II P0372/94,4

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 4
94. Jahrgang
Juli 2005

www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



Elsevier GmbH, Archiv, Hackerbrücke, http://www.elsevier.de/

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, 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, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

193 Auflichtfotos mit einem alten Mikroskop
Erich Lüthje

199 Fallenstellerei unter Wasser – Die Fangblasen des Wasserschlauchs *Utricularia*
Hans-Jürgen Voß

203 Minimal dezentrierter Phasenkontrast – Eine sehr einfache Methode zur Kontrastverbesserung bei hoher Vergrößerung
Josef Brief

207 Mikrofauna und Mikroflora in einem Gartenteich Osttirols
Alois Kofler und Bernhard Gutwenger

215 Alt – Uralt – Antiquität?
Der Freizeit-Mikroskopiker als Restaurator von Dauerpräparaten
Ernst Woessner

218 Mikroskopische Studien an Süß- und Meerwasserschwämmen (Porifera)
Siegfried Hoc

222 Megagametophyt von *Yucca*
Rainer Roeser

227 Wenn der Tubus schwebt: Falsche Mikroskopkonstruktionen auf Briefmarken
Norbert Gregor Günkel

235 Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie – Teil 2: Entdeckungen mit optischen Aufhellern
Eberhard Schnepf

242 Künstliche Seide der *Araneus diadematus* (Gartenkreuzspinne)
Joachim Eiding

247 Kombinierte Schnitttechniken zum mikroskopischen Studium des Wachstums magmatischer Kristalle
Robert Sturm

Rubriken

197, 202, 205, 214
Kurze Mitteilungen

231
Mikro-Kids

246
Mikro-Ufo

253
Buchbesprechungen

254
Aus den Arbeitsgemeinschaften

255, 256
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit Erscheinen dieses Heftes vier Artikel über die mikroskopische Lebewelt städtischer Straßenrinnen und Pfützen aus dem Band 15 (1921/22) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Historische Präparate von Insekten. Siehe Artikel E. Woessner, S. 215–217.

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

Auflichtfotos mit einem alten Mikroskop

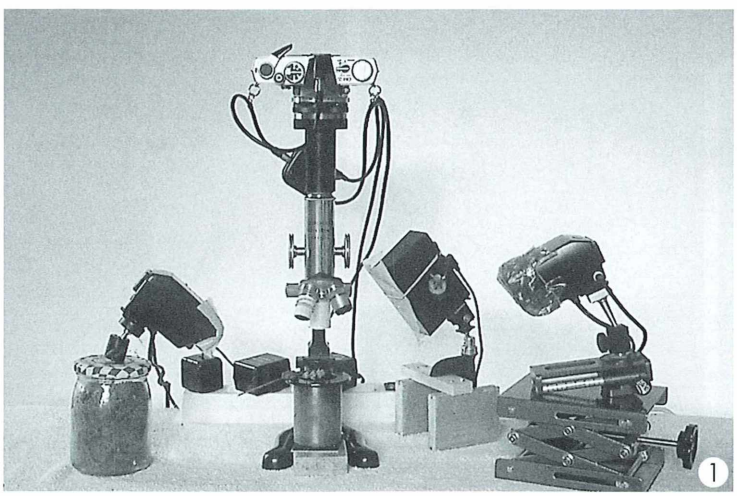
Erich Lüthje

Unter den zahlreichen Mikrofotos, welche der MIKROKOSMOS bisher veröffentlicht hat, treten Auflichtaufnahmen deutlich zurück. Kein Wunder, denn im heutigen Gebrauch ist das Mikroskop ganz überwiegend für Durchlicht eingerichtet; der geringe Arbeitsabstand moderner Objektive steht einer guten Ausleuchtung überdies im Wege. Wer dennoch auf diesem ästhetisch besonders reizvollen Gebiet tätig sein möchte, den führt ein probater Ausweg zurück in die Vergangenheit.

Seit 2003 fotografiere ich mit einem Leitz-Mikroskop aus dem (Liefer-)Jahr 1939 überwiegend botanische Motive im Auflicht (Lüthje, 2004). Dabei benutze ich zwei alte Mikroskopobjektive (2× und 3×) sowie ein neueres Leitz-Objektiv 4× mit großem beziehungsweise ausreichendem Arbeitsabstand. Um zusätzlichen Raum für die Platzierung der Aufnahmegegenstände zu erhalten, entfernte ich den Objekttisch sowie den Kondensor und benutzte den (höhenverstellbaren) Kondensorhalter als Ersatz (vgl. Abb. 1 in Lüthje, 2004). Die geringste (und damit interessanteste) Vergrößerung betrug bei dieser Installation 4,7× auf dem Kleinbilddia. Damit ließen sich durchaus eindrucksvolle Aufnahmen erzielen; indes wäre weniger (Vergrößerung) manchmal mehr (Bildfeld) gewesen.

Von Wetzlar nach Braunschweig

In meiner Kollektion ausgemusterter Mikroskopveteranen fand sich auch ein Stativ der Firma Voigtländer-Braunschweig mit der Nr. 52294. Mit nicht autorisiertem Fremdeingriff löste ich zwei Schrauben und entfernte damit Objekttisch samt Beleuchtungsapparat. Jetzt



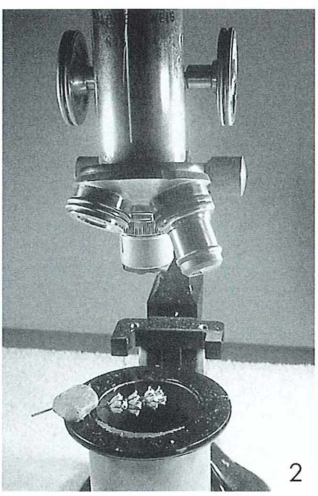


Abb. 1: Ein altes Voigtländer-Mikroskop eignet sich nach Entfernung von Objekttisch, Kondensor und Spiegel ideal für Auflichtaufnahmen. Drei Blitze sorgen für eine weiche Ausleuchtung. – Abb. 2: Die Objekte (hier ein *Salvia*-Fruchtstand) werden auf einer breitkrempigen Messingröhre für die Aufnahmen ausgerichtet. Der Arbeitsabstand liegt für 3,3fache beziehungsweise 5,8fache Vergrößerung auf Kleinbild zwischen 8,2 und 2,8 cm.

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

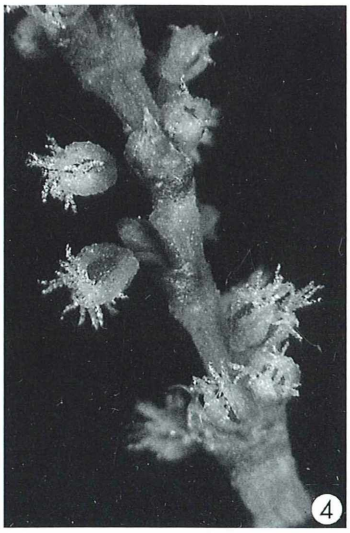
steht für die Positionierung der Aufnahmeobjekte viel mehr Raum unter dem Dreifachrevolver zur Verfügung (Abb. 1). Als Objekt"tisch" dient mir die großkalibrige Objektivfassung einer archaischen Plattenkamera. Von ihrem breiten Rand aus ragen, erforderlichenfalls mit Knetgummi befestigt und ausgerichtet, die Objekte in das Dunkel der Messinghülse hinein – ein sattes Hintergrundschwarz ist auch im Blitzlichtgewitter gewährleistet (Abb. 2). Noch einen Vorteil bietet dieses ehrwürdige Messingstativ aus Braunschweig: Seine Tubuslänge kann, wie bei alten Stativen üblich, variiert und auf 13 cm verkürzt werden. Das verringert den Abbildungsmaßstab gegenüber dem (invariablen) Leitz-Stativ etwa um den Faktor 1,4. Die geringste Vergrößerung mit dem Winkel-Zeiss-Objektiv 2× und dem 5×-Leitz-Okular beträgt jetzt auf dem Kleinbilddia 3,3× (statt bislang 4,7×), für ein altes Messingobjektiv 3× (ohne Gravur) 4,6× statt 6,6× und für das 4×-Leitz-Objektiv 5,8× statt 8,3×. Ein Hensoldt-Wetzlar-Veteran 5× schließlich erbringt mit 5×-Okular eine etwa achtfache Vergrößerung auf dem Dia. Damit steht eine dichtgestaffelte Reihe von Abbildungsmaßstäben zur Verfügung, die bei Bedarf durch ein 6×-Leitz-Okular noch erweitert werden kann. Natürlich erreicht man diese Dimensionen auch unabhängig vom Mikroskop mit Makroobjektiven an einer Kleinbildkamera, und wer mag, kann die bessere Leistung moderner Kameraobjektive gegen den eleganteren Vergrößerungswechsel am Oldtimermikroskop aufrechnen. Das farbenprächtige Tableau mikroskopischer Auflichtfotos in meinem Diaschrank stellt jedenfalls dem apparativen Rückschritt in die Vergangenheit ein achtbares Qualitätszeugnis aus!

Hortulus botanicus – Blütenlese 2004

Es begeistert mich immer wieder, zu welchen gestalterischen Ergebnissen die Vorgabe einer circa 3–6fachen Vergrößerung auf dem Kleinbilddia führen kann. Bei einer Kantenlänge von 11 mm bis 6 mm (Querformat) will der geeignete Rahmen für das Motiv gefunden sein – mal als Blick auf das Ganze, mal als unvermuteter Ausschnitt. Dazu einige Beispiele aus meinem Garten:

1) Die Einzelblüte des Gemeinen Erdrauchs (*Fumaria officinalis*; Abb. 3) ist wie geschaffen für ein Foto im Abbildungsmaßstab 3,3 (mit Objektiv Winkel-Zeiss 00). Vor dem dunklen Hintergrund musste für die TTL-Blitze eine Unterbelichtung von 1,3 Blenden einprogrammiert werden.





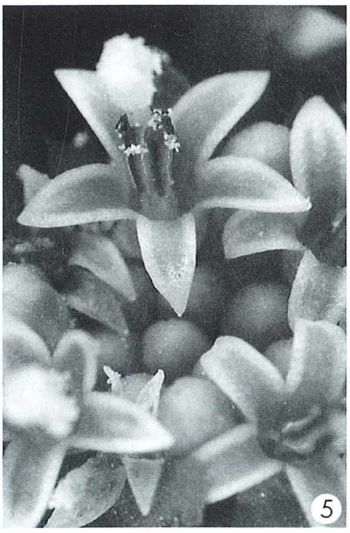


Abb. 3: Blüte des Erdrauchs (*Fumaria officinalis*). Tubuslänge 13 cm, Okular Leitz 5×, Objektiv Winkel-Zeiss 00 (2×). Vergr. 7fach. – Abb. 4: Blütenstand des Kleinen Ampfers (*Rumex acetosella*). Aufnahmedaten wie Abbildung 3, aber mit Mikroskopobjektiv 3×. Vergr. 10fach. – Abb. 5: Blütenstand der Pestwurz (*Petasites hybridus*). Aufnahmedaten wie Abbildung 4. Vergr. 10fach.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

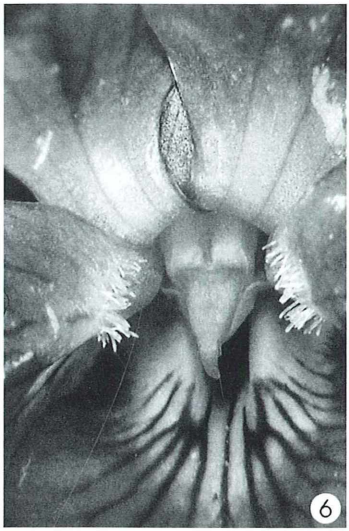
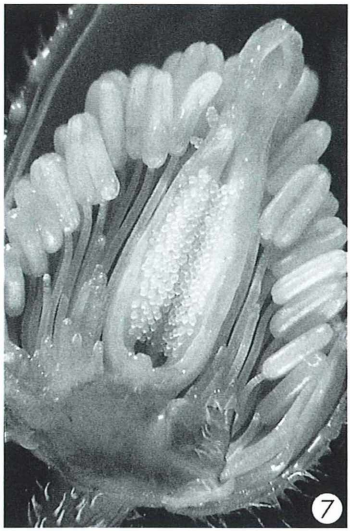
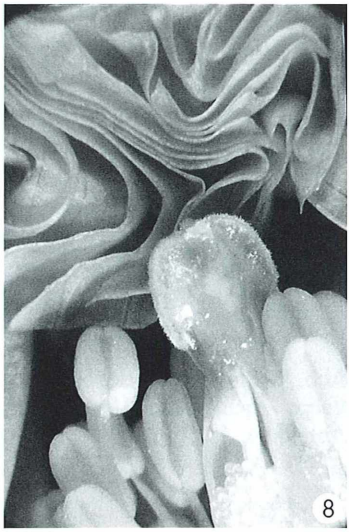




Abb. 6: Blick in eine Veilchenblüte (*Viola* spec.). Aufnahmedaten wie Abbildung 3. Vergr. 7fach. – Abb. 7: Junge Blütenknospe des Welschmohns (*Meconopsis cambria*). Aufnahmedaten wie Abbildung 3. Vergr. 7fach. – Abb. 8: Ältere Blütenknospe des Welschmohns (*Meconopsis cambria*). Aufnahmedaten wie Abbildung 3. Vergr. 7fach.

2) Der Ausschnitt aus einem Blütenstand präsentiert die unerwartet farbenprächtigen Blüten des Kleinen Ampfers (*Rumex acetosella*; Abb. 4) bei 4,9facher Vergrößerung (mit dem Messingobjektiv ohne Gravur) als noch unerschlossenes Detail. Dagegen erfreut der Blick auf den Blütenstand der Pestwurz (*Petasites hybridus*; Abb. 5) bei gleicher Vergrößerung durch ein zartes Farbspiel von Weiß und Rosa auf den Kronblättern der Einzelblüten.

3) Der nächste Gestaltungsschritt führt zur Wahl eines Ausschnittes aus einer Einzelblüte. Hier hat bei 3,3facher Vergrößerung das Veilchen (*Viola* spec.; Abb. 6) seinen Auftritt. Mit suggestiver Wirkung zieht das Linienmuster des unteren Kronblattes den Blick in die Tiefe des Blütenschlundes.

4) Aufgeschnittene Blüten(stände) bieten ornamentale Formen, welche erst durch die Schnittführung entstehen. In einer jungen Welschmohn-Knospe (*Meconopsis cambria*; Abb. 7) treten die Staubgefäße uns gleichsam schreckensbleich entgegen. Hingegen bauschen sich in der herangereiften Knospe die Blütenkronblätter vor ihrer baldigen Entfaltung zu orangenen Mäandern (Abb. 8). Diese zwei formatfüllenden Motive konnten ohne Belichtungskorrektur aufgenommen werden.

5) Eine Aufnahmeserie mit zunehmender Vergrößerung erlaubt die schrittweise Annäherung an das Motiv. Die dekorative Korbblüte des Wiesen-Bocksbartes (*Tragopogon pratensis*) lädt zu einem solchen Crescendo förmlich ein. Das Winkel-Zeiss-Objektiv 00 greift aus dem komplexen Blütenstand einige Randblüten heraus (Abb. 9; Unterbelichtung eine Blende). Ein Schnitt quer über die junge Korbblüte stellt das zarte Zentrum in einen Kranz angeschnittener Blüten, aus denen die Narben hervorblicken (Abb. 10).

Kabelsalat und Hexensabbat

Im Rahmen eines Schülerprojektes im 13. Jahrgang („Beobachtungen am Wasserskorpion *Nepa rubra*") ergab sich die Gelegenheit, meine Voigtländer-Auflichtausrüstung auch einmal von Schülern praktisch erproben zu lassen. Es dauerte eine ganze Weile, bis die Anlage mit ihren drei netzbetriebenen Elektronenblitzen und einer Laborlampe installiert war. Aber schließlich stand das Messingmikroskop inmitten eines respektablen Kabelsalats einsatzbereit im Kurssaal. Die Schüler schien der technische Anachronismus gar nicht zu stören. Sie dra-

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



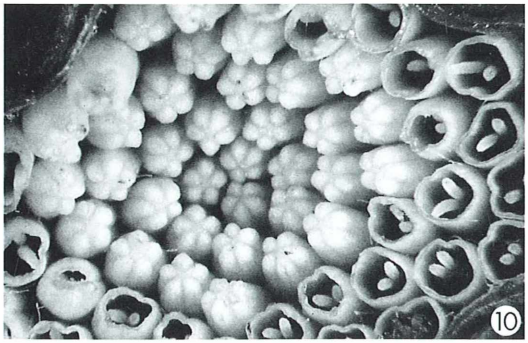


Abb. 9: Blütenstand des Wiesen-Bocksbarts (*Tragopogon pratensis*). Aufnahmedaten wie Abbildung 3. Vergr. 7fach. – Abb. 10: Anschnitt (quer) eines Wiesen-Bocksbart-Blütenstandes. Aufnahmedaten wie Abbildung 4. Vergr. 10fach.

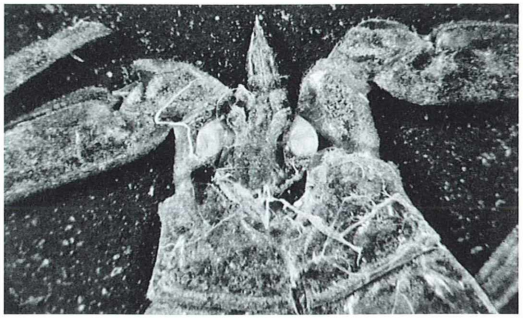
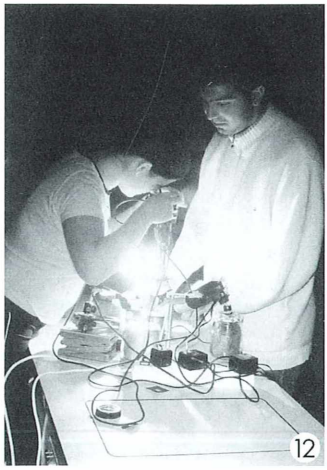


Abb. 11: Exuvie des Wasserskorpions (*Nepa rubra*), Schüleraufnahmen. Aufnahmedaten: Okular Leitz 5×, Objektiv Leitz 4×, Vergr. 12fach.

pierten kleinere und größere Exemplare ihres Untersuchungsobjektes unter der Optik und knipsten drauflos – dank der Belichtungsautomatik mit bestem Erfolg (Abb. 11). Wenn ich die Schüler bei ihrer Tätigkeit fotografierte, zündete mein Kamerablitz über eine Servozelle auch die Mikroskopblitze. Dann verlieh ein puffender Blitzschlag der Szene das Flair einer Walpurgisnacht (Abb. 12 und 13). Auf die detailreichen Farbfotos (Negativmaterial) war die Arbeitsgruppe nachher sichtbar stolz. Wenn das keine Empfehlung für die altehrwürdige Ausrüstung ist!

Ausgelöst wurde meine apparative Regression in die mikroskopische Auflichtfotografie



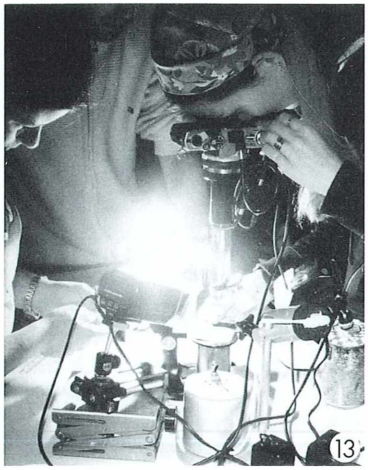


Abb. 12 und 13: Eine Projektgruppe (13. Jahrgang) fotografiert ihr Kursobjekt (Wasserskorpion *Nepa rubra*) am Auflichtmikroskop – von der Beleuchtung her fast eine Walpurgisnacht.

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

durch zwei hervorstechende Eigenschaften der verwendeten alten Objektive: Geringe Vergrößerung und großer Arbeitsabstand. Meine entsprechenden Objektive neueren Typs 1/0.04 und 2/0.08 müssen auf circa 2 mm beziehungsweise 5 mm auf das Aufnahmeobjekt abgesenkt werden und schließen eine Auflichtbeleuchtung praktisch aus. Die Frage mag erlaubt sein: Warum baut man heute nicht auch geringvergrößernde Objektive wie dermaleinst und ermöglicht dem Mikroskopiker damit Auflichtaufnahmen, wie sie uns heute noch in den alten Bänden des MIKROKOSMOS beeindrucken?

Literaturhinweise

Bechtle, W.: Fototips für Nahaufnahmen. Naturfotografie im Makrobereich. Kosmos-Bibliothek Band 277. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1973.

Hagemann, P., Egli, M.: Botanik mit der Lupe. Kosmos-Bibliothek Band 295. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1977.

Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH, Stuttgart 2002.

Lüthje, E.: Auflichtmikroskopie mit optischen Veteranen. Mikrokosmos 93, 151–154 (2004).

Nuridsany, C., Pérennou, M.: Wunderbare Verwandlung: Knospe, Blüte, Frucht. Aus dem Französischen übersetzt von Sylvia Strasser. Gerstenberg, Hildesheim 1998.

Paymann, K.: Naturfotografie für Jedermann. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1963.

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

Kurze Mitteilung

Biofilme

Biofilme sind komplexe Aggregate von Mikroorganismen auf festem Substrat in einem flüssigen Medium. Sie bestehen aus Populationen und Gesellschaften von Mikroorganismen (Eu- und Archaebakterien, Pilze, Algen, Protozoen), Detritus und Korrosionsprodukten. Auf der Außenseite von bewegten Objekten (Schiffsrümpfe, Boote) werden sie als Fouling (Bewuchs) bezeichnet und behindern die Fortbewegung. Die bekanntesten Biofilme sind die Plaques (Ablagerungen auf Zahnoberflächen und am Zahnrand; die weichen Zahnbeläge bestehen zu 80% aus Mundbakterien).

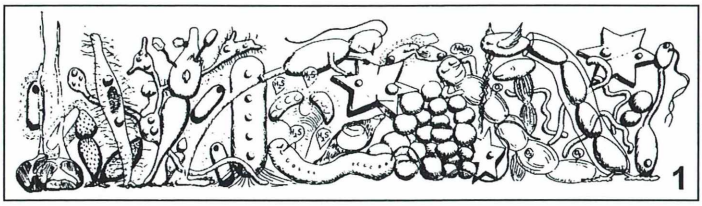


Abb. 1: Ein Multi-Spezies-Biofilm nach Peter Hirsch: Auf lustige Weise wird der dichte Bewuchs und der Artenreichtum eines Biofilms mit all seinen Wechselwirkungen dargestellt (aus Palmer, 2004).

Charakteristisch für Biofilme ist die strukturelle Heterogenität (Abb. 1) und eine extrazelluläre Matrix aus ausgeschiedenen polymeren Substanzen. Biofilme lassen sich mikroskopisch nach Anfärbung mit Anilinblau oder mit der Gram-Färbung gut sichtbar machen. Biofilme finden sich überall an festen Substraten, wo genügend Feuchtigkeit vorhanden ist. Aber auch an der Oberfläche von still stehenden Gewässern, der so genannten Luft-Wasser-Interphase, und in schnell strömenden Systemen mit reichlich Nährstoffen, können sich Biofilme entwickeln. Kennzeichnend für den Biofilm ist weiterhin, dass das komplexe Aggregat der Zellen durch Stoffe zusammengehalten und gefestigt wird, welche die Organismen, die den Biofilm bilden, ausgeschieden haben. Sie erscheinen zunächst oft als Schleimlagen, die bei der Adsorption der Zellen an das feste Substrat, gefolgt von der irreversiblen Anheftung, eine entscheidende Rolle spielen.

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

Mikrobielle Biofilme dienen heute als Monitoren bei der Kontrolle der Qualität des Grundwassers und bei der Beurteilung der biologischen Reinigung von Gewässern. Die konventionellen Güteindikatoren wie die Messung der Atmungsintensität der mikrobiellen Gemeinschaften, die Bestimmung der Biomasse, das Auftreten spezieller Stoffwechselprodukte und die zeitliche Korrelation mit verschiedenen geochemischen Parametern sind aufwändig und geben oft nur unvollständig Aufschluss über die biologische Aktivität von Biofilmen. Man hat daher eine Methode entwickelt (Abb. 2), bei der mikrobielle Biofilme als Monitoren für den Fortgang der Abwasserreinigung dienen können. Die Biofilmsammler werden nach einer Expositionszeit von 45 Tagen in Trockeneis eingefroren, um dann für die Auswertung im Labor zur Verfügung zu stehen. Vor allem die mikroskopische Untersuchung der Zusammensetzung der Lebensgemeinschaften auf den Perlen und Glasfasern geben Aufschluss über den Stand und den Fortgang der biologischen Reinigung. Die Biofilme auf den Bio-Sept-Perlen haben eine 2- bis 13-mal größere lebensfähige Biomasse als die Glasfasern, besitzen aber eine geringere Stoffwechselaktivität. So sind die adsoptiven Oberflächen der Perlen auch besser geeignet für die Untersuchung von Grundwasser mit einem niedrigeren Gehalt an Nährstoffen. Auf jeden Fall scheint die neue Methode der klassischen Membranfilter-Methode überlegen zu sein.

Mit der mikrobiologischen Biofilm-Methode sind neue Dimensionen für die mikrobielle Ökologie geöffnet.

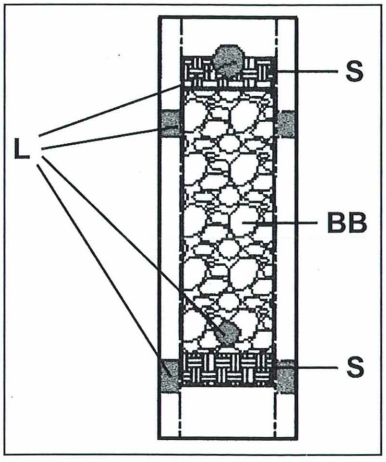


Abb. 2: Schemazeichnung eines Biofilm-Sammlers. Er besteht aus einem 4 cm langen Teflon-Röhrchen mit 1,25 cm lichter Weite. Das Röhrchen ist zwischen den zwei Glaswolle-Stopfen (S) gefüllt mit Plastikperlen (Bio-Sept-Beads, BB) von 2–3 mm Durchmesser. Die Perlen bestehen aus 25% Aramid-Polymer (Nomex) und 75% Aktiv-Kohle-Pulver. Sie haben eine Dichte von 0,16 g cm^{-3} und eine Porösität von 74%. Der mittlere Porendurchmesser beträgt 1,9 µm. Die interne Adsorptionskapazität ist größer als 600 m^2 g^{-1}. Jede Perle ist von einer Ultrafilter-Membran mit 1–10 µm weiten Poren umgeben. Zur Entfernung von fossilen organischen Rückständen werden die Perlen und die Glaswolle vier Stunden lang auf 300 °C erhitzt. Die Sammler werden an Schnüren an den Löchern (L) befestigt und 45 Tage lang in dem zu untersuchenden flüssigen Milieu untergetaucht und dann herausgezogen (aus Peacock et al., 2004).

Literaturhinweise

Palmer, jr., R. J.: Peter Hirsch and biofilms: Microbial ecology's role in a "new" field. Microbial Ecology *47*, 200–204 (2004).

Peacock, A. D., Chang, Y. J., Istok, J. D., Krumholz, L., Geyer, R., Kinsall, B., Watson, D., Sublette, K. L., White, D. C.: Utilization of microbial biofilms as monitors of bioremediation. Microbial Ecology *47*, 284–292 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Lebendige Seen für den Fischadler



Living Lakes: Eine Zukunft für die Seen der Welt.

Helfen Sie mit! Fordern Sie unsere Informationen an.

Global Nature Fund
Global Nature Fund
Güttinger Str. 19
78315 Radolfzell

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

Fallenstellerei unter Wasser – Die Fangblasen des Wasserschlauchs Utricularia

Hans-Jürgen Voß

Gerade Kleingewässer halten für den Naturfreund so manche Überraschung bereit. Bei der Begutachtung einer aus einem Gartenteich stammenden Wasserprobe fanden sich zwischen den entnommenen Algenfäden auch freischwimmende Sprosse mit kammartig gefiederten Blättchen, die zweifellos einer höheren Pflanze zugeordnet werden konnten. Bei genauerer Betrachtung fielen ferner bläschenartige Strukturen in den Blattachseln auf. Bei der gefundenen Pflanze handelte es sich um einem Vertreter der Gattung *Utricularia*, dem Wasserschlauch.

Da die in Mitteleuropa vorkommenden Wasserschlauch-Arten bei uns schon so selten geworden sind, dass sie auf der Roten Liste der bedrohten Arten stehen, ist zu vermuten, dass es sich bei der hier beschriebenen Art um eine tropische handelt, die möglicherweise über Aquarienpflanzen in den Gartenteich verschleppt wurde.

Fleisch fressende Pflanzen

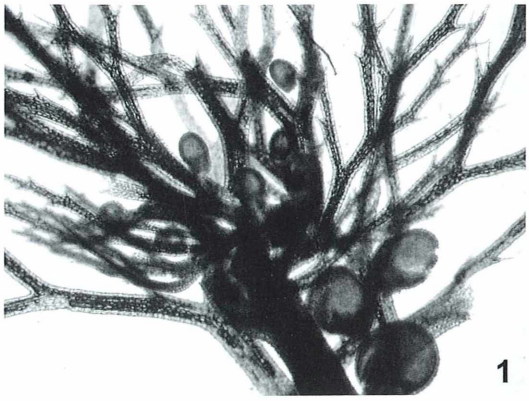
Was hat es mit diesen Blasen auf sich, was ist das Besondere an dieser Pflanze? Der Wasserschlauch *Utricularia* gehört wie der Sonnentau oder die Venusfliegenfalle zu der Gruppe der Fleisch fressenden Pflanzen, die durch das Fangen von Beutetieren ihren Stickstoffbedarf ergänzen. Während beispielsweise der mit Klebfallen ausgestattete Sonnentau *Drosera* auf den nährstoffarmen Böden von Mooren vorkommt und daher auf externe Stickstoffquellen angewiesen ist, besiedelt der Wasserschlauch vorwiegend im Flachland fast alle Gewässerarten: Langsam fließende Bäche und Flüsse ebenso wie Teiche, Tümpel, Gräben, Sümpfe und Altwässer von Flüssen. Er ist also kein Indikator für eine gewisse Stickstoffarmut seines Lebensraumes. An Land mag man sich das Fangen von Beutetieren wie zum Beispiel Insekten mit passiven klebrigen Strukturen oder aktiven Klappfallen à la Venusfliegenfalle (*Dionea*) noch vorstellen können. Aber wie funktioniert die Fallenstellerei unter Wasser?

Die Fangblasen des Wasserschlauchs

Der Wasserschlauch verfügt zu diesem Zweck über raffinierte Fangblasen, die nach dem Prinzip einer Saugfalle aufgebaut sind. Die Fangblasen, die auch Schläuche oder Ampullen genannt werden, wachsen an den untergetauchten Pflanzenteilen vor allem in den endständigen Blattachseln und sind nur etwa 0,25 bis 0,5 mm groß. Sie sind gestielt und seitlich abgeflacht (Abb. 1, 2, 8). Darüber hinaus sind sie mehr oder weniger durchsichtig, was sie trotz ihrer Größe auch zu einem interessanten Objekt für mikroskopische Untersuchungen macht (Abb. 3).

Der Eingang der Fangblase ist prinzipiell wie eine Klapptür aufgebaut: Das Scharnier befindet sich an der oberen Seite, während die Tür lose nach unten hängt. Von dieser Einrichtung sieht man beim Mikroskopieren nichts, nur der Besatz mit auffälligen Borsten lässt erahnen, dass hier der unheilvolle Falleneingang sitzen muss (Abb. 4). Um den Eingang wasserdicht zu machen, sitzen an der Unterseite zahlreiche Drüsenzellen, die einen Schleim absondern. Durch anheftende Partikel wird man manchmal auf seine Existenz aufmerksam gemacht (Abb. 5). Andererseits befindet sich eine dünne Membran an der Tür, die diese abdichtet. An der konvex gewölbten Außenseite der Tür befinden sich ebenfalls Schleim produzierende Drüsenzellen, die über die Schleimabsonderung vermutlich die Opfer anlocken. Unten an der Tür sitzen aufwärts gerichtete Borsten, die so

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



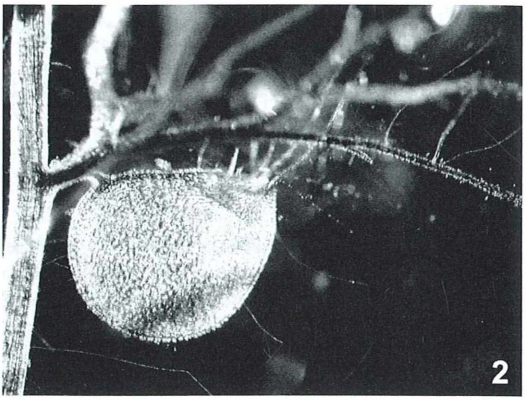
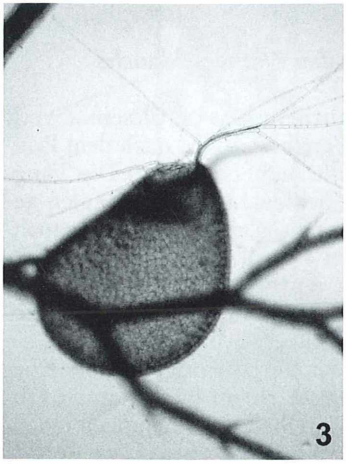
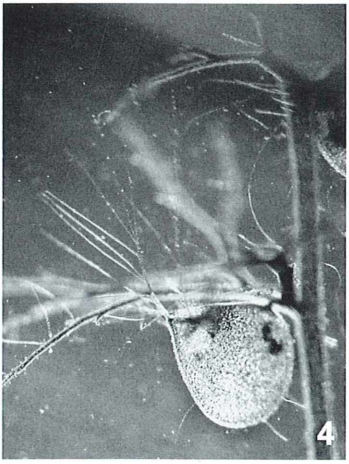


Abb. 1: Im Vegetationskegel des untergetauchten Sprosses wachsen neue Fangblasen heran. – Abb. 2: Gesamtansicht einer Fangblase.





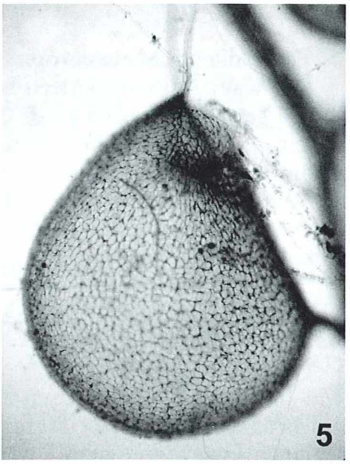
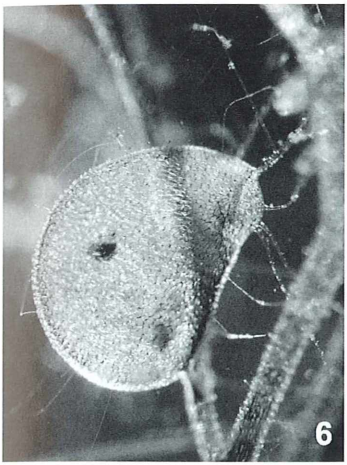


Abb. 3: Junge Fangblase. Der von Borsten umgebene Eingang ist deutlich erkennbar. – Abb. 4: Schrägansicht einer Fangblase. Die weit auslaufenden Antennenborsten sind gut erkennbar. – Abb. 5: Fangblase bei etwas stärkerer Vergrößerung. Die im Eingangsbereich erkennbaren Partikel weisen auf Schleimabsonderung hin.

genannten Klappenborsten, während sich darüber – sozusagen am Scharnier – aufwärts gerichtete, verzweigte Antennenborsten befinden (Abb. 3). Berührt ein potenzielles Beutetier, beispielsweise eine Mückenlarve oder ein Kleinkrebs, diese Anordnung, so machen die Borsten, die wie Hebel funktionieren, die Falltür undicht. Die Tür klappt nach innen und das Beutetier wird dann innerhalb einer 10–15-tausendstel Sekunde ins Innere der Blase gesaugt (Abb. 6 und 7). Woran liegt das? Von oben betrachtet, ist die Blase eingedellt (Abb. 8). Spezielle Zellen halten einen Unterdruck aufrecht, indem sie Wasser aus dem Blaseninneren unter Energieaufwand nach außen befördern.

Im Innern überlebt das Beutetier noch etwa zwei Stunden. In dieser Zeit wandelt sich dann die Fangblase sozusagen in einen Magen um. Zellen, die in strahlen- oder köpfchenförmigen Haaren angeordnet sind, produzieren Protein abbauende Enzyme und verdauen das Tier in relativ kurzer Zeit. Die gleichen Zellen nehmen dann auch die durch die Verdauung mobilisierten Nährstoffe auf. Rundliche, nicht eingedellte





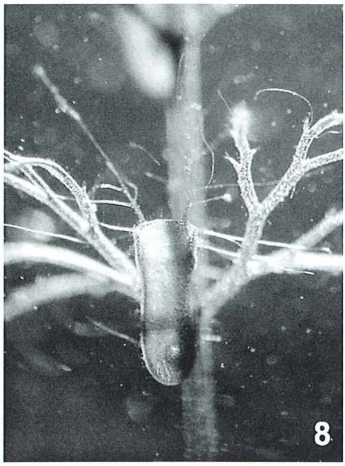


Abb. 6: Fangblase mit erkennbarer Beute, vermutlich einer kleinen Mückenlarve. – Abb. 7: Im Innern einer Fangblase wird der Blattfußkrebs *Chydorus* spec. verdaut. – Abb. 8: Aufsicht auf eine Fangblase. Die Ränder sind eingedellt, die Blase ist fangbereit.

Fangblasen von grau-bräunlicher Verfärbung weisen auf einen erfolgreichen Beuteerwerb mit Verdauungsvorgang hin.

Wasserschlauch zur Stechmückenbekämpfung

Die Tatsachen, dass an einer Pflanze Hunderte von Fangblasen vorkommen können, und dass die Fangblasen nach einem kurzen Verdauungs- und Resorptionsprozess wieder einsatzbereit sind, lassen erahnen, dass die Zahl der gefangenen Kleinstlebewesen beträchtlich sein muss. Deshalb wurde auch schon versucht, dieses enorme Fangpotenzial zur Stechmückenbekämpfung einzusetzen. Bei der Gattung *Culex* konnte man wohl auch Erfolge verzeichnen, bei den unangenehmeren Arten der Gattung *Aedes* jedoch nicht, weil sich diese Arten in vorübergehend Wasser führenden Standorten entwickeln, in denen der Wasserschlauch nicht gedeiht (Wendelberger, 1985).

Literaturhinweise

Büdel, B., Kothe, H.-W.: Die Fangblase des Wasserschlauchs *Utricularia gibba*. Mikrokosmos *74*, 28–30 (1985).

Deckart, M.: Fangblasen vom Wasserschlauch. Mikrokosmos *52*, 16–18 (1963).

Deckart, M.: Der Mund war kleiner als der Biß: Der Wasserschlauch fängt eine Mückenlarve. Mikrokosmos *54*, 6–9 (1965).

Engelhardt, W.: Was lebt in Tümpel, Bach und Weiher? Pflanzen und Tiere unserer Gewässer in Farbe. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1985.

Grave, E.: Ein Raubtier aus dem Pflanzenreich: Der Wasserschlauch. Mikrokosmos *58*, 353–355 (1969).

Grebel, D.: Leichen in den Tierfallen des Wasserschlauchs. Mikrokosmos *66*, 172–174 (1977).

Wendelberger, E.: Pflanzen der Feuchtgebiete: Gewässer, Moore, Auen. BLV Verlagsgesellschaft, München 1986.

Verfasser: Dr. Hans-Jürgen Voß, Am Dornbusch 42, D-46244 Bottrop, e-mail: tichy-voss@t-online.de

„Wer sein Wasser nicht bezahlen kann, bekommt keins. Investitionen in Versorgungssysteme lohnen nur bei großer Bevölkerungsdichte und entsprechendem Einkommen." *(Vertreter eines internationalen Wasserkonzerns)*

Mit Projekten und Aktionen setzen wir uns dafür ein, dass auch die Armen Zugang zu sauberem Wasser erhalten.

Brot für die Welt

Postbank Köln 500 500-500

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

Kurze Mitteilung

Wie das Wachs auf die Blattoberfläche kommt

Als die Pflanzen vor etwa 450 Millionen Jahren vom Wasser- zum Landleben übergingen, da benötigten sie eine wasserdichte Oberfläche, die gegen den unkontrollierten Wasserverlust in der trockenen Luft schützen musste. Das Problem wurde im Laufe der Evolution von den Landpflanzen gelöst durch Wachsauflagen auf der Außenseite der Epidermis. Diese Wachslage hat heute vielfältige Funktionen wie beispielsweise das Festsetzen von Schmutzpartikeln zu verhindern (der so genannte Selbstreinigungsprozess oder Lotus-Effekt), Filtern des schädlichen UV-Lichtes oder als Schutz gegen Mikroorganismen und Herbivoren. Die Bausteine für das Wachs werden in den Epidermiszellen synthetisiert und müssen an die Außenflächen durch die Zellwand hin transportiert werden. Die Vorstufen der Wachse sind sehr langkettige Fettsäuren, die mit langkettigen Alkoholen verestert sind, und deren Derivate. So ergibt sich die Frage, wie diese sehr hydrophoben Moleküle der Wachsvorstufen zur Konstruktion der Außenlage transportiert werden.

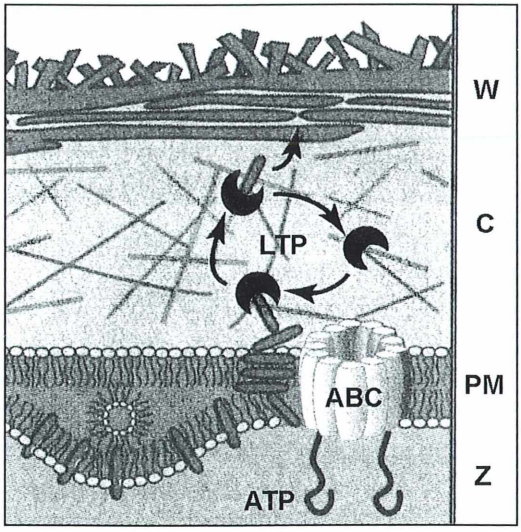


Abb. 1: Wachstransport zur Blattoberfläche, hypothetisches Schema. Die aus Polysacchariden zusammengesetzte Zellwand ist mit Cutin-Molekülen durchsetzt. Auf der Cutin-Schicht (C) liegt außen die Wachsschicht (W) auf, auf der sich die epicuticularen Wachskristalle befinden. In der Plasmamembran (PM), welche das Zytoplasma umschließt (Z), befinden sich die ABC-Transporter (ABC) mit angehängten ATP-Molekülen (ATP). Im Innern der Cuticula (C) arbeitet das Lipid-Transport-Protein (LTP) und transportiert die aus der Plasmamembran heraustretenden Wachsmoleküle in Richtung in die äußere Wachsschicht (aus Science *306*, 567).

Man hat jetzt gefunden (Abb. 1), dass die Pflanzenzellen ein ABC (Adenosintriphosphat-binding-cassette) Lipid-Transport-Protein (LTP) benutzen, wie dies von Säugetierzellen bekannt ist. Die Lösung der Probleme wurde mit Hilfe von Mutanten von *Arabidopsis thaliana* (Ackerschmalwand) gefunden, die Abweichungen der Wachsabsetzung aufwiesen. Eine der Mutanten, cer5, hatte verminderte Wachslagen auf der Kutikula, aber stattdessen im Zytoplasma der Wachs sekretierenden Epidermiszellen eine Anhäufung von schuppenartigen Wachsplättchen; solche Einschlüsse konnten mikroskopisch mit Hilfe einer Nil-Rot-Färbung auf ihren lipiden Charakter hin identifiziert werden. Diese abnormalen Einschlüsse von kutikulären Wachsen sind in ähnlicher Weise von menschlichen Zellen bekannt, wo sie eine Folge von defekten peroxisomalen Adenosin-Triphosphat-bindenden (ABC) Transportern sind.

Während die Wild-Typ-Pflanzen 0,24 µg/mm^2 kutikulare Wachskomponenten besaßen, hatte die Mutante nur 0,11 µg/mm^2 Wachs auf der Epidermis. Gleichzeitig wurde aber kein Unterschied im Wachsgehalt im Innern der Gewebe zwischen Wild-Typ und Mutanten gefunden. Die Mutante beeinflusst also den ABC-Transporter, das heißt die Transportmaschinerie, die zur Anhäufung von Wachs in den Epidermiszellen führt. Daraus kann man den Schluss ziehen, dass die Biosynthese der Wachskomponenten durch die Mutation nicht beeinflusst ist, wohl aber der Transport in die Kutikula; die Wachskomponenten werden also in den Epidermiszellen zurückgehalten.

Literaturhinweise

Schulz, B., Frommer, W. B.: A plant ABC transporter takes the Lotus seat. Science *306*, 622–624 (2004).

Pighin, J. A., Zheng, H., Balakshin, L. J., Goodman, J. P., Western, T. L., Jetter, R., Kunst, L., Samuels, A. L.: Plant cuticular lipid export requires an ABC transporter. Science *306*, 702–704 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Minimal dezentrierter Phasenkontrast – Eine sehr einfache Methode zur Kontrastverbesserung bei hoher Vergrößerung

Josef Brief

Die mikroskopische Darstellung ungefärbter, wenig kontrastreicher Protisten bei sehr hoher Vergrößerung liefert im Hellfeld und selbst bei Anwendung des Phasenkontrastverfahrens gelegentlich nur bedingt befriedigende Ergebnisse. Will man ein kontrastreicheres Bild, so braucht man zur Detaildarstellung von sonst kontrastarmen Protistenorganellen aufwändigere Methoden, wie etwa den differentiellen Interferenzkontrast. Auf der Suche nach einem alternativen (und preisgünstigeren) Verfahren zur Kontrastverbesserung bei eben solch hohen Vergrößerungen, stieß ich auf das in diesem Artikel kurz beschriebene, sehr simple Vorgehen.

Die Anzahl an Veröffentlichungen über Versuche und Verfahren zur Kontraststeigerung mikroskopischer Bilder allein im MIKROKOSMOS ist groß. Eine detaillierte Aufzählung würde den Rahmen dieses Artikels sicher sprengen. Die hier nur kurz beschriebene Methode zeichnet sich durch das ausgesprochen einfache Vorgehen aus. Eine Phasenkontrasteinrichtung und ein 100er-Phasenobjektiv mit hoher numerischer Apertur (Ölimmersion) ist alles, was man dazu benötigt. Lediglich die Einstellungen werden anders als gewohnt, nämlich ausgesprochen regelwidrig vorgenommen. Die hier gezeigten Aufnahmen (Abb. 1–5) wurden alle mit dieser Technik gemacht. Will man neben der einfachen Beobachtung der Objekte diese auch fotografisch dokumentieren, so ist allerdings, wegen des sehr starken Lichtverlustes durch dieses Verfahren, ein Mikroblitz unerlässlich.

Nur scheinbar dreidimensionale Wiedergabe

Neben den sehr deutlich reduzierten, bis nahezu völlig fehlenden Haloringen, welche sonst jede Phasenkontrastdarstellung begleiten, fällt besonders die reliefartige, scheinbar plastische Darstellung der Organellen auf (Abb. 1–5). Details, welche wegen ihrer geringen Kontrastunterschiede sonst kaum zu erkennen sind, werden deutlich sichtbar und erwecken den Eindruck einer räumlichen Wiedergabe. Insgesamt erinnern die Bilder durchaus an den differentiellen Interferenzkontrast.

Eine physikalische, theoretische Erläuterung für den entstehenden Reliefkontrast bei meinem Vorgehen kann ich leider nicht liefern, aber ich bin sicher, dass viele Leser mit entsprechenden Kenntnissen in der Optik stichhaltige Erklärungen nachliefern können.

In gewisser Weise handelt es sich um eine Kombination aus der oft beschriebenen schiefen Beleuchtung und dem Phasenkontrast.

Die Technik

Wenngleich jedes Phasenobjektiv verwendet werden kann, so bekommt man wirklich gute Resultate jedoch nur bei stärkerer Vergrößerung durch Phasenobjektive mit hoher numerischer Apertur. Möglicherweise ist diese notwendig, um auch den Einfall sehr schräger Strahlen zu ermöglichen. Ich benutzte für die gezeigten Bilder ein 100er-Phasenobjektiv (n. A. 1,25, Ölimmersion). Zunächst wird einfach nur der zum 100er-Objektiv passende Phasenring des Phasenkontrastschiebers im Kondensor *minimal* exzentrisch eingestellt. Es ist wichtig, dass die Dezentrierung nur sehr geringfügig ist, da man andernfalls überstrahlte, in der Detailwiedergabe deutlich schlechtere Bilder erhält. Dies allein bringt jedoch noch keine Bildverbesserung. Erst wenn man dann – unter maximaler Beleuchtung – die Aperturblende

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

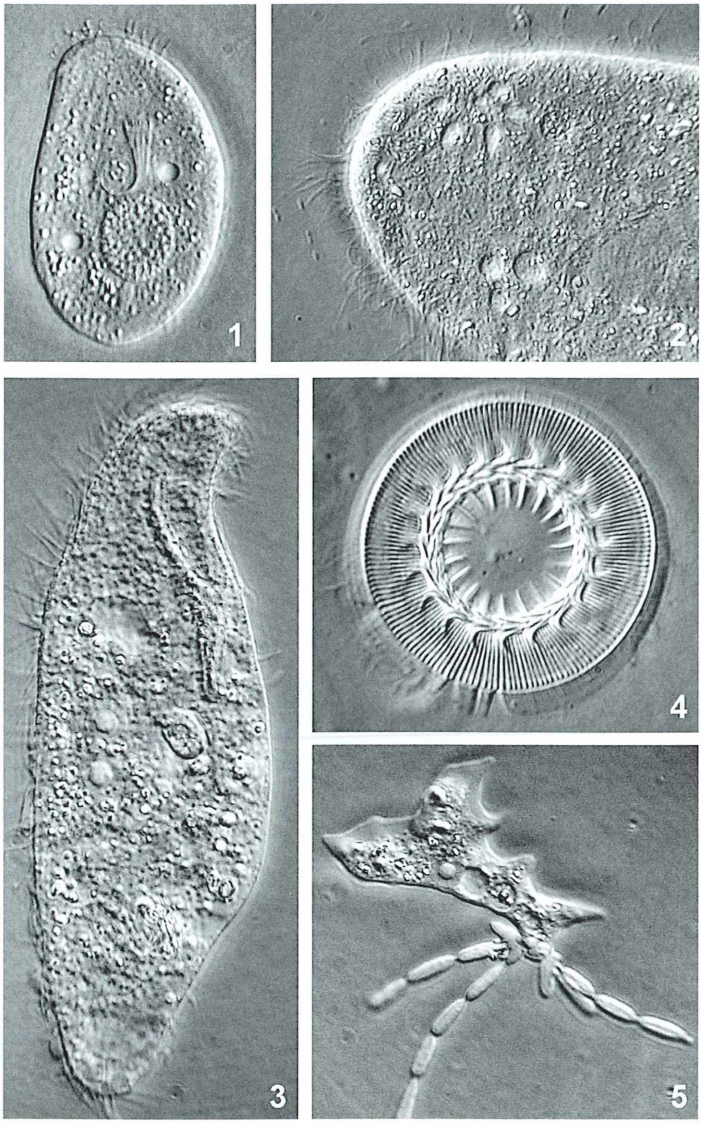


Abb. 1: *Chilodonella uncinata*. Makronukleus, daran anliegender Mikronukleus, kontraktile Vakuolen und trichterförmige Reuse mit gerolltem Ende gut erkennbar. – Abb. 2: Ausschnitt aus *Paramecium caudatum*. Kontraktile-Vakuolen-Komplex in Systole mit radiären Ampullen und Sammelkanälen dargestellt. Am rechten Bildrand ein Teil des Makronukleus erkennbar. – Abb. 3: *Loxodes*. Fokus auf gut erkennbare paarige Makronuklei. – Abb. 4: *Trichodina domerguei*. Aus dem Ciliaten herausgelöste Haftscheibe. – Abb. 5: *Ouramoeba botulicauda* (= *Amoebophilus simplex*). Zellkern, kontraktile Vakuole, Nahrungsvakuole und Appendices deutlich dargestellt. Alle Abbildungen mit 100er Phasenobjektiv, n.A. 1,25; Phasenkondensor mit zugehörigem minimal dezentriertem Phasenring; 10er Okular; Mikroblitz; Coolpix 990. Einstellung in der beschriebenen Technik.

des Kondensors entgegen den bekannten Regeln der Mikroskopie und insbesondere anders als für den Phasenkontrast üblich, zunehmend zu weit schließt, bis das Bild anfängt dunkler zu werden, verschwinden die Haloringe und die Konturen der Objekte werden plötzlich reliefartig plastisch. Die Auflösung leidet unter der für den Phasenkontrast zu weit geschlossenen Blende interessanterweise nur geringfügig. Die untersuchten Objekte dürfen allerdings nur eine sehr geringe Schichtstärke haben, was man bei der Detailuntersuchung von Protisten durch ein vorsichtiges Quetschen mit dem Deckglas erreicht.

Manch ein Leser mag bei diesen Zeilen verwundert den Kopf schütteln, da ein mikroskoptechnisch ganz unorthodoxes Vorgehen beschrieben wird. Da die Einstellungen jedoch so leicht und schnell durchzuführen sind, sollte es den Versuch allemal Wert sein. Man nehme ein Beobachtungsobjekt von sehr geringer Schichtdicke und stelle den 100er-Phasenkontrastring des Kondensors minimal exzentrisch ein. Die Aperturblende muss ungewöhnlich weit ge-

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

schlossen sein. Die Beleuchtungsintensität muss daher sehr hoch gewählt werden, um den Lichtverlust durch die zu weit geschlossene Blende auszugleichen. Mit ein wenig Geduld und Fingerspitzengefühl sollte diese Einstellung wohl gelingen. Wie eingangs geschildert, wurden alle hier gezeigten Aufnahmen mit dieser Technik angefertigt. Als Kamera wurde eine Nikon Coolpix 990 mit selbstgebautem Mikroblitz unter Zuhilfenahme eines Nikon SB-26 Blitzgerätes verwendet.

Verfasser: Dr. Dr. Josef Brief, Tituscorso 2–4, D-60439 Frankfurt am Main, e-mail: drdrbrief@yahoo.com

Kurze Mitteilungen

Wasserfloh schützt Kieselalge

Aquarianer wissen, dass Fische unter Pilzinfektionen leiden können. Auch die Mikroalgen in Aquarien werden durch parasitische Pilze befallen. So spiegelt sich im Mikrokosmos des Aquariums die Wechselwirkung der Organismen in Bächen, Flüssen, Teichen und Meeren wider. Die im Wasser vorkommenden parasitischen Pilze gehören überwiegend zur Ordnung

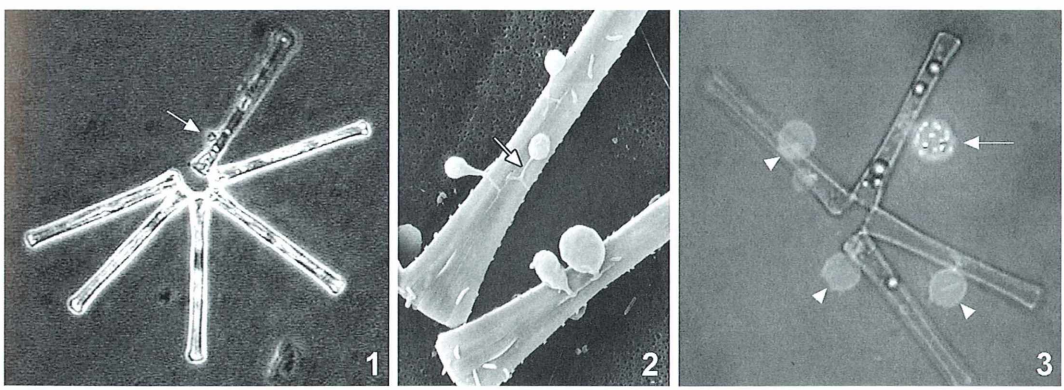


Abb. 1: Kolonie von *Asterionella formosa,* bestehend aus sechs Kieselalgenzellen. An die Zelle oben rechts (Pfeil) haben sich einige Zoosporen des parasitischen Pilzes angeheftet. Auf dem Bild erkennt man die Abwehrreaktion der Kieselalge gegenüber dem Pilz-Parasiten: Die Zelle mit den angehefteten Zoosporen ist bereits abgestorben, erkennbar an der verminderten Färbung. Durch den raschen Zelltod wird eine weitere Entwicklung der Zoospore in ein reifes Zoosporangium verhindert, sodass der Infektionsprozess im Zaum gehalten wird. – Abb. 2: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme von Zoosporen des parasitischen Pilzes auf der Oberfläche von *Asterionella.* Man erkennt die Infektionshyphe (Pfeil) an der keimenden Zoospore. Aus dem Foto kann man den Schluss ziehen, dass der Pilz an spezifischen Stellen der Zellwand eindringt, zum Beispiel an der Falz zwischen der oberen und unteren Schale der Diatomeenzelle. – Abb. 3: Eine Kolonie von *Asterionella formosa,* infiziert mit dem Pilz *Zygorhizidium planctonicum.* Nach Anfärbung mit Calcofluor-Weiß (3 Tropfen in 3 Tropfen 10% KOH-Lösung in der 1-ml-Utermöhl-Kammer am Fluoreszenz-Umkehrmikroskop) – eine Färbung auf Chitin – kann der Pilz unter Anregung mit UV-Licht sichtbar gemacht werden. Das Bild zeigt in der nach oben gerichteten Diatomeenzelle (mit Öltropfen) die Anheftung eines Sporangiums gefüllt mit jungen Zoosporen (Pfeil). Drei weitere Zoosporangien (Pfeilköpfe) sind bereits entleert; die Zellen der infizierten Kieselalgen erscheinen nach der Infektion durch den Pilz leer. Herzlichen Dank für die Abbildungen an Maiko Kagami, Nieuwersluis, Niederlande. Copyright NIOO-KNAW.

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

der Chytridiales; die chytridialen Pilze gehören zu den Niederen Pilzen (Phycomycetes) und besitzen eine Zellwand aus Chitin. Viele Arten heften ihre Zoosporangien mit rhizopodialen Fortsätzen an einzelligen Algen fest (Abb. 1–3), dringen in diese ein und entlassen nach einiger Zeit opisthokonte (mit Schubgeißel am Hinterende versehene) Zoosporen, welche wieder andere Zellen infizieren können.

Die chytridialen Pilze haben also Einfluss auf die Dynamik des Phytoplanktons in einem begrenzten Biotop. Möglicherweise werden die freischwimmenden Zoosporen durch spezifische Signale der Wirtszellen angezogen.

Die endemische Entwicklung des parasitischen Pilzes wird, soweit bisher bekannt, nur wenig durch Mangel an Nährstoffen gesteuert: Lediglich Phosphor und Licht haben einen schwach fördernden Einfluss auf die Pilzinfektion anderer Planktonarten. Hingegen hat sich gezeigt, dass eine Wechselwirkung mit Zooplanktonorganismen besteht. So können Wasserflöhe *(Daphnia galeata hyalina)* durch Fraß der Zoosporen der Pilze zu einer Reduktion des Pilzparasitismus auf dem Phytoplankton führen. Die Wasserflöhe benutzen die Zoosporen als Nahrung. Andererseits konnte in Fraßexperimenten gezeigt werden, dass die saisonale Sukzession der chytridialen Pilze durch die Wasserfloh-Population beeinflusst wird.

Literaturhinweise

Kagami, M., Van Donk, E., De Bruin, A., Rijkeboer, M., Ibelings, B. W.: *Daphnia* can protect diatoms from fungal parasitism. Limnology and Oceanography *49*, 680–685 (2004).

Ibelings, B. W., De Bruin, A., Kagami, M., Rijkeboer, M., Brehm, M., Van Donk, E.: Host parasite interactions between freshwater phytoplankton and chytrid fungi (Chytridiomycota). Journal of Phycology *40*, 437–453 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Genübertragung im Boden durch Blitzschlag

In der Biotechnologie wird seit vielen Jahren die Übertragung von Genen aus Zellen von einem Organismus in die Zellen (und Zellkerne) von anderen Organismen mit Hilfe der Elektrizität angewendet. Das Durchlöchern der Zellwände und der Kernmembranen wird Elektroporation genannt. Nun haben französische Mikrobiologen der Universität von Lyon festgestellt, dass auch in der Natur durch Blitzeinschlag in den Boden Gene in Bakterienzellen eindringen können. Die elektrischen Entladungen machen die Empfängerzellen durchlässig, so dass die Gene aus anderen Organismen übertragen werden können. Im Labor ließen sich solche Genübertragungen simulieren. Dabei liegt die Transformationsfrequenz bei der klassischen Elektroporation bei 10^{-3}–10^{-4}, bei simuliertem elektrischem Blitzeinschlag bei 10^{-4}–10^{-6}, also durchaus in der gleichen Größenordnung. Dazu wurden drei Antibiotika-resistente Plasmide (pBR 328) von *Escherichia coli* bei einer Spannung von 700 kVm^{-1} und einer Stromstärke von 12,6 kAm^{-2} behandelt. Die Autoren spekulieren, dass Genübertragung in der Nähe von Blitzeinschlagstellen im Boden für die schnelle Evolution von Mikroorganismen eine gewisse Rolle spielen könnte.

Literaturhinweise

Demanèche, S., Bertola, F., Burst, F., Nalin, R., Sailland, A., Auriola, P., Vogel, T. M., Simonet, P.: Laboratory-scale evidence for lightning-mediated gene transfer in soil. Applied and Environmental Microbiology *67*, 3340–3444 (2001).

Crémonie, H., Buret, F., Simonet, P., Vogel, T. M.: Isolation of lightning-competent soil bacteria. Applied and Environmental Microbiology *70*, 6342 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Mikrofauna und Mikroflora in einem Gartenteich Osttirols

Alois Kofler und Bernhard Gutwenger

Im Jahre 1991 errichtete Hermann Mair, wohnhaft in Panzendorf, Gemeinde Heinfels, zwischen Drau und Eisenbahn auf ÖBB-Pachtgrund einen Gartenteich (Abb. 1) außerhalb der Siedlung am Ostrande seiner Schmetterlingswiese. Seine Größe beträgt 14 x 6 m samt Uferbereichen, die Fläche 65 m² und die Tiefe 1 m. Im Winter ist er mit einer Eisschicht bedeckt.

Die im Teich vorkommenden Tiere wurden bereits bei Kofler (2003) mitgeteilt, ein Bericht zur Flora erschien 2004. Von 1993 bis 2003 wurden die wichtigsten Parameter zur Physik und Chemie erhoben und die Mikrofauna beziehungsweise Mikroflora studiert. Diese Untersuchungen wurden durchgeführt: 1993 (17.8. und 9.9.), 1994 (27.3. und 25.8.), 1995 (10.4. und 31.8.), 1996 (31.3. und 20.8.), 1997 (23.3. und 9.8.), 1998 (5.4. und 12.8.), 1999 (4.5.), 2000 (5.8.), 2001 (21.8.), 2002 (6.8.) und 2003 (12.8.).

Einige wichtige Grundwerte sind im Folgenden zusammengefasst; Tageszeit, Wetter, Luft- und Wassertemperatur sind vereinzelt gemessen worden:

pH-Wert: Meist 7 (8×), 6–7 (3×), 7–8 (4×).

Gesamthärte, dH: 7–8 (1×), 8 (4×), 9 (1×).

Nitrat-Gehalt: Ein Messwert 0,5 mg/l (27.3.1994), sonst nicht nachweisbar (15×).

Phosphatgehalt: Nicht nachweisbar (16×).

Nitritgehalt: Nicht nachweisbar 1993 bis 1997, dann 0,02 bis 0,20 mg/l.

Ammoniumgehalt: Zwischen 0,03 (10.4.95) bis 0,27 mg/l (21.08.2001).

Sauerstoffgehalt: Vier Werte 2000 bis 2003: 7,75; 5,4; 5,5 und 8,3 mg/l bei 19–22 °C Temperatur.

Elektrolytische Leitfähigkeit: Ebenfalls vier Werte 2000 bis 2003: 261, 275, 338 und 229 µS/cm.

Die Reihung der systematischen Gruppen samt Taxonomie und deutschen Namen wurde nach Streble und Krauter (2002) vorgenommen.

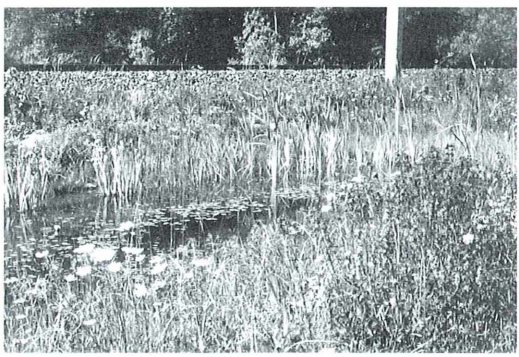


Abb. 1: Der Gartenteich von H. Mair in Heinfels/ Osttirol, Österreich, aus dem die beschriebenen Proben stammen.

Cyanobakterien (Blaualgen)

Anabaena constricta (Eingeschnürte Ringelalge): 10.4.1995
Anabaena sphaerica (Lager-Ringelalge): 23.3.1997
Chroococcus turgidus (Kugelblaualge, Abb. 3): 31.8.1995, 12.8.1998, 5.8.2000, 21.8.2001, 6.8.2002, 12.8.2003
Microcystis flos-aquae (Netzblaualge): 5.8.2000
Nostoc coeruleum (Zitteralge, Abb. 2): 14.5.1999, 6.8.2002
Oscillatoria agardhii (Bündel-Schwingalge): 23.3.1997
Oscillatoria lacustris (Seen-Schwingalge): 31.8.1995
Oscillatoria redeckei (Blasse Schwingalge): 10.4.1995
Oscillatoria splendida (Schimmernde Schwingalge): 10.4.1995

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

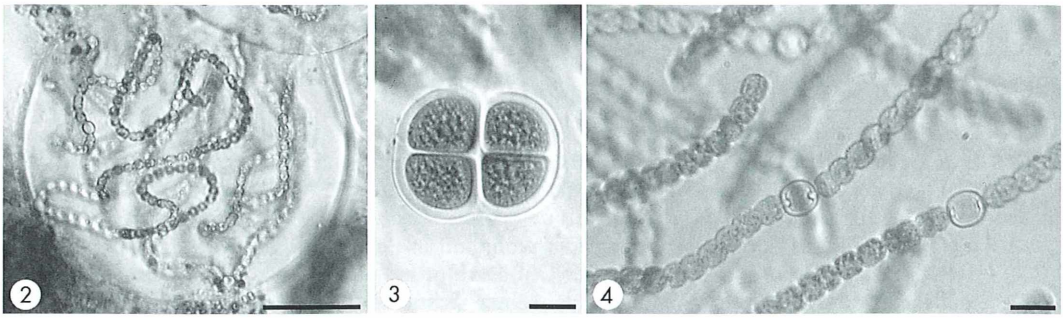


Abb. 2: Die Zitteralge *Nostoc coeruleum*, Maßbalken 50 µm. – Abb. 3: Die Kugel-Blaualge *Chroococcus turgidus*, Maßbalken 10 µm. – Abb. 4: Die Ringelalge *Anabaena* sp., Maßbalken 10 µm.

Phormidium foveolarum (Kleine Häutchenblaualge): 27.3.1994, 10.4.1995

Einzelne Proben von *Anabaena* (3×, Abb. 4), *Oscillatoria* (1×) und *Nostoc* (1×) konnten nicht bestimmt werden.

Chrysophyceae (Goldalgen)

Dinobryon divergens (Becherbäumchen): 27.3.1994, 25.8.1994, 5.8.2000
Synura uvella (Rosetten-Goldkugel): 10.4.1995, 5.8.2000

Diatomeae (Kieselalgen)

Eunotia arcus (Bogen-Kieselalge, Abb. 5): 20.8.1996
Navicula cryptocephala (Geschnäbelte Schiffchen-Kieselalge): 17.8.1993
Navicula radiosa (Weberschiffchen-Kieselalge): 10.4.1995, 31.8.1995, 31.3.1996, 23.3.1997, 12.8.1998
Nitzschia acicularis (Glasartige Kielalge): 10.4.1995
Nitzschia linearis (Stabförmige Kielalge): 10.4.1995, 31.3.1996
Nitzschia palea (Farblose Kielalge): 17.8.1993, 10.4.1995, 31.3.1996, 23.3.1997
Synedra ulna (Stab-Kieselalge): 27.3.1994, 31.8.1995, 5.8.2000

Mehrere weitere Arten der Gattungen: *Cymatopleura, Diatoma, Epithemia, Navicula* (Abb. 6), *Nitzschia, Pinnularia* und *Rhoicosphenia* blieben unbestimmt.

Euglenophyta (Augenflagellaten)

Euglena acus (Stab-Augentier, Abb. 7): 14.5.1999
Euglena oxyuris (Wurmförmiges Augentier): 27.3.1994

Dinophyta (Dinoflagellaten, Panzertafelflagellaten)

Ceratium hirundinella (Hornalge, Abb. 8): 23.3.1997, 12.8.1998

Die Arten der Gattung *Peridinium* aus 13 Proben wurden nicht zugeordnet (Abb. 9 und 10).

Chlorophyta (Grünalgen)

Ankistrodesmus falcatus (Sichelförmige Pfeilalge): 20.8.1996
Chaetophora elegans (Borsten-Grünalge): 21.8.2001, 12.8.2003
Coleochaete pulvinata (Schild-Grünalge): 31.8.1995
Pediastrum boryanum (Warziges Zackenrädchen): 17.8.1993
Pediastrum constrictum (Geschnürtes Zackenrädchen): 25.8.1994
Pediastrum duplex (Durchbrochenes Zackenrädchen): 5.8.2000
Pediastrum tetras (Eingeschnittenes Zackenrädchen): 10.4.1995
Sphaerocystis schroeteri (Gallertkugel-Grünalge): 31.8.1995
Volvox aureus (Wimperkugel, Abb. 11): 17.8.1993, 25.8.1994, 9.8.1997, 12.8.2003

Arten der Gattung *Oedogonium* (Kappenalge, Abb. 12) blieben unbestimmt.

Conjugatophyceae (Jochalgen)

Closterium acerosum (Säbelalge): 25.8.1994
Closterium acutum (eine Spindelalge): 27.3.1994, 9.8.1997, 5.8.2000, 6.8.2002
Closterium acutum var. *variabile* (eine Spindelalge): 23.3.1997, 12.8.1998
Closterium leibleinii (Kleine Mondalge): 17.8.1993
Closterium moniliferum (Mondsichel): 27.3.1994
Closterium pronum (Spindelalge): 20.8.1996
Cosmarium botrytis (Eiförmige Zieralge): 27.3.1994
Cosmarium formosulum (Edel-Zieralge, Abb. 13 und 14): 31.8.1995, 31.3.1996, 20.8.1996, 9.8.1997, 5.4.1998, 12.8.1998, 14.5.1999, 5.8.2000, 21.8.2001, 6.8.2002, 12.8.2003
(syn. *Closterium formosulum*?)
Cosmarium reniforme (Nieren-Zieralge): 25.8.1994
Cosmarium tetraophthalmum (eine Zieralge): 25.8.1994, 10.4.1995, 31.8.1995, 23.3.1997
Pleurotaenium ehrenbergii (Band-Zieralge): 17.8.1993, 9.8.1997
Pleurotaenium leibleinii (Kleine Mondalge): 17.8.1993, 6.8.2002
Pleurotaenium trabecula (eine Band-Zieralge, Abb. 15): 25.8.1994, 31.8.1995, 20.8.1996, 23.3.1997, 12.8.1998, 14.5.1999, 5.8.2000.
Pleurotaenium truncatum (Band-Zieralge): 31.3.1996.

Arten der Genera *Staurastrum* (Stachelstern), *Spirogyra* (Schraubenalge) und weitere zu *Pleurotaenium* (Band-Zieralgen) blieben undeterminiert.

Zoomastigia (Tierische Geißelträger)

Mastigamoeba invertens (Glatte Geißelamöbe): 14.5.1999

Rhizopoda (Wurzelfüßer)

Der Stamm Rhizopoda (Thekamöben) umfasst nach Aescht und Foissner (1989) in Österreich

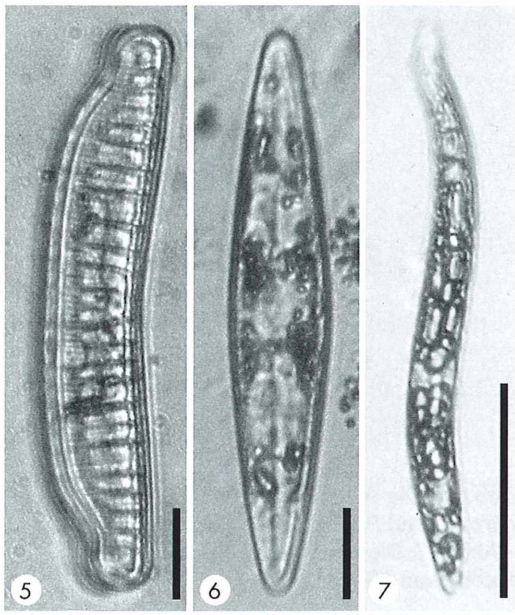


Abb. 5: Die Bogen-Kieselalge *Eunotia arcus*, Maßbalken 10 µm. – Abb. 6: Eine Schiffchen-Kieselalge *Navicula* sp., Maßbalken 10 µm. – Abb. 7: Das Stab-Augentier *Euglena acus*, Maßbalken 50 µm.

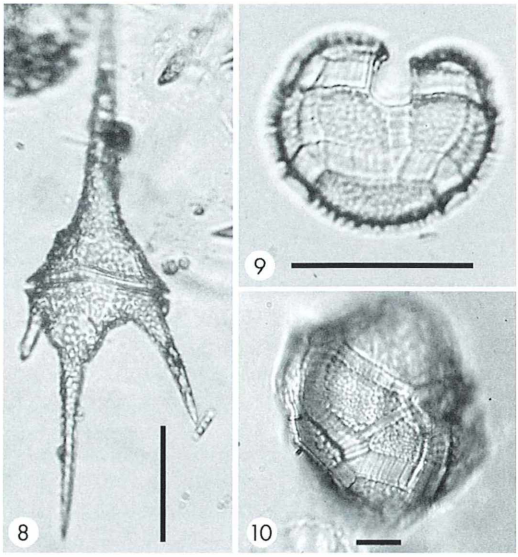


Abb. 8: Die Hornalge *Ceratium hirundinella*, Maßbalken 50 µm. – Abb. 9 und 10: Panzer des Panzertafelflagellaten *Peridinium* sp., Maßbalken 50 bzw. 10 µm.

 mbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

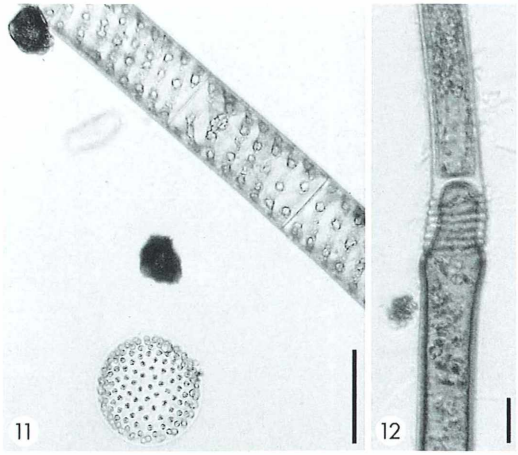


Abb. 11: Die Wimperkugel *Volvox aureus*, *Spirogyra* sp. und *Peridinium* sp., Maßbalken 100 µm. – Abb. 12: Die Kappenalge *Oedogonium* sp., Maßbalken 10 µm.

303 Taxa, davon entfallen auf Osttirol zehn Arten und zusätzlich fünf fragliche. In der Arbeit über die Brühl bei Matrei von Kofler und Gutwenger (2001) wurde zusätzlich *Difflugia acuminata* erwähnt, die auch aus Salzburg, Ober- und Niederösterreich sowie der Steiermark bekannt ist.

Amoebida (Nacktamöben)

Amoeba proteus (syn. *Chaos diffluens*, Wechseltierchen): nur 17.8.1993
Astramoeba radiosa (Sternchenamöbe): nur 31.3.1996

Testacea (Schalenamöben)

Difflugia corona (Kronentragendes Schmelztierchen): 23.3.1997, 5.4.1998

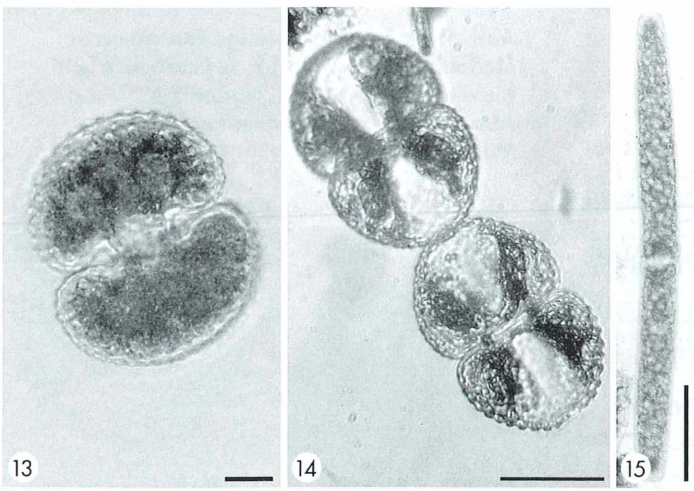


Abb. 13 und 14: Die Edel-Zieralge *Cosmarium formosulum*, Maßbalken 10 bzw. 50 µm. – Abb. 15: Die Band-Zieralge *Pleurotaenium trabecula*, Maßbalken 100 µm.

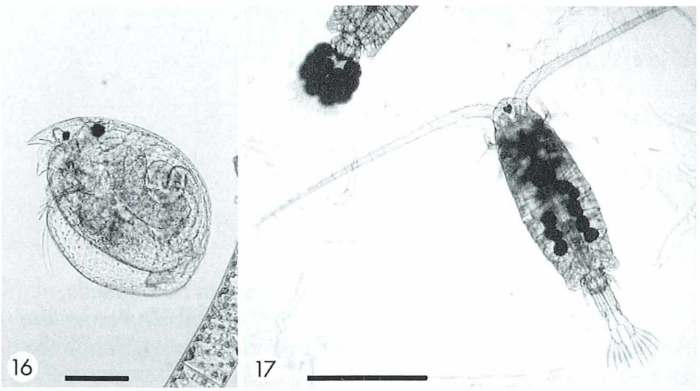


Abb. 16: Das Linsenkrebschen *Chydorus sphaericus*, Maßbalken 100 µm. – Abb. 17: Der Schwebekrebs *Eudiaptomus vulgaris*, Maßbalken ca. 1 mm.

Weitere *Difflugia*-Exemplare (3 Proben) und *Centropyxis* sp. (nur 5.8.2000) konnten nicht näher bestimmt werden.

Ciliata, Ciliophora (Wimpertiere)

Nach Foissner & Foissner (1988) wurden in Österreich 696 Arten beschrieben und in Osttirol 22; davon ist für *Phialina jankowskii*, *Ovalorhabdos sapropelica* und *Stegophilum schoenborni* der „Draufluß bei Lienz" der locus classicus (Originalfundort).
Coleps hirtus (Tonnentierchen): 14.5.1999
Stentor coeruleus (Blaues Trompetentier): 10.4.1995, 14.5.1999
Stentor polymorphus (Grünes Trompetentier): 23.3.1997, 5.4.1998, 12.8.1998
Vorticella sp. (Glockentierchen) und *Halteria* sp. (Springtierchen) vom 23.3.1997 blieben unbestimmt.

Turbellaria (Strudelwürmer)

Rhynchomesostoma rostratum (Rüssel-Strudelwurm): 6.8.2002
Turbellara-Exemplare vom 25.8.1994, 10.4.1995 und 5.8.2000 blieben fraglich.

Rotatoria (Rädertiere)

Ascomorpha ecaudis (Blindsack-Rädertier): 5.8.2000
Enteroplea lacustris (Blinddarm-Rädertier): 9.8.1997
Euchlanis dilatata (Fußborsten-Rädertier): 31.8.1995
Keratella quadrata (Facetten-Rädertier): 17.8.1993, 27.3.1994, 31.8.1995, 20.8.1996
Lepadella patella (Mützen-Rädertier): 23.3.1997, 14.5.1999
Microcodides cf. *chlaena* (Runzel-Rädertier): 17.8.1993
Notommata aurita (Wimperohr-Rädertier): 17.8.1993
Notommata copeus (Wimperohr-Rädertier): 9.8.1997
Lecane sp. (Zipfelpanzer-Rädertier, 6×), *Synchaeta* sp., 1×), *Cephalodella* sp., (Zangen-Rädertier, 2×), *Euchlanis* sp. (Fußborsten-Rädertier, 1×), *Rotaria* sp. (Teleskop-Rädertier, 3×) und *Brachionus* (Wappen-Rädertier, 1×) blieben auf Artebene unbestimmt.

Nematodes (Fadenwürmer)

Wurden nicht bestimmt (6×).

Oligochaeta (Wenigborster)

Chaetogaster diastrophus (Bauchborstenwurm): 31.8.1995, 31.3.1996, 12.8.1998

Gastrotricha (Bauchhaarlinge)

Wurden nicht bestimmt (12.8.1998, 14.5.1999).

Crustacea (Krebse)

Cladocera (Wasserflöhe, Blattfußkrebse)

Alona quadrangularis (Gelbes Rippenkrebschen): 17.8.1993
Alona costata (Rippenkrebschen): 17.8.1993
Alona nana (Gestreiftes Zwergkrebschen): 5.4.1998, 6.8.2002
Alona rectangula (Braunes Rippenkrebschen): 17.8.1993, 20.8.1996
Alona tenuicaudis (ein Rippenkrebschen): 5.8.2000
Ceriodaphnia megops (Großaugen-Netz-Wasserfloh): 20.8.1996
Ceriodaphnia reticulata (Netz-Wasserfloh): 17.8.1993, 25.8.1994, 31.8.1995, 7.8.1997, 12.8.1998, 14.5.1999, 5.8.2000, 21.8.2001, 6.8.2002, 12.8.2003
Chydorus sphaericus (Linsenkrebschen, Abb. 16): 20.8.1996, 9.8.1997, 6.8.2002, 12.8.2003
Daphnia longispina (Langdorn-Wasserfloh): 17.8.1993, 9.8.1997, 5.4.1998, 12.6.1998, 5.8.2000
Polyphemus pediculus (Raubwasserfloh): 6.8.2002
Rhynchotalona rostrata (Krummschnabelkrebschen): 25.8.1994
Simocephalus vetulus (Plattkopf-Wasserfloh): 17.8.1993, 9.8.1997, 14.5.1999, 5.8.2000, 21.8.2001, 6.8.2002, 12.8.2003
Alona sp. (3×) und *Pleuroxus* sp. (25.8.1994) blieben unbestimmt.

 GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Copepoda (Ruderfußkrebse, Hüpferlinge)

Aus der Unterordnung Harpacticoidea bei Löffler & Neuhuber (1970) sind für ganz Österreich *Canthocamptus staphylinus*, *Bryocamptus minutus* und *B. pygmaeus* angeführt, dazu *Bryocamptus rhaeticus* vom Laserzsee in den Lienzer Dolomiten nach Pesta (1926).

Cryptocyclops cf. *bicolor* (Zwerghüpferling): 17.8.1993, 5.8.2000
Diaptomus castor (Roter Schwebekrebs): 21.8.2001
Eudiaptomus vulgaris (Gemeiner Schwebekrebs, Abb. 17): 12.8.2003
Macrocyclops albidus (Weißer Riesenhüpferling): 17.8.1993, 27.3.1994, 23.3.1997, 5.4.1998, 12.8.1998
Paracyclops fimbriatus (Weißer Schlammhüpferling): 25.8.1994, 31.8.1995, 6.8.2002
Diacyclops sp. (10.4.1995), *Eudiaptomus* sp. (21.8.2001), Nauplius-Larven (11×) und Copepodite (junge Copepoden, 9×) blieben unberücksichtigt.

Ostracoda (Muschelkrebse)

Alle Gattungen und Arten in 12 Proben blieben unbestimmt.

Hydrachnellae (Süßwassermilben)

Megapus ovalis (Sichelfußmilbe): 17.8.1993. Diese gut kenntliche Art ist bei Viets (1958) nicht enthalten, auch nicht unter *Atractides* (subgenus *Megapus*), dort nur zwei Arten: *Lebertia tuberosa* und *L. zschokkei*. Eine Art vom 25.8.1994 blieb unbestimmt.

Bivalvia (Muscheln)

Sphaerium lacustre (Häubchenmuschel): 10.4.1995. In Osttirol in Tallagen recht konstant zu finden, auch in anderen Gartenteichen (Kofler, 2003).

Ephemeroptera (Eintagsfliegen)

Larven dieser Insekten (4 Proben) sind kaum bestimmbar.

Odonata (Libellen)

Larven von Kleinlibellen (Zygoptera) sind schwierig zu bestimmen. In Osttirol sind bisher neun Arten bekannt und alle gelten als mehr oder weniger gefährdet durch Fehlen oder Verschwinden der primären Lebensräume.

Coleoptera (Käfer)

Drei Exemplare der Gattung *Haliplus* (9.8.1997, 14.5.1999, 12.8.2003). In Osttirol kennt man aus dieser Familie der Haliplidae (Wassertreter) sieben Arten.

Plecoptera (Steinfliegen)

Ein Larvenfund am 12.8.2003.

Zweiflügler (Diptera)

Nur Mücken (Nematocera); Larven von Büschelmücken (Chaoboridae: *Chaoborus* sp.) in sieben Proben; Larven von Zuckmücken (Chironomidae) in fünf Proben; Larve einer Gnitze (Ceratopogonidae, *Bezzia* sp.) nur am 20.8.1996

Interpretation der Untersuchungsergebnisse Chemische Parameter

Die Bestimmung der Konzentrationen von Phosphat, Nitrat, Nitrit, Ammonium und Sauerstoff wurden mit einem Handfotometer der Firma Riedel-de Haen durchgeführt. Die elektrolytische Leitfähigkeit wurde mit einem Taschen-Leitfähigkeitstester der Firma Hanna ermittelt, der pH-Wert mit Universal-Indikatorpapierstreifen. Die Werte für die Wasserhärte ergaben sich aus kolorimetrischen Tests.
Da die Konzentrationen von Phosphat und Nitrat (mit Ausnahme vom 27.03.1994, 0,5 mg/l Nitrat) unter der Nachweisempfindlichkeit des verwendeten Handfotometers lagen, und auch die Werte für Ammonium (max. 0,27 mg/l) und Nitrit (max. 0,2 mg/l) niedrig waren, kann darauf geschlossen werden, dass Phosphor und Stickstoff als Nährstoffe großteils organisch gebunden vorlagen. In verunreinigten Gewässern liegt die Phospatkonzentra-

tion etwa zwischen 0,3 und 1,5 mg/l, die Nitratkonzentration kann von 50 bis über 150 mg/l steigen, die Ammoniumkonzentration erreicht Werte von 0,1 bis 10 mg/l und die Nitritwerte schwanken etwa zwischen 0,2 und 2 mg/l. Die Werte für die elektrolytische Leitfähigkeit lagen zwischen 261 und 338 µS/cm. Im Vergleich dazu treten in stark belasteten Gewässern Werte von etwa 700 bis 10000 µS/cm auf.

Die Sauerstoffwerte von 7,75 mg/l bei 19 °C (05.08.2000), 5,4 mg/l bei 22 °C (21.08.2001), 5,5 mg/l bei 21,5 °C (06.08.2002) und 8,3 mg/l bei 21 °C (12.08.2003) entsprechen unter Berücksichtigung der Meereshöhe von 1100 m, auf der das Biotop liegt, Sättigungswerten von 98,9%; 72,79%; 73,45% und 109,94%. Der Idealwert für Oberflächengewässer liegt bei 20 °C und 1013 mbar beim Sättigungswert von 9,08 mg/l.

Es sei darauf hingewiesen, dass die ermittelten Werte von sehr punktuellen Untersuchungen stammen und sich gerade in Kleingewässern rasch ändern können. Dennoch möchte ich die Behauptung wagen, dass im Zeitraum der Untersuchungen keine massiven allochthonen (von außen stammenden) Belastungen mit Nährstoffen erfolgten.

Mikroflora und Mikrofauna

Die Wasserproben wurden mit einem Planktonnetz der Maschenweite 56 µm dem Gewässer entnommen, in einer Kühltasche transportiert und am Tag der Probenahme im Durchlichtmikroskop im Hellfeld lebend bestimmt, soweit es möglich war.

Da das Biotop relativ groß ist (65 m^2 Wasseroberfläche), und der Besitzer H. Mair stets für Pflege sorgt (Abernten von Wasserpflanzen im Herbst, Anhebung des Wasserspiegels mit Grundwasser bei stärkerem Absinken), konnte sich ein relativ stabiles biologisches Gleichgewicht einstellen und halten. Darauf deutet neben den chemischen Parametern auch die große Artenvielfalt hin, wobei nur wenige Arten in höherer Individuenzahl anzutreffen waren.

Die Proben waren stets klar, geruchsfrei und meist von leicht gelblich-bräunlicher Farbe. Als Ursache für die Färbung erwies sich die relativ hohe Individuenzahl des Panzertafelflagellaten *Peridinium sp.*, wobei noch nicht von einer Wasserblüte gesprochen werden kann. Fadenalgen der Gattungen *Spirogyra, Oedogonium, Oscillatoria, Anabaena* und *Phormidium* waren vereinzelt anzutreffen, die Bildung von Algenwatten war nie zu beobachten. Als „Evergreen" erwies sich *Cosmarium formosulum,* beinahe in jeder Probe anzutreffen, am 12.08.1998 auch in hoher Individuenzahl. Diese Zieralge ist häufig in Moorgewässern zu finden, wie auch die immer wieder im Teich anzutreffenden Arten *Pleurotaenium trabecula* und *Closterium acutum.* Die erwähnten Arten werden aber auch oft ins Plankton verfrachtet. Zu den immer wieder, wenn auch nicht regelmäßig auftretenden Arten, zählen auch die Wimperkugel *Volvox aureus* und die Kugelblaualge *Chroococcus turgidus.*

Im Zooplankton wurden immer wieder der Copepode *Macrocyclops albidus* und die Cladoceren *Simocephalus vetulus, Ceriodaphnia reticulata* und *Daphnia longispina* angetroffen, wohl auf Grund des Fehlens von Fischen meist in großer Individuenzahl.

Selten und vereinzelt aufretende Arten waren die Algen *Microcystis flos-aquae, Chaetophora elegans, Coleochaete pulvinata* und *Sphaerocystis schroeteri,* sowie Rädertiere der Gattung *Notommata* und *Ascomorpha,* der Strudelwurm *Rhynchomesostoma rostratum,* der Borstenwurm *Chaetogaster diastrophus* und der Wasserfloh *Rhynchotalona rostrata.* Die genannten Gattungen beziehungsweise Arten sind allerdings mit Ausnahme von *Sphaerocystis schroeteri* und *Ascomorpha* keine typischen Vertreter des Planktons.

Da beim Abfischen des Gewässers mit dem Planktonnetz auch Wasserpflanzen abgestreift wurden und das Substrat leicht aufgewühlt wurde, konnten auch Schalenamöben, Süßwassermilben, Steinfliegenlarven, Zuckmückenlarven, Fadenwürmer, Muschelkrebse, Eintagsfliegenlarven, Kleinlibellenlarven, Bauchhärlinge, die Muschel *Spaerium lacustre,* der Wasserkäfer *Haliplus* sp. und das Linsenkrebschen *Chydorus sphaericus* gefangen werden.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass der Folienteich ein gepflegtes Gewässer mit landschaftsästhetischem Wert ist. Die chemischen Parameter, sowie Artenvielfalt, Artenzusammensetzung und Häufigkeit der Arten lassen den Schluss zu, dass es sich um ein mesotrophes bis schwach eutrophes Gewässer handelt.

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

Literaturhinweise

Aescht, E., Foissner, W.: Catalogus Faunae Austriae, Teil Ia: Stamm: Rhizopoda. Verlag Österreichische Akademie der Wissenschaften, Wien 1989.
Foissner, W., Foissner, I.: Catalogus Faunae Austriae, Teil Ic: Stamm: Ciliophora. Verlag Österreichische Akademie der Wissenschaften, Wien 1988.
Kofler, A.: Gartenteiche als sekundäre Lebensräume. Osttiroler Heimatblätter *71*, 1–6 (2003).
Kofler, A.: Gartenteich-Pflanzen in Osttirol (Auswahl). Osttiroler Heimatblätter *72*, 1–3 (2004).
Kofler, A., Gutwenger, B.: Die Brühl braucht Hilfe. Osttiroler Heimatblätter *69*, 3–4 (2001).
Löffler, H., Neuhuber, F.: Catalogus Faunae Austriae, Teil VIIIc: Harpacticoidea. Springer-Verlag, Wien 1979.
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. 9. Auflage, Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.
Viets, K. O.: Catalogus Faunae Austriae, Teil IXb: Acari: Porohalacaridae und Hydrachnellae, Wassermilben. Springer-Verlag, Wien 1958.

Verfasser: Mag. Dr. Alois Kofler, Meranerstraße 3, A-9900 Lienz, Osttirol und
Mag. Bernhard Gutwenger, Venedigerstraße 6, A-5600 St. Johann/Pg., Österreich

Kurze Mitteilung

Condensin

Alle Organismen kondensieren ihre Chromosomen in kompakte Strukturen, so dass sie sich bei der Zellteilung genau verteilen können. Die äußerst konservative Protein-Maschine, die diese Kondensation ausführt, wird Condensin (Abb. 1) genannt. Es ist Teil der Protein-Familie, die für die strukturelle Integrität der Chromosomen verantwortlich ist (Structural Maintenance of Chromosomes, SMC), deren Mitglieder auch für die Kohäsion der Schwester-Chromatide mitwirken. Die Funktion des Condensins wurde jetzt beim Bakterium *Escherichia coli* näher untersucht. Dabei zeigte sich, dass Condensin an dem einzelnen DNA-Molekül gebunden ist, eine Bindung, die ATP-abhängig ist. Die stabile Wechselwirkung von Condensin mit der DNA wird auch im dekondensierten, gestreckten Zustand instand gehalten. Die Condensin-Moleküle gleiten also nicht an der DNA entlang, sondern wirken kooperativ bei der Faltung der DNA mit.

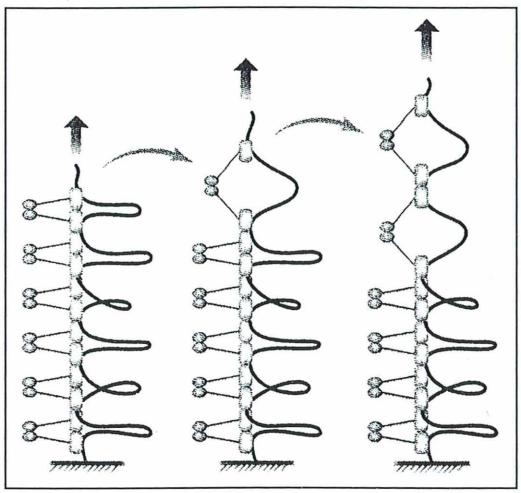


Abb. 1: Von links nach rechts: Die Streckung (Pfeil) des DNA-Moleküls. Auch im dekondensierten Zustand gleiten die Condensin-Moleküle (als rechteckige Kästchen im Schema dargestellt) nicht an dem DNA-Molekül entlang, sondern bleiben kooperativ damit verbunden.

Literaturhinweis

Case, R. B., Chang, Y. P., Smith, S. B., Gore, J., Cozzarelli, N. R., Bustamante, C.: The bacterial condensin MukBEF compacts DNA into a repetitive stable structure. Science *305*, 222–226 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Alt – Uralt – Antiquität? Der Freizeit-Mikroskopiker als Restaurator von Dauerpräparaten

Ernst Woessner*

Nach über 45 Jahren in der Mikroskopie möchte ich meine Erfahrungen zur Aufarbeitung von älteren Dauerpräparaten an unsere Leser weitergeben. Es ist unmöglich, alle Einzelfälle und das nötige Vorgehen zu beschreiben. Dies würde den Umfang meines Beitrags sprengen.

Manche Leser besitzen alte Präparate aus ganz unterschiedlichen Gründen, seien dies Sammlerinteressen für seltene Objekte, besonders gelungene Färbungen, bisweilen auch für wirkliche Antiquitäten. Absicht dieser Zeilen ist es zu zeigen, wie eine erfolgreiche Restaurierung möglich sein kann.

Format

Es werden Präparate besprochen, die das heutige Format 26 x 76 mm aufweisen. Manche Sammler mögen noch Exemplare (über 100-jährig) des kleinen Formates 18 x 58 mm besitzen. Sie sind meist mit zwei Objektträgern versehen und mit buntem Papier umwickelt. Nicht selten sind sie in der alten deutschen Schrift bezeichnet, die Identifizierung kann Mühe bereiten. An solchen Exemplaren soll man keinesfalls hantieren, sondern sie unversehrt belassen.

Glycerin-Gelatine-Präparate

Hier besitze ich am wenigsten Erfahrung. Ich habe viele solche verdorbene Altpräparate gesehen und durchgemustert. Es ist unwahrscheinlich, dass nach über 10 und mehr Jahren die Objekte noch unverdorben sind, selbst wenn das Deckglas mit einem Lackring versehen ist. Es gibt zum Beispiel Sprünge und Risse, am ehesten hilft noch ein zweites größeres Deckglas. Aber dann erreichen stärkere Objektive bald die Deckglasoberfläche. Ich kenne kein Verfahren mit Auflösung und neuerlichem Einschluss mit Glycerin-Gelatine. Von solchen Präparaten habe ich eher die Finger gelassen.

Balsam-Dauerpräparate

Man prüfe zunächst das fragliche Präparat auf Sauberkeit (auch der Unterseite), Qualität und Färbung des Objekts sowie die Beschriftung. Manche alte Färbungen verblassen leider, eine spätere Überfärbung ist längst nicht immer ratsam oder überhaupt möglich.

Es gibt zahlreiche (vor allem neuere) Einschluss-Harze für Dauerpräparate. Eine Zusammenstellung von Chemikalien, Lösungsmitteln und Harzen führe ich am Schluss des Artikels auf. Das älteste Einschlussmittel ist wohl Kanadabalsam. Es wurde nachweislich schon 1874 verwendet. Die Präparate sind leicht an ihrer hellgelben Farbe erkennbar. Der natürliche Kanadabalsam wurde aus nordamerikanischen Kiefern gewonnen. Das Mittel ist längst nicht mehr erhältlich, aber aus Instituten und weiteren Fabrikanten der serienmäßigen Herstellung sind immer noch solche Präparate im Umlauf. Vor Beginn der Aufarbeitung prüfe man das Exemplar auf intaktes Deckglas, Lufteinschlüsse sowie weitere Schäden, dann kommt zunächst die äußere Bearbeitung zum Zuge.

Da ist einmal das übergequollene Harz, das hier entfernt werden kann, damit das endgültige Präparat wieder ein ansehnliches Aussehen erhält. Manche Präparatoren haben wohl zu den ungeübten oder eiligen Leuten gehört. Zum vielfach erwähnten Wegkratzen mit einer Rasierklinge rate ich nicht. Besser ist ein Messerchen der Marke NT-Cutter A3QQ, erhält-

* Der vorliegende Artikel erschien bereits in den Mitteilungen der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich *Mikroskopische Nachrichten*, Heft 1/2005.

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

lich in Papeterien. Die Klingen werden durch Vorschieben sichtbar. Hat sich eine Klinge abgenutzt, kann man sie einfach abbrechen und eine neue vorschieben. Man beginne die Arbeit am äußeren Rand des Harzes, allmählich hineinführend bis zum Deckglasrand. Das harte Material wird splittern. Man achte darauf, dass die Splitter nicht auf die Unterseite des Objektträgers geraten. Mit großer Sorgfalt fährt man den Deckglasrand entlang, bis die frei gekratzten Stellen recht sauber sind. Hier findet sich eine erste Schwierigkeit: Oft sind die Deckglasecken gefährdet. Die Ecke bricht ein und hinterlässt eine weiße Stelle ohne Harz. Also hier besser nicht zu nahe an das Deckglas fahren und etwas Harz überstehen lassen. Ist der Objektträger mit einem feinen Pinsel soweit gereinigt – man prüfe auf Rückstände –, so nimmt man ein feines Baumwolltuch, benetzt es mit Xylol und reinigt so das Präparat. Noch verbliebene Rückstände lassen sich durch erneutes, feines Kratzen entfernen. Eine nochmalige Xylolreinigung sollte folgen.

Weitere Reparaturen

Zerbrochenes Deckglas (Abb. 1)

Das Präparat waagerecht in eine Petrischale legen, mit Xylol bis über das Deckglas überdecken, Schalendeckel auflegen, ruhen lassen,

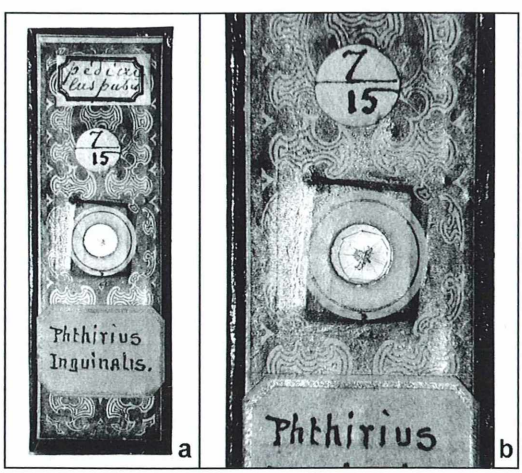


Abb. 1: Historisches Präparat einer Schamlaus (b in höherer Vergrößerung), bei dem durch unvorsichtiges Fokussieren das Deckglas vom Objektiv zerdrückt wurde (Fotos: Gerhard Teichert, Berlin).

und von Zeit zu Zeit kontrollieren, ob das Deckglas noch in Flüssigkeit liegt. Nun kommt geduldiges Warten. Es wird tagelang dauern, bis sich das Deckglas von selbst löst! Keinesfalls den Vorgang durch Schieben oder Stupfen stören – zu leicht zerstört man das eingelegte Objekt. Hat man durch leichtes Schütteln die vollständige Ablösung festgestellt, so ist ein neues gereinigtes Deckglas bereit zu halten, ebenso die Utensilien zur neuen Eindeckung mit Euparal, Eukitt oder Entellan. Inzwischen ist der Objektträger vorsichtig zu reinigen, wobei das Objekt keinesfalls eintrocknen darf. Das Präparat zunächst noch einige Zeit waagerecht lagern. Nach ein paar Tagen ist meist eine senkrechte Lagerung möglich. Die abschließende Arbeit ist eine neue Beschriftung.

Zu wenig Harz unter dem Deckglas

Ist ein Präparat mit zu wenig Harz eingedeckt, soll man zuerst mit einer feinen Nadel mehrmals satt am Deckglasrand entlangfahren, dann einen sehr kleinen Tropfen Xylol an den Rand geben und beobachten, ob die Flüssigkeit unter das Deckglas zieht. Ist dies noch nicht der Fall, dann das Xylol einige Zeit einwirken lassen und mit der Nadel erneut am Rand entlang fahren.

Beobachtet man das Einziehen, so kann man mit einem schmalen Filterpapierstreifen die Flüssigkeit abziehen. Anschließend wird ein kleiner Tropfen neues Harz mit einer Nadel aufgenommen und diese waagerecht gehalten, so dass das Harz an der Nadelspitze liegt. Nun die Spitze an den Deckglasrand führen und den Harztropfen einziehen lassen. Wahrscheinlich muss man den Vorgang je nach Größe der Ergänzung mehrfach wiederholen. Große Harztropfen bringen oft keinen besseren Erfolg. Natürlich werden wir nun keine goldfarbige Ergänzung erhalten, die Balsame werden sich mischen. Manchmal verhilft auch leichtes, kurzes Erwärmen zum Erfolg.

Luftblasen

Harze, unter ihnen besonders Caedax, ließen die Blasen von selbst nach außen wandern. Heute kann man versuchen, ein frisches Präparat mit einem kleinen Gewicht auf dem Deckglas zu beschweren und so die Blasen an den Rand zu treiben. Wie kann man Erfolg haben bei einem alten Präparat, dessen Harz sicher hart ist?



Abb. 2: Historische Präparate mit Luftblasen unter den Deckgläsern.

Sind viele und/oder große Luftblasen sichtbar (Abb. 2), so hilft wohl nur ein Öffnen wie oben geschildert. Kleinere Blasen, besonders wenn sie in der Nähe des Deckglasrandes liegen, kann man mit folgender Behandlung entfernen: Über einer kleinen Spiritusflamme den Objektträger leicht erwärmen und die Wärme prüfen, indem man mit dem Objektträger mehrmals leicht über den Handrücken fährt. Nun mit der Nadelspitze einer bereit gelegten feinen Nadel leicht auf das Deckglas über der Blase drücken – nicht das Deckglas zerbrechen – und mit der Nadel gegen den Rand streichen. Wandert die Luftblase tatsächlich langsam, so wurde das Harz genügend erweicht. Überhitzt man das Präparat, passiert das Gegenteil: Es entstehen noch mehr Blasen. Ein solches Missgeschick ist meist schlecht zu beheben, abgesehen davon, dass auch das Objekt gelitten haben könnte. Diese Manipulation braucht also einiges Geschick.

Chemikalien und Einschlussharze

Diese kleine Übersicht stellt die Substanzen zusammen, die zur Herstellung von Dauerpräparaten verwendet werden können.

Wasser: Destilliertes oder auch demineralisiertes Wasser

Alkohole: Ethanol 70% und 95%, 100% Isopropylalkohol (Isopropanol). Die hochprozentigen Alkohole sind leicht brennbar, daher keine offene Flamme auf dem Arbeitsfeld stehen lassen.

Xylol: Ist für uns ein nahezu universelles Lösungsmittel. Die (brennbare) Flüssigkeit ist aber namentlich in Instituten verboten oder zumindest verpönt, da sie nachweislich gesundheitsschädigend (kanzerogen) ist. Dennoch mögen wir Freizeit-Mikroskopiker nicht auf Xylol verzichten. Wir sollten aber unbedingt Folgendes beachten: Kleine Flüssigkeitsmengen verwenden, Arbeit bei geöffnetem Fenster. Soll wirklich stundenlang gearbeitet werden, sind Pausen einzuschalten, der Raum ist zu verlassen und für gründliche Durchlüftung ist zu sorgen.

Dauereinschlussmittel, Harze, Balsame

Kanada-Balsam wurde aus nordamerikanischen Kiefern gewonnen. Die Präparate sind an ihrer goldgelben Farbe zu erkennen. Lösungsmittel ist Xylol. Kanadabalsam ist nachweislich erstmals von D. Gerlach 1874 verwendet worden. Der letztmalige verbürgte Einsatz stammt aus der ehemaligen DDR (G. Heinrich, Dresden). Das Mittel ist inzwischen längst nicht mehr erhältlich.

Eine ungezählte Vielfalt von weiteren Mitteln ist zum Teil noch erhältlich und im Umlauf. Eine Auswahl geeignet für unsere Belange halte ich fest, ohne auf Vollständigkeit Anspruch zu erheben.

Caedax: Das vorzügliche Einschlussmittel kam circa 1948 in den Handel und blieb das klassische Mittel bis Ende 1975, danach wurde die Herstellung beendet. Freizeit-Mikroskopiker horteten ihre Vorräte wegen der guten Eigenschaften. Bei etlichen Mikroskopikern lassen sich wahrscheinlich noch Vorräte finden und erbitten.

Euparal: Dieses Mittel ist erstaunlich alt: Im Katalog von Dr. Grübler von 1906 ist es bereits aufgeführt, auch bei Schneiders *Mikrotechnik* ist es erwähnt. Es ist bis heute erhältlich. Die herausragende Eigenschaft besteht darin, dass keine vollständige Entwässerung erforderlich ist wie bei Caedax. 96% Alkohol und sicher 100% Isopropanol werden ohne Trübungen vertragen. Die Auflösung von Präparaten kann mit 100% Isopropanol erfolgen, Xylol ist nicht nötig (obwohl dieses natürlich auch verwendet werden kann).

Entellan und *Eukitt*: Beide Mittel haben nahezu die gleiche Zusammensetzung. Der Einschluss erfolgt mit Xylol, die Öffnung der Präparate ebenfalls. Die Erhärtungszeit ist kurz.

Damit sind wir bei den neuzeitlichen Mitteln angelangt. Aus meiner Erfahrung bevorzuge ich Euparal selbst für alte Kanadabalsam-Präparate.

Verfasser: Ernst Woessner, Mikroskopische Gesellschaft Zürich (MGZ), Kirchensteig 19, CH-8152 Glattbrugg, Schweiz

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

Mikroskopische Studien an Süß- und Meerwasserschwämmen (Porifera)

Siegfried Hoc

An ausgewählten Schwammarten können die mikroskopisch erkennbaren Besonderheiten dieser Tiere studiert werden. Schon einfache Zupfpräparate offenbaren im Mikroskop vieles über den Feinbau. Ins Auge fallen zunächst die Skelettnadeln und die Dauerstadien. Simple Färbetechniken geben weiteren Aufschluss über die Anatomie. Wer Paraffinschnitte anfertigen kann, bekommt auch einen Eindruck vom räumlichen Aufbau des Schwammkörpers. Vor der Beschäftigung mit diesen stammesgeschichtlich niedrigsten vielzelligen Tiere, die noch keine echten Gewebe besitzen, sollte man sich über ihre Organisation und Biologie in zoologischen Lehrbüchern informieren.

Von den rund 5000 bekannten Schwammarten leben nur etwa 150 Arten in Süß- oder Brackwasser (Weissenfels, 1989). Beim Badeurlaub am Meer besteht eine große Chance, einen lebenden Schwamm zu sammeln, oder besser ein Stück von ihm. Die meisten Arten leben im Flachwasser von der Uferzone bis etwa 50 m Tiefe. Sie wachsen auf tierischen oder pflanzlichen Unterlagen oder sind Felsbewohner. Süßwasserschwämme werden dagegen eher Zufallsfunde bleiben, denn sie sind selten geworden. Sie siedeln an Wasserpflanzen, untergetauchten Sprossabschnitten von Schilfhalmen, Holzstückchen oder Steinen in Form eines krustenförmigen, unregelmäßig verzweigten Aufwuchses von grünlicher, gelblicher oder rötlichbrauner Farbe. Am ehesten findet man sie noch in ruhigen Altwasserarmen in Naturschutzgebieten.

Bezugsquellen

Bezugsquellen für konserviertes Material sind die Biologische Anstalt Helgoland (Materialversorgung, Postfach 180, D-27498 Helgoland) und die Stazione Zoologica di Napoli, Villa Comunale, Napoli. Aus Helgoland können die Arten *Leucosolenia botryoides* (Röhrenkalkschwamm), *Sycon coronatum* (Kronenkalkschwamm) und *Halichondria panicea* (Brotkrumenschwamm) bezogen werden. In Neapel ist die Auswahl größer. In Küstengebieten mit gewerblicher Schwammfischerei kann man Schwämme von Bootsbesatzungen erhalten, nicht nur den „Badeschwamm" *Euspongia officinalis*, sondern auch andere Arten.

Präparation

Für mikroskopische Zwecke müssen die Schwammstücke sofort fixiert werden. Eine geeignete Fixierflüssigkeit ist das Bouin'sche Gemisch (2 ml Eisessig, 10 ml 40%iges Formaldehyd, 30 ml konzentrierte wässrige Pikrinsäure-Lösung). Sie hat allerdings den Nachteil, dass bei Kalkschwämmen (Calcispongia) das Skelett und die nach außen tretenden Skelettnadeln aufgelöst werden. Für solche Schwammarten ist daher eine 4%ige Formaldehyd-Lösung in Standortwasser vorzuziehen. Auch 96%iger Äthylalkohol ist als Fixiermittel geeignet. Wegen des hohen Wassergehaltes muss man Stücke lebender Schwämme in 96%iges Äthanol geben. Nach etwa zwei Tagen werden sie daraus in 80%iges Äthanol überführt. In Alkohol sind allerdings Schrumpfungen nicht zu umgehen.
Will man nur die Skelette von Kalk- oder Kieselschwämmen gewinnen, lässt man die organische Substanz am besten in Süßwasser mazerieren. Hornschwamm-Skelette (Badeschwamm) können ebenfalls vom faulenden Weichkörper in angewärmtem Wasser befreit werden. Das Skelett von Kiesel- und Hornschwämmen lässt sich auch dadurch gewinnen, dass man die Schwammstücke bei 40 °C mehrere Tage in

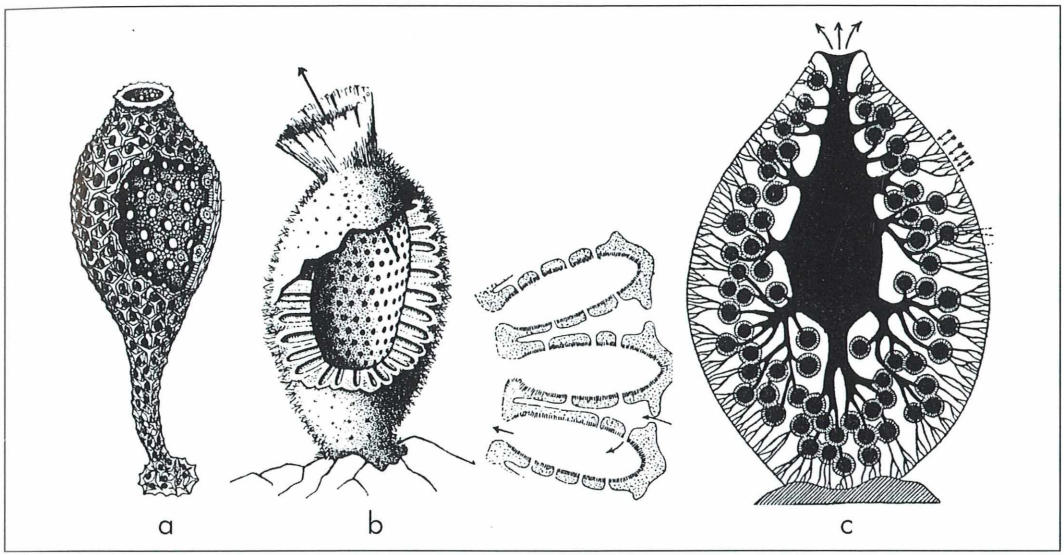


Abb. 1: Die drei Organisationsstufen der Schwämme. a Die einfachste Organisationsstufe ist der Ascon-Typ: Ein Schlauch mit zentralem Hohlraum und distalem Osculum (Ausströmöffnung). b Beim Sycon-Typ sind bereits radial angeordnete Ausbuchtungen des Zentralraumes vorhanden, wodurch die Oberfläche des Kragengeißelzell-Epithels deutlich vergrößert wird. c Der Leucon-Typ stellt die höchste Organisationsstufe dar. Die Kragengeißelzell-Epithelfläche ist durch eine Vielzahl von Geißelkammern gewaltig vergrößert (aus Kaestner, 1980).

Ammoniaklösung mazeriert. Noch nicht fixierte Süßwasserschwämme lassen sich von ihrem Weichkörper durch Behandlung mit 1%iger Chinosol-Lösung befreien. Dazu werden die Schwammstücke bis zu einer Stunde darin geschwenkt. Chinosol ist eine Mischung äquivalenter Mengen von o-Oxychinolin und Kaliumbisulfat. Es diente früher zu Desinfektionszwecken.

Die für die Artbestimmung eines Schwammes benötigten Spicula (Nadeln) gewinnt man bei Kieselschwämmen durch Kochen in konzentrierter Salzsäure, bei Kalkschwämmen durch Kochen in Eau de Javelle (Kaliumhypochlorid-Lösung). Es kann auch ein Hygienereiniger verwendet werden, der Natriumhypochlorid enthält. Man erhitzt ein haselnussgroßes Schwammstück in einem Reagenzglas mit der Mazerationsflüssigkeit, bis es zerfällt. Es wird dekantiert und die Mazerationsflüssigkeit durch Wasser ersetzt. Diese Auswaschung wird zweimal wiederholt. Der Bodensatz aus Spicula wird dann getrocknet und die Skelettnadeln auf einem Objektträger in Kunstharz eingeschlossen.

Leucosolenia botryoides (Röhrenkalkschwamm)

Kalkschwämme (Calcarea) sind die urtümlichsten Schwämme. Es sind Meeresbewohner, deren Skelett aus Kalknadeln besteht. *Leucosolenia* gehört dem Ascon-Typ an (Abb. 1). Die Art *L. botryoides* (Abb. 2) bildet bis 2 cm hohe, weiße, dünne Schläuche, die dicht in einer Kolonie stehen und miteinander durch auf dem Substrat aufliegende feine Röhren verbunden sind.

Zunächst zerzupft man auf einem Objektträger ein kleines fixiertes Schwammstück in einem Wassertropfen, legt ein Deckglas auf und betrachtet es unter dem Mikroskop bei 100facher Vergrößerung. Ins Auge fallen die überwiegend dreistrahligen Spicula, die in der Schwammmasse eingebettet sind. Im polarisierten Licht zeigen sie sich besonders eindrucksvoll (Abb. 3). Färbt man solch ein Zupfpräparat mit Hämatoxylin an, so sind an manchen Stellen einzelne Zellen an ihren Zellkernen zu erkennen (Abb. 4), so die relativ großen Eizellen,

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

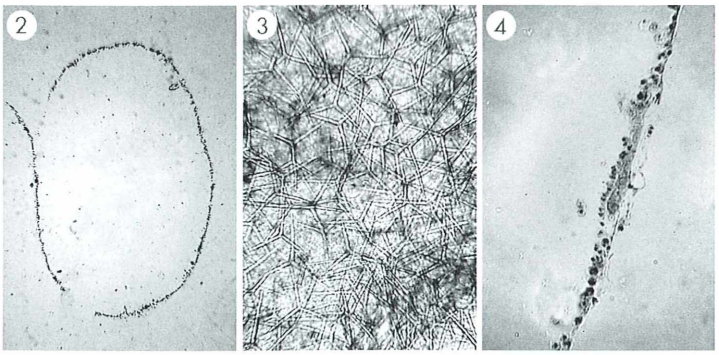


Abb. 2–4: Röhrenkalkschwamm *Leucosolenia botryoides*. – Abb. 2: Querschnitt durch den Körper. Vergr. 50fach. – Abb. 3: Kalkspicula. Vergr. 100fach. – Abb. 4: Körperwand mit den verschiedenen Zellen. Vergr. 400fach.

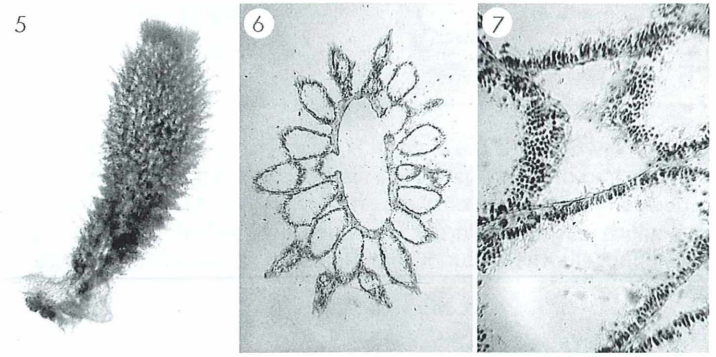


Abb. 5–7: Kronenkalkschwamm *Sycon coronatum*. – Abb. 5: Ganzes Tier. Vergr. 30fach. – Abb. 6: Querschnitt durch den Körper. Vergr. 70fach. – Abb. 7: Schwammkörperwände mit Kragengeißelzellen (Choanozyten). Vergr. 400fach.

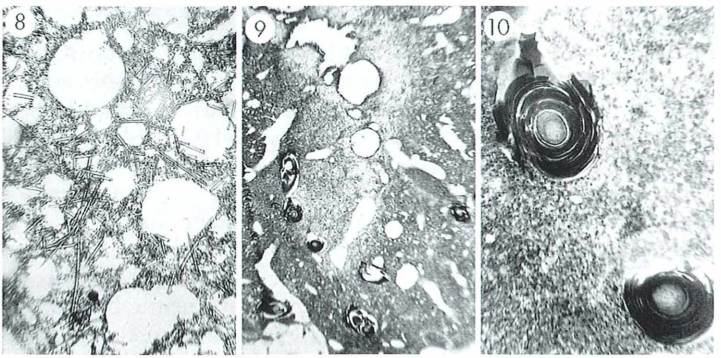


Abb. 8: Schnitt durch den Brotkrumenschwamm *Halichondria panicea* mit Spongin fasern und Spiculae. Vergr. 100fach. – Abb. 9: Schnitt durch den Farbwechselnden Zylinderschwamm *Verongia aerophoba* mit kräftigen Sponginfasern im Querschnitt. Vergr. 35fach. – Abb. 10: Sponginfaser von *V. aerophoba* im Querschnitt. Vergr. 120fach.

Skleroblasten (sie bilden die Kalknadeln) und Choanozyten (Kragengeißelzellen).

Wer die Möglichkeit hat, Schnitte durch einen in Paraffin eingebetteten *Leucosolenia*-Schwamm anzufertigen, kann nach dem Färben mit Hämatoxylin den Wandaufbau des Schlauches genauer studieren (ab 600facher Vergrößerung): Von außen nach innen sind Skleroblasten (und Pinakozyten – so nicht zu unterscheiden), an den Poren die Porenzellen und im Gastrallager Choanozyten und vereinzelt Eizellen zu identifizieren (Abb. 4).

Sycon coronatum (Kronenkalkschwamm)

Dieser Meeresschwamm ist ein Vertreter des Sycon-Typs (Abb. 1 und 5), dessen Wand bereits Kammern enthält. Der Schwamm bildet bis zu 3 cm hohe Schläuche, sieht pelzig aus und trägt an der apikalen Ausflussöffnung (Operculum) einen Kranz steifer Kalknadeln. Auch hier beginnen wir die Studien mit einem Zupfpräparat eines fixierten Schwammstückes. Wenn man allerdings ein nur wenige Millimeter großes Exemplar hat, kann man es in toto bei etwa 50facher Vergrößerung betrachten. Auch hier fallen zunächst die aus dem Körper ragenden Kalknadeln und der Nadelkranz um das Operculum auf. In die Körperwand sind auch bei dieser Art drei- und vierstrahlige Spiculae eingebettet. Im angefärbten Zupfpräparat kann man verschiedene Zellen erkennen, so die Choanozyten des Gastrallagers (Choanoderm) und die Zellen der Schwamm-Außenwand und der Porenwände (Pinakoderm) (Abb. 6 und 7).
Eindrucksvoll ist ein Längsschnitt durch diesen Schwammkörper. Wird er mit Hämatoxylin gefärbt, so kann die Organisation des Tieres gut studiert werden. Vom Zentralraum, der mit dem Operculum nach außen mündet, stülpen sich die Radialtuben ein, deren Wände von den Poren durchbrochen sind. Die Innenauskleidung bilden die Choanozyten.

Halichondria panicea (Brotkrumenschwamm)

Der häufigste Schwamm an der deutschen Küste ist der in verschieden dicken Krusten und bis zu einem halben Quadratmeter groß werdende Brotkrumenschwamm, auch als Seebrot bezeichnet. Seine glatte Oberfläche ist mit vulkankegelartigen Erhebungen besetzt, in denen die Ausflussöffnungen münden. Dieser Schwamm verkörpert den Leucon-Typ (Abb. 1) mit Kanälen, die stets durch Geißelkammern voneinander getrennt sind. Der Zentralraum, der mit dem Operculum nach außen mündet, ist nicht mit Choanozyten ausgestattet. Typisch ist noch, dass die Megaskleriten stets durch die gelartige Grundsubstanz Spongin und durch Sponginfasern miteinander verbunden sind (Abb. 8). Im Zupfpräparat fallen die einstrahligen Kieselmegasklerite auf, die durch Spongin zu langen Faserzügen miteinander verbunden sind. Im polarisierten Licht leuchten die Nadeln nicht auf.

Verongia aerophoba (Farbwechselnder Zylinderschwamm)

Dieser Schwamm bildet im flachen Küstenwasser des Mittelmeeres – zum Beispiel an der Küste bei Seni – Krusten, auf der sich wie Schornsteine vertikale Röhren von bis zu 10 cm Höhe und bis zu 3 cm Durchmesser erheben, deren oberes Ende sich durch das Operculum öffnet. Die meist schwefelgelbe Farbe dieser Tiere schlägt in Grün oder Blau um, wenn sie an die Luft gebracht werden.
Fixierte Schwammröhren lassen sich mit einer Rasierklinge in dünne Scheiben schneiden, die dann mikroskopisch untersucht werden können. Dieser Schwamm aus der Ordnung der Keratosa weist wie der Badeschwamm keine Sklerite auf, das Skelett wird allein von Sponginfasern gebildet. Im Schnitt fallen diese durch ihre kräftig braune Farbe auf (Abb. 9 und 10).

Literaturhinweise

Arndt, W.: Unbekanntes von den Meeresschwämmen der deutschen Küste. Mikroskopie für Naturfreunde *7*, 201 (1929).
Bartsch, A.: Das Bestimmen einheimischer Süßwasserschwämme. Mikrokosmos *47*, 195–202 (1958).
Drews, R.: Der Kalkschwamm *Sycon raphanus*. Mikrokosmos *71*, 48 (1982).
De Haas, W., Knorr, F.: Was lebt im Meer? Kosmos Naturführer, 2. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1966.
Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie Bd. I, 1. Teil. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
Piechocki, R.: Makroskopische Präparationstechnik, Teil II Wirbellose. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1959.
Rietschel, P., Lotz, R., Modes, R., Merkel, F. W., Hanke, W.: Das Tierreich nach Brehm. Urania-Verlag, Jena 1956.
Schneider, H.: Wir mikroskopieren einen Süßwasserschwamm. Mikrokosmos *58*, 129–134 (1969).
Schneider, H.: Schwammzucht aus der Gemmula. Mikrokosmos **73**, 33–39 (1984).
Weissenfels, N.: Biologie und mikroskopische Anatomie der Süßwasserschwämme (Spongillidae). Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1989.

Verfasser: Dipl.-Biologe Siegfried Hoc, Mikroskopische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, D-82140 Olching.
Die Mikrofotografien fertigte Josef Häckl, Brucker Straße 16 A, D-82275 Emmering, an.

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

Megagametophyt von Yucca

Rainer Roeser

Für die Untersuchung der Embryosackentwicklung ist die Palmlilie (*Yucca*) gut geeignet, weil sich das Material problemlos schneiden lässt und im Sommer reichlich zur Verfügung steht. Obwohl die Kerne klein sind, gewinnt man bei entsprechender Präparation unter dem Mikroskop klar analysierbare Bilder.

In einer vorangegangenen Arbeit (MIKROKOSMOS 2005, Heft 1) wurde der Megagametophyt der Hahnenfußgewächse dargestellt. Ähnlich leicht zugänglich sind im Sommer die Fruchtknoten von *Yucca*. Sie lassen sich für gröbere Untersuchungen ausgezeichnet mit der Rasierklinge schneiden und zeigen den für die Liliaceen so typischen, aus drei verwachsenen Fruchtblättern bestehenden Fruchtknoten mit zentralwinkelständigen Samenanlagen. Will man die feineren zytologischen Verhältnisse studieren, empfiehlt sich jedoch eine Paraffineinbettung.

Die Zellkerne sind bei *Yucca* im Verhältnis zu den Hahnenfußgewächsen klein und weniger gut anfärbbar. Für erste karyologische Studien sind daher die Fruchtknoten von *Lilium* oder *Tulipa* besser geeignet. Bei fortgeschrittenen Kenntnissen bieten dagegen Untersuchungen an schwierigen Objekten, die nicht in Lehrbüchern dargestellt werden, den Reiz der Erforschung von möglichem Neuland. Dies kann auch für eine Erstdarstellung als Fotografie gelten.

Typischer Fruchtknoten der Liliaceen in Übersicht

Da die Fruchtblätter bei *Yucca* recht dickwandig sind, wird hier als Übersicht der sonst identisch gebaute Fruchtknoten von *Lilium* gezeigt (Abb. 1). Wir sehen sechs Samenanlagen, von denen zwei mittig geschnitten sind. Es handelt

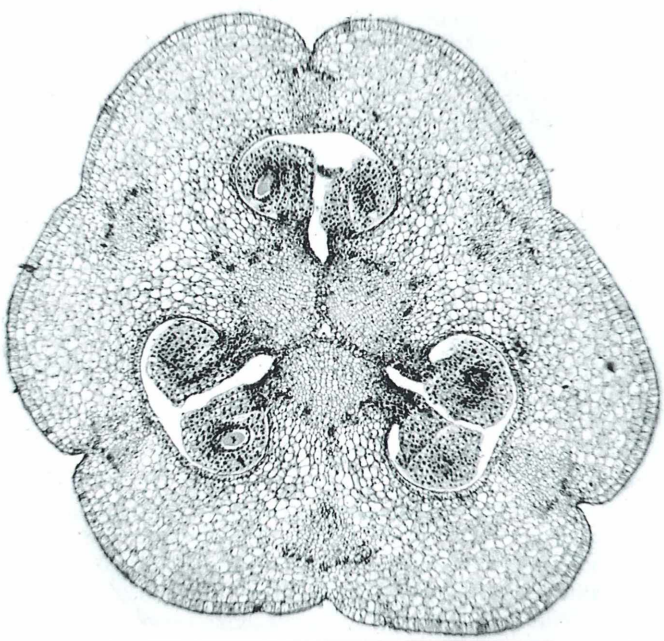


Abb. 1: Zentralwinkelständiger Fruchtknoten aus drei verwachsenen Fruchtblättern, ein für viele einkeimblättrige Pflanzen geltender Grundtyp, hier am Beispiel von *Lilium*. *Yucca* ist – abgesehen von den dickeren Fruchtblättern – praktisch identisch gebaut. Vergr. 30fach

© 2010 Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

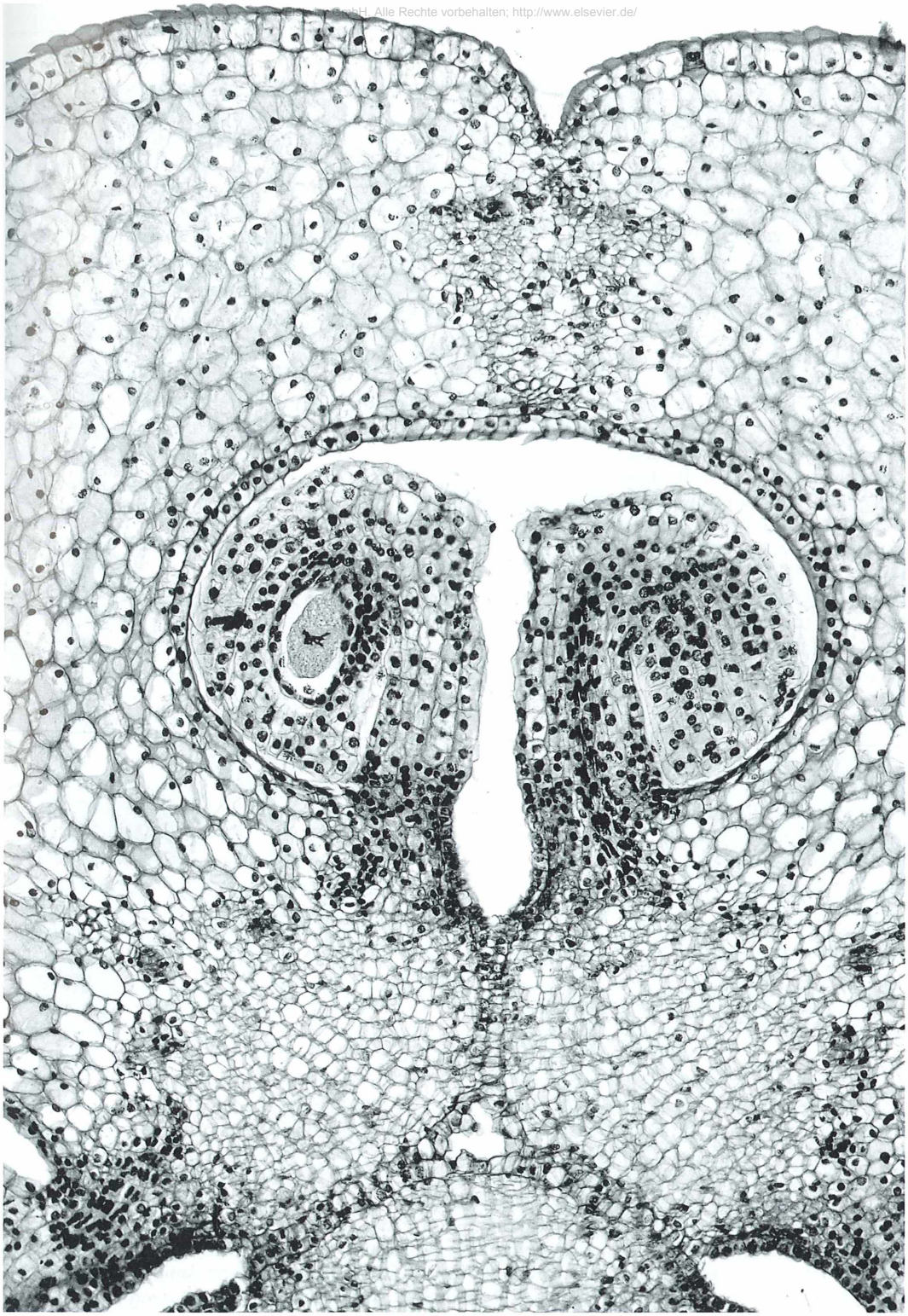


Abb. 2: Herausvergrößert aus Abbildung 1 zur Demonstration der Auflösung moderner Digitalspiegelreflexkameras und der ersten meiotischen Teilung im Embryosack. Vergr. 120fach.

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

sich um frühe Stadien. Die erste Zellteilung der Embryosackmutterzelle hat gerade begonnen. Wir können in der Mitte deutlich die Verwachsung aus drei Fruchtblättern verfolgen. Ferner erkennen wir, dass die Samenanlage von der Plazentarleiste aus über den Funiculus versorgt wird. Sie ist wie bei den Hahnenfußgewächsen um 180° gewendet und wird als anatrop bezeichnet.

Bei stärkerer Vergrößerung sehen wir die Plasma reiche Embryosackmutterzelle, in der sich die Chromosomen in Vorbereitung einer Teilung zu einer Metaphasenplatte angeordnet haben (Abb. 2). Wir haben also bereits die Meiosen überschritten. Drei der Meioseabkömmlinge sind degeneriert. Die verbliebene Zelle teilt sich. Deutlich abgesetzt umgibt der Nucellus mit basalem Übergang zum Chalaza-Gewebe den Embryosack. Nach außen folgen die beiden Integumente, die in dieser frühen Phase im Querschnitt nur undeutlich abgegrenzt sind, weil sie ohne Lücke aneinander liegen. Wir können aber trotzdem an den linear aufeinander folgenden Zellwänden erkennen, wo die Grenze zwischen den Epidermen der Integumentblätter verläuft.

Zur Aufnahmetechnik:

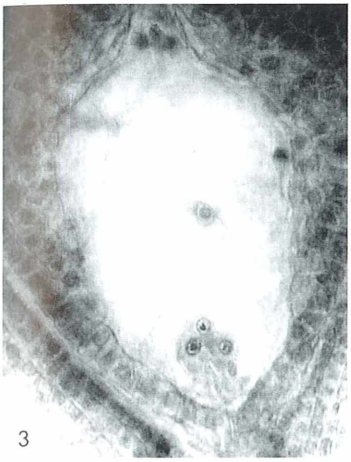
Die Abbildungen 1 und 2 wurden mit einer Digitalspiegelreflexkamera (Fuji Finepix) hergestellt. Mittlerweile sind diese Kameras mit Wechseloptik bei einigen Herstellern auch für Amateure finanziell erschwinglich geworden. Damit sind bisherige Hemmnisse für Digitalaufnahmen bei Mikro-, Makro- und technischer Fotografie weggefallen. Bei Abbildung 1 erfolgte die Aufnahme ohne Okular und Kameraobjektiv, bei Abbildung 2 mit Weitwinkelokular 12×, Objektiv Neoplan 10× und einem preiswerten Zoom-Objektiv (35/70) geringer maximaler Blendenöffnung (3,5) zur Spiegelreflex an einem Zeiss-Axioplan. Abbildung 2 zeigt nur einen kleinen Ausschnitt aus dem Originalfoto. Schon mit dieser einfachen Anordnung lassen sich Aufnahmen erzielen, die eine für Normalsichtige vollkommen scharfe Vergrößerung bis zum A3-Format gestatten. Kameraobjektive mit großer Blendenöffnung sind wegen Vignettierung der Bildränder im Allgemeinen ungeeignet. Das Zoomobjektiv gestattet eine problemlose Formatanpassung. Bei Stellung der Kamera auf „manual" sind bei hoher Beleuchtungsstärke der Mikroskoplampe Aufnahmen aus freier Hand auch am Binokulartubus ohne weiteres möglich. So betrug die Belichtungszeit bei dieser Aufnahme 1/125 sec. Alle weiteren Aufnahmen in diesem Artikel wurden mit einer Mikroskopvideokamera hergestellt, eine zwar sehr bequeme, aber in Bezug auf Auflösung begrenzte Methode. Bei statischen Motiven kann man durch digitale Bildverarbeitung die Auflösung praktisch immer dadurch verdoppeln, dass zwei nebeneinander liegende Aufnahmen zu einer vereinigt werden. Die Zusammenfassung von noch mehr Aufnahmen, z.B. vier, erfordert dagegen einige technische Geschicklichkeit. Durch die modernen Digitalkameras erübrigen sich solche Versuche.

Die karyologischen Verhältnisse bei Yucca

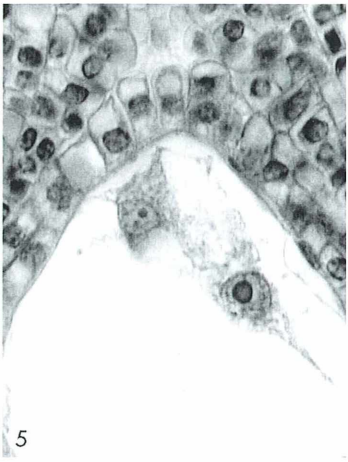
Abbildung 3 zeigt die befruchtungsreife Embryosackanlage von *Yucca*. Wir erkennen oben die bereits degenerierenden drei Antipoden. In der Mitte liegt der Endospermkern, am mikropylaren Pol der Eikern mit beiden Synergiden.

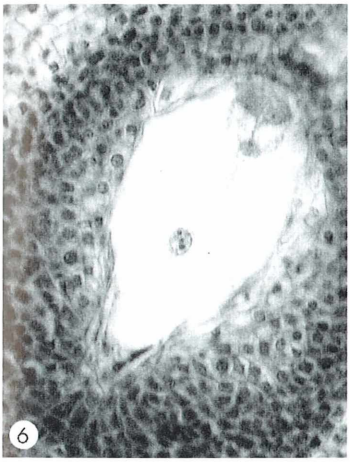
Abb. 3: Befruchtungsreifer Embryosack bei *Yucca*. Alle Kerne wurden gleichzeitig getroffen. Vergr. 400fach. – Abb. 4: Wie Abbildung 3, deutlich die Mikropyle und die Integumente zeigend. Vergr. 200fach. – Abb. 5: Eikern mit zur Mikropyle gerichteter Vakuole und einer angeschnittenen Synergide. Vergr. 700fach. – Abb. 6: Wie Abbildung 3, mit besonders deutlichen Synergiden und deren Vakuolen. Vergr. 350fach. – Abb. 7: Ausschnitt aus Abbildung 5 mit Synergiden und Eikern. Vergr. 700fach. – Abb. 8: Ausschnitt aus Abbildung 5 mit Endospermkern und unten mit den bereits in Degeneration befindlichen Antipoden. Vergr. 700fach. – Abb. 9: Die drei Antipoden in einer frühen noch nicht degenerierten Phase. Vergr. 700fach. – Abb. 10: Degenerierte Antipoden mit anliegendem Eikern. Vergr. 700fach. – Abb. 11: Abbildung 5 in schwächerer Vergrößerung (350fach) zeigend, dass im Normalfall nicht alle Kerne in einem Schnitt bei der Paraffintechnik angetroffen werden. In diesen Fällen bedarf die Interpretation der Untersuchung einer Schnittserie. Situationen wie in den Abbildungen 3, 4 und 6 sind ausgesprochene Glücksfälle. ►

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www


3

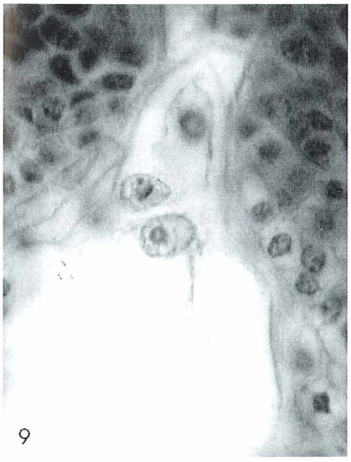

4

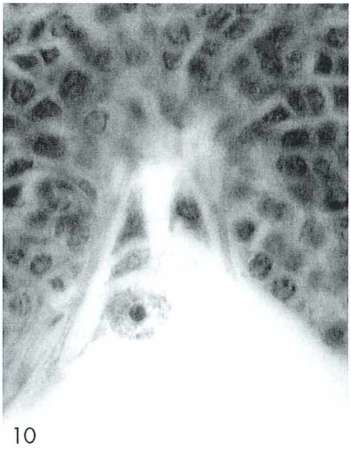

5

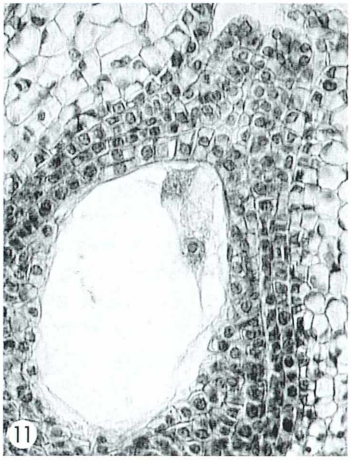

6


7


8


9


10


11

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

Bisweilen liegt der Endospermkern nahe bei den Antipoden (Abb. 4). Die Anordnung der Synergiden gemeinsam mit dem Eikern in der Querschnittsebene wie in den Abbildungen 3 und 4 ist rein zufällig. Im Regelfall liegt die Ebene des Terzettes in beliebig gedrehter Anordnung zur Längsachse des Embryosackes, und nicht einmal immer liegen die drei Zellkerne selbst in einer Ebene, die die Längsachse enthält. So zeigt Abbildung 5 nur eine Synergide und den Eikern gleichzeitig im Schnitt getroffen. Dieses Bild zeigt das tubuläre Plasma der Synergide zum mikropylaren Pol und die Vakuole zum Zentrum des Embryosackes gerichtet. Genau umgekehrt ist die Anordnung der Vakuole bei der Eizelle. Sie zeigt zum mikropylaren Pol. Ebenso wie bei den Ranunculaceen ist das Plasma des Embryosackes reichlich vakuolisiert. Dies bewirkt eine Vielzahl von Artefakten bei der Fixierung und weit weniger deutliche Bilder als bei dem Zytoplasma reichen Embryosack von *Lilium*. In Abbildung 4 ist deutlich abgegrenzt das dickwandige (Mesenchym reiche) äußere Integument vom inneren Integument, das den mikropylaren Pol röhrenförmig umgrenzt, zu unterscheiden. Für die Darstellung dieser Verhältnisse ist *Yucca* ein ideales Objekt. Dem mikropylaren Pol gegenüber am Funiculus-Anschluss an das plazentare Gewebe liegt ein Zellhügel, der wie ein Verschluss der Integumentröhre aussieht und eine Rolle bei der Befruchtung durch den Pollenschlauch spielen dürfte.

Abbildung 6 zeigt einen Embryosack mit weit fortgeschrittener Degeneration der Antipoden. Der Eikernkomplex, der in einer anderen Ebene wie der Endospermkern liegt, ist nur verschwommen dargestellt. Abbildung 7 ist dazu eine Ausschnittvergrößerung mit Einstellung auf den Eikernkomplex. Zwischen den Synergiden liegt ein Spalt, der vom Plasma des Eikerns durchsetzt ist. Die Vakuole der Eikernzelle liegt in einer Ebene hinter den Synergiden und dabei auf Höhe der Synergiden. Abbildung 8 zeigt einen entsprechenden Ausschnitt aus Abbildung 6 mit Einstellung auf den Endospermkern und die Antipoden.

Die Entwicklungsphasen der Antipoden und des antipodialen Polkernes, der später mit dem mikropylaren Polkern zum diploiden Endospermkern verschmilzt, sind in den Abbildungen 9 und 10 zu sehen. Dies unterstellt, dass *Yucca* dem Normalfall bei der Embryosackentwicklung folgt. An Hand dieser Untersuchung ist dies allerdings nicht sicher. Schließlich zeigt Abbildung 11 bei schwächerer Vergrößerung die Situation von Abbildung 5. Hier ist der Endospermkern nicht getroffen, die Antipoden nur andeutungsweise. Solche Bilder, bei denen nur ein Teil der gesamten Zellkerne in einem Querschnitt liegen, sind der Normalfall und Aufnahmen, wie 3, 4 und 6 eher die seltene (etwa 1%ig bezogen auf die Zahl der untersuchten Schnitte) Ausnahme. Gelungene Bilder von der sonst so unsichtbaren Keimesentwicklung belohnen die Mühe.

Es ist interessant, diese Befunde mit der Situation bei Hahnenfußgewächsen zu vergleichen und die Übereinstimmungen und die Unterschiede festzustellen. Die Evolutionsforscher vermuten, dass die einkeimblättrigen Pflanzen mit den Hahnenfußgewächsen gemeinsame Wurzeln besitzen. Während die bei den Liliaceen häufig auftretende Verwachsung von drei Fruchtblättern keine gedanklichen Schwierigkeiten bei einer Ableitung bereiten und ähnliche Verwachsungen auch vereinzelt bei den Hahnenfußgewächsen zu beobachten sind, so bestehen doch große Unterschiede bei der Größe und Bedeutung der Antipoden. Bezüglich der Literatur kann hier auf den Artikel über die Hahnenfußgewächse verwiesen werden (Roeser, 2005).

Literaturhinweise

Dietz, H.: Fruchtblätter und Samenanlagen bei bedecktsamigen Blütenpflanzen. Mikrokosmos *48*, 246–251 (1959).

Leunig, L.: Die Blüte des Schnittlauchs (Ein kleines Praktikum). Mikrokosmos *26*, 22–24 (1932).

Ludwig, A.: Der Fruchtknotenbau. Teil I. Mikrokosmos *77*, 329–335 (1988).

Ludwig, A.: Der Fruchtknotenbau. Teil II. Mikrokosmos 77, 366–371 (1988).

Roeser, R.: Beispiele zum Megagametophyten der Ranunculaceen. Mikrokosmos *94*, 5–15 (2005) (hier weitere Literaturhinweise).

Verfasser: Dr. Rainer Roeser, Marienstr. 4, D-52388 Nörvenich

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

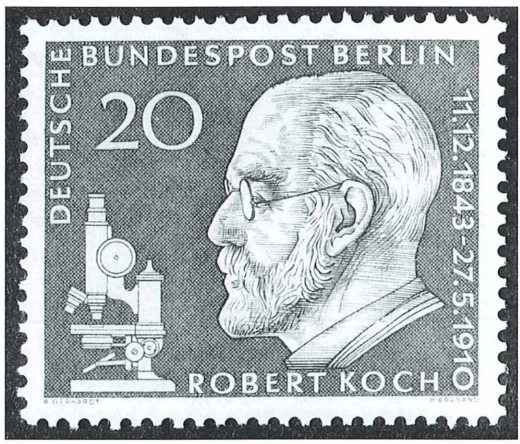
Wenn der Tubus schwebt: Falsche Mikroskopkonstruktionen auf Briefmarken

Norbert Gregor Günkel

Geht es nach den Gestaltern von Briefmarken, wären etliche wissenschaftliche Entdeckungen nicht gemacht worden. Denn was sie Forschern wie Robert Koch an die Hand geben, ist oft genug schlicht funktionsunfähig. Nur gut, dass wir damit nicht arbeiten müssen. Angesichts des Aufwandes, mit dem Briefmarken gestaltet werden, ist das nicht verständlich.

Bei der philatelistischen Darstellung von Mikroskopen gibt es zwei Methoden: Entweder eine annähernd getreue Wiedergabe einzelner Modelle oder eine Abstraktion, die das Instrument auf seine wesentlichen Bestandteile reduziert. Fehlerquellen lauern, so könnte man meinen, vor allem bei der zweiten Methode. Doch das ist ein Irrtum. Auch bei vermeintlich echten Darstellungen fehlen wichtige Details, die ein Mikroskop erst funktionstüchtig machen.

Dass man auch bei abstrahierenden Zeichnungen richtig arbeiten kann, zeigt die Berliner Marke zu Robert Kochs 50. Todestag (Abb. 1). Das Mikroskop ist nicht nur mit allen wichtigen Funktionsmerkmalen richtig getroffen, sondern kommt auch dem nahe, was Koch tatsächlich benutzt hat. Um diesen Aspekt kümmern sich Marken-Designer nämlich kaum. Davon zeugen beispielsweise Abbildungen von Mikroskopen mit gebogenen Stativen, die zu Kochs Zeiten nicht gebräuchlich waren, oder Instrumente, die eher an Spielzeug erinnern als an für die Wissenschaft taugliche Geräte. Kochs wichtigstes Arbeitsgerät ist oft nur als Beiwerk auf den Marken, das der Sorgfalt offenbar nicht bedarf. Einen Höhepunkt dieser Schlamperei stellt die Ausgabe von Monaco zum 100-jährigen Jubiläum der Entdeckung der Tuberkulose dar (Abb. 2). Der Forscher blickt durch ein Mikroskop, dem der Tisch fehlt, und schaut direkt auf den Spiegel! Mit einem solchen Instrument wäre



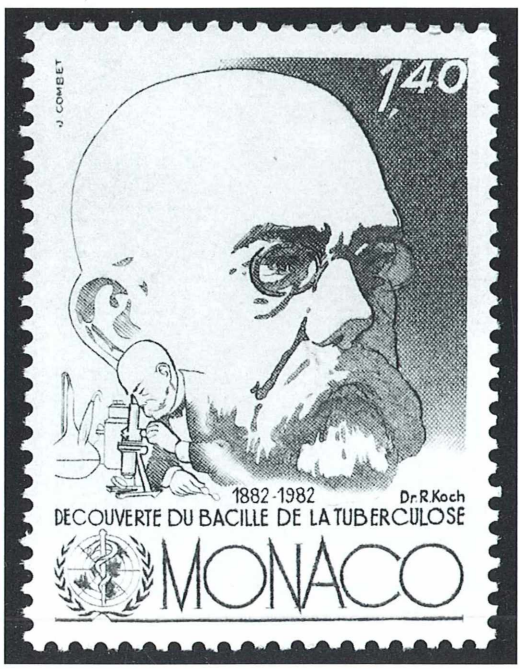


Abb. 1: Gut getroffen: Robert Koch und sein Mikroskop. – Abb. 2: Ein Mikroskop ohne Tisch für den Entdecker des Tuberkel-Bazillus auf einer Marke aus Monaco. 1/2

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



3



4

Abb. 3: China spendierte dem Forscher ein Gerät mit unmöglichem Design. – Abb. 4: Ob Louis Pasteur tatsächlich mit einem solchen Mikroskop gearbeitet hat? Eine weitere „Leistung" der Gestalter aus Monaco.





5/6

Abb. 5: Schwungvoll, aber wohl nicht tauglich ist dieses syrische Mikroskop. – Abb. 6: Völlig daneben liegt auch der Gestalter dieser Marke aus Sri Lanka.

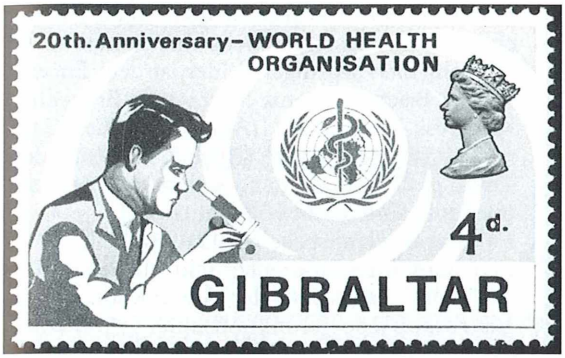
die Entdeckung des Erregers nicht möglich gewesen.

Einigermaßen vollständig, aber nicht funktionsfähig ist das Mikroskop, das die Volksrepublik China dem deutschen Forscher mit auf die Briefmarke zum „Tuberkulose-Jubiläum" gab (Abb. 3): Der dieses Mal vorhandene Tisch schwebt frei über dem Stativ, der Spiegel ist nicht in der optischen Achse angebracht, das Licht kann deshalb nicht durch den Kondensor unterhalb des Tisches fallen. Dass offenkundig die Triebe zur Scharfeinstellung fehlen, fällt da schon nicht mehr ins Gewicht. Dem Koch'schen Modell sehr nahe kommt das Instrument aus dem berühmten Vierer-Block der DDR mit einem Zeiss-Mikroskop des Jahres 1873.

Einen merkwürdigen Eindruck macht auch das Gerät, das Monaco Kochs Zeitgenossen Louis Pasteur beigesellt (Abb. 4): Es ist eine obskure und gleichzeitig fragile Konstruktion, deren Standfestigkeit man lieber nicht ausprobieren möchte. Kaum anzunehmen, dass Pasteur mit einem solchen Instrument gearbeitet hat.

Ähnlich missglückt wie die China-Marke ist das Instrument auf der syrischen Ausgabe zum 30-jährigen Bestehen der UNESCO (Abb. 5). Das kühn geschwungene Stativ bringt den Tubus mit den Objektiven über einen Tisch, der von unten nicht beleuchtet werden kann. Ebenso seltsam ist das Gerät auf der Brief-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.else



7



8

Abb. 7: Der Tubus trotzt der Schwerkraft und schwebt am Instrument bei dieser Marke aus Gibraltar. – Abb. 8: Auch Andre Voisin muss sich mit einem funktionsunfähigen Gerät zufrieden geben – jedenfalls auf dieser kubanischen Briefmarke.

marke aus Sri Lanka für einen Entwicklungsplan (Abb. 6). Der Tisch ist ein massiver Block ohne jede Beleuchtungsmöglichkeit. Was das schräge Bauteil auf dem Objekttisch bedeuten soll, ist nicht zu erkennen. Ein Mikroskop, das der Schwerkraft trotzt, ist Gibraltar gelungen (Abb. 7): Der Tubus schwebt frei im Raum, durch nichts mit dem Stativ verbunden. Unter dem Tisch schwebt ein Bauteil, dessen Funktion nicht klar ist. Als Spiegel ist es falsch gestellt, ein anderes Bauteil ist an dieser Stelle nicht von Nutzen.

Vergessene Spiegel kennzeichnen auch zwei kubanische Briefmarken. Während man es bei der Voisin-Ausgabe (Abb. 8) noch auf die abstrakte Darstellung schieben könnte, gilt das nicht für das historisch anmutende Mikroskop auf der Finlay-Marke (Abb. 9). Wer sich um ein genaues Bild bemüht, darf den Spiegel nicht vergessen. Das gilt auch für die südafrikanische Briefmarke für Sir Arnold Theiler, die ein schön gezeichnetes, ohne Spiegel aber nicht funktionsfähiges Mikroskop verwendet. Selbst in der DDR, wo ja technische Weltspitze im Bau von Mikroskopen verwirklicht war, unterliefen solche Fehler wie bei der Ausgabe für die Rehabilitation (Abb. 10). Auch hier fehlt der Spiegel – wobei anzumerken ist, dass der Gestalter die richtige Haltung beim Zeichnen am Mikroskop vorbildlich getroffen hat. Wer sich so auskennt



9



10

Abb. 9: Ein Binokular ohne Spiegel gibt Kuba als das Mikroskop von Dr. Finlay aus, der die Übertragung des Gelbfiebers richtig beschrieb. – Abb. 10: Gute Haltungsnoten, aber ein Mikroskop ohne Spiegel auf dieser Marke der DDR, wo ja immerhin sehr gute Geräte gebaut wurden.

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



Abb. 11: Die Präparateklammern scheinen den Tisch zur Seite zu drücken auf dieser Marke aus Malta.

mit dem Mikroskopieren, dem sollte ein solcher Gestaltungsfehler nicht unterlaufen.

Ein sehr merkwürdiger Fehler ist dem Entwerfer der Briefmarke aus Malta zum Brucellose-Kongress unterlaufen (Abb. 11): Die Klammern, mit denen die Objektträger auf dem Tisch gesichert werden, stehen schräg nach oben und sind damit völlig nutzlos.

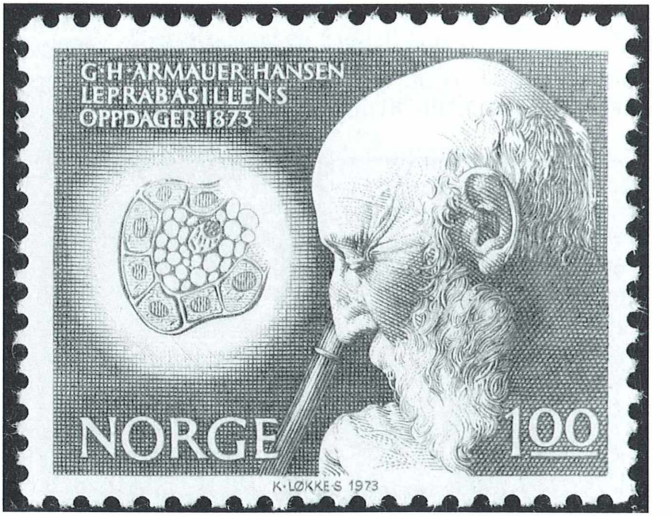
Einen grafisch anspruchsvollen Entwurf hat Syrien zum Internationalen Jahr der Frau verwirklicht. Angesichts der Abstraktion ist das Mikroskop jedoch funktionsunfähig geworden: Der Spiegel fehlt, die Scharfeinstellung sitzt an der falschen Stelle – falls der Kreis im Bogen des Stativs eine sein soll.

Dass es auch bei größerer Abstraktion genau zugehen kann, beweisen Briefmarken aus Israel, Italien (Abb. 12) und der DDR. Die wichtigen Funktionselemente sind vorhanden: Tubus, Tisch, Spiegel, in zwei Fällen auch die Scharfeinstellung.

Aber es braucht gar nicht immer ein Mikroskop, um zu belegen, dass ein Wissenschaftler mit diesem Instrument gearbeitet hat. Die norwegische Briefmarke zum Jubiläum der Entdeckung des Lepra-Erregers durch Armauer Hansen (Abb. 13) beschränkt sich auf den Tubus.



12



13

Abb. 12: Klassisch knapp und dennoch richtig: Ein abstraktes Mikroskop aus Italien. – Abb. 13: Ein Tubus kann reichen: Lepra-Entdecker Gerhard Armauer Hansen am Mikroskop. Eine Briefmarke aus seiner Heimat Norwegen.

Verfasser: Norbert Gregor Günkel, Rudloser Straße 59, D-36367 Wartenberg, e-mail: nguenkel@aol.com

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

Mikro-Kids

Geheime Verbindungen?

Lutz Hartmann

Geheime Verbindungen – Das hört sich ziemlich spannend an. Man denkt vielleicht an Krimigeschichten. Doch davon will ich hier nicht berichten. Es geht um Pflanzen und dabei besonders um die Frage, wie es Pflanzen gelingt, eine durchgehende Verbindung von ihren Wurzeln bis zu den Blättern zu halten.

Jeder hat sicher schon mal beobachtet was passiert, wenn eine Pflanze umknickt. Sie sieht dann ziemlich traurig aus, wenn die Blätter welk werden und schließlich völlig vertrocknen. Woran liegt das aber?

Vom Aufbau der Pflanzen

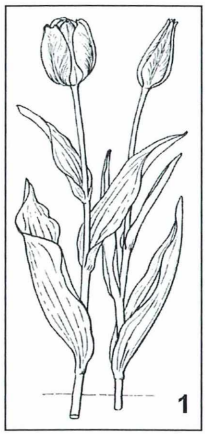
Bevor wir unser Mikroskop zur Klärung hinzuziehen, möchte ich allgemein etwas über den Aufbau der Pflanzen berichten. Den Bau einer Pflanze kann man sich vereinfacht wie ein Haus vorstellen. Beginnen wir im Keller. Bei den Pflanzen sind das die Wurzeln. Die dienen dazu, die Pflanze in der Erde zu befestigen und natürlich auch Wasser und Nährstoffe aus dem umgebenden Erdreich aufzunehmen. Sie können die Nährstoffe auch speichern, beispielsweise in Knollen wie bei Kartoffeln oder in Zwiebeln wie bei Tulpen. Bei Wasserpflanzen ist das etwas anders, wie wir bereits in einem früheren Mikro-Kids Artikel (Mai/Juni-Heft 2004) gesehen haben. Hier dienen die Wurzeln fast ausschließlich zur Befestigung der Pflanze. Aber bleiben wir bei den Landpflanzen. Über der Erde erkennt man dann den Stängel, auch Spross genannt. Bei Bäumen sagen wir dazu Stamm. Dieser bildet die Verbindung zu den oberen Teilen der Pflanze. Wenn wir nun wieder unseren Vergleich mit dem Haus heranziehen, so kann man vereinfachend sagen, dass dieser Spross eine Treppe darstellt. Man gelangt damit in obere Teile des Hauses, in diesem Fall natürlich der Pflanze. Der Spross teilt sich dann oft weiter auf – er verzweigt sich – mit daran befindlichen Blättern. Bei einigen Pflanzen wachsen diese aber auch direkt am Spross (z. B. bei einer Tulpe) oder es bilden sich hieran dann die Blüten. Die Blätter, die Zweige oder Äste würde ich dann mit einem Dach vergleichen.

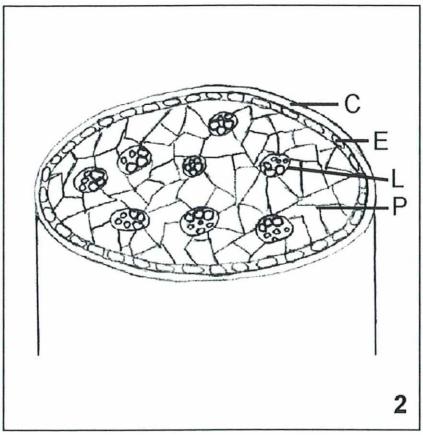
Es ist schon toll, selbst Fenster kann man bei Pflanzen erkennen, die dann zwar nicht so heißen, aber eine ähnliche Aufgabe haben. Diese Fenster haben wir bereits schon früher kennen gelernt (Mikro-Kids, März/April-Heft 2005). Es sind Spaltöffnungen, kleine Öffnungen in den Blättern, die zur Belüftung der Pflanze dienen.

Die Leitungen in der Pflanze

Nun aber zu den „geheimen Verbindungen" in Pflanzen. Beim Haus hatten wir sie als Treppen bezeichnet. Wie aber gelangt nun das Wasser von den Wurzeln zu allen anderen Pflanzenbestandteilen? Von außen verrät uns die Pflanze nicht ihr Geheimnis. Es muss aber gewiss in der gesamten Pflanze untereinander Verbindungen geben, von der Wurzel bis zur obersten Blattspitze. Wer einen großen Baum genau betrachtet, wird feststellen, dass die Pflanze etwas nahezu Unmögliches schafft. Denn er muss bis zu 100 m Höhe Wasser und Nährstoffe über Stamm, Äste und Zweige in die obersten Baumwipfel befördern. Einen Baum wollen wir hierzu natürlich nicht untersuchen. Aber wie wäre es mit einer Tulpe? Die steht uns zu jeder Jahreszeit – zumindest aus dem Blumengeschäft – zur Verfügung (Abb. 1).

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





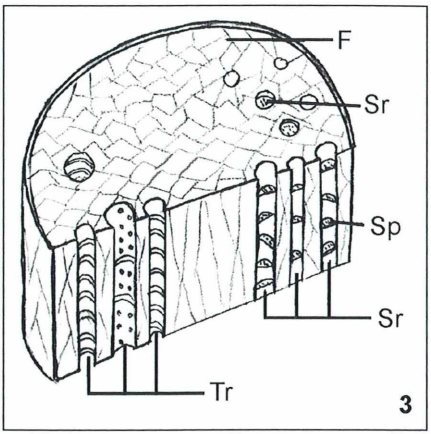


Abb. 1: Schemazeichnung einer Kulturtulpe (aus Rothmaler, 1995). Abb. 2: Stängelquerschnitt einer Tulpe: C Cuticula, E Epidermis, L Leitbündel, P Parenchym. Abb. 3: Leitbündellängsschnitt: F Festigungsgewebe, Tr Tracheenröhren, Sr Siebröhren, Sp Siebplatten.

Wir fertigen einen Längsschnitt eines Tulpenstängels

Um das Geheimnis der Verbindungen in den Pflanzen zu ergründen, wird uns nun das Mikroskop hilfreich sein und einen Einblick vermitteln. Dazu nehmen wir nun ein kleines Stück von einem Tulpenstängel. Ich habe die Tulpe deshalb ausgesucht, weil man ihre Stängel recht leicht schneiden kann und so schnell eine Antwort auf unsere Ausgangsfrage geben kann.
Wir schneiden zunächst ein kurzes Stückchen – möglichst senkrecht zur Wuchsrichtung – von einem Tulpenstängel ab. Hierzu benutzen wir eine Rasierklinge, um möglichst einen exakten Querschnitt zu erhalten. Aber wie immer meine Bitte, wer es sich noch nicht zutraut, mit diesem doch recht gefährlichen Werkzeug umzugehen, bittet unbedingt seine Eltern um Hilfe.
Diesen Sprossteil legt man nun auf ein Schneidebrettchen, am besten unter einem Stereomikroskop. So kann man meist noch viel dünnere Schnitte herstellen. Jetzt fangen wir an und schneiden ganz feine Scheibchen vom Stängel genau quer zur Wuchsrichtung ab. Das macht man so, als ob man ganz feine Wurstscheiben abscheiden wollte. Es ist dabei sinnvoll, möglichst viele kleine Scheibchen abzuschneiden, denn hierdurch sammelt man zunächst einfach mehr Erfahrung. Mit der Zeit gelingen diese Querschnitte immer dünner und man kann sich den dünnsten Querschnitt aussuchen. Dies ist deshalb erforderlich, weil das Mikroskop stets ein Durchlichtbild erzeugt. Das heißt, dass unser Stängelquerschnitt durchleuchtet werden muss, damit man möglichst viele Einzelheiten erkennen kann. Wäre er zu dick, könnte man kaum Strukturen erkennen.
Um die Scheibchen von der Rasierklinge abzuheben, verwendet man einen angefeuchteten feinen Haarpinsel (vom Tuschkasten). Damit bringen wir unseren dünnsten Querschnitt auf einen Objektträger, dann mit der Pipette einen kleinen Tropfen Wasser darauf. Anschließend decken wir unser Präparat mit einem Deckgläschen ab.

Untersuchung unter dem Mikroskop

Geschafft? Gut. Denn nun geht es erst richtig los. Wir untersuchen das Stängelscheibchen zunächst mit einer geringen Vergrößerung (4-er oder 5-er Objektiv). Später können wir auch noch stärker vergrößernde Objektive verwenden. Schauen wir das Präparat jetzt genauer an. Wir sehen zunächst eine Außenhaut, die den Spross umschließt. Das ist die Epidermis, die zusätzlich noch mit einer dünnen Wachsschicht überzogen ist. Diese dient dazu, die Pflanze nach außen zu schützen, aber auch um zu verhindern, dass sie zu viel Wasser nach außen verliert. Ohne Epidermis würde sie sonst schnell vertrocknen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.else

Es folgt dann noch ein schmaler Bereich grüner Zellen. Diese dienen dazu, aus Sonnenlicht Stärke aufzubauen. Botaniker bezeichnen diese Zellen, die auch hauptsächlich in den Blättern anzutreffen sind, als Assimilationsparenchym. Das aber nur am Rande, denn was uns hier besonders interessiert, sind die kleinen Kreise, die quer über den gesamten Stängelquerschnitt verteilt sind. Und genau das sind nämlich die Leitungsbahnen, mit denen die Pflanze Wasser, Mineralstoffe aber auch Produkte, die sie selbst erzeugt hat, transportiert. Diese Leitungsbahnen bezeichnet man als Leitbündel (Abb. 2)
Bei der Tulpe handelt es sich, wie bei allen Liliengewächsen, zu denen sie gehört, um eine einkeimblättrige Pflanze. Das heißt nichts weiter, als dass sich, wenn sie im Frühling ihr erstes Grün zeigt, ein einziges Blatt aus dem Erdboden schiebt. Bei den zweikeimblättrigen Pflanzen erscheinen zwei Blätter. Mit diesen Einzelheiten wollen wir uns jetzt aber nicht weiter beschäftigen. Nur soviel: Bei einkeimblättrigen Pflanzen sind die Leitbündel immer über den gesamten Querschnitt des Sprosses verteilt. Bei zweikeimblättrigen Pflanzen ist das anders. Hier stehen die Leitbündel ringförmig um die Mitte des Stängels verteilt. Das Mikroskop kann uns also deutlich zeigen, ob wir es mit einer ein- oder zweikeimblättrigen Pflanze zu tun haben.

Wie sieht ein Leitbündel aus?

Wieso sagt man eigentlich zu diesen runden Gebilden Bündel? Nun, das ist leicht zu verstehen, wenn man sich vorstellt, dass der Querschnitt unter dem Mikroskop lediglich einen Blick von oben ermöglicht. Diese kleinen runden Zellen innerhalb des Leitbündels sind nämlich in Wirklichkeit Röhren, in die wir nun hineinblicken. Diese Röhren sind bündelweise nebeneinander angeordnet, daher der Name Leitbündel. Dies werden wir uns aber noch genauer ansehen. Zunächst erkennen wir innerhalb des Leitbündels – dem Spross nach außen zugewandt – kleinere feine Zellen. Das sind im Prinzip auch Rohrleitungen, nur sind sie kleiner und dünner als die nach innen liegenden Zellen. Diese kleinen Rohrleitungen bestehen aus aneinander gereihten einzelnen Zellen, die für sich abgegrenzt sind, jedoch durch kleine Öffnungen (Siebplatten) miteinander in Verbindung stehen. Diese Röhren, die auch als Siebröhren oder Phloem bezeichnet werden, dienen zum Transport von Produkten, die bei der Photosynthese in der Pflanze, insbesondere in den Blättern hergestellt werden. Im Wesentlichen sind das gelöste Stärke und Zucker. Diese Stoffe werden also in erster Linie von den Blättern nach unten, also in Richtung Wurzel oder zu anderen Pflanzenteilen befördert. Hierdurch wird die Pflanze befähigt, wiederum neue Pflanzenteile wie beispielsweise Blätter oder auch Früchte zu bilden. Einfacher ausgedrückt, sie kann somit wachsen. Damit werden wir uns aber später im Einzelnen beschäftigen.
Die Siebröhren und Tracheen sind in ein weiteres Gewebe, nämlich in das sie umgebende Festigungsgewebe eingebettet.
Die dickeren im mikroskopischen Bild erkennbaren Zellen, beziehungsweise Röhren sind ganz anders beschaffen. Diese bestehen natürlich auch aus einzelnen Zellen, die aber nicht wie bei den Siebröhren durch durchlässige Siebplatten voneinander getrennt sind. Diese dickwandigen und oft recht langen Röhren gehören zum Wasserleitungssystem (Xylem) und werden Tracheen genannt. Die Bezeichnung Trachee kommt einem vielleicht bekannt vor, sie wurde nämlich aus dem Tierreich übernommen. Tracheen dienen Insekten zur Atmung. Sie sehen den Tracheengefäßen der Pflanzen sehr ähnlich, somit wurde dieser Begriff einfach übernommen.
Diese größeren, dickwandigen Zellen dienen der Wasserleitung von der Wurzel zu allen Teilen der Pflanze (also von unten nach oben), bis schließlich zur kleinsten Blattader, die nämlich auch nichts anderes als ein Leitbündel ist. Die Leitbündel selbst sind in das übrige Pflanzengewebe des Stängels, in das Parenchym, eingebettet. Das sind die im mikroskopischen Bild erkennbaren farblosen Zellen.

Wir fertigen einen Sprosslängsschnitt

Ich hatte bereits angedeutet, dass die Tracheen ein recht merkwürdiges Aussehen haben. Um dies mal genauer zu betrachten, müssen wir einen Stängellängsschnitt anfertigen. Das ist im Prinzip einfach, aber es ist zugleich auch immer ein wenig Glücksache, ob man nun tatsächlich ein Leitbündel trifft. Meist gelingt es aber. Wichtig ist auch hier, möglichst viele Längsschnitte zu fertigen. Einer wird dann sicher geeignet sein.

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

Hierzu legen wir nun wieder den Stängelabschnitt auf ein Schneidebrettchen, am besten unters Stereomikroskop. Nun schneiden wir wieder mit der Rasierklinge, aber längs zur Wuchsrichtung, dünne Schnitte ab. Wir wissen ja, Übung macht den Meister. Je dünner, desto besser. Diesen Längsschnitt muss man meist noch etwas verkürzen, sodass er unter ein Deckgläschen passt. Mit dem feinen, nassen Haarpinsel nehmen wir das zu untersuchende Präparat und legen es auf einen Objektträger. Darauf gibt man einen Tropfen Wasser mithilfe einer Pipette, darauf wiederum ein Deckgläschen. Auch hierbei reicht zunächst eine Untersuchung mit einem schwächer vergrößernden Objektiv. Wenn wir ein wenig Glück haben, haben wir ein Leitbündel getroffen. Schaut euch mal jetzt diese dickeren Leitbahnen an, die wir zuvor als Tracheen bezeichnet haben (Abb. 3). Die haben fast das Aussehen eines Staubsaugerschlauches. Der ist nämlich deshalb so geriffelt, damit er immer schön durchlässig bleibt und nicht womöglich knickt. Das ist bei der Pflanze nicht anders. Würde nämlich die Wasserversorgung unterbunden, so könnte die Pflanze absterben. Die Natur ist hier also sehr vorsichtig.

Das alles, auch den zuvor gefertigten Querschnitt, kann man sich auch noch mit stärkeren Vergrößerungen betrachten, und sicher erkennt man noch viele weitere Einzelheiten, auf die ich hier nicht eingehen kann, sonst wäre der Artikel zu lang geworden.

Zusammenfassung

Fassen wir alles nochmals kurz zusammen. Die geheimen Verbindungen sind die Leitbündel. Es sind Rohrleitungen, die man deutlich unter dem Mikroskop erkennen kann. Sie verbinden alle Pflanzenteile, ob beim Maiglöckchen oder beim Mammutbaum! Innerhalb dieser Leitbündel gibt es Wasserleitungen, die meist zum Inneren des Stängels ausgerichtet sind. Dieses Gewebe ist dickwandiger, man nennt es Xylem. Die feinwandigeren Leitungen hingegen dienen zum Transport von Stärke und Zucker. Das sind Baustoffe der Pflanze. Dieses Gewebe nennt man Phloem. Es ist oft, aber nicht immer, nach außen ausgerichtet.

Wo man mehr über das Mikroskopieren oder über Leitbündel lesen kann:

Bickel, H., Claus, R., Frank, R., Haala, G., Lüdecke, M., Wichert, G., Zohren, D.: Natura, Biologie für Gymnasien, Schuljahr 7–10. Ernst Klett Verlag, Stuttgart 2002.

Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Rowohlt Taschenbuchverlag, Reinbek bei Hamburg 2001.

Dietle, H.: Das Mikroskop in der Schule. Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1974.

Köthe, R.: Das Mikroskop, Reihe „Was ist was". Tessloff Verlag, Nürnberg 1994.

Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franck-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.

Rothmaler, W.: Exkursionsflora von Deutschland. Band 3 Gefäßpflanzen: Atlasband, 9. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1995.

Verfasser: Lutz Hartmann, Brandtstr. 8, D-13467 Berlin

Zeichnungen: Hannelore Hartmann, Berlin

Forschen, damit die Alzheimer-Krankheit heilbar wird



Für Ihre gesunde Zukunft!

Wir klären auf und fördern Erfolg versprechende Forschungsprojekte für Früherkennung, Linderung und Heilung der Alzheimer-Krankheit.

Nützliche Ratgeber und wichtige Informationen liegen für Sie bereit. Kostenlos.

Coupon bitte ausgefüllt schicken oder faxen an: 0211 - 86 20 66 11

Alzheimer Forschung Initiative e.V.

Ja bitte schicken Sie mir kostenlos nützliche Infos

Vorname, Name

Platz/Straße, Hausnummer

PLZ, Ort B4

Alzheimer Forschung Initiative e.V.
Grabenstraße 5 · 40213 Düsseldorf
Telefon (kostenlos): 0 800 / 200 400 1
www.alzheimer-forschung.de

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

Mikro-Einsteiger

Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie Teil 2: Entdeckungen mit optischen Aufhellern

Eberhard Schnepf

Nachdem im ersten Teil dieser Serie gezeigt worden war, wie und an welche Polysaccharide optische Aufheller binden und wie man sie, zum Beispiel in der Form von Tinopal oder Calcofluor White, in der Mikroskopie benutzen kann, werden im zweiten Teil einige Entdeckungen vorgestellt, die man mit ihnen machen kann. Sie helfen, das Plattenmuster von Dinoflagellaten-Panzern zu analysieren, zu sehen wie Fäulepilze das Holz abbauen, zu demonstrieren wie dicht Zellulose in der Zellwand gepackt ist und wo die Zellwände mit Lignin oder lipophilen Substanzen inkrustiert sind. Mit optischen Aufhellern lassen sich Cuticula-Poren in pflanzlichen Drüsen und Endodermis-ähnliche Sperren im Apoplasten bei Pflanzen nachweisen. Optische Aufheller stören die Kristallisation von Zellulose und Chitin zu Fibrillen, nicht aber die Synthese dieser Polysaccharide.

Gepanzerte Dinoflagellaten haben ein so genanntes Amphiesma aus Zellulose-Platten, die in flache Vesikel eingeschlossen sind. Das Plattenmuster der Theka ist spezifisch und ist ein wichtiges Bestimmungsmerkmal. Es lässt sich lichtmikroskopisch nicht immer leicht erkennen.

Zellulose-Fluorochromierungen mit optischen Aufhellern

Das Plattenmuster der Theka wird sehr deutlich sichtbar, wenn man die Flagellaten mit einem optischen Aufheller wie Tinopal oder Calcofluor White fluorochromiert (Abb. 1), denn die Ränder der Platten leuchten besonders intensiv (Fritz und Triemer, 1985). Nach längerer Färbung fluoresziert auch die Plattenfläche stark. Der Farbstoff kann also offenbar besser von Rand als von der Fläche her in die Platten eindringen. Bei lebenden Flagellaten, vor allem, wenn sie jung sind, gelingt die Färbung nicht immer ohne weiteres. Dann sind die Platten noch in den Amphiesma-Vesikeln eingeschlossen und für den Farbstoff nicht zugänglich. Man sollte die Plasmamembran und die Membranen der Amphiesma-Vesikel daher durch eine Fixierung oder mechanisch zerstören oder durch Detergenzien permeabel machen.

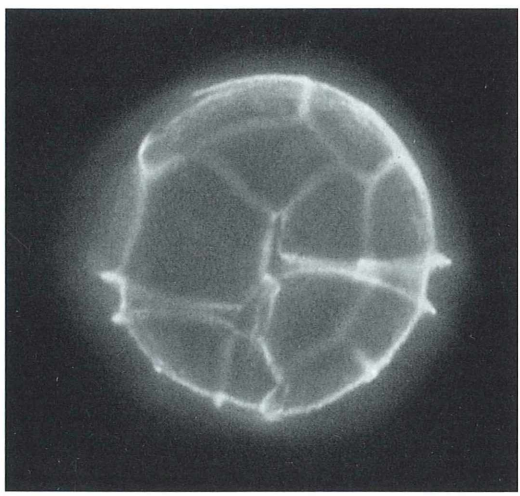


Abb. 1: Theka-Platten eines gepanzerten Dinoflagellaten (*Peridinium*), fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 720fach.

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

Pilze

Optische Aufheller sind sehr geeignet, um die Tätigkeit von Holz zerstörenden Pilzen sichtbar zu machen. Braunfäule- und Weißfäule-Pilze sind dabei die beiden wichtigsten Typen. Die Braunfäule-Pilze wie der Hausschwamm ernähren sich von Abbauprodukten der Zellulose; das befallene Holz wird braun, querrissig und zerfällt in kleine Quader. Die Weißfäule-Pilze bauen das Lignin ab; das Holz wird weißlich und faserig. Zellulose-Abbau im Bereich eines Markstrahls durch einen Braunfäule-Pilz in einem modernden Kirschbaumstamm zeigt Abbildung 2. Manche Zellwandbereiche sind fast ohne Zellulose-Fluoreszenz. An anderen Stellen gibt es Fetzen von Zellulose, wieder andere sind kaum angegriffen. Bei Weißfäule werden zwar die Zellen schließlich auch zerstört, die Wandstruktur bleibt aber zunächst weitgehend erhalten.

Tüpfelfelder und Kollenchym

Bei dünnen Zellwänden lassen sich nach einer Tinopal-Färbung schwach oder gar nicht fluoreszierende ovale Wandbereiche entdecken, die ihrerseits von Zellulose-Strängen durchzogen sein können (Abb. 3). Das sind Tüpfelfelder, wie hier im Mark der Glockenwinde *Cobaea scandens*.

Bei dicken Zellwänden zeigt Tinopal den Zellulose-Gehalt der einzelnen Wandschichten an. Das sieht man besonders gut an Kollenchymzellen. Die unverdickten Wandteile fluoreszieren stark, ebenso eine meist vorhandene innere Wandschicht (Abb. 4). Die Füllungen zwischen den Zellen sind viel schwächer angefärbt. Sie

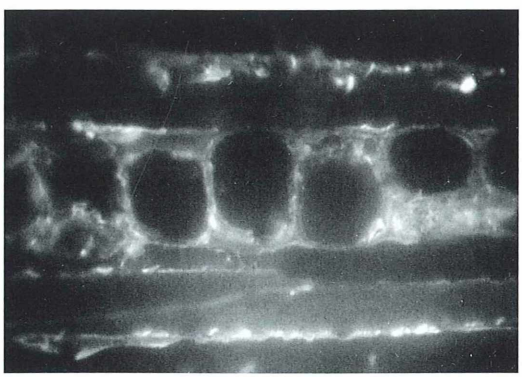


Abb. 2: Kirschholz, fluorochromiert mit Tinopal, UV; Braunfäule, Längsschnitt im Bereich eines Markstrahles. Vergr. 620fach.

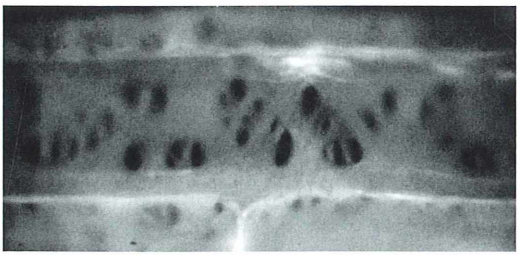
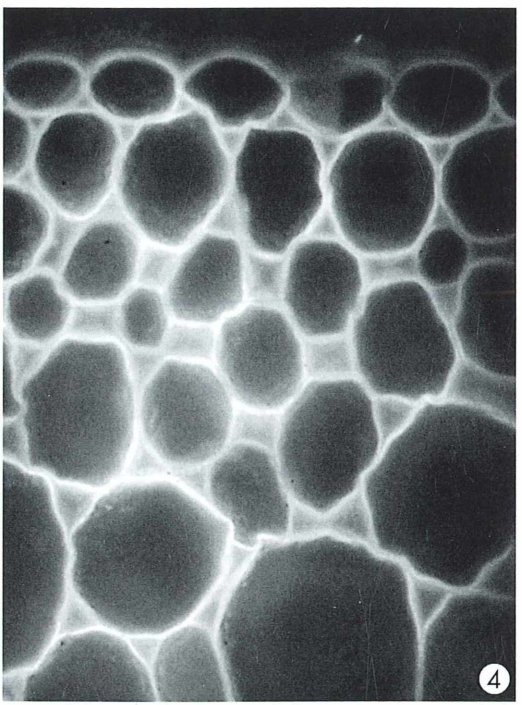


Abb. 3: Tüpfel im Mark von *Cobaea scandens*, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 530fach.



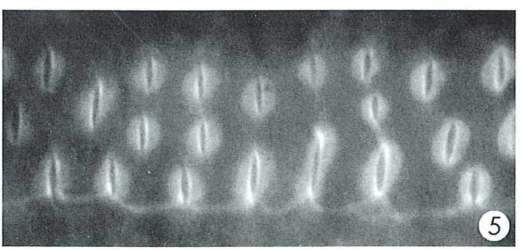


Abb. 4: Kollenchym aus dem Blattstiel einer Seerose, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 520fach. – Abb. 5: Hoftüpfel eine Trachee von *Cobaea scandens*, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 610fach.

enthalten danach nur relativ wenig Zellulose, denn bei Kollenchymzellen kann man davon ausgehen, dass die Zellwände für Tinopal gut zugänglich sind und nicht durch Inkrusten wie Lignin impermeabel geworden sind. Ähnliche, aber nicht so deutliche Unterschiede in der Färbung erhält man im Hellfeld-Mikroskop nach einer Färbung mit Chlorzinkjod.

Behinderung der Zellulose-Färbung

Eine Zellwand-Lignifizierung verringert allerdings die Färbbarkeit von Zellulose mit optischen Aufhellern meist stark. Sie lässt sich daher mit ihnen demonstrieren. Das Lignin versteift die Wände nicht nur, sondern verringert auch deren Permeabilität für Wasser und damit ihre Fluorochromierbarkeit. Das gilt für die Zellen des Xylems wie für Sklerenchymfasern. Die Hoftüpfel in Tracheen und Tracheiden fluoreszieren meist intensiv, besonders ihr abgehobener Rand, die Margo (Abb. 5). Der Torus in der Tüpfelschließhaut bleibt hingegen meist mehr oder weniger ungefärbt, obwohl er verdickt ist. Er dient ja als Ventilklappe bei einer Embolie. Seine Lignifizierung macht ihn weitgehend impermeabel. Die Tracheiden von manchen Farnen adsorbieren gar kein Tinopal, haben aber durch ihre Inkrusten eine deutliche Eigenfluoreszenz (Abb. 6).

Nachweise von Cuticularporen bei Trichomhydathoden mit optischen Aufhellern

Verkorkte und cutinisierte Wandschichten nehmen optische Aufheller nicht auf und lassen sie nicht durch. Schon die Zellwände an den Interzellularen im Assimilationsparenchym vieler Blätter scheinen von einer dünnen Cuticula bedeckt zu sein, denn Tinopal dringt hier nicht ein. Nur Wunden erlauben einen Zutritt, aber auch dann wandert der Farbstoff in den Wänden nur wenig weit.

Wenn also der optische Aufheller durch eine unverletzte Oberfläche in Blattzellen eintreten und die Zellwände fluorochromieren kann, ist das ein Hinweis darauf, dass hier die Cuticula Pforten für den Durchtritt von in Wasser gelösten Stoffen hat. Solche Pforten gibt es bei Trichomhydathoden (Wasser sezernierenden Drüsenhaaren) und bei Schleim- und Verdauungsdrüsen von Pflanzen. Eine keulenförmige Trichomhydathode des Schwarzen Pfeffers (*Piper nigrum*), die mit Tinopal gefärbt wurde, ist in Abbildung 7 zu sehen. Diese Hydathoden fluoreszieren besonders stark im Apex der Drüsenzelle, wohl deshalb, weil hier Tinopal durch Cuticulaporen in die Zellen eindringen kann und vielleicht auch, weil hier die Zellwände mehr zugängliche Zellulose enthält als die Zellbasis. Viele Pflanzen haben solche Trichomhydathoden mit Cuticularporen, beispielsweise Tradescantien und Lippenblütler wie die Zitronenmelisse. Sie sind meist nur auf sehr jungen Blättern und Sprossen aktiv.

Cuticularporen bei Schleimdrüsen von Pflanzen

Ähnliche Entdeckungen kann man bei Schleimdrüsen machen. Ampfer- und Rhabarberblätter tragen auf der Innenseite ihrer Blattscheide

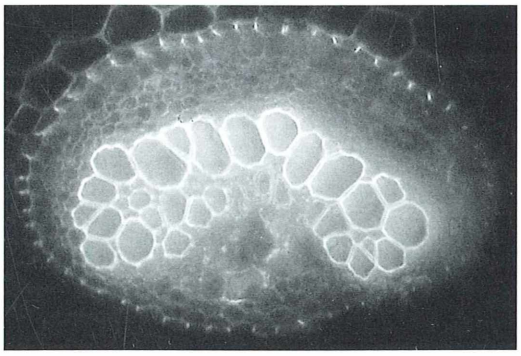
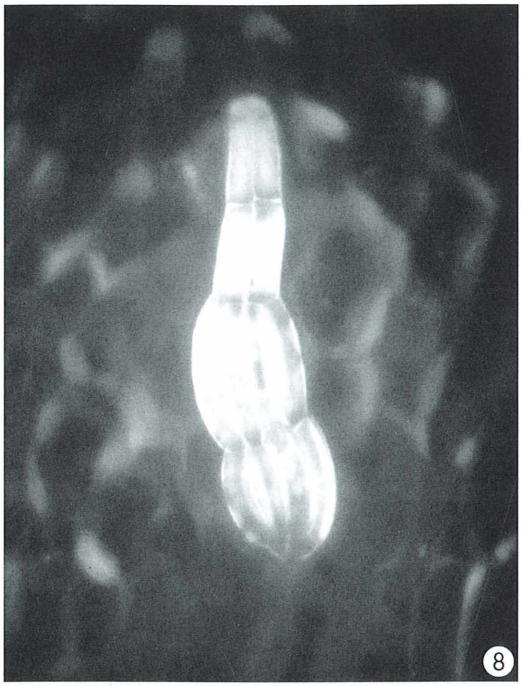


Abb. 6: Leitbündel des Farns *Blechnum gibbum*, UV, Eigenfluoreszens (weiß) der Tracheiden und (goldgelb) der Caspary-Streifen in der Endodermis. Vergr. 170fach.



Abb. 7: Trichom-Hydathode von *Piper nigrum*, fluochromiert mit Tinopal, UV. Vergr. 850fach.

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



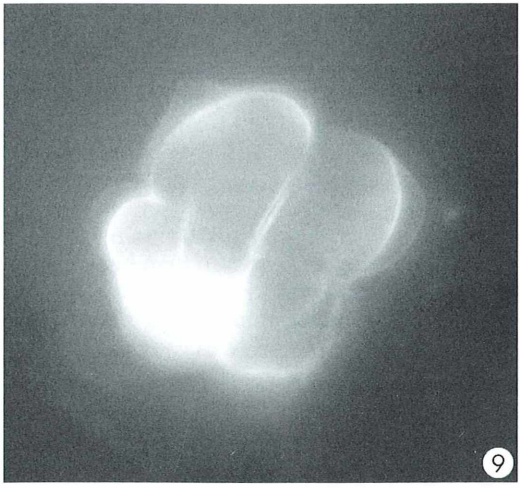


Abb. 8 und 9: Schleimdrüsen eines Ampfers (*Rumex crispus*) von der Innenseite (Abb. 8) und der Außenseite (Abb. 9) der Blattscheide, fluochromiert mit Tinopal, UV. Der Farbstoff dringt nur in die Drüsenzellen ein. In Abbildung 9 ist die abgehobene und (links oben) geplatzte Cuticula zu erkennen. Abb. 8 Vergr. 230fach, Abb. 9 Vergr. 860fach.

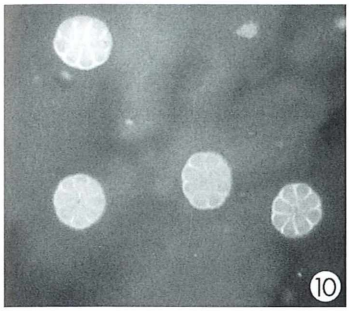
längliche, mehrzellige Haare, die Schleim sezernieren. Dieser sammelt sich unter der Cuticula und bringt diese stellenweise zum Platzen (Schnepf, 1968). Durch die entstandenen Löcher kann Tinopal eindringen und die Zellwände färben (Abb. 8). Auf der Außenseite der Blattscheiden sitzen Schleimdrüsen in Form von mehrzelligen Köpfchen. In Abbildung 9 sind die abgehobene und geplatzte Cuticula und die fluoreszierenden Zellwände eines solchen Drüsenköpfchens gut zu sehen.

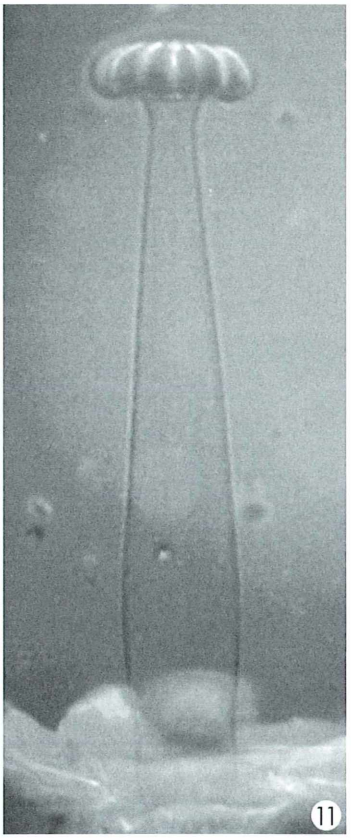
Verschiedene carnivore Pflanzen wie *Pinguicula* (Fettkraut), *Drosera* (Sonnentau) und *Drosophyllum* (Taublatt) fangen ihre Beute nach dem Leimrutenprinzip. Sie haben Schleimdrüsen. Wie elektronenmikroskopische Untersuchungen gezeigt haben, ist die Cuticula über den Drüsenzellen porös (Schnepf, 1969). Auch die Verdauungsdrüsen haben wegen der Abgabe von Verdauungsenzymen und der Aufnahme der Verdauungsprodukte eine poröse Cuticula. Mit optischen Aufhellern gelingt es leicht, das zu entdecken (Abb. 10: sitzende Verdauungsdrüsen, Abb. 11: eine gestielte Schleimdrüse, beide von *Pinguicula colimensis*, und Abb. 12: ein Drüsenköpfchen von *Drosera capensis*). In allen drei Beispielen dringt Tinopal durch Cuticulaporen in die Drüsenzellen ein und fluorochromiert deren Wände. Bei den Sonnentau-Drüsenzellen wird zudem deutlich, dass im Außenbereich der äußeren Drüsenzellen die Oberfläche der Protoplasten durch septenartige Wandvorsprünge vergrößert ist, was von Vorteil für die Resorption der Nahrungsstoffe sein dürfte.

Cuticularporen, die sich durch optische Aufheller entdecken lassen, gibt es auch bei vielen anderen pflanzlichen Drüsen, die in Wasser gelöste Substanzen ausscheiden (Schnepf, 1969), so bei den Salzdrüsen von Strandflieder-Arten (*Limonium*).

Nachweise von Endodermis-ähnlichen Sperren mit optischen Aufhellern

Über vielen pflanzlichen Drüsen mit hydrophilen Sekreten ist also die Cuticula porös. Das würde eine unkontrollierbare Abgabe von Wasser zur Folge haben. Außerdem könnten die Sekrete durch die Zellwände hindurch in innere Gewebe einwandern, wenn nicht dieser Weg, der Weg im Apoplast, versperrt werden würde und somit die Stoffwanderung in die Drüsenzellen hinein und aus ihnen heraus ganz unter





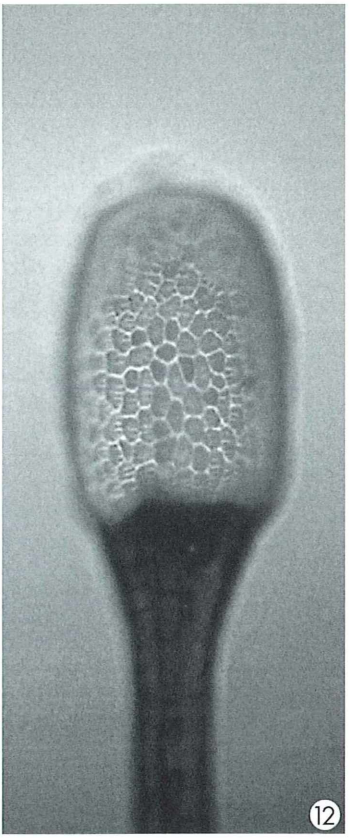


Abb. 10–12: Drüsen carnivorer Pflanzen, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Der Farbstoff dringt nur in die Drüsenzellen ein. – Abb. 10: Sitzende Drüsen von *Pinguicula colimensis*. Vergr. 160fach. – Abb. 11: Gestielte Drüsen von *Pinguicula colimensis*, UV plus etwas Normallicht. Vergr. 280fach. – Abb. 12: Tentakeldrüse von *Drosera capensis*; UV plus etwas Normallicht. Vergr. 210fach.

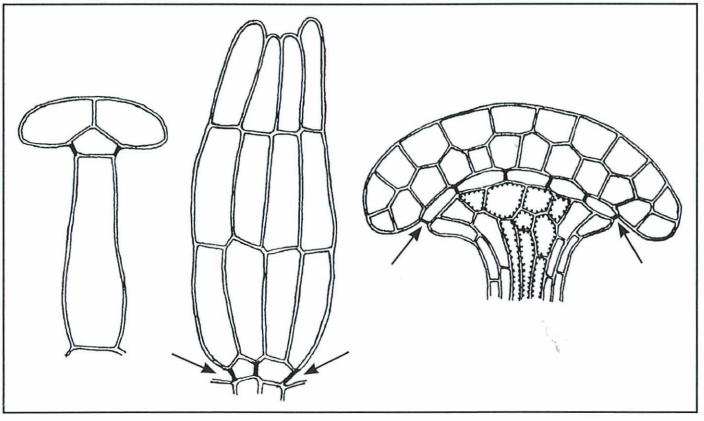


Abb. 13: Lage der Scheide in den gestielten Drüsen von *Pinguicula* (links), den Schleimdrüsen-Haaren von *Rumex* (Mitte) und den gestielten Drüsen von *Drosophyllum* (rechts). Die cutinisierten oder verkorkten Wandteile sind schwarz ausgefüllt (Pfeile; aus Schnepf, 1959).

die Kontrolle der Protoplasten gestellt werden würde. Das wird dadurch erreicht, dass bestimmte Zellwände mit hydrophoben Substanzen inkrustiert werden, cutinisieren oder verkorken (Abb. 13; Schnepf, 1969). Diese Scheiden verhindern natürlich auch eine Ausbreitung von optischen Aufhellern über die Drüsenzellen hinaus; sie lassen sich deshalb damit entdecken. Sie entsprechen funktionell einer Endodermis und liegen bei den Schleimdrüsen des Ampfers (Abb. 8, 9, 13) in den Längswänden der Stielzellen, bei *Pinguicula* bei

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

den gestielten Drüsen (Abb. 11 und 13) in der Außenwand der Zelle zwischen Drüsenköpfchen und Stielzelle und bei den sitzenden Drüsen (Abb. 10) in der Außenwand der kurzen Stielzelle selbst. Bei *Drosera* (Abb. 12) trennt ähnlich wie bei *Drosophyllum* (Abb. 13) eine Endodermis-ähnliche Zellschicht zwei äußere Lagen von Drüsenzellen von den Zellen im Inneren des Drüsenköpfchens.

Eine echte Endodermis sperrt den Apoplasten-Weg in den Zellwänden durch den Caspary-Streifen in den radialen Wänden. Hier ist die Zellwand wenig verdickt und durch die Einlagerung von hydrophobem Material für Wasser und hydrophile Substanzen undurchlässig geworden. Dementsprechend wird dieser Wandbereich dadurch sichtbar, dass er sich nicht (Abb. 14) mit Tinopal anfärbt.

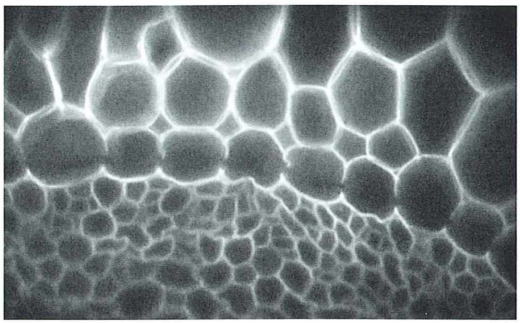
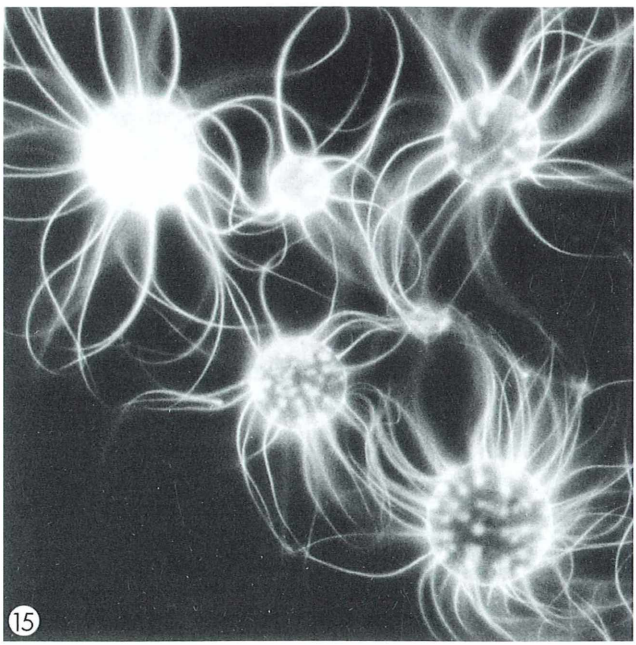


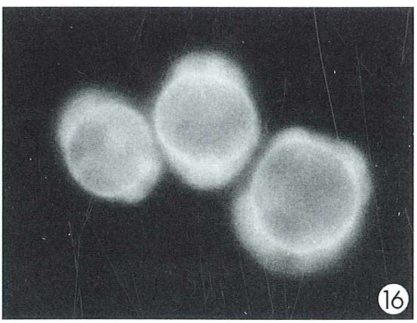
Abb. 14: *Azolla*, Leitbündelquerschnitt, fluorochromiert mit Tinopal, UV. Die Caspary-Streifen in der Endodermis sind nicht gefärbt. Vergr. 410fach.

Bei manchen Farnen zeigt der Caspary-Streifen eine goldgelbe Eigenfluoreszenz (Abb. 6), hervorgerufen durch die Substanzen, mit denen die Zellwand hier imprägniert ist. Bei *Blechnum gibbum* (Rippenfarn) und bei *Dicksonia antarctica* (Weicher Baumfarn) bleibt die gelbe Eigenfluoreszenz auch nach einer Färbung mit Tinopal erhalten. Bei *Pteris argyrea* (Saumfarn) wird sie aber von der weißblauen Tinopal-Fluoreszenz überlagert oder verdrängt. Hier kann also anscheinend das Tinopal auch in den Caspary-Streifen eindringen.

Optische Aufheller stören die Bildung von Zellulose- und Chitin-Fibrillen

Die Moleküle der optischen Aufheller binden fest an die Zuckerketten von Zellulose, Chitin und anderen β-glycosidisch gebundenen Polysacchariden, ebenso wie die des dichroitischen





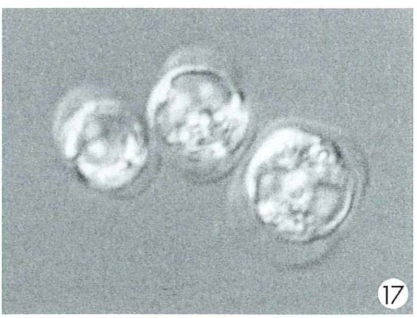


Abb. 15–17: *Golenkinia radiata*. – Abb. 15: Zellen mit Calcofluor White fluochromiert, UV. Vergr. 520fach. – Abb. 16: Die Stachelbildung ist durch Calcofluor White gestört, die Zellulose kissenförmig abgelagert, UV. Vergr. 820fach. – Abb. 17: Wie Abbildung 16, Differential-Interferenzkontrast.

Hellfeld-Farbstoffes Congorot. Wenn sie während der Synthese der Polysaccharide anwesend sind, verhindern sie durch diese Bindung, dass sich die Zuckerketten zu Fibrillen zusammenfügen. Sie stören deren Kristallisation, nicht aber ihre Synthese, wie zuerst Haigler et al. (1980) bei der Bildung der Bakterienzellulose von *Acetobacter xylinum* gezeigt haben. Die Synthese und die Kristallisation der fibrillären Polysaccharide sind also zwei Prozesse, die nacheinander und nicht gleichzeitig ablaufen. Das gilt auch für die Bildung von eukaryotischer Zellulose (Schnepf et al., 1982) und von Chitin (Herth, 1980; Mulisch et al., 1982), allerdings vielleicht nur für die Entstehung der Mikrofibrillen. Es ist nicht auszuschließen, dass die Polysaccharidketten, welche gemeinsam in einem einzigen Synthasekomplex in der Plasmamembran entstehen, schon bei ihren Austritt aus der Plasmamembran kristallartig assoziiert sind.

Die coccale Grünalge *Golenkinia radiata* (synonym mit *Acanthosphaera zachariasi*) hat lange, flexible Stacheln aus Zellulose, die radial von der Zelle abstehen (Abb. 15). Wenn die Stachelzellulose in Gegenwart von Calcofluor White oder Congorot synthetisiert wird, entstehen keine Stacheln aus Zellulose-Fibrillen, sondern Kissen aus feinsten Glucanbündeln (Abb. 16 und 17) (Schnepf et al., 1982).

Eine Störung der Fibrillenbildung durch optische Aufheller oder Congorot kann weitgehende, unerwartete Folgen haben. So wird dadurch die Zellteilung bei Hefen (Kopecka und Gabriel, 1992) und bei dem Nanoflagellaten *Cryothecomonas longipes* (Schnepf und Gold, 2000) gehemmt.

Danksagung

Ich danke Dr. M. Elbrächter für Literaturhinweise.

Literaturhinweise

Fritz, L., Triemer, R. E.: A rapid simple technique using Calcofluor White M2R for the study of dinoflagellate thecal plates. J. Phycol. *21*, 662–664 (1985).

Haigler, C. H., Brown, R. M. Jr., Benziman, M.: Calcofluor White ST alters the in vivo assembly of cellulose microfibrils. Science *210*, 903–906 (1980).

Herth, W.: Calcofluor White and Congo Red inhibit chitin microfibril assembly of *Poterioochromonas*: evidence for a gap between polymerization and microfibril formation. J. Cell Biol. *87*, 442–450 (1980).

Kopecka, M., Gabriel, M.: The influence of Congo Red on the cell wall and (1-3)-ß-D-glucan microfibril biogenesis in *Saccharomyces cerevisiae*. Arch. Microbiol. *158*, 115–126 (1992).

Mulisch, M., Herth, W., Zugenmaier, P., Hausmann, K.: Chitin fibrils in the lorica of the ciliate *Eufolliculina uhligi*: ultrastructure, extracellular assembly and experimental inhibition. Biol. Cell *49*, 169–178 (1983).

Schnepf, E.: Zur Feinstruktur der schleimsezernierenden Drüsenhaare auf der Ochrea von *Rumex* und *Rheum*. Planta *79*, 22–24 (1968).

Schnepf, E.: Sekretion und Exkretion bei Pflanzen. Protoplasmatologia *8*. Springer Verlag, Wien 1969.

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

Schnepf, E., Deichgräber, E., Herth, W.: Development of cell wall appendages in *Acanthosphaera zachariasi* (Chlorococcales): kinetics, site of cellulose synthesis and of microfibril assembly, and barb formation. Protoplasma *110*, 203–214 (1982).

Schnepf, E., Gold, S.: The optical brightener Calcofluor White disorders thecal architecture and inhibits cell division of *Cryothecomonas longipes* Schnepf et Kühn, a marine nanoflagellate incertae sedis. Protoplasma *210*, 133–137 (2000).

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

Gesundheit ist ein Menschenrecht

Deshalb hilft ÄRZTE OHNE GRENZEN in mehr als 80 Ländern Menschen in Not – ungeachtet ihrer Hautfarbe, Religion oder politischen Überzeugung.

Helfen Sie mit!

MEDECINS SANS FRONTIERES
ÄRZTE OHNE GRENZEN e.V.

Bitte schicken Sie mir unverbindlich

☐ allgemeine Informationen über ÄRZTE OHNE GRENZEN
☐ Informationen für einen Projekteinsatz
☐ Informationen zur Fördermitgliedschaft
☐ die Broschüre „Ein Vermächtnis für das Leben"

1110 43 03

Name

Anschrift

E-mail

ÄRZTE OHNE GRENZEN e.V.
Am Köllnischen Park 1 • 10179 Berlin
www.aerzte-ohne-grenzen.de

Spendenkonto 97 0 97
Sparkasse Bonn • BLZ 380 500 00

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

Künstliche Seide der Araneus diadematus (Gartenkreuzspinne)

Joachim Eiding

Wissenschaftlern von der Technischen Universität München um den Biochemiker Thomas Scheibel ist es gelungen, in Zusammenarbeit mit Forschern der Universität von Jerusalem ein faszinierendes Naturprodukt gentechnisch zu erzeugen: Der elastische, stabile Seidenfaden der Spinne, dem die Wissenschaftler seit Jahren auf der Spur sind, kann nun auch unter hoher Ausbeute im Labor mit rekombinanten Proteinen synthetisiert werden.

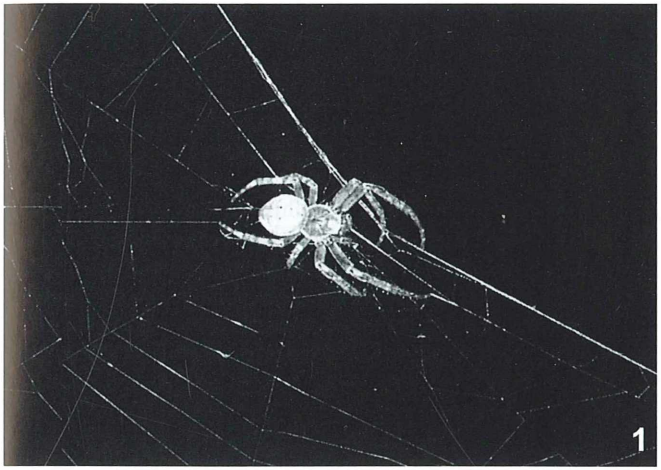
Naturprodukte sind zumeist widerstandsfähiger als ihre Imitationen. So ist die Spinnenseide eines der beständigsten Materialien überhaupt. Dünner als menschliches Haar halten Spinnenfäden extrem hohen Belastungen stand. Lange galt es als Rätsel, auf welche Weise diese hauchdünnen Fasern entstehen. Erst 2001 wurde der Vorhang gelüftet. So genannte Seidenproteine, lange Eiweißketten, geben dem Faden Kraft und Form. Verlässt die Faser nämlich den Leib der Spinne, verbinden sich die kristallinen Proteine zur Fadenstruktur. Auf diese Weise kann das Tier je nach Bedarf Seidenfasern unterschiedlicher Länge und Festigkeit aufbauen. Von den über 30.000 Spinnenarten, die es auf der Welt gibt, hat jede ihr eigenes Rezept für ihre Fäden. Meist erzeugen sie sogar mehrere Arten von Netzen, je nachdem, welche Funktion gefragt ist.

Die spezielle molekulare Anordnung der Eiweiße im Faden macht ihn dehnbar, sehr belastbar und enorm zugfest. Dennoch ist das Material viel elastischer als beispielsweise Kevlar. Spinnenseide zeigt uns noch weitere Vorteile: Sie ist leicht und wasserfest, kann aber trotzdem wie Wolle viel Wasser aufnehmen. Außerdem ist sie biologisch abbaubar. Nur mit Hilfe dieses Materials, welches stärker als Stahl und elastischer als Gummi ist, kann das Spinnennetz zum Beispiel die Wucht abfangen, mit der ein Käfer aus vollem Flug in die Fäden donnert. Somit eignet sich Spinnenseide hervorragend auch für den Menschen. Kleidung, künstliche Sehnen und sogar Fallschirme lassen sich daraus herstellen. Daher fragen wir uns seit langem, wie wir diese Stoffe großtechnisch produzieren können. Denn die Spinnen erwiesen sich für die industrielle Produktion der Seide als untauglich. Erstens sind diese Tiere extrem aggressiv und neigen zum Kannibalismus, fressen sich also gegenseitig auf. Zum anderen zeigt die Erfahrung, dass sie in Gefangenschaft zu wenig von diesem kostbaren Material erzeugen.

Viele Versuche, den wertvollen Stoff großtechnisch herzustellen, scheiterten bislang. Das kanadische Unternehmen Nexia Biotechnologies versuchte sogar, die begehrten Fäden aus genetisch veränderten Ziegen zu generieren. Da die Euterzellen dieser Tiere den Drüsenzellen der Spinnen ähneln, haben die Forscher das Erbgut der Spinnen in die Eizellen der Wirbeltiere eingeschleust. Die Milch dieser Ziegen enthielt sodann spezifische Eiweiße – die Grundbausteine für die Spinnenseide. Aber der Ertrag rechnet sich bis heute nicht.

Die DNA der Gartenkreuzspinne

Nun hat es eine Münchner Forschergruppe um Thomas Scheibel geschafft, diese Fäden im Labor mit Erfolg versprechender Ausbeute zu erzeugen (Huemmerich et al., 2004). Aus dem Erbgut der Gartenkreuzspinne *Araneus diadematus* (Abb. 1 und 2) isolierten die Wissenschaftler zunächst bestimmte DNA-Fragmente, die in Zellen die Synthese der speziellen Proteine ADF-3 und ADF-4 bewirken. Beide Biomoleküle gelten bei dieser Spinnenart als wichtige Bausteine für die Bildung der Fäden. Anschließend überführten die Münchner Biochemiker diese präparierten Gene in ein spezielles Virus, den so genannten Baculovirus. Dieses ist



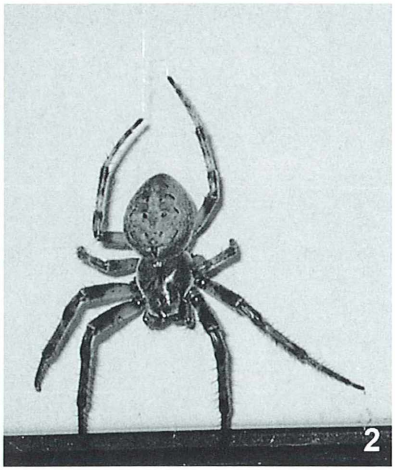


Abb. 1 und 2: Die Gartenkreuzspinne *Araneus diadematus* im Netz sitzend (Abb. 1) beziehungsweise an einem Spinnenfaden hängend (Abb. 2).

in der Lage, Insektenzellen zu befallen. In einer Petrischale stellten sie daher Zellen einer spezifischen Raupe – der Heerraupe – bereit und impften diese mit den Viren. Da sich Insekten und Spinnen genetisch sehr stark ähneln, verlief dieser Einbau der Spinnen-DNA in die Raupenzellen ohne Komplikationen. Die an sich fremde Erbinformation konnte von den Insektenorganismen gut gelesen werden.

Scheibel und seine Kollegen staunten nicht schlecht: Nach ein bis zwei Tagen begannen die Zellen, die Spinnfadenproteine zu bilden. Dann, fast wie von selbst, zeigten sich die ersten feinen, kurzen Fäden. Doch anders als bei der Spinne verhielten sich die zwei Proteine ADF-3 und ADF-4, obwohl ähnlich groß und von vergleichbarer Form, im Experiment völlig unterschiedlich. Wie die Immunofluoreszenz – eine Methode, die mit markierten Antikörpern arbeitet – zeigte, lagerte sich nur ADF-4 spontan zusammen und bildete stabile Fasern (Abb. 3). Das andere Protein konnte in den Fäden nicht nachgewiesen werden.

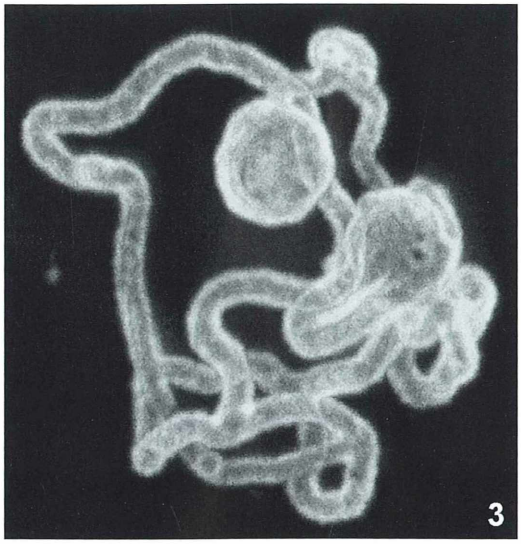
Die genaue Rolle von ADF-3 beim Prozess müsse, so der Chemiker Thomas Scheibel, noch erforscht werden. Möglicherweise bewirkt der eher hydrophile Charakter von ADF-3, dass diese Moleküle eher in der wässrigen Lösung verbleiben, während das vorwiegend hydrophobe Protein ADF-4 mit anderen Eiweißmolekülen reagiert und ein Aggregat bildet.

Allerdings erwies sich dieser Prozess als schlecht kontrollierbar, da das Wachstum nicht gesteuert werden konnte. Denn wie das Rasterelektronenmikroskop (SEM), die Atomic Force Microscopy (AFM) – eine Methode, bei der ein Laserstrahl die Oberfläche eines sehr kleinen Körpers abtastet – und das Reibungsprofilbild zeigten, war der Faden nur zwischen 0,1 bis 0,5 Millimeter lang (Abb. 5 und 6). Dann brach das Wachstum der Mikrofaser ab. Diese charakteristische Länge entspricht genau der Größe dieser Faden produzierenden Zellen, welche platzen, wenn der Faden zu groß wird. Grund genug, dachten die Münchner Forscher, sich eine bessere Methode zu überlegen. Daher entwickelten sie einen zweiten Weg, Spinnenfäden zu synthetisieren.

Bakterien als Ursuppe

Diesmal lieferten Bakterien das Rohmaterial, eine Art Ursuppe mit spezifischen Proteinen. Zunächst erscheint es am einfachsten, die charakteristischen Spinnengene einfach in das Bakterium *Escherichia coli* einzubauen. Doch jahrelange Erfahrung hat uns gezeigt, dass es zwar gelingt, die Gene des Krabbeltieres in das Bakterium zu überführen, diese allerdings bei der Produktion von Proteinen schlichtweg ignoriert werden. Der Grund: *E. coli* hat einen anderen Triplett-Code beim Lesen der Geninformation als die Spinnen. Daher haben die Chemiker das Seidenprotein ADF-4 mit Hilfe eines DNA-Synthesizers – einer Art Synthese-Maschine für

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



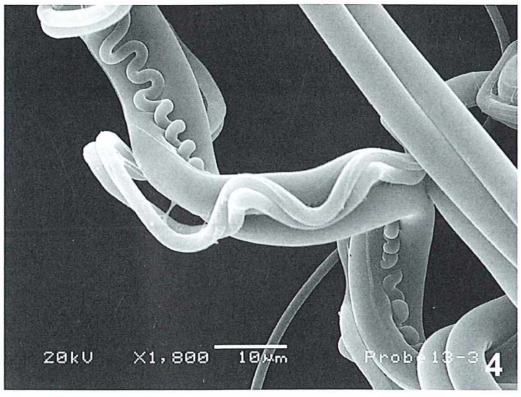


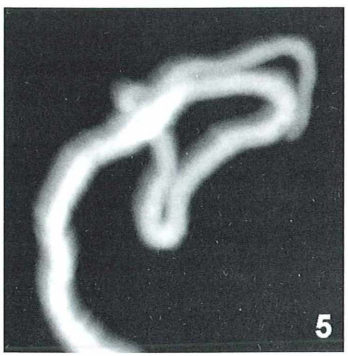
Abb. 3: ADF-4-Seide aus Insekten, Fluoreszenzmikroskopie. – Abb. 4: Natürliche Spinnenseide der Gartenkreuzspinne im Rasterelektronenmikroskop.

Erbgut – in ein Gen zurückübersetzt, das dem Code der Bakterien entspricht und daher von ihnen gelesen werden kann. Anschließend generierten die Chemiker mit dieser Genmaschine dieses neue Stück Erbinformation, vervielfältigten es mit einer speziellen nahtlosen Klonierungsmethode und setzten es in *E. coli* ein.

Dieser mühevolle Umweg war mit Erfolg gekrönt. Auf diese Weise entstanden Proteine, die den anderen aus der Spinne ähnlich sind. Der Eiweißbrei wurde nun in einer Petrischale mit einer chemischen Starthilfe versetzt – einem mittlerweile patentierten Substanzgemisch aus organischen und anorganischen Stoffen. Wiederum versetzt uns die Situation in Erstaunen. In der Suppe bildete sich nach kurzer Zeit eine Art Klumpen, aus dem bereits ein Faden gezogen werden konnte. Die Ausbeute hängt nur von der Menge der eingesetzten Bakterienkultur ab. So benötigen die Wissenschaftler für ein Kilogramm Seide etwa 1000 Liter Kultur, was wohl kein ernstzunehmendes Problem darstellt.

Das Schöne an dieser zweiten Methode ist, dass wir je nach der Menge der eingesetzten Bakterien eine kalkulierbare Ausbeute bekommen, beschreibt Thomas Scheibel die Situation. Außerdem sei die Länge des Fadens, so der Biochemiker, nun nahezu unbegrenzt. Weiterhin ermöglicht dieses Bakterienwirtsystem den TU-Wissenschaftlern, Gene und damit auch Proteine gezielt zu verändern, sie maßzuschneidern, um Fäden mit definierten Eigenschaften zu generieren. So können in einem Klonierungssystem Bruchstücke von Seidengenen nahezu beliebig zusammengesetzt werden.

Auf diese Art entstehen Eiweiße, die ein Material erzeugen, das sich von den natürlichen



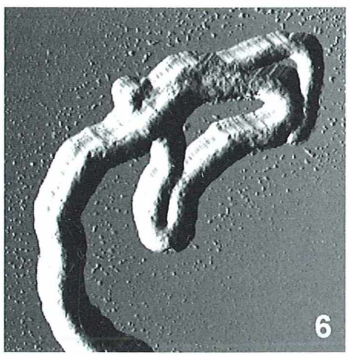


Abb. 5 und 6: Kurze Fäden der künstlich hergestellten Spinnenseide dargestellt mit Atomkraft-Mikroskopie (AFM; Abb. 5) und im Reibungsprofilbild (deflection image; Abb. 6).

Spinnengenen ableitet. Wenn beispielsweise andere Chemikalien zugesetzt werden, können außer den ungefähr einen Mikrometer dünnen Spinnenfäden auch Fasern von der Größe eines Nanometers oder Mini-Kugeln gewonnen werden. Scheibel glaubt, solche Fasern stellen eine biologisch abbaubare Alternative zu Nanoröhrchen dar, die ausschließlich aus Kohlenstoff bestehen: *Die Fäden sind damit gegen hohe Temperaturen resistent, nur nicht gegen Mikroorganismen. Aber die gibt es zum Glück im Rechner nicht.*

Der Chemiker Stefan Schulz von der Technischen Universität Braunschweig bestätigt: *Man sollte aufpassen, dass die Situation nicht zu euphorisch betrachtet wird und auf dem Boden der Tatsachen bleibt. Aber grundsätzlich ist eine Anwendung der Spinnenfäden in der Nanotechnologie aufgrund ihrer besonderen mechanischen Eigenschafen durchaus denkbar.*

Spinnenseide als Patent

Vorsorglich haben die Erfinder beide Verfahren als Patent angemeldet. Dabei unterstützen sie das Erfinderbüro der Technischen Universität München und die Hochschulpatentinitiative Bayern. Eine besondere Ehre wurde Thomas Scheibel zuteil. Für seine wissenschaftlichen Leistungen wurde er im September 2004 gar mit dem ersten Rang des Junior Scientist Awards der Werkstoffwoche 2004 ausgezeichnet. Es scheint, als ließe das neue Produktionssystem große Erfolge erwarten. Mehrere Industrieunternehmen haben mittlerweile Interesse an den Seidenfäden der TU München angemeldet.

Danksagung

Hiermit bedanke ich mich bei Herrn Dr. Scheibel für die Bereitstellung des Materials und vor allem der schönen Aufnahmen.

Literaturhinweis

Huemmerich, D., Scheibel, T., Vollrath, F., Cohen, S., Gat, U., Ittah, Sh.: Novel assembly properties of recombinant spider dragline silk proteins. Current Biology *14*, 2070–2074 (2004).

Verfasser: Dr. Joachim Eiding, Redaktionsbüro Hirschbergstraße 24, D-80634 München,
Tel.: 0 89/1 67 91 42, e-mail: joachim-eiding@gmx.de



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

Mikro-Ufo

Unbekannte Spezies „Stein"-Pilz

Wieder einmal wurde ein Mikro-Ufo entschlüsselt. Herr Ernst-August Schlichting stellte in Heft 6/2004 des MIKROKOSMOS unter dem Stichwort *„Stein"-Pilz* ein Mikro-Ufo vor. Er bat um Mithilfe bei der Aufklärung des Phänomens an einem Stein, den er in der Nähe des Bodensees fand. Nun schickte er uns diese Nachricht:
Wieder einmal war es der Zufall, der mir die Lösung des Problems brachte. Über einen hiesigen Bekannten wurde ich an einen Experten in der Schweiz verwiesen (Bruno Erb, Erlinsbach), der die beobachteten Lebensformen exakt zuordnen konnte. Danach handelt es sich um die Initialphase der Gesteinsflechte *Pertusaria*, die parasymbiontisch mit *Dactylospora* durchwachsen ist, einem imperfekten, zu den Hyphomyceten zählenden Pilz. Die Sporen sind 2.5–35 × 10–15 µm groß, oliv- bis dunkelbraun, mehrzellig sowie quer- oder schwach mauerförmig septiert, wie die Abbildungen 1 und 2 zeigen.

In folgenden Büchern ist mehr darüber nachzulesen:

Kendrick, W., Carmichael, J. W.: The Fungi. Seite 422 und 471, Ainsworth, 1873.
Wirth, V.: Die Flechten Baden-Württembergs. Teil 1, Seite 369 (Dactylospora) und Teil 2, Seite 693 (Pertusaria), Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1995.

Redaktion MIKROKOSMOS

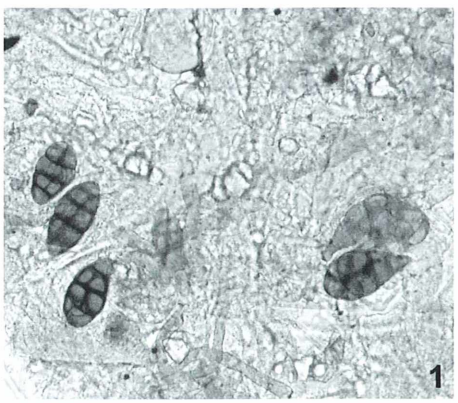
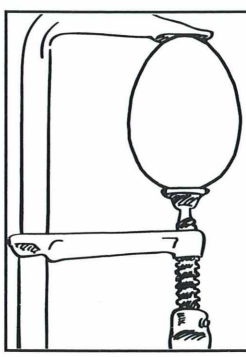


Abb. 1 und 2: Gesteinsflechte *Pertusaria*, die parasymbiontisch mit dem imperfekten Pilz *Dactylospora* durchwachsen ist. Vergr. 380fach.



Eingespannt?

Stress und Hektik sind häufig Ursachen von Spannungskopfschmerzen.
Befreien Sie Ihren Kopf und informieren Sie sich!

Die Broschüre "Kopfschmerzen-Anleitung zur Selbsthilfe" erhalten Sie bei Einsendung eines mit 0,77 € frankierten Rückumschlages (DIN A5) kostenlos bei

DEUTSCHES GRÜNES KREUZ e. V.
Stichwort: Kopfschmerz

Postfach 1207
35002 Marburg

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

Kombinierte Schnitttechniken zum mikroskopischen Studium des Wachstums magmatischer Kristalle

Robert Sturm

Wie bereits in einem früheren Beitrag dargestellt werden konnte, erlaubt das Studium des Wachstums magmatischer Kristalle dem Geowissenschaftler eine zum Teil detaillierte Rekonstruktion lange vergangener geologischer Ereignisse. Dazu ist es jedoch notwendig, ausgewählte Kristalle nach einem speziellen Schnittverfahren zu präparieren, um ihren für solcherlei Studien erforderlichen Internbau freizulegen. Wurde bereits früher ein technisches Verfahren vorgestellt, welches die Kristalle entlang ihrer Längsachse teilt, so soll im vorliegenden Beitrag eine Erweiterung dieser Methode diskutiert werden, bei welcher noch ein zusätzlicher Schnitt senkrecht zur Längsachse erfolgt und dadurch detailliertere Wachstumsinformation erhalten werden kann. Als Anwendungsbeispiel der Technik dient akzessorischer Zirkon, der meist eine Kombination von internen Phänomenen wie Zonierung, Korrosion und Rekristallisation zeigt.

Das Wachstum magmatischer Kristalle wird von zahlreichen externen Faktoren wie Magmenchemie, Temperatur und Gehalt an leichtflüchtigen Komponenten (H_2O, CO_2) gesteuert. Aber auch kristallinterne Faktoren wie beispielsweise Einschlussphasen tragen maßgeblich zur späteren Form der magmatischen Minerale bei. Sehr ausführlich konnte das durch die im Magma herrschenden Bedingungen gesteuerte Kristallwachstum in den letzten Jahrzehnten für das akzessorische Mineral Zirkon herausgearbeitet werden, welches in seiner Morphologie empfindlich auf eventuelle physikalisch-chemische Veränderungen der unmittelbar umgebenden Schmelze reagiert. Grundlegende Studien zu dieser Thematik gehen auf Pupin (1980) zurück, der die Zirkonmorphologie nach den drei in der Natur vorkommenden Pyramidenformen {101}, {211} und seltener {311} und den beiden Prismenformen {100} und {110} in dem nach ihm benannten Schema klassifizierte, wobei die äußere Kristallform als Ergebnis der Kombination dieser Pyramiden und Prismen beschrieben wurde. Nach Meinung des Autors würde die Art und Weise dieser Kombination einerseits durch den Gehalt an alkalischen Elementen und Aluminium im Magma sowie durch die Temperatur der Schmelze bestimmt. Obwohl zu dieser ursprünglichen Theorie bis heute zahlreiche weitere Hypothesen hinzugefügt worden sind, gilt sie in ihrer Kernidee als bestätigt.

Wie bereits in einem früheren Beitrag gezeigt werden konnte, sind Pyramiden- und Prismenwachstum im Laufe des Kristallisationsprozesses von Zirkon mitunter zahlreichen Veränderungen ausgesetzt, die durch Schwankungen der unmittelbaren Magmenchemie hervorgerufen werden (Sturm, 2004). Anhand der Herstellung von Kristalllängsschnitten konnte unter anderem demonstriert werden, wie durch unterschiedliche Geschwindigkeit von Prismen- und Pyramidenwachstum auch ein bezüglich des Habitus breites Spektrum von kurzen gedrungenen Körnern hin zu stark elongierten Kristallen entstehen kann. Kristalllängsschnitte geben ideale Auskunft über das Wachstum einzelner Pyramidenflächen, da diese im Schnittbild zum Teil direkt sichtbar werden. Etwas problematischer gestaltet sich hingegen die Analyse des Prismenwachstums, welches aufgrund des für Zirkon meist typischen achteckigen Querschnitts nicht zur Gänze diagnostizierbar ist. Abhilfe kann hier lediglich durch eine Änderung der Schnittorientierung – nämlich quer zur Längsachse – geleistet werden, da nur so direkter Einblick in das Wachstum der Formen {100} und {110} gewährt wird. Der vorliegende

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

Beitrag hat die Beschreibung einer Präparationstechnik zum Inhalt, welche beide Kristallschnitte in einer logischen Abfolge miteinander verbindet und somit bestmögliche Wachstumsstudien an einem Kristall ermöglicht. Die Ergebnisse der Methodik sollen exemplarisch an Zirkonkristallen aus drei verschiedenen Granitoiden (Perlgneis, Schärdinger Granit, Grobkorngneis) des westlichen Mühlviertels und Sauwaldes in Österreich demonstriert werden.

Kurze Darstellung der Präparationsmethode

Die einzelnen Schritte der zur vollständigen Kristallwachstumsanalyse erforderlichen Präparationstechnik sind in Abbildung 1 zusammengefasst und dokumentiert. Die Aufbringung einzelner Kristalle auf einen Glasobjektträger von 4×2 cm Größe erfolgt dabei unter dem Stereomikroskop mit Hilfe einer entweder elektrostatisch geladenen oder in Harz getränkten Präpariernadel. Die einzelnen Körner sind mit ihren kristallographischen c-Achsen parallel zueinander bzw. senkrecht zu einer in den Objektträger eingeritzten Linie zu orientieren und mit Harz (in der Regel Epoxid) zu fixieren. Nach Bedeckung der Kristalle mit dem Harz und Erhärtung desselben beginnt man das Harz vorsichtig durch entsprechende Schleif- und Polierarbeit abzutragen, wobei nach Antreffen der Mineralphasen die Größe des Schleifkorns zu reduzieren ist, um ein Herausbrechen ganzer Kristalle oder einzelner Kristallfragmente möglichst zu verhindern. Nachdem die Mineralkörner exakt in der Mitte geschnitten sind, was durch ständige Kontrolle unter dem Stereomikroskop nachzuprüfen ist, erfolgt eine Politur mit feinsten Diamantpasten (1 µm bzw. 0,25 µm) und die Untersuchung an der Elektronenstrahlmikrosonde (Sturm, 2004).

Im zweiten, nun neu hinzutretenden Arbeitsgang werden die untersuchten Objekte wieder mit einer Harzschicht bedeckt, um so ihre optimale Weiterverarbeitung gewährleisten zu können. Nach Aushärtung des Epoxidklebers erfolgt wiederum eine Schleifprozedur, diesmal jedoch parallel zu den Längsachsen der Kristallhälften. Der Vorgang wird so lange fortgeführt, bis die Kristallhälften etwa in der Mitte geschnitten sind. Auch hier gilt wieder, dass nach dem Antreffen der Mineralkörner zur Vermeidung von Schäden feineres Schleifkorn zu verwenden ist. Der auf diese Weise halbierte Objektträger wird in der in Abbildung 1/Schritt 5 dargestellten Art und Weise auf einen zweiten Objektträger aufgeklebt, wobei genügend Kleber verwendet werden sollte, um ein eventuelles Abbrechen während des nachfolgenden Schleifprozesses bestmöglich zu vermeiden. Im letzten Schritt wird der aufgeklebte Objektträger von seiner freien Seite her abgetragen. Der Vorgang wird so lange fortgesetzt, bis die verbliebenen Kristallschnitte eine Restdicke von circa 30 µm aufweisen. Nach Politur der Schnittflächen mit Diamantpasten erfolgt wiederum die Bilddokumentation an der Elektronenstrahlmikrosonde.

Kristallwachstum eines Zirkonkorns

Zum besseren Verständnis des Kristallwachstums, wie es nachfolgend am Beispiel der Zirkone aus drei unterschiedlichen Granitoiden dokumentiert werden soll, ist in Abbildung 2 das Ergebnis der Präparationstechnik exemplarisch an einem Zirkonkorn dargestellt. Wie der Abbildung entnommen werden kann, setzt sich der Kristall aus den vier Formen {101}, {211}, {100} und {110} zusammen, welche mit Fortdauer des Wachstums ihre Proportionen zueinander sukzessive verändern. So nehmen sowohl die steile Pyramide zugunsten der flachen Pyramide als auch das Prisma {110} zugunsten von {100} stetig an Größe zu (Sturm, 2004). Neben dieser Formveränderung zeigt der Kristall noch weitere Merkmale, wie sie sehr häufig bei Zirkonen aus vermehrt sauren, anatektisch überprägten Tiefengesteinen auftreten. Besonders augenscheinlich ist dabei ein Kernbereich (K), der an seinen Rändern Anzeichen von Kristallkorrosion (Ko) aufweist, die für seine länglich-ovale Form verantwortlich zeichnen. Umgeben wird der Kernbereich von einer hellen Wachstumszone (HWZ), die in vielerlei Hinsicht bemerkenswert erscheint. So tritt in dieser Zone ein beschleunigtes Wachstum sowohl der flachen Pyramide als auch des Prismas {100} auf, welches für die spätere Formgebung – wie oben bereits dargestellt wurde – von entscheidender Bedeutung ist. Die Interaktion zwischen Prismen- und Pyramidenwachstum wirkt sich auch auf den Kristallhabitus aus und bewirkt eine sicherlich auch durch den Kernbereich bereits vordeterminierte Längsstreckung des Korns. An die helle Wachstumszone schließt am Kristall-

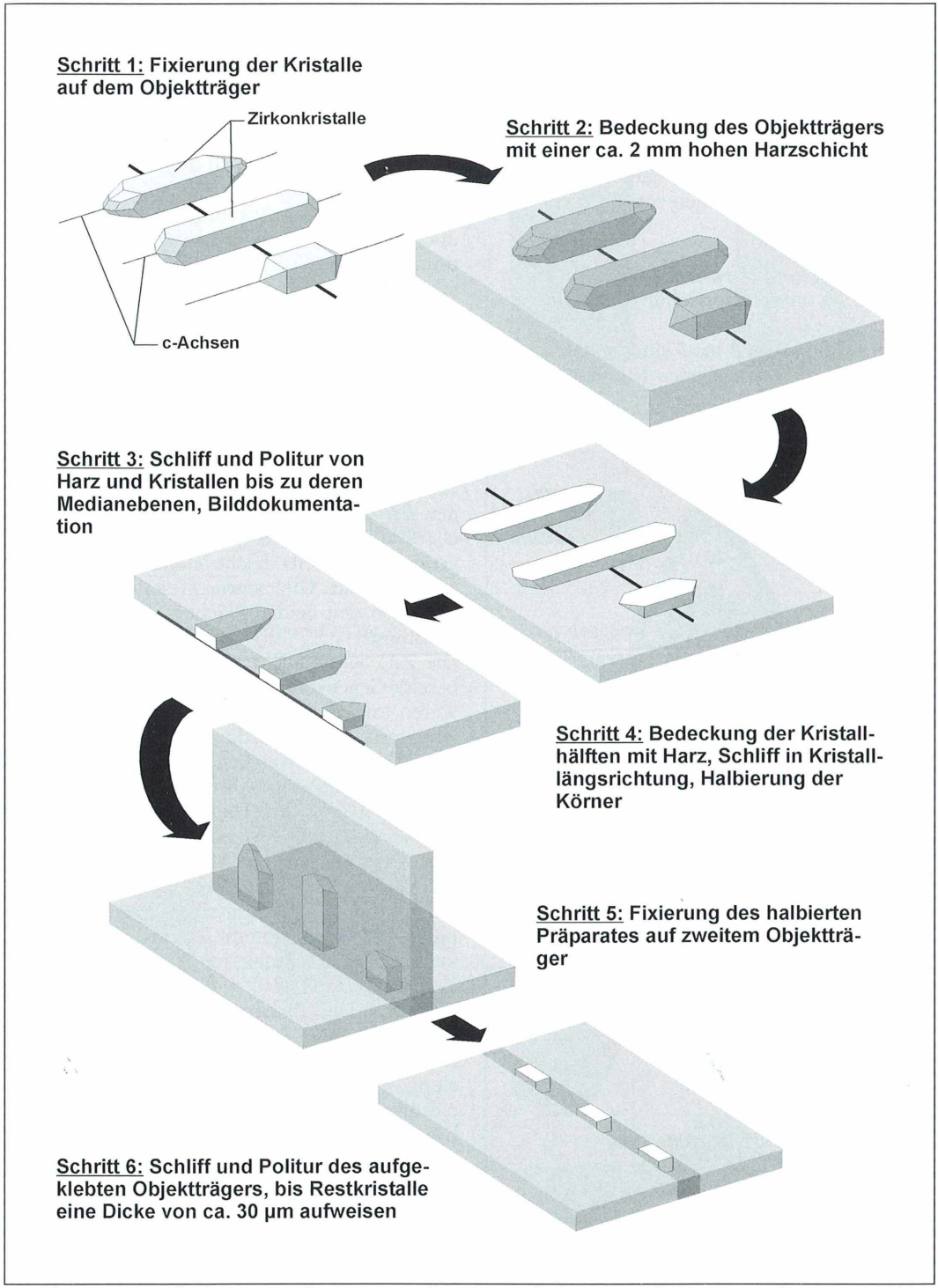


Abb. 1: Wesentliche Schritte der hier vorgestellten Kristallpräparationstechnik.

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

rand eine dunkle Zone (DWZ) an, in der das Wachstum einen etwas abgeänderten Verlauf nimmt. Das Prismenwachstum, welches zuvor noch dominant war, erfährt eine deutliche Verlangsamung, während das Wachstum der flachen Pyramide ungehindert weiterläuft und in der oberen Kristallhälfte sogar beinahe zum vollständigen Verschwinden von {101} führt.

Anwendung der Präparationstechnik auf Zirkone unterschiedlicher Provenienz

In den Abbildungen 3 bis 5 sind weitere Ergebnisse der oben beschriebenen Methodik dargestellt, wobei die Zirkonkristalle der Abbildung 3 aus dem Schärdinger Granit (Sauwald), jener der Abbildung 4 aus dem Perlgneis (Mühlviertel; Sturm, 2004) und jene der Abbildung 5 aus dem Grobkorngneis (ebenfalls Mühlviertel) stammen. Die Kristalle der beiden ersten Gesteine ähneln sich zwar in ihrer äußeren Form, was auf Ähnlichkeiten des Chemismus der Muttergesteine zurückzuführen ist, zeigen jedoch bezüglich ihres Internbaues und Wachstumsverhaltens zum Teil signifikante Unterschiede. Die Zirkone des Schärdinger Granits sind durch eine sehr feine Wachstumszonierung gekennzeichnet, welche sich nur in Ausnahmefällen um einen größeren Kernbereich herum anlegt (Abb. 3). Das weitgehende Fehlen von Korrosionsspuren deutet vermehrt auf ein einphasiges Wachstum, das heißt auf einen Kristallisationsprozess, der durch keine Unterbrechungen geprägt war, hin. Prismen und Pyramiden zeigen über weite Strecken annähernd gleiche Wachstumsraten, was die Ausbildung teils gedrungener, teils leicht elongierter Kristalle zur Folge hat. Die externe Gestalt der Zirkone wird von den beiden Flächen {110} und {211} bestimmt.

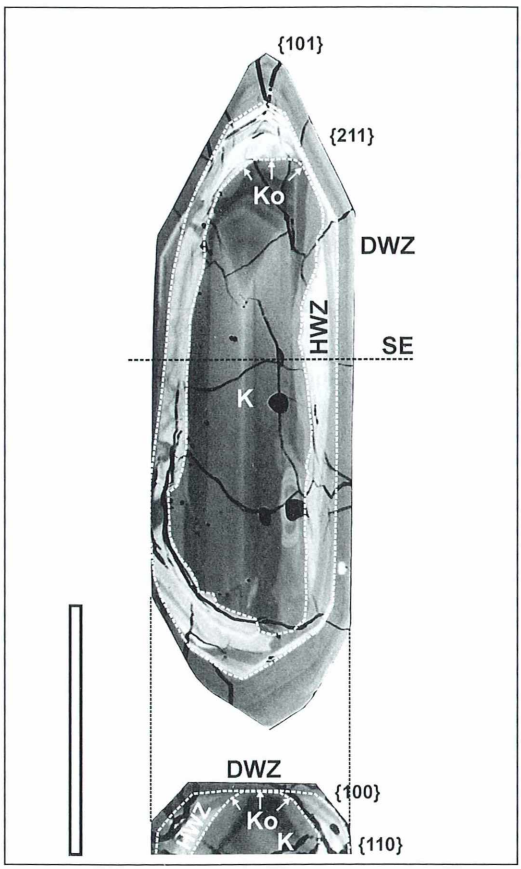


Abb. 2: Zirkonkristall (Perlgneis), welcher nach dem Längs- und Querschnittverfahren präpariert wurde (Balken 50 µm). K Kernbereich, Ko Korrosionszone, HWZ Helle Wachstumszone, DWZ Dunkle Wachstumszone, SE Schnittebene.

Die Zirkonkristalle aus dem Perlgneis, welche bereits Gegenstand einer früheren Publikation waren (Sturm, 2004), zeigen im Gegensatz zu jenen aus dem Schärdinger Granit eine meist sehr deutliche Zweigliederung in Kernbereich und Überwachsung (Abb. 2, 4), also ein zweiphasiges Wachstum. Um eine Korrosionszone herum legt sich in zahlreichen Fällen ein Zonarbau mit jenen in Abbildung 2 dargestellten Merkmalen. Sofern helle Wachstumszonen mit erhöhten Wachstumsraten von {100} und {101} auftreten, kommt es zur Bildung von meist deutlich elongierten Kristallen mit der externen Form {110} + {211} (Abb. 4A). Bezieht man jene Zirkone mit kleinerem Kernbereich in die Betrachtung mit ein, reicht der Kristallhabitus von gedrungenen hin zu deutlich elongierten Körner mit Längen-Breiten-Verhältnis >3:1.

Die Zirkone des Grobkorngneises schließlich weisen deutlich mehr Spuren der Kristallkorrosion auf, während ein regelmäßiger hell-dunkel oszillierender Zonarbau eher seltener zu beobachten ist. Kernbereiche nehmen zumeist einen hohen Volumsanteil des Kristalls ein und sind nur mehr von einer schmalen Überwachsung umgeben. Sowohl Prismen- als auch Pyramidenwachstum laufen zum Teil eher statisch ohne

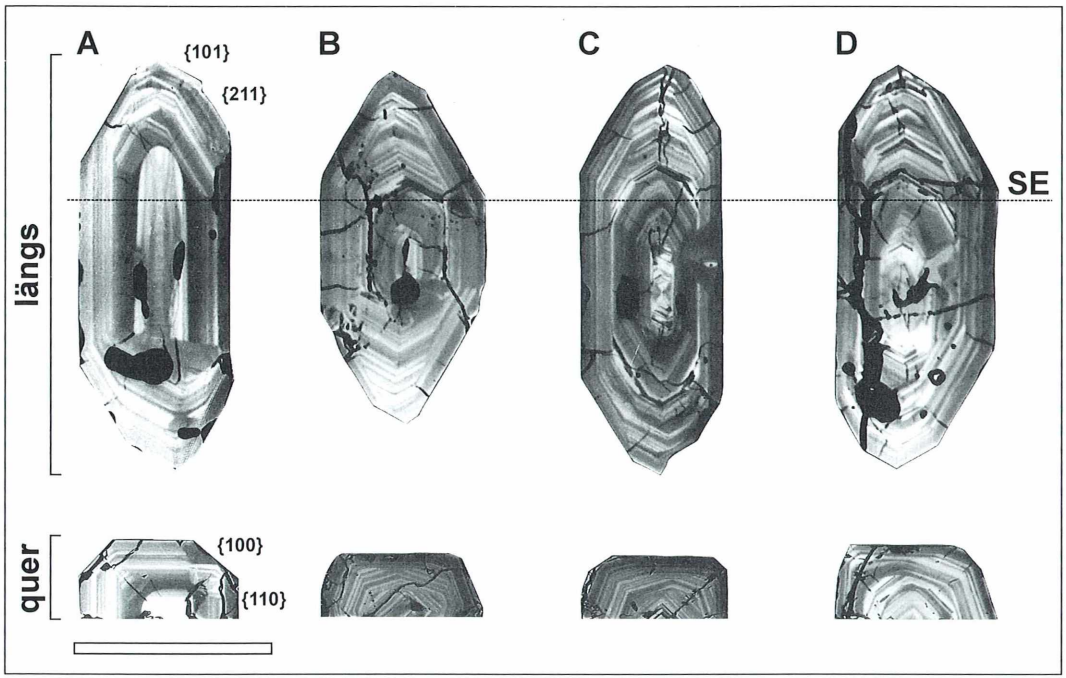


Abb. 3: Demonstration der Präparation an Zirkonkristallen aus dem Schärdinger Granit (Balken 50 µm).

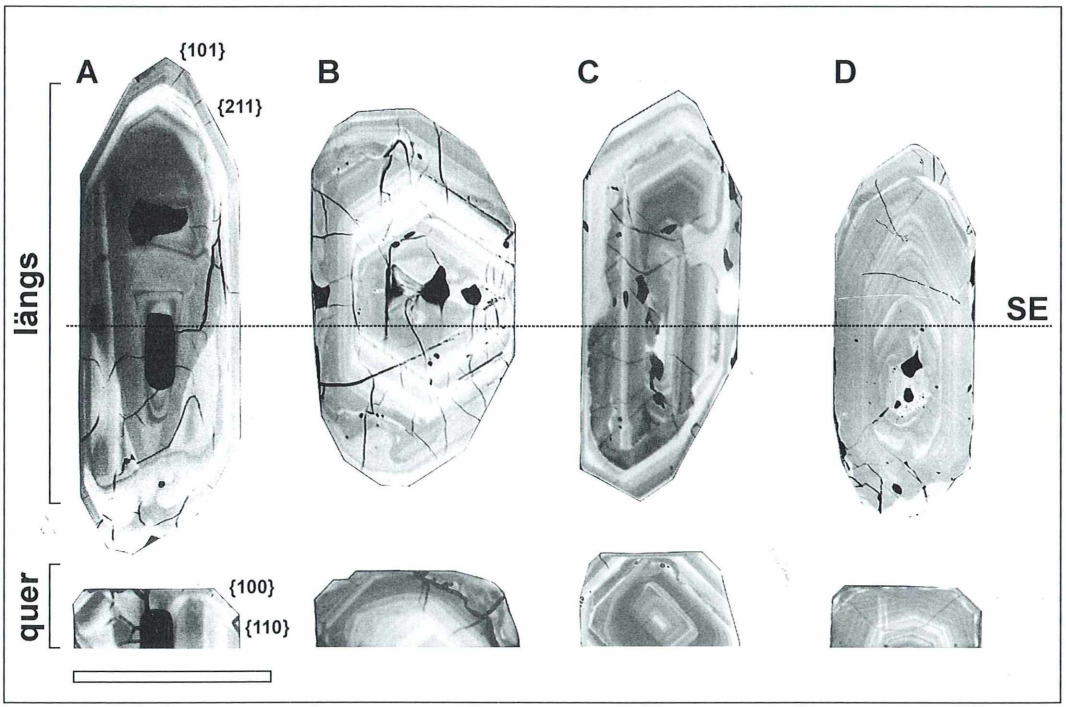


Abb. 4: Präparierte Zirkonkristalle aus dem Perlgneis (Balken 50 µm).

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

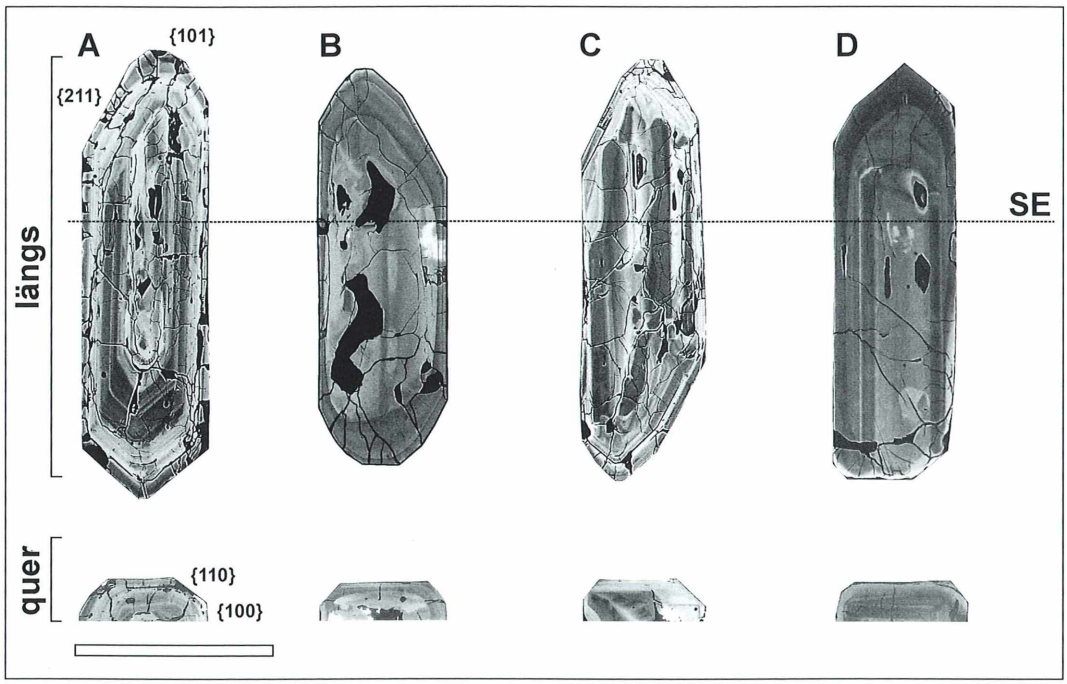
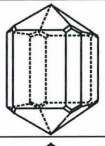
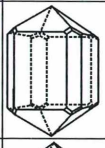
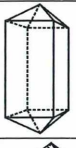
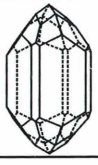
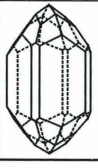
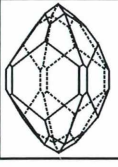


Abb. 5: Anwendung der Präparation auf Zirkone aus dem Grobkorngneis (Balken 50 µm).

	Schärdinger Granit	Perlgneis	Grobkorngneis
Wachstum	ein-/zweiphasig	zweiphasig	zweiphasig
Kernbereich	kaum ausgebildet	deutlich	deutlich
Zonierung	teilweise fein	teilweise fein	kaum ausgebildet
Korrosion	kaum ausgebildet	deutlich	deutlich
Habitus	gedrungen	variabel	eher elongiert
Anfangsform	 {100} + {101}	 {100} + {101}	 {100} + {101}
Endform	 {110} + {211}	 {110} + {211}	 {100} + {211}

Tab. 1: Zusammenfassung der aus den Kristalluntersuchungen gewonnenen Ergebnisse.

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

signifikante Verschiebungen der Proportionen ab, wobei die ursprüngliche Morphologie der Kristalle durch die Formen {100} und {101} bestimmt wird und sukzessive in die externe Morphologie mit den beiden Hauptformen {100} und {211} übergeht. Der Kristallhabitus tendiert hin zu deutlich elongierten Körnern mit Längen-Breiten-Verhältnissen >3:1.

Die oben ausgeführten Ergebnisse werden nochmals in Tabelle 1 kurz zusammengefasst. Abschließend lässt sich feststellen, dass die hier ausgeführte Präparationsmethode ein durchaus gebräuchliches Hilfsmittel zur detaillierten Klärung von Wachstumsprozessen magmatischer Kristalle sowie zur Darstellung von mit der Kristallisation in Verbindung stehenden Phänomenen bietet. Hier soll noch angeführt werden, dass die Methode ursprünglich dazu gedacht war, eine mögliche Verbindung zwischen Kristallchemie und Wachstum einzelner Flächen zu finden, das heißt nach chemischen Faktoren zu suchen, die beispielsweise das Wachstum der {211}-Pyramide gegenüber jenem der {101}-Pyramide verzögern oder umgekehrt. Die Suche nach derartigen Faktoren soll Aufgabe zukünftiger Forschung sein.

Literaturhinweise

Pupin, J. P.: Zircon and granite petrology. Contributions in Mineralogy and Petrology *73*, 207–220 (1980).

Sturm, R.: Mikroskopie des Internbaus magmatischer Kristalle. Mikrokosmos *93*, 324–330 (2004).

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

Buchbesprechungen

Grüntzig, J. W., Mehlhorn, H.: Expeditionen ins Reich der Seuchen. Medizinische Himmelfahrtskommandos der deutschen Kaiser- und Kolonialzeit.
Elsevier GmbH, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2005, 377 Seiten, ca. 290 Abbildungen, gebunden, € 28,00, ISBN 3-8274-1622-1.

Die meisten Krankheitserreger sind heute bekannt und dank des medizinischen Fortschritts auch weitgehend bekämpfbar. Das war nicht immer so. Die Entdeckung von Bakterien und Parasiten als Verursacher vieler Seuchen fiel nicht ohne Grund in die Kolonialzeit. Die hohe Bevölkerungssterblichkeit in den Kolonien führte zu einem Arbeitermangel und Seuchen konnten in das Mutterland eingeschleppt werden. Daher waren eine Klärung der Krankheitsursachen und die Entwicklung von heilenden Behandlungen dringend vonnöten. Die beiden Autoren – der Tropenmediziner Prof. Dr. J. W. Grüntzig und der Parasitologe Prof. Dr. H. Mehlhorn –, die selbst zahlreiche Forschungsexpeditionen in die Tropen durchgeführt haben, würdigen in ihrem Buch die Pioniere dieser Seuchenforschung. Der Titel (*Medizinische Himmelfahrtskommandos…*) beschreibt treffend wie gefährlich und beschwerlich diese Forschungsaufenthalte in den ehemaligen Kolonien waren.

In 18 Kapiteln wird ein lebendiges Bild der Forscher und ihrer Arbeiten gezeichnet. Mit Ausschnitten aus Briefen und Berichten, zahlreichen zeitgenössischen Bildern der Pioniere und den Eingeborenen der bereisten Länder, Beschreibungen der unterdrückenden Kolonialpolitik, der rätselhaften Krankheiten, der Erfolgsschritte in der Forschung und so weiter wird der Leser in die damalige Zeit versetzt.

Er kann gut nachvollziehen, unter welchen Bedingungen Wissenschaftler wie beispielsweise Robert Koch, Alfred Leber oder Stanislaus von Prowazek ihre Entdeckungen und Entwicklungen machten.

Jedes Kapitel schließt mit einer Kurzcharakterisierung der Krankheiten nach heutigem Wissen, inklusive Fotos der Erreger und/oder ihrer Symptome, so dass auch neue Erkenntnisse Eingang in dieses Buch finden.

Dieses wirklich spannend geschriebene Buch sollte man sich nicht entgehen lassen.

Renate Radek, Berlin

Faller, A.: Der Körper des Menschen – Eine Einführung in Bau und Funktion, 14. Auflage.
Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2004, 810 Seiten, 340 Farbabbildungen, Taschenbuch, € 24,95, ISBN 3-13-329714-7.

Das bereits in der 14. Auflage erscheinende, über viele Dekaden bewährte Buch liegt nun aktualisiert und erweitert vor. Moderne Grafiken, Übersichten am Anfang und Zusammenfassungen am Ende eines jeden Kapitels erleichtern das Lernen. Die detaillierten Inhaltsangaben und ein ausführliches Glossar sind dabei sehr hilfreich. Lernende und Lehrende sollten froh über diese Neubearbeitung sein.

Wilhelm Wagner, Essen

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

Mikrokosmos
4/2005 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

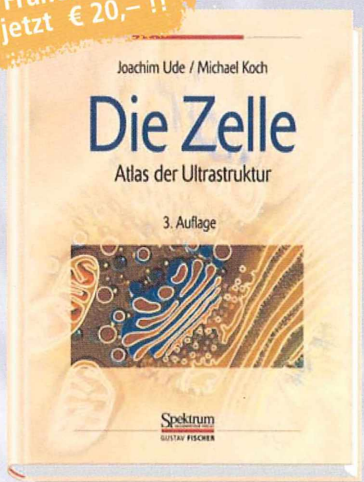
Bildatlas
kturen der Zelle

Bestellen können Sie

- telefonisch: +49 (0) 70 71 93 53 69
- per Fax: +49 (0) 62 21 912 63 38
- per mail: bestellung@elsevier.de

www.elsevier.de

Früher € 36,– jetzt € 20,– !!



3. Aufl. 2002, 328 S., 335 Abb., geb.
Früher € 36,–, jetzt € 20,– / sFr 32,–
ISBN 3-8274-1173-4

Joachim Ude / Michael Koch
Die Zelle

„Es gibt meines Wissens auf dem deutschsprachigen Markt kein Buch, das mit dem vorliegenden Werk verglichen werden könnte. Es handelt sich im wahrsten und besten Sinne des Wortes um ein Bilderbuch. Es werden alle Facetten der Ultrastruktur der Zelle illustriert, wobei vorwiegend Fotos von Ultradünnschnitt-Präparaten zur Wiedergabe der Zellanatomie herangezogen werden. Zahlreiche farbige, didaktisch durchweg klug angelegte 2D- und 3D-Darstellungen verdeutlichen, erläutern und interpretieren die Sachverhalte. […] Dieses Buch gehört in die Hand und – vor allem – in die Augen eines jeden, der an den elektronenmikrospkopisch erfassbaren Realitäten der Zellen interessiert ist. Es könnte eine ausgesprochen gute Geschenkidee sein, wenn es wieder einmal darum geht, einem lieben Menschen anlässlich eines besonderen Tages eine Freude zu machen. Letzlich hat jeder Mikroskopiker einmal Geburtstag! Darüberhinaus gibt es ja auch noch andere Anlässe, die durch ein solches Buchgeschenk entsprechend gewürdigt werden könnten!"
Mikrokosmos

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

Bitte faxen an: +49 (0) 62 21 9 12 63 38 – Vielen Dank!

Ja, ich bestelle gegen Rechnung und
habe 14 Tage volles Rückgaberecht!

Anzahl	Titel:	€ / sFr	ISBN 3-8274-
	Die Zelle		1173-4

zzgl. Versandkosten (im Inland: € 3,50 pro Lieferung). Preise unter Vorbehalt.
Alle Buchpreise enthalten 7% MwSt., alle elektronischen Produkte 16% MwSt.

(Name, Vorname)

(Straße, Nr.)

(Land, PLZ, Wohnort)

(Datum) X (Unterschrift)

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2005

Band/Volume: 94_4

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 94_4 1