II P03 72/89,3

F 20582

MIKROKOSMOS

URBAN & FISCHER

Mai 2000
89. Jahrgang
Heft 3
ISSN 0026-3680

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

129 Die Nektarien von herzglycosidhaltigen Rachenblütlern – eine Quelle der Speise für Götter mit Herzinsuffizienz?
Karl Peter Gaffal und Wolfgang Heimler

140 Massenvorkommen des Riesensumpfwurmes *Spirostomum ambiguum*
Werner Nachtigall

143 Dilettanten als Könner – Amateure in der Mikroskopie
Norbert Gregor Günkel

151 Mikroskopische Aufwuchs-Raritäten aus einem masurischen See – Periphyton-Untersuchungen
Wolfgang Jacob

156 Ein frühes Trommelmikroskop
Rudolf Drews

161 Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben Teil I: Die Epidermis der Samenschale von *Cuphea* und *Ruellia*
Eberhard Schnepf

166 Zwei optische Kontrastierungsverfahren im Vergleich – Beugungs-Kontrast (BK) und differentieller Interferenzkontrast (DIK)
Erhard Mathias

171 Holzmikroskopie
Hartmut Eckau

175 Eine einfache Vorrichtung zum Betrachten von Stereo-Bildpaaren
Walter Kleinow

178 Ein mikroskopischer Blick ins Hornissen-Nest
Erich Lüthje

183 Das Seegras – eine erstaunliche Pflanze in unseren Meeren
Hans Brogmus

Rubriken

138, 139, 142 Nachrichten

139 Neue Medien

160, 170 Kurze Mitteilungen

181 Mikro-Ufo

182 Nachruf

187, 188 Buchbesprechungen

189, 190 Aus den Arbeitsgemeinschaften

190 Mikro-Markt

192 Impressum

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

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

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

Umschlagabbildung: Historische Mikroskopierinstrumente und -utensilien. Siehe Artikel R. Drews, S. 156–160.

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

Die Nektarien von herzglycosidhaltigen Rachenblütlern – eine Quelle der Speise für Götter mit Herzinsuffizienz?

Karl Peter Gaffal und Wolfgang Heimler

Weithin ist bekannt, dass die Bienen den Nektar zu Blütenhonig und den von Blattläusen ausgeschiedenen Honigtau zu Blatthonig („Waldhonig") verarbeiten. Die eigene Erfahrung lehrt einem auch, dass es eine breite Palette von Honigsorten gibt, die sich in Geruch, Geschmack und Farbe voneinander unterscheiden. Es liegt auch auf der Hand, dass sich diese Aroma- und Farbstoffe bereits im „Rohstoff" für die Honigherstellung befinden müssen. Seltener weiß man, dass dieser „Rohstoff" gelegentlich auch giftige Substanzen enthält, die sogar zum Tod der Bienen führen können. Weitgehend unklar ist, wie solche Begleitstoffe der Zucker in die „Götterspeise" Nektar gelangen. Hier werden die Nektarien und die Nektarproduktion von solchen Rachenblütlern (Scrophulariaceae) vorgestellt, die auf Grund ihres herzaktiven Inhalts große Bedeutung in der Herz-Therapie haben.

Innerhalb der Familie der Scrophulariaceae gehören die Gattungen *Digitalis* L. und *Isoplexis* (Lindl.) Benth. in den gleichen Verwandtschaftskreis (Werner, 1966). Nur die Vertreter dieser beiden Gattungen vermögen Herzglycoside zu synthetisieren. Während *Digitalis purpurea*, der Rote Fingerhut, und *Digitalis lanata*, der Wollige Fingerhut, wegen ihrer Bedeutung bei der Gewinnung herzwirksamer Arzneimittel eine große Popularität erreicht haben, ist die Reliktstandorte der Kanarischen Inseln Tenerife und Palma bewohnende *Isoplexis canariensis* (L.) G. Don weit weniger bekannt.

Vergällte Süßigkeit

Der stark bittere Geschmack des reichlich fließenden Nektars (Abb. 1b, c) von *Isoplexis canariensis* nährte den Verdacht auf herzglycosidartige Inhaltsstoffe (Vogel *et al.*, 1984). Dünnschichtchromatographische Verfahren und UV-Spektren sprachen ebenfalls dafür (Schaller, persönliche Mitteilung). Das hält jedoch Vögel wie den Zilpzalp [*Phylloscopus collybita canariensis* (Hartwig)] und die Grasmücke [*Sylvia melanocephala leucogastre* (Ledra)] nicht davon ab, diese Zuckerquelle auszuschöpfen (Vogel *et al.*, 1984; Olesen, 1985).

Im Gewächshaus kann von einem Blütenstand im Verlauf seiner Blühdauer 1.7 ± 0.1 (n = 3) g Zucker sezerniert werden. Im Falle des 1.6 g Zucker liefernden Blütenstandes leistete eine Blüte im Durchschnitt einen Beitrag von 34.8 ± 12.5 (n = 46; Schwankungsbreite: 10.5–66.6 mg). An anderer Stelle (Vogel *et al.*, 1984) wurden 30–70 µl 17–25% Nektar pro Blüte gemessen, was grob überschlagen bei bestenfalls 17 mg Zucker im unteren Bereich der Schwankungsbreite liegt. Warum trotz völlig freien Zugangs zum exponiert dargebotenen Nektar (Abb. 1b) Insekten diese sich offensichtlich sogar für Vögel lohnende Nahrungsquelle verschmähen (Vogel *et al.*, 1984), ist unklar.

Inzwischen gibt es auch Hinweise auf einen geringen Herzglycosidgehalt im Nektar von *Digitalis purpurea* (Luber und Kreis, persönliche Mitteilung). Vermutlich trifft das auch für *Digitalis lanata* zu. Bei einer durchschnittlichen täglichen Nektarproduktion einer Blüte von etwa 3 mg (Schwankungsbreite: 0.45–10.64 mg) (Halmágyi und Gulyás, 1970) müssten schätzungsweise 500–1000 Blüten abgesammelt werden, um an die Nachweisgrenze heranzukommen.

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

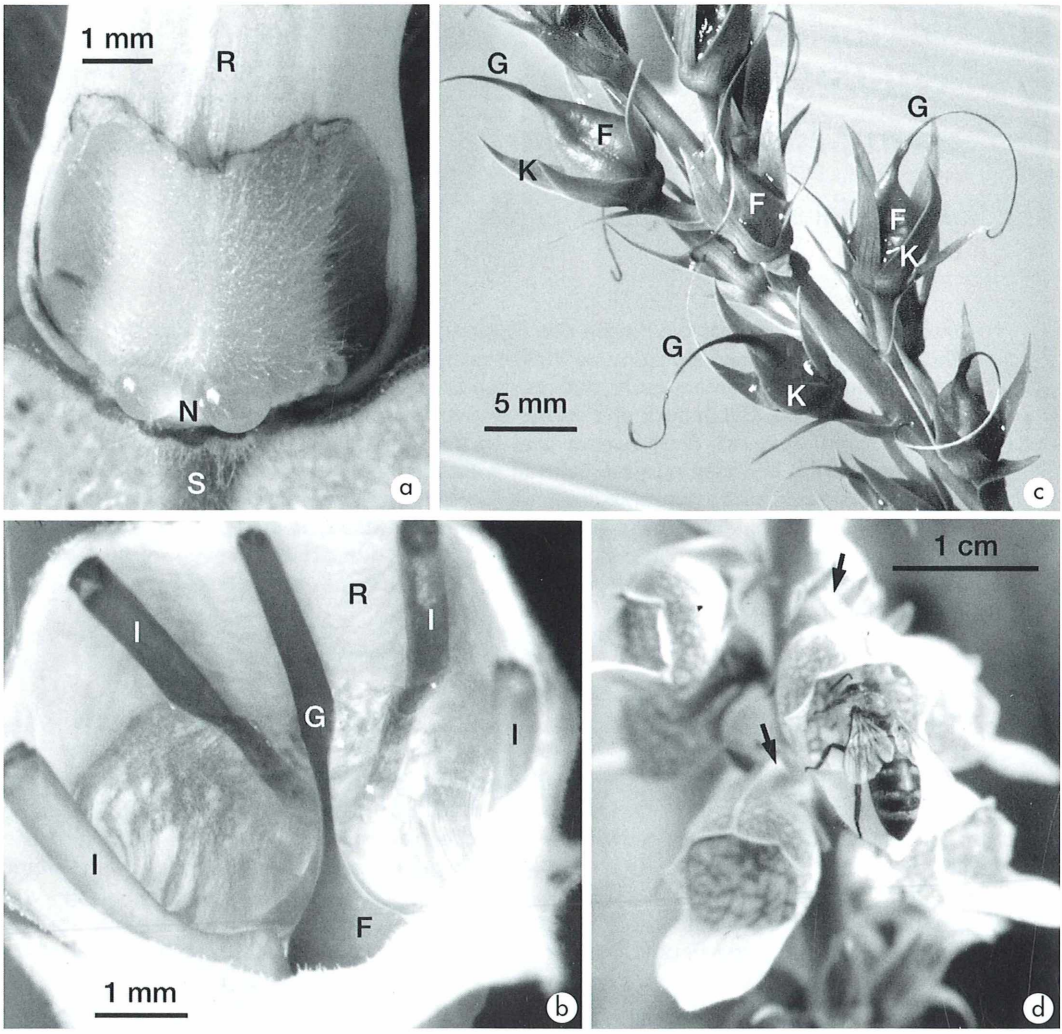


Abb. 1. a: Obgleich diese von der Mutterpflanze abgetrennte Blüte des Roten Fingerhuts erstens über den Blütenstiel nur mit Wasser versorgt, zweitens dreier Kelchblätter beraubt und drittens aus der Basis der Kronröhre (R) ein Beobachtungsfenster herausgeschnitten wurde, hat der so freigelegte Teil des Nektariums (N) über Nacht Nektartropfen abgesondert. b: Des besseren Einblicks wegen ist etwas mehr als die obere Hälfte dieser *Isoplexis canariensis*-Blüte abgeschnitten. Das an der Basis des Fruchtknotens (F) sitzende Nektarium (hier nicht sichtbar) hat so viel Nektar produziert, dass sich zwei große Tropfen beiderseits von der Griffelbasis (G) zwischen den Staubblatt-Filamenten (I) gut zugänglich für potentielle Nektar-Liebhaber angesammelt haben. c: Verblühter Teil einer *Isoplexis canariensis*-Traube. Fehlen Nektarsammler wie im Falle dieser Gewächshaus-Pflanze, dann bleibt nach dem Abfallen der Kronröhre und der Staubblätter der inzwischen sirupartig eingedickte Nektar zwischen den Kelchblättern (K) und der Fruchtknotenbasis (F) hängen. Eine Resorption des Nektars wie bei einigen anderen Pflanzen (Búrquez und Corbet, 1991) findet offensichtlich nicht statt. d: Obgleich eine Blüte des Wolligen Fingerhuts im Vergleich zu einer *Isoplexis canariensis*-Blüte nur etwa den zehnten Teil an Nektar produziert, der sich zudem gut geborgen am Grunde der Kronröhre (Pfeil) befindet, wird diese Tracht auch unter Freilandbedingungen von der Honigbiene genutzt. Dagegen blieb der in unmittelbarer Nachbarschaft zum versteckt honigenden Wolligen Fingerhut wesentlich offener von der *Isoplexis*-Blüte angebotene Nektar (b) auch von gekäfigten Bienen unberührt.

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

Unterschiedliche Produktivität bei vergleichbarer Größe

Eine Blüte des Roten Fingerhuts gibt im Mittel pro Tag 11.6 mg 16–27% (Percival und Morgan, 1965) bzw. 13.7 mg 24–45% (Halmágyi und Gulyás, 1970) Nektar ab. Daraus errechnet sich eine Zuckermenge von rund 2.6–4.5 mg. Die gesamte Nektarproduktion einer Durchschnittsblüte liegt bei 53 mg (Percival und Morgan, 1965), das sind rund 12 mg Zucker. Eine *Isoplexis*-Blüte scheidet fast drei Mal so viel aus, obwohl am Ende der Sekretionstätigkeit das Nektarium einen etwas geringeren Durchmesser (3.4–3.8 mm) als bei *D. purpurea* (4 mm) hat. Das veranlasste uns, nach strukturellen Korrelaten für diese Leistungsunterschiede zu suchen.

Wie üblich bei den Scrophulariaceae (Kerner von Marilaun, 1898) bilden die Nektarien der hier vorgestellten Arten einen die Fruchtknotenbasis ringförmig umgebenden Wall (Abb. 1a und 2a, c). Beide Nektarien bestehen zum größten Teil aus kleinzelligem Parenchym mit Interzellularen. Dieses, ab jetzt Nektariengewebe genannt, wird von reich verzweigten, sich kontinuierlich verjüngenden Phloemsträngen innerviert (Abb. 3a, c–e). Ihre in der Regel nur ein bis zwei Siebelemente dicken Spitzen enden fünf bis zehn Zelllagen unterhalb der Epidermis. Die nur von einer dünnen Cuticula bedeckte Epidermis ist von modifizierten Spaltöffnungen, den sogenannten Nektarspalten durchsetzt (Abb. 2f), über die der Interzellularraum mit der Außenwelt in Verbindung steht. Bei *Isoplexis canariensis* existieren neben den Nektarspalten auch Läsionen in der Epidermis (Abb. 2d und 3b), die offensichtlich durch Aufplatzen einer mehr oder weniger große Anzahl von Epidermiszellen entstehen (Abb. 3a, Inset). Nicht selten grenzen solche defekten Stellen an Nektarspalten an. Ob sie auch an der Nektarausscheidung beteiligt sind, muss erst noch untersucht werden. Unlängst wurde bei *D. purpurea* (Gaffal *et al.*, 1998) das Austreten des Nektars auf Videofilm festgehalten. Aus Verletzungen der Nektarienoberfläche, gewissermaßen aus künstlichen Öffnungen des Interzellularraums sickerte ebenfalls Nektar. Beide Beobachtungen stützen die allgemein verbreitete Meinung, dass bei diesem Typ von Nektarien die Interzellulargänge die Transportwege für den Nektar sind (Schnepf, 1974). Einig ist man sich auch darin, dass der Zucker aus dem Phloem stammt (Frey-Wyssling und Agthe, 1950). Auf welchem Wege er von dort in die Interzellularen gelangt, dazu gibt es verschiedene Vorstellungen, über die zum Beispiel Fahn (1988) referierte.

Haupt- und Nebenquelle des Nektarflusses

Neuerdings wird wieder eine schon über ein Jahrhundert alte Idee in Betracht gezogen (Razem und Davis, 1999). Diese basiert auf der Beobachtung, dass sich in den Nektarien verschiedener Pflanzen, unter anderem auch bei der Schuppenwurz (*Lathraea squamata* L., Familie: Scrophulariaceae), vor der Sekretionstätigkeit viel Stärke, danach aber keine mehr befand (Stadler, 1886). Die Schlussfolgerung, in all diesen Fällen sei Stärke unzweifelhaft das Bildungsmaterial des Nektars, erscheint berechtigt. Mit einfachsten Mitteln, einer per Hand geführten Rasierklinge und dem Nachweis-Reagenz für Stärke (Lugol'sche Jod-Lösung) findet man tatsächlich in jungen Blüten von *D. purpurea* und *I. canariensis* nicht nur im Nektarium, sondern auch in den benachbarten Geweben reichlich Stärke (Abb. 4a, d). Am Ende der Sekretionstätigkeit ist dagegen die Stärke nicht nur aus dem eigentlichen, rund 2 mm^3 großen Nektariengewebe verschwunden, sondern auch in relativ stark schwankendem Maße aus dem angrenzenden größerzelligem Grundparenchym (Abb. 4b, e). Insgesamt ist bei *D. purpurea* ein Volumen von 4.5 ± 0.9 ($n = 7$) mm^3 stärkefrei.

Von der Mutterpflanze abgeschnittene *D. purpurea*-Blüten produzieren weiterhin Nektar, besonders wenn ihr Stiel in Wasser eingetaucht bleibt (Abb. 1a). Unmittelbar vor oder gerade zu Beginn der Nektarabsonderung geerntete und mit Wasser versorgte Blüten gaben pro Tag und Blüte 1.9 ± 0.6 ($n = 28$) mg Zucker ab. Mit dem Eintritt des Welkens, nach drei bis vier Tagen versiegte die Nektarquelle. Bis dahin hatte eine Blüte im Mittel 6.0 ± 2.2 mg Zucker ausgeschieden, also immer noch halb so viel wie unter Normalbedingungen. Da der Zuckernachschub aus dem Phloem nach diesem experimentellen Eingriff unterbunden sein musste, schien das auf den ersten Blick zu bedeuten, dass die verschwundene Stärke den Rohstoff für die Hälfte des Zuckers in diesem Saccharose-dominanten Nektar geliefert hat.

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

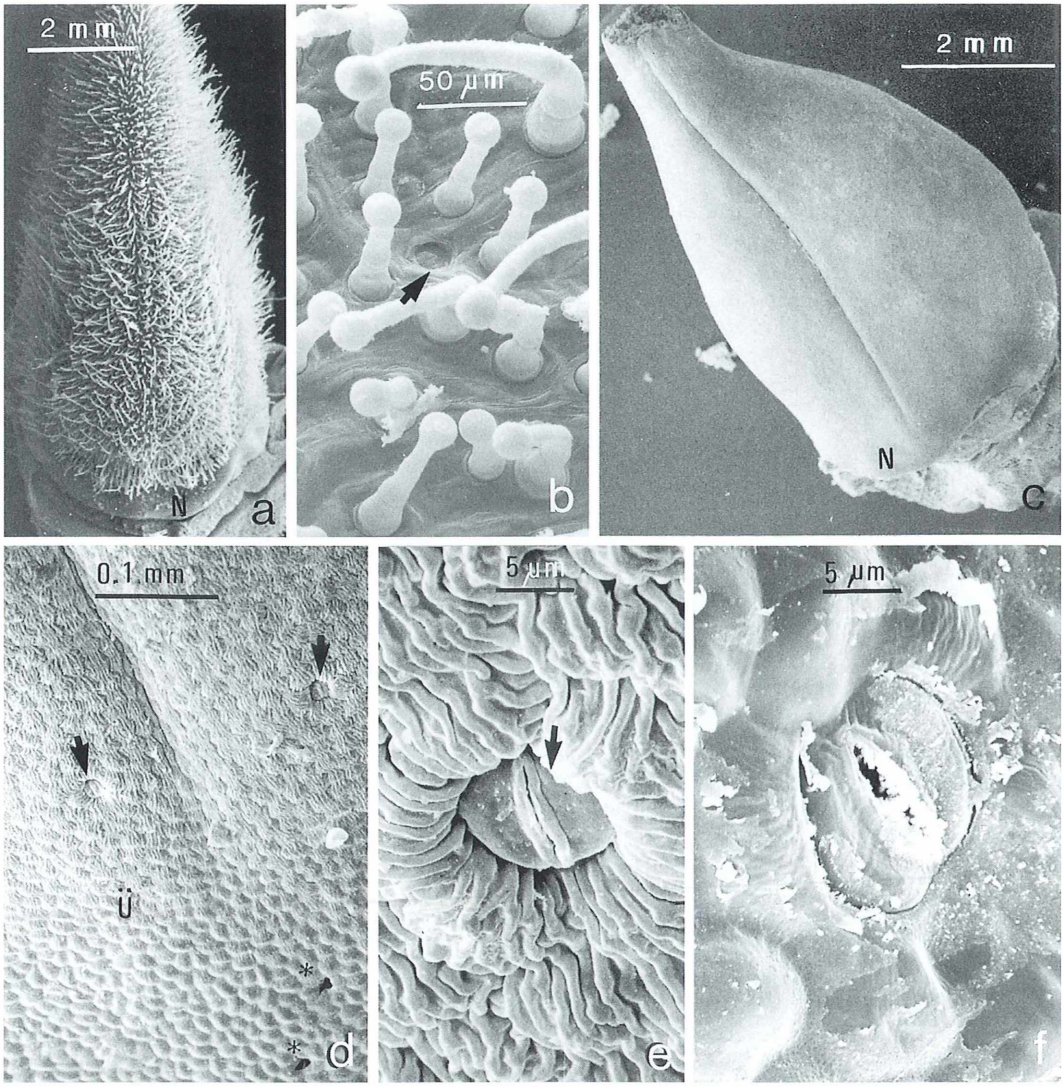


Abb. 2. Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen der Fruchtknoten von *Digitalis purpurea* (a, b) und *Isoplexis canariensis* (c–f). Als auffälligster Unterschied springt die dichte Behaarung des *Digitalis*-Fruchtknotens ins Auge. Es handelt sich um Köpfchenhaare (b), zwischen denen die eingesenkten Spaltöffnungen (Pfeil) nur schwer auffindbar sind. Während das Nektarium (N) vom Roten Fingerhut leicht am fehlenden Haarkleid zu erkennen ist, zeigen bei *Isoplexis* erst Ausschnittsvergrößerungen (d–f) unterschiedliche Oberflächenstruktur. Am Übergang (d, Ü) zum Nektarium werden die mit Cuticula bedeckten Zellwandleisten wesentlich flacher und statt leicht eingesenkter Spaltöffnungen (d, Pfeile), die offensichtlich noch verschließbar sind (e, Pfeil), treten modifizierte Spaltöffnungen, sogenannte Nektarspalten auf, die deutlich größer und kaum eingesenkt sind und die die Eigenschaft der Verschließbarkeit verloren haben (f). Neben diesen Nektarspalten existieren noch andere offene Stellen (d, *) in der Epidermis.

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

Folgende Kalkulation ließ jedoch starke Zweifel aufkommen: Angesichts der je Masseneinheit beinahe identischen Energieinhalte von Maisstärke (4.15 kcal/g) und Saccharose (4.1 kcal/g) (Neumüller, 1979) kann man in erster Näherung davon ausgehen, dass unter Vernachlässigung des Energieverlustes aus einem Gramm Stärke etwa die gleiche Menge Saccharose entstünde. Bei dieser Energie-Bilanz bleibt natürlich die Energie unberücksichtigt, die bei der enzymatisch katalysierten Umwandlung von Stärke zu Rohrzucker verbraucht würde. Da wir aber die Menge des Endprodukts kennen, können wir wenigstens die dazu equivalente Mindestmenge an Stärke veranschlagen, nämlich größenordnungsmäßig 6 mg. Bei einer mittleren Dichte der Stärke von 1.34 mg/mm^3 ergibt sich ein Volumen von rund 4.5 mm^3. Der Anteil von Stärke am Gewebevolumen dürfte zwischen 10% und 20% liegen, sodass wenigstens 22.5 mm^3 Gewebe stärkefrei werden müssten. Die im 2 mm^3 messenden Nektariengewebe maximal enthaltene Stärke (ca. 0.4 mm^3) kann dementsprechend nur einen verschwindend kleinen Beitrag leisten. Aber auch die gesamte stärkefreie Zone ist mit 4.5 mm^3 wenigstens um den Faktor 5 zu klein. Dagegen verschwindet in nur mit Wasser versorgten Blüten wesentlich mehr Stärke aus dem Fruchtknoten (Abb. 4c) und dürfte die fortgesetzte Produktivität der Nektarien erklären. Demnach sieht es so aus, als würde unter Normalbedingungen nur ein Bruchteil des Nektars auf das Konto der verschwundenen Stärke gehen. Die untergeordnete Bedeutung dieser Zuckerquelle hat bereits Schnepf (1969) geahnt.

Aus dem gleichen Grund kann gespeicherter Rohrzucker als Hauptquelle für den Nektar ausgeschlossen werden. Selbst wenn die 2 mm^3 Nektariengewebe aus kristallinem Rohrzucker bestünden, wären das bei einer Dichte von 1.586 mg/mm^3 nur etwas mehr als 3 mg.

In vivo ist also eher mit einem kontinuierlicher Nachschub aus dem Phloemsaft zu rechnen. Unter diesem Gesichtspunkt rücken zwangsläufig die cytologischen und histologischen Gegebenheiten dieses Assimilate entladenden Phloems in den Vordergrund des Interesses, ganz besonders aber die Grenzfläche an der Peripherie der Siebelemente. In unmittelbarer Nachbarschaft zu den Siebelementen befinden sich neben Zellen ohne augenfälligen Unterschied zum Nektarienparenchym auch solche, die an Geleitzellen erinnern (Abb. 3c–e und 5). Der nektarieneigene Zuckertransportweg ähnelt dem in floralen Nektarien anderer dikotyler Pflanzen beschriebenen (Arber, 1931; Frei, 1955). Der dort vertretenen Auffassung, es handle sich um Protophloem, schließen wir uns an. Die Aufgabe der Siebelemente im Protophloem soll hauptsächlich darin bestehen, Assimilate zu entladen (Schulz, 1997).

Nackte Stellen am Phloem

Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen von Serienschnitten zeigten, dass das Interzellularensystem nicht nur in direktem Kontakt zu den Nachbarn der Siebelemente steht, sondern auch zu diesen selbst (Abb. 3c–e und 5). Wenigstens an diesen Stellen ist es denkbar, dass der Zucker ohne Umweg über angrenzende Zellen in den Interzellularraum gelangt (Abb. 6). In diese Überlegung passt die Vorstellung, dass bedingt durch den hohen transmembranen Konzentrationsunterschied ständig Zucker aus den Siebelementen in den extrazellulären Raum ausfließt (Patrick, 1997). Im vorliegenden Fall ist das eine Kombination aus Zellwand-Apoplasten und flüssigkeitsgefülltem Interzellularraum-Apoplasten (Canny, 1995). Der Nektarfluss hätte dann wenigstens zum Teil seinen Ursprung im Leckstrom, einer rein apoplastischen Komponente der Phloem-Entladung. Im Prinzip den gleichen Mechanismus der Nektarausscheidung bei stomatären Nektarien hat auch Vassilyev (1969) diskutiert. Prioritätsrecht dürfte aber von Wettstein (1889) haben, der in mit Zuckerventilen ausgestatteten Nektarien Interzellularen beschrieb, die an die Gefäßbündel anstoßen und die er mit der Zuckerabscheidung in Verbindung brachte.

Höchst wahrscheinlich stehen die mit den Siebröhren assoziierten Interzellulargänge mit den über die Nektarspalten ausmündenden in Verbindung. Damit liegt nicht nur eine anatomische, sondern auch physiologische Analogie zu speziellen Wasserdrüsen vor. Diese sogenannten passiven Epithem-Hydathoden scheiden Wasser über modifizierte Spaltöffnungen (= Hydathoden, Wasserspalten) aus. Im Unterschied zu den stomatären Nektarien sind aber Tracheiden und Außenwelt über Interzellularen verbunden (Haberlandt, 1894; Maeda und Maeda, 1987).

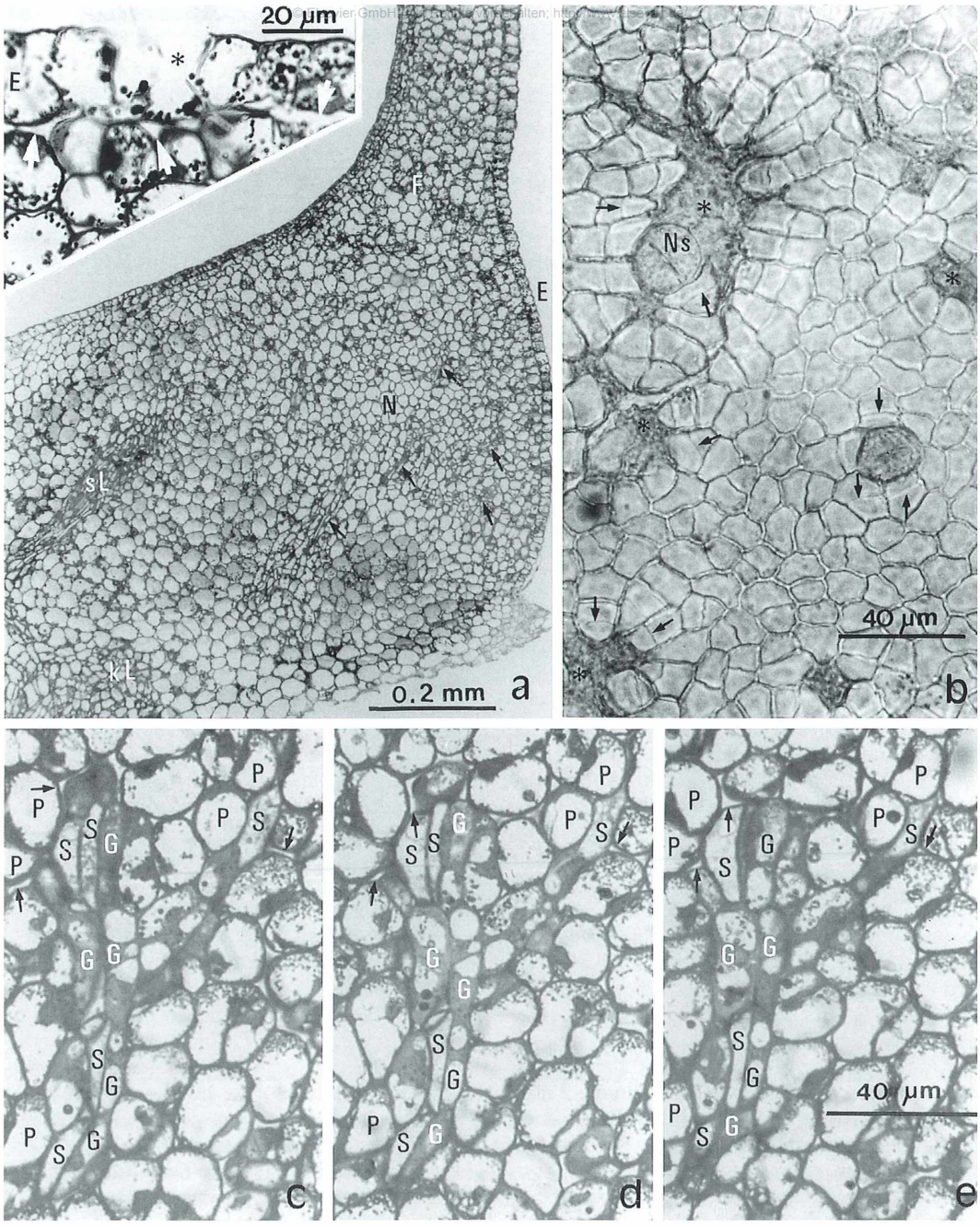


Abb. 3. *Isoplexis canariensis*. a: 1 µm dicke Längsschnitte durch das an der Basis des Fruchtknotens (F) liegende Nektarium (N). Das kleinzellige Nektarienparenchym wird, wie die Analyse von Serienschnitten ergeben hat, von vielfach verzweigten Phloemsträngen (Pfeile) innerviert, die vom Phloemteil des kräftigen kollateralen Leitbündels (kL) abzweigen. Vom kräftigen Leitbündel zweigt auch ein schwächeres Leitbündel (sL) ab, das im weiteren Verlauf die Fruchtknotenwand emporzieht. Inset: Eine der regelmäßig am Nektarium auftretenden Defekte (*) in der Epidermis (E) (vergl. b und Abb. 2d). Man beachte die besonders großen subepidermalen Interzellularen (Pfeile). b: Epidermis eines mit 10% NaOH mazerierten und mit Chloralhydrat aufgehellten Nektariums in Aufsicht. Eine der variabel geformten Epidermis-Defekte (*) ist unmittelbar neben einer Nektarspalte (Ns) entstanden. Viele der Zellen am Rand dieser Läsionen sind offensichtlich in Zellteilung (Pfeile) begriffen. c–e: Drei aufeinan-

Alle Rechte vorbehalten;

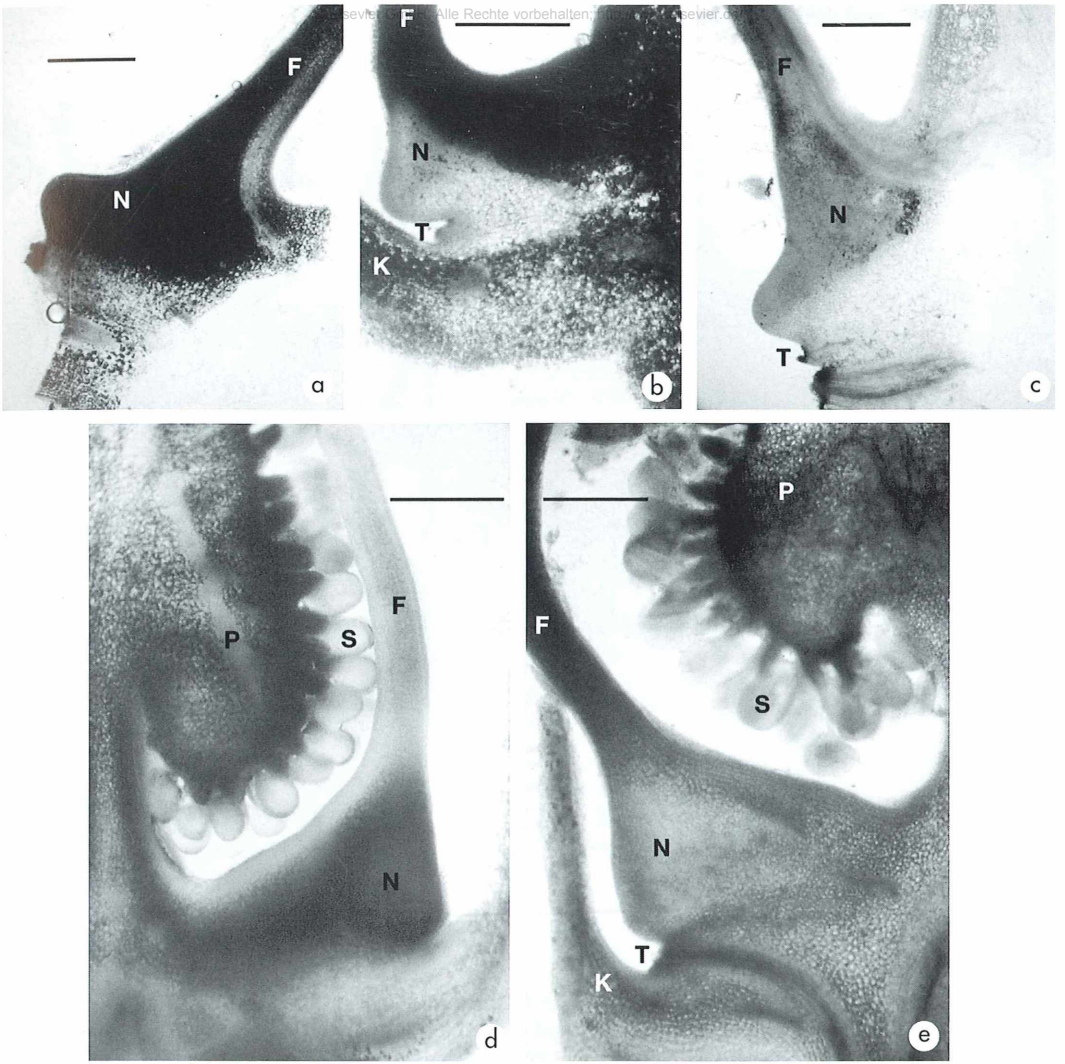


Abb 4. Histochemischer Stärke-Nachweis an der Basis unterschiedlich alter Blüten von *Digitalis purpurea* (a-c) und *Isoplexis canariensis* (d, e). Die Längsschnitte durch Frischmaterial wurden nur mit Jod-Kalium-iodid-Lösung (1 g Jod, 2 g Kaliumjodid auf 100 ml Wasser) behandelt. Vor Beginn der Nektarabgabe sind das Nektarium (N) und angrenzendes Grundgewebe stärkereich (a, d), nach Beendigung der Nektarproduktion sind nur das Nektarium und ein Teil des angrenzenden Gewebes stärkefrei (b, e). Gegen Ende des Nektarflusses einer abgeschnittenen und in Wasser kultivierten Blüte sind im Nektarium und den Nachbargeweben nur noch Spuren von Stärke vorhanden. F = Fruchtknotenwand; K = Kelchblatt; P = Placenta; S = Samenanlage; T = Narbe der abgefallenen Kronröhre. Maßstriche: 0,5 mm.

◄

derfolgende 1 µm dicke Schnitte durch das Nektarium im Bereich einer terminalen Phloemverzweigung. Die Siebelemente (S) sind an ihrer länglichen Form und dem geringen Zellinhalt identifizierbar. Eines der beiden benachbart an der Spitze des linken Phloemastes befindlichen Siebelemente wird von zwei Interzellularräumen (Pfeile) kontaktiert, einmal am äußersten Ende und dann noch seitlich. Das einzelne Siebelement am Ende des rechten Phloem-Astes wird seitlich ebenfalls von einem Interzellulargang berührt. Die Siebelemente sind entweder von kleinen isodiametrischen und vakuolenreichen Parenchymzellen (P) oder von eher länglichen plasmareichen Zellen (G) umgeben, bei denen es sich vermutlich um Geleitzellen handelt.

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

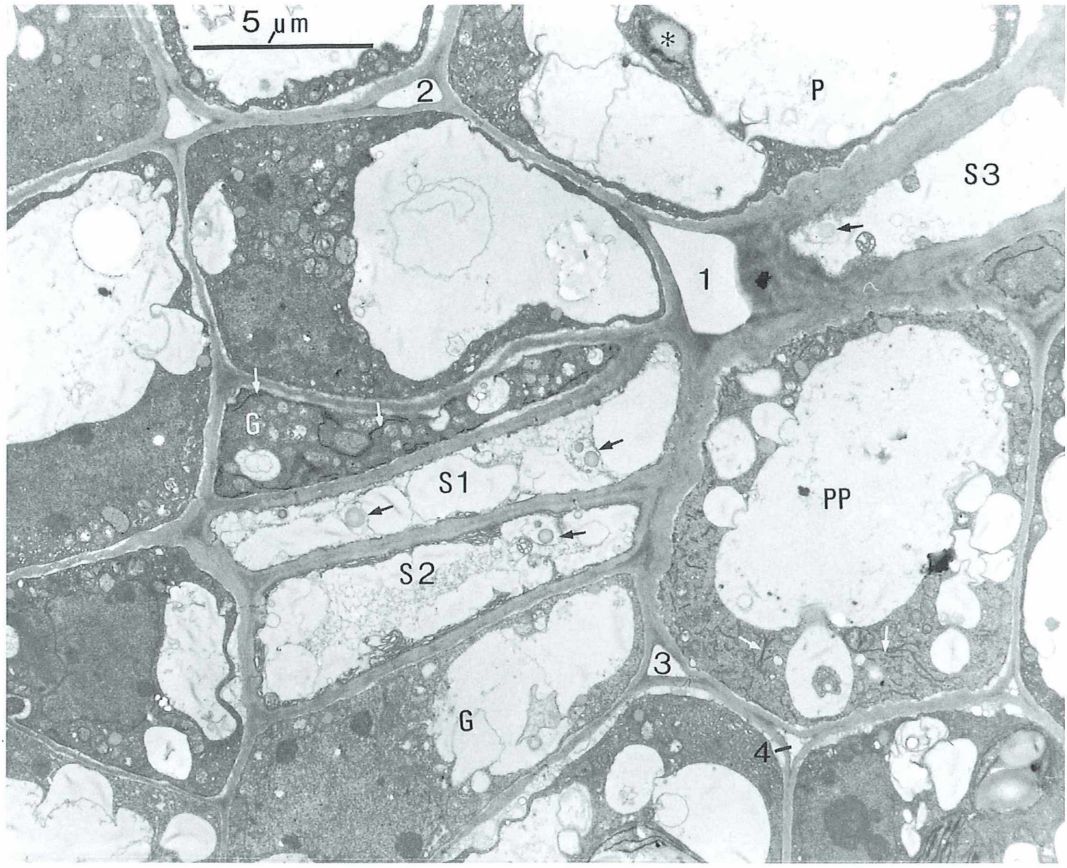


Abb. 5. Die Feinstruktur des Nektariums von *Digitalis purpurea* im terminalen Bereich eines Phloemstranges. Die länglichen Siebelemente (S1–S3) sind eindeutig an dem für Scrophulariaceae charakteristischen SS-Typ der Siebelement-Plastiden (Pfeile) erkennbar, der nur kleine Stärkekörner enthält (Behnke 1991). Serienschnitte belegen, dass erstens die Interzellularen 1 und 2 Anschnitte eines Interzellularganges sind, der in direktem Kontakt zu S1 und S3 steht; zweitens die Interzellularen 3 und 4 zu einem Gang gehören, der S2 berührt und drittens sich die Nachbarn der Siebelemente in Form und Ultrastruktur voneinander unterscheiden. Parallel zur Längsachse der Siebelemente verlaufende Zellen werden für Geleitzellen (G) gehalten; sie sind gleich lang oder länger als die Siebelemente und haben auch einen größeren Durchmesser als diese. Das endoplasmatische Retikulum (weiße Pfeile) der plasmareichen, aber stärkefreien Geleitzellen ist in der Regel kräftig kontrastiert. Bei der im Vergleich zu den Geleitzellen etwas stärker vakuolisierten isodiametrischen Zelle mit ebenfalls kontrastreichem ER könnte es sich um eine Phloemparenchymzelle handeln (PP). Die an S3 angrenzende Zelle (P) zeigt die typischen Merkmale des Nektarienparenchyms-Stärke (in diesem Anschnitt ist nur ein Stärkekorn (*) sichtbar) und starke Vakuolisierung (Foto: G. J. Friedrichs).

Herkunft und Wirkung der Herzglycoside im Nektar

Zur Beantwortung der Frage, wie die Herzglycoside in den Nektar gelangen, gibt es nur wenige Anhaltspunkte. Der Einsatz von das Phloem anzapfender Aphiden (Christmann *et al.*, 1993) einerseits und der Kleeseide, einer schmarotzenden Pflanze (Rothe *et al.*, 1999), andererseits lieferte Hinweise darauf, dass sich im Phloemsaft von *D. lanata* Herzglycoside befinden. Sowohl der ausgeschiedene Honigtau

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

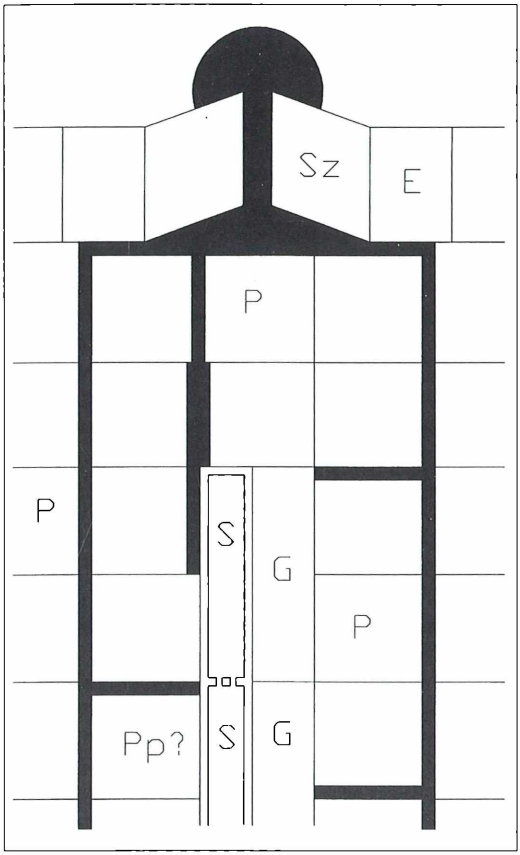


Abb. 6. Stark vereinfachtes Schema des Gewebesystems von stomatären Nektarien. Im Bereich der Phloemenden besitzt jede Zelle einen Anschluss an das interzellulare Kanalsystem, durch das der Nektar (schwarze Füllung) abfließt. Theoretisch kann also von jeder Zelle Nektar direkt eingeleitet werden. Ob überhaupt, auf welche Weise und in welchem Maße das die verschiedenen Zelltypen (E = Epidermiszelle; G = Geleitzelle; Pp? = möglicherweise Phloemparenchym; S = Siebelement;) bewerkstelligen, bleibt noch zu klären. Nur in den Schließzellen (Sz) erschöpfter Nektarien war die Stärke nicht abgebaut; was dafür spricht, dass sie nicht an der Nektarproduktion beteiligt sind.

als auch die auf Kosten des Wirtes gewachsene Kleeseide enthielten diese Stoffe. Der Honigtau hatte einen Herzglycosidgehalt von etwa 15 nmol/mg Saccharose. Sechs verschiedene Herzglycoside wurden identifiziert, wobei Deacetyllanatosid C mit 5.7 nmol/mg Saccharose den größten Anteil stellt (Christmann *et al.*, 1993). Die Angaben zum Gehalt an Herzglycosid-artigen Stoffen im Nektar von *I. canariensis* [ca. 0.046 µmol/g Nektar (Schaller, persönliche Mitteilung); ca. 3 µmol/g Zucker (Luber, persönliche Mitteilung)] differieren beträchtlich. Nimmt man an, dass im Nektar von *D. lanata* keine höheren Werte vorliegen, dann existiert an der Grenzfläche zwischen den Siebelementen und dem wässrigen extrazellulärem Raum ein deutliches Konzentrationsgefälle. Die starke Hydrophilie dieser Stoffe (Schaller, persönliche Mitteilung) gab Anlass zu der Vermutung, dass sie zusammen mit dem Nektar ausgeschieden werden.

Die Honigbiene nutzt die Tracht des Wolligen Fingerhuts (Abb. 1d). Aus Monokulturen soll pro Hektar ein täglicher Eintrag von 24–25 kg Honig möglich sein. Er ist hell-gelb und schmackhaft (Halmágyi und Gulyás, 1970). Im von gekäfigten Bienen gesammelten Honig konnten keine Glycoside nachgewiesen werden (Schwertfeger, 1961). Bezüglich der toxischen Wirkung dieser Tracht gibt es widersprüchliche Berichte; massenhaftes Sterben nach dem Befliegen des Fingerhuts wurde allerdings nur ein einziges Mal beobachtet (Borchert, 1966). Wir fütterten ein kleines Bienenvolk mit Deacetyllanatosid C (4.1 µmol/g Rohrzucker), was auch prompt ein Massensterben auslöste und innerhalb einer Woche zur Vernichtung führte. Diese Hauptkomponente des Honigtaus in vergleichbarer Konzentration verabreicht wirkt also stark toxisch. Damit ließe sich die von Borchert (1966) berichtete Ausnahme neben anderen Denkmöglichkeiten auch dadurch erklären, dass ein Blattlausbefall vorlag. Die Bienen hätten dann nicht den Nektar, sondern den Honigtau seines höheren Zuckergehalts wegen bevorzugt, damit aber auch eine tödliche Dosis von Herzglycosiden aufgenommen. Dagegen scheint die mit dem Nektar einverleibte Dosis doch so klein zu sein, dass eventuelle Folgen nicht gleich erkannt werden.

Literaturhinweise

Arber, A.: Studies in floral morphology. I. On some structural features of the cruciferous flower. New Phytologist *30*, 11–41 (1931).

Behnke, H.-D.: Distribution and evolution of forms and types of sieve-element plastids in the dicotyledons. Aliso *13*, 167–182 (1991).

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

Borchert, A.: Die Krankheiten und Schädlinge der Honigbiene. S. Hirzel Verlag, Leipzig (1966).
Búrquez, A., Corbet, S.A.: Do flowers reabsorb nectar? Functional Ecology *5*, 369–379 (1991).
Canny, M.J.: Apoplastic water and solute movement: new rules for an old space. Ann. Rev. Plant Physiol. *46*, 215–236 (1995).
Christmann, J., Kreis, W., Reinhard, E.: Uptake, transport and storage of cardenolides in foxglove. Cardenolide sinks and occurrence of cardenolides in the sieve tubes of *Digitalis lanata*. Botanica Acta *106*, 419–427 (1993).
Fahn, A.: Secretory tissue in vascular plants. New Phytologist *108*, 229–257 (1988).
Frey-Wyssling, A., Agthe, C.: Nektar ist ausgeschiedener Phloemsaft. Verh. Schweiz. Naturforsch. Gesellschaft *130*, 175–176 (1950).
Frei, E.: Die Innervierung der floralen Nektarien dikotyler Pflanzenfamilien. Ber. Schweiz. Bot. Ges. *65*, 60–114 (1955).
Gaffal, K.P., Heimler, W., el-Gammal, S.: The floral nectary of *Digitalis purpurea* L., structure and nectar secretion. Ann. Bot. *81*, 251–262 (1998).
Haberlandt, G.: Über Bau und Funktion der Hydathoden. Ber. Dtsch. Bot. Ges. *12*, 367–378 (1894).
Halmágyi, L., Gulyás, S.: Nektarium und Nektarproduktion der *Digitalis*-Arten. Acta Biol. Szeged. *16*, 43–50 (1970).
Kerner von Marilaun, A.: Pflanzenleben 2; Bibliographisches Institut, Leipzig, Wien (1898).
Maeda, E., Maeda, K.: Ultrastructural studies of leaf hydathodes I: Wheat (*Triticum aestivum*) leaf tips. Jap. J. Crop Sci. *56*, 641–651 (1987).
Neumüller, O.-A.: Römpps Chemie-Lexikon. 8. Aufl., Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1979.
Olesen, J.M.: The Macronesian bird-flower element and its relation to bird and bee opportunists. Bot. J. Linnean Soc. *91*, 395–414 (1985).
Patrick, J.W.: Phloem unloading: sieve element unloading and post-sieve element transport. Ann. Rev. Plant Physiol. *48*, 191–222 (1997).
Percival, M., Morgan, P.: Observations on the floral biology of *Digitalis* species. New Phytologist *64*, 1–22 (1965).
Razem, F.A., Davis, A.R.: Anatomical and ultrastructural changes of the floral nectary of *Pisum sativum* L. during flower development. Protoplasma *206*, 57–72 (1999).
Rothe, K., Diettrich, B., Rahfeld, B., Luckner, M.: Uptake of phloem-specific cardenolides by *Cuscuta* sp. growing on *Digitalis lanata* and *Digitalis purpurea*. Phytochemistry *51*, 357–361 (1999).
Schnepf, E.: Sekretion und Exkretion bei Pflanzen. Protoplasmatologia VIII/8. Springer-Verlag, Wien 1969.
Schnepf, E.: Gland cells. In: Robards, A.W. (ed.): Dynamic aspects of plant ultrastructure, pp 331–357. Mc Graw-Hill Book Company, Maidenhead, Berkshire, U.K., 1974.
Schulz, A.: Phloem: Structure related to function. Progress Bot. *59*, 429–475 (1997).
Schwerdtfeger, G.: Ein Beitrag zur Züchtung von *Digitalis lanata* Ehrh. Der Züchter *31*, 202–211 (1961).
Stadler, S.: Beiträge zur Kenntnis der Nektarien und Biologie der Blüten. Friedländer, Berlin (1886).
Vassilyev, A.E.: Submicroscopic morphology of nectary cells and problems of nectar secretion (in Russian). Bot. Zh. SSSR *54*, 1015–1031 (1969).
Vogel, S., Westerkamp, C., Thiel, B., Gessner, K.: Ornithophilie auf den Canarischen Inseln. Plant Syst. Evol. *146*, 225–248 (1984).
von Wettstein, R.: Über die Compositen der österreichisch-ungarischen Flora mit zuckerabscheidenden Hüllschuppen. Sitzungsber. Kais. Akademie Wien, math.-naturwiss. Classe 97, 1.Abt., 570–589 (1889).
Werner, K.: Die Wuchsformen der Gattungen *Isoplexis* (Lindl.) Benth. und *Digitalis* L. Bot. Jahrbücher *85*, 88–149 (1966).

Verfasser: Dr. K.P. Gaffal,
Brunnenstr. 20, D-91336 Heroldsbach,
und Dr. W. Heimler,
Glückstädterstr. 6 b, D-90425 Nürnberg

Nachrichten

6. Sommerworkshop zur Umweltanalytik und Umweltchemie am Krüselin-See

Zum 6. Mal lädt die Humboldt-Universität zusammen mit der Arbeitsgemeinschaft BONITO zum Sommerworkshop in die Feldberger Seenlandschaft, Mecklenburg-Vorpommern, ein. Veranstaltungsort ist wieder die „Alte Amtsmühle" am Krüselinsee. Wegen der großen Nachfrage wird der Workshop zweimal durchgeführt und zwar vom 4. bis 9. September und vom 11. bis 16. September 2000. Zielgruppen dieser beliebten Unternehmung sind interessierte Laien wie Fachleute aller Fachrichtungen. Aber auch reine Naturfreunde können mit Gewinn an diesem Kurs teilnehmen. Interessenten wenden sich an: Dr. G. Kubsch, Institut für Analytik und Umweltchemie der Humboldt-Universität, Hessische Str. 1–2, 10115 Berlin; Tel.: 030/2093 7297; e-mail: georg=kubsch@chemie.hu-berlin.de.

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

You are Chemistry – Alles Leben nur Chemie? Ausstellung Pharmazie des Deutschen Museums geht neue Wege der Wissensvermittlung

Das Deutsche Museum feiert im Jahr 2003 seinen einhundertsten Geburtstag. Bis zu diesem Zeitpunkt wird die Abteilung „Chemie" neu gestaltet, um dieser schnelllebigen Wissenschaft und den veränderten Ansprüchen der Museumsbesucher auch im nächsten Jahrtausend gerecht zu werden. Im Rahmen dieser Neugestaltung wird unter dem Motto „You are Chemistry" am 5. Mai 2000 die neue Ausstellung „Pharmazie" eröffnet. „You are Chemistry", denn Chemie hat viel mehr mit jedem einzelnen Menschen zu tun, als man landläufig annimmt, ja ist die Grundlage allen Lebens. Biochemische Vorgänge laufen ab, wenn Leben entsteht und von da an in jeder Sekunde des Lebens. Die neue Dauerausstellung informiert themenvernetzt und interaktiv mit Hilfe moderner Medien- und Kommunikationstechnologien über die komplexen biochemischen Reaktionen im menschlichen Körper. Sie zeigt, wie Störungen dieser Reaktionen zu Krankheiten führen können und verfolgt den Werdegang eines chemischen Wirkstoffs bis hin zum Arzneimittel, das solchen Störungen entgegenwirkt.

Im Mittelpunkt der Ausstellung bietet das begehbare Modell einer 350.000fach vergrößerten Zelle Einblick in die biologischen und biochemischen Vorgänge, die in dieser kleinsten Einheit des Lebens ablaufen: die Umwandlung und der Austausch von Stoffen, Energie und Nachrichten, die Weitergabe der Erbinformation während der Zellteilung und vieles mehr. Ausgehend von dem lebendigen Treiben in einer gesunden Zelle wird gezeigt, was geschieht, wenn Zellen „umprogrammiert" oder funktionsunfähig werden und der Mensch erkrankt. Beispielhaft dafür stehen die Themenbereich Aids, Tbc und Krebs. Interaktive Multimedia-Systeme machen hier und in den anderen Themenbereichen die komplizierten pharmazeutisch-chemischen Sachverhalte auch für den Laien durchschaubar. Um die Zelle herum sind weitere Themenbereiche gruppiert: Am Beispiel der Erkrankungen des Herz-Kreislauf-Systems und der Atemwege wird die Steuerung ganzer Organsysteme in unserem Körper durch kleine Moleküle demonstriert. Die „Chemie" ist in unserem Körper nicht nur für den Stoffaustausch zuständig, sondern auch für die Nachrichtenübermittlung: Bestimmte Nerven übertragen Schmerzreize, und Sexualhormone vermitteln bei Frau und Mann die Kommunikation zwischen den Keimdrüsen und den anderen Organen. Fruchtbarkeit und männliche Potenz hängen davon ab.

Wie Arzneimitel hergestellt werden, zeigt der „lange Weg des Arzneimittels" Die Wirkstoffe werden unterschiedlich gewonnen – aus Heilpflanzen, durch klassische Synthese oder mit Hilfe der Gentechnik. In fünf Stationen kann der Besucher den langen Weg, der für ein Arzneimittel von der Entscheidung für ein Therapiegebiet bis zur Zulassung durchschnittlich 12 Jahre dauert, selbst abschreiten.

Den Heilpflanzen und den daraus gewonnenen pflanzlichen Arzneimitteln ist ein eigener Bereich mit einer großen Anzahl lebender Heilpflanzen gewidmet.

Weitere Informationen sind zu erfahren über Sabine Hansky, Tel. (089)2179-475, Fax (089) 2179-416, e-mail: s.hansky@extern.lrz-muenchen.de

Neue Medien

Sind Sie Surfer im Internet? Stehen Sie dazu; es ist ja nichts Unmoralisches. Wenn Sie also zu diesen Mitmenschen gehören, dann geben Sie einmal folgende Internet-Adressen ein:

http://www.arsmachina.com
http://www.biologie-bedarf.de/biologie/
http://www.euronet.nl/users/janpar/nvvm.html
http://www.microcat.demon.co.uk/kdk/strew.htm
http://www.microscopie.nl
http://www.microscopy-uk.org.uk/mag/indexmag.html
http://www.mikroskopie.de
http://www.mpiz-koeln.mpg.de/~stueber/stueber.library.html
http://www.nhm.ac.uk/hosted sites/qu'ekett
http://www.pnc.com.au/-dingley/
http://www.reed.edu/~vvichit/tardigrade.hzml

Stimmt es, dass diese Adressen für Mikroskopiker interessant sind? Die Redaktion des MIKROKOSMOS ist sich sicher!

MIKROSKOPE aller ART
mit PHOTO + VIDEO
FACHHÄNDLER
mit eigenem SERVICE
Franz Schlennert
Weidenweg 6a
D - 83620 Feldkirchen – Westerham
Tel.: +49/8063/80 90 88
Handy 0171/5259777
Fax:+49/8063/80 90 98

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

Massenvorkommen des Riesensumpfwurms Spirostomum ambiguum

Werner Nachtigall

Mit mindestens 1, maximal 4,5 mm Körperlänge im gestreckten Zustand (Abb. 1G) ist *Spirostomum ambiguum* einer der größten Ciliaten. Für einen Einzeller ist diese Größe absolut ungewöhnlich: Winzige Mehrzeller, etwa der planktischen Rädertier-Gattung *Brachionus* (Länge knapp 200 µm), sind an die 25mal kleiner als große Riesensumpfwürmer! Weiter auffallend sind die außergewöhnliche Verwindbarkeit des Körpers und gelegentliche Massenvorkommen.

Die leicht abgeflacht wirkenden Tiere sind mit durchlaufenden Wimperreihen bedeckt, zwischen denen Myoneme liegen. Man erkennt diese besonders gut am Vorderende, wenn das Tier beginnt, sich zusammenzuziehen. Im kontrahierten Zustand wirken die Tiere fast tönnchenförmig (Abb. 1H). Sie bewegen sich langsam, meist mehr „gleitend" und kriechend, können aber auch im freien Wasser schwimmen. Sie sind in der Lage, sich in unglaublicher Weise schlangenartig zu verwinden (Abb. 1E) mit dem Körper, um Luftblasen herumzulegen (Abb. 1F) und in gewundene Spalten zu kriechen. Am abgestutzten Hinterende tragen sie eine große und dadurch sehr auffallende pulsierende Vakuole.

Spirostomum ambiguum gilt als typisch für α-mesosaprobe (stark verunreinigte) stehende Gewässer (Wassergüteklasse III), deren Grund die Individuen in ganzen Rasen bedecken können. Häufig finden sie sich als weißlicher Belag auf verfaulenden Blättern; sie ernähren sich von Bakterien und kleinen Algen. Berger *et al.* (1997) geben Konzentrationen bis 356 Individuen/cm³ in der Schlamm-Wasser-Kontaktzone an; weiße Wölkchen mit bis zu 150 Ind./cm³ bilden sich in leicht schwefelstoffhaltigen Falllaubtümpeln.

Einen solchen Zustand erreichte offensichtlich mein Gartenteich (Abb. 1A), dessen Laubbefall nicht abgeschöpft worden war, in einem Frühsommer. Zwischen Wasserlinsen waren derartige Wölkchen häufig (Abb. 1B, C); die Einzelindividuen waren gut sichtbar (Abb. 1D). Im Mittel schätze ich den Bestand im Freiwasser auf 50 Ind./cm³. Der Teich ist 12 m² groß und im Mittel $^1/_3$ m tief. In dem Wasservolumen von 4 m³ hielten sich also an die 200 Millionen Individuen auf; auf dem Substrat lebte mindestens die doppelte Menge: insgesamt etwa eine halbe Milliarde! Nach drei Wochen war der Massenbesatz fast schlagartig zu Ende.

Literatur

Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.

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

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

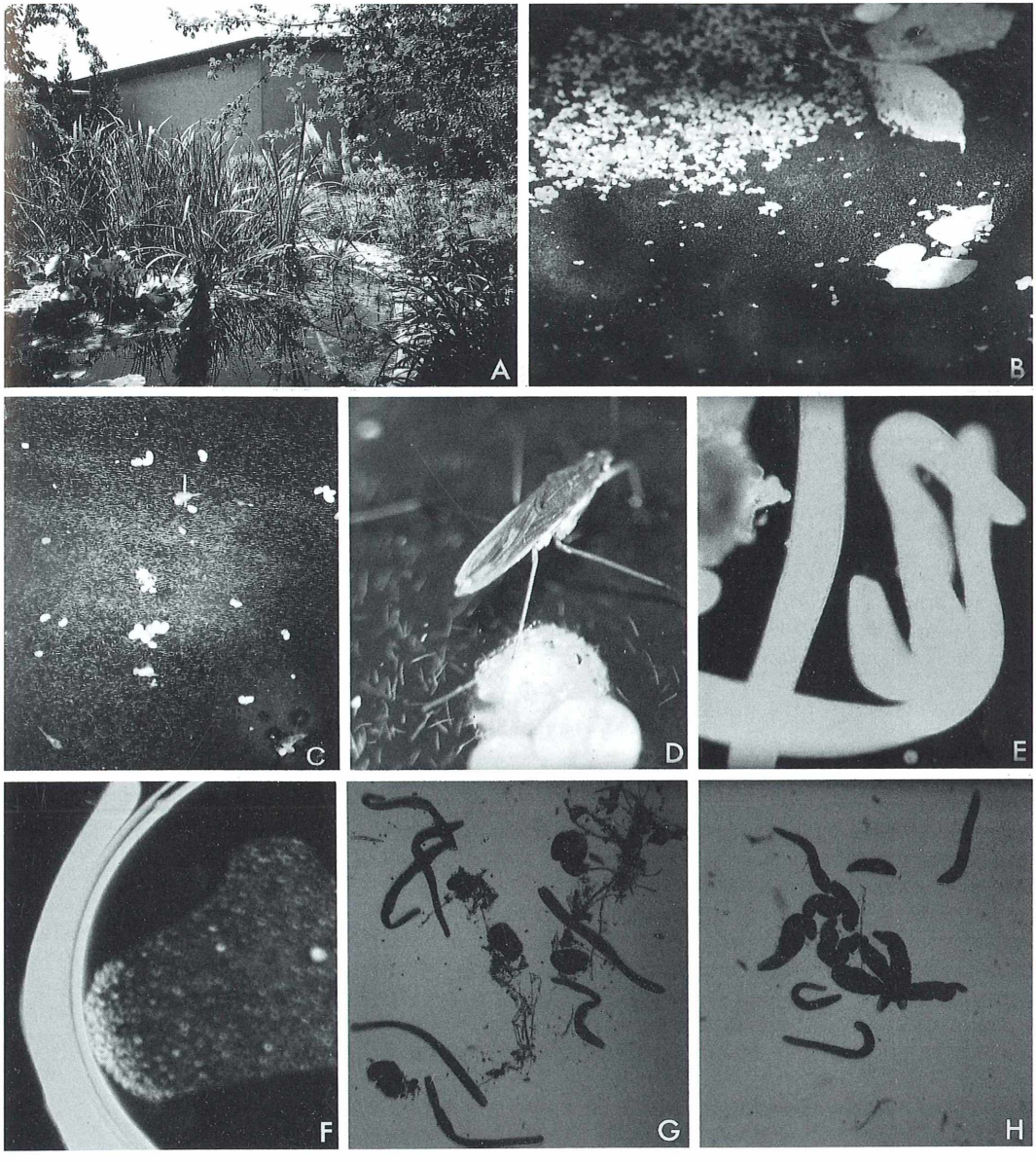


Abb. 1: Massenauftreten von *Spirostomum ambiguum* in einem Gartenteich. A Biotopübersicht; B und C Individuen als helle Punkte erkennbar; D Individuen der Form nach erkennbar; E, F Formveränderung (Dunkelfeld); G mehr gestreckt, H mehr kontrahiert.

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

Nachricht

Carl Zeiss Zentrum für Mikroskopie Programm 1. Halbjahr 2000

Wie andere Mikroskop-Hersteller führt nun auch Carl Zeiss Aus- und Fortbildungsveranstaltungen zur Mikroskopie durch. Im Folgenden sind die Kurse zusammengestellt, die in den Monaten Mai und Juni durchgeführt werden. Für generelle Informationen zum Kursangebot steht Dr. Rolf Käthner zur Verfügung: Carl-Zeiss-Promenade 10, 07745 Jena; Tel.: 03641/64 21 42.

Basiskurs Lichtmikroskopie Nr. 0100
Grundkurs
09.–10. Mai (2 Tage) Jena
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Andrea Strauss
Tel.: 03641/64 21 42
Fax: 03641/64 21 53
e-mail: a.strauss@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 590,– DM

Aufbaukurs Lichtmikroskopie Optische Kontrastierverfahren Nr. 0800
Fortgeschrittenenkurs
11.–12. Mai (2 Tage) Jena
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Andrea Strauss
Tel.: 03641/64 21 42
Fax: 03641/64 21 53
e-mail: a.strauss@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 590,– DM

Durchlichtmikroskopie und Bilddokumentation Nr. 1100
Fortgeschrittenenkurs
26.–30. Juni (5 Tage) Jena
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Andrea Strauss
Tel.: 03641/64 21 42
Fax: 03641/64 21 53
e-mail: a.strauss@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 890,- DM

Einführung in die digitale Bildverarbeitung und Bildanalyse Nr. 0200
Grundkurs
27.–28 Juni (2 Tage) München
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Ivanka Alex
Tel.: 0811/95 97 20 1
Fax: 0811/95 97 10 0
e-mail: image_analysis@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 1500,– DM

Introduction to Laser Scanning Microscopy Nr. 0900
Fortgeschrittenenkurs
16.–17. Mai (2 Tage) Jena
In englischer Sprache
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Andrea Strauss
Tel.: 03641/64 21 42
Fax: 03641/64 21 53
e-mail: a.strauss@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 1800,- DM

Advanced Course in Laser Scanning Microscopy Nr. 1000
Fortgeschrittenenkurs
18.–19. Mai (2 Tage) Jena
In englischer Sprache
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Andrea Strauss
Tel.: 03641/64 21 42
Fax: 03641/64 21 53
e-mail: a.strauss@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 1800,- DM

Introduction to Digital Image Processing and Analysis with KS-Systems Nr. 0300
Grundkurs
29.–30. Juni (2 Tage) München
In englischer Sprache
Information und Anmeldung:
Carl Zeiss, Ivanka Alex
Tel.: 0811/95 97 20 1
Fax: 0811/95 97 10 0
e-mail: image_analysis@zeiss.de
Teilnahmegebühr: 1500,– DM

Möchten Sie in der Zeitschrift

MIKROKOSMOS

inserieren?

Bitte richten Sie Ihre Anfragen und Wünsche an
Urban & Fischer Verlag, Anzeigenleitung
Postfach 10 05 37, 07705 Jena
Telefon 03641 - 62 64 45
Telefax 03641 - 62 64 21

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

Dilettanten als Könner – Amateure in der Mikroskopie

Norbert Gregor Günkel

Ein Wort ist in Verruf geraten, und mit ihm eine ganze Zunft. Dilettant ist eine verächtliche Bezeichnung geworden. Das ist einer, der keine Ahnung hat, sich aber etwas anmaßt; der vorgibt, von einer Sache etwas zu verstehen, dem aber eine anerkannte Ausbildung gerade auf diesem Gebiet fehlt. Schade drum, denn den Liebhabern (so die Übersetzung des italienischen Wortes) haben Mikroskopie und Protozoologie viel zu verdanken.

Amateur, das französische Wort, und Dilettant, die italienische Variante, haben den selben Kern: Jemand tut etwas als Liebhaberei, ohne damit Geld verdienen zu wollen. Heute schwingt ja auch beim Wort Amateur eine Art Zweitklassigkeit mit. Ein Amateur ist eben kein Profi, also kann er auch nicht so gut sein. An ihm werden andere, weniger hohe Maßstäbe angelegt. Ein Dilettant gar, das ist einer, der sich eine Rolle anmaßt, die ihm gar nicht zusteht. Der als Nichtfachmann verlangt, von der Fachwelt ernst genommen zu werden – obwohl er deren Regeln missachtet. Wenn etwas dilettantisch erledigt worden ist, dann wurde es schlecht gemacht. Gängige Synonyme des Wortes lauten deshalb Nichtfachmann, Pfuscher, Stümper.

Der Begriff hat bessere Zeiten gesehen. Liebhaber, das waren vor 150 oder 200 Jahren jene Männer, die es sich aufgrund ihres Vermögens und ihrer gesellschaftlichen Stellung leisten konnten, etwas nicht zum Broterwerb zu tun. Die reich waren und sich dennoch nicht dem Müßiggang hingaben, sondern einer ernsthaften Beschäftigung. Der Begriff erinnert an eine Zeit, da nicht erst das damit verdiente Geld eine Tätigkeit wertvoll und erstrebenswert machte. Viele wandten sich – besonders in England – den Naturwissenschaften zu.

Hier ist nicht der Platz, um alle zu erwähnen, die als Hobby-Forscher einen Beitrag zu den Naturwissenschaften leisteten. Wir wollen uns konzentrieren auf Mikroskopiker und Protozoologen. Ihr Status ist dabei durchaus unterschiedlich. Charles Darwin etwa, der viel mit dem Mikroskop arbeitete, widmete sich ausschließlich seinen Forschungen, war aber studierter Theologe. Die anderen hatten einen Beruf, der nichts mit ihrem Fachgebiet zu tun hatte. Ihren Lebensunterhalt konnten sie alle nicht mit der Wissenschaft bestreiten. Zum Fachmann ist aber jeder einzelne geworden. Nur deshalb ist heute überhaupt noch die Rede von ihnen.

Die Erfindung des Mikroskops

Die Erfindung des Mikroskops ist immer noch in historisches Dunkel gehüllt. Oft werden Hans Martens Jansen und sein Sohn Sacharias als die Erfinder des Instruments angesehen. Doch hat Gloede (1986) dieser Ansicht widersprochen und sehr eingehend dargestellt, warum die beiden (Tabakhändler und Brillenschleifer von Beruf) nicht dafür in Frage kommen. Vor allem Sacharias Jansen (Abb. 1) kommt bei Gloede gar nicht gut weg, da er ein Münzfälscher gewesen sei, der wegen Zänkerei und Dieberei einen üblen Leumund gehabt haben soll. Jansen soll laut Gloede die Geschichten über eine Urheberschaft im Zusammenhang mit der Mikroskop-Erfindung selbst in die Welt gesetzt haben. Wenn schon nicht als Erfinder, so doch wenigstens als PR-Agent in eigener Sache war Jansen jedenfalls höchst erfolgreich.

Weil die ersten zusammengesetzten Mikroskope optisch nicht befriedigend waren, griff man im 17. Jahrhundert noch ausgiebig zur Lupe. Athanasius Kircher (1602–1680), ein aus Geisa (Rhön) stammender Jesuit, unter-

© Urban & Fischer Verlag

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

Abb. 1: Sacharias (Zacharias) Jansen gilt, vermutlich zu Unrecht, als Erfinder des zusammengesetzen Mikroskops.

Abb. 2: Antoni van Leeuwenhoek.

suchte damit ganz unerschrocken den Eiter von Pestkranken und erkannte Leben darin. Was er im Einzelnen gesehen hat, ist nur noch schwer nachzuvollziehen, denn er war in seinen Beschreibungen bei weitem nicht so genau wie jener Mann, der seine Forschungen auf geniale Art und Weise weiterführte.

Antoni van Leeuwenhoek (1632–1723)

Ein echter Dilettant legte den Grundstein für die Mikroskopie als wissenschaftliche Anwendung und für die Protozoologie, ein Tuchhändler und späterer Beamter der Stadt aus dem holländischen Delft, der seine Entdeckungen in Form von Briefen an die englische Royal Society veröffentlichte: Antoni van Leeuwenhoek (Abb. 2). Er stammte aus einer Familie von Korbmachern und Brauern, hatte kein Vermögen, absolvierte keine höhere Schulbildung und erwarb keine akademischen Grade, sprach zudem nur Holländisch. Alles zusammen hätte genügt, um ihn aus der Scientific Community seiner Zeit auszuschließen. Aber es kam anders. Dieser Holländer steht so weit am Anfang der Mikroskopie, dass er sich seine Instrumente ab 1663 noch selbst baute. Als sie ab 1673 glückten, waren sie, an heutigen Maßstäben gemessen, von bescheidenen optischen Möglichkeiten (Vergrößerungen von maximal 275×). Dennoch glückten Leeuwenhoek Beobachtungen, die er „eigentlich" gar nicht gemacht haben konnte. Klaus Meyer (1999) bezweifelt denn auch, dass Leeuwenhoek diese mit seinem einfachen Mikroskop gemacht haben kann. Wie auch immer: Er war nicht nur der erste Mensch, der Protozoen unter dem Mikroskop sah und beschrieb (1675), er war auch der erste, der rote Blutkörperchen vor Augen hatte und bei Bakterien sogar die Flagellen entdeckte. Angeregt worden war er durch Robert Hookes MICROGRAPHIA. Die Fähigkeit, Linsen zu schleifen, und die Faszination der Mikrowelt nahmen ihn so gefangen, dass er sein Geschäft vernachlässigte und deshalb – in einer Nation von Kaufleuten kein Wunder – von der eigenen Familie und den Nachbarn verlacht wurde. Andere ließen dem später angesehenen Delfter mehr Ehre widerfahren, nämlich die Könige von Polen und Preußen, der russische Zar und die englische Königin. Die Majestäten besuchten den Vater der Mikrobiologie.

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

Nicolas Hartsoeker (1656–1725), Crisóstomo Martínez (1638–1694) und Abraham Trembley (1710–1784)

Ein Zeitgenosse Leeuwenhoeks war der Holländer Nicolas Hartsoeker, der als Mikroskopiker die menschlichen Spermatozoen beobachtete und im Sinne der Animalkulisten deutete. Mit Leeuwenhoek stritt er sich übrigens um das Erstrecht an der Entdeckung der Spermatozoen, war sich aber mit ihm einig, dass die Spermatozoen die Träger des präformierten Keimes waren und nicht die Eier, wie es die Ovulisten behaupteten. 1704 wurde Hartsoeker Professor für Mathematik und Physik an der Heidelberger Universität – eine Biologie im heutigen Sinn begann sich ja gerade erst auszubilden, das Mikroskop stand am Anfang seiner Entwicklung. Die ersten Mikroskopiker von Bedeutung waren deshalb alle Dilettanten.
Das gilt auch für einen anderen Zeitgenossen des großen Holländers Leeuwenhoek, den Spanier Crisóstomo Martínez. Er war Maler und Kupferstecher und arbeitete an einem anatomischen Atlas. Martínez nahm mikroskopische Untersuchungen der Knochenstruktur vor und gehört damit als einziger Spanier zur ersten Generation der europäischen Mikroskopiker (Jahn, 1998).
Den Schweizer Abraham Trembley verschlug es als Lehrer nach Holland und nach England, wo er 1743 Mitglied der Royal Society wurde. Bei seinen mikroskopischen Untersuchungen entdeckte er den Süßwasserpolypen *Hydra* und stellte Experimente über die Regenerationsfähigkeit und die Reizbarkeit der *Hydra* an. 1757 zog er sich in seine Schweizer Heimat nach Genf zurück, um dort als Privatgelehrter tätig zu sein. Drei Jahre später wurde er Direktor der Stadtbibliothek.

John Turberville Needham (1713–1781)

Der englische Theologe John Turberville Needham ist einer jener typischen Vertreter der gehobenen Stände des Inselstaates, die sich fasziniert und engagiert den Wissenschaften hingaben – eine Sitte, die Charles Darwin 100 Jahre später zum Höhepunkt und zum Abschluss führen sollte. Needham widmete sich der Mikroskopie, die er als Mitglied der Royal Society zu fördern wusste. Aus der Kenntnis der Möglichkeiten heraus, die eine solche wissenschaftliche Gesellschaft den Mitgliedern bietet, gründete Needham in Brüssel 1768 eine solche Vereinigung, aus der die belgische Akademie der Wissenschaft hervorgehen sollte. Da war es nur folgerichtig, dass Needham erster Direktor der Akademie wurde. Needham publizierte seine Erkenntnisse in englischer und französischer Sprache. Bemerkenswert sind seine Darstellungen über die Entstehung und den Abbau von tierischer und pflanzlicher Substanz.

Wilhelm Friedrich von Gleichen (1717–1783), Martin Frobenius Ledermüller (1719–1769) und Charles de Bonnet (1720–1793)

Der adlige Offizier aus Bayreuth betrieb auf seinem Schloss Greiffenstein botanische Studien mit dem Mikroskop. Von Gleichen war der Erste, der den Pollenschlauch der Pflanzen beschrieb.Sein eigentlicher Hauptberuf war die Verwaltung seiner Güter.
Es war der Jurist Martin Frobenius Ledermüller, der von Gleichen zum Mikroskopieren angeregt hatte. Der aus Nürnberg stammende Mann hatte in Jena die Rechte studiert und war ab 1760 als Justizrath in Bayreuth tätig. Gleichzeitig arbeitete er auch im fürstlichen Naturalienkabinett mit – die heute oft beklagte Kluft zwischen Geistes- und Naturwissenschaften existierte noch kaum. Aus der Not heraus – die zusammengesetzten Instrumente waren noch sehr unzulänglich – machte Ledermüller eine Tugend und spezialisierte sich auf die einfachen Mikroskope, die man heute als bessere Lupen bezeichnen würde. Ledermüllers MIKROSKOPISCHE GEMUETHS- UND AUGEN-ERGOETZUNGEN (3 Bände von 1759–1763) machen so recht deutlich, auf welch schmalem Grat zwischen Amüsement und wissenschaftlicher Forschung die Mikroskopie sich damals noch bewegte.
Leeuwenhoek war in seinen letzten Lebensjahren, als in Thones (Schweiz) Charles de Bonnet geboren wurde Der Doktor der Jurisprudenz wurde von den Arbeiten Swammerdams dazu inspiriert, sich der Naturforschung zuzuwenden. Er lebte als Privatgelehrter in Genf und entdeckte die Parthenogenese der Blattläuse. Allerdings war ihm keine lange Arbeit mit dem Mikroskop beschieden, denn ab 1750 machte ihm ein Augenleiden zu schaffen, weshalb er sich der Philosophie zuwandte. Er schrieb über die Insektenkunde ebenso wie über botanische Themen und die Psychologie. Alleine sein

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

Werk über die Naturgeschichte und die Philosophie umfasst immerhin elf Bände. Heute ist sein Name weithin in Vergessenheit geraten.

Otto Frederik Müller (1730–1784)

Der aus Kopenhagen in Dänemark stammende Otto Frederik Müller studierte Theologie und wurde 1753 Hofmeister bei Graf Schulin, mit dem er zwischen 1764 und 1767 mehrere Reisen absolvierte. 1769 wurde Müller Kanzleirat, 1771 Archivar der höfischen Kammer zu Kopenhagen. Als Privatgelehrter widmete er sich dem Studium der Würmer, wie Linné die wirbellosen Tiere eingeordnet hatte. Linné übrigens hielt nicht sehr viel von O. F. Müller, in dem er einen (zu) begabten Konkurrenten sah. Müller veröffentlichte die ersten systematischen Bearbeitungen der Infusoria, zu denen er nicht nur die Protozoen, sondern auch die Bakterien und die kleinen Mehrzeller wie etwa Rädertiere zählte. 1773 erschien seine umfassende Klassifizierung der Infusoria. Seine 1786 posthum erschienene Veröffentlichung ANIMALBULA INFUSORIA FLUVIATILIA ET MARINA (Abb. 3) wird von John O. Corliss 1978 als eine immer noch wertvolle Abhandlung gelobt. Müller entdeckte die Dinoflagellaten. Erst 50 Jahre nach Müller leistete Ehrenberg die nächsten wichtigen Erkenntnisse zu den Protozoen.

Joseph Jackson Lister (1796–1869)

Van Leeuwenhoek hatte die Geheimnisse seiner Kunst mit ins Grab genommen. Der Bau der Mikroskope stagnierte lange auf einem einfachen technischen Niveau. Einer, der in der Entwicklungsgeschichte einen Markstein setzte, war der Mitbegründer der Royal Microscopical Society, Joseph Jackson Lister (nicht zu verwechseln mit dem Chirurgen Joseph Lister 1827–1912). Er war Weinhändler von Beruf – wie sich denn überhaupt in der Gründungsversammlung der ehrwürdigen Gesellschaft am 3. September 1839 zahlreiche Laien eingefunden hatten. Lister leistete einen wesentlichen Beitrag zur Perfektionierung der mikroskopischen Abbildung, indem er ein Linsensystem entwarf, das die sphärische Aberration reduzierte. Damit wurde es möglich, die Produktion von Objektiven aus dem Stadium von Versuch und Irrtum zu befreien und auf eine mehr wissenschaftliche Grundlage zu stellen. Gerade die steigende optische Qualität aber war eine zwingende Voraussetzung dafür, dass die Wissenschaften verstärkt Gebrauch vom Mikroskop machen konnten.

Mit von der Partie an jenem 3. September waren übrigens neben einigen ausgebildeten Wissenschaftlern die Gärtner und Pflanzenhändler Georg und Conrad Loddiges, die Reverends Joseph Bancroft Reade und James Scott Bowerbank, die Instrumentenmacher Hugh Powell, James Smith und Andrew Ross sowie der Maler Cornelius Varley.

Charles Darwin (1809–1882)

Ein Musterbeispiel für einen Gelehrten aus der englischen Oberschicht ist Charles Darwin. Als Sohn eines Millionärs (nach heutigen Maßstäben) hatte er es zeitlebens nicht nötig, für sei-

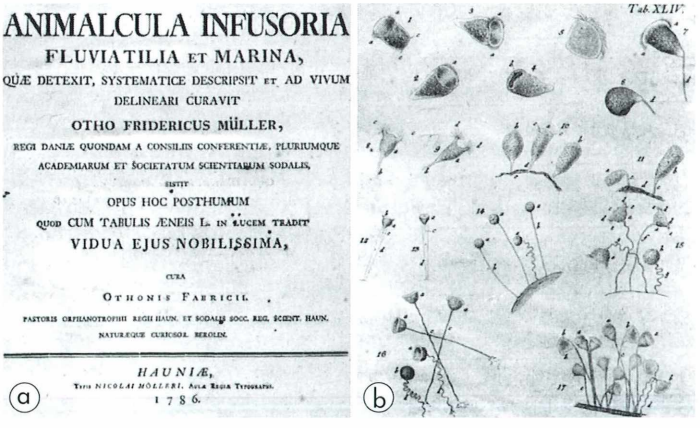

ANIMALCULA INFUSORIA
FLUVIATILIA ET MARINA,
QUÆ DETEXIT, SYSTEMATICE DESCRIPSIT ET AD VIVUM
DELINEARI CURAVIT
OTHO FRIDERICUS MÜLLER,
REGI DANIÆ QUONDAM A CONSILIIS CONFERENTIÆ, PLURIUMQUE
ACADEMIARUM ET SOCIETATUM SCIENTIARUM SODALIS,
EDITIT
OPUS HOC POSTHUMUM
QUOD CUM TABULIS ÆNEIS L. IN LUCEM TRADIT
VIDUA EJUS NOBILISSIMA,
CURA
OTHONIS FABRICII,
PASTORIS ORPHANOTROPHII REGII HAUN. ET SODALIS SOCC. REG. SCIENT. HAUN.
NATURAEQUE CURIOSOR. BEROLIN.
HAUNIÆ,
TYPIS NICOLAI MOLLERI, AULÆ REGIÆ TYPOGRAPH.
1786.
ⓐ
Tab. XLIV.
ⓑ

Abb. 3: Titelseite des Werkes von O.F. Müller (a) sowie eine Tafel aus diesem Buch (b).

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

nen Lebensunterhalt zu arbeiten. Ganz im Gegenteil konnte er seine Weltumsegelung und seine Forschungen noch aus der Privatschatulle finanzieren – was ihn im übrigen nicht hinderte, für aufwendige Druckwerke einen Zuschuss der Regierung zu beantragen, den er auch erhielt. Der gelernte Theologe war als Naturforscher ein reinrassiger Amateur, ein Dilettant, ein Liebhaber im echten Sinn des Wortes, den die Liebe zur Natur dazu trieb, sich mit den Methoden ihrer Erforschung vertraut zu machen, der zwar mit namhaften Professoren zusammengearbeitet hatte, aber streng genommen keine naturwissenschaftliche Ausbildung an einer Universität mit Abschlussexamen absolvierte (Strathern, 1999). Er wurde zum Naturforscher, darin sind sich seine Biografen einig, als er auf der BEAGLE um die Welt segelte. Er bekam von der Admiralität einen Posten, den er erst nach und nach auszufüllen verstand.

Heute wird Darwins wissenschaftliche Leistung zu oft verkürzt auf die Erarbeitung der Evolutionstheorie. Die aber nimmt, obwohl er mehr als 20 Jahre daran arbeitete, in seinem Werk nur einen kleinen Teil ein. Seine Zeitgenossen auch der wissenschaftlichen Welt rühmten seine Arbeit über die Rankenfüßer, in die er acht Jahre investierte. Er studierte die Bewegung der Kletterpflanzen und die Nützlichkeit der Regenwürmer für die Bodenqualität. Verhaltensforschung zählte ebenso zu seinen Gebieten wie Arbeiten über die Korallenriffe oder die Befruchtung von Orchideen. Die wissenschaftliche Welt hat dem „Einsiedler von Down" immens viel zu verdanken, weit über die Evolutionstheorie hinaus.

Richtig ist sicher, dass Charles Darwin auf nichts verzichtete, um seiner Liebhaberei zu frönen. Das unterscheidet ihn von manchen anderen, die im täglichen Leben Verzicht auf sich nahmen (siehe Leeuwenhoek), um sich ihr Hobby leisten zu können. Aber Darwin brachte etwas anderes ein, was mehr wert ist als Geld, nämlich seine Gesundheit. Auch wenn im einzelnen noch immer nicht völlig geklärt scheint, was sein Dasein nun beeinträchtigte, so ist doch eines sicher: Seine wissenschaftlichen Bestrebungen belasteten einen sensiblen Organismus über die Maßen. Auch wenn seine Leiden möglicherweise nur psychogen bedingt waren, machten sie ihm deshalb ja nicht weniger zu schaffen.

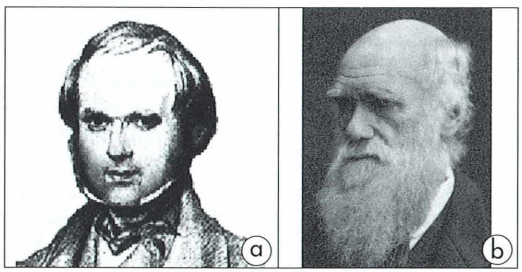


Abb. 4: Charles Darwin als junger Mann (a) und im Alter (b). Die Mühsal seiner Forschungen hat Spuren hinterlassen.

August Karl Joseph Corda (1809–1849) und Emile Maupas (1842–1916)

Im gleichen Jahr wie Charles Darwin wurde August Karl Joseph Corda geboren (1809–1849). Er lernte in Prag den Beruf eines Kaufmanns und betrieb nebenher medizinische Studien. Alexander von Humboldt, selbst kaum als Mikroskopiker bekannt, führte ihn an botanische Studien mit dem Mikroskop heran, wofür er ab 1830 in Berlin tätig war. 1834 wurde Corda Kustos am Böhmischen Nationalmuseum in Prag. Er machte sich einen Namen als hervorragender Zeichner, war ein ausgezeichneter Mikroskopiker und erforschte die Pilze, wofür er das Mikroskop als Forschungsinstrument einführte. Eine Seereise, die Zeitgenosse Darwin – gesund wie kaum je wieder in seinem Leben – ohne große Zwischenfälle überstanden hatte, wurde Corda zum Verhängnis. Bei der Rückreise aus Texas erlitt er Schiffbruch, wobei er starb.

Von Beruf war Emile Maupas Bibliothekar in Algier. Mit seinem Steckenpferd errang er nicht nur die Aufmerksamkeit der wissenschaftlichen Welt seiner Zeit (1842–1916), sondern sicherte sich auch einen Platz in der Geschichte der Protozoologie. Er studierte die Konjugation der Ciliaten und zog Schlussfolgerungen für den Lebenszyklus der Wimpertiere. Maupas beobachtete und beschrieb die Unterschiede zwischen den Kernen der Einzeller und den Spermien und Eiern der Mehrzeller. Schließlich schrieb er vergleichende Monographien über Suctorien und Ciliaten. Seine Hypothesen über den Lebenszyklus von Ciliaten lieferten späteren Forschern die Grundlage für ihre Gedankengebäude. 1884 traf er mit dem großen Protozoologen Eugène Pénard zusam-

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

men, der in Algier die Bibliothek benutzte. Sie hatten ein langes Gespräch miteinander – ohne dass Maupas seinem Gegenüber seine Identität verraten hätte.

Alfred Kahl (1877–1946)

Eine unvergleichliche Arbeit leistete der Hamburger Gymnasiallehrer Alfred Kahl (Abb. 5). Wie Corliss 1978 hervorhebt, ist Kahls Rekord in der Protozoologie nicht wieder erreicht worden: Der Pädagoge publizierte mit fast 50 Jahren seine erste wissenschaftliche Arbeit, veröffentlichte in nur neun Jahren insgesamt 15 bedeutende Schriften und beendete dann abrupt seine Publikationstätigkeit. Der Kern seiner Lebensleistung ist die Veröffentlichung eines Bestimmungsschlüssels in Dahls DIE TIERWELT DEUTSCHLANDS, nach wie vor ein Bestimmungsstandardwerk, wenn auch aus heutiger Sicht vieles daran korrekturbedürftig ist. Aber Kahl lieferete eine Übersicht fast aller bekannten Ciliaten, mit exakten Zeichnungen, die er ausschließlich selbst angefertigt hatte. Diese immense Arbeit samt vieler Erstbeschreibungen von Arten leistete Alfred Kahl völlig alleine. Man vermag sich auch im Abstand von Jahrzehnten vorzustellen, wieviele Stunden der Mann vor seinem Mikroskop und an seinem Schreibtisch gesessen haben muss, um ein solches Werk zu schaffen. Dabei war er eher durch Zufall an die Einzeller geraten. Seine Tochter studierte Medizin und belegte einen Protozoenkurs im Hamburger Tropeninstitut. Der interessierte Vater war fasziniert und begann mit eigenen Studien.

Abb. 5: Alfred Kahl vor seinem Mikroskop.

Bruno M. Klein (1891–1968)

Noch ein Einzelgänger ist zu nennen: Bruno M. Klein (Abb. 6). Der Wiener Bub bekam mit 16 Jahren ein Mikroskop und wurde später Präparator am Naturhistorischen Museum. Dort entdeckte und entwickelte er die Silberlinientechnik für Ciliaten, die er auf Anraten seines Freundes Bretschneider veröffentlichte. Anders als Kahl interessierte er sich nicht für Morphologie und Taxonomie. Als Anerkennung seiner Arbeit ernannte ihn die Society of Protozoologists zum Ehrenmitglied; außerdem wurde ihm 1952 die Ehrendoktorwürde der Wiener Universität verliehen.

Abb. 6: Bruno M. Klein.

Fazit

Sie lassen sich kaum über einen Leisten schlagen, die Dilettanten, Amateure, Liebhaber, Privatgelehrten, Hobbyforscher (Abb. 7). Zu unterschiedlich sind Herkommen, privater und beruflicher Hintergrund, Lebensgeschichte, Zeitumstände. Ein Antoni van Leeuwenhoek

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

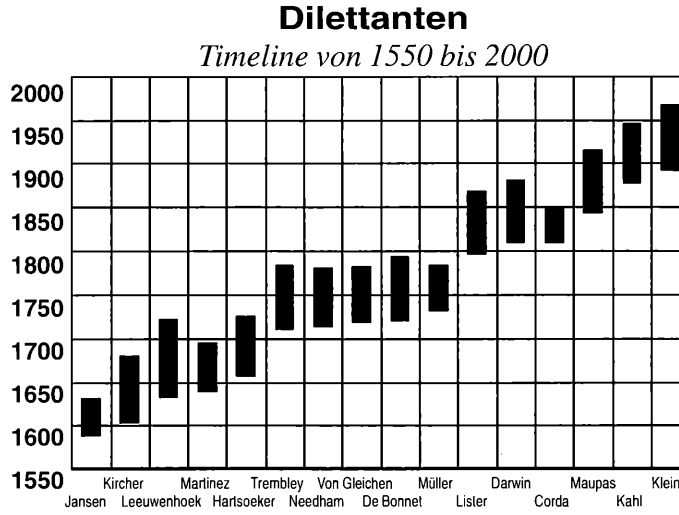


Abb. 7: Zeittafel der für die Mikroskopie und Protozoologie außerordentlich wichtigen Mikroskopier-Dilettanten.

arbeitete in einem anderen Umfeld als ein Alfred Kahl. Während sich im 17. Jahrhundert eine moderne Scientific Community samt ihren Regeln erst abzuzeichnen begann, war sie für Alfred Kahl schon fest gefügt. Die wissenschaftliche Welt gewann im 17. und 18. Jahrhundert ihre Autonomie von staatlicher Bevormundung. Deshalb war sie gezwungen, ihre eigenen Regeln (Methoden, Forschungsgebiete, Veröffentlichungswesen, Ethik) zu entwickeln. Dies war mit ein Grund für die Bildung der wissenschaftlichen Gesellschaften, die einen erheblichen Teil dieser Arbeit leisteten. Neue Disziplinen entstanden und wurden anerkannt. Das Wissen wuchs, und damit zugleich der Zwang zur Spezialisierung. Der Drang zur Professionalisierung hatte ganz handfeste Gründe.

Zurück zu unseren Amateuren: Außer Charles Darwin gingen sie alle einem Brotberuf nach, um die materielle Existenz zu sichern. Und während Darwin eine immense Bandbreite in seinen Forschungen abdeckte – von der Geologie über die Botanik bis zur Anthropologie –, bilden der Ciliatenspezialist Alfred Kahl und der Methodenspezialist Bruno M. Klein mit seinen Silberlinien den Gegenpol als Forscher, die sich einem eng umgrenzten Thema widmeten. Dass sie alle keine studierten Wissenschaftler waren (jedenfalls nicht in ihrem Fachgebiet), bedeutet ja nicht, dass sie ihr Handwerk nicht beherrscht hätten. Entweder betraten sie schlicht Neuland wie Leeuwenhoek und setzten dabei Maßstäbe, oder sie eigneten sich die notwendigen Kenntnisse an wie Darwin oder Kahl. Dies reichte aus, das beweist die Anerkennung der Fachwelt, die sie fanden. Denn auch das unterscheidet diese Liebhaber von Dilettanten im heutigen, abwertenden Sinn: Nicht sie selbst postulierten ihren Platz in der wissenschaftlichen Welt, sondern die Fachleute, deren Urteil sie sich stellten (und das sie akzeptierten).

Dieser Platz kann gesichert werden durch eine bedeutende Entdeckung wie Kleins Silberliniensystem, durch eine beharrliche systematische Arbeit wie die Kahls über die Ciliaten oder durch eine neue Theorie, die das wissenschaftliche Weltbild revolutioniert wie bei Darwin (auch wenn die zu seinen Lebzeiten seinen Platz gerade nicht sicherte).

Wer in der Fachwelt anerkannt werden will, der muss sich vor allem der anerkannten Methoden seines Gebietes bedienen. Es war nicht die geringste Sorge Darwins, dass er mit unkonventionellen Methoden zu seiner Theorie von der Entstehung der Arten gelangt sein könnte, was ihre Stichhaltigkeit beeinträchtigt hätte. Nicht umsonst hatte er acht Jahre des strapaziösen Mikroskopierens in die Rankenfußkrebse investiert. Das war seine Reifeprüfung in wissenschaftlicher Methodik.

Heute gelten Dilettanten oft als Außenseiter – gerade wenn sie sich in die Scientific Community hineindrängen. Die beschriebenen Wissenschaftler waren keine Außenseiter ihrer wissenschaftlichen Welt. Sie lebten vielleicht – wie Leeuwenhoek oder Darwin, Kahl oder Klein –

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

fernab des Wissenschaftsbetriebs, aber das hatte entweder mit der Vorliebe für einen bestimmten Lebensstil zu tun oder war beruflich bedingt.

Wie aber sind diese Amateure nun zu unterscheiden von den vielen Liebhabern, die ebenso zu ihrem Vergnügen durch das Mikroskop geschaut haben und denen die Nachwelt keine Kränze flicht? Nennen wir stellvertretend den Dichter Johann Wolfgang von Goethe, den Erfinder und Konstrukteur Gottlieb Daimler oder den Philosophen Georg Christoph Lichtenberg. Von allen dreien ist überliefert, dass sie – jedenfalls zeitweise – begeisterte Mikroskopiker waren. Dennoch kennt man sie heute wegen anderer Leistungen. Warum? Diese Männer haben vor allem von ihren Beobachtungen nichts veröffentlicht (Goethe beschrieb seine Beobachtungen in Briefen und Tagebüchern), haben also gegenüber der wissenschaftlichen Welt nicht den Anspruch erhoben, etwas Neues entdeckt zu haben. Daraus folgt natürlich, dass die Fachwissenschaft über ihre Beobachtungen auch gar kein Urteil fällen konnte. Nur wer sich dem Urteil der Fachwelt stellt, gehört erst einmal dazu. Ob das auf Dauer so bleibt, entscheidet sich daran, ob die veröffentlichten Ergebnisse die Nachprüfung durch andere bestehen.

Offen muss bleiben, woher die Begabung kommt, sich mit überdauerndem Erfolg einer anspruchsvollen Wissenschaft zu widmen und sich dabei über Barrieren hinwegzusetzen. Charles Darwin war sozusagen vorbelastet durch Großvater und Vater. Leeuwenhoek allerdings kam aus einer Kaufmannsfamilie; Kleins Vater schließlich war Sachverständiger am Staatsnotenatelier. Sicher ist: Diese Männer verspürten jene Faszination, die auch heute noch ungezählte Menschen als echte Dilettanten ans Mikroskop bringt, auch wenn keine wissenschaftlichen Leistungen dabei herauskommen.

Literaturhinweise

Aescht, E.: Die Erforschung der Urtiere (Protozoen) in Österreich. In: Aescht, E. (Hrsg): Die Urtiere – eine verborgene Welt. Katalog des OÖ. Landesmuseums *71*, 8–79 (1994).

Corliss, J. O.: A salute to fifty-four great microscopists of the past: a pictural footnote to the history of protozoology. Trans. Am. Microsc. Soc. *97*, 419–458 (part I), *98*, 26–58 (part II) (1978/1979).

Desmond, A., Moore J.: Darwin. List Verlag, München/Leipzig 1992.

Entzeroth, A.: Geschichte der deutschsprachigen Protozoen-Forschung. In: Aescht, E. (Hrsg): Die Urtiere – eine verborgene Welt. Katalog des OÖ. Landesmuseums *71*, 80–89 (1994).

Gloede, W.: Vom Lesestein zum Elektronenmikroskop. Berlin 1986.

Jahn, I. (Hrsg): Geschichte der Biologie. 3. Aufl., Gustav Fischer, Jena 1998.

Marien, W.: Auf den Spuren Leeuwenhoeks. Mikroskopiker in Antwerpen bauen Leeuwenhoeks Mikroskope nach. Mikrokosmos *74*, 353–357 (1985).

Meyer, K.: Auf der Suche nach Leeuwenhoeks Arbeitsmikroskop. Mikrokosmos 88, 197–202 (1999).

Strathern, P.: Darwin und die Evolution. Fischer Taschenbuch Verlag, Frankfurt 1999.

Strauss, E. (Hrsg): Dilettanten und Wissenschaft: Zur Geschichte und Aktualität eines wechselvollen Verhältnisses. Rodopi, Amsterdam 1995.

Turner, G. L. E.: The origins of the Royal Microscopical Society. J. Microscopy *155*, 235–248 (1989).

Zey, R.: Lexikon der Forscher und Erfinder. Rowohlt Taschenbuch, Reinbek 1997.

Verfasser: Norbert Gregor Günkel,
Rudloser Str. 59, D-36367 Wartenberg

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

Mikroskopische Aufwuchs-Raritäten aus einem masurischen See – Periphyton-Untersuchungen

Wolfgang Jacob

Jeder begeisterte Mikroskopiker ist vielleicht schon einmal in die Lage gekommen, dass er auf einer Reise ein für eine Probenahme interessantes Objekt entdeckt, aber gerade einmal Zeit für eine einzige Probenahme hat. Mir erging es so auf einer Reise durch Städte und Landschaften Masurens und Pommerns im September 1999.

In Sensburg (Mragowo) inmitten der masurischen Seenplatte wurde an dem idyllisch gelegenen Czoš-See gerastet. Er gehört zu einem der kleineren der etwa 3300 ostpreußischen Seen. Er liegt annähernd von Nord nach Süd verlaufend in einer hügeligen, durch die Eiszeit geprägten Landschaft und hat eine Wasserfläche von über einem Quadratkilometer. An seinem Ufer befinden sich Pensionen, es wird Wassersport und Fischerei betrieben.

Probenentnahme

Die Probestelle in der Nähe der Pension Solar war ein von hohen Bäumen umgebener Bootssteg. In dem Mischbaumbestand fielen hohe Schwarzerlen auf. Bei der Probestelle wuchs Schilf, der Grund war kiesig, das Wasser bis zu etwa einem Meter kristallklar. Im Wasser wuchsen lichte Bestände von Laichkraut (*Potamogeton* spec.) und Wasserpest (*Elodea canadensis*), etwas tiefer Armleuchteralgen (*Chara* spec.). Es wurde eine Schöpfprobe mit einem Anteil an Wasserpest und eine weitere Probe mit einer geringen Menge an Grundsand genommen (Probenvolumen jeweils 100 ml, Wassertemperatur etwa 15 °C). Die Proben konnten erst drei Tage später erstmalig ausgewertet werden. Sie wurden in dieser Zeit, soweit möglich, bei 6–8 °C gelagert. Die Auswertung erfolgte mit einem Lichtmikroskop der Fa. Novex, mit einem Mehrfunktionstubus wurden Foto- und Videoaufnahmen angefertigt.

Die entnommenen Wasserpflanzen (Wasserpest) hatten einen makroskopisch erkennbaren Bewuchs von bräunlicher Farbe, darin waren einzelne Fadenalgen zu erkennen. Die mikroskopische Beobachtung erbrachte eine eigentlich nicht erwartete Reichhaltigkeit, speziell an Aufwuchsorganismen. Dabei waren Diatomeen besonders zahlreich.

Eine zu Beginn der Untersuchungen vorgenommene pH-Wert-Messung in beiden Proben ergab bei 23 °C die fast idealen Werte von 7,03 und 7,01.

Die bei den mehrere Wochen dauernden Beobachtungen in beiden Proben gefundenen Organismen sind in Tabelle 1 zusammengestellt. Es folgen Ausführungen zu den einzelnen Gattungen und Arten.

Cyanophyta

In den Proben wurden bei den ersten Untersuchungen ausgesprochen wenig an Blaualgen gefunden. Es fielen wenige Fäden von *Oscillatoria agardhii* auf, die sich durch die Probe bewegten. Auf einem *Cladophora*-Faden (Abb. 1) konnte eine Kolonie von *Merismopedia* spec. gefunden werden. Die anfänglich nur in einem geringen Maße vorhandenen *Tolypothrix*-Fäden (Abb. 14) vermehrten sich bei der Aufbewahrung der Probe recht schnell. Für den Mikroskopiker waren vor allem die sehr gut ausgebildeten Scheinverzweigungen mit meist drei kugel- bis zylindrischen Grenzzellen interessant. Weitere Blaualgen waren *Anabaena* spec. und Auf-

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

Tabelle 1: Identifizierte Organismen.

Cyanophyta
Anabaena spec.
Calothrix spec.
Merismopedia spec.
Oscillatoria aghardii
Tolypothrix lanata

Diatomeen
Achnanthes spec.
Amphora ovalis
Cocconeis placentula
Cymbella lanceolata
Cymbella ventricosa
Cymbella (*Encyonema*)
Cymbella spec.
Diatoma vulgare
Epithemia argus
Epithemia turgida
Eunotia arcus
Fragilaria capucina
Fragilaria spec.
Gomphonema acuminatum
Gomphonema spec.
Gyrosigma acuminatum
Navicula spec.
Rhopalodia gibba
Rhoicosphenia curvata
Synedra ulna
Synedra spec.

Trichale Algen
Cladophora glomerata
Cylindrocapsa involuta
Mougeotia spec.
Oedogonium spec.
Ulothrix subtilissima
Ulothrix spec.

Desmidiales
Closterium spec.
Cosmarium spec.
Staurastrum spec.

Sonstige Algen
Asterocystis smaragdina
Pediastrum spec.

Protozoa und Zooplankton
Rhizopoda
Polychaos faciculata
Centropyxis spec.
Ciliata
Euplotes spec.
Vorticella monilata
Gehäuseciliat
Rotatoria
Euchlanis spec.
Philodina spec.
Gastrotricha
Chaetonotus spec.

wachskolonien von *Calothrix* spec. auf *Cladophora*.

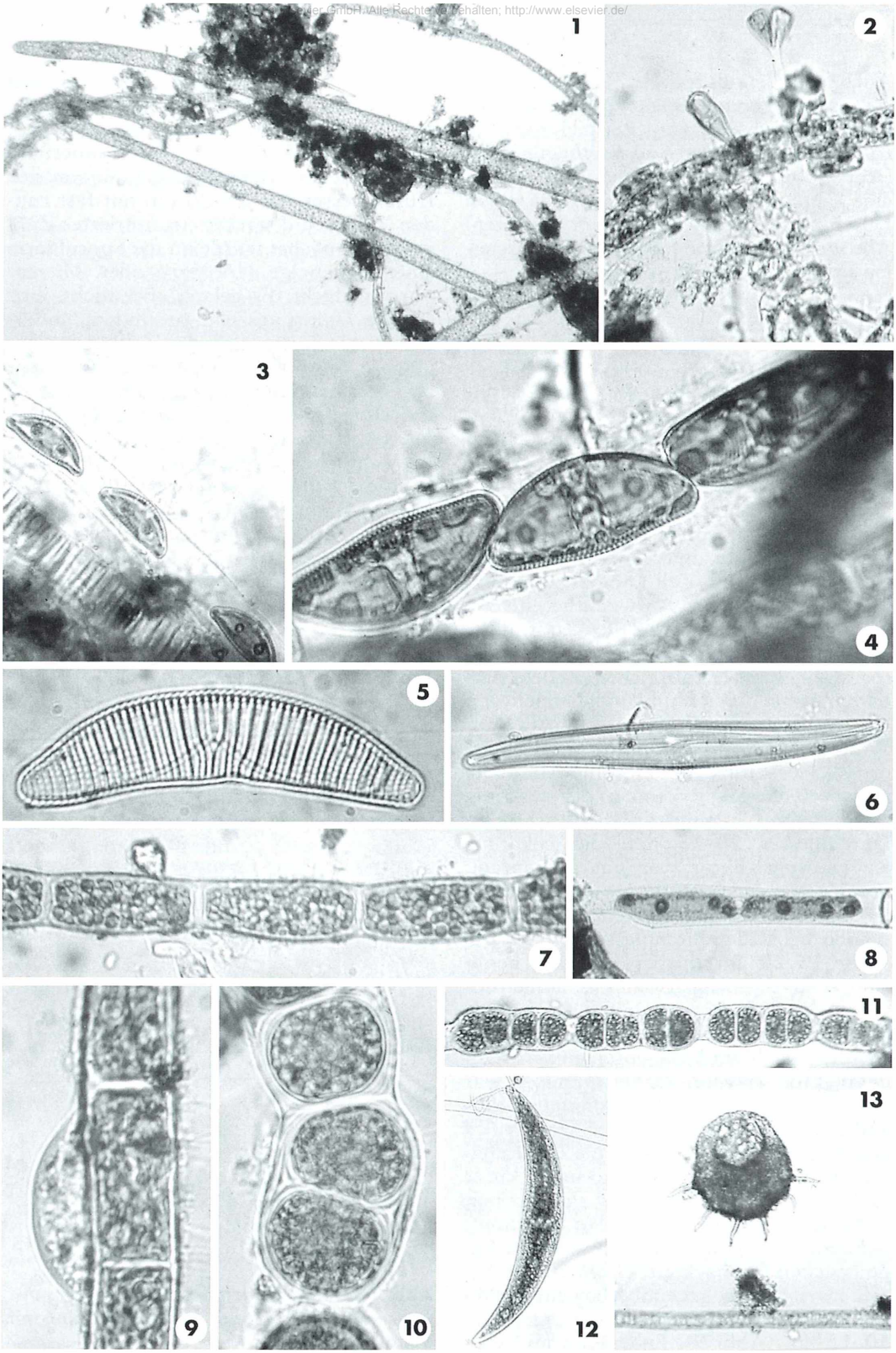
Diatomeen

Wasserpest und vorhandene Algenfäden waren auffallend dicht mit Diatomeen bewachsen. Besonders häufig war die sogenannte Flache Algenlaus (*Cocconeis placentula* (Abb. 2)) in den Abmessungen von 30–40 µm × 22–30 µm zu beobachten. Oft waren die charakteristischen Formen von *Rhoicosphaenia curvata* zu sehen. Diese Alge ist ein bekannter Anzeiger der Gewässergüte und vielfach in der beta-mesosaproben Zone anzutreffen. Ein weiterer Teil der in dieser Probe gefundenen Kieselalgen ist dieser Wasserqualität zuzuordnen. Das gilt unter anderen für *Cymbella ventricosa* (Abb. 3 und 4) und *Synedra ulna*. Von der letzteren wurden Exemplare bis zu einer Länge von 230 µm und etwa 15 µm Breite gefunden. Groß war auch eine *Rhopalodia*-Art, wahrscheinlich *R. gibba*, mit 196 µm Länge und 30 µm Breite; beachtlich war auch *Cymbella lanceolata*. In der Probe befanden sich lange Bänder von *Fragilaria capucina* und einer weiteren nicht bestimmten Art dieser Gattung neben flachen Bändern von *Diatoma hiemale*. Erwartet, aber nicht gefunden, wurde *Fragilaria crotonensis*.
Beeindruckend für den Mikroskopiker waren aber Gallertschläuche in Längen von 100 bis etwa 3000 µm und mit Durchmesser von 30–50 µm. Diese Schläuche waren in meist regelmäßigen Abständen mit Diatomeen der Gattung *Cymbella*, Untergattung Encyone, besetzt. Diese Kieselalgen sahen der auf Gallertstielen lebenden Art *Cymbella ventricosa* sehr ähnlich. Das betrifft auch die Größe von 30 × 20 µm.

▶

Abb. 1–13: 1 *Cladophora*. 2 Aufwachsdiatomeen aus den Gattungen *Cocconeis* und *Gomphonema*. 3 und 4 *Cymbella* (*Encyonema*) im Schlauch. 5 und 6 Diatomeen aus dem Grundsand der Probe (*Epithemia* spec. und *Gyrosigma acuminatum*). 7 *Cladophora* (Winterform). 8 *Mougeotia* spec., Pyrenoide durch Lugolsche Lösung hervorgehoben. 9 *Ulothrix* mit Pyrenoiden. 10 und 11 *Cylindrocapsa involuta*. 12 *Closterium* spec. 13 *Centropyxis* spec.

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



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

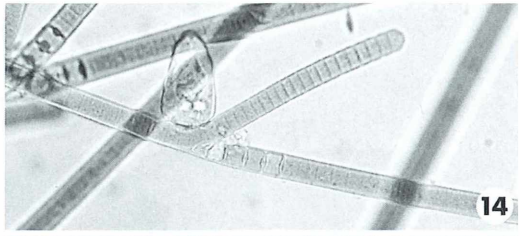
Auch der Grundsand der Proben erwies sich als ergiebige Quelle gut erhaltener Kieselalgenschalen, zum Beispiel von *Gyrosigma acuminatum* und *Epithemia* spec. (Abb. 5 und 6). Die Centrales waren durch eine Kette von *Melosira varians* mit einem Durchmesser von fast 40 µm vertreten. Alle weiteren gefundenen Kieselalgenschalen sind in der Tabelle aufgelistet.

Trichale Algen

Obwohl die Fadenalgen nur einen geringen Anteil der Probe ausmachten – lediglich Teile der Wasserpest waren von einem dünnen Algenrasen überwachsen – gestaltete sich die Bestimmung der Fadenalgen am aufwendigsten. Relativ schnell identifiziert waren die groben Fäden von *Cladophora glomerata* mit Durchmesser von über 60 µm und Zell-Längen von über 300 µm. Erheblichen Aufwand bereitete in diesem Zusammenhang die Zuordnung von unverzweigten Zellfäden mit tonnenförmigen, reservestoffreichen Zellen vom Durchmesser 19–25 µm und Längen von bis zu 50 µm. Sie konnten schließlich als Winterzellen von *Cladophora* spec. eingeordnet werden (Abb. 8). Wenig Mühe bereitete auch das Erkennen der Gattung *Oedogonium* in einem Fadenstück vom Durchmesser 20–25 µm; die bekannte Kappenringstruktur war gut ausgeprägt. Zwei Arten der Gattung *Mougeotia* (Abb. 7) mit hintereinander angeordneten Pyrenoiden bei Fadendurchmessern von 5 µm sowie 18–20 µm wurden ebenfalls beobachtet. Geringe Mengen an Lugolscher Lösung hoben die Pyrenoide gut hervor. Bei der Alge mit dem geringeren Durchmesser könnte es sich um *Mougeotia angusta* handeln. Eine sichere Artbestimmung war nicht möglich, da keine konjugierenden Fäden vorlagen.
Besondere Mühe bereiteten die Ulotrichales. Noch relativ einfach konnten kurze Fadenstücken von *Ulothrix subtilissima*, aufgewachsen auf *Cladophora*, bestimmt werden. Eine andere in nur wenigen Fadenstücken beobachtete *Ulothrix*-Art besaß zwei schräg gegenüberliegende Pyrenoide, der Zelldurchmesser erreichte 10–12 µm (Abb. 9). Endbecher und eine auffallend kegelförmige Endspitze waren vorhanden. Das Erscheinungsbild ähnelt stark dem von *Ulothrix bipyridinoides*.
Nach etwa 14 Tagen wuchsen innerhalb der Probe in wenigen Tagen Fäden mit Durchmesser von 23–30 µm mit fast runden Zellen und starker strukturierter Zellwand. Zunächst wurde an die Sporulation einer Fadenalge (*Ulothrix* oder *Microspora*) gedacht. Es gelang aber nicht, eine einzige Ursprungszelle zu finden, außerdem veränderten sich die Zellfäden über längere Zeit nicht. Eine Sporulation wurde schließlich ausgeschlossen. Es war die relativ seltene Fadenalge *Cylindrocapsa involuta* (Abb. 10 und 11).
Beträchtlichen Suchaufwand bereitete auch die Rotalge *Asterocystis smaragdina* (Abb. 15) mit etwa 16–20 µm Zell-Durchmesser. Da sie grünspanähnlich gefärbt war, wurde zunächst bei den Blaualgen gesucht, schließlich gelang die sichere Zuordnung.

Desmidiales

Zieralgen waren nur durch wenige Arten vertreten. Wenige Exemplare von *Cosmarium* spec., ähnlich *Cosmarium laeve*, seltener noch *Closterium* spec. (Abb. 12), und im Grundsand geringe Mengen an *Pe-*



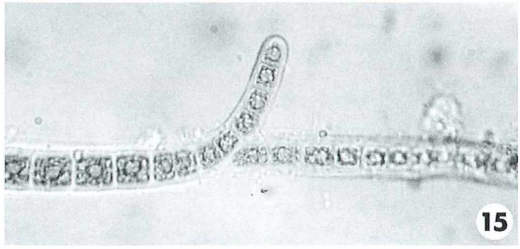


Abb. 14: *Tolypothrix* mit Scheinverzweigungen. – Abb. 15: *Asterocystis smaragdina* mit Verzweigung.

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

diastrum spec. war alles, was beobachtet werden konnte.

Protozoa und Zooplankton

Da es sich um eine Schöpfprobe ohne Verwendung eines Planktonnetzes handelte, war die Anwesenheit von tierischen Organismen noch mehr vom Zufall abhängig als bei den Pflanzen. Trotzdem konnten einige Beobachtungen gemacht werden.
In der frischen Probe wurde eine Amöbe *Polychaos fasciculata* und ein interessantes Exemplar des sessilen Ciliaten *Vorticella monilata* (45 × 60 µm) beobachtet. Fadenalgen und Wasserpest waren reichlich mit der beschalten Amöbe *Centropyxis* spec. bedeckt (Größe 225 µm) (Abb. 13). Relativ häufig war der Ciliat *Euplotes* in den Fadenalgenwatten anzutreffen. Rädertiere der Gattungen *Philodina* und *Euchlanes* konnten beobachtet werden. Nicht bestimmt werden konnte ein mehrfach beobachteter Ciliat, der in einem vasenförmigen, stiellosen und etwas randschiefen Gehäuse lebte (Gehäusehöhe 60 µm, -breite 25 µm). Der Ciliat enthielt manchmal Chlorellen, besaß eine auffällige Vakuole und ragte nur wenig über dem Gehäuserand hinaus. Der Fangapparat bestand aus wenigen, relativ groben Borsten. Im gestreckten Zustand war er annähernd sohlenförmig, er zog sich aber oft aus nicht erkennbarem Grund zusammen. Es wird versucht, aus der angefertigten Dokumentation eine spätere Bestimmung durchzuführen.
Auffällig war, dass in der Probe keine Exemplare von Cladoceren, Copepoden und Ostracoden gefunden wurden. Dies unterstreicht wohl die Zufälligkeit der Auswahl.

Zusammenfassung und Diskussion

Es wurde versucht, durch die Auswertung einer Probe einen Einblick in die Organismenvielfalt eines masurischen Sees zu geben. Es konnte eine Reihe recht interessanter Beobachtungen gemacht werden. Man muss aber davon ausgehen, dass eine einmalige Beprobung an einem Ort nur eine begrenzte Aussagekraft hat. Eine Einschätzung des Gesamtgewässers ist hierdurch in keiner Weise möglich. Trotzdem lässt sich aus dieser Beprobung einiges schlussfolgern: Es handelt sich bei diesem See um ein für den Mikroskopiker interessantes Gewässer. Es ist zumindest in der Nähe der Probestelle biologisch gesund und dort in der Nähe eines beta-mesosaproben Gewässers anzusiedeln. Vielleicht entdecken bald auch andere Hobby-Mikroskopiker die Vielfalt der ostpreußischen Seen als ein lohnendes Untersuchungsziel.

Literaturhinweise

Bittner, E.: Blaualgen (Cyanophyceen). Kosmos-Verlag, Stuttgart 1971.
Canter-Lund, H., Lund, W.G.J.: Freshwater algae. Biopress Limited, Bristol 1995.
Ettl, H.,Gärtner,G.: Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
Fott, B.: Algenkunde. Gustav Fischer Verlag, Jena 1959.
Krammer, K., Lange-Bertalot, H.: Bacillariophyceae. 2. Teil: Bacillariacea, Epithemiaceae, Surirellaceae. – 4. Teil: Achnanthaceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H., Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1988 und 1991.
Lokhorst, G.M., Vroman, M.: Taxonomic study on three freshwater *Ulothrix* species. Acta Bot. Neerl. 21, 449-480 (1972).
Lokhorst, G.M.: Taxonomic study of the genus *Microspora* Thuret. Algological Studies *93*, 1–38 (1999).
Printz, H.: Ulotrichales. Hydrobiologica *24*, 1–376 (1964).
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. 8. Aufl., Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1988.
van den Hoek, C.: Revision of the European species of *Cladophora*. Brill, Leiden 1963.

Verfasser: Wolfgang Jacob,
Rembrandtstr. 35, D-01983 Großräschen

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

Ein frühes Trommelmikroskop

Rudolf Drews

Die Form hat dem Gerät den Namen gegeben: Ein zylindrischer Grundkörper, darüber ein einseitig offener Raum mit Spiegel, der durch den runden Tisch abgedeckt wird, die Zylinderverlängerung nach oben ist der Tubusträger. Diesen Mikroskoptyp gibt es etwa seit 1800, und er stellt eine einfache und weniger kostspielige Alternative zu aufwendigeren Konstruktionen des 19. Jahrhunderts dar.

Mit dem Namen des Engländers Benjamin Martin (1707–1784) verbinden sich weitere der neuen Mikroskopkonstrukteur-Generation wie Adams, Cuff, Dellebarre und später Amici, die den in der Mitte von drei Füßen aufgehängten Tubus aufgaben und Spiegel, Kondensorlinse, Tisch und Tubus übereinander und beweglich an einer durch Füße gestützten Stange befestigten, vergleichbar einer vertikal aufgerichteten optischen Bank. In dieser Namensliste ragt Martin durch eine weitere Konstruktion heraus, die einen im 19. Jahrhundert beliebten Mikroskoptyp bestimmen sollte. Sein „Pocket Reflecting Microscope" von 1742 (Abb. 1) gilt als der Vorläufer der Trommelmikroskope. Martins Prototyp hatte zwar an der Basis einen Spiegel, war aber eher für Auflichtbeobachtung bestimmt. Eine spätere Konstruktion (Abb. 2) war auch für Durchlicht gut geeignet. Dieser Martinsche Mikroskoptyp wurde nachgebaut, wie Beispiele von ca. 1820 in Sammlungen und Museen belegen.

Das hier vorgestellte Gerät (Abb. 3, 4) stammt aus England und ist auf dem Tubus kursiv signiert „Crichton 112 Leadenhall St. London" Ein gleiches Gerät – das älteste der Sammlung – befindet sich im Kgl. Frederiks-Hospital in Kopenhagen. Ein so gut wie identisches, jedoch unsigniertes Mikroskop besitzt ein seitlich angebrachtes Tubus-Triebrad. Ein solches Gerät ist auch in „The Billings Microscope Collection" abgebildet.

Dass nicht Crichton, sondern Martin der Konstrukteur des Mikroskopes ist, belegt ein dem Gerät beigelegter zeitgenössischer Kupferstich, der das Mikroskop samt Zubehör abbildet und mit „Martins Compound Microscope. Improved" untertitelt ist (Abb. 2). Auf dem gleichen Papier befinden sich eine ausführliche Beschreibung des Gerätes sowie seiner Zubehörteile und eine in kleinerem Druck angehängte Gebrauchsanweisung in englischer und französischer Sprache.

Mikroskop-Aufbau

Über den Aufbau des Martin-Mikroskopes gibt die Abbildung 3 erste Aufschlüsse. Die Arbeitshöhe beträgt ungefähr 30 cm. Die Grob- und zugleich Feineinstellung erfolgt durch Verschieben des Tubus. Im oberen Tubusteil sind ein zweilinsiges Okular und darunter eine Feldlinse eingeschraubt. Die Objektive – es gibt davon sechs – tragen jeweils nur eine Linse. Innerhalb des Zylinders befindet sich der Tisch mit einer großen zentralen Öffnung. Weder gibt es darunter einen Kondensor noch eine Blendenhülse. Im unteren Mikroskopteil ist ein Doppel- (Hohl-, Plan-) Spiegel angebracht. Die zu untersuchenden Objekte können durch das reichhaltige Mikroskopzubehör, das zusammen mit dem Mikroskop in einem z. T. samtausgelegten Mahagonikasten untergebracht ist (Abb. 4 und Titelbild) auf verschiedene Weise präsentiert werden:

Mikroskop-Zubehör

Für die Durchlichtbeobachtung größerer Objekte, auch von Wasserorganismen, gibt es ein Uhrglas sowie ein Messingschälchen mit Glasboden. Beide Gefäße passen in die erwähnte große Tischöffnung. Für Auflichtbeobachtung steht eine Schwarz-Weiß-Platte aus Elfenbein zur Verfügung. Der Mikroskopzylinder besitzt

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

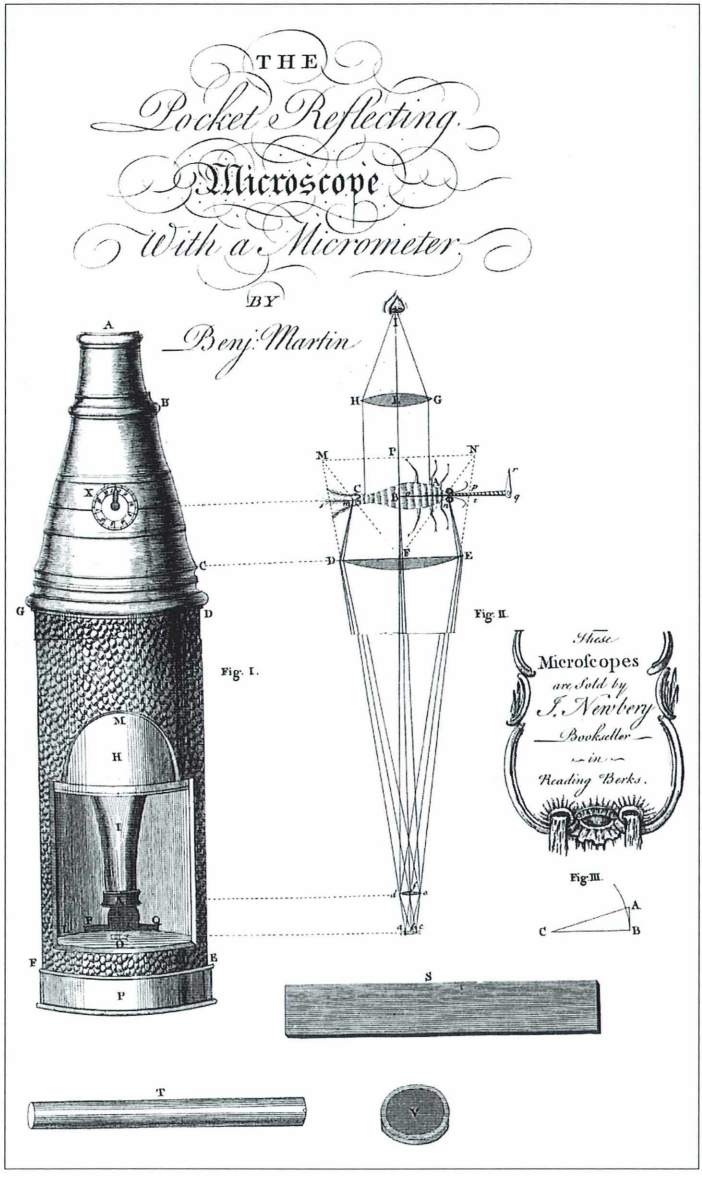


Abb. 1: Martins „Pocket Reflecting Microscope" von 1742.

über dem Tisch zwei seitliche Löcher, in denen ein Glasröhrchen, das zeitübliche Fischrohr (Aalkieker), horizontal gehalten wird und so die Beobachtung insbesondere des Blutkreislaufs in der Schwanzflosse von Fischen ermöglicht. Insekten und andere geeignete Objekte können mit einer selbsthaltenden Pinzette fixiert werden, die in ein im Tisch vorhandenes Loch gesteckt wird. Sie ist in jeder horizontalen Richtung dreh- und verschiebbar. Dieser praktische Objekthalter ist 1720 von Culpeper (1665–1738) entwickelt worden. Zur Beleuchtung des Objekts mit Auflicht dient eine in Messing gefasste Linse, die mit einem stabförmigen Halter ebenfalls in ein Tischloch gesteckt werden kann. Als weiteres Präpariergerät gehören Pinsel, Pinzette, Lupe und eine Nadel mit Holzgriff zur Ausstattung. Für erste orientierende mikroskopische Beobachtungen sind dem Gerät sechs je mit vier Präparaten bestückte Objektträger aus Holz beigefügt. Vier davon sind mit zwischen Glimmerblättchen ge-

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

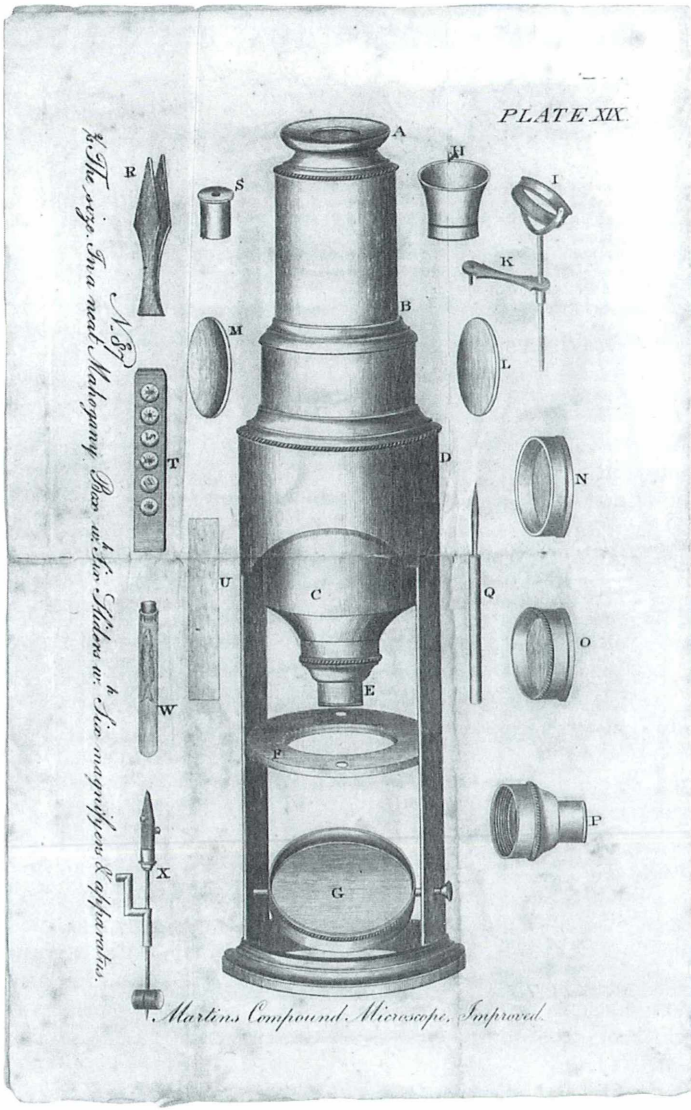


Abb. 2: Martins „Zusammengesetztes und verbessertes Mikroskop (2. Hälfte 18. Jhd.).

schützten trockenen Objekten bestückt, in zwei Objektträgern befinden sich Auflichtobjekte. Für die mikroskopische Beobachtung wird der Objektträger zwischen den Mikroskoptisch und eine darunter befindliche Platte geschoben, die mit einer Feder gegen den Tisch gepresst wird. Dieser sogenannte „Objektfederhalter" (im dänischen Sprachgebrauch) wurde von dem Italiener Filippo Bonanni (1683–1725) entwickelt. Zum weiteren Zubehör zählen zwei lange und schmale Glasobjektträger.

Vergrößerungen und Auflösungsvermögen

Die mit dem Martin-Mikroskop erreichbaren Gesamtvergrößerungen liegen zwischen 20- und 100fach. Da die Objektive einlinsig sind und die Achromatisierung noch in den Kinderschuhen steckte (Charles Chevalier baute 1824 das erste Mikroskop mit achromatischen Linsen), werden im Martin-Mikroskop die Linsenfehler zu einem gewissen Grade neben ihrer Hauptfunktion von der Feldlinse reduziert. Zudem sind der Vergrößerungsmaßstab der

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

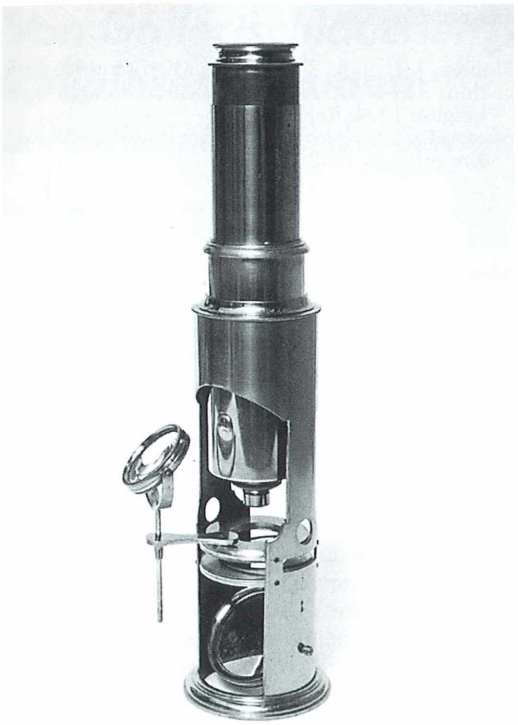


Abb. 3: Martin-Mikroskop von 1820.

Objektive gering und ihre Lichtdurchtrittsöffnung klein. Bei der mikroskopischen Beobachtung fallen daher keine Farbsäume auf, wohl aber – je nach Objektiv – eine mehr oder weniger vorhandene Bildfeldwölbung. Für die Objektive wurden folgende ungefähre Maßstabszahlen ermittelt:

Obj. 6	3,2×	Obj. 3	7,3×
Obj. 5	4,0×	Obj. 2	11,5×
Obj. 4	5,5×	Obj. 1	(Linse fehlt, 16× geschätzt)

Anhand einer großen Testdiatomee *(Pinnularia opulenta)* wurde für die Objektive 2 und 3 eine ungefähre numerische Apertur von 0,1 ermittelt. Das Okular vergrößert 12,5×, die Feldlinse halbiert den Wert. So ist letztlich unter Verwendung des Objektives Nr. 1 eine ungefähre Gesamtvergrößerung von 100× möglich.

Wie einleitend erwähnt, waren Trommelmikroskope fast das ganze 19. Jahrhundert ein beliebter Mikroskoptyp. Auch Fraunhofer hatte 1811 eines gebaut. Viele weiter bekannte

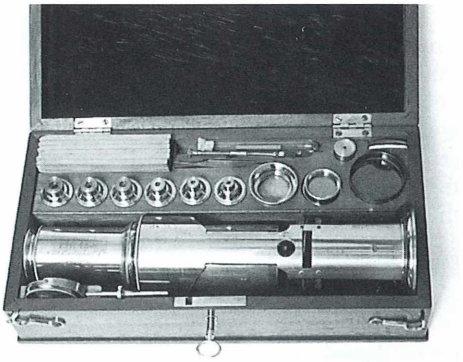


Abb. 4: Martin-Mikroskop mit Zubehör im Mahagonikasten.

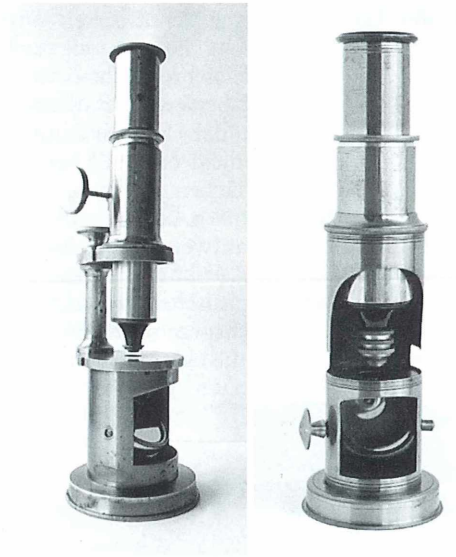


Abb. 5: Zwei Trommelmikroskope (um 1860). Links ein „moderner" Typ mit Zahnrad und Zahnkerbung (in den Tubus eingearbeitet). Die Stativsäule enthält bei ähnlichen anderen Geräten zusätzlich eine Feintriebschraube; Höhe 26 cm. Rechts ein Reisemikroskop mit einem dreilinsigen Objektiv; Höhe 16 cm.

Mikroskopbauer haben Trommelmikroskope auf den Markt gebracht, so Chevalier, Nachét, Schiek, Oberhäuser und Hartnack. Zwei Trommelmikroskope unbekannter Hersteller zeigt die Abbildung 5.

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

Am Ende des 19. Jahrhunderts ist man von Trommelmikroskopen abgekommen. Die Gründe dafür waren mehrere: Der Spiegel ließ Licht nur von einer Seite zu, Tisch und Spiegel waren nicht höhenverstellbar, für eine gute Gerätestandfestigkeit boten sich geeignetere Fußkonstruktionen an. Vom technischen Gesichtspunkt her waren Trommelmikroskope eine Sackgasse, denn sie waren für eine Weiterentwicklung weniger geeignet als andere Mikroskoptypen.

Literaturhinweise

Hansen, J. L. u. a.: The Billings Microscope Collection. Armed Forces Institute of Pathology, Washington 1974; Reprint 1987.
Moe, H.: Mikroskopets Historie, Rhodos-Verlag, Kopenhagen 1990.

Verfasser: Rudolf Drews, Str. 366, Nr. 3,
D - 13503 Berlin

Kurze Mitteilung

Frösche und Reifen: Bionik auf dem Vormarsch

Dank der Untersuchungen schottischer Wissenschaftler, die erforscht haben, wie sich Baumfrösche kopfüber festhalten, gibt es demnächst Autoreifen mit besserer Straßenhaftung. Dr. Jon Barnes von der Universität Glasgow (Institute of Biomedical & Life Sciences) entdeckte, dass die Fußflächen der Frösche ein komplexes Muster aus mikroskopisch kleinen Rillen und Erhebungen aufweisen und deshalb besonders haftfähig sind (Abb. 1).
Biomimetic im angelsächsischen Sprachraum oder Bionik im deutschsprachigen Ländern heißt die Wissenschaft, die sich mit den Möglichkeiten, die uns die Natur bei der Suche nach neuen oder verbesserten Materialien bietet, befasst. Schon 1868 hat man sich beispielsweise den Stacheldraht von den Dornen abgeschaut, später die Konstruktion des Eiffelturms (1889 realisiert) von einem Oberschenkelknochen. Kürzlich wurde im MIKROKOSMOS über den hochdotierten Philip-Morris-Preis für die Aufdeckung des sogenannten Lotus-Effekts berichtet. Und nun gibt es bald Reifen mit besserer Haftung – dank sogenannter Baumfrösche.

Abb. 1: Dank der Untersuchungen schottischer Wissenschaftler, die erforscht haben, wie sich Baumfrösche kopfüber festhalten, gibt es demnächst vielleicht Autoreifen mit besserer Straßenhaftung.

Diese leben überwiegend in tropischen subtropischen Regionen, eine Art aber auch im südlichen Europa. Barnes untersuchte, warum 14 Arten von Baumfröschen aus Trinidad beharrlich kopfüber an einer Glasfläche haften bleiben. Die Frösche benutzen die Oberflächenspannung des wässrigen Schleims, der von ihren Drüsen ausgeschieden wird – vergleichbar nassem Löschpapier an einem Wasserglas. Der schottische Wissenschaftler konnte zudem herausfinden, dass schwerere Frösche länger hängen bleiben als erwartet, da sie im Vergleich zu ihren leichteren Artgenossen eine fast doppelt solche Adhäsionskraft hatten.
Die Forschungen von Barnes sind keineswegs für den wissenschaftlichen Elfenbeinturm gedacht. Ziel ist es vielmehr in der Tat, mit Unternehmen ein Reifenprofil zu entwickeln, das den Fußflächen der Frösche ähnelt und maximale Bodenhaftung bei minimaler Rollbehinderung aufweist.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Von Gallertschläuchen, Schleimhaaren und Zelluloseschrauben

Teil I: Die Epidermis der Samenschale von Cuphea und Ruellia

Eberhard Schnepf

Viele Samen und manche Früchte haben an der Außenseite ihrer Schale Zellen, welche verquellen, wenn sie befeuchtet werden. Während z. B. beim Leinsamen einfach die dicke Außenwand der Samen-Epidermiszellen anschwillt, haben andere Pflanzen sehr raffiniert gebaute Schleimzellen, die nicht nur reizvolle Objekte für den Mikroskopiker sind, sondern auch zeigen, wie die Natur es schafft, daß diese Gebilde nicht diffus verschleimen, sondern sich nur in einer Richtung ausdehnen.

Kürzlich konnte man im MIKROKOSMOS lesen und sehen, wie moderne Klebetechniken funktionieren (Hausmann, 1999). Nun, auch die Natur hat solche Techniken erfunden. Die verschleimenden Außenschichten der Samen vom Lein *(Linum usitatissimum)* und der Kresse *(Lepidium sativum)* kennt wohl jeder aus eigener, makroskopischer Erfahrung. Solche myxospermatische Diasporen sind nicht selten. Der Schleim, der sich bildet, wenn die Samen befeuchtet werden, dient dazu, ihn am Boden festzukleben. Der Samen kann dann nicht verweht werden. Außerdem bietet der Schleim das nötige Widerlager, wenn die Keimwurzel in den Boden getrieben wird (Haberlandt, 1924, S. 190ff.). Besonders häufig treten solche schleimbildenden Samen bei Wüstenpflanzen auf, wie v. Murbeck (1919) fand. Von 205 Arten aus der Sahara, die er untersuchte, waren 40 myxospermatisch.

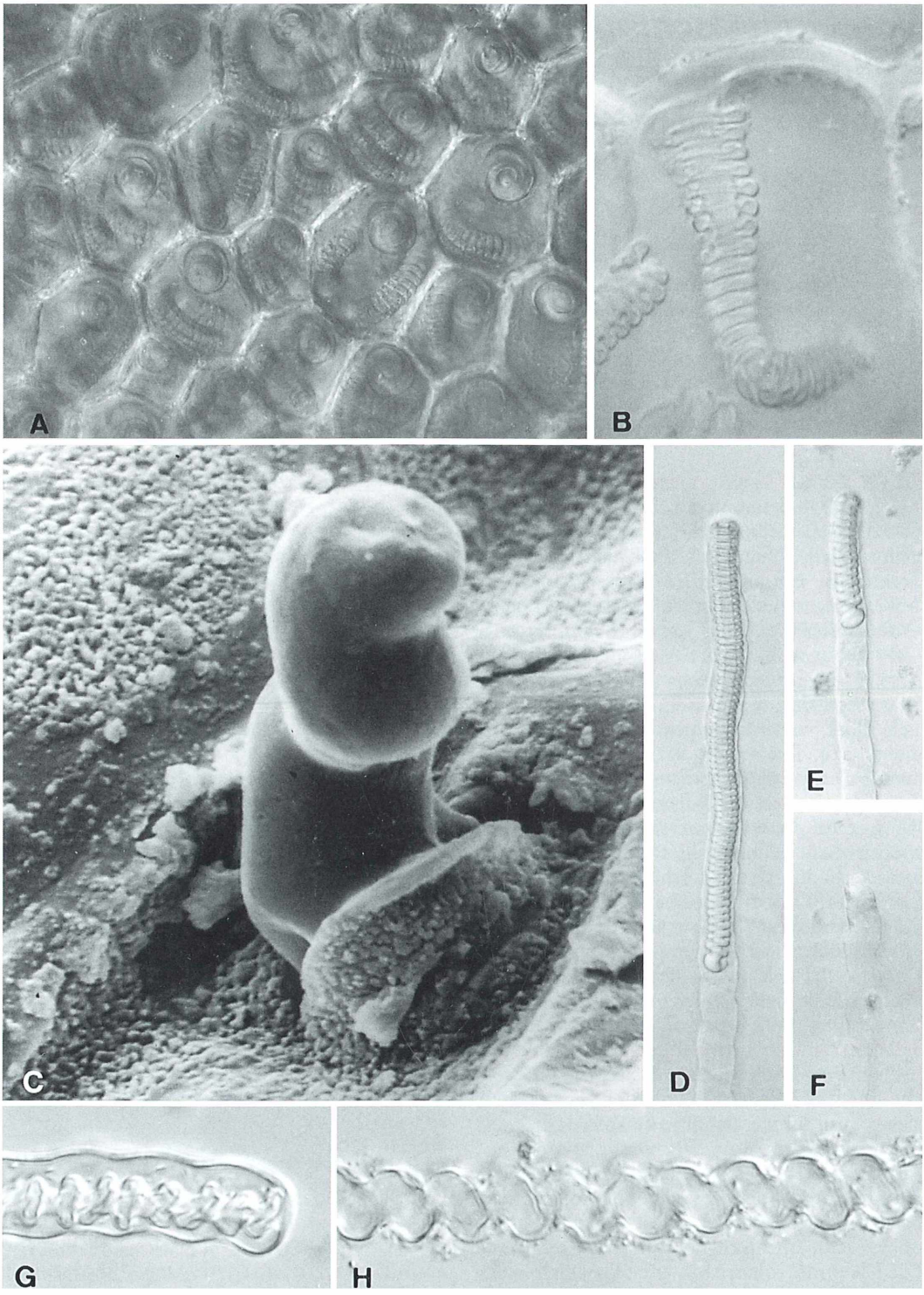
Das quellbare Material besteht in der Regel aus pektinähnlichen Substanzen, die eine hohe Wasseraufnahme-Kapazität haben. Darin eingelagert sind meistens sehr feine Zellulose-Fibrillen. Wenn der Samen trocken ist, sind solche Quellschichten sehr hart und dann lassen sich oft nur schwer Schnitte herstellen, die man mikroskopieren kann. Wenn er vor der Präparation angefeuchtet wird, sind die zarten Gallertstrukturen hervorgetreten und werden beim Schneiden leicht zerstört. Dennoch lohnt es sich sehr, sie mikroskopisch zu untersuchen. Die Klebkraft solcher Schleime lässt sich leicht demonstrieren, indem man einen entsprechenden Samen, zum Beispiel von einem Salbei, in einem großen Tropfen Wasser auf eine Glasplatte bringt. Der Schleim tritt schnell hervor. Wenn das Ganze wieder eingetrocknet ist, lässt sich der Samen nur schwer von seiner Unterlage ablösen.

Die Gallertschläuche von Cuphea

Cuphea, die Höckerblume oder das Köcherblümchen, ist eine alte Gartenpflanze, die allerdings heute nur selten noch kultiviert wird. Sie gehört zu den Lythraceae, den Weiderichgewächsen. Die Lythraceen sind bekannt für ihre Schleimhaare, die aber im morphologischen Sinn eigentlich gar keine Haare sind, sondern wie bei den einheimischen *Lythrum*-(Weiderich-)Arten, Gallertschläuche (Küster, 1956, S. 657ff.).

Bei *Cuphea* werden sie nach Eschrich (1995) auch als Schläuche des Pharao bezeichnet; ihre Darstellung dort (Eschrich, 1995, Abb. 11.42) ist aber in Details nicht ganz richtig. Bei *Cuphea* sind die Epidermiszellen der Samenschale fast vollständig gefüllt mit einem langen Schlauch (Abb. 1A). Er ist schraubig eingefaltet, mit sehr niedrigen Schraubenwindungen, und sitzt an der Außenwand der Zelle an (Abb. 1B), ist also eigentlich ein in das Zellinnere gewachsener hohler Teil der Epidermis-Außenwand. Wenn der Samen befeuchtet wird, quillt das Material, das den Rest des Zell-Lumens ausfüllt. Durch den erhöhten Binnendruck reißt die Epidermis-Außenwand an einer Sollbruchstelle auf, die Ansatzstelle des Schlauches

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



wird einseitig abgehoben und der Schlauch nach außen gedrückt (Abb. 1C). Das beginnt, wenn man den Samen in Wasser legt, meist nach etwa einer Stunde. Dabei stülpt sich der Schlauch am Ansatz um, wie der Finger eines Handschuhs. Seine Innenseite kommt dabei nach außen, die hohle schraubige Röhre wird nachgezogen. Das austretende haarähnliche Gebilde besteht also zunächst aus zwei ineinander steckenden Schläuchen (Abb. 1D), die an der Spitze ineinander übergehen (Abb. 1G). Hier wird der Innenteil zum Außenteil. Der Innenteil wird dadurch immer kürzer (Abb. 1D, 1E), der Schlauch verlängert sich dabei, getrieben durch den Quellungsdruck des Zellinhalts. Schließlich stülpt sich mit einem Ruck auch das letzte Stück des Innenteils um; die Spitze bläht sich leicht auf (Abb. 1F). Der Schlauch ist dann etwa 2,5 mm lang. In diesem Zustand ist er ziemlich glatt (Abb. 1D, 1E), seine vordem schraubige Struktur ist aber noch erkennbar, nur sind die Windungen jetzt viel steiler. Er ist prall gefüllt mit dem gequollenen Material aus der Zelle.

Dieser Prozess, den schon Correns (1892) eingehend untersucht hat, läuft also ganz ähnlich ab wie beispielsweise das Explodieren einer Nesselkapsel, ist natürlich aber viel langsamer, dauert mehrere Minuten. Die Voraussetzungen dafür sind einmal, dass die Zelle ein stark quellbares Material enthält, wobei die Quellung ungerichtet ist, und zum anderen, dass das quellbare Material nicht durch die Wand des Schlauches treten kann, diese aber enorm flexibel ist, wie man an der sich verlängernden Spitze sehen kann. Die Bezeichnung Gallertschlauch für diese Gebilde ist also eigentlich nicht ganz korrekt, denn das Material, das den Schlauch füllt, ist eigentlich eher ein stark quellbarer Schleim als eine Gallerte, und die Schlauchwand ist ebenfalls nicht gallertig.

Wenn man Schnitte durch die Samenschale anfertigt, verletzt man dabei meistens die Schläuche. Sie entfalten sich dann nicht mehr, stülpen sich nicht um (Abb. 1H), da durch den mechanischen Eingriff der Quellungsdruck weggefallen ist.

Eine kleine Überschlagsrechnung zeigt, wie stark der Zellinhalt verquillt, an Volumen zunimmt. Eine Epidermiszelle ist gut 50 µm tief und hat einen Durchmesser von etwa 35µm. Daraus resultiert ein Volumen von 30 000 µm³. Etwa $^2/_3$ davon werden wohl vom Schlauch eingenommen. Es bleiben also für das Zellvolumen etwa 10 000 µm³. Ein völlig ausgestülpter Schlauch ist 6,5 µm dick und 25000 µm lang, hat also ein Volumen von 80 000 µm³. Hinzu kommt die nun „leere" Zelle mit 30 000 µm³, die natürlich auch noch von verquollener Gallerte erfüllt ist. Zelle plus ausgestülpter Schlauch haben also ein Volumen von 110 000 µm³, mehr als das Zehnfache der ungequollenen Gallerte.

Die Schleimhaare von Ruellia

Ruellia gehört zu den *Acanthus*-Gewächsen. Die Samen sind dicht mit Schleimhaaren bedeckt (Abb. 2A), die lange Auswüchse der Epidermiszellen sind, also echte Pflanzenhaare darstellen. Bei manchen Arten, so *R. strepens* und *R. rosea*, enthält die Wand des Haares regelmäßig kräftige, verholzte Ringe aus Zellulose (Abb. 2C, 2D). Bei anderen Arten, so bei *R. lorentziana*, fehlen solche Ringe (Abb. 2E).

Nach außen hin ist das Haar von einer dünnen Cuticula und einer sehr dünnen Primärwand umschlossen. Der Raum zwischen dieser und dem Protoplasten, der also eigentlich ebenfalls Zellwand ist, enthält ein sehr lockeres, amorphes, quellbares Material, in dem Lamellen eingelagert sind (Abb. 2B). Diese bestehen aus Bändern von sehr feinen Zellulose-Fibrillen, die von einem dichten Material zusammengehalten werden (Schnepf und Deichgräber,

◀

Abb. 1: *Cuphea*; A, B, D–H *C. viscosissima*, C *C. platycarpa*. A Aufsicht auf die Epidermis. Jede Zelle enthält einen Gallertschlauch. Differentieller Interferenzkontrast (DIK), 490×. B Der Ansatz eines Gallertschlauches an der Außenwand der Epidermiszelle. DIK, 1370×. C Austretender Gallertschlauch, der aufgesprengte Teil der Epidermisaußenwand ist unten rechts sichtbar. Rasterelektronenmikroskop (REM), 3000×. D, E. Ein Gallertschlauch verlängert sich, wobei der Innenteil nach außen umgestülpt wird. DIK, 520×. F Vollständig ausgestülpter Gallertschlauch. DIK, 520×. G Spitze eines sich verlängernden Gallertschlauches. DIK, 1300×. H Gallertschlauch aus einer bei der Präparation verletzten Zelle, der sich nicht umstülpen konnte. DIK, 1300×.

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

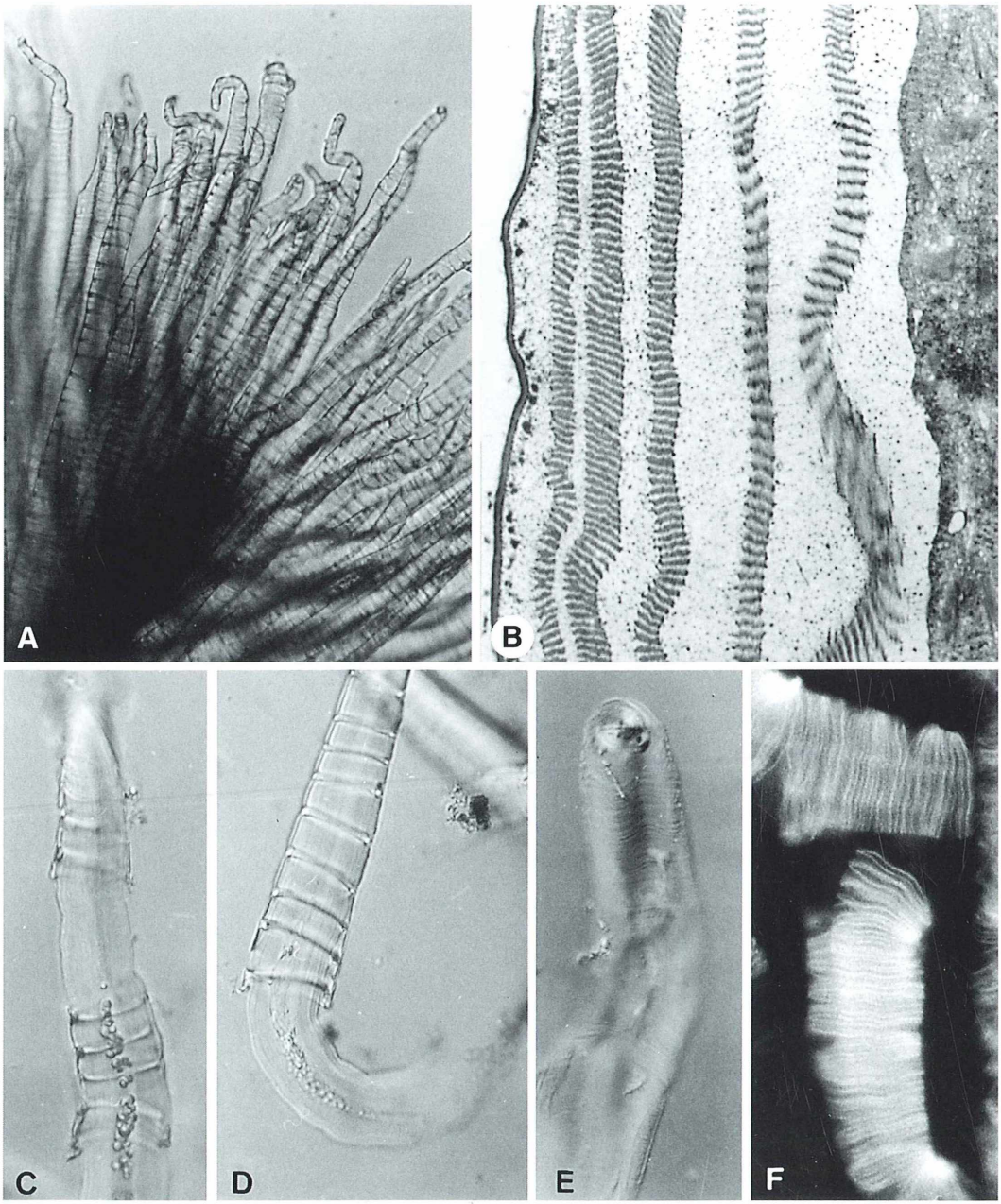


Abb. 2: *Ruellia;* A, C, D *R. strepens,* B, E, F *R. lorentziana.* A Schleimhaare kurz nach Befeuchtung. Hellfeld, 230×. B Längsschnitt durch ein fast reifes Haar. Zwischen Cuticula + sehr dünner Primärwand (links) und dem Protoplasten-Rest (rechts) die Quellschicht, in der 5 Lamellen zu sehen sind. Jede Lamelle besteht aus Bändern, in denen feine Zellulose-Fibrillen von kontrastreichem Material umhüllt sind. Transmissionselektronenmikroskopie (TEM), 9700×. C, D Gequollene Haare mit aufgesprengter Cuticula und gut sichtbarer Längs-Lamellierung, im Innern sind stellenweise Protoplasten-Reste erkennbar. DIK, 500×. E Gequollenes Haar, Quellschicht mit ringförmiger Struktur. DIK, 460×. F Ausgetretene Quellschichten. Zellulose-Fluochromierung mit Calcofluor White, 620×.

1983). Diese Lamellen umschließen Zwiebelschalen-artig den Protoplasten bzw. – im reifen Haar – seinen Rest. Dass die Bänder Zellulose enthalten, lässt sich am besten durch eine Fluochromierung mit Calcofluor zeigen (Abb. 2F), einem optischen Aufheller, der vielen Waschmitteln zugesetzt ist.

Dem trockenen Samen liegen die Haare eng an. Bei Befeuchtung quillt der Inhalt, die Haare richten sich unter mancherlei Windungen auf (Haberlandt, 1924, S. 191). Sie strecken sich und schließlich zerreißt die Cuticula, immer nur quer zur Längsachse des Haares, so dass manschettenartige Cuticula-Reste bleiben, an denen auch die dicken Ringe hängen (Abb. 2C, 2D). Die verquollenen Lamellen im Inneren des Haares sind dann gut sichtbar. In den Haaren von Arten, bei denen die Zellwand aus vielen Lamellen besteht, sieht man diese als Längsstrukturen (Abb. 2C, 2D), bei anderen Arten überwiegt eine Ringstruktur (Abb. 2E). Immer sind aber die feinen Zellulose-Fibrillen mehr oder weniger ringförmig quer zur Längsachse des Haares orientiert. Deswegen kann sich die Gallert-Schicht der Zellwand nur in Längsrichtung ausdehnen (Antimizellar-Dehnungssatz: Quellung nur quer zur Richtung der Mizellen, das heißt, der Zellulose-Fibrillen möglich): das Haar verlängert sich, wird aber auch an den Stellen, wo die Cuticula aufgerissen ist, nicht dicker. Korrekt wäre es also, hier von Gallerthaaren und nicht von Schleimhaare zu sprechen.

Literaturhinweise

Correns, C.: Über die Epidermis der Samen von *Cuphea viscosissima*. Ber. Deutsch. Bot. Ges. *10*, 143–152 (1892).

Eschrich, W.: Funktionelle Pflanzenanatomie. Springer, Berliln, 1995.

Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 6. Aufl. Engelmann, Leipzig, 1924.

Hausmann, K.: Was klebt denn da? – Mikroskopische Aspekte der Haftklebertechnologie. Mikrokosmos *88*, 257–265 (1999).

Küster, E.: Die Pflanzenzelle, 3. Aufl. Fischer, Jena, 1956.

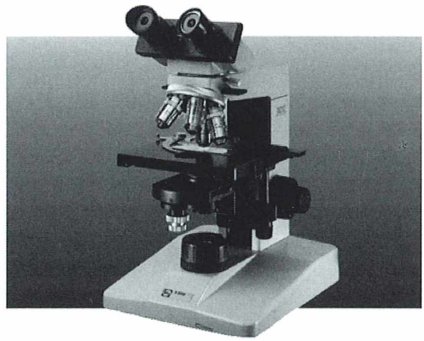
Murbeck, S. v.: Beiträge zur Biologie der Wüstenpflanzen. I. Vorkommen und Bedeutung von Schleimabsonderung aus Samenhüllen. Lund, Universitets Arsskrift, N. F. Avd. 2, Bd. 30 (1919).

Schnepf, E. and Deichgräber, G.: Structure and formation of fibrillar mucilages in seed epidermis cells. II. *Ruellia* (Acanthaceae). Protoplasma *114*, 222–234 (1983).

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

H600

Das modulare
Mikroskop-System
Für das Labor
Für alle
Routineuntersuchungen



- Modular und ausbaufähig
  - Hellfeld
  - Dunkelfeld
  - Phasenkontrast
- Ausrüstbar für Videoprojektion und Fotodokumentation
- Drei Objektivreihen
  - Achromate
  - Semiplanachromate
  - Planachromate

Fordern Sie Prospekt und Angebot an, von Ihrem Fachhändler oder bei

hund

Helmut Hund GmbH
Abt. Mikroskopie
Postfach 16 69
35526 Wetzlar
Telefon (0 64 41) 20 04 - 0
Telefax (0 64 41) 20 04 - 44

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

Zwei optische Kontrastierungsverfahren im Vergleich: Beugungs-Kontrast (BK) und differentieller Interferenzkontrast (DIK)

Erhard Mathias

In Heft 5 des MIKROKOSMOS vom vergangenen Jahrgang wurde das von mir als Beugungs-Interferenzkontrast bezeichnete Verfahren von Herrn Göke fachlich begutachtet. Gerhard Göke bewertete dieses als ein interessantes Verfahren und schlug die Bezeichnung Beugungs-Kontrast (BK) vor. Seinem Fachurteil folgend und aus Gründen der Vereinfachung werde ich im Folgenden diese Bezeichnung übernehmen. In diesem Bericht regte er an, dass zukünftig vergleichende Tests und Messungen, die bislang noch fehlen, durchgeführt werden. Kürzlich bot sich die Gelegenheit, an einem Mikroskop höchster Qualität aussagekräftige Vergleichsbilder aufzunehmen. Auch erhielt ich von einer Firma ein modernes Mikroskop zum Umbau, an welchem ich den Einfluss der Form und Dicke sowie der Einschubtiefe der Konvergenzblende auf die Qualität des Kontrastes und des Auflösungsvermögens untersuchen konnte.

Aussagekräftige Bilder für zu vergleichende Verfahren sind nicht leicht anzufertigen, weil völlig identische Aufnahmebedingungen einzuhalten sind. Im Fachbereich Angewandte Forschung der Fachhochschule Reutlingen fand ich solche Bedingungen in Form eines Mikroskops „Zeiss Axioplan 1". Es erwies sich schon zu Beginn, dass die erzielte Bildwirkung von den verfügbaren Kontrastverfahren am ehesten mit dem differentiellen Interferenzkontrast (DIK) vergleichbar ist, so dass im Folgenden nur noch auf den Vergleich dieser beider Verfahren eingegangen wird.

DIK und BK im Vergleich

Obwohl der BK sich für alle Mikroskopobjektive eignet (Mathias, 1999), wurde nicht zuletzt der Einfachheit halber das routinemäßig am häufigsten verwendete Objektiv 40× zum Vergleich herangezogen. Für das Objektiv Neofluar 40× fertigte ich an der Drehbank eine passende, leicht auszuwechselnde Konvergenzblende an. Der unterseits zentral angelötete Draht hat einen Durchmesser von 0,5 mm und kommt 5 mm oberhalb der oberen Objektivlinse zu liegen (Abb. 1).

Es wurden mehrere Testpräparate mittels einer Sony CCD Digitalkamera aufgenommen, in einem PC als jpg-Datei gespeichert und über

Abb. 1: Konvergenzblende zum Einschieben für das Objektiv Zeiss Neofluar 40×.

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

einen Printer ausgegeben. Bei jedem Präparat wurde zuerst eine Aufnahme im DIK gemacht, danach DIK ausgeschaltet, die Einschubblende ins Objektiv eingeführt, stark abgeblendet und der gleiche Bildausschnitt bei möglichst unveränderter Belichtung im BK aufgenommen. Meist fielen die Aufnahmen im BK etwas heller aus, obwohl bei beiden Verfahren mit voller Lichtstärke gearbeitet wurde. Das DIK-Verfahren liefert naturgemäß lichtschwächere Bilder als der BK, da beim DIK unter lichtzehrenden Polarisationsbedingungen mikroskopiert wird. Auch bereitete die Angleichung der Intensität des BK an den des DIK etwas Schwierigkeiten, die erst im visuellen Vergleich am Monitor weitgehend behoben werden konnten. Um Verfälschungen auszuschließen, wurde auf eine nachträgliche Bildbearbeitung am PC verzichtet.

Der Vergleich der Testbilder (Abb. 2–4) lässt bei beiden Kontrastverfahren ähnliche bis identische Bildeffekte erkennen. Unterschiede ergeben sich aus dem Zustandekommen des Kontrasts – Polarisation und Strahlaufspaltung beim DIK, Beugung beim BK – und der dadurch bedingten Wechselwirkung mit der chemischen Struktur des Präparats. Allgemein ergibt sich,

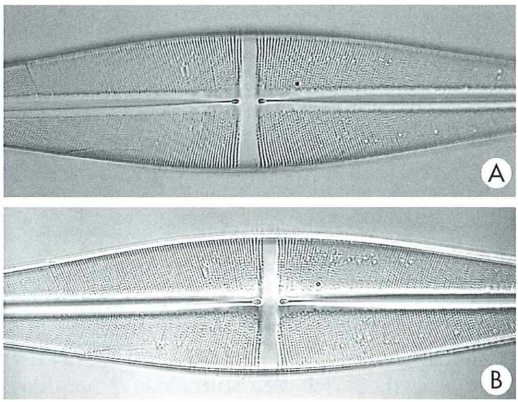


Abb. 3: Kieselalge *(Stauroneis)*. A mit DIK, B mit BK. DIK ergibt hier eine bessere Grauabstufung, während BK etwas stärker kontrastiert.

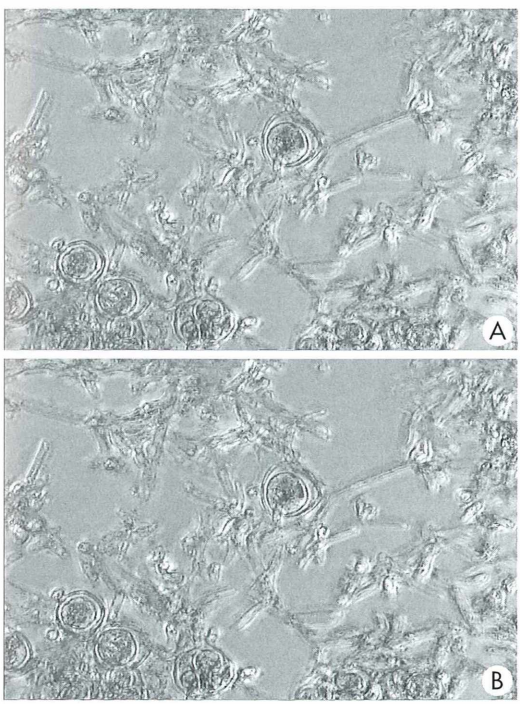


Abb. 2: Querschnitt durch eine Flechte *(Xanthromaculina)*. A mit DIK, B mit BK. Die Bildwirkung lässt sich kaum unterscheiden.

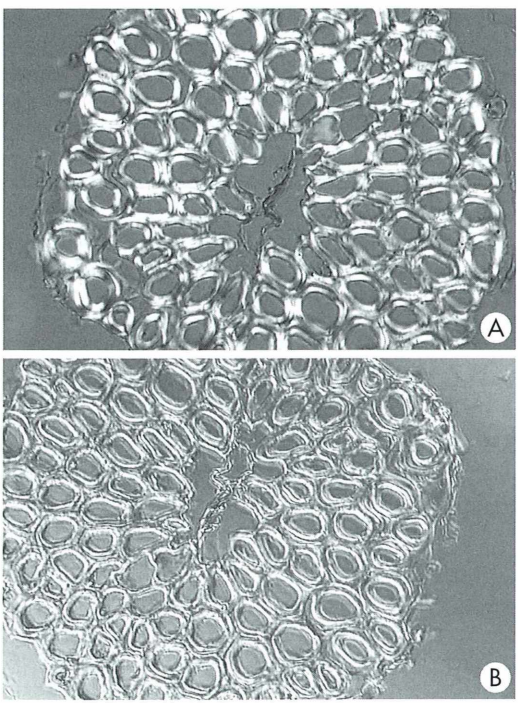


Abb. 4: Querschnitt durch eine Kokosfaser. A mit DIK, B mit BK. Hier liegt beim DIK eine deutlichere Kontrastwirkung vor. Dafür wirkt der BK etwas räumlicher.

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

dass DIK optisch aktive Stoffe wie Cellulose und Quarz besser kontrastiert, während das beim BK eher für optisch weniger aktive Stoffe wie Chitin oder Eiweiß der Fall ist.
Beim BK bewirkt die Konvergenzblende im unmittelbaren Vergleich zum DIK keine erkennbare Minderung des Auflösungsvermögens. Erklärbar ist das durch die geringe Drahtdicke und durch den Abstand (ca. 5 mm) zur oberen Objektivlinse. Dadurch wird die besonders wichtige Mitte der Linsen nicht abgedeckt und kann beim Zustandekommen des Zwischenbildes mitwirken.
Erst das extrem starke Abblenden der Leuchtfeld- oder Kondensorblende, erkennbar am Zustandekommen eines Dunkelfeldbildes, wirkt sich negativ auf die Bildschärfe aus. Dafür ist im Vergleich zum DIK positiv hervorzuheben, dass der BK stufenlose Übergänge vom Hellfeld über den BK im eigentlichen Sinne bis hin zum Dunkelfeld durch einfaches Regulieren der Blende ermöglicht. Im Vergleich dazu ist die Handhabung des DIK etwas aufwendiger, ganz abgesehen von den kaum erschwinglichen Kosten für einen Hobbymikroskopiker oder für Schulen.
Wie schon an mehreren Stellen geäußert, sollte der BK nicht andere Verfahren „aushebeln", sondern eine einfache Alternative für die von der optischen Industrie vernachlässigten kostengünstige Mikroskopie darstellen. Diese Einfachheit in der Handhabung des BK birgt natürlich Vorteile gegenüber den nur mit einigem Aufwand ins Objektiv einzubringende Kreisblenden (Göke, 1999) oder des Tausches der konventionellen Aperturblende gegen eine Spaltblende. Ein erfahrener Hobbymikroskopiker mag die Probleme bewältigen, nicht aber eine Schülerin oder ein Schüler der Klassenstufe 5 im Anfangsunterricht Mikroskopie, bei dem Beobachtungen an der Zwiebel – und Mundschleimhaut oder an Tomatenpräparaten angesagt sind.

Messungen an der Konvergenzblende

Zunächst möchte ich die Wirkung der Konvergenzblende mit einem einfachen Modellversuch verdeutlichen. Er ergänzt den bereits früher vorgeschlagenen Versuch zur Beugung am engen Spalt (enge Blende). Man geht so nahe an eine filigrane Schrift, dass sie zwar noch lesbar, aber etwas unscharf wird. Dies ist bei Unterschreitung des Nahpunktes des Auges der Fall, da die elastische Augenlinse nicht mehr so nahe akkomodieren kann. Nun wird vor das Auge, etwa unter Berührung der Augenwimpern senkrecht zum Beispiel ein Zahnstocher gehalten. Wird dieser nun seitlich bewegt, so wandert die Schrift mit! Man erkennt sogar gleichzeitig zwei Teilbilder. Interessant ist dabei, dass auch eine Verbesserung der Bildschärfe eintritt. Ob letzteres Phänomen durch die Beugung am Draht oder durch einen einfachen Blendeneffekt erzielt wird, müsste noch untersucht werden.
Ohne Bedenken, eigene Mikroskopobjektive zu beschädigen, konnte ich dank der Leihgabe eines Mikroskops der Baureihe B2 der Firma MOTIC, entsprechende Messungen vornehmen.
Im ersten Schritt ging es um die Ermittlung der optimalen Drahtdicke der Konvergenzblende. Zunächst probierte ich verschiedene Drahtdicken, identisch und abweichend von den von meinen Schülern an unseren Schulmikroskopen (Zeiss Standard) recht schnell ermittelten aus. Erstaunlich, dass trotz des recht flüchtigen Experimentierens – nicht zuletzt um auch unsere Schulmikroskope zu schonen –, ziemlich genaue Ergebnisse vorlagen. Lediglich die Drahtdicke für Objektiv 40× war überdimensioniert.
Bei den Messungen reduzierte ich die Drahtdicke so lange, bis gerade noch kein dunkler Mittelstreifen im Bildfeld, sondern ein gleichmäßiger Grauton-Kontrast erschien. Das war beim Objektiv 40× bei einem Drahtdurchmesser von 0,3 mm der Fall anstatt bei 0,5 mm. Beim Objektiv 10× konnte ich die Drahtdicke auf 0,8 mm reduzieren. Um auch andere, von den üblichen Vergrößerungen abweichende Objektive auf BK umrüsten zu können, ermittelte ich aus den Messungen die empirische Formel: D = 0,2/nA (D = Drahtdurchmesser, nA = numerische Apertur).
Beim nächsten Schritt ging es um die Ermittlung des Einflusses der Einschubtiefe auf die Bildqualität. Die Messungen erfolgten, angefangen direkt von der oberen Linse des Objektivs, zunächst in Schritten von je 1 mm, ab 10 mm Einschubtiefe dann in Schritten von je 2mm, bis in den Objektivrevolver.
Für das Objektiv 40× ergibt ein Abstand von der oberen Objektivlinse von 5 mm ein optimales Bild. Man beobachtet eine zarte Abstufung der Grautöne sowie einen räumlichen

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

Effekt, ähnlich dem DIK. Es ist erstaunlich, dass meine Schüler – allerdings aus Gründen des Präparatschutzes – ebenfalls auf einen Abstand von 4–6 mm kamen.
Nähert man die Blende der oberen Objektivlinse, so verringert sich der räumliche Eindruck zunehmend. Direkt auf der Linse ist zwar die Kontrastwirkung, jedoch nicht mehr der räumliche Eindruck gegeben. Es dürften hier annähernd die Bedingungen des von Göke (1990) beschriebenen zentralen Dunkelfelds vorliegen. Denn ein entsprechend dickes zentrales Scheibchen hat ähnliche Wirkung. Man könnte also durchaus Objektive mit einem der obigen Formel entsprechenden schwarzen Scheibe direkt auf der oberen Objektivlinse herstellen. Allerdings geht so der zentrale Bereich des Objektivs als abbildendes Linsenareal sowie der räumliche Effekt verloren. Da man jedoch durch Zerlegen des Objektivs an die obere Objektivlinse herankommt, kann solches nur von Optik-Werkstätten durchgeführt werden. Zum Nachrüsten – auch durch den Hobbymikroskopiker – bleibt somit als einfachste Alternative der fest zu installierende Drahtbügel, nicht zuletzt auch wegen der optimalen Bildqualität.
Vergrößert man den Abstand zur Objektivlinse, so nimmt die räumliche Bildwirkung zu, allerdings erscheinen zunehmend zwei Teilbilder, die durch Fokussieren kongruent werden und für die räumliche Bildwirkung verantwortlich sind. Der optimale Bereich hört etwa ab 10 mm von der oberen Objektivlinse auf. Die Bildteilerwirkung der Drahtblende ist vor allem bei dickeren Präparaten wie zum Beispiel Tomatenzellen durch Fokussieren kaum noch zu korrigieren. Auch erscheint mit zunehmendem Abstand ein dunkler Zentralbereich. Die Konvergenzblende oberseits am Objektiv ergibt nur noch einen geringen Kontrast und zwei störende Teilbilder, so dass dieser (zwar einfach zugängliche Objektivbereich) für den Eingriff nicht zu empfehlen ist.
Dass auch ein preiswertes Achromat-Objektiv 40×, ein preisgünstiger Analog-Camcorder mit Objektivausgleich über einen Mikrocam-Adapter bei Einspeisung in einen PC über einen Analog-Digital-Wandler einen Vergleich mit einem Forschungsmikroskop aufnehmen kann, zeigt die Abbildung 5.
Der optimale Abstand zur oberen Objektivlinse verhält sich umgekehrt proportional zum Vergrößerungsfaktor des Objektivs. So kam

Abb. 5: Wie Abbildung 2, jedoch mit Objektiv Achromat 40× MOTIC, Camcorder-Standbild-Aufnahme.

ich beim Objektiv 100× auf einen Abstand von 2 mm, beim Objektiv 10× auf 6 mm und beim Objektiv 4× auf 8 mm. Allerdings sind das nur Näherungswerte, die sicherlich von der Bauart des jeweiligen Objektivs abweichen können. Auch wirken sich Abweichungen um 1–2 mm kaum auf den Kontrast, sondern lediglich auf die räumliche Wirkung aus.
Der visuelle Bildschärfevergleich – Objektiv 40× Achromat mit BK gegen Objektiv 40× Plan ohne BK – ergab bei starkem Abblenden im ersten Falle deutlich besser abgegrenzte Konturen. Erst bei ganz extremen Abblenden geht beim BK dieser Bildschärfeeffekt verloren.

Wie steht es nun um die Daseinsberechtigung des DIK?

Nach diesen Ausführungen könnte man sich fragen, warum überhaupt das kostenintensive DIK-Verfahren eingesetzt werden soll. Die Antwort ist einfach: DIK ermöglicht die Darstellung von feinsten Strukturen, die an der Grenze des lichtmikroskopischen Auflösungsvermögens liegen, ein Anliegen, was im Forschungsbetrieb von Universitäten und anderen Forschungsinstituten gefragt ist. Der BK hat im Zusammenhang derartiger Ansprüche sicherlich nicht seinen Einsatzbereich, wohl aber in der Schulmikroskopie, wo die Auflösungsgrenze eines Mikroskops so gut wie nie gefragt ist, sondern ein kontrastreiches und räumlich wirkendes Bild gewünscht wird.

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

Danksagung

Die vergleichenden Aufnahmen für DIK und BK konnte ich im Institut für Angewandte Forschung der Fachhochschule für Technik und Wirtschaft, Reutlingen, in Zusammenarbeit mit Frau L. Barac angefertigen. Ihr und dem Leiter des Instituts, Herrn Prof. Dr. R. W. Kessler, einen herzlichen Dank für die mir gebotene Möglichkeit. Der Firma "MOTIC Microscopes", insbesondere Herrn Müller-Hanß, möchte ich recht herzlich danken für das entgegengebrachte Vertrauen, mir zum Zwecke des Testens und zur BK-Nachrüstung ein Mikroskop der Baureihe B2 zu überlassen. Herrn Göke danke ich für die Stellungnahme zu meinem Verfahren.

Literaturhinweise

Göke, G.: Das zentrale Dunkelfeld. Mikrokosmos *79*, 346–349 (1990).

Göke, G.: Beugungs-Interferenzkontrast – ein neues Schneidenverfahren. Mikrokosmos *88*, 283–287 (1999).

Mikrokosmos-Redaktion: Nachricht. Mikrokosmos *88*, 282 (1999).

Mikrokosmos-Redaktion: Jugend forscht 1999. Mikrokosmos *88*, 237–239 (1999).

Lindner, H.: Physik für Ingenieure. VEB Fachbuchverlag, Leipzig 1975.

Mathias, E.: Die kombinierte Anpassung von Camcorder und Spiegelreflexkamera an verschiedenen Mikroskop-Typen. Mikrokosmos *87*, 351–355 (1998).

Mathias, E.: Beugungs-Interferenzkontrast – Ein behelfsmäßiges Kontrastierungsverfahren im Eigenbau. Mikrokosmos *88*, 1–5 (1999).

Verfasser: Erhard Mathias,
Stämmesäckerstr. 19, D-72762 Reutlingen

Kurze Mitteilung

Nachweis von freien Allergenen in der Luft

Die Tatsache, dass Pollenallergiker auch allergische Anfälle (Heuschnupfen) bekommen, wenn in der sie umgebenden Luft keine Pollenkörner mehr nachweisbar sind, blieb lange Zeit rätselhaft und unerklärt. Die Allergene befinden sich aber nicht nur im Innern der Pollenkörner, sondern auch an deren Oberfläche in den submikroskopischen Räumen der Pollenwand (Exine). Daraus können sie während des Pollenfluges durch Regen oder Nebel herausgelöst werden und mit Staubpartikeln, die an sich nicht allergen sind, weiterverbreitet werden: Pollenallergene in der Luft ohne nachweisbaren Pollenflug. Diese Tatsache ist auch deswegen so aufregend, weil ja alle sogenannten Pollenwarndienste auf der Tatsache des Nachweises von bestimmten Pollenarten in der Atmosphäre beruhen. Nun ist es gelungen, einen einfachen Test zu entwickeln mit dessen Hilfe es möglich ist, Albumin, ein Eiweiß, dessen Anwesenheit im Pollen schon lange bekannt ist, adsorbiert an Staubteilchen der Luft nachzuweisen. Dazu werden Teststreifen verwendet, die eigentlich zum Nachweis von Albumin im Urin entwickelt werden sind. Von jeweils 15 Stück dieser Teststreifen (z. B. Uristix und Albustix von Ames/Miles, England; oder Comburtest von Böhringer, Mannheim) werden mit der Pinzette die Testflecken, welche unter anderem Tetrabromphenol zum Nachweis von Proteinen, insbesondere Albumin enthalten, abgelöst. Diese Stückchen werden 10–15 Minuten lang (aber nicht länger als 1 Stunde) in 5 ml destilliertem Wasser belassen. Von der dann entstandenen Lösung werden 3 Tropfen auf einen Objektträger gegeben. Dieser kann Pollenkörner oder atmosphärischen Staub enthalten. Alle Teile, die Eiweiß enthalten, werden nach 10–15 Minuten blau angefärbt. Nicht nur Pollenkörner, die Albumin enthalten, sondern auch frei in der Atmosphäre herumfliegende Staubteilchen, die mit freien Allergenen beladen sind, werden auf diese Weise sichtbar gemacht.

Leuschner, R. M., Boehm, G.: A staining method for the detection of protein in pollen and other particles in the air. In: N. M. Dutte *et al.* (eds.): Corrent concepts in pollen, spore and biopollution research. Research Periodicals & Book Publishing House, 1998, S. 337–341.

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Holzmikroskopie

Hartmut Eckau

Holz gehört zu den ältesten und am vielseitigsten zu verwendenden Werkstoffen der Menschheit. Seit Jahrtausenden dient Holz zum Bau von Häusern und Hütten, zur Anlage von Brunnen und Häfen, zur Herstellung von Waffen, Werkzeugen, Arbeitsgeräten, Fahrzeugen, Hausrat und Kunstgegenständen. Unersetzlich ist Holz beim Schiffsbau gewesen. Außerdem ist Holz immer auch als Brennstoff sowie als Lieferant für Grundstoffe wie Holzkohle, Holzessig, Teer, Farbstoffe und vieles andere mehr von Bedeutung gewesen.

Entsprechend der großen praktischen Bedeutung des Holzes gibt es ein großes Interesse an der Charakterisierung der Holzarten und der Erforschung ihrer Eigenschaften. Eine wichtige Methode stellt hierbei die Mikroskopie dar.

Definition von Holz

Als Holz wird der morphologisch und chemisch uneinheitliche Stoff bezeichnet, der bei Bäumen und Sträuchern die Hauptmasse des sekundären Dauergewebes der sogenannten Holzgewächse ausmacht. Zum tieferen Verständnis dieser Definition sei kurz auf die Entwicklung des Sprosses (Stammes) einer Holzpflanze eingegangen:
Am oberen Ende der Sprossachse befindet sich der sogenannte Vegetationskegel, der aus embryonalen, teilungsfähigen Zellen aufgebaut ist (Abb. 1). An der Basis des Vegetationskegels ordnen sich die embryonalen Zellen zu vier, im Querschnitt ringförmigen Bildungsgeweben (Meristemen). Von außen nach innen folgen aufeinander:
das Dermatogen (bildet die Epidermis),
das Rindenmeristem (bildet die primäre Rinde),
das Prokambium (aus ihm geht das Kambium hervor),
das Markmeristem (bildet das Mark).
Die vom Dermatogen sowie vom Rinden- und Markmeristem abgegliederten Zellen gehen nach Wachstum und Differenzierung in Dauerzellen über. Einzig die aus dem Prokambium hervorgegangenen Zellen behalten für die Lebenszeit der Pflanze ihre Teilungsfähigkeit und bilden als dünne Zellschicht von der Gestalt eines Zylinder- bzw. Kegelmantels das zwischen Mark und Rinde gelegene Dauermeristem Kambium.
Das Kambium sondert nun über die gesamte Länge der Sprossachse radial nach innen und außen Zellen ab und verursacht somit das so-

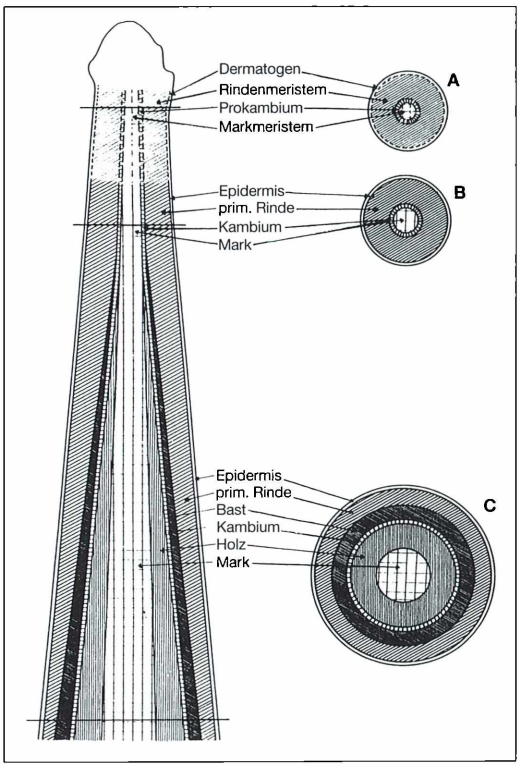


Abb. 1: Vegetationskegel einer verholzenden Dicotyledonen-Sprossachse (aus Braun, 1998).

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

genannte sekundäre Dickenwachstum. Die Gesamtheit der vom Kambium nach innen abgegebenen Zellen wird – unabhängig von Gestalt und Funktion – als Holz bezeichnet. Nach außen hin geht aus dem Kambium der sogenannte Bast hervor, der gemeinhin auch als Rinde bezeichnet wird. Bei den meisten Holzpflanzen wird mengenmäßig wesentlich mehr Holz als Bast gebildet. Bei älteren Bäumen kann der Holzkörper bis zu 90% des Stammes ausmachen.

Aufbau des Holzes

Wie bereits erwähnt ist Holz kein einheitlicher Stoff und gemäß den unterschiedlichen Funktionen sind an seinem Aufbau auch verschiedene Zelltypen beteiligt. Die vier wichtigsten sind (Abb. 2):

Tracheiden: In Richtung des Stammes langgestreckte, dickwandige, tote Zellen. Sie dienen der mechanischen Festigung und sind zum Zwecke des Wassertransports durch Hoftüpfel miteinander verbunden. Die Tracheiden sind die phylogenetisch älteren Holzzellen und machen bei den Nadelhölzern die Hauptmasse aus.

Tracheen oder Gefäße: Weitlumige Zellen, die durch Auflösung von Zwischenwänden zu einem Röhrensystem verbunden sind, das für den schnellen Transport größerer Wassermengen geeignet ist. Sie kommen nur bei den höher entwickelten Laubhölzern vor, und sind im Querschnitt oft schon mit bloßem Auge oder der Lupe zu erkennen.

Holzfasern (Fasertracheiden, Libriformfasern): Sammelbegriff für faserförmige Zellen, deren Hauptfunktion die Festigung ist, die aber auch Leitungs- oder Speicherfunktion haben können. Die Zellwände sind dick und nur wenig durch Tüpfel geschwächt.

Parenchymzellen: Lebende Zellen, die dem Transport und der Speicherung von organischen Stoffen dienen. Sie bilden in Form von radialen und axialen Strahlen ein Netzwerk von lebenden Zellen im Holz.

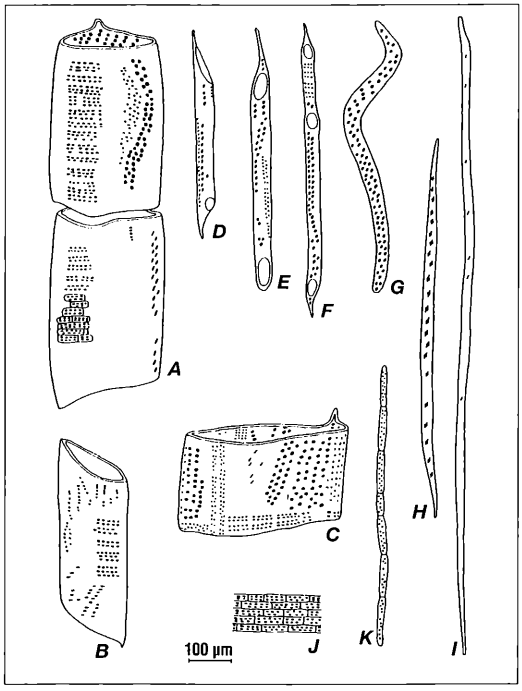


Abb. 2: Zelltypen des Eichenholzes. A–C Gefäße, weit; D und E Gefäße, eng; G Tracheide; H Fasertracheide; I Libriformfaser; J und K Parenchymzellen (aus Esau, 1977).

Chemische Zusammensetzung des Holzes

Auch chemisch ist Holz nicht einheitlich und homogen. Eine Vielzahl von Substanzen wie Fette, Kohlenhydrate, Gerb- und Farbstoffe sind im Holz gespeichert. Den Hauptteil der organischen Substanz des Holzes machen aber die Bestandteile der Zellwand aus: Cellulose, Hemicellulose und Lignin.

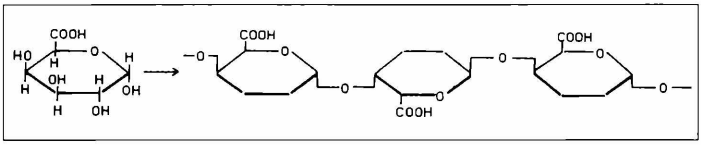
Cellulose macht etwa 50% des Holzes der Laub- und Nadelbäume aus. Sie ist aus Glucoseeinheiten aufgebaut, die zu Tausenden bis Zehntausenden kettenförmig aneinander gebunden sind (Abb. 3). Diese kettenförmigen Makromoleküle können sich zu Bündeln zusammenlagern und Fibrillen bilden, die wesentlich am Aufbau der Zellwand beteiligt sind und elektronenmikroskopisch sichtbar sind.

Hemicellulose ist ein Sammelbegriff für eine Reihe von Polysacchariden, zu denen auch die Pflanzengummen und pektinartige Stoffe gehören. Sie sind aus anderen Zuckern als der Glucose aufgebaut.

Lignin ist die eigentliche Holzsubstanz. Es ist ebenfalls ein polymeres Produkt, ist aber chemisch zu einer gänzlich anderen Stoffgruppe gehörig. Grundbausteine des Lignins sind aromatische Verbindungen, die zu einem dreidimensionalen Netzwerk verknüpft (polymerisiert) werden (Abb. 4). Die Kombination von

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

Abb. 3: Ausschnitt aus einem Cellulosemolekül.



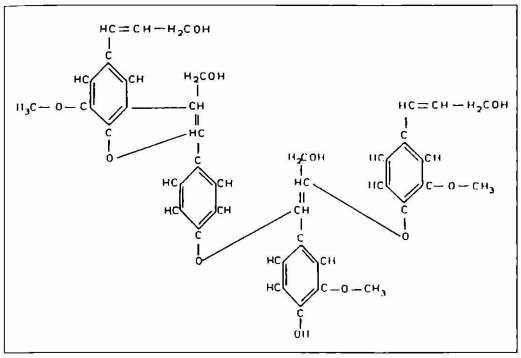


Abb. 4: Ausschnitt aus einem Ligninmolekül.

zugfesten Kettenmolekülen und druckfesten dreidimensionalen Makromolekülen verleiht dem Holz seine hervorragenden mechanischen Eigenschaften.

Zellwandaufbau

Wenn auch der submikroskopische oder gar molekulare Aufbau der Zellwand noch nicht endgültig geklärt ist, so ist doch gesichert, dass die Zellwand aus mehreren Schichten besteht, die nacheinander auf die Mittellamelle aufgelagert werden, und die teilweise schon lichtmikroskopisch erkannt werden können (Abb. 5).

Als Mittellamelle bezeichnet man die Trennschicht, die nach der Teilung des Kerns der Mutterzelle die beiden Tochterzellen trennt, beiden also gemeinsam ist. Die Dicke der Mittellamelle ist mit 0,1–0,2 µm sehr gering. Sie enthält keine Cellulose sondern ist aus Hemicellulose, Protopektin und Lignin zusammengesetzt. Die Mittellamelle wird wegen ihrer Funktion auch als Kittsubstanz bezeichnet, da sie für den Zusammenhalt der Zellen verantwortlich ist.

Auf die Mittellamelle wird von beiden Protoplasten die Primärwand aufgelagert. Die Primärwand ist von vergleichbarer Dicke wie die Mittellamelle, enthält aber schon Cellulosefibrillen.

Die auf die Primärwand folgende Sekundärwand ist von erheblicher Dicke (1,5–4 µm) und besteht zum überwiegenden Teil aus Cellulose, deren Fibrillen eine parallele Anordnung zeigen (Paralleltextur) während in der Primärwand ein Netzwerk von miteinander verflochtenen Fibrillen vorliegt (Streuungstextur). Genauere Untersuchungen zeigen, dass die Sekundärwand aus Lamellen aufgebaut ist und eine Struktur aufweist, wie wir sie vom (künstlich hergestellten) Sperrholz kennen.

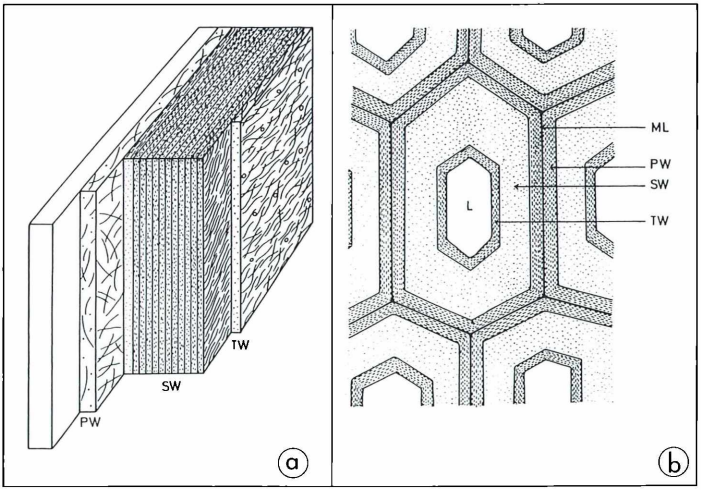


Abb. 5: Zellwandaufbau; a Längsansicht; b Querschnitt. A Außenschicht der Sekundärwand; L Zell-Lumen; ML Mittellamelle; PW Primärwand; SW Sekundärwand; TW Tertiärwand (aus Braun, 1998).

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

Holzwachstum

Wie schon oben erwähnt, gehen alle Holzzellen aus dem Kambium hervor, einem meristematischen Gewebe, das in Form eines Hohlzylinders das Mark umschließt. Synchrone Zellteilung in tangentialer Richtung bewirkt den Aufbau des Holzkörpers aus konzentrischen Hohlzylindern. Da Zellgröße und Zelllumen im Frühjahr größer als im Herbst sind, ist dieser konzentrische Aufbau im Querschnitt gut zu erkennen (Abb. 6, Titelbild). Die Gesamtheit der in einer Vegetationsperiode gebildeten Zellen stellt sich im Querschnitt als sogenannter Jahresring dar. Radial, also senkrecht zu den Jahresringen verlaufen die aus Parenchymzellen gebildeten Holzstrahlen, die, wenn sie vom Mark ausgehen auch als Markstrahlen bezeichnet werden. Sie ermöglichen einen Stofftransport in radialer Richtung und bilden untereinander und mit axial verlaufenden parenchymatischen Strahlen ein Netzwerk lebender Zellen im Holz.

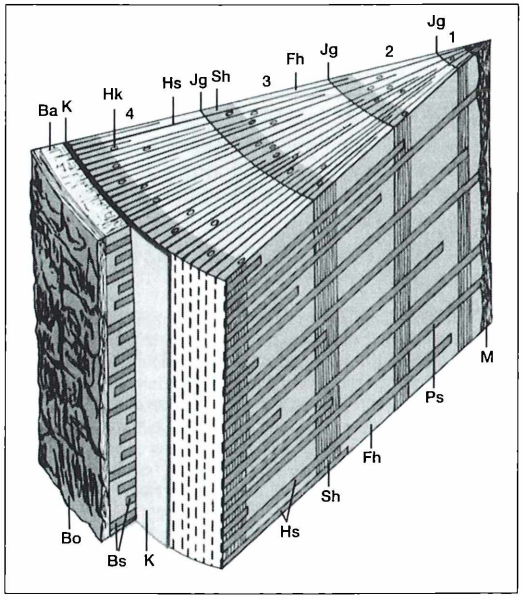


Abb. 6: Stück eines vierjährigen *Pinus*-Stamms. Ba Bast; Bo Borke; Bs Baststrahl; Fh Frühholz; Hk Harzkanal; Hs Holzstrahl; Jg Jahresgrenze; K Kambium; M Mark; Ps Parenchymstrahl; Sh Spätholz; 1–4 aufeinanderfolgende Jahresringe (aus Nultsch, 1996).

Literaturhinweise

Allgemeine Anatomie und Morphologie der Pflanzen

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum 5.Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1987.

Esau, K.: Anatomy of Seed Plants, 2nd ed. Wiley, New York 1977.

Eschrich, W.: Funktionelle Pflanzenanatomie. Springer, Berlin 1995.

Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 3.Aufl. Engelmann, Leipzig 1904.

Nultsch, W.: Allgemeine Botanik, 10. Aufl. Thieme, Stuttgart 1996.

Rauh, W.: Morphologie der Nutzpflanzen (Nachdruck der 2.Aufl.) Quelle & Meyer, Heidelberg 1994.

Strasburger, E.: Sitte, P., Ziegler, H., Ehrendorfer, F., Bresinsky, A. (Bearb.): Lehrbuch der Botanik, 34. Auflg. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 199?.

Bäume und Wald

Braun, H. J.: Bau und Leben der Bäume. Rombach, Freiburg 1998.

Harlow, W. M., Harrar, E. S., Hardin, J. W., White, F. M: Textboook of Dendrology, 8th ed. McGraw-Hill, New York 1996.

Kremer, B. P.:Bäume. In: Steinbach, G. (Hrsg.): Die farbigen Naturführer. Mosaik Verlag, München 1984.

Küster, H.: Geschichte des Waldes. Beck, München 1998.

Mattheck, C.: Design in der Natur. Rombach, Freiburg 1992.

Holzanatomie und Holzmikroskopie

Braun, H. J.: Funktionelle Histologie der sekundären Sprossachse. I. Das Holz. In: Linsbauer, K (Hrsg.): Handbuch der Pflanzenanatomie, 2. Aufl., Spezieller Teil, Band IX. Teil 1. Gebrüder Borntraeger, Berlin 1970.

Freund, H.: Mikroskopie des Holzes und des Papiers. In: Freund, H. (Hrsg.): Handbuch der Mikroskopie in der Technik, Bd. V. Umschau Verlag, Frankfurt 1970.

Kisser, J.: Methodik der Herstellung pflanzlicher Aschenbilder und Kieselskelette sowie von Anthrakogrammen, pp. 193–236. Die Anfertigung von Dünnschliffen von rezenten pflanzlichen Materialien, pp. 237–252. Die Mazerationsmethoden für rezente Pflanzengewebe, pp. 285–330. Die botanisch-mikrotechnischen Schneidemethoden, pp. 391–738. In: Aberhalden, E. (Hrsg.): Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI. Teil 4.1. Urban & Schwarzenberg, Berlin 1939.

Sachsse, H.: Einheimische Nutzhölzer. Parey, Hamburg 1984.

Schmidt, E.: Mikrophotographischer Atlas der mitteleuropäischen Hölzer. Neumann, Neudamm 1940.

Schweingruber, F. H.: Mikroskopische Holzanatomie, 3.Aufl. Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft, Birmensdorf 1990.

Schweingruber, F. H: Anatomie europäischer Hölzer. Haupt, Bern 1990.

Wagenführ, R.: Anatomie des Holzes. VEB Fachbuchverlag, Leipzig 1988.

Verfasser: Dr. Hartmut Eckau,
Homburger Str. 10, D-50969 Köln

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

Eine einfache Vorrichtung zum Betrachten von Stereo-Bildpaaren

Walter Kleinow

Räumliches Wahrnehmen der Abbildungen dreidimensionaler Gebilde ist für das Aufklären von morphologischen Zusammenhängen unverzichtbar, sie hilft aber zum Beispiel auch beim Verständnis chemischer und biochemischer Strukturformeln. Dreidimensionale Eindrücke lassen sich aus zweidimensionalen Abbildungen gewinnen, wenn der betreffende Gegenstand durch zwei Bilder dargestellt wird, die ihn unter leicht unterschiedlichen Betrachtungswinkeln zeigen. Entsprechende Bildpaare ergeben sich, wenn etwa dasselbe Objekt durch die beiden Okulare einer Stereolupe fotografiert wird oder wenn im Rasterelektronenmikroskop ein Objekt zwischen zwei Aufnahmen um einen Winkel von 10 bis 12 Grad gekippt wurde (Kleinow, 1998). Solche Stereobildpaare müssen dann in der Weise betrachtet werden, dass jeweils das linke und das rechte Auge (nur) das entsprechende, zugehörige Bild wahrnimmt. Bei einer gängigen Technik werden zu diesem Zweck die beiden Bilder nebeneinander angeordnet. Bildpaare, die gewisse Größen nicht überschreiten, lassen sich dann direkt als räumliche Strukturen wahrnehmen, da man mit Hilfe der Augenmuskeln ein Überlappen beider Bilder erreichen kann (naked eye stereopsis, McKeon und Gaffield, 1990). Diese Praxis ist auch von den sogenannten magic images her bekannt. Für Bildpaare größerer Abmessungen benötigt man dagegen Hilfsmittel, die ein Übereinanderprojezieren beider Bilder ermöglichen, die Stereoskope unterschiedlicher Bauart.

Bei den sogenannten Spiegelstereoskopen wird dieses Übereinanderschieben der Bilder mit Hilfe von Spiegeln erreicht. Diese Art der Stereo-Wahrnehmung hat den Vorteil, dass keine Linsen verwendet werden und daher sowohl der Abstand des Betrachters von den Bildern, als auch deren Größe in weiten Grenzen variieren dürfen. Auch die Sehschärfe des Betrachters (das heißt ob er eine Brille benötigt oder nicht) spielt bei diesen Geräten kaum eine Rolle. Ein geeignetes und relativ preiswertes Gerät dieser Art war das von F. Vögtle und W. Schuss entworfene Spiegelstereoskop (Verlag Chemie, Weinheim). Allerdings ist dieses Gerät inzwischen kaum noch im Handel erhältlich. Bei Versuchen hierfür Ersatz zu finden, verfielen wir auf die im Folgenden geschilderte, einfache Technik.

Das Prinzip der Methode besteht darin, mit einem Auge direkt auf das Papierbild eines Stereobildpaares zu blicken, während das andere Auge das mit Hilfe von zwei Spiegeln darüberprojezierte, zugehörige zweite Bild des Paares sieht. Unsere Vorrichtung besteht aus zwei, im Abstand und versetzt, einander gegenüberliegenden Spiegeln, die in zwei zueinander schwenkbare Halterungen eingeklebt sind. (Abb. 1) Der eine Spiegel, in den man mit dem Auge direkt hineinblickt wird im folgenden Okularspiegel genannt während der andere sinngemäß als Objektspiegel bezeichnet werden soll. Die längere Halterung ist für den Objektspiegel vorgesehen und umgreift die Okularspiegelhalterung von außen.

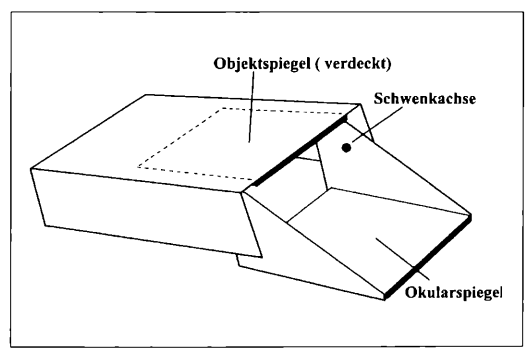


Abb. 1: Skizze der montierten Vorrichtung.

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

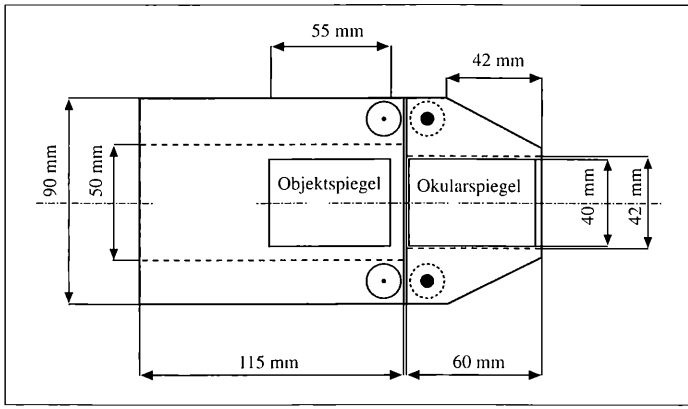


Abb. 2: Plan mit Bemaßungen für das Ausschneiden und Anreißen der Pappteile. Die Kreise markieren die Lage der Druckknöpfe, die das Schwenken der Spiegelhalterungen ermöglichen.

Zusammenbau der Vorrichtung

Im Folgenden wird eine Bauanleitung für die Vorrichtung geliefert. Benötigt werden zwei kleine Spiegel (40 mm x 55 mm), steife schwarze Pappe (0.9 mm), zwei große Druckknöpfe (Durchmesser 13 mm, Dicke, zusammengesteckt, 4 mm) und Kleber für die Verbindung von Metall und Pappe. Beim Zusammenbauen kommt es darauf an, dass die beiden Spiegel parallel zur gemeinsamen Schwenkachse ausgerichtet werden.

1. Zunächst wird die Pappe gemäß der beigegebenen Skizze (Abb. 2) ausgeschnitten, die Falzlinien werden mit einem Messer angerissen aber noch nicht geknickt. Die beiden Löcher können mit einem Bürolocher ausgestanzt werden; dazu markiert man sich die erforderliche Einstellung am besten mittels einer Schablone.
2. Man fügt dann zuerst die Hinterseiten der konkaven Druckknopfhälften (der Federösen) in die beiden Löcher des kleineren Pappstücks und klebt das Ganze mit wenig Kleber fest. Nach Aushärten des Klebers drückt man die konvexen Druckknopf-Gegenstücke hinein und klebt diese an die markierten Stellen des großen Pappstücks.
3. Wenn auch diese Klebestellen ausgehärtet sind, werden die Druckknöpfe mit Hilfe eines Messers vorsichtig wieder voneinander gelöst, die Pappstücke entlang der Falzlinien U-förmig geknickt und die Druckknöpfe endgültig so ineinandergedrückt, dass die konvexen Druckknopfhälften auf der Objektspiegelhalterung von außen in die konkaven Druckknopfhälften der kleineren Okularspiegelhalterung greifen.
4. Zum Schluss werden die beiden Spiegel (z.B. mit doppelseitigem Klebeband) einander schräg gegenüber in die Halterungen geklebt.

Einsatz der Vorrichtung

Die Vorrichtung wird wie folgt benutzt: Die Bilder eines Stereopaares werden nebeneinandergelegt. (Diejenigen ihrer Kanten, die den Winkel einschließen, um den die Bilder des Paares geneigt sind, müssen dabei zueinander gerichtet sein.)
Man fasst mit der rechten Hand die (längere) Objektspiegelhalterung von außen, hält die Vorrichtung so, dass die Oberkante des Okularspiegels sich etwa in Nähe der Nasenspitze befindet und blickt mit dem rechten Auge hinein (Abb. 3). Der Objektspiegel zeigt dann nach unten und sollte mit seiner Fläche schräg gegen das rechte Papierbild gerichtet sein. Man versucht zunächst durch Schwenken der Halterungen gegeneinander das Bild des rechten Stereo-Halbbildes im Okularspiegel, über dem Papierbild liegend, sichtbar zu machen. Durch die doppelte Spiegelung erblickt man so ein seitenrichtiges Spiegelbild des rechten Papierbildes in Orginalgröße. Durch Schließen des rechten Auges überzeugt man sich, dass links direkt das Papierbild wahrgenommen wird, während man bei Schließen des linken Auges das rechte Bild im Okularspiegel sieht. Anschließend verschiebt man dieses rechte Bild (durch Drehen der Spiegel) nach links, bis es mit dem linken Bild des Paares zur Deckung kommt, das man mit dem linken Auge direkt sieht. Der Stereo-Eindruck sollte dann unmittelbar auftreten.

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

Abb. 3: Handhabung der Vorrichtung.

Das Betrachten kann natürlich in derselben Weise erfolgen, wenn man das Gerät in die linke Hand nimmt und mit dem linken Auge in den Spiegel blickt, bei allen Handhabungen ist dann links und rechts sinngemäß zu vertauschen. Mit der Methode lassen sich nach einiger Praxis geeignete Bildpaare nahezu beliebiger Größe als räumliche Strukturen wahrnehmen. Die Bilder erscheinen größer und heller als bei Verwenden des Gerätes nach Vögtle und Schuss.
Falls ein Bildeindruck entsteht, der zwar räumlich aber irgenwie verdreht oder hohlform-artig wirkt, liegen die beiden Bilder vermutlich verkehrt nebeneinander und müssen vertauscht werden.
Die Aufgabe der Vorrichtung ist es, zwei Spiegel in einer für die Betrachtung des Stereo-Bildpaares geeigneten Position zu halten. Das Verwenden schwarzer Pappe und die lange Objektspiegelhalterung sollen den Betrachter von störenden Spiegelbildern der Umgebung abgeschirmen. Durch die etwas schwergängige Druckknopf-Verbindung der beiden Halterungen bleibt die Position beider Spiegel zueinander vorübergehend fixiert. Dies hilft, wenn man eine Reihe von Stereobildern gleichen Formats zu betrachten hat, da man so schnell von einem Bildpaar zum anderen wechseln kann.
Für gelegentliche Betrachtungen oder zum Ausprobieren kann man sogar auf die Halterungen verzichten und eine Stereobetrachtung allein mit zwei kleinen Spiegeln erreichen. Dies geschieht wie folgt: Zwei Spiegel der entsprechender Größe fasst man an ihren Längsseiten so mit Daumen und Zeigefinger der rechten Hand, dass sie im Abstand von ca. 15 mm parallel mit ihren Spiegelflächen aufeinander zu ausgerichtet sind. (Abb. 4). Der "Okularspiegel" wird dazu mit den Fingerspitzen an seinen rechten Kantenenden so gefasst, dass er schräg über die Finger nach links oben hinausragt, der Objektspiegel wird im Bereich des ersten Fingergelenks an den linken Kantenenden so gehalten, dass er nach rechts unten auf die Handfläche zuragt. Der "Okularspiegel" zeigt mit seiner Spiegelfläche also schräg nach links oben, der "Objektspiegel" nach rechts unten. Eine Stereobetrachtung erreicht man, indem man schrittweise, analog so vorgeht, wie oben beschrieben.

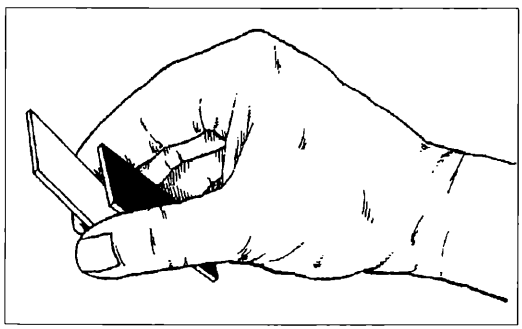


Abb. 4: Zwei kleine Spiegel, in dieser Weise zwischen Daumen und Zeigefinger gehalten, können als vorläufiges Hilfmittel dienen.

Danksagung

Herrn Jacobi, Zoologisches Institut der Universität zu Köln, danke ich für die Anfertigung der Zeichnungen

Literaturhinweise

Kleinow, W.: Stereopictures of internal structures and trophi of rotifers. Hydrobiol. 387/388, 123-129 (1998).
McKeon, T. A., Gaffield, W.: Viewing stereopictures in three dimensions with naked eyes. Trends Bioch. Sci. 15, 412-413 (1990).

Verfasser: Prof. Dr. W. Kleinow, Zoologisches Institut der Universität zu Köln, Weyertal 119, D-50923 Köln, e-mail: Walter.Kleinow@Uni-Koeln.de

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

Ein mikroskopischer Blick ins Hornissen-Nest

Erich Lüthje

Hornissen- und Wespennester sind nicht rar. Immer wieder einmal präsentieren Schüler diese Kunstwerke stolz ihrem Biologielehrer. Der mag seine Lieferanten nicht enttäuschen und hortet den Neufund bei den anderen. Und dennoch dauerte es bei mir über zwei Jahrzehnte bis zu dem Einfall, dieses Spitzenprodukt tierischer Baukunst einmal mikroskopisch zu untersuchen.

Dabei hatten sich schon 10 Jahre zuvor Hornissen (*Vespa crabro*) in einem Meisenkasten meines Gartens angesiedelt (Abb. 1). Mit meisterhafter Dreistigkeit musste es die Königin Anfang Mai geschafft haben, ein brütendes Blaumeisenpärchen von seinem Nest mit zwei Eiern zu vertreiben und den Holzbetonkasten für sich zu erorbern. Als sich im Sommer die soziale Phase des Volkes mit Gebrumm entfaltete, hatte ich vielfältige Gelegenheit zur Beobachtung. Arbeiterinnen im Außendienst waren zum Beispiel mit der Beschaffung des Baumaterials beschäftigt (Abb. 2). Mit ihren kräftigen Mandibeln (Abb. 3) nagen sie totes, angewittertes Holz ab, speicheln es ein und zerkauen es. Im Bau werden

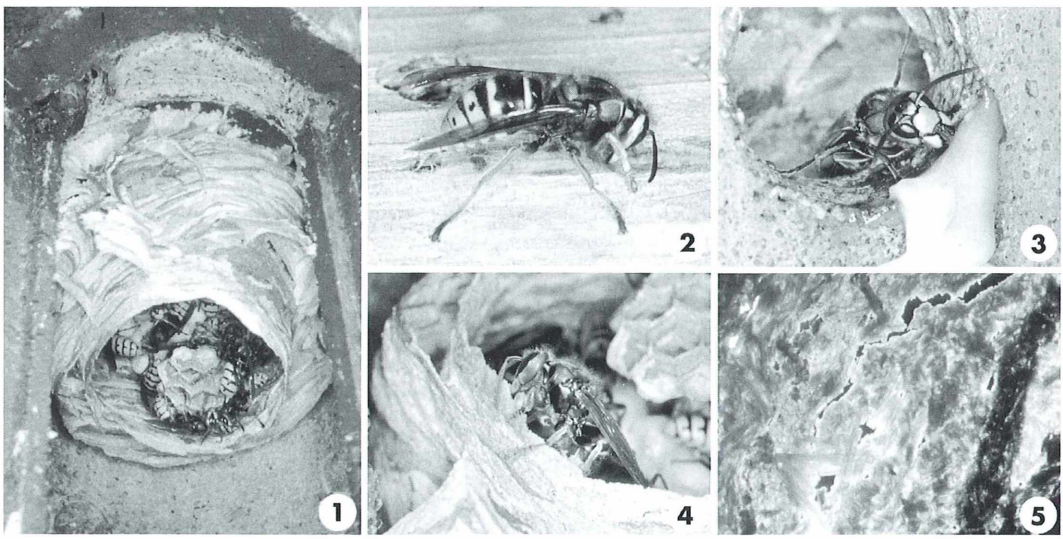


Abb. 1: Hornissennest in einem Holzbeton-Meisenkasten. Wegen der geringen Größe des Vogelnistkastens gelangte das Volk nicht zur vollen Entfaltung. Es dürfte sich um weniger als 50 Tiere gehandelt haben. – Abb. 2: Beim Holznagen legt die Hornisse Schichten unter der verwitterten Oberfläche des Balkens frei. Mit den Mandibeln hält sie ein feuchtes Klümpchen Baumaterial fest. – Abb. 3: Ein Teelöffel Honig an der Außenwand des Kastens wurde von den Insassen begierig aufgenommen. Die gespreizten, zackenrandigen Mandibeln geben den Blick auf die übrigen Mundwerkzeuge frei. – Abb. 4: Papierherstellung im Tierreich: Hier wird das Rohmaterial zu Papier ausgestrichen. Die mehrschichtige Nesthülle gewährleistet eine effektive Thermoregulation. – Abb. 5: Nesthülle (Ausschnitt) aus unterschiedlichem Material. Makroobjektiv 20 mm, Zwischenringe; Dunkelfeld, ca. 8×.

© Urban & Fischer Verlag

© Elsevier GmbH. Alle Rechte

diese Rohmaterialkügelchen zu einem bräunlichen bis ockerfarbenen Papier ausgezogen (Abb. 4).

Von einer Leiter aus konnte ich das Leben am Meisen-/Hornissenkasten aus nächster Distanz beobachten. Einige Fotografien machte ich bei weniger als 5 cm Aufnahmeabstand. Ebenso tolerierten die Hornissen meine Hantierungen mit einer 1000-Watt-Filmleuchte. *Hornissen gehören zu den überaus friedfertigen Faltenwespen. Selbst in unmittelbarer Nestumgebung der synanthropen Hornisse kann man*

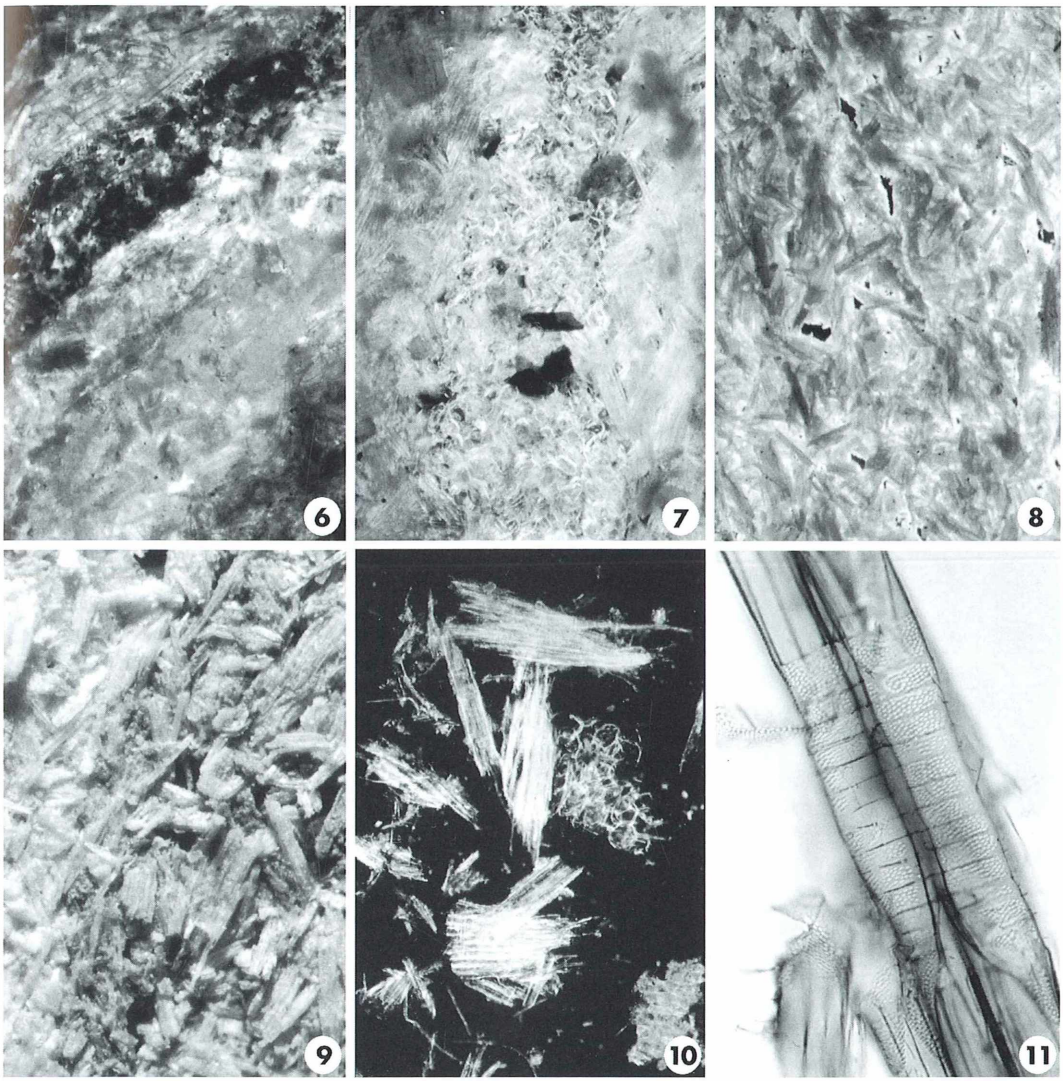
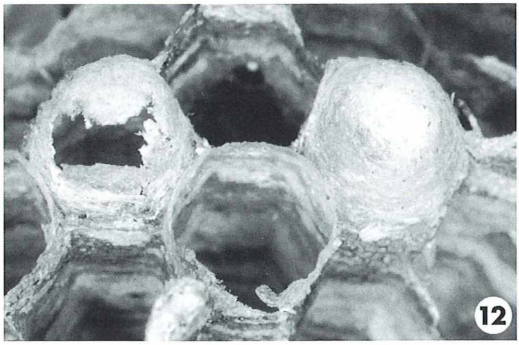


Abb. 6: Nesthülle (Ausschnitt); Objektiv 4×, Hellfeld, ca. 22×. – Abb. 7: Nesthülle (Ausschnitt); Objektiv 4×, Dunkelfeld. Zwischen den holzigen Streifen liegt ein Band heller, markähnlicher Pflanzenzellen, ca. 22×. – Abb. 8: Initialnest der Gemeinen Wespe (Ausschnitt); Makroobjektiv 20 mm, Zwischenringe. Das Baumaterial ist im Gegensatz zu späteren Bauphasen einheitlich, ca. 8×. – Abb. 9: Nesthülle (Ausschnitt); Objektiv 4×, Auflicht. – Abb. 10: Nesthülle, aufgelöst. Neben Holzspänchen ist auch das markartige Gewebe zu erkennen, ca. 16×. – Abb. 11: „Längsschnitt" eines Holzspänchens aus dem Initialnest der Gemeinen Wespe: Ein Markstrahl quert die senkrecht laufenden Gefäße des Holzes, ca. 220×.

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



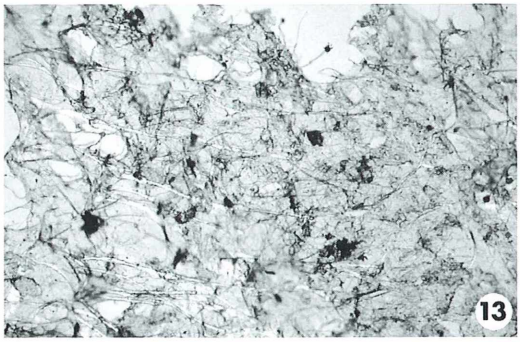


Abb. 12: Geöffneter und geschlossener Kokon eines Hornissennestes. – Abb. 13: Kokon der Hornisse (Zellenwand); Objektiv 4×, ca. 22×. – Abb. 14: Kokon der Hornisse (Haube); polarisiertes Licht, Objektiv 4×, ca. 22×.

mit bedächtigem Verhalten relativ gefahrlos Beobachtungen vornehmen. (Witt, 1998). Ein wenig Schmiergeld (Honig) versüßte den Insekten ihre Kooperationsbereitschaft (Abb. 3).
Ein stattliches Hornissennest erinnert an ein Lampion. Wie würde die Hülle, von innen illuminiert, wohl aufleuchten? Probieren wir das einmal im Makro-Dunkelfeld! Ein Stückchen Hülle wird zwischen zwei Objektträger gelegt, die wir mit Büroklammern an beiden Enden zusammenklemmen. Das plankorrigierte Präparat wird von einem Dunkelfeldkondensor abfotografiert (einem modifizierten Joghurtbecher; Lüthje und Albert, 1997). Mit Makrooptik (20 mm) und Zwischenringen erhält man bereits respektable Maßstäbe (Abb. 5). Warm leuchtet das Blitzlicht durch das Hornissenpapier; verschiedene Holzsorten zeichnen sich in variablen Tönen ab.
Unter dem Mikroskop fotografierte ich das Doppelträger-Präparat bei 4facher Optik im Hellfeld (Abb. 6). Jetzt trat die Vielfalt der verwendeten Holzspänchen noch deutlicher hervor. Sehr helle Bänder im Gewirk der Papierhülle bestehen aus markähnlichem Gewebe, das aus Stengeln gewonnen sein könnte (Abb. 7 und 10). Vereinzelt fand ich auch Bruchstücke von Chitinpanzern im Baumaterial – Pfusch am Bau oder eine bisher noch nicht registrierte Beimischung?
(Am Rande: Eine Hornissen- oder Wespenkönigin beginnt den Nestbau als einzige Arbeiterin ihres künftigen Staates. *Die von der Königin gebauten Neststadien besitzen noch nicht die artspezifischen Konstruktions- und Strukturmerkmale* (Witt, 1998). Ein Initialnest der Gemeinen Wespe (*Vespula vulgaris*), das ich im Gartenhaus fand, bestand aus homogenem, hellgelbem Material (Abb. 8). Die später von den Arbeiterinnen gefertigte Hülle *wird aus morschem Holz gebaut und hat eine ockerfarbene bis hellbraune, lebhaft strukturierte Oberfläche mit muschelartigen Lufttaschen* (Witt, 1998).
Auch Auflichtfotos sind von unserem eingeschlossenen Hüllenfragment möglich (Abb. 9). Zwei Strahler einer Schwanenhalsleuchte, stark seitlich auf das Präparat gerichtet, ergeben ein plastisches Bild des Hornissenpapiers. Die Farbtemperatur wurde durch eine Blaufolienscheibe im Objektivrevolver korrigiert.
Zur näheren Analyse des Nistmaterials legte ich Stücke des Nestes in eine Klorix-Lösung. Dieser Haushaltsreiniger löst das Papier zu einer Spänchensuspension auf. Das Holz wird durchscheinend. Das Material wird in demineralisiertem Wasser ausgespült und in Essig neutralisiert. Nochmals in demineralisiertem Wasser gereinigt, kann es mikroskopiert werden. Zur Übersicht wählte ich gering vergrößernde Objektive (4–6×). Das Material besteht ganz überwiegend aus Spänchen; daneben sieht man einzelne Faserzellen, herausgerissene Lignin-

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

spiralen und markähnliches Gewebe (Abb. 10). Um genauere Analysen des Baumaterials durchzuführen, färbte ich das Nestmaterial (nach Klorix-Bleichung) mit Astrablau-Safraninlösung. Dadurch treten die einzelnen Komponenten noch deutlicher hervor. Die häufigste Struktur ist ein gitarrenstegähnliches Muster: Hier kreuzen sich waagerechte Markstrahlen und senkrechte Holzelemente (Abb. 11). Erstaunlich, wie fein die Mandibeln der Hornissen das Holz geschnitten haben! Allerdings fallen diese Schnitte selten plan aus, sodass ich Motive für ansprechende Fotos recht lange habe suchen müssen.

Als weiteres Untersuchungsobjekt boten sich die Kokons der Wespen und Hornissen an, die man in verlassenen Nestern wohl stets findet (Abb. 12). Zwar ließen sich die zähen Häute leicht abpräparieren, aber mit einer befriedigenden Planlage unter dem Deckglas haperte es. Ich brachte Hautstücke nach längerer Klorix-Bleichung und Neutralisierung nass zwischen Deckglas und Objektträger und beschwerte das Deckglas; dann ließ ich das Präparat lange trocknen. Auf diese Weise erhielt ich (fast) wellen- und blasenfreie Präparate, die bei geringer Objektivvergrößerung befriedigende Bilder ergaben. Im Mikroskop erkennen wir gröbere und feinere Fadenstrukturen und membranöse Flächen (Abb. 13). Mit polarisiertem Licht können wir das Gespinst vielfarbig aufleuchten lassen. Schräge Beleuchtung (Filter nach Kreutz) unterstreicht die Fadenführung (Abb. 14).

Zum Abschluss der Untersuchungen legte ich eine Kokonhaube in ein Schnappdeckelgläschen mit Millons Reagenz. Es färbt sich nach längerer Einwirkung (1 Tag) braun; damit ist der Eiweißcharakter des Kokons nachgewiesen. Er besteht nämlich aus einem Drüsensekret, das aus den umgewandelten Speicheldrüsen der Larve austritt.

Literaturhinweise

Lüthje, E., Albert, R.: Was macht man mit den großen Kleinen? Wasserinsekten im Auf- und Durchlicht fotografiert. Mikrokosmos *86*, 121–126. (1997).

Witt, R.: Wespen beobachten, bestimmen. Naturbuch-Verlag, Augsburg 1998.

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

Mikro-Ufo

Nesseltier – oder was?

Im August 1999 war das Seerosenbecken am Tropenhaus des Frankfurter Palmengartens stark erwärmt und zeigte eine klumpige Wasserblüte verschiedener *Oscillatoria*-Arten. In ihr fand sich eine recht spezielle Mikrofauna, unter anderem ein Organismus, der an einen Vertreter der Cnidaria (Nesseltiere) denken ließe, wäre er nicht starr und unbeweglich (Abb. 1). Er hat einen ovalen Körper (L = 180 µm) mit nach oben gebogenem „Kopf" (B = 95 µm) mit etwa zehn Armen A (L = 80 µm). Diese sind strukturlos klar, unbeweglich und steif. Manchmal wurden sie von vorbeiziehenden Oscillatorien etwas elastisch verbogen. Sie tragen je 8–10 bohnenförmige Körperchen K (L = 7–8 µm) mit einer nadelartigen, am Ende überstehenden Struktur. Angeordnet sind sie meist zu viert am Armende, dann in etwas versetzten Paaren, auch einzeln. Körper und „Kopf" sind dicht gefüllt mit körnig-blasiger Masse, farblos bis grau, auch kleinen unveränderlichen Bläschen. Bewegung oder Strömung sind nicht zu sehen. Im optischen Schnitt erscheint die Randschicht heller abgesetzt blasig; möglicherweise ist der Körper hohl. Einen Mund konnte ich nicht sehen. Einmal fand ich über dem Organismus einen offenbar verletzten, kaum noch bewegten Nauplius, der bald von kleinen Ciliaten und von *Peranema* leergefressen wurde. Ob der Unbekannte an der Aktion beteiligt war, konnte ich nicht feststellen.

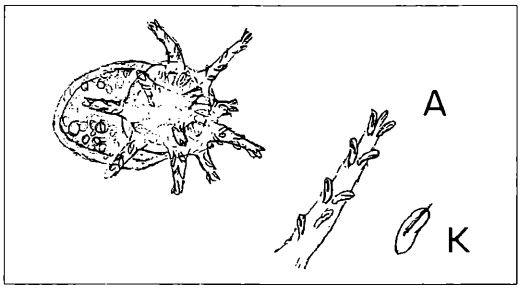


Abb. 1: Cnidaria-ähnlicher Organismus mit Armen A, die mit Körperchen K besetzt sind. Maße im Text.

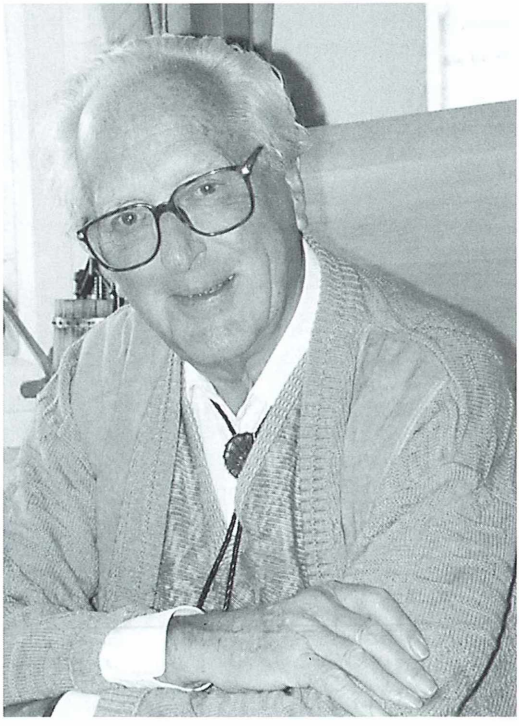
Wie ich hörte, stammen die Wasserpflanzen der Becken zum Teil direkt aus den Ursprungsländern. Der Unbekannnte könnte also ein eingeschleppter Exot sein. Wer weiß Näheres?

Ernst Hippe, Meisenstraße 10, 63263 Neu-Isenburg

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

Nachruf

Zum Gedenken an Albert Mahler-Lee 1911–2000



In Zürich starb Albert Mahler im 89. Altersjahr nach längerer Krankheit. Über 40 Jahre lang war er im Vorstand der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich (MGZ) tätig, davon 30 Jahre als Präsident (1967–1997).

Schon früh wurde seine künstlerische Begabung sichtbar. An der Kunstgewerbeschule in Zürich erwarb er das Diplom als Grafiker, bildete sich in Berlin weiter aus und besuchte die Kunstgewerbeschule in München.

Die Veterinär-Medizinische Fakultät der Universität Zürich bot die ihm angemessene Lebensstelle, wo er vorerst wissenschaftlicher Zeichner und Illustrator von Fachliteratur und Lehrmaterial wurde, dann Fotograf an Operations- und Sektionstisch. Filmen und Röntgen und überhaupt alle damit verbundenen Techniken erlernte er eifrig und mit Erfolg, stets neueste Technik anwendend.

Als die mikroskopische Diagnose wichtig wurde, stieß er zur MGZ und trug Wesentliches zu ihrer Entwicklung und ihrem Ansehen bei, indem Dozenten, Doktoranden, Laboranten – auch ausländische – aus ihren Fachgebieten vortrugen, ergänzt mit Laborbesuchen und Führungen. Ihm verdanken wir die Vielseitigkeit unserer Programme. Seiner charmanten Art, Referenten zu gewinnen, wagte man sich kaum zu entziehen, womit auch viele Mitglieder zum Zug kamen und einen verlässlichen Kern von Aktiven bilden.

Sein Organisationstalent kam auf ungezählten Reisen – von Mallorca bis Norwegen – zur Geltung, wobei Mitglieder mancher Gesellschaften aus Deutschland, Österreich und den Niederlanden dazustießen. Überhaupt war die menschliche Begegnung immer der Ansporn, sei es in Inzigkofen, Bodman, Berlin, Hagen, Wurzach, Federsee, Mitterndorf, Neusiedlersee, Südtirol und bei gegenseitigen Besuchen deutscher und österreichischer Freunde, wobei ihm kein Weg zu weit war. In idealer Weise hat ihn seine Gattin dabei immer unterstützt.

Wir alle sind ihm dankbar.

M. Stolz
CH - 8127 Forch
Bundtacherstr. 5

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

Mikro-Einsteiger

Das Seegras – eine erstaunliche Pflanze in unseren Meeren

Hans Brogmus

In den Sommermonaten trifft man vor allem an der Ostseeküste auf entwurzelte, aber völlig unversehrte Seegraspflanzen, die sich sehr gut zum Mikroskopieren eignen. Das für den vorliegenden Beitrag verwendete Frischmaterial wurde vor dem Bülker Leuchtturm an der Kieler Förde gesammelt, wo es im flachen Ostseewasser trieb. Der folgende Mikro-Einsteiger gibt Anleitungen zu einfachen Untersuchungen an diesem Material.

Weder der technische Aufwand, der getrieben werden muss, noch die präparative Geschicklichkeit, die erwartet wird, stellen eine Hürde bei der Durchführung der mikroskopischen Untersuchungen dar.

Technische Hilfsmittel bei den Untersuchungen waren eine einfache Stereolupe der Fa. Microthek (Objektive 2×, Okulare 5×) und ein Eschenbach Schulmikroskop mit Kreuztisch und Ansteckleuchte (Objektive 10× und 40×, Okular 5×). Eine Mikroskopierleuchte auf getrenntem Stativ lieferte seitliches Auflicht, das auch beim Zeichnen der meisten Einzelobjekte wichtig war. Die Zeichnungen des Verfassers entstanden ohne Zeichenhilfen mit Rotring Rapidographen (0,35; 0,25; 0,18; 0,13 mm) auf festem, glattem Zeichenkarton „Zanders Parole".

Die Untersuchungsobjekte

Die drei in unseren Küstengewässern beheimateten zur Familie der Laichkrautgewächse (Potamogetonaceae) gehörenden *Zostera*-Arten sind die einzigen Blütenpflanzen des Meeres. Sie leben auf sandigem oder schlammigem Boden, in der Nordsee überwiegend unterhalb der Niedrigwasserlinie, teilweise aber auch in kleinen Wasserstellen im von den Tiden bestimmten amphibischen Raum. Das Gemeine Seegras *Zostera marina* dringt in Nord- und Ostsee bis in Tiefen von 10 m vor, das Schmalblättrige Seegras *Z. angustifolia* findet sich in Tiefen bis zu 4 m und das Zwergseegras *Z. nana* besiedelt Bereiche bis zu 1m Wassertiefe. Die Seegras-Zone schließt sich seewärts an die Queller-Zone an.

Das bis zu 1 m lang werdende Gemeine Seegras kam früher in dicht bewachsenen Unterwasserwiesen vor, wurde in den 30er Jahren durch eine Krankheit ziemlich dezimiert und darauf von dem von der Krankheit nicht befallenen Zwerg-Seegras ersetzt. Inzwischen haben sich die *Z. marina*-Bestände etwas erholt, so dass man alle drei Arten antreffen kann. Obwohl die Seegräser mit Rhizomen im Meeresboden verankert sind, werden sie bei heftigen Winden in der Brandung losgerissen und oft massenhaft angespült.

Im frisch angeworfenen Angespül, bzw. noch treibend im Flachwasser, findet man reichlich Pflanzenmaterial zum Mikroskopieren, das man in etwas Seewasser in einem Eimer nach Hause transportieren und einige Tage lang gut beobachten kann.

Im Aufbau des äquifazialen Blattes mit einheitlichem Mesophyll (Jurčák, 1992) gibt es bei den drei Arten große Übereinstimmungen. Gut geeignet für die Untersuchung sind *Z. marina* (Blattbreite 4–9 mm) oder das seltene *Z. angustifolia* (Blattbreite 2–3 mm). Wer sich auch für

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

die Fortpflanzungsorgane interessiert, sollte in der ersten Junihälfte Pflanzen sammeln.

Blattaufsicht

Beginnen kann man mit einem Blattstück von etwa 3cm Länge, das man schräg auf ein Stück Papier hält und durch die Stereolupe (10fach) im Auflicht betrachtet. Bei *Z. marina* sind drei parallel verlaufende dunkelgrüne Bänder im mittleren Spreitenbereich und jeweils ein dünnes Band am Blattrand zu sehen (Abb. 1). Es handelt sich um die drei Blattnerven und die randständigen Seitennerven. Zwischen den Nerven erkennt man strichförmige, dunkle Querbänder (Diaphragmen), die überwiegend rechtwinklig zu den Nerven verlaufen. Sie schotten die im Blattinnern befindlichen Gaskanäle ab, so dass im Falle einer Blattbeschädigung das Eindringen von Wasser auf Teilabschnitte begrenzt bleibt.

Diesen Vorgang kann man leicht in einem kleinen Versuch beobachten. Man schneidet mit einer Rasierklinge ein etwa 2cm langes Blattstück ab, legt es unter die Stereolupe (10fach), gibt mit der Pipette Wassertropfen an die Schnittstellen und beobachtet, wie das Wasser langsam in die Gaskanäle bis zu den Diaphragmen vordringt.

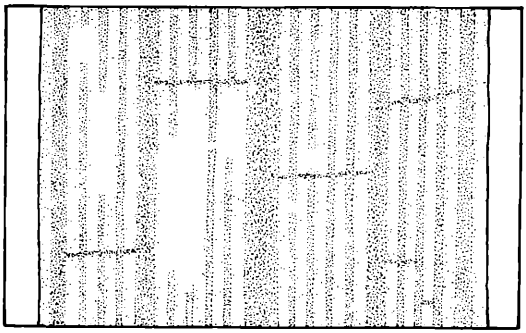


Abb. 1: *Zostera marina*, Blattabschnitt, Aufsicht mit 5 Nerven und Querbändern, Blattbreite 4,5 mm.

Wenn man das Blatt in der Mitte durchreißt, nimmt man dünne, helle Fäden wahr, die aus den Enden herausragen. Diese ligningfreien Sklerenchymfasern verleihen den Blättern die nötige Elastizität, mit der die Pflanze der mechanischen Belastung durch die ständige Wasserbewegung standhält.

Blattanatomie

Alle genannten Blattstrukturmerkmale kann man noch besser an Schnittpräparaten studieren.

Man fertigt mit Hilfe von Holundermark und einer scharfen Klinge einen Blattquerschnitt an, bei fertilen Pflanzen oberhalb der Ährenachse, bei sterilen Exemplaren an jeder beliebigen Stelle. Die Schnitte werden mit einem dünnen Haarpinsel in einen Wassertropfen auf dem Objektträger überführt und mit einem Deckglas abgedeckt.

In der bei 50facher Vergrößerung des Mikroskops gezeichneten, etwas schematisierten Darstellung in Abbildung 2 fallen die symmetrisch angeordneten Gaskanäle und die Nerven (= Leitbündel) sofort auf. Die Kanäle geben der ganzen Pflanze Auftrieb, so dass ihre Blätter im Wasser wedelnd schweben.
Bei 200facher Vergrößerung werden Einzelheiten der dunkel erscheinenden Leitbündel (= dichtes Gewebe) sichtbar (Abb. 3). Im unteren Bereich liegen kleinzellige Phloemzellen, darüber ist ein funktionsloser Xylemteil mit nur einem leeren Kanal, der im Jugendstadium der Pflanze angelegt wurde (Lüthje, 1995). Während bei den Landpflanzen das ganze Leitbündel von Sklerenchymzellen umgeben ist, findet man sie hier nur vereinzelt in kleinen Nestern am Rand des Leitbündels. Solche Sklerenchymstränge entdeckt man auch direkt unterhalb der Epidermis und an den beiden Blatträndern. Sie erscheinen hell, besonders im polarisierten Licht. Die Epidermis mit dicken Außenwänden erscheint auf beiden Blattseiten

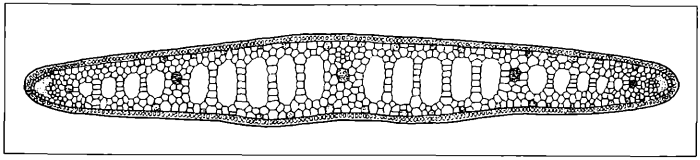


Abb. 2: *Z. marina*, Blattquerschnitt mit 5 Nerven und zahlreichen Gaskanälen, Blattbreite 4,5 mm.

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

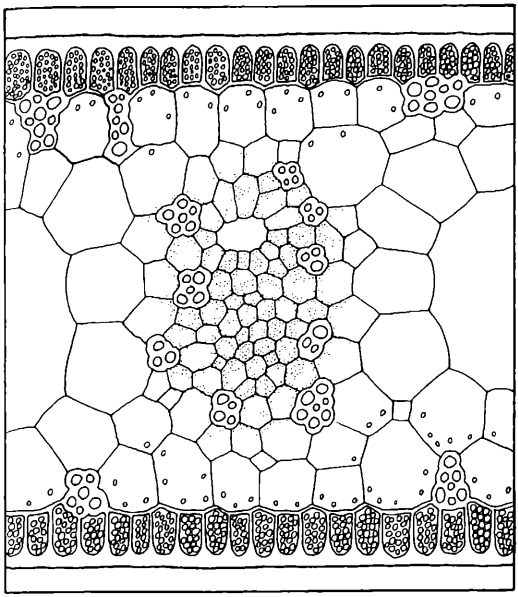


Abb. 3: *Z. marina*, Ausschnitt vom mittleren Teil des Blattquerschnittes, obere und untere Epidermis mit Chloroplasten, in der Mitte ein Leitbündel (Xylem mit leerem Kanal), rechts und links daneben Anschnitte der großlumigen Gaskanäle, Abb. 0,8 mm hoch.

als dunkelgrünes Band. Ihre Zellen sind randvoll mit Blattgrünkörnern (Chloroplasten) angefüllt. Im angrenzenden großzelligen Mesophyll gibt es nur wenige Chloroplasten. Bei Landpflanzen sind die Epidermiszellen im allgemeinen frei von Blattgrünkörnern. Diese befinden sich vornehmlich im darunter liegenden Palisadengewebe. Da die Seegräser teilweise im trüben Wasser (Nordsee) leben, ist das Vorhandensein der Chloroplasten in der Epidermis eine sinnvolle Anpassung an die Lichtverhältnisse. Spaltöffnungen gibt es nicht. Der Gasaustausch erfolgt direkt über die Pflanzenoberfläche.

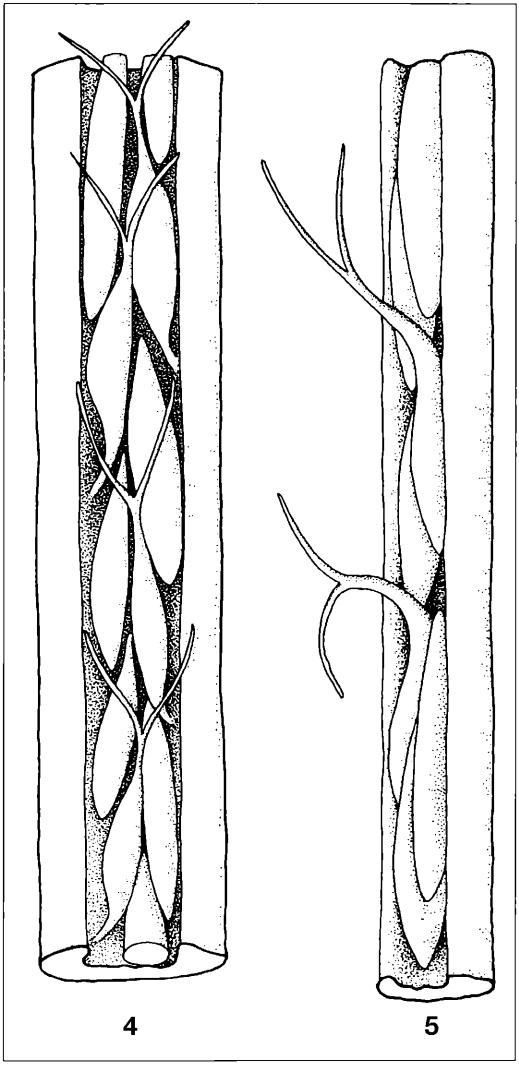


Abb. 4: *Z. marina*, Aufsicht auf ein 15 mm langes Stück der Ährenachse mit weiblichen und männlichen Blütenorganen. – Abb. 5: *Z. angustifolia*, Seitenansicht auf ein 10 mm langes Stück der Ährenachse mit weiblichen und männlichen Blütenorganen.

Die Blüten

Anfang Juni trifft man auf Seegraspflanzen, an denen man an verdickten Blattabschnitten mit dem bloßen Auge helle reiskornähnliche Gebilde bemerkt, die fast paarweise zweizeilig angeordnet sind. Unter der Stereolupe (10fach) sieht man im Auflicht, dass dieser Blattabschnitt oberseits in seiner Mitte einen Längsspalt aufweist. Er wird von den beiden Seiten eines Hüllblattes gebildet, das eine flache Ährenachse mit etwas erhöhten Rändern umschließt. Diese hellgrüne Achse lässt sich mit zwei Botanisiernadeln leicht herausnehmen,

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

wenn man vorher oberhalb und unterhalb querschneidet, so dass man nur den einige cm langen Blütenabschnitt in der Hand hält (Abb. 4). Hier erkennt man an den Fruchtblättern die langen Narben, die bei *Z. marina* doppelt so lang wie der Griffel sind. Daneben liegen die Staubgefäße. Die Abbildung 5 zeigt einen etwa 1cm langen Ausschnitt davon, von der Seite gesehen. Wer die Seegräser über einen längeren Zeitraum beobachtet, entdeckt, dass die Narben zuerst aus dem Längsspalt hervortreten (Abb. 6; *Z. angustifolia*). Später erscheinen die löffelartigen Staubgefäße, aus denen Bündel von feinen Fäden herausragen (Abb. 7). Die *Zostera*-Arten verfügen über etwa 2 mm lange fädige Pollen, die durch das Wasser auf die gabeligen Narben übertragen werden (Abb. 4–6).

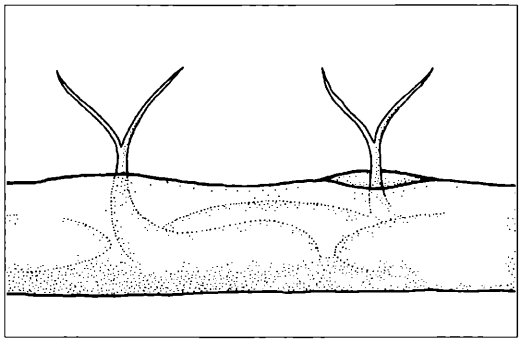


Abb. 6: *Z. angustifolia*, 2 Griffel mit jeweils gegabelten Narben ragen aus dem Hüllblatt hervor (Teilstück 1 cm lang).

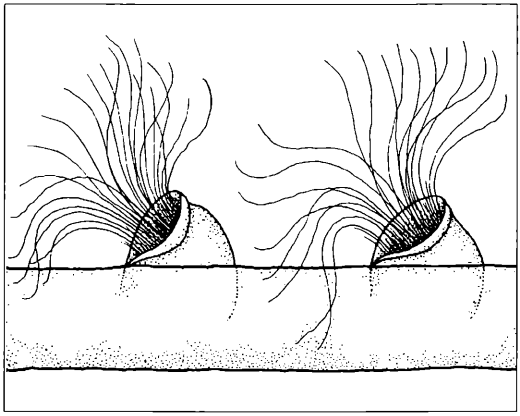


Abb. 7: *Z. marina*, 2 Antheren mit herausragenden Pollenfäden (Teilstück 8 mm lang).

Die Bestäubung durch das Wasser wird Hydrogamie genannt. Die Abbildungen 4 bis 7 sind bei 10facher Vergrößerung der Stereolupe gezeichnet worden. Die Pollenfäden kann man bei 50facher Vergrößerung unter dem Mikroskop betrachten (in einem Tropfen Wasser mit Deckglas auf dem Objektträger).
Bei im August gesammelten Pflanzen (Abb. 8) findet man in den fruchtbaren Pflanzenabschnitten eine Reihe von fast reifen Samen (Abb. 9). Die Samen sind bei *Z. marina* und *Z. angustifolia* schwach längs gerunzelt. Das Fruchtblatt bildet oberhalb einen Längsspalt aus, durch den die Samen austreten (Abb. 10, Stereolupe 10fach, eine Hälfte des Hüllblattes entfernt). Die Samen sinken im Wasser ab.

Blatt-Epiphyten

Dem aufmerksamen Mikroskopiker entgeht nicht, dass viele der gesammelten Pflanzen mit

Abb. 8: *Z. marina*, $^1/_2$ nat. Größe, Pflanze mit Samen in den Ährenachsen. – Abb. 9: *Z. marina*, Fruchtstand, Breite 8 mm. – Abb. 10: *Z. marina*, Fruchtblatt mit einem Samen (2,5 mm lang) von der Seite, Hüllblattseite vorn entfernt.

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

einem schmierigen Belag versehen sind. Er wird von verschiedenen Algenarten gebildet, die epiphytisch auf den Seegrasblättern leben (Lüthje, 1984). Dass dieser Algenaufwuchs in den letzten Jahren mehr und mehr gedeiht, mag an einer überproportionalen Nährstoffzufuhr und darüberhinaus an einer möglicherweise ansteigenden Temperatur des Meerwassers liegen. Durch Beeinträchtigung der Photosynthese stellt der Algenaufwuchs eine Bedrohung für die *Zostera*-Arten und damit auch für die Lebensgemeinschaft der Seegraswiesen dar.

Literaturhinweise

Jurčák, J.: Klassifikation der Blätter. Mikrokosmos *81*, 91–95 (1992).
Kuckuck, P.: Der Strandwanderer, 11. Auflage. J.F. Lehmanns Verlag, München 1974.
Lüthje, E.: Seegras – angepaßt und doch gefährdet. Unterricht Biologie *17*, Heft 186 (1993).
Lüthje, E.: Das Seegrasblatt – Eine botanische Luftmatratze. Mikrokoskos *84*, 81–88 (1995).
Schmeil, O., Fitschen, J.: Flora von Deutschland und seinen angrenzenden Gebieten, 90. Auflage. Quelle & Meyer, Heidelberg 1996.
Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik, 33. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Hans Brogmus,
Salzmannstr. 6, D-33739 Bielefeld

Buchbesprechungen

Lüttge, U., Kluger, M., Bauer, G.: Botanik. Ein grundlegendes Lehrbuch. Wiley-VCH Verlag GmbH, Weinheim 1999, 3. bearbeitete Auflage, , 625 Seiten, 600 Abbildungen, 150 Tabellen, gebunden DM 78,–, ISBN 3-527-30099-6.

Unter den empfehlenswerten Lehrbüchern zum Einstieg in die grüne Biologie nimmt das vorliegende, nunmehr in dritter bearbeiteter Auflage erschienene Werk einen besonderen Rang ein. Es dosiert den Lern- und Wissensstoff in gut verdauliche Portionen, bleibt dabei jedoch nicht so vordergründig wie ein Schulbuch, weitet aber sein Informationsangebot auch längst nicht so ausufernd wie eine kaum noch zu bewältigende Enzyklopädie. Text und Abbildungen führen den Lernenden Schritt für Schritt und ohne besondere Voraussetzungen in wirklich alle wissenswerten und wichtigen Basissachverhalte der klassischen und modernen Botanik ein. Unnötige Ausflüge in entbehrliche Theorie-Dickichte oder zu den Feinverzweigungen randständiger Probleme unterbleiben erfreulicherweise. Somit wird also gerade der Anfänger aus diesem Werk seinen besonderen Nutzen ziehen können. Außerdem empfiehlt es sich nachdrücklich als Hintergrund oder Aufbauhilfe bei der mikroskopischen Bearbeitung botanischer Objekte. Die Gliederung des dargebotenen Stoffes und seine Präsentation sind ausgereift und erleichtern den Zugang spürbar. Insgesamt 29 Kapitel führen durch alle wichtigen Felder der Botanik. Die Darstellung beginnt mit der Evolution der einfachsten (prokaryotischen) Organismen, die traditionell Gegenstand botanischer Einführungsdarstellungen der Botanik sind. Dann folgt eine orientierende Betrachtung der Bioenergetik. Ein knappes Dutzend weiterer Kapitel behandelt Aufbau und Leistungsprofile der Pflanzenzelle und ihrer Bestandteile. Daran schließt sich eine kurzer Überblick über wichtige pflanzliche Naturstoffe an. Die weitere Kapitelfolge befasst sich mit der auch für Mikroskopiker bedeutsamen, weil an vielen Beispielen hervorragend erläuterten Phylogenie von den eukaryotischen Algen bis zu den Archegoniaten und schließt mit der Evolution der Bedecktsamer, deren neues Dreiklassensystem angemessen berücksichtigt ist. Auch die Pilze haben hier als notwendiges Anhängsel der Botanik, jedoch ausdrücklich als Repräsentanten eines eigenständigen Kronenbereich am Stammbaum, ihren spezifischen Auftritt. Weitere grundlegende Themen einzelner Kapitel sind die Arbeitsteilung der Organbereiche der Gefäßpflanzen, Symbiose und Parasitismus sowie Wachstum, Altern und Zell- oder Individualtod. Der Stoff ist somit kompetent aufbereitet und lässt tatsächlich keinen Teilbereich eines botanischen bzw. allgemein biologischen Basiswissens vermissen. Tabellarische Übersichten oder fallweise eingeblendete Textkästen informieren gründlich und griffig. Zudem überzeugt das Werk auch durch seine zahlreichen (Schwarzweiß-Aufnahmen) und die neuen Grafiken von Gabriele Bauer, die in der Darstellung auch komplexerer Abläufe oder Sachverhalte neue Wege gehen. Für den Erst- und Wiedereinstieg in die verschiedenen Wissensbereiche der Botanik kann man dieses empfehlenswerte Lehr- und Lernbuch mit Gewinn zur Hand nehmen.

Thomas Wassmann, Bonn

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

Wülfert, St.: Der Blick ins Bild. Lichtmikroskopische Methoden zur Untersuchung von Bildaufbau, Fasern und Pigmenten. Ravensburger Buchverlag Kunst & Gestaltung. Seemann-Verlag Leipzig 3-363-00809-0. 376 Seiten mit erklärenden Zeichnungen, Sachfotos und 16 farbigen Tafeln. Format 16,0 × 23,5 cm. Gebunden, DM 78,–, ISBN 3-473-48068-1.

Bei der technologischen Untersuchung und Befundsicherung von Kunstwerken gehört die Arbeit mit dem Mikroskop zu den Standardmethoden eines Restaurators. Mit diesem Buch wendet sich der Autor Stefan Wülfert – ein in der Konservierungsforschung erfahrener Chemiker – an Studierende der Konservierungs- und Restaurierungswissenschaft. Darüberhinaus gehört das Buch in die Handbücherei eines jeden Restaurators, gleichgültig ob er an Papierdokumenten, Gemälden, Textilien oder anderem Kulturgut arbeitet. Es liefert aber auch jedem anderen Mikroskopiker wertvolle Informationen. Der Titel „Blick ins Bild" lässt das nicht sofort erkennen, aber von den insgesamt 19 Kapiteln behandeln 14 die für jeden Mikroskopiker wichtigen lichtmikroskopischen Methoden wie Dunkelfeld, Phasenkontrast, Interferenzkontrast, Polarisations- und Fluoreszenzmikroskopie sehr einprägsam, während in nur 5 Kapiteln die spezielle mikroskopische Untersuchung von Kulturgut beschrieben wird. Aber auch darin ist die Mikroskopie von Fasern aller Art, Haaren, Hölzern, Mineralpulvern und Pigmenten für viele Mikrskopiker von Interesse, die normalerweise kein Kulturgut untersuchen. Hierzu gehört zum Beispiel das Dispersions Staining, eine Methode zur Identifizierung von Fasern und mikroskopischen Partikeln verschiedenster Art, die sich in deutscher Sprache noch nirgendwo so gut beschrieben fan wie in diesem Buch. Der Autor beweist, dass der Erfolg der mikroskopischen Untersuchung nicht vom Einsatz technisch aufwendiger Geräte abhängt, sondern dass einfache, aber qualifizierte Mittel ausreichen. Ich möchte das gut illustrierte und zu einem erstaunlich günstigen Preis angebotene Buch ohne Einschränkung allen Berufs- und ernsthaften Hobby-Mikroskopikern empfehlen. Gerhard Göke, Hagen

Nesemann, H. und Neubert, E.: Annelida, Clitellata: Branchiobdellida, Acanthobdellea, Hirudinea. In: Süßwasserfauna von Mitteleuropa (Schwoerbel, J. und Zwick, P., Hrsg.), Band 6/2. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin 1999. 178 Seiten, 79 Abbildungen, broschiert, DM 128,00, ISBN 3-8274-0927-6.

In der nach vollständiger Publikation insgesamt 21 Bände umfassenden *Süßwasserfauna von Mitteleuropa* ist jetzt der Band über die Egel erschienen. Das Werk enthält komplett neu bearbeitete Bestimmungsschlüssel und Diagnosen zu allen Taxa der Clitellata West-, Zentral- und Nordeuropas sowie der circummediterranen Region einschließlich der arabischen Halbinsel und des ägyptischen Nilgebiets. Detailierte Artbeschreibungen mit *locus typicus*, Informationen über zur Bestimmung wichtige Merkmale der äußeren und inneren Anatomie, einer kurzen Beschreibung der Ökologie und des Vorkommens der Arten schließen sich an und nehmen im Buch den breitesten Raum ein. Die Mehrzahl aller Arten wird in detailreichen, z.T. prachtvollen, s/w Zeichnungen illustriert, wobei für die Artbestimmung wesentliche Merkmale in Teilabbildungen hervorgehoben werden.
Das Buch erschöpft sich nicht in trockenen Bestimmungsschlüsseln und buchhalterischen Artbeschreibungen. Jedes den drei Klassen gewidmete Kapitel beginnt mit einer allgemeinen Beschreibung der Klasse. Diese Beschreibung beinhaltet eine kurze Einführung, Informationen zur Morphologie und Anatomie, zur Biologie, zur geographischen Verbreitung sowie zur Sammeltechnik, Bestimmung und Konservierung der Tiere. Die allgemeine Beschreibung umfasst bei den artenärmeren Branchiobdellida 4 Seiten, bei den Acanthobdellea (nur 1 Art) ebenfalls 3 Seiten und bei den artenreichen Hirudinea 19 Seiten. Als besonders wertvoll ist das ausfühliche Literaturverzeichnis hervorzuheben, das insgesamt 481 Titel umfasst. Die Herausgeber der neuen *Süßwasserfauna von Mitteleuropa* nennen als wesentliche Ziele der Reihe, sie solle Herausforderung und Anreiz zur weiteren Erforschung der Süßwasserfauna Europas sein und dem Nutzer des Buchs einen zuverlässigen Bestimmungsschlüssel in die Hand geben. Diesen Ansprüchen wird der vorliegende Band in vollem Umfang gerecht. Das Buch wird für den Feldlimnologen und all diejenigen Nutzer unverzichtbar sein, die sich professionell mit Egeln beschäftigen. Es ist ein Buch für Profis.

Bernd Walz, Potsdam

Storch, V., Welsch, U.: Kükenthals Leitfaden für das Zoologische Praktikum, 23. Auflg. Spektrum, Akademischer Verlag, Gustav Fischer, Heidelberg, 1999, 508 Seiten, 240 Abbildungen, gebunden, DM 78,00, ISBN 3-8274-0901-2.

Wenn ein Buch in einem Zeitraum von 1898 bis 1999 in der 23. Auflage erscheint, muss man über seinen Nutzen und seine Akzeptanz kein Wort mehr verlieren. Man kann lediglich mitteilen, dass eine – natürlich den stetigen Wissenszuwachs berücksichtigende – Neuauflage erschienen ist. Das soll hiermit geschehen.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Programm
Mai bis September 2000

9. 5.: James Bond, BMG, Berlin: Pflanzenhaare
3. 6.: Elke Spurer und Rainer Mehnert, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart: Legen von Foraminiferen und Radiolarien
16. 6.: Prof. Dr. Gerd Weigmann, Freie Universität Berlin: Bodenmilben
30. 6.: Dr. Jörg Wecke, Robert-Koch-Institut Berlin: Abbau von Bakterien in verschiedenen biologischen Systemen
14. 7.: Dr. K. Schubert, Charité, Universitätsklinikum Berlin: Führung durch die Pathologische Sammlung

Sommerferien

8. 9.: Günther Zahrt, BMG, Berlin: Blattoberflächen
22. 9.: Prof. Dr. Siegfried Wandelt, Berlin: Das Zahnsystem als eine Identifizierungsmöglichkeit

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

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

Programm
Mai bis Juni 2000

1. Planktongruppe der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg

9. 6.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen (Wasserblüten)
R. Kröger: Entstehung und Entwicklung der Moore in der Norddeutschen Tiefebene
13. 6.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen (Wasserblüten)
W. Steenbock: Bacillariophyceen des Süßwassers

2. Mikrobiologische Vereinigung Hamburg

14. 5.: J. Voß: Exkursion nach Stolpe und Lübeck
Treffpunkt: Eiszeitmuseum in Stolpe 9.30 Uhr
Danach → Naturhistorisches Museum, Lübeck
19. 5.: R. Kröger: Zur Biologie der Selaginellales und Anfertigung von gefärbten Sporenpräparaten von *Selaginella helvetica*
23. 6.: G. Rosenfeldt: Praktikum
W.Steenbock: Tier- und Pflanzenwelt Hamburger Moore

Juli, August: Sommerferien

Zu allen Veranstaltungen, die jeweils um 18.00 Uhr im Zentrum für Schulbiologie und Umwelterziehung – ZSU – Hemmingstedter Weg 142, 22609 Hamburg-Kleinflottbeck (hinter dem Botanischen Garten in Kleinflottbeck) stattfinden, sind interessierte Gäste stets willkommen.
Ansprechpartner: Dr. Georg Rosenfeldt,
Tel.: 040 / 6430677.

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

Mikrobiologische Vereinigung München

Programm
Mai bis Juli 2000

13. 5.: Exkursion zum Algensammeln in den Botanischen Garten München.
Treffpunkt: Haupteingang, 10.00 Uhr. (S. Hoc und T. Kasalicky)

24. 5.: Bestimmen und Besprechen des aufgesammelten Exkursionsmaterials.
(S. Hoc)

17. 6.: Exkursion zum Feuchtgebiet-Lehrpfad Walting-Pfünz im Altmühltal.
(S. Hoc)

5. 7.: Das Adernetz der Blätter. (S. Hoc)

12. 7.: Reizversuche an Bakterien und Einzellern im Mikroaquarium. (S. Hoc)

26. 7.: Physiologische und anatomische Grundlagen optischer Täuschungen.
(T. Fiedler)

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Mittwochs immer 19.30 Uhr; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU (hinter dem ehemaligen Zeughaus); Seminarraum 04 (Untergeschoss). Telefon 08142 / 2452 oder 08141 / 512690.

Mikro-Markt

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

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (4/2000): 25. Mai 2000
Preise für Mikro-Markt-Anzeigen (je mm bei 68 mm Spaltenbreite):
Privat DM 3,50 Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift
Geschäftlich DM 5,– (nur Privatanzeigen) DM 2,–
Chiffregebühr DM 10,– Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.
Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:
URBAN & FISCHER Verlag, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena

Suche Objektive, Okulare u. weiteres Zubehör für Ortholux (Leitz) sowie Mikrokosmos 1933-1971. Robert Masuck, Nedderfeld 39, 19063 Schwerin, Tel. 0385/2 00 03 49, nach 19:00 Uhr

FSA-Tubus für Dialux gesucht.
Tel. 0043-3112-21 96 (zw. 21:00-22:00 Uhr)

Suche Achromatisches Phasenobjektiv 10x für Olympus, Abgleichlänge 45mm.
Tel. 00 43/27 46-36 36

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

Verkaufe 1 PZO-Objektiv Planachromat 100/1,27 Öl, 160/0,17 kaum gebraucht, DM 150,-; 1 ZEISS-Objektiv Achromat 100/1,25 Öl, mit Irisblende, 160/- kaum gebraucht, DM 150,-
Tel. 0 64 20/10 19 (nach 18.00 Uhr)

Verkauf gebrauchter Raster-Elektronen-Mikroskope (REM) mit Garantie, Lieferung, Einweisung.
Tel.: 0 64 41/6 27 40, Fax: 6 20 25

Verkaufe von **Zeiss**: Auflicht Mikroskop Standard WL, Epiplan HD Objektive (4x, 8x, 16x, 40x, 80x), Epiplan Pol Objektive mit Inko (4x, 8x, 16x, 40x, 80x), Stereomikroskop DRC mit Fototubus und Kaltlichtleuchte, Durchlicht-Interferenzeinrichtung nach Jamin Lebedeff für Standard Mikroskope, Heiztisch (Kofler) bis 300° C.
Tel. 0 70 73/39 98 abends

Forschungsmikroskop von Zeiss/Oberkochen, **Photomikroskop I** mit Diskussionsbrücke für 2 Beobachter, binokular, u. Fototubus; incl. 6 Objektive u. 2 Okulare von Zeiss bzw. Leitz, gegen Gebot. Tel. 04 21/25 13 52

Verkaufe Zeiss Analysatorschieber (drehbar), Phako-Kondensor für Standard Junior, Objektive LD-Epiplan 4/01, Pol 100/1,25 Öl, Planapo 100/1,3 Öl, Umgekehrtes Mikroskop Invertoskop D, **Leica**: PLFluotar 25,075 Öl (Delta ∞ Optik).
Tel. 0 70 73/39 98 abends

Verkaufe: LEITZ ORTHOLUX; LEITZ Pl Apo 100/1,32; Fl 63/0,85; Wasserimmersion W 50/1,00; Pv 20:1 n A 0,45 und Canon Macro Photo Lens 35mm/1:2,8 (Lupenobjektiv mit Mikroskopgewinde). Tel./Fax: 0 65 01/1 45 17

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

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

STEREOMIKROSKOP E-REIHE

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

MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.
Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
Tel.: ·31.26.323.4473, Fax ·31.26.323.2833
email: euromex@tref.nl, web: http:/www.euromex.nl

Probleme beim Ausbau des Mikroskops?
Unsere Liste „Zubehör für die Mikroskopie und Mikrofotografie" enthält die passende Optik und viele Bauteile.
R. Göke, Am Widey 7, 58095 Hagen,
Telefon + Fax 0 23 31/3 17 54

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

Aus Nachlass günstig abzugeben:
Zeiss Dunkelfeld-Hochleistungs-Mikroskop Typ Zeiss Axioskop 50 T (1994) mit Zeiss Photoeinheit MC 80, hochwertige Color 3-Chip Videokamera, Multifunktions-Monitor Sony KX-14CP, Videorecorder Panasonic AG 6400 + umfangreiches Zubehör; NP 40.700,-, VB 30.000,-; Bio-Energy-Printer für Kirlian Photographie (1993) NP 6.600,-, VB 4.500,-; Sauerstoff-Regenerator u. PO_2 Messgerät für die Sauerstoff-Mehrschritt-Therapie nach Ardenne (1992), NP 21.900,-, VB 15.000,-
Tel. 089/2 19 92 30

Impressum
Herausgeber: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: 030/83 85 64 75, Telefax: 030/83 85 64 77, e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de
Verlag: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena.
Telefon (03641)626-3, Fax (03641)62 65 00; e-mail: journals@urbanfischer.de
Anzeigenannahme und -verwaltung: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Anzeigenleitung: Sabine Schröter, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena,Telefon (03641)62 64 28, Fax (03641)62 64 21.
Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.
Abonnementsverwaltung und Vertrieb: Urban & Fischer Verlag GmbH & Co. KG, Niederlassung Jena, Zeitschriftenvertrieb: Barbara Dressler, Löbdergraben 14a, D - 07743 Jena, Telefon (03641)62 64 44, Fax (03641)62 64 43.
Bezugshinweise: Das Abonnement gilt bis auf Widerruf oder wird auf Wunsch befristet. Die Lieferung der Zeitschrift läuft weiter, wenn sie nicht bis zum 31. 10. eines Jahres abbestellt wird.
Erscheinungsweise (2000): 1 Jahrgang mit 6 Heften.
Abo-Preise (2000): 118,– DM*; Einzelheftpreis: 24,– DM*; Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten: 79,– DM* *Unverbindlich empfohlene Preise. Alle Preise zzgl. Versandkosten. Preisänderungen vorbehalten.
Folgende Kreditkarten werden zur Zahlung akzeptiert: Visa / Eurocard / Mastercard / American Express (bitte Kartennummer und Gültigkeitsdauer angeben).
Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Konto-Nr. 390 76 56, BLZ 820 700 00 und Postbank Leipzig, Konto-Nr. 149 249 903, BLZ 860 100 90.
Copyright: Die in der Zeitschrift veröffentlichten Beiträge sind urheberrechtlich geschützt. Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in fremde Sprachen, vorbehalten. Kein Teil dieser Zeitschrift darf ohne Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form – durch Fotokopie, Mikrofilm oder andere Verfahren – reproduziert oder in eine von Maschinen, insbesondere von Datenverarbeitungsanlagen, verwendbare Sprache übertragen werden. Auch die Rechte der Wiedergabe durch Vortrag, Funk- und Fernsehsendung, im Magnettonverfahren oder ähnlichem Wege bleiben vorbehalten. Fotokopien für den persönlichen oder sonstigen Gebrauch dürfen nur von einzelnen Beiträgen oder Teilen daraus als Einzelkopien hergestellt werden.
Satz: SATZREPROSERVICE GmbH Jena, Talstraße 84, D - 07743 Jena.
Druck: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, D - 72072 Tübingen.
Diese Zeitschrift wird ab Bd. 85, Heft 1 (1996) auf elementar chlorfreiem, pH-Wert neutralem, alterungsbeständigem Papier gedruckt.
Printed in Germany

Mitglied der Deutschen Fachpresse
Deutsche Fachpresse

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Hinweise für Autoren

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

300229

Das Bio-Trainer-Pack

für Studium, Lehre und Beruf

Der Bio-Trainer!

In einem handlichen Koffer enthält der Bio-Trainer:

1 Das Lehrbuch

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

2 Die CD-ROM

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

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

Campbell aktiv! – Multimedia Biologie können Sie auch einzeln bestellen zum Preis von DM 98,-.
CD-ROM · DM 98,-/öS 790,-/sFr 93,- · ISBN 3-8274-0160-7

Systemvoraussetzungen:
IBM-kompatibler Computer: Mit einem Intel-kompatiblen Pentium 90 oder schnelleren Prozessor / MS DOS Version 3.3. oder höher und Windows 95/98 oder Windows NT / Mindestens 8 Megabyte RAM. Wir empfehlen 16 Megabyte oder mehr / Ein 4xSpeed CD-ROM-Laufwerk. Eine Microsoft-kompatible Maus wird ausdrücklich empfohlen, ist aber nicht Voraussetzung
Mac-Computer: Power PC ab System 7.0 / 4x Speed CD-ROM-Laufwerk
Zusätzliche Anforderungen Eine Festplatte mit mindestens 30 Megabyte freien Speicherplatz / Eine VGA-Grafikkarte und ein grafikfähiger Monitor, Auflösung 800x600 oder mehr / Soundkarte

- **Das Online-Tutorium** *Bei diesem Link erhalten Sie kostenfreien Zugang zu der Classroom-Software „Thinkthanx". Sie haben die Wahl, sich entweder ein „Test-Tutorium" anzuschauen oder selber aktiv ein Tutorium mit entsprechenden Teilnehmern für Ihre Arbeits- oder Lerngruppe zu gestalten.*
- **Links zu den interessanten Biologie-Sites**
- **Links zum Spektrum-Ticker,** *um täglich aktuelle Meldungen und Nachrichten (auch als Abo) abzurufen*

Bitte kopieren & faxen an: 06221-912638

Ja, ich bestelle!

- ❑ **Der Bio-Trainer** (Buch+CD-ROM+Frosch)
  DM 198,-/öS 1.446,-/sFr 176,-, ISBN 3-8274-0161-5
- ❑ **Campbell aktiv!** (CD-ROM)
  DM 98,-/ös 790,-/sFr 93,-, ISBN 3-8274-0160-7
- ❑ **Biologie** (Lehrbuch)
  DM 148,-/öS 1.081,-/sFr 131,-, ISBN 3-8274-0032-5

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

Name .....
Straße .....
Ort .....
Datum/Unterschrift .....

oder schicken an:
Spektrum AKADEMISCHER VERLAG
Vangerowstraße 20 · D-69115 Heidelberg

Bestellen können Sie auch telefonisch 06221-912641 oder E-mail: shop@spektrum-verlag.de

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2000

Band/Volume: 89_3

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 89_3 1