranin

50 ml Wasser

### Salzsäure-Alkohol

100 ml 70% Alkohol

0,5 ml Salzsäure

## Literaturhinweise

Etzold, H.: Eine kontrastreiche, simultane Mehrfachfärbung für pflanzenanatomische Präparate. *Mikrokosmos* 72, 213–219 (1983).

Schneider, H., Zimmermann, A.: Die Botanische Mikrotechnik. Gustav Fischer Verlag, Jena 1922.

Schömmmer, F.: Kryptogamenpraktikum. Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1949.

Schumm, F.: Versuche mit Gentionviolett. *Mitt. Mikro AG Stuttgart*, 15–20 (1990).

Schumm, F.: Leitbündel-Doppelfärbungen an Schnitten. *Mikrokosmos* 53, 348–349 (1964).

Verfasser: Dr. Felix Schumm,  
Schreiberstr. 36, D-70199 Stuttgart

## Mikro-Cartoon-Lyrik

Folgendes Gedicht, zu dem die beigelegte Karikatur gehört, wurde der Redaktion von Robin Wacker aus Günterselben zugesandt, den viele Mikroskopiker als Meister-Histologen kennen. Gedicht wie Karikatur stammen – wie übrigens auch Robin Wacker – aus dem englischsprachigen Raum. Robin Wacker hat den sicherlich nicht einfachen Versuch unternommen, das Gedicht ins Deutsche zu übertragen.

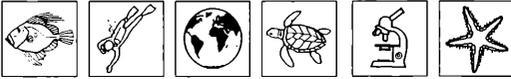


THE MICROBE IS SO VERY SMALL  
YOU CANNOT MAKE HIM OUT AT ALL,  
BUT MANY SANGUINE PEOPLE HOPE  
TO SEE HIM THROUGH A MICROSCOPE!

MIKROBEN SIND SO WINZIG KLEIN,  
SIE SIND ZU KLEIN FÜR'S AUG' ALLEIN.  
ABER KLUGE LEUTE WOLL'N WISSEN,  
OB'S MÖGLICH IST, SIE DURCH'S  
MIKROSKOP ZU ERBLICKEN!

# Nachricht

## **HYDRA: Institut für Meereswissenschaften Privates Lehr- und Forschungszentrum**



**Das Lehr- und Forschungszentrum Centro Marino Elba**

Das Institutsgebäude mit Kurs- und Laborräumen und die Forschungstauchbasis des Centro Marino Elba liegen in der Bucht von Fetovaia; einer kleinen Ortschaft im Südwesten der Insel Elba. Mit ihrem feinen Sandstrand und einem sanft abfallenden Meeresboden bietet sie ideale Bedingungen für die Tauchausbildung und die Erforschung mariner Lebensräume. Ein Team von Wissenschaftlern und Tauchlehrern betreut die vielfältigen Aktivitäten im Rahmen der Praktika, Seminare und Tauchexkursionen.

### **Meer erleben und selbst erforschen**

Die Tauchgründe Elbas zählen dank ihrer noch weitgehend intakten marinen Lebensräume zu den Schönsten im Mittelmeer. Seegraswiesen und weite Sandflächen säumen formenreich bewachsene Felswände und Blockgründe in kristallklarem Wasser. Die Verbindung von meeresbiologischen Lehrveranstaltungen und Tauchkursen erschließt Schülern, Studierenden, Exkursionsleitern und Tauchern einen tieferen Einblick in die belebte Unterwasserwelt.

Den Kursteilnehmern wird die komplette Tauchausrüstung (inkl. Maske, Schnorchel, Neoprenanzug) zur Verfügung gestellt. Tauchsicherheit ist für uns selbstverständlich. Alle Boote sind mit Sprechfunk, Telefon und Notfallausrüstung bestückt. In der Inselhauptstadt Portoferraio befindet sich ein modernes Druckkammerzentrum.

### **Meeresbiologische Tauchkurse und Praktika**

Schwerpunkte der Ausbildung am Institut für Meereswissenschaften sind meeresbiologische Exkursionen für Studierende der Biologie, Geographie und verwandter Fachrichtungen. Schulfahrten und Universitätsexkursionen finden bei uns einen idealen Stützpunkt. Für Sporttaucher, die die Unterwasserwelt besser kennenlernen wollen, werden meeresbiologische Tauchurlaube angeboten. Alle Kurse beinhalten geführte thematische Schnorchelausflüge oder Tauchgänge und Vorträge zur Theorie. Die praktische Arbeit findet in Labor- und Kursräumen statt, die mit Stereolupen, Mikroskopen, auch mit Video- und Fotoeinrichtung, und diversen Laborgeräten ausgestattet sind. Im Rahmen der Kurse besteht die Möglichkeit, eine international anerkannte

Tauchausbildung nach den Richtlinien des Verbandes Deutscher Tauchlehrer zu erhalten.

### **Meeresbiologische Tauchexkursionen und Kurse für Studenten der Biologie, Geographie und verwandter Fachgebiete**

#### **Marine Lebensräume**

Typische küstennahe Lebensräume des Mittelmeeres, wie Seegraswiese, Sandboden und Felsküste werden vorgestellt. Im Vordergrund der taucherischen Arbeit steht die Beobachtung der jeweils charakteristischen Tiere und Pflanzen sowie deren Standortbedingungen. Die Bestimmung der Organismen im Labor und die Untersuchung ihrer Anpassungen vertiefen das Verständnis für die ökologischen Wechselbeziehungen.

#### **Invertebraten des Mittelmeeres**

Im Rahmen dieses Kurses werden die Systematik und Morphologie der wirbellosen Tiere des Mittelmeeres dargestellt. Jeder Tauchgang ist einer Tiergruppe gewidmet. Im Mittelpunkt steht das Beobachten, Beschreiben und Erkennen der Organismen. Eine theoretische Einführung in die morphologischen und ökologischen Charakteristika einzelner Tiergruppen und ihrer Lebensweise begleitet die praktische Kursraumarbeit.

#### **Methoden der Unterwasserforschung (nur für Taucherinnen und Taucher)**

Mit diesem Kurs wenden wir uns an Studentinnen und Studenten, die lernen wollen, wissenschaftliche und technische Fragestellungen unter Wasser zu bearbeiten. Sowohl taucherische als auch schiffsgestützte Kartierungsmethoden, verschiedene Probennahmetechniken sowie die fotografische und filmische Dokumentation werden vorgestellt und von den Teilnehmern selbst durchgeführt. Inhaltliche und methodische Aufgaben werden in Gruppen bearbeitet und im Seminar gemeinsam diskutiert.

#### **Ökosystem Mittelmeer**

Unter Wasser und im Kursraum lernen Sie die vielfältigen Aspekte des Ökosystems Meer kennen. Ausgewählte Beispiele aus chemischen und physikalischen Bereichen, aus der Meereskunde sowie aus

Zoologie und Botanik geben Einblick in das komplexe System abiotischer und biotischer Faktoren. Schwerpunkte der Taucharbeit bilden Messungen, Beobachtung, Probennahme und Dokumentation. Im Labor werden die gesammelten Organismen bestimmt und Wasser- und Sedimentanalysen durchgeführt.

#### Vegetation und Geographie der Insel Elba

Dieser Kurs führt in die Vegetationskunde mediterraner Standorte mit ihren typischen Pflanzengesellschaften ein. Auf Exkursionen durch den Nationalpark der Insel Elba werden grundlegende Artenkenntnisse vermittelt. Die physisch-geographischen Aspekte der mediterranen Subtropen werden ebenso wie die anthropogenen Einflüsse auf den Naturraum an anschaulichen Beispielen dargestellt. In der Kursraumarbeit stehen die Morphologie verschiedener Pflanzen und die ökologischen Besonderheiten der Vegetation im Vordergrund.

Diese Veranstaltung wird für Gruppen zu Sonderterminen durchgeführt.

#### Termine für Exkursionen für Studentinnen und Studenten

##### Sommer 2000

- |                 |   |
|-----------------|---|
| 15. 07.–25. 07. | Marine Lebensräume                                    |
| 25. 07.–04. 08. | Invertebraten des Mittelmeeres                        |
| 05. 08.–15. 08. | Methoden der Unterwasserforschung (nur Taucher/innen) |
| 16. 08.–26. 08. | Ökosystem Mittelmeer                                  |

##### Herbst 2000

- |                 |   |
|-----------------|---|
| 27. 08.–06. 09. | Ökosystem Mittelmeer                                  |
| 07. 09.–17. 09. | Marine Lebensräume                                    |
| 18. 09.–28. 09. | Invertebraten des Mittelmeeres                        |
| 29. 09.–09. 10. | Methoden der Unterwasserforschung (nur Taucher/innen) |

Preis: 850,- DM (\*Sommerkurse 900,- DM)

Bei Teilnahme als Tauchschüler zusätzlich 30,- DM Prüfungsgebühr.

#### Leistungen:

10 Übernachtungen in Mehrbettappartements, 8 Tage Biokurs mit geführten Biotauchgängen bzw. Tauchkurs inkl. kompletter Leihausrüstung

#### Meeresbiologischer Tauchurlaub für Sporttaucherinnen und Sporttaucher

##### Das Leben im Meer – Zustand und Probleme eines Ökosystems

Interessierte Sporttauchergruppen bekommen während ihres Tauchurlaubs anhand von Dia- und Videovorträgen einen Einblick in die Unterwasserwelt des Mittelmeeres. Bei geführten Tauchgängen lernen Sie die typischen marinen Lebensräume und ihre charakteristischen Bewohner kennen. Mit Hilfe von Stereolupe und Mikroskop erfahren Sie mehr über die Anpassungen an ein Leben unter Wasser. Als weiteren Schwerpunkt werden aktuelle Fragen des Natur- und Umweltschutzes und die sich daraus ergebenden Probleme und Gefährdungen behandelt. Für diesen Kurs sind keine Vorkenntnisse erforderlich.

Das Institut für Meereswissenschaften ist Partner des Förderkreises Sporttauchen e.V. und bietet für dessen Mitglieder spezielle Veranstaltungen an.

#### Informationen und Anmeldung:

HYDRA-Institut für Meereswissenschaften, Sekretariat, Postfach 700 927, D - 81309 München  
Tel.: 0700-70 09 27 00, Fax: 089-92 18 50 37  
e-mail: [meereswissenschaften@hydra-institute.de](mailto:meereswissenschaften@hydra-institute.de)  
[www.hydra-institute.com](http://www.hydra-institute.com)

**Jahr für Jahr wünschen wir uns weniger: weniger Krieg, weniger Leid, weniger Hunger.**

**SCHNELLE HILFE FÜR MENSCHEN IN KRISENGEBIETEN**



SPENDENKONTO: 97 097, SPARKASSE BONN, BLZ 380 500 00

## Aus der Industrie

### **AxioCam – Die universelle digitale Mikroskopkamera für brillante und farbechte Bilder in Biologie und Biomedizin**

Carl Zeiss stellt eine neue digitale Kamera für Anwender von Lichtmikroskopen vor, die ihre mikroskopischen und makroskopischen Untersuchungen mit hochwertigen digitalen Bildern dokumentieren wollen. AxioCam (Abb. 1) bietet für alle Bereiche, von Pathologie, Zellforschung, Genetik bis in die Neurowissenschaften beste Bildqualität und ultrahohe Auflösung. Dabei spielt es keine Rolle, welches der üblichen Kontrastverfahren der Lichtmikroskopie (Hellfeld, Dunkelfeld, Phasenkontrast, DIC) genutzt wird. Vor allem Mikroskopiker, die mit schwachen Lichtsignalen, also speziell in der Fluoreszenzmikroskopie brillante Bilder generieren wollen, werden AxioCam zu schätzen wissen. Die Kamera ist komfortabel und einfach durch die Bildarchiviersoftware AxioVision bedienbar, wodurch eine vollkommen integrierte Lösung zur Bildaufnahme, Bearbeitung, Vermessung und Archivierung in einem Programm zur Verfügung steht.

Die Auflösung der Bildgröße kann durch ein patentiertes Verfahren in einem Bereich von  $1300 \times 1030$  Bildpunkten bis zu  $3900 \times 3090$  Bildpunkten eingestellt und damit der jeweiligen Aufgabe angepasst werden. Dies ermöglicht verlustfreie Aufnahmen der vollen Mikroskopauflösung. Alle Aufnahmen in den genannten Bildformaten werden ohne jegliche Art von Farb- oder Größen-Interpolation erstellt, das bedeutet echte Bildinformation auch bei maximaler Auflösung. Das schnelle Echtzeit-Online-Farbbild ermöglicht problemloses Fokussieren und Bildausschnittswahl. Speziell für die Aufnahme von schwachen Fluoreszenzen sind lange Integrationszeiten einstellbar.

Von besonderem Vorteil ist, dass der Anwender mit der AxioCam nur eine einzige Kamera für eine Viel-



**Abb. 1: Die Mikroskopkamera AxioCam ermöglicht mit einer einstellbaren ultrahohen Farbaufauflösung von bis zu  $3900 \times 3090$  Bildpunkten höchste Bildqualität für alle mikroskopischen Kontrastierverfahren.**

zahl von Anwendungen in der Mikroskopie mit unterschiedlichen Auflösungsstufen benötigt. Er spart die Anschaffung unterschiedlicher Kameras und den Wechsel am Mikroskop und damit Zeit und Kosten. Die nahtlose Integration in die Zeiss Mikroskopsysteme sichert maximale Qualität der Ergebnisse.

Weitere Informationen sind zu erhalten von Carl Zeiss Vision GmbH, Zeppelinstr. 4, D 85399 Halbergmoos, Tel.: 08 11-95 97-3 00, Fax: 08 11-95 97-1 00, E-Mail: [mikro@zeiss.de](mailto:mikro@zeiss.de), <http://www.zeiss.de>

## Buchbesprechung

**Lampert, W., Sommer, U.: Limnoökologie. 2. Aufl., Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1999, 489 Seiten mit 119 Abbildungen, kartoniert, DM 54,00, ISBN 3-13-786402-X.**

Der Begriff „Limnoökologie“ wurde von den Autoren für die erste Auflage geprägt und sollte verdeutlichen, dass sich gerade in

der Limnologie fundamentale Konzepte der Ökologie verdeutlichen lassen. Das Buch behandelt umfassend grundlegende, komplexe und teilweise sehr moderne Themen der Ökologie und wendet sich dabei vor allem an Studierende und Lehrende im Fachgebiet Ökologie. Im Gegensatz zur ersten Auflage sind einige Kapitel überarbeitet und verein-

facht worden sowie neue Themen, unter anderem die Wirkung von UV-B, aufgenommen worden. Das Buch ist sehr übersichtlich strukturiert und die Themen bauen aufeinander auf, indem von dem Individuum über die Population und den Lebensgemeinschaften hin zum Ökosystem geführt wird. Schlagworte sind im Text als Fettdruck hervorgeho-

ben, sodass man leicht die Erläuterungen zu bestimmten Themen finden kann. In farbig unterlegten Kästen findet man in den unterschiedlichen Kapiteln zum Beispiel kurze Erklärungen der Funktion statischer und kontinuierlicher Kulturen, Beschreibungen der verschiedenen Methoden zur Messung der Photosyntheserate oder auch die Definitionen verschiedenen Zikulationstypen in Seen. Diese „Boxen“ sind praktische Nachschlagemöglichkeiten, wenn man vertrautes Wissen auffrischen bzw. unbekanntes einprägen will. Bedauerlich ist nur, dass es keinen separaten Index zu den Kästchen gibt. In den ersten zwei Kapiteln thematisieren die beiden Autoren kurz wichtige Grundgedanken zu Ökologie und Evolution (zum Beispiel Anpassung und Fitness), und führen in die grundlegenden Arbeitsweisen der experimentellen ökologischen Forschung ein, beispielsweise das Testen von Hypothesen oder der experimentelle

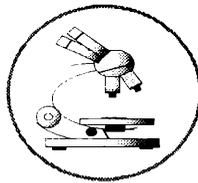
Aufbau. In den folgenden sechs Kapiteln werden mit einer Fülle von Abbildungen und Tafeln alle wichtigen Themen der Ökologie erarbeitet. So werden in einem Kapitel die abiotischen Faktoren, wie die grundlegenden Eigenschaften des Wassers und die Ausbildung verschiedener Gradienten, ausführlich erläutert. Die Autökologie der Individuen wird anhand des Toleranz- und Optimumbereiches gegenüber verschiedener abiotischer und biotischer Faktoren beschrieben. Dabei wird ausführlich unter anderem über die Bedeutung von Ressourcen, der Körpergröße und über Brutto- und Nettoproduktion referiert. Auf der Ebene von Populationen wird die Regulierung der Verteilung und der Abundanz von Organismen behandelt. Die Verbreitung von Populationen wird auch anhand der unterschiedlichen Wechselwirkungen zwischen verschiedener Populationen erläutert wie zum Beispiel Konkurrenz um

Ressourcen, Grazing, Prädation, Parasitismus und Symbiose. Auf der nächst höheren Ebene werden Struktur und Funktion von Lebensgemeinschaften (beispielsweise klassische Nahrungskette, mikrobielles Nahrungsnetz, Diversität) dargestellt. Zum Schluss werden die Gewässer als Ökosysteme erfasst. Der Energiefluss und die wichtigsten Stoffkreisläufe werden dabei ebenso behandelt wie die Eutrophierung als anthropogener Eingriff in ein Ökosystem. Zu allen Themen werden die allgemeingültigen ökologischen Aussagen anhand von einer Fülle von zum Teil aktuellen Beispielen erklärt. Bei den Grundlagen liegen Beispiele sowohl von Seen als auch von Flüssen vor, sodass beiden Habitaten und ihren Besonderheiten Rechnung getragen wird. Insgesamt ist das Buch eine recht anspruchsvolle Auseinandersetzung mit teilweise komplexen Themen.

Désirée Dietrich, Berlin

## Aus den Arbeitsgemeinschaften

**Mikrobiologische  
Vereinigung – MBV – im  
Naturwissenschaftlichen  
Verein zu Hamburg  
– Planktongruppe –**



Programm  
März bis Juni 2000

Zu den folgenden Terminen finden Praktika zur vergleichenden Untersuchung von fossilen Ostracoden und Übungen zur deren taxonomischen Einordnung im Geomatikum der Universität, Bundesstraße, Raum 1111, jeweils um 18.00 Uhr statt.

07. 03. 2000	18. 04. 2000	30. 05. 2000
21. 03. 2000	02. 05. 2000	06. 06. 2000
04. 04. 2000	16. 05. 2000	20. 06. 2000

Danach Sommerpause

Die Leitung dieser Veranstaltungen hat Fritz-Nielsen Wissing, Kiefernweg 14, 21456 Reinbek (Tel.: 040/7105261), der auch Ansprechpartner für etwaige Gäste ist.

Sonstiger Ansprechpartner: Dr. Georg Rosenfeldt, Nigen-Rägen 3b, 22159 Hamburg (Tel.: 040/6430677)

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## Mikroskopische Gesellschaft Wien



Programm  
April bis September 2000

4. 4.: Anton Losert: Restaurieren alter Geräte (mit Dias)  
11. 4.: Herbert Fidi: Botanik (Präparationsabend)  
18. 4.: Osterferien: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen.  
25. 4.: Osterferien  
2. 5.: Vorweisungsabend. Die Mitglieder der Gesellschaft werden ersucht, Präparate zur Besprechung mit der Mikroskop-Videoeinrichtung mitzubringen.  
9. 5.: Ing. Konrad Liebeswar: Botanik (Präparationsabend)  
16. 5.: Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner (Universität Salzburg): Die Überschwemmungsgebiete der großen Flüsse sind Biodiversitätszentren für Bodenprotozoen (mit Dias)  
23. 5.: Dr. Susanne Steinböck: Reisebericht über Myanmar (Burma) (mit Dias)

30. 5.: Mag. Walter Ruppert: Gefährliche Meerestiere (mit Dias)  
6. 6.: Hermann Hochmeier: Diatomeen (Präparationsabend)  
13. 6.: Pfingstferien: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen.  
20. 6.: OStR Prof. Peter Schulz: Botanik (Präparationsabend)  
27. 6.: Urlaubsvorbereitungen, Berichte, Vorweisungsabend

Juli/August: Die Räume der Gesellschaft bleiben geschlossen.

5. 9.: Mikroprojektion Besprechung von Präparaten, Kurzvorträge, Vorweisungen, Berichte  
12. 9.: Friedrich Wertl: Botanik (Präparationsabend)  
19. 9.: Dr. Han Frey: Das Seeadler-Projekt 1999 (mit Dias)  
26. 9.: Herbert Fidi: Botanik (Präparationsabend)

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

## Mikro-Markt

### Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (3/2000): 24. März 2000

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

Privat	DM 3,50	Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift
Geschäftlich	DM 5,-	(nur Privatanzeigen) DM 2,-
Chiffregebühr	DM 10,-	Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

URBAN & FISCHER Verlag, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena

**Neu**  
**Mikro-Markt online**  
Zum Kombipreis (Print + online)  
Anzeigenpreis plus 30% online-Aufschlag  
Nähere Infos unter Tel.: 03641/62 64 45

- Chemikalien (chemicals)
- Reagenzien (reagents)
- Farbstoffe (staining solutions)
- Indikatoren (indicators)



**Färbe-  
Probleme?**

Das komplette Lieferprogramm!  
(the whole world of dye)

jetzt im Internet:

E-mail

[www.chroma.de](http://www.chroma.de)

[info@chroma.de](mailto:info@chroma.de)

**Suche** f. Leitz Dialux 20 eine Universalkond. mit Wollaston-Prismen für ICT-Objektive (160 mm Tubus), oder nur Revolverscheibe mit Prismen f. Universal-Kondensor.

**Suche** Objektivrevolver für Dialux 20.

**Suche** IC R unendl. Auflicht-Objektive.

Tel. 0 87 61/84 03, Fax 0 87 61/6 34 81

**Verkaufe:** Objektiv Carl Zeiss **ULTRA FLUAR**

32/0,40 glyc. 160/0,35 Qu.

Tel./Fax: 0031 313 65 30 76



**Kurs-Mikroskop  
ESCHENBACH  
KOLLEG AXB 3455**

**Kurs-Mikroskop  
ESCHENBACH  
KOLLEG SHB 45**

**KOSMOS**  
SERVICE  
Gratis-Katalog gleich anfordern!

Postfach 10 60 11 | 70049 Stuttgart | Tel: 0711/21 91 342 | Fax: 0711/21 91 350  
eMail: [kosmosservice@kosmos.de](mailto:kosmosservice@kosmos.de) | Internet [www.kosmos.de](http://www.kosmos.de)

## Natur erforschen

Manfred Mistkäfer führt Kinder von 8 bis 12 Jahren in die Tier- und Pflanzenwelt ein, erklärt Zusammenhänge in unserer Umwelt und gibt Tips für ein eigenes Naturtagebuch.

Weitere Informationen für Eltern, BetreuerInnen und LehrerInnen erhalten Sie für 1,10 DM Rückporto beim:

**Natur TageBuch -**  
Rotebühlsr 86/1 - 70178 Stuttgart  
[bundjugend.bw@t-online.de](mailto:bundjugend.bw@t-online.de)

**Natur TageBuch**

**BUND  
JUGEND**

## Verkauf:

- 1) Mikrotommesser Jung type D, 16 cm (neu) DM 125,-
- 2) Mikrotommesser Fmorimoto type C, 16 cm (neu) DM 125,-

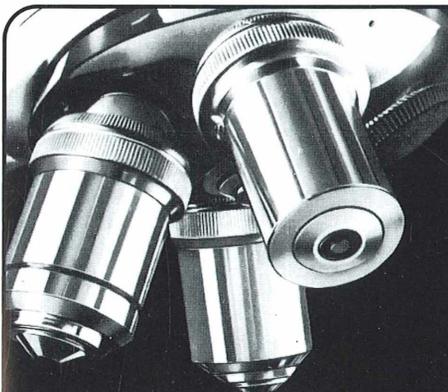
## Suche:

Zeiss Gleittisch  
Tel/Fax: ++31 (0) 50 404 19 44

**Zeiss-Photomikrosk. III**, 1A Zust., kpl. m. gehob. Optik, Comp.-Blitz usw. NP DM 62.000,- VB 8.000,-, Tel. 040/80 09 03 53 (8.00-17.00)

Super Forschungsmikroskop **Olympus VANOX**  
Bj. 1977 Durchlicht/Auflicht T. 089/3 08 22 11

**Fototubus** f. Zeiss Standard T. 089/3 08 22 21



# LOMO

Die vernünftige Alternative

- Biologische Forschungsmikroskope
- Schülermikroskope
- Stereomikroskope
- umfangreiches Zubehörprogramm
- große Auswahl an Apochromaten
- und Achromaten

Achtung neu:  
Tel. 02561-444562  
Fax 02561-444561



**BW-OPTIK**  
DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS  
48683 AHAUS - BUSSARDWEG 19-B

Neuer Katalog - 200 Seiten DIN A4  
Schutzgebühr: Inland DM 10,- Ausland DM 20,-



## Mikroskope Stereomikroskope Mikrotome Kaltlichtbeleuchtung Refraktometer

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



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

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

**Probleme beim Ausbau des Mikroskops?**  
Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie“ enthält die passende Optik und viele Bauteile.

**R. Göke, Am Widey 7, 58095 Hagen,**  
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

**Mikroskopische Präparate** aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.** Wir liefern auch **Semi-Dünnschnitte** (1µm). Bitte Liste anfordern. (Bitte Rückporto von DM 2,20 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik u. mikroskop. Fotografie. Ingrid Neureuther, Brentanost. 7a, 85055 Ingolstadt  
Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53

### Gute Mikroskope

Für jede Anwendung mit allem Zubehör  
Garantie mit Fachberatung und Versand  
Ratenzahlung ab DM 1.000,- möglich  
Gratis Info: Tele-Mikro-Optotechnik  
A.H.A. M. Himmel  
Amalienstr. 1, 75056 Sulzfeld  
Tel. 07269/3 10, Fax 3 46  
[www.jhimmel.de](http://www.jhimmel.de)  
E-Mail [juergen.himmel@t-online.de](mailto:juergen.himmel@t-online.de)

### Impressum

Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: [hausmann@zedat.fu-berlin.de](mailto:hausmann@zedat.fu-berlin.de)

Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena.

Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: [journals@urbanfischer.de](mailto:journals@urbanfischer.de)

Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 28, Fax (03641)62 64 21.

Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.

Abonnementsverwaltung und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.

Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.

Erscheinungsweise (2000): 1 Jahrgang mit 6 Heften.

Abo-Preise (2000): 118,- DM\*; Einzelheftpreis: 24,- DM\*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,- DM\* \*Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.

Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartenummer und Gültigkeitsdauer angeben).

Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Konto-Nr. 390 76 56, BLZ 820 700 00 und Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249 903, BLZ 860 100 90.

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

Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.

Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D - 72072 Tübingen.

Diese Zeitschrift wird ab Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfrei, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.

Printed in Germany

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Mitglied der  
Deutschen Fachpresse



# Hinweise für Autoren

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

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

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, Graphiken (vorzugsweise in tiefschwarzer Zeichentusche angelegt oder als Laserprint). Bitte alle Materialien namentlich kennzeichnen. Beschriftungen nur mit Anreibebuchstaben (Endgröße nach Vergrößerung/ Verkleinerung der jeweiligen Bildvorlage ca. 3 mm) anbringen. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1spaltig, 1,5spaltig, 2spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

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

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

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

Buchzitate:

Fioroni, P.: Evertbratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

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

Mikrokosmos  
510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums

1 (6)

Museumstraße 14  
4020 Linz

300229

# Das Bio-Trainer-Pack

für Studium, Lehre und Beruf

## Der Bio-Trainer!

In einem handlichen Koffer enthält der Bio-Trainer:

### 1 Das Lehrbuch

Das im englischsprachigen Raum erfolgreichste aller großen Biologiebücher, Campbells *Biologie*, verspricht auch im deutschsprachigen Raum alle Rekorde zu brechen! Seit Erscheinen fanden bereits über 25.000 Exemplare (!!) ihren Weg zu den Benutzern. Eine eindrucksvolle Bestätigung für ein wohl einmaliges Lehrbuch, denn Campbells *Biologie* veranschaulicht die komplette Biologie mit all ihren Teilfächern: Biochemie, Zellbiologie, Genetik, Mikrobiologie, Evolution, Biodiversität, Botanik, Zoologie und Ökologie – auf 1.440 Seiten, komplett vierfarbig und didaktisch ausgefeilt!

**Selbstverständlich ist Campbells *Biologie* auch einzeln als Buch erhältlich.**

### 2 Die CD-ROM

Die CD-ROM *Campbell aktiv!* kann als multimediale Arbeitshilfe genutzt werden, die prüfungsrelevantes Wissen aus Campbells *Biologie* abdeckt, bietet aber noch weit mehr:

- Lernaktivitäten interaktiv & multimedial, z. B. zu den Themen Photosynthese, Transkription, Mitose & Meiose, Experimentieren mit Mendels Erbsen, Eigenschaften von Biomolekülen, Pflanzenaufbau und -wachstum u. v. m.
- Laborexperimente auf dem Trockenen ohne apparativen Aufwand, u. a. Diffusion und Osmose, Zellatmung, Molekularbiologie, Herz-Kreislauf-System
- Lernkontrollen mittels Prüfungsfragen

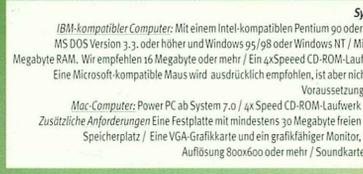
***Campbell aktiv!* – Multimedia *Biologie* können Sie auch einzeln bestellen zum Preis von DM 98,-.**

CD-ROM · DM 98,-/öS 790,-/SFr 93,- · ISBN 3-8274-0160-7

#### Systemvoraussetzungen:

IBM-kompatibler Computer: Mit einem Intel-kompatiblen Pentium 90 oder schnelleren Prozessor / MS DOS Version 3.3 oder höher und Windows 95/98 oder Windows NT / Mindestens 8 Megabyte RAM. Wir empfehlen 16 Megabyte oder mehr / Ein 4x-Speed CD-ROM-Laufwerk. Eine Microsoft-kompatible Maus wird ausdrücklich empfohlen, ist aber nicht Voraussetzung.

Mac-Computer: Power PC ab System 7.0 / 4x Speed CD-ROM-Laufwerk  
Zusätzliche Anforderungen: Eine Festplatte mit mindestens 30 Megabyte freien Speicherplatz / Eine VGA-Grafikkarte und ein grafikfähiger Monitor, Auflösung 800x600 oder mehr / Soundkarte



Buch + CD-ROM + Onlineservice

nur 198,- DM



» Das Online-Tutorium Bei diesem Link erhalten Sie kostenfreien Zugang zu der Classroom-Software „Thinkthanx“. Sie haben die Wahl, sich entweder ein „Test-Tutorium“ anzuschauen oder selber aktiv ein Tutorium mit entsprechenden Teilnehmern für Ihre Arbeits- oder Lerngruppe zu gestalten.

» Links zu den interessanten Biologie-Sites

» Links zum Spektrum-Ticker, um täglich aktuelle Meldungen und Nachrichten (auch als Abo) abzurufen

Bitte kopieren & faxen an: 06 221 - 912638

**Ja, ich bestelle!**

**Der Bio-Trainer** (Buch+CD-ROM+Frosch)  
DM 198,-/öS 1.446,-/SFr 176,-, ISBN 3-8274-0161-5

**Campbell aktiv!** (CD-ROM)  
DM 98,-/öS 790,-/SFr 93,-, ISBN 3-8274-0160-7

**Biologie** (Lehrbuch)  
DM 148,-/öS 1.081,-/SFr 131,-, ISBN 3-8274-0032-5

zzgl. Versandkosten (im Inland: pauschaler Versandkostenanteil: DM 6,-)

Name .....

Straße .....

Ort .....

Datum/Unterschrift .....

oder schicken an:

**Spektrum**  
AKADEMISCHER VERLAG

Vangerowstraße 20 · D-69115 Heidelberg

Bestellen können Sie auch telefonisch 06221-912641 oder E-mail: [shop@spektrum-verlag.de](mailto:shop@spektrum-verlag.de)

# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2000

Band/Volume: [89\\_2](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 89\\_2 1](#)