

II 90372/89,5

journals/mikrokosmos

F 20582

MIKROKOSMOS



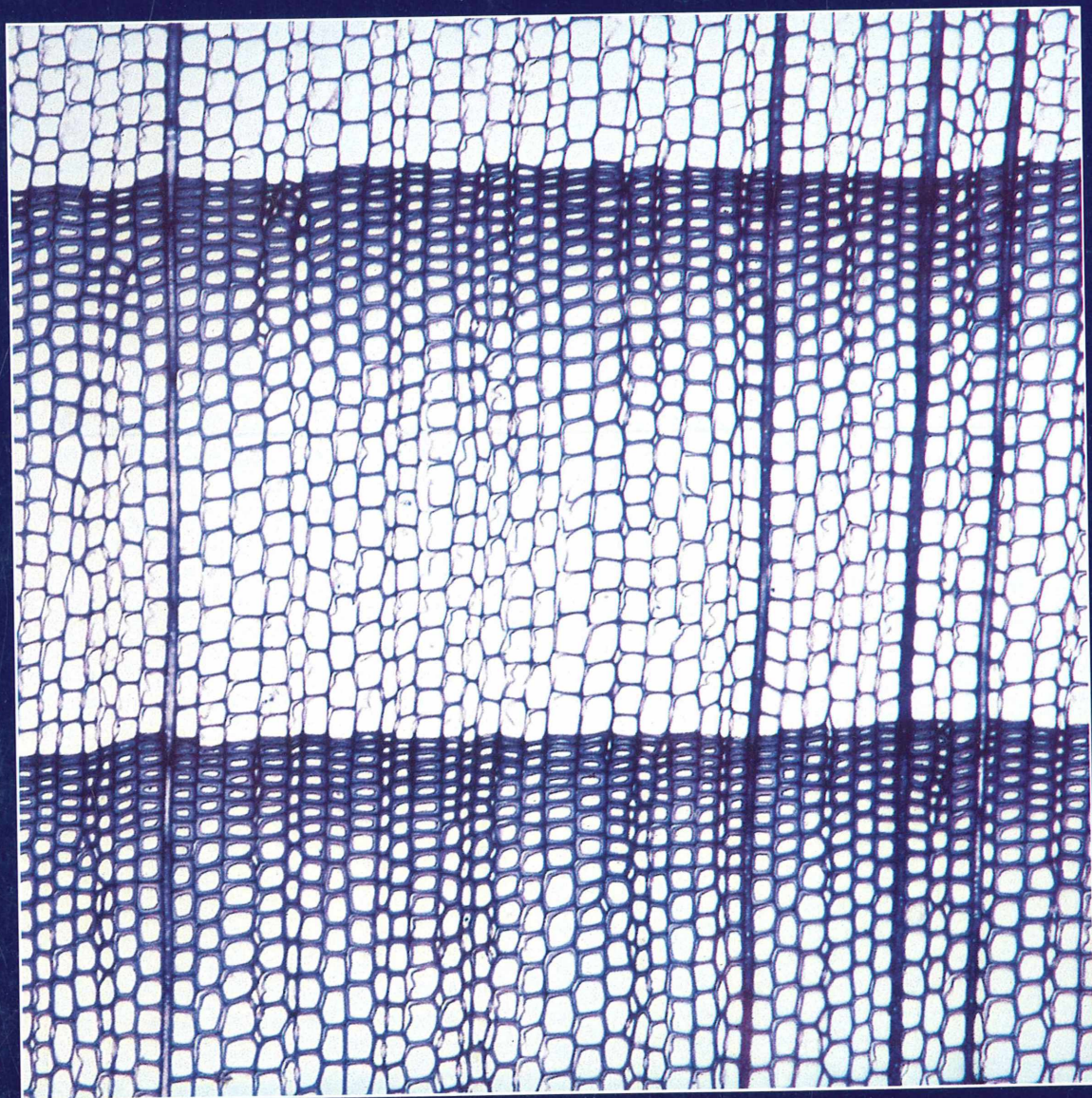
URBAN & FISCHER

September 2000

89. Jahrgang

Heft 5

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von Klaus Hausmann (Berlin)
Redaktionsassistentin: Renate Radek (Berlin)

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

Inhalt

Artikel

- 257** Die Reblaus: Eine Laus revolutioniert den europäischen Weinbau
Heinz Schneider
- 264** Richtiges Köhlern - Beleuchtung ist das halbe Mikroskopiker-Leben
Werner Nachtigall
- 267** Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart.
I. Entdeckung und Identifikation
Arno Riesenberger
- 272** Beobachtung, Registrierung und Auswertung ausgewählter Phytoplankton-Algen des Breiten Luzin (Feldberger Seenlandschaft, Mecklenburg-Vorpommern)
Wolfgang M. Richter und Matthias Glatzer
- 287** *Pelagovasicola cinctum* – ein unregelmäßig auftretender Ciliat im Plankton
Philipp Mayer und Martin Kreutz
- 293** Das Protami von Hensoldt – Eine Nutzer-Evaluation
Klaus Henkel
- 297** Fossiler Holzfund auf der Kronalm, Karnische Alpen/Kärnten
Peter Pavlicek (mit einem Beitrag von Otto Cichocki)
- 304** Der kohlige Kugelpilz *Daldinia concentrica* – ein Pilz mit Vegetationsringen
Ignaz Kälin
- 309** Die Verarbeitung von Holzproben zu Mikropräparaten
Gerhard Göke
- 315** Mikro-Einsteiger: Bestimmen von Gräsern anhand von Blattspreiten-Querschnitten
Siegfried Hoc

Rubriken

286, 303
Kurze Mitteilungen

266, 271
Nachrichten

308
Neue Medien

319, 320
Mikro-Markt

320
Impressum

292, 307, 317, 318
Aus den Arbeitsgemeinschaften

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

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

Umschlagabbildung: Holz-Mikropräparat. Siehe Artikel G. Göke, S. 309–314.

Die Reblaus: Eine Laus revolutioniert den europäischen Weinbau

Heinz Schneider

Um die Mitte des neunzehnten Jahrhunderts wurde die Reblaus (*Viteus vitifolii*) nach Frankreich eingeschleppt. Die Folgen waren für den europäischen Weinbau katastrophal. Kein anderer Pflanzenschädling hat durch sein plötzliches Auftreten in Europa eine ähnliche dramatische Wirkung ausgelöst.

Die Heimat der Reblaus ist Nordamerika. Sie lebt an Wildreben, die dort zur ursprünglichen Flora gehören. In den Jahren 1858 bis 1862 kam die Laus mit Rebimporten nach Frankreich. Man führte damals in grossen Mengen bewurzelte Amerikanerreben ein, weil man erwartete, dass diese dem kurz vorher eingeschleppten Echten Mehltau (*Uncinula necator*) besser widerstehen würden als die einheimischen Reben. Von Südfrankreich aus verbreitete sich die Laus dann vor allem durch den Versand bewurzelter Topf- und Setzreben zwischen 1863 und 1885 über die Weinbaugebiete des ganzen Landes und auch über die Landesgrenzen hinaus.

Um die Jahrhundertwende war die Reblaus bereits in allen europäischen Weinbauländern festgestellt worden. Die verheerende Wirkung des Reblausbefalls traf vor allem die Wurzeln der europäischen Edelrebe. Infizierte Rebstöcke gingen innerhalb weniger Jahre zu Grunde. Am schwersten war Frankreich betroffen. Auch in Italien, Spanien und Ungarn waren die Folgen des Zusammenbruchs im Weinbau besonders fühlbar. In Deutschland wurde die Reblaus im Jahre 1874 festgestellt.

Entwicklungszyklus der Reblaus

Damit wir die biologische Überwindung der Reblaus in Europa und ihre heutige Bedeutung für den Weinbau, insbesondere auch in Deutschland, richtig einschätzen können, müssen wir die Lebensweise dieses Schädlings näher betrachten:

In der Hemipterenordnung der Blattläuse (Aphidina) zählt die Reblaus zu der Familie der Zwergläuse (Phylloxeridae). Typisch für diese Gruppe ist die Heterogonie, parthenogenetische Fortpflanzung im zyklischen Wechsel mit zweigeschlechtlicher Vermehrung. Sie ist meist mit einem Wirtswechsel verbunden. Bei der Reblaus erfolgt nur ein Wechsel zwischen den Blättern und den Wurzeln der Weinrebe. Abbildung 1 zeigt diesen Entwicklungsrythmus als Schemabild. Er umfasst einen oberirdischen und einen unterirdischen Kreis sich parthenogenetisch fortpflanzender Tiere und wird durch die Geschlechtsgeneration zum Holozyklus vereint. Die Laus ist eng an ihre Wirtspflanze *Vitis* gebunden und kann an ihr nur unter Bildung von Blatt- und Wurzelgallen bestehen. Im stammesgeschichtlichen Verlauf dieser Anpassung ist es zu Rassenaufspaltungen bei Wirt und Parasit gekommen. Das führte sogar so weit, dass Gallenbildung innerhalb der Gattung *Vitis* nur an Vertretern der Untergattung *Euvitis* möglich ist, und dies nicht einmal bei allen Typen dieser Gruppe.

Erscheinungsbild der Reblausinfektion

In ihrer Heimat Amerika durchläuft die Reblaus den Holozyklus der Individualentwicklung. Alle Glieder dieses Entwicklungsganges erlangen ihre Reife nach vier Häutungen und kommen dann zur Eiablage. Bei uns jedoch vermehrt sich die Laus an der europäischen *Vitis vinifera* unter Anholozyklie. Das heißt, dass von den beiden in Abbildung 1 dargestellten Parthenogenesezyklen einer, nämlich der ober-

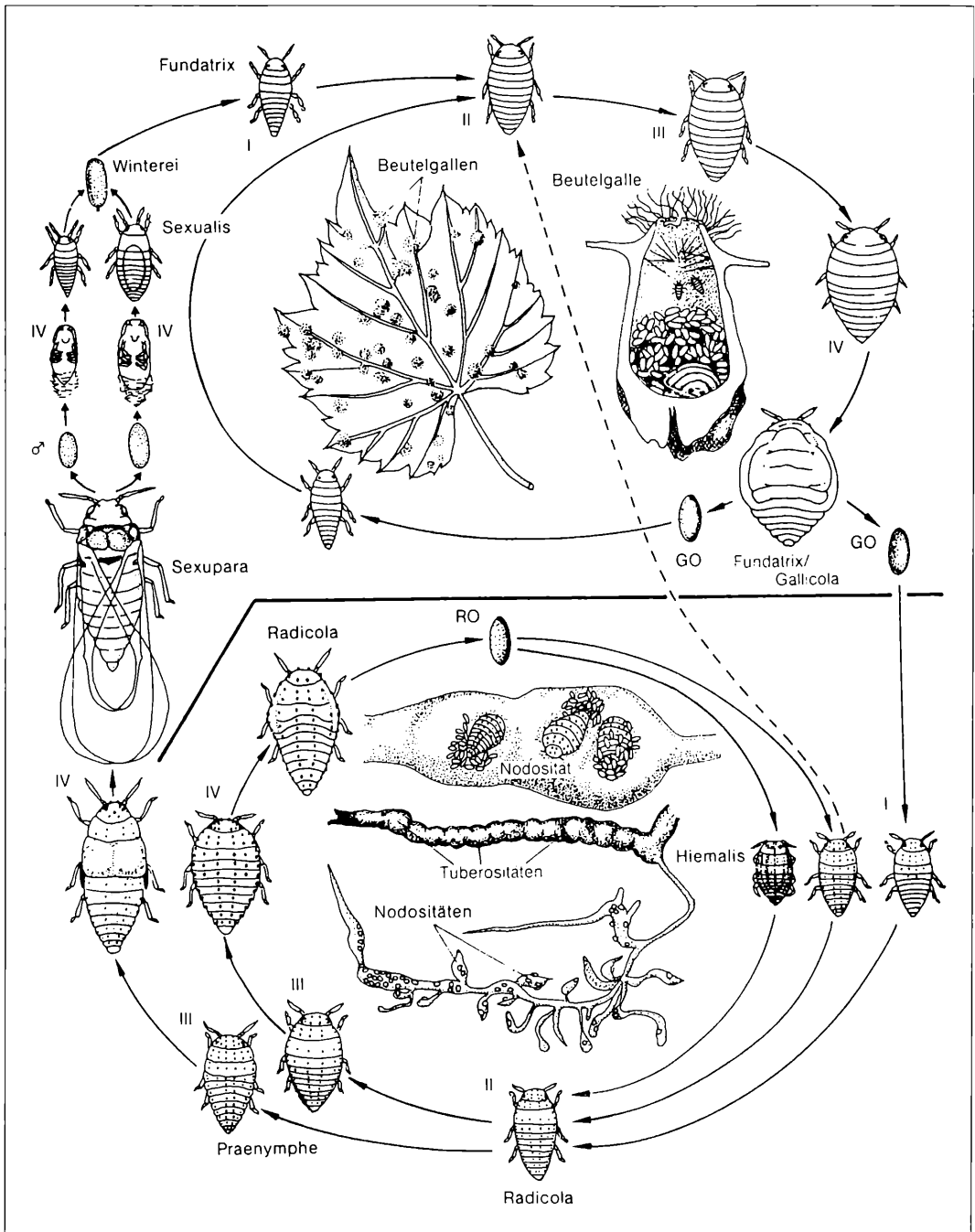


Abb. 1: Entwicklungsgang der Reblaus (*Viteus vitifolii*). I-IV Larvenstadien; GO Gallenlauseier; RO Wurzellauseier; weitere Erklärungen siehe Text (aus Storch und Welsch, 1997).

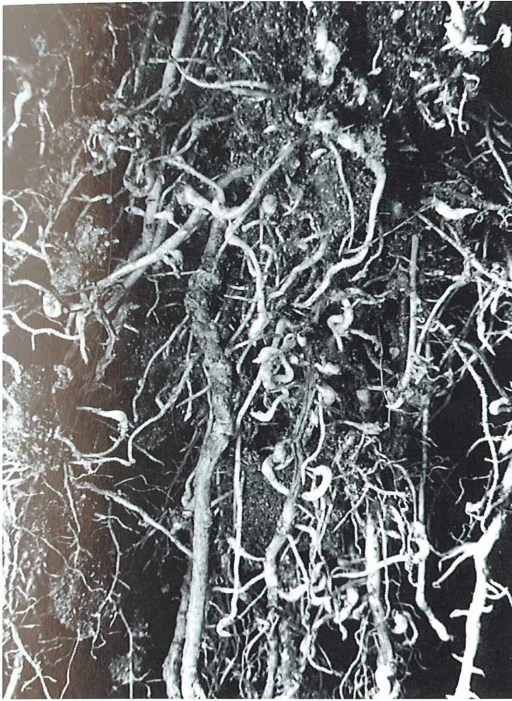


Abb. 2: Befallsbild einer Rebwurzel.

irdische, in der Regel ausfällt. Der in sich geschlossene Kreislauf der Wurzelläuse kann unabhängig vom Zuwachs aus einem oberirdischen Bestand zeitlich unbegrenzt fort dauern, solange die befallene Rebe lebt. Im übrigen entspricht sein Gang den im Wurzelkreislauf des Holozyklus gegebenen Verhältnissen. Hier wie dort bringen die Wurzelläuse (Virgino-genien) durch ihre Saugtätigkeit gallenartige Wucherungen hervor, die als Nodositäten und Tuberositäten in Erscheinung treten (Abb. 2). Nodositäten sind knötchenartige, gelbliche Anschwellungen an jungen Wurzeln (Abb. 3). Sie bewirken normalerweise geringen Schaden. Die Tuberositäten (Abb. 4) treten an älteren Wurzeln jener Rebsorten auf, die unseren Edelreben entsprechen. Diese Schadbilder zeigen sich als krustige Veränderungen, die in das Gefäßsystem der befallenen Wurzeln hineinreichen können. So zerstört der Reblausbefall große Teile der Wurzelmasse und hemmt dadurch die Nährstoff- und Wasseraufnahme der Rebe, was zu Kümmerwuchs und schließlich zum Absterben der Rebe führt.



Abb. 3: Nodositäten entstehen auf den Stichreiz der Laus hin an jungen Wurzeln.

Abb. 4: An älteren Wurzeln zeigen sich die Schäden als Tuberositäten. Das sind krustenartige Verletzungen des Wurzelkörpers, die bis in das zentrale Gefäßsystem reichen. Als Verursacherin sieht man hier eine Altilaus mit ihren Eiern nebst einer Gruppe jüngerer Tiere. Ahtläuse sind 1 bis 1 1/2 Millimeter groß.

Je nach Umweltverhältnissen entwickeln sich im Boden vier bis fünf Generationen Wurzelläuse. Zur Überwinterung kommen nur die Jungläuse der letzten Generation, die sich morphologisch von den Sommerläusen unterscheiden. Sie werden als Winterläuse (Hiemales) bezeichnet und setzen im Frühjahr die Besiedlung der Wurzeln fort.

Im Laufe des Spätsommers und zum Herbst hin treten unter Wurzelläusen auch Nymphen auf. Man erkennt sie an ihren braunen Flügelstummeln (Abb. 5). Sie arbeiten sich aus dem Boden zur Oberfläche empor und werden zu geflügelten Weibchen. Für Amerikanerreben und deren Kreuzungen mit der europäischen Edelrebe, den sogenannten Hybriden, spielen diese Reblausfliegen genannten Stadien eine

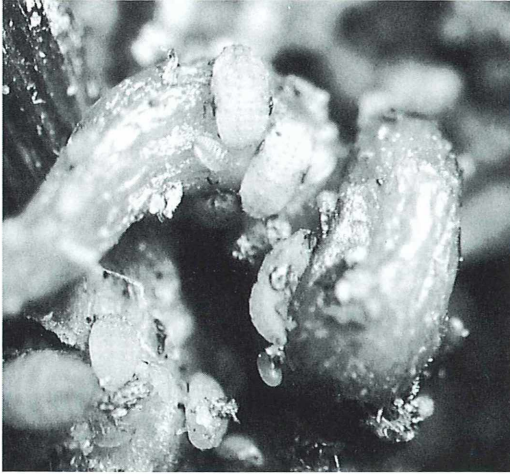


Abb. 5: Läuse mit Flügelanlagen sind Nymphen. Sie verlassen die Wurzelregion und verwandeln sich in geflügelte Sexuparae.

besondere Rolle: Es sind die Mütter der Geschlechtsgeneration, die Sexuparae. Sie erscheinen vor allem im August und September und legen ihre parthenogenetisch erzeugten Eier an die Rinde der Reben. Daraus schlüpfen noch im gleichen Herbst die hoch spezialisierten Geschlechtstiere, die Sexuales. Ihre Mundwerkzeuge sind unentwickelt, so dass sie keine Nahrung aufnehmen können; sie leben nur für die Fortpflanzung. Ihre Weibchen legen nach der Copula ein einziges Ei an die Rinde des Rebstockes ab, das als Winterei bezeichnet wird. Im folgenden Frühjahr schlüpft daraus eine Blattreblaus, deren Saugtätigkeit am Laub die Bildung einer Blattgalle hervorruft. Mit dieser Maigalle wird der oberirdische Kreis der Reblauseuche in Gang gesetzt, der bis zur Zeit des herbstlichen Laubfalls bestehen bleibt. Die Erzeugerin einer solchen ersten Blattgalle heißt daher Fundatrix. Ihre Nachkommen, die Fundatrigenien, produzieren ebenfalls Blattgallen (Abb. 6) und vermehren sich wie die Wurzelläuse parthenogenetisch. Diese Blattgallen

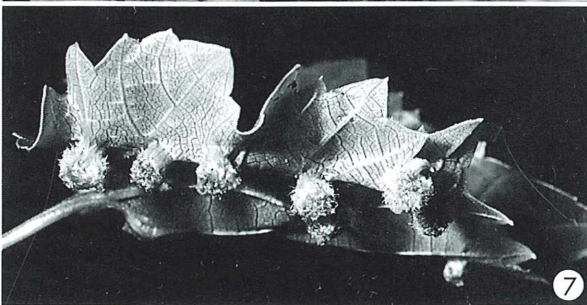
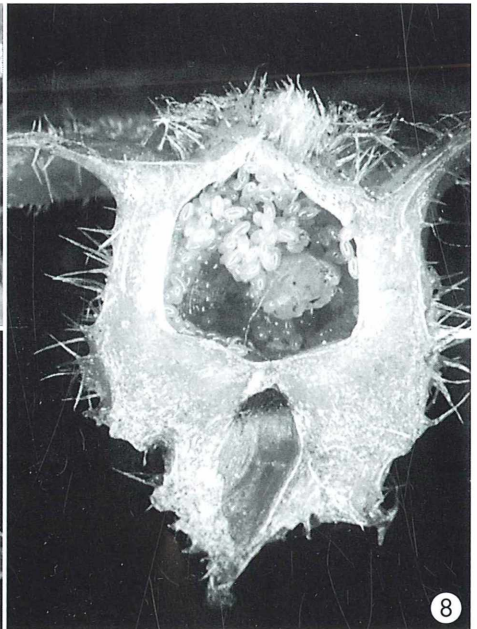
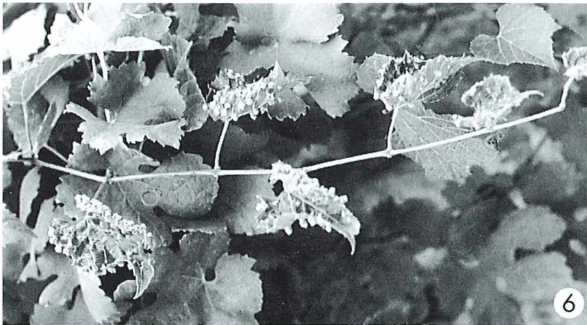


Abb. 6: Blattreblausbefall einer Rebe. – **Abb. 7:** Durch den Stechreiz wächst die Einstichzone und ihre Umgebung über die Blattunterseite hinaus zur warzenförmigen Blattgalle heran. – **Abb. 8:** Längsschnitt durch eine Blattgalle. Die aus den Eiern schlüpfenden Jungläuse können den Innenraum durch die reusenähnliche Öffnung an der Blattoberseite verlassen.

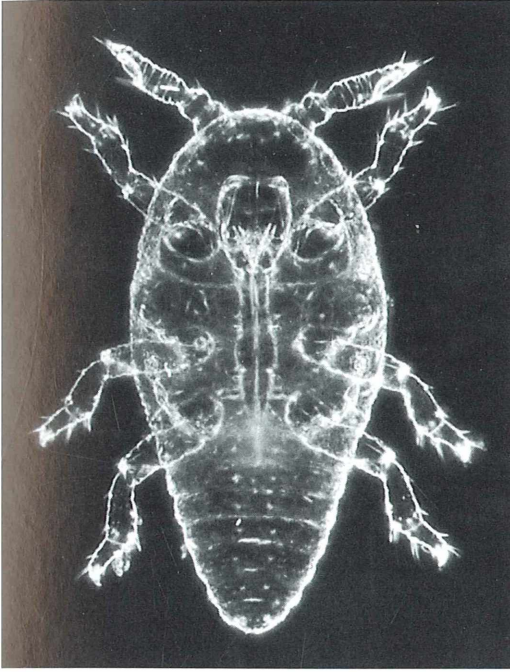


Abb. 9: Im Mikrobild erkennt man die gelben, rotäugigen Jungläuse an ihrem kräftigen Saugrüssel als Vertreterinnen der Familie Phylloxeridae (Zwergläuse).

sind ungefähr erbsengroße Hohlkörper, deren warzenförmige Gestalt abwärts, über die Blattunterseite hinaus gewölbt ist (Abb. 7), während die Öffnung – durch Reusenhaare teilweise versperrt – auf der Blattoberseite liegt. Ein Längsschnitt zeigt im Innenraum der Galle (Abb. 8) die Fundatrigenie umgeben von ihren Eiern. Ihre Nachkommen (Abb. 9) werden teils selbst wieder Urheberinnen neuer Blattgallen, teils wandern sie als sogenannte blattgeborene Wurzelläuse in den Boden ab. Damit ist die Verbindung mit dem unterirdischen parthenogenetischen Entwicklungskreis hergestellt und der Holozyklus geschlossen. Der oberirdische Kreislauf wird in der Praxis normalerweise nur an Amerikanerreben oder an Kreuzungen mit diesen verwirklicht.

Bemühungen um einen neuen Weinbau

Zeitweilig glaubte man in Frankreich durch den Anbau von Hybriden einen neuen wurzelechten

Weinbau treiben zu können. Das große Ziel, pilzfeste Kreuzungsprodukte zu gewinnen, die wurzelecht gepflanzt auch reblausfest sind, konnte jedoch nicht erreicht werden und die Bemühungen wurden schließlich aufgegeben.

Unter gewaltigen Anstrengungen in Wissenschaft und Praxis haben die Franzosen dann den Weg gefunden, wie die Reblaus unter Anwendung biotechnischer Methoden zu überwinden ist. Ihre Forschungen haben gezeigt, dass es bestimmte amerikanische *Vitis*-Formen gibt, die den Reblausbefall ertragen. Man pflanzte schließlich die europäische Edelrebe auf diese amerikanischen Wildreben und schuf damit die Grundlagen für einen erfolgreichen Weinbau mit der Reblaus.

Auf Expeditionen in Amerika versuchten französische Wissenschaftler aus den dortigen wilden *Vitis*-Beständen brauchbare reblausresistente Formen ausfindig zu machen. Diese stellten teilweise jedoch hohe Ansprüche an Boden- und Klimaverhältnisse, wie sie in der neuen Heimat nicht ohne weiteres gegeben waren. Erst durch umfangreiche Kreuzungs- und Selektionsarbeiten konnten Unterlagsreben gezüchtet werden, die den Forderungen der Praxis genügten.

Durch die Reblauskrise wurde man sich in den Weinbaugebieten der Bedeutung des Pflanzenschutzes bewusst. Das führte zu internationalen Abmachungen über Pflanzenquarantäne, und für den Weinbau ergaben sich wegen der Notwendigkeit des Anbaues von Pfropfreben auf resistenten amerikanischen Unterlagen ganz neue Gesichtspunkte. Dieser neue Weinbau stellte höhere Anforderungen an das Fachwissen der Winzer als früher. So wurden überall in der Welt Weinbauschulen und Forschungsstellen gegründet. Rückblickend kann gesagt werden, dass sich die Reblausinvasion letztlich auch segensreich ausgewirkt hat. Der neue Weinbau führte nämlich zwangsweise zu einer Verbesserung der Kulturmethoden und zur modernen Rebenzüchtung.

Die Situation in Deutschland

Der deutsche Weinbau ging in der Reblausfrage eigene, von der Entwicklung in Frankreich abweichende Wege. Durch das deutsche Reblausgesetz wurden der Rebenverkehr beschränkt, Reblausherde vernichtet und der Anbau blattreblausanfälliger Ertragssorten mit Amerikanerblut (Hybriden) verboten. Im Gegensatz zu

Frankreich strebte man einen Weinbau ohne Reblaus an. Die Entdeckung der Reblausrassen durch Börner (1934) führte zu umfangreichen Forschungsarbeiten über die Rassenaufspaltung. Es zeigte sich, dass die nach Deutschland eingeschleppten Rebläuse einer anderen Rasse angehörten als die in Frankreich verbreiteten. Die Reblausrassen unterscheiden sich vornehmlich biologisch in ihren Beziehungen zur Wirtspflanze. Bestimmte Unterlagensorten können von einer Rassengruppe befallen werden, während andere Rassengruppen der Reblaus die gleichen Unterlagsreben nicht besiedeln. Es war deshalb möglich, den Pfropfrebenbau in Deutschland mit Unterlagen zu beginnen, die nicht von der „deutschen Reblaus“ befallen werden können.

Durch die gesetzlich geregelte Steuerung des Pfropfrebenbaues mit ausgewählten, zum Anbau freigegebenen Sorten konnte das Ideal eines reblausfreien Weinbaues in Deutschland anfangs verwirklicht werden. Es gelang aber nicht, die Reblaus auf Dauer von unseren Weinbaugebieten fern zu halten. Die Kurve der Verseuchung stieg nach dem Ende des zweiten Weltkrieges steil an, weil die systematischen Kontrollen der Weinberge und die Vernichtung der Reblausherde während des Krieges nicht im notwendigen Umfang durchgeführt werden konnten.

Die großen Hoffnungen, die man damals in die neuen Kontaktinsektizide und systemischen Präparate gesetzt hatte, erfüllten sich nicht. Den tief im Boden lebenden Wurzelläusen war damit nicht beizukommen. Das einzige Verfahren zur Vernichtung der Wurzelläuse war die Bodendesinfektion mittels Schwefelkohlenstoff. Dabei gingen jedoch die betroffenen Reben mit zu Grunde. Es blieben dem deutschen Winzer nur die biotechnischen Methoden des Pfropfrebenanbaues. Er musste also wie die Franzosen einen Weinbau mit der Reblaus betreiben. Die neuen Aufgaben wurden an den Instituten Geisenheim, Geilweilerhof und Freiburg mit großer Intensität in Angriff genommen. Zu den bisherigen Forschungsergebnissen zählt unter anderen die Selektion der reblausfesten Unterlagsrebsorte Börner durch H. Becker, die 1989 zum Anbau zugelassen wurde.

Ausblick

Trotz solcher Erfolge müssen auch heute die Kreuzungs- und Zuchtversuche weiter laufen; denn Neuzüchtungen sind nicht auf allen Bodenarten erfolgreich und reagieren auch unterschiedlich auf Witterungseinflüsse. Auch ist das Auftreten neuer Reblausrassen nicht gänzlich auszuschließen. Man darf also nicht glauben, dass der Schädling Reblaus endgültig besiegt sei. Das lehren Schadensfälle, wie sie in jüngerer Zeit aus dem Rheingau, aus Franken, aus Württemberg und von der Nahe berichtet worden sind. Es gilt also, die Rebzüchtung weiter zu pflegen und die vorhandenen Rebbestände stets im Auge zu behalten.

Literaturhinweise

- Becker, H.: Über die Bedeutung der Blattreblaus im deutschen Weinbau. Weinberg und Keller 3, 23–28 (1956).
- Becker, H.: Seit hundert Jahren Reblaus in Deutschland – Eine Betrachtung aus Anlaß der ersten Feststellung der Reblaus im Jahre 1874. Der Deutsche Weinbau 29, 1229–1232 (1974).
- Becker, H.: Die neue Unterlagsrebsorte Börner: Sortenschutz für Geisenheim erteilt. Der Deutsche Weinbau 44, 960–962 (1989).
- Börner, C., Schilder, F. A.: Beiträge zur Züchtung reblaus- und mehlaufester Reben. Verlag Paul Parey, Berlin 1934.
- Hermann, J. V.: Die Reblaus in Franken – eine alte Bekannte meldet sich zurück. Rebe und Wein 48, 58–60 (1995).
- Rühl, K.: Reblausprobleme auch in Württemberg? Rebe und Wein 42, 56–57 (1995).
- Schmitt, M.: Die Schädlinge des Obst und Weinbaues. Gartenbau-Verlag, Frankfurt/Oder 1936.
- Schruff, G.: Die Reblaus – Biologie und heutige Bedeutung. Der Badische Winzer 3, 124–129 (1992).
- Sopp, E., Bleser, E., Rühl, K.: Renaissance der Reblaus – Schädling gibt noch viele Rätsel auf. Das Deutsche Weinmagazin 10, 22–26 (1997).
- Sorauer, P.: Handbuch der Pflanzenkrankheiten. 5. Bd., Teil 2. Verlag Paul Parey, Berlin 1931.
- Stellmach, G.: Die Reblaus lebt! Die Winzer-Zeitschrift 10, 18–20 (1995).
- Stellwaag, G. F.: Die Weinbauinsekten der Kulturländer. Verlag Paul Parey, Berlin 1928.
- Storch, V., Welsch, U.: Systematische Zoologie. 5. Aufl. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.

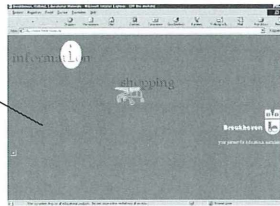
Verfasser: Prof. Dr. H. Schneider,
Oberer Steinweg 21, D - 76829 Landau

Mikroskopie on-line shop

von Breukhoven

Über den digitalen Schnellweg können Sie Ihre Konfiguration einfach finden oder selbst zusammenstellen.

Allgemeine Information über das vollständige Mikroskopie- und Kamera-Programm.



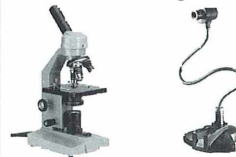
Sie bestellen einfach bei uns und wir liefern an Ihre Adresse. Rechnung und Garantie gibt es über Ihren Händler vor Ort.



Brauchen Sie Hilfe!
Rufen Sie uns an!
Telefon: 0031 10 458 42 22

Fragen Sie nach Abteilung
Verkauf Deutschland

Alles ab Lager



Rasch ...



www.breukhoven.com

Richtiges Köhlern – Beleuchtung ist das halbe Mikroskopiker-Leben

Werner Nachtigall

In einem der letzten MIKROKOSMOS-Hefte wurden für die neu hinzukommenden Mitglieder unserer Mikroskopiker-Zunft einige Tips zur richtigen Bedienung des Hellfeld-Kondensors zusammengestellt. Diese treffen aber nur die eine Seite der Medaille. Die andere liegt in der richtigen Einstellung einer speziellen Beleuchtungsform, wie sie die meisten Mikroskope heute verwenden, der „Köhler'schen Beleuchtung“. Erst wenn Kondensorhandhabung und Köhlern in Fleisch und Blut übergegangen sind, wird man die phantastischen Möglichkeiten voll ausnützen können, die heute in jedem Marken-Mikroskop stecken. Man kann so weit gehen zu behaupten: Das beste, hochgezüchtete Objektiv bringt nicht mehr als eine billige Kaufhaus-Linse, wenn prinzipiell falsch beleuchtet wird.

Was beinhaltet die Köhler'sche Beleuchtung?

August Köhler (1866–1948) hat das nach ihm genannte Verfahren zur Idealbeleuchtung entwickelt. Es besteht im Prinzip aus zwei ineinandergeschachtelten Strahlengängen: Es wird erstens die Glühwendel der Niedervoltlampe in der Brennebene des Kondensors (in der Ebene der Kondensor- oder Aperturblende) mit Hilfe von Kollektorlinsen abgebildet.

Es wird zweitens die Leuchtfeldblende des Mikroskops durch den Kondensor in der Ebene des Präparats abgebildet.

Der erste Schritt dient dazu, das Licht optimal zu führen und auszunutzen. Der zweite Schritt begrenzt das Leuchtfeld im Präparat auf die Größe, die man gerade überblicken kann. Dies ist ganz wichtig, weil mit jeder unnötigen Vergrößerung des Leuchtfelds Reflexe entstehen können, die das Bild flau machen.

Zum Einstellen dieses kompliziert erscheinenden, in der Praxis aber rasch in den Griff zu kriegenden Strahlengangs muss man vier Elemente bedienen bzw. verstellen: Erstens die Niedervoltbirne in ihrer Zentrierfassung (nachdem das einmal eingestellt ist, kann man es für die weitere Zukunft vergessen), zweitens die Leuchtfeldblende (heutzutage meist im Mikroskopfuß eingebaut), drittens den Kondensor in seiner Zentrierfassung und seiner Möglichkeit der Höhenverstellung und viertens die Kondensor- oder Aperturblende.

Die Praxis des Köhlerns läuft in fünf Schritten ab, und es empfiehlt sich – wie gesagt – wirk-

lich, diese gut einzuüben. Wenn man die Leistung seines Mikroskops jeweils wirklich voll ausnutzen will, muss man eigentlich bei jedem Objektivwechsel nachköhlern.

Die fünf Schritte sind wie folgt zu charakterisieren.

Schritt 1: Zentrieren der Birne

Man legt ein Stück Schreibmaschinenpapier auf die Lichtaustrittsöffnung des Mikroskopfußes. Dann verstellt man die beiden Zentrierschrauben der Niedervoltlampe so lange, bis der Leuchtfleck zentrisch steht und rundherum gleichmäßig erscheint. Manche Lampengehäuse besitzen einen Spiegel, der für sich verstellbar ist. Man muss dann so lange fummeln, bis Bild und Spiegelbild des Glühwendels optimal verzahnt sind (Abb. 1A). Bei vielen Mikroskopen ist die Lampe allerdings schon vorzentriert, so dass man sich diese Einstellung sparen kann.

Schritt 2: Abbildung der Glühwendel

Zunächst legt man ein Flachpräparat ein, beispielsweise einen relativ einheitlichen mikroskopischen Schnitt, stellt scharf und öffnet die Leuchtfeldblende ganz. Der Kondensor sollte dabei in Idealstellung stehen (relativ weit gehoben; vergl. Nachtigall, 2000). In die Ebene der Aperturblende am Kondensor legt man ein rundgeschnittenes Stückchen Schreibmaschinenpapier ein. Dann verschiebt man die Kollektorlinse im Lampenhaus hin und her, bis das (verzahnte) Bild der Glühwendel auf diesem

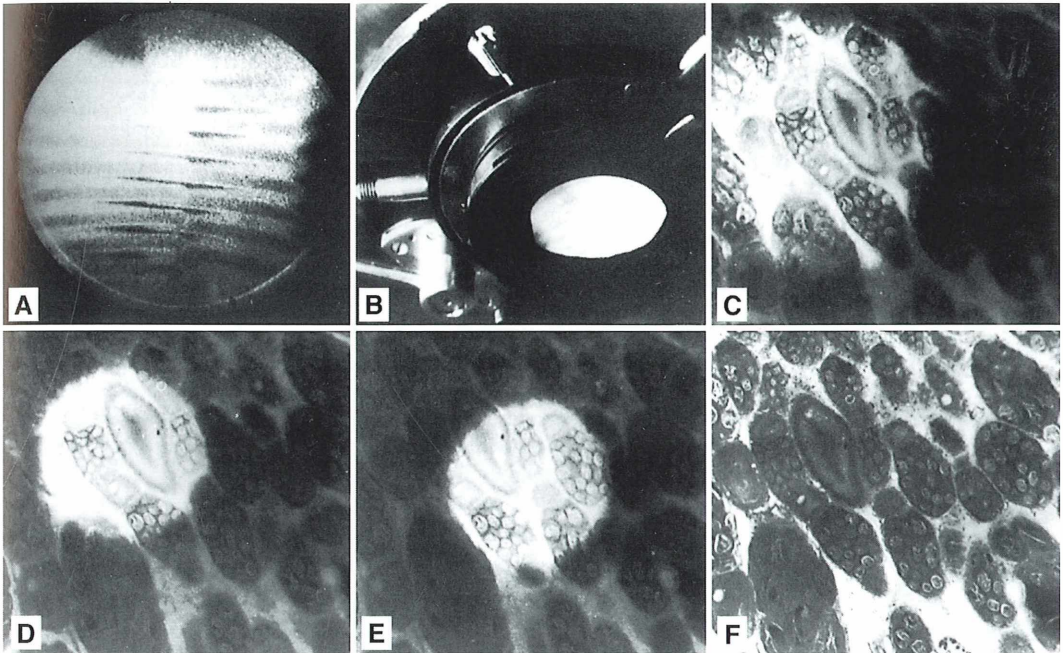


Abb. 1: Schritte für ein richtiges Köhlern. A Bild und Spiegelbild der Glühwendel richtig einstellen (wo möglich). B Glühwendelabbildung in der Aperturbblendenebene. C Leuchtfeldblende exzentrisch und unscharf. D Leuchtfeldblende exzentrisch und scharf. E Leuchtfeldblende zentrisch und scharf. F Leuchtfeldblende geöffnet; Präparat optimal ausgeleuchtet.

Papierscheibchen halbwegs scharf erscheint. Im Idealfall sollte es etwa die zentralen zwei Drittel des Scheibchendurchmessers ausleuchten (B).

Auch diese Einstellung braucht man, nachdem sie einmal getroffen ist, nur gelegentlich nachzukontrollieren. Für die Praxis des Köhlerns bleiben dann die Schritte drei, vier und fünf.

Schritt 3: Zentrieren des Kondensors

Die Aperturbblende am Kondensor wird voll geöffnet, und die Leuchtfeldblende im Mikroskopfuß wird stark geschlossen, bis die Leuchtfeldblende an irgend einer Stelle des Präparats als zunächst verwaschene helle Scheibe erscheint (C).

Darauf wird der Kondensor gehoben oder gesenkt, bis die genannte Scheibe scharf konturiert ist (D).

Nun wird der Kondensor mit den beiden Schrauben seiner Zentrierfassung so verstellt, daß diese Scheibe genau in der Mitte des Bildfelds zu liegen kommt (E).

Schritt 4: Einstellung der Leuchtfeldblende

Die Leuchtfeldblende wird nun wieder geöffnet bis ihre Ränder gerade aus dem Gesichtsfeld verschwinden. Das Präparat erscheint nun einheitlich hell und optimal ausgeleuchtet (F).

Schritt 5: Einstellung der Aperturbblende

Die Aperturbblende am Kondensor wird nun wieder etwas geschlossen (am besten nicht über zwei Drittel ihres Durchmessers; Nachtigall, 2000), und durch ganz leichtes Heben und Senken des Kondensors wird der beste Bildeindruck gesucht.

In dieser Einstellung kann das Mikroskop nun seine optische Leistung voll ausspielen. Ist die Beleuchtung zu hell, so soll man um alles in der Welt nicht die Kondensorblende schließen, sondern die Lampe mit dem Reglerknopf dimmen. Die ganze Prozedur nochmals in Stichworten: Zentrieren der Birne und Abbilden der Glühwendel zumindest bei jedem Lampenwechsel durchführen. Nachzentrieren des Kondensors zumindest bei jedem Wechsel auf höhere Ver-

größerungen ratsam. Einstellen der Leuchtfeldblende bei jedem Objektivwechsel vornehmen (die Bedeutung dieses Schritts wird regelmäßig unterschätzt; unterlässt man ihn, bezahlt man oft mit Überstrahlungen und flauen Bildern). Verstellung des Kondensors und seiner Aperturbblende laufend den Präparatgegebenheiten anpassen, aber weder Kondensorabsenkung noch Blendenschließen übertreiben.

Literatur

Nachtigall, W.: Mikroskopieren, BLV-Verlag, München 1994.

Nachtigall, W.: Der Hellfeldkondensor – ein oft unterschätzter Partner des Mikroskopikers. *Mikrokosmos* 89, 107–109 (2000).

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

Nachricht

Raoul Heinrich Francé-Gedächtnisveranstaltung am 7. Oktober 2000

Der Arbeitskreis Landbautradition der BTQ (Gesellschaft für Boden, Technik, Qualität – Bundesverband für Ökologie in Land- und Gartenbau e. V.) will das Andenken an Raoul Heinrich Francé bewahren. R. H. Francé gründete unter anderem 1907 die Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft und unsere Zeitschrift MIKROKOSMOS.

Derzeit richtet die BTQ ein Gedenkzimmer für Francé auf Gut Hohenberg, Queichhambach, bei Landau i. d. Pfalz ein. Am 7. Oktober 2000 soll das Gedenkzimmer mit folgendem Rahmenprogramm eröffnet werden:

– Am Vormittag wird Herr Dieter Teufel (Umwelt- und Prognoseinstitut Heidelberg) referieren über: „Was kann die Naturwissenschaft heute von R. H. Francé lernen?“ Im Anschluss daran wird Herr Prof. Dr. Franz Pichler (Systemtheorie an der Universität Linz) Bilder aus der Reisemappe von R. H. Francé zeigen.

– Am Nachmittag haben die Teilnehmer Gelegenheit, selbst einen Einblick in die faszinierende Welt des Bodenlebens zu erhalten. Die Beobachtung am Mikroskop wird von Frau Dr. Ursula Bassemir, Zoologin der Universität Landau, angeleitet.

Zu dieser Veranstaltung sind alle interessierten Leser unserer Zeitschrift herzlich eingeladen. Sie können sich bei der BTQ-Geschäftsstelle, Gut Hohenberg, D 76855 Queichhambach, Tel. 06346/92 85 55; Fax 06346/92 85 56 anmelden und ein detailliertes Programm anfordern.

Redaktion MIKROKOSMOS

Anzeige

Nikon

Mikroskope und mehr...



Lösungen mit Auflösung

Nikon GmbH

Geschäftsbereich Mikroskope
Tiefenbroicher Weg 25, 40472 Düsseldorf
Tel.: 0211/94 14 -221, Fax: 0211/94 14 - 322
email: mikroskope.messtechnik@nikon.de
Internet: <http://www.nikon.de>

Der Pilz *Aureobasidium pullulans* in einer Schildlausart. I. Entdeckung und Identifikation

Arno Riesenberg

Bei der mikroskopischen Untersuchung einer Schildlaus (vermutlich *Parthenolecanium corni*, die gemeine Napschildlaus), die sich als Schädling auf einem Lorbeer (*Laurus nobilis*) angesiedelt hatte, fielen bei 500facher Vergrößerung im Durchlicht-Hellfeld des Quetschpräparates zahlreiche eigenartige Gebilde auf, die nicht zum Zellaufbau des Insekts zu gehören schienen. Sie hatten schlankes birnen- oder kegelförmiges Aussehen und ähnelten sprossenden Hefezellen. Auch ihre Größe erinnerte an Hefepilze. Da sie nur schwach lichtbrechend waren, fielen sie zunächst kaum auf. Eine Eigenbewegung war auch im Dunkelfeld nicht festzustellen. Mit Hilfe von Kulturversuchen (Teil I) und lichtmikroskopischen Untersuchungen (Teil II) spürte der Autor Arno Riesenberg den seltsamen Gebilden nach und konnte nachweisen, dass ein Schimmelpilz sich in den untersuchten Schildläusen befand.



Quetschpräparate an 12 weiteren Schildlausexemplaren verschiedener Größe innerhalb einer Woche vom selben befallenen Lorbeer ergaben den gleichen seltsamen Befund. Mit dieser groben, orientierenden Präparationsmethode konnte kein Zusammenhang zwischen dem Insekt und den beschriebenen Objekten erklärt werden; eine Lokalisation der Objekte am oder im Insektkörper war so nicht möglich. Allerdings schien ein zufälliges Vorkommen der aufgefundenen Objekte unwahrscheinlich. Ausgehend von diesen Befunden sollte geklärt werden, ob es sich bei den beschriebenen Objekten um einen Mikroorganismus handelte, und wenn ja um welche Art, und es musste geklärt werden, ob er in oder außerhalb des Insekts angesiedelt war.

Die Schildlaus

Zunächst soll der Wirtsorganismus kurz vorgestellt werden. Die Schildlaus (Familie Coccidae) ist eine Unterordnung der Gleitflügler. Zur Familie gehören die Schmier- und Wollläuse, die Napschildläuse und die Deckelschildläuse. Schildläuse besitzen einfache Augen und die Vermehrung geschieht oft durch Parthenogenese. Die Weibchen sind meist flügellos und haben im Entwicklungsgang ihre

Beweglichkeit durch Reduktion der Beine verloren. Die abgelegten Eier verbleiben am Körper der Muttertiere; durch zuckerhaltige Haftstoffe kleben sie unter der Cuticula, wo sie sich differenzieren. Das Weibchen stirbt bei diesem Prozess ab. Aus den Eiern schlüpfen Wanderlaven, die sich auf Pflanzen festsaugen. Sie besitzen Mundwerkzeuge, mit denen sie Pflanzenzellen anzapfen. Die eigentliche Schädwirkung entsteht nicht durch das von der Pflanze kompensierte Saftaussaugen der Zellen, sondern durch den Insektspeichel, der sich in der Pflanze verbreitet und zu Stoffwechseländerungen mit der Folge von Blattverfärbungen, Deformationen und Blütezeitretardierungen führt. Neben dem Primärschaden besteht auch ein Sekundärschaden durch die Schildläuse aufgrund des zuckerhaltigen Sekrets (Honigtau), das sie ausscheiden. Auf ihm siedeln häufig Rußpilze an, die durch ihre starke Population eine massive Lichtfilterung und damit eine Herabsetzung der Photosyntheseaktivität der ohnehin schon durch den Schildlausbefall geschwächten Pflanzen bewirken. Die Schildläuse treten ubiquitär auf und sind oft für weitreichende Pflanzenschäden verantwortlich. Zu den oft befallenen Pflanzen gehört auch der Lorbeer. Die vorgefundene Schildlaus ist vermutlich *Parthenolecanium corni*, die Gemeine Napschildlaus oder Zwetschgenschildlaus. Die untersuchten Tiere waren weibliche Insek-

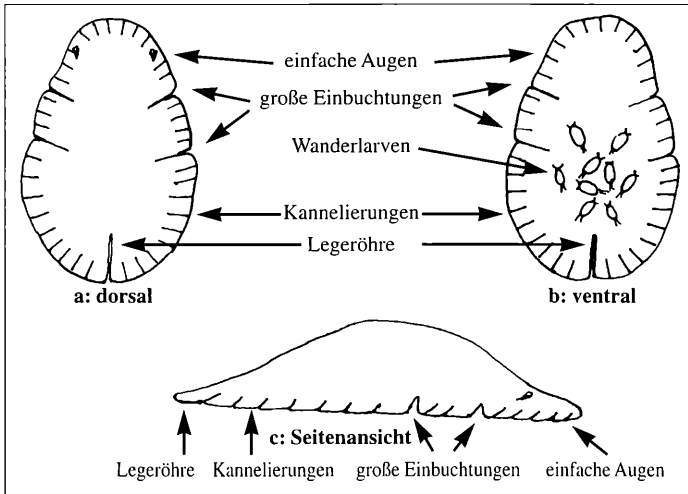


Abb. 1: Schematische Zeichnungen der hier untersuchten Schildlaus (*Parthenolecanium corni*) nach mikroskopischen Untersuchungen.

ten (Abb. 1), was an der Rückbildung der Sinnes- und Bewegungsorgane erkennbar ist. Die Männchen leben nur wenige Tage und besitzen reine Begattungsfunktionen.

Kulturversuche

Zum Nachweis, dass es sich bei den aufgefundenen Objekten um Mikroorganismen handelte, musste zunächst eine Erstkultur von Schildlausmaterial angelegt werden, um im positiven Fall Organismen darin zu finden.

Die Vorgehensweise zur Anlage der Erstkultur war wie folgt. Vor der Präparation wurde zur Desinfektion die Fläche mit Sagrotan besprüht, welches 30 Minuten einwirkte. Danach wurde das Arbeitsareal mit 70%igem Ethanol übergossen und abgeflammt. Als Nährmedium wurde Apfelsaft aus Apfelsaftkonzentrat verwendet (pH 3), der sich nach Erfahrung des Verfassers als einfacher und gut anwendbarer Grundstoff für Schimmelpilznährböden bewährt hat. Die Kulturentwicklung ist in diesem klaren Medium mikroskopisch gut zu verfolgen, zudem kann eine Gelatineverflüssigung oder deren Ausbleiben taxonomisch genutzt werden. Die Produktion von Gelatinase, ein zu den Proteasen zählendes Trypsin-ähnliches Enzym, wird von einigen Mikroorganismen gebildet und kann durch die Gelatineverdauung nachgewiesen werden. Der Apfelsaft wurde fünf Minuten in der Mikrowelle (800 W) aufgeköcht und mit Gelatina alba gebunden (100 ccm Apfelsaft 10 g Gelatine; Rezept nach

Dittrich 1966) und über der offenen Flamme in zwei heißluftsterilisierte (120 °C, 45 Min.) Petrischalen von 10 cm Durchmesser gegossen. Der Nährmediumspiegel betrug circa 5 mm. Zwei Schildlausexemplare wurden unter dem Präparationsmikroskop mit vorher ausgeglühten Nadeln ohne Verletzungen abgenommen und in den flüssigen Nährboden der Petrischale ganz eingetaucht. Eine Schildlaus wurde links von der Mitte platziert, die andere rechts davon. Die rechte Schildlaus wurde willkürlich an beliebiger Stelle angestochen, so dass Spuren des Körperinhalts in das Nährmedium ausflossen. Bebrütet wurde sieben Tage unter Lichtausschluss und bei ungefähr 20 °C. Kulturinspektion und Messungen erfolgten ab dem ersten Tag abends.

Mikroorganismus α und β

Es wurden zwei Mikrobentypen gefunden, die im Folgenden Mikroorganismus α und β genannt werden. Der Mikroorganismus β befand sich nur im Bereich der rechten Schildlaus. Von beiden Kulturen wurden am siebten Tag 20 Sporen in Leitungswasser gemessen (Objektiv 40 \times , Okularmikrometer 10 \times) und der Durchschnittswert errechnet.

Von Mikroorganismus α bildeten sich makroskopisch sichtbare Kolonien mit grün-grauer dichter Rasenbildung und weißem Rand, die nur auf der Oberfläche des Nährmediums wuchsen (Abb. 2). Mikroskopisch zeigte sich ein Hyphenwachstum mit Phialiden und Konidien. Aufgrund der Wuchsform und beson-

Abb. 2: Kulturversuche von Mikroorganismus α .

Tage	Kolonien-zahl	Kolonie Ø	Farbe	Konidien-Ø	Reaktionen*
1	0	0,00 mm	ohne	0,00 μ	0
2	0	0,00 mm	weiß	0,00 μ	0
3	4	0,80 mm	weiß	0,00 μ	0
4	6	1,60 mm	weiß-grün	0,00 μ	0
5	10	1,70 mm	grün-grau	0,00 μ	0
6	13	2,20 mm	grün-grau	2,2 μ	0
7	13	2,60 mm	grün-grau	2,2–2,4 μ	0

*Reaktionen – Grad der Gelatineverflüssigung: 0 = keine, 1 = leicht (Randbildung), 2 = mittel (Hofbildung), 3 = stark (Verflüssigung).

Abb. 3: Kulturversuche von Mikroorganismus β .

Tage	Kolonien-zahl	Kolonie Ø	Farbe	Konidien-Ø	Reaktionen*
1	0	0,00 mm	ohne	0,00 μ	0
2	0	0,00 mm	weiß	0,00 μ	0
3	6	0,40 mm	creme	0,00 μ	0
4	9	0,70 mm	rosa	0,00 μ	0
5	10	1,20 mm	lachsrosa	0,00 μ	1
6	11	1,30 mm	lachsrosa	8 \times 3 μ	2
7	13	1,70 mm	lachs	9 \times 4 μ	3

*Reaktionen – Grad der Gelatineverflüssigung: 0 = keine, 1 = leicht (Randbildung), 2 = mittel (Hofbildung), 3 = stark (Verflüssigung).

ders der pinselartigen Konidien erwies sich Mikroorganismus α als Vertreter der Schimmelpilzgattung *Penicillium*. Da es sich hierbei nicht um den gesuchten Mikroorganismus handelte, wurde auf eine weitere taxonomische Bestimmung verzichtet.

Bei Mikroorganismus β zeigten sich makroskopisch auf der Oberfläche des Nährbodens und in ihm punktförmige, feuchtglänzende und scharf begrenzte, runde Kolonien von rahmartiger Konsistenz und zunächst weißem, dann stark lachsfarbenem Farbton (Abb. 3). Rasenbildung trat nicht auf. Mikroskopisch wurden hefezellenartig wachsende Objekte gefunden, die dem Mikroorganismus im Suspensionspräparat der untersuchten Schildläuse entsprachen. Da es sich hierbei um den gesuchten Organismus handelte, wurde zur näheren Charakterisierung von Mikroorganismus β eine Reinkultur angelegt.

Kulturversuche von Mikroorganismus β

Zur Anlage einer Reinkultur von Mikroorganismus β wurde von der Erstkultur mit einer

ausgeglühten und wieder erkalteten Nadel Material abgenommen und auf den bereits beschriebenen Apfelsaft-Gelatine-Nährboden geimpft. Makroskopisch zeigten sich wieder die lachsfarbenen rahmartigen Kolonien und mikroskopisch wurden die hefeartig wachsenden Zellen aufgefunden.

Zur Taxonomie des Organismus wurde von dieser Reinkultur eine weitere Kultur auf einem standardisierten Nährboden angelegt, um ihn zu identifizieren. Dazu wurde ein Filterpapierstreifen mit 70%igem Ethylalkohol getränkt und in einer heißluftsterilisierten Petrischale getrocknet. Die Materialprobe wurde mit einer ausgeglühten und erkalteten Nadel über offener Flamme entnommen und auf das in der Petrischale liegende Filterpapier übertragen. Mit einer ausgeglühten Spitzpinzette wurde das so beimpfte Filterpapier aufgenommen und über der offenen Flamme in das vorbereitete Präparateglas gegeben und die Probe ebenfalls über offener Flamme verschlossen (Desinfektion des Präparateglases: kurzes Erhitzen über der offenen Flamme.) Sie wurde auf dem Postweg sofort an das Institut für Umweltmedizin und Hygiene der Rheinisch-West-

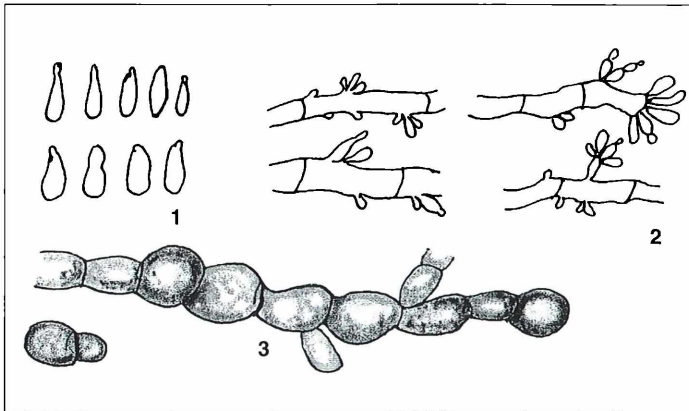


Abb. 4: 1. *A. pullulans*, Konidienbildung am Substratmycel.
2. Arthrokoniidienbildung (Einzelzellen, die durch Zerfall der großen dunkel pigmentierten Hyphen entstehen.)
3. Konidienformen. Schematische Zeichnung aus Kulturversuchen.

fälischen Technischen Hochschule (RWTH) Aachen gesandt. Die Probe wurde auf Malzextraktagar geimpft und bebrütet. Die Durchführung der Untersuchung und die Taxonomie erfolgte durch Herrn Dr. R. Ostrowski, Aachen. Er identifizierte Mikroorganismus β als *Aureobasidium pullulans*.

Der Pilz *Aureobasidium pullulans*

Aureobasidium pullulans (Synonyme: *Pullularia pullulans*, *Dematium pullulans*) gehört zu den mitosporischen Pilzen, die früher als fungi imperfecti bezeichnet und den Deuteromycotina zugezählt wurden (Abb. 4). Wie andere Schimmelpilze wird auch *A. pullulans* als mögliches Allergen erwähnt. Taxonomisch interessant ist bei diesen Pilzen die chemische Zusammensetzung der Zellwand. Sie besteht im Gegensatz zu den meisten anderen Pilzen nicht nur aus Chitin (Makromolekül aus N-Acetylglucosamin), sondern kann aus Cellulose, dem Polymer der β -D-Glucose, aufgebaut sein. *A. pullulans* kann Holz aufgrund enzymatischer Tätigkeit angreifen, wobei er jedoch nicht das Lignin zerstört. Cellulose wird über Cellobiose durch Endo- sowie Exo-1,4- β -Glucanasen und β -Glucosidasen bis hin zu Glucose gespalten. Die Hemicellulosen werden durch spezielle Enzyme zu Pentosen, Hexosen und Uronsäuren zerlegt. Zu den bemerkenswerten Stoffwechselaktivitäten von *A. pullulans* gehört die Bildung von Pullulan (α -1,6-glykosidisch verknüpfte D-Maltotriose-Einheiten) auf Glucose-Mannose-Galactose Grundlage. Das Enzym wird auch in der Lebensmittelindustrie zur Stärkespaltung

während der Isoglucoseproduktion angewandt.

Nach Samson *et al.* ist der Pilz als Saprophyt weltweit verbreitet, siedelt unter anderem auf Oberflächen von Pflanzen und wurde aus den verschiedensten Stoffen isoliert. Er kommt in zwei Varietäten vor: I. *A. pullulans* (De Bary) Arnaud var. *pullulans* und II. *A. pullulans* (De Bary) Arnaud var. *melanogenum* Hermanides-Nijhof. Die einzellige Konidie misst nach diesen Autoren $(7,5)9-11(-16) \times (3,5)4-5,5(-7) \mu\text{m}$. Im vorliegenden Fall handelt es sich wohl aufgrund der Beschreibungen von Samson und Mitarbeitern (1988) um Varietät I.

Symbiont oder Parasit?

Der mitosporische Pilz *Aureobasidium pullulans* kommt nach den vorliegenden Untersuchungen im gesamten Entwicklungsgang der Schildlausart auf dem befallenen Lorbeer vor. Ob es sich bei dieser Assoziation um Parasitismus oder Symbiose zwischen dem Pilz und der Schildlaus handelt, konnte nicht eindeutig geklärt werden. Eine Symbiose scheint nicht ausgeschlossen, in der *A. pullulans* eine Bedeutung bei der Zuckerbildung des Honigtaus für die Schildlaus haben könnte (Poly- α -1,6-Maltotriose) oder an der Zuckersynthese beteiligt wäre. Nach den hier vorliegenden Beobachtungen wurden die Schildläuse jedenfalls durch die Infektion anscheinend nicht beeinträchtigt und auch die Wanderlarven in ihrer Entwicklung und Aktivität nicht gehemmt. Das heißt, es waren keine Anzeichen für eine Erkrankung der Schildlaus durch *A. pullulans* ersichtlich.

Literaturhinweise

- Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum, Band I und II. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1990.
- Dittrich, H. H.: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze. Kosmos Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1966.
- Eidmann, H., Köhlhorn, F.: Lehrbuch der Entomologie. Springer Verlag, Hamburg 1970.
- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
- Habs, H., Seeliger, H. P. R.: Bakteriologisches Taschenbuch. Barth Verlag, München 1967.
- Lindinger, L.: Die Schildläuse, Coccidae. Enke Verlag, Stuttgart 1912.
- Niethammer, A.: Technische Mykologie. Enke Verlag, Stuttgart 1947.

- Müller, E., Löffler, W.: Mykologie. Thieme Verlag, Stuttgart 1968.
- Romeis, B.: Mikroskopische Technik. Urban & Schwarzenberg Verlag, München 1989.
- Schlegel, H. G.: Allgemeine Mikrobiologie. Thieme Verlag, Stuttgart 1992.
- Samson, R., Hoekstra, E., Frisvad, J., Filtenborg, O.: Introduction to food-borne fungi. Verlag des Centraalbureau voor Schimmelcultures Baarn/Delft 1988.
- Schlösser, E.: Allgemeine Phytopathologie. Thieme Verlag, Stuttgart 1997.
- Schwantes, H. O.: Biologie der Pilze. Ulmer Verlag, Stuttgart 1995.

Verfasser: Arno Riesenberg,
Am Krausberg 22, D-52351 Düren

Nachricht

15 Jahre Berliner Mikroskopische Gesellschaft (BMG) – 3. Mikroskopikertreffen in Berlin vom 7. bis 13. Mai 2001

Im Oktober 2001 wird die BMG ihr fünfzehnjähriges Bestehen feiern. Aus diesem Anlass laden die Mitglieder der Gesellschaft alle interessierten Mikroskopiker zu einer Arbeitswoche nach Berlin ein.

Es konnten wieder im Astron-Hotel Unterkünfte und ein Tagungsraum reserviert werden. Das Hotel liegt unmittelbar vor den südlichen Toren Berlins in Kleinmachnow. Natürlich besteht die Möglichkeit, mit öffentlichen Verkehrsmitteln die Hauptstadt Berlin in kurzer Zeit zu erreichen und selbständig zu erkunden. Hier gibt es viel Neues zu bestaunen wie beispielsweise das neue Zentrum der Stadt – den Potsdamer Platz – mit den architektonisch interessanten Bauten von Sony und Daimler-Chrysler oder das neue Regierungsviertel. Und noch immer gehören ein Bummel über den Ku-Damm oder Unter den Linden zu einem Aufenthalt in Berlin dazu. Eine Exkursion in die Feldberger Seenplatte mit ihren klaren, naturbelassenen Seen, an denen so sel-

tene Vögel wie der Fisch- und Seeadler brüten, gehört zum Programm dieser Woche. Natürlich steht die Mikroskopie im Vordergrund. Es werden wieder namhafte Referenten verschiedenster Fachdisziplinen in gewohnter Weise den Teilnehmern aktuelle Forschungsergebnisse zu vermitteln wissen. Für diese ereignisreiche Unternehmung ist der Zeitraum vom 7.5. bis 13.5.2001 vorgesehen. Die Kosten für diese Erlebnis- und Arbeitswoche einschließlich Unterkunft und Vollverpflegung im Viersterne-Hotel sowie verschiedene Ausflüge werden rund 1.400 DM / Person betragen.

Sollten Sie Interesse an dieser Veranstaltung der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft haben, reservieren Sie sich Ihren Platz durch die rechtzeitige Anmeldung. Ihre Teilnahme melden Sie bitte schriftlich bis spätestens 15. Januar 2001 bei Günter Beyer-Meklenburg, Fischbänkenstraße 17, 16816 Neuruppin, an.

Beobachtung, Registrierung und Auswertung ausgewählter Phytoplankton-Algen des Breiten Luzin (Feldberger Seenlandschaft, Mecklenburg-Vorpommern)

Wolfgang M. Richter und Matthias Glatzer

Die Verbindung von sinnvoller Freizeitbeschäftigung und nützlicher, ja sogar forschender Tätigkeit zum Wohle von Natur und Umwelt ist das Bestreben der schon 45 Jahre ehrenamtlich tätigen Arbeitsgemeinschaft BONITO, von deren Aktivitäten wiederholt im MIKROKOSMOS berichtet wurde. In dieser Zusammenstellung steht die Beschäftigung der Gruppe mit ausgewählten Algen des Breiten Luzin, eines Sees in der Feldberger Seenlandschaft, Mecklenburg-Vorpommern, im Mittelpunkt. Dafür wurde exemplarisch ein bisher unveröffentlichter Jahresgang von fädigen Blaualgen ausgewählt. An diesem Beispiel werden die von der Gruppe praktizierten Arbeitsweisen und Ergebnisse bei Planktonuntersuchungen vorgestellt. Anschließend wird der Versuch unternommen, die Resultate dieser Erhebungen mit neuen, jedoch unter anderer Zielstellung erarbeiteten Ergebnissen zu vergleichen. Algenmengenberechnungen schließlich können dem Leser eine Vorstellung von deren Bedeutung im Ökosystem See vermitteln.

Wo immer wir auf unserer Erde hinschauen, Algen – als relativ einfache pflanzliche Organismen – sind überall anzutreffen. Sie siedeln auf Grund ihrer unterschiedlichen Struktur und ihres vielfältigen Anpassungsvermögens zu Lande, im Wasser und auf Bergeshöhen. Einige ihrer Spezies können beachtliche Kälte ertragen, andere sind sogar in heißen Quellen nachgewiesen. Für den Hobby-Mikroskopiker bieten Algen immer ein weites und gern frequentiertes Feld des Schauens und Beobachtens. Gründe dafür dürften sein, dass Algen fast überall zu finden und meist leicht zu erbeuten sind und sie neben ihren vielfältigen Formen und Strukturen mannigfaltige Färbungen aufweisen.

Von der Ergötzung zur Erforschung

Aber über das Schauen, das Erfreuen an Formen und Farben hinaus tut sich dabei noch eine weitere, eigentlich viel zu wenig beachtete Möglichkeit für den Freizeitmikroskopiker auf. Diese integriert ihn zum Beispiel beim Be-

fassen mit dem Plankton unserer Gewässer direkt in forschende Dimensionen. Hier sei an die Langzeitbeobachtung von Seen, Flüssen und Bächen gedacht, also an Aufgaben, die, wenn sich dazu noch ein Ansprechpartner in der Berufswissenschaft findet, zu echter Befriedigung verhelfen können (Richter, 1997). Seit einer Reihe von Jahren werden im Rahmen der Tätigkeit der Arbeitsgemeinschaft BONITO Planktonproben aus verschiedenen Gewässern der Feldberger Seenlandschaft entnommen. Während ein Teil der Proben bezüglich ihres Zooplanktons von verschiedenen Mitarbeitern der Arbeitsgemeinschaft untersucht wurde, widmeten sich der Autor sowie die jüngeren Mitarbeiter Niclas Schirmacher und Matthias Glatzer speziell ausgewähltem Phytoplankton des rund 60 m tiefen Breiten Luzin (Abb. 1).

Planktonalgen

Im pelagischen Phytoplankton des Gewässers fielen dabei – in unterschiedlichen Tiefen – immer wieder folgende Arten besonders auf:

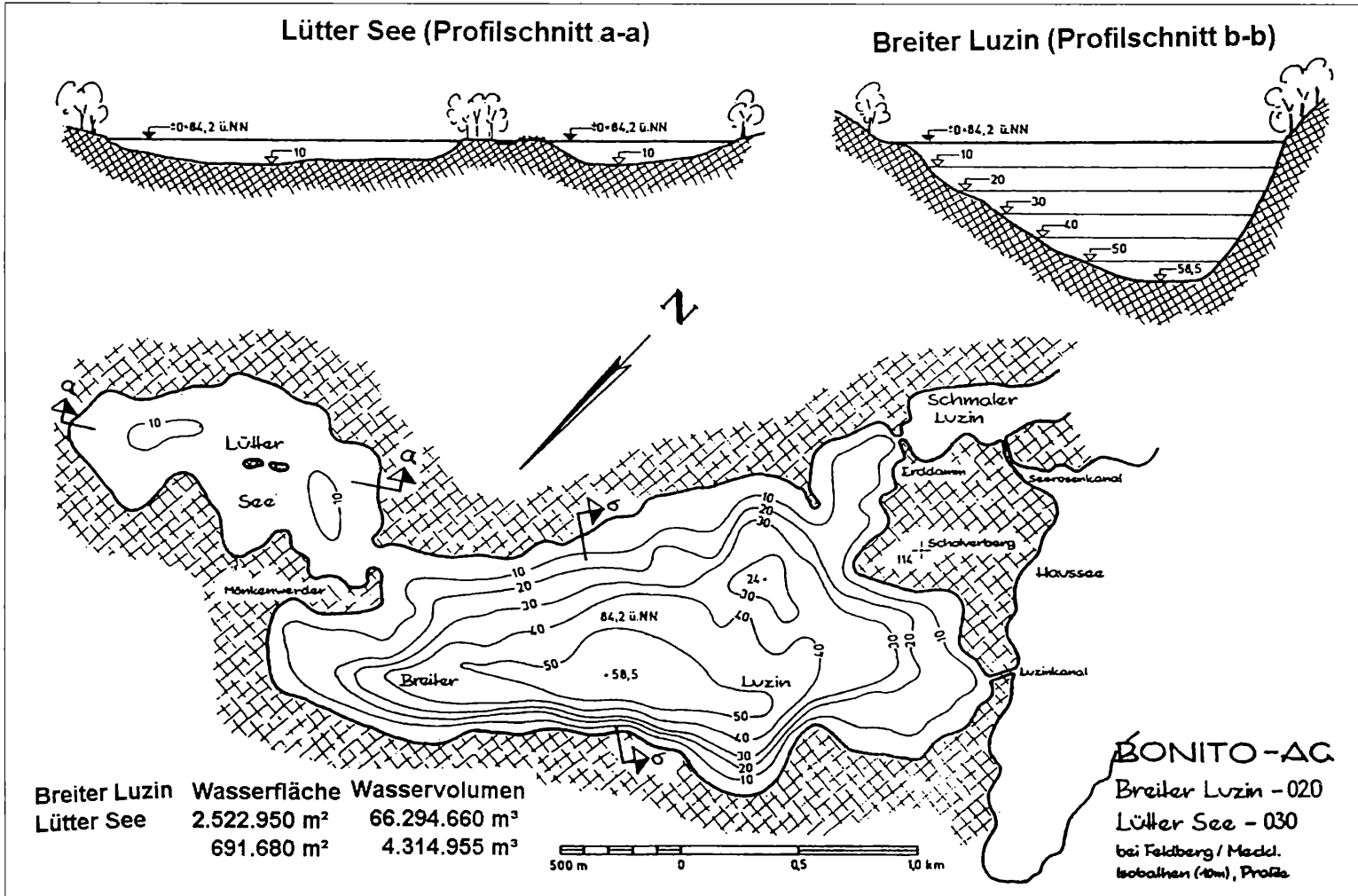


Abb. 1: Topographisch-morphometrische Aufnahme des Breiten Luzin und des Lütten Sees durch BONITO.

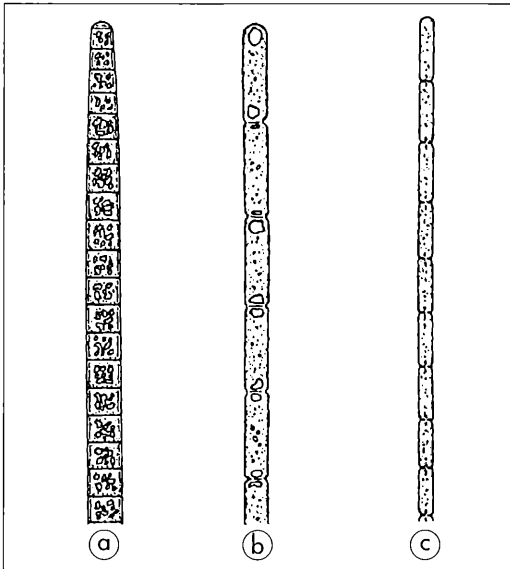


Abb. 2: *Oscillatoria agardhii* (a), *O. redeckei* (b) und *O. limnetica* (c) (aus Streble und Krauter, 1985).

1. Unter den fädigen Cyanophyten (Blaualgen): *Oscillatoria agardhii*, die sogenannte Bündel-Schwingalge, und *Oscillatoria redeckei*, die als Blasse Schwingalge bezeichnet wird.
2. Unter den Diatomeen (Kieselalgen): Die Spezies *Cyclotella comta*, die Hübsche Scheibchen-Kieselalge, sowie *Fragilaria crotonensis*, auch Kamm-Kieselalge genannt, sowie *Asterionella formosa*, mit der deutschen Bezeichnung Schwebesternchen.
3. Unter den Dinophyten (Dinoflagellaten): Die Hornalge *Ceratium hirundinella*, oft sogar in Massenentwicklung gesehen.

Nun sind die genannten Algen im norddeutschen Raum nicht unbedingt selten, machen aber in unserem Fall einen ganz erheblichen Anteil an der Masse des pelagischen Planktons vom Breiten Luzin aus. Speziell die angeführten fädigen Oscillatorien erfuhren daher unsere besondere Beachtung.

Cyanophyceen

Diese Blaualgen finden sich innerhalb der Gruppe der Kleinlebewesen neben den Bakte-

rien und gehören, da sie wie diese keinen echten Zellkern besitzen, zu den Prokaryoten. Die früher auch als Schizophyceae (Spaltalgen) bezeichneten Blaualgen weisen vier Ordnungen auf. Die Vierte ist mit Hormogonales = Oscillatoriales benannt. Die Hormogonales zeigen eine fadenförmige Gestalt. Ihre Vermehrung erfolgt durch Hormogonien, im hier speziell behandelten Falle der *Oscillatoria agardhii* und *Oscillatoria redeckei* jedoch durch Heterocysten (Abb. 2).

Der aktuelle Anlass, sich diesen beiden Arten besonders zu widmen, war ein Tiefenprofil des Breiten Luzin, dessen Protokolle als Abbildung 3 wiedergegeben werden. Die Proben, die eigentlich für wasserchemisch-physikalische Untersuchung gezogen worden waren, wurden damals von uns zusätzlich intensiv mikroskopisch, schließlich sogar zählend durchgemustert. Dabei zeigte sich, dass die Blaualge *Oscillatoria agardhii* ihr Maximum im Bereich der doppelten Sichttiefe (Secchi, 1866) bzw. der unteren Thermokline entfaltete. *Oscillatoria redeckei* dagegen erbrachte ihr gehäuftes Vorkommen im Bereich der einfachen Sichttiefe bzw. der oberen Thermokline (Abb. 4).

Ein Fallbeispiel

Das sich aus den Protokollen ergebende Diagramm (Abb. 5) soll dem Betrachter zusätzlich – optisch und simultan – Auskünfte über

1. den molekular im Wasser gelösten Sauerstoff,
2. den Bereich der Sauerstoffübersättigung und den des Sauerstoffdefizites sowie
3. über die Schwefelwasserstoffgrenze im Hypolimnion vermitteln.

Es informiert aber ebenso über

4. die einfache und doppelte Sichttiefe nach Secchi,
5. die Thermoklinen und somit die Bereiche Epilimnion, Metalimnion und Hypolimnion.

Ferner ist

6. das Vorkommen der ausgezählten Blaualgen *Oscillatoria agardhii* und *O. redeckei* tiefengerecht in Individuen pro cm³ eingetragen.

Die Grafik schien uns eine so interessante Situation zu zeigen, dass wir in den folgenden

B O N I T O - hydrographisch-biologische Arbeitsgemeinschaft e.V.

Umweltforschung für den Umweltschutz

Projekt: Limnologische Tiefenprofile

Protokoll zur Bereisung des: Breiten Luzin, nahe tiefster Stelle (# 0021 10091988)

Datum: 10.09.1988

Zeit: 14.00-15.00 Uhr (MESZ)

Luft: 22,0 °C

Wind: Süd > 0 (Beaufort)

Bedeckung: 10% Cumulus

Wasseroberfläche: glatt

Pegel: fallend

Strömung: 0 m/s

Sichttiefe: 8,70 m /17,40 m

Temperatursprungschicht: 9 - 15 m

Wasserfarbe nach FOREL/ULE/BONITO: IX

Bemerkungen: Siehe gesondert Planktonfang und Oscillatorien-Auszählung

t	T	Sauerstoffhaushalt			pH	H ₂ S	TIP	DIP	NH ₄	GH
m	°C	Sättig. mg/l	aktuell mg/l	BSB 5 mg/l	(Cz)	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	°dH
1	18,1	9,40	11,00	-2,75	7,2		0,029	0,029	1,0	9,5
5	17,4	9,50	11,25	-2,75	7,0		0,014	0,005	0,4	8,5
8	17,3	9,50	10,50	-2,00	7,3		0,140	0,053	0,0	9,5
9	17,2	9,5								
S1/T1										
10	15,1	10,00	8,00	-0,25	7,1		0,082	0,031	0,1	9,0
14	7,8	11,90	3,50	-0,50	7,0		0,158	0,134	0,3	12,0
15	6,9	12,15	3,50	-0,50	7,0		0,029	0,029	0,6	10,0
T 2										
16	6,7	12,30	4,25							
17										
S 2										
18										
20	5,3	12,65	6,50		7,0		0,082	0,062	0,3	11,0
30	4,9	12,80	7,00							
40	4,7	12,90	3,50		7,0		0,192	0,192	0,2	10,5
50	4,7	12,90	0,75		6,9		0,293	0,283	0,3	11,5
55	4,5	13,00				n.n.				
H ₂ S										
60	4,4	13,00	0,50		6,5 > 0		0,418	0,413	1,5	12,0
61		*Grund								

Anmerkungen:

T 1 u. 2 = Sprungschichtgrenzen

S 1 u. 2 = einfache und doppelte Sichttiefe

H₂S = Grenze des Schwefelwasserstoffs

Sauerstoffsättigung nach der Tabelle von Elmore u. Hayes (gerundet)

TIP = Total inorganic Phosphor

DIP = Dissolved inorganic Phosphor

3a

Abb. 3: Seeprotokoll des Breiten Luzin. a: Protokoll eines Tiefenprofiles; b Protokoll zur Sichttiefen- und Lichtklimabestimmung.

B O N I T O - hydrographisch-biologische Arbeitsgemeinschaft e.V.
Umweltforschung für den Umweltschutz

Projekt: Modifizierten Sichttiefenmessung

Protokoll zur Bereisung der/des: Breiten Luzin, nahe tiefster Stelle
(# 0021 10091988)

Datum: 10.09.1988 **Zeit:** 13.35-13.57 Uhr (MESZ)
Luft: 22,0°C **Wind:** Süd > 0 (Beaufort)
Bedeckung: 10% Cumulus **Wasseroberfläche:** glatt
Pegel: fallend **Strömung:** 0 m/s

Temperatur Wasseroberfläche: 18,1°C

Wasserfarbe nach FOREL/ULE/BONITO: IX

Beobachter: W.M. Richter, I. Richter

(Messung mit SECCHI-Scheibengerät 29 cm nach RICHTER, im Bootsschatten)

Beschreibung Wetter: leicht sonnig-diesiges Spätsommerwetter

Beschreibung des Tageslichtes nach TAYLOR in D'ANSLAX:

Sonnenlicht, bei mit leichten Wolken bedecktem Himmel;
 zwischen 9 und 15 Uhr (MEZ); September/Oktober = 6000° K.

Unbunte Farben:		gemessen	in% zu Weiß
Weiß	(100%, ca. 75%)	8,70	100,0
Schwarz	(0%, ca. 1%)	4,30	49,4

Spektralfarben:

Blau	(450/0,005/0,46)	7,00	80,5
Grün	(525/0,010/0,9)	7,00	80,5
Gelb	(575/0,043/4,2)	8,25	94,8
Orange	(625/0,25/22,2)	6,50	74,7
Rot	(720/1,05/65,0)	5,90	67,8

Weitere Farben:

Braun	(bei ca. 750 nm)	4,00	46,0
--------------	------------------	------	------

Angaben in Klammern:

(Wellenlänge in nm / Extinktionskoeffizient / absorbiertes Licht in %/m)

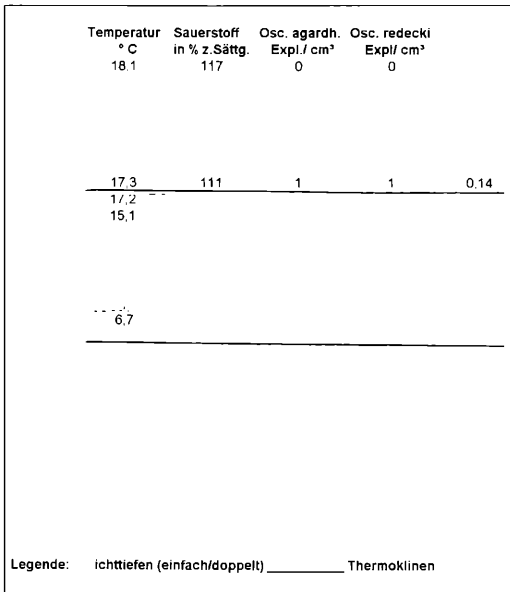


Abb. 4: Tabellarische Zusammenfassung von Messwerten und Zählung von fädigen Blaualgen des Breiten Luzin zum Protokoll 3a.

Jahren den Oscillatorien des Breiten Luzin größere Aufmerksamkeit widmeten. Natürlich muss an dieser Stelle dazu einschränkend bemerkt werden, dass eine Laiengruppe nur mit einiger Anstrengung in der Lage sein kann, Untersuchungen – wie in den Protokollen und der Grafik demonstriert – viele Jahre und dabei auch noch in präzise festgelegten Abständen durchzuführen. Wir jedenfalls gingen dieser selbstgestellten Aufgabe nach und konnten über geraume Zeit wertvolles Material sichern. Dabei kann nun nicht verschwiegen werden, dass die komplexe Erfassung eines ganzen Jahresganges auch unserer Gruppe nicht regelmäßig möglich war. Als Beispiel wird daher ein etwas weiter zurückliegender, dafür aber relativ vollständiger Jahrgang ausgewählt (Abb. 6).

Zur Probenentnahme ist zu bemerken: Bei unserer Arbeitsweise erfolgten diese mit einem von Richter (1972) modifizierten und gebauten Ruttner-Schöpfer aus Polyvinylchlorid, dessen Einsatz in der Gruppe seit Anfang der 70er Jahre den wenig robusten und für uns zu teuren Glasruttner ablöste. Mit diesem Gerät wurden Proben aus 1 bis 60 m Tiefe, stets nahe

der tiefsten Stelle des Gewässers entnommen. Diese Proben wurden durch ein Planktonnetz mit einer Porenweite von $30 \times 30 \mu\text{m}$ passiert (Richter, 1990), und schon wenige Stunden nach Anlandung einer ersten, lichtmikroskopischen Grobmusterung unterzogen. Hierzu stand keines der heute üblichen Mikroskope zur Verfügung, sondern Gruppenmitglieder hatten – entsprechend ihrer wirtschaftlichen Situation in der damaligen DDR – nach und nach aus Einzelteilen eine durchaus brauchbare Einrichtung zusammengebastelt (Abb. 7). Der Grobmusterung folgte das Konservieren und das Anfärben der Proben mit Lugol'scher Lösung. Diese Lösung diente ursprünglich nur dem Nachweis von Eiweiß und Stärke (gelbbraun- bzw. blauviolette Färbung). Im vorliegenden Falle hat sie sich jedoch bei der Konservierung unserer Proben für spätere Bestimmung und Zählung der fädigen Blaualgenspezies bestens bewährt.

Die Auswertung

Die von uns seit einigen Jahren beobachtete Veränderungen (Verschlechterungen) der Wasserqualität des Breiten Luzin weckten nun den Wunsch, mit Hilfe der ermittelten Algenzahlen etwas mehr über die Primärproduktion des Sees zu erfahren. So erfolgte anschließend eine recht genaue Bearbeitung der fixierten Proben unter den relativ günstigen Bedingungen, die uns unsere selbsterbaute kleine Station zwischen Breitem Luzin und Feldberger Haussee bot. Zu dieser Bearbeitung gehörte unter anderem das mühsame Auszählen der in den Proben konservierten Leitindividuen. Das erfolgte in einer Art Kolkwitz-Kammer nach genau festgelegtem Modus. Um Fehler subjektiver Art möglichst auszuschließen, wurde die Zählarbeit stets von ein- und derselben Person ausgeführt. Es wurde wie folgt vorgegangen:

1. Messen des gewonnenen Filtrates (hier meist 15 bis 20 cm^3).
2. Gutes Durchmischen der Probe durch Aufwirbeln und Umschwenken.
3. Die Entnahme von $0,4 \text{ cm}^3$ Flüssigkeit mit einer speziellen Pipette. Besonders geeignet erschien uns dafür eine sogenannte Sauerstoffpipette, wie einst von Winkler verwendet.
4. Das Einfüllen der $0,4 \text{ cm}^3$ – Probe in die

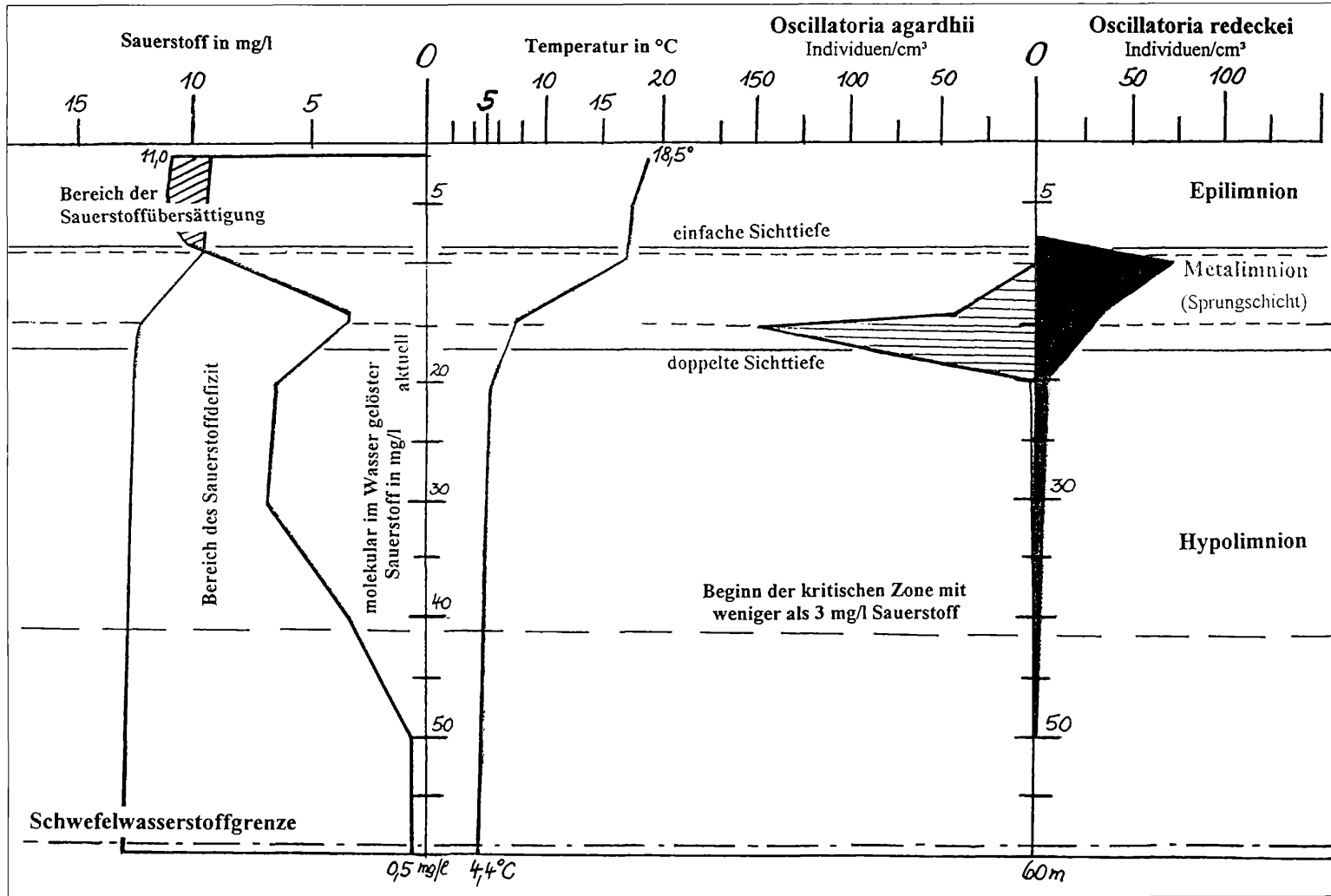


Abb. 5: Simultane graphische Darstellung von Untersuchungsergebnissen der Bereisung des Breiten Luzin aus den Protokollen 3 a/b und 4.

Zählung: Niclas Schirmacher
Zusammenstellung: W.M. Richter

Legende: O. agh. = *Oscillatoria agardhii*; O. red. = *Oscillatoria redeckei* O. lim. = *Oscillatoria limnetica*,
 A. for. = *Asterionella formosa*. C. co. = *Cyclotella comta*;

Dat.	10.09.88		21.10.		03.12.88		25.02.89			29.04.89				20.05.			17.06.		01.08.		08.09.		20.10.		25.11.89	
Tiefe (m)	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	C. co.	O. agh.	O. red.	C. co.	A. for.	O. agh.	O. red.	C. co.	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	O. agh.	O. red.	agh/red.	agh/red.
1	0	0	26	2	22	3	124	10	3	405	102	16	98	112	6	0	170	150	8	78	42	500	128	152	57	176
2																	42	40								
3																	16	19	21	145	11	852	44	134	79	200
4			30	2	62	7	101	7	9	254	67	8	52	512	41	0	104	58								
5	0	<1	45	4			145	21	9	200	36	9	42	220	20	0	117	94	10	91	31	654	69	121	86	170
6																										
7										242											46	620	121	225		
8	<1	1																								
9																			30	140						
10	2	72	81	10			139	7	6	242	98	5	70	677	90	0	280	70	377	207	317	200	61	96	58	147
11																										
12			28	2																	160	200				
13																							110	196		
14	43	36	38	3															61	75	15	173				
15	148	<1	40	7			121	8	9	273	50	42	71	130	24	0	120	50					31	44	43	161
16			58	1																	23	165				
17			47	3																			14	59		
18			13	1																						
19																										
20	5(?)	4	17	1	68	7	127	10	5	196	52	49	41	150	26	0	32	14	14	35	5	184			41	216
25			10	2																			9	50		
30					49	2	209	4	5	135	21	174	11	40	8	0	12	20	>0	13	2	116	5	21	8	41
40	3	<1	12	3	41	2	118	8	2	117	19	197	15	71	6	0	36	45	12	26	3	117	7	22	12	24
50	<1	0	20	5	23	3	101	5	7	46	16	115	14	71	12	0	43	40	14	28	9	161	12	48	16	60
55																	46	21								
60	<1	0	13	2	12	1	54	2	2	41	3	120	13	64	14	62	44	30	8	46	5	38	12	25	4	44
	59 m		52 m																			55 m			55 m	
Wasserfarbe nach FOREL/ULE/BONITO:																										
	9		>11		14/15			10					15			11		11/12++		13(+)		14		14		14
Legende f. Schichtungen:					Thermoklinen					Einfache u. doppelte Sichttiefe nach Secchi										milchig bis sehr milchig + / ++ / +++						

Abb. 6: Zählergebnisse ausgewählten Phytoplanktons des Breiten Luzin.

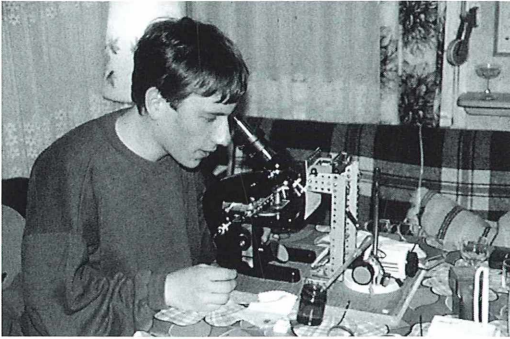


Abb. 7: Mikroskopieren mit der von BONITO aus einem Metall-Baukasten gefertigten primitiven Vorrichtung für Beleuchtung und Einblendung eines Elektronen-Blitzes, der – oben auf das Gestell gelegt – sein Licht über eine Glasscheibe in den Strahlengang schickt.

Mitte der peinlich gesäuberten Kammer, bei vorsichtigem Andrücken des Kammer-Deckels. So gehandhabt, konnten von den zur Verfügung stehenden 400 Feldern der Kammer mindestens 360 abgedeckt werden.

5. Mit kleiner Vergrößerung wurde sich anschließend Übersicht verschafft und, falls sich keine gleichmäßige Verteilung oder eine Wirbelbildung in der ausgebreiteten Probe zeigte, die Prozedur wiederholt.
6. Darauf erfolgte die Musterung der vorbereiteten Probe bei 250-facher Vergrößerung. Damit war es möglich, immer ein ganzes Kleinquadrat zur Auszählung zu überblicken.
7. Randfelder wurden beim Zählen der Individuen nicht benutzt!

Zur Zählweise ist zusätzlich zu bemerken:

- Es wurden alle (fädigen) Algen mitgezählt, die von oben und von der linken Seite her, wenn auch nur teilweise in das jeweilige Feld hereinragten.
- Dafür wurde aber alles was von unten und von der rechten Seite her nur in das Bild hereinragte, weggelassen, denn diese Individuen erfasste ja gegebenenfalls das Nachbarfeld.
- Es wurden bei jeder Probe 30 bis 40 Kästchen ausgezählt, die mit einem gehörigen Schuss Gefühl (entsprechend der Gesamtmusterung) ausgewählt wurden.
- Aus der Gesamtzahl der ausgezählten Kästchen konnten dann zur Berechnung Durch-

schnitte gebildet werden, also

$$\frac{\varnothing \text{ Kästchen} \times 360 \times 2,5 \times \text{Volumen Filtrat}}{\text{Volumen Ausgangsprobe.}}$$

Im Beispiel bedeutet dies:

$$\begin{aligned} \varnothing 4 \text{ Oscillatoria agardhii} \times 360 &= 1440 \times 2,5 \\ &= 3600 \times 20 = 72\,000 \\ &\underline{\hspace{1.5cm}} \\ &2\,500 \end{aligned}$$

$\cong 28,8$ Individuen/cm³ Probenwasser.

Die exakt ermittelte Individuenzahlen pro cm³ sind hier aus der Tabelle (Abb. 4) – wie vorstehend bemerkt – für die graphische Darstellung (Abb. 5) genutzt, wie auch weitere Parameter des von der BONITO erarbeiteten, zugehörigen Tiefenprofils (Abb. 3a, b). Nach Bedarf könnten in der Grafik natürlich auch weitere Angaben, zum Beispiel zur Sauerstoffzehrung, zum Vorkommen von freier Kohlensäure und/oder des N- bzw. P-Haushaltes gemacht werden. Die Umrechnung der Algen-Zählwerte auf m³ waren abschließend für weitere Betrachtungen nützlich. Für das gewählte Beispiel würden 28,8 Individuen \times 1.000.000 cm³ zu $\cong 28.800.000$ Explaren / m³ führen.

Die Folgerungen

Nimmt man nun die aus der Tabelle (Abb. 4) erkennbaren Zählungen zum Ausgang dieser Betrachtungen, dann wäre wie folgt zu überlegen:

Der Breite Luzin, der – nach den Lotungen und Berechnungen von BONITO – eine maximale Tiefe von knapp 60 m aufweist, hat eine rechnerische Durchschnittstiefe von 25,24 m. Diese wäre allerdings, bei ausschließlicher Berechnung des Hauptbeckens mit 26,28 m, etwas höher anzusetzen, da der vor dem Bau des Erdammes 1847 zum Schmalen Luzin gerechnete Hals mit nur 8,11 m zu berechnen ist (Jordan *et al.*, 1986) (Abb. 1).

Aus dem weiter vorliegenden Material zum Jahresgang (Abb. 8) ist zu erkennen, dass sich eine Verprobung für die genannten Algenarten für eine reelle Bewertung in jeweils 1, 5, 10, 15, und 20 m Tiefe anbot. Erkennbar wäre auch, dass unter den ausgewählten Individuen *Oscillatoria agardhii* zu den Verprobungsterminen eine hohe quantitative Gleichmäßigkeit

	Individuen je cm ³				Zeitraum: 09.1988 12.1989				BONITO e.V.							
Datum	Sep 88	Okt 88	Nov 88	Dez 88	Jan 89	Feb 89	Mrz 89	Apr 89	Mai 89	Jun 89	Jul 89	Aug 89	Sep 89	Okt 89	Nov 89	Dez 89
bis SECCHI 1	0.11	18.67		28		56.25		202.5	66	106		4	21	57.33	45.33	
SECCHI 1-2	21.45	11.25		0		36.25		151.33	244	79		10.33	10.5	47.5	21.5	
unter SECCHI 2	0.24	7.11		3.57		16.71		23.49	21.87	11.15		9.38	10.83	4.92	3.5	

Verteilung von *Oscillatoria agardhii* in einfacher, sowie doppelter Sichttiefe und darunter

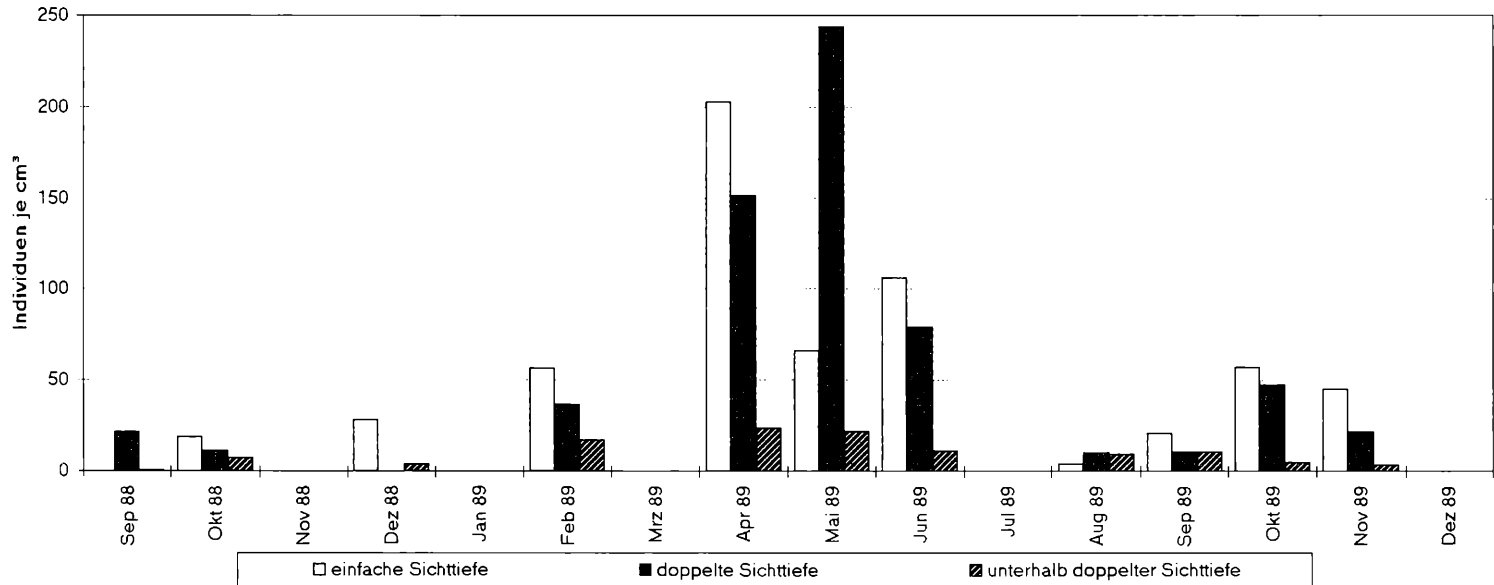


Abb. 8: Verteilung von *Oscillatoria agardhii* in einfacher und doppelter Sichttiefe sowie darunter.

bei 5, 15 und 20 m aufwies. Diese Blaualge wurde dagegen in den Tiefen von 1 und von 10 m in zum Teil stark abweichender Individuenzahl angetroffen. Die Unterschiede wurden in der Vegetationsperiode besonders signifikant und erreichten meist ihre Maxima von April bis Juni des jeweiligen Jahres.

Eine Erklärung dafür wäre, dass in einem Meter Tiefe der größere Kontakt zum Wettergeschehen und/oder ein besseres Lichtangebot ursächlich sein könnte(n). Der stabilere Ablauf in 10 m Tiefe würde dagegen mehr mit dem im Jahresgang von oben nach unten wandernden Metalimnion, der sogenannten (Temperatur-) Sprungschicht korrelieren (Abb. 8).

Be- und Abrechnungen

Werden nun Berechnungen für diese – und natürlich auch weiterer Algenarten – angestellt, ist auf diese Zonen Rücksicht zu nehmen. Im vorliegenden Falle scheinen die Bereiche 5, 15 und 20 m mit ihrer recht gleichmäßigen Individuenzahl auch als Trendanzeiger verwertbar zu sein.

Aus dem der Arbeitsgemeinschaft vorliegenden Material kann ferner geschlossen werden, dass *Oscillatoria agardhii* keineswegs immer so präzise wie im dargelegten Beispiel beobachtet (Abb. 5) ihr Maximum im Bereich der unteren Thermokline bildet. Es müssten für Berechnungen also gegebenenfalls individuelle Korrekturen am Probenahmeschema (-tiefen) vorgenommen werden. Hier sei an Zacharias (1911) erinnert, der schon Anfang des letzten Jahrhunderts darauf hinwies, dass differenzierte bzw. zonierte Probenahmen in der Zeit des hohen Lichtangebotes wichtig sind.

Da unter anderem die Blaualge *O. agardhii* mit einem sehr hohen Anteil an der Primärproduktion im Gewässern beteiligt sein kann [Es wurden nach Streble und Krauter (1985) ja schon bis zu 10.000 Fäden pro cm^3 , bei *O. redeckei* sogar 200.000 Fäden beobachtet], sind bei ihrer zeitweiligen Dominanz im Breiten Luzin auch Überlegungen zur Berechnung der Gesamtmasse der erzeugten Algen von Interesse. Zacharias (1911) führte solche Überlegungen in Form von Bestimmungen und Berechnungen für *Melosira*-Populationen im Großen Plöner See (Holstein) durch. Er berechnete für ein Areal von 32 km^2 unter 1 m^2 Wasserfläche und für eine durchschnittliche Seetiefe von

15 m bei üppiger Entwicklung eine *Melosira*-Trockenmasse von etwas über 86 g pro m^3 . Daraus aber ergab sich dann die beachtliche Gesamtmenge von 2.773 t für den Großen Plöner See.

Setzt man den erheblich kleineren, dabei aber sehr steilscharigen Breiten Luzin mit seinen 2.675 km^2 zum Beispiel für den Monat Mai für die Tiefe von 0 bis 15 m mit 130,5 g pro m^3 und 15 bis 25 m mit 17,8 g pro m^3 an, so ist bis zur durchschnittlichen Seetiefe von 25,24 m 148,3 g pro m^3 unter 1 m^2 als Rechengrundlage relevant. Somit ist für den Breiten Luzin allein für *Oscillatoria agardhii* mit einer Algentrockenmasse von 396,75 t zu rechnen.

Zacharias verminderte – wegen der von ihm noch vermuteten Restfeuchte – bei seinen Gewichtsbestimmungen die gefundenen Werte um ein Drittel. Wenn dieser Erfahrungswert für Restfeuchte im vorliegenden Falle ebenso berücksichtigt würde und ein möglicherweise vorliegender spezifischer Gewichtsunterschied zwischen *Melosira* und *Oscillatoria* vernachlässigt wird, käme immerhin noch die stattliche Menge von 264,5 t Algentrockenmasse zusammen

Folgt man Vinogradow (1935), der für marine Cyanophyceen Inhaltsstoffe ermittelte, würde (überschlägig) die genannte Oscillatorienmenge für den Breiten Luzin mit

7,13 % für N (Stickstoff)	≅ 18,86 t
0,84 % für Ca (Calcium)	≅ 2,22 t
0,89 % für Si (Silikat)	≅ 2,35 t
0,83 % für P (Phosphor)	≅ 2,20 t
0,34 % für Fe (Eisen)	≅ 0,90 t

anzusetzen sein. Beachtlich erscheint dabei der relativ hohe und für stehende Gewässer wichtige Anteil an Phosphor, aber natürlich auch an Stickstoff.

Weitere Systemkomponenten

Da für den Breiten Luzin früher weitere Phytoplankter beobachtet wurden, könnten auch diese entsprechend der obigen Berechnung eine Würdigung erfahren, zumal die ursprünglich, und noch bis in die 1960er Jahre hinein auftretenden starken Diatomeen-Populationen, insbesondere solche, die einen oligotrophilen Charakter anzeigen, im Breiten Luzin weniger geworden zu sein scheinen. Zu diesen wären die Spezies *Melosira islandica* ssp. *helvetica*,

Abb. 9: Der Anteil fädiger Cyanophyceen im Jahresgang des Planktons des Breiten Luzin 1996 und 1997 (nach Erhebungen von W. Scheffler, Neuglobsow).

aus Mischproben von 0 - 5 m Tiefe		Frischmasse in mg/l		
1996	fädige Cyanophyceen in mg/l	1997	fädige Cyanophyceen in mg/l	
Jan 96		Jan 97		
Jan 96		Jan 97		
Feb 96		03.02.97	0,000	
19.02.96	0,788	27.02.07	0,000	
Mrz 96		Mrz 97		
Mrz 96		20.03.97	0,565	
Apr 96		14.04.97	0,366	
30.04.96	0,927	29.04.97	0,966	
15.05.96	1,608	15.05.97	1,682	
29.05.96	1,594	29.05.97	3,540	
13.06.96	1,938	12.06.97	3,211	
28.06.96	2,416	27.06.97	3,713	
09.07.96	5,75	17.07.97	2,323	
23.07.96	1,836	31.07.97	4,560	
07.08.96	0,797	13.08.97	2,684	
22.08.96	1,671	28.08.97	2,464	
19.09.96	8,359	25.09.97	6,268	
Okt 96		06.10.97	0,875	
17.10.96	2,660	20.10.97	0,740	
13.11.96	2,365	Nov 97		
Nov 96		20.11.97	0,283	
12.12.96	2,367	Dez 97		
Dez 96		Dez 97		
Summen.	15	37,627	18	38,000

Abb. 10: Anteil der fädigen Cyanophyceen *O. agardhii* und *O. redeckei* im Jahresgang des Planktons des Breiten Luzin nach Zählungen von Schirmacher (BONITO).

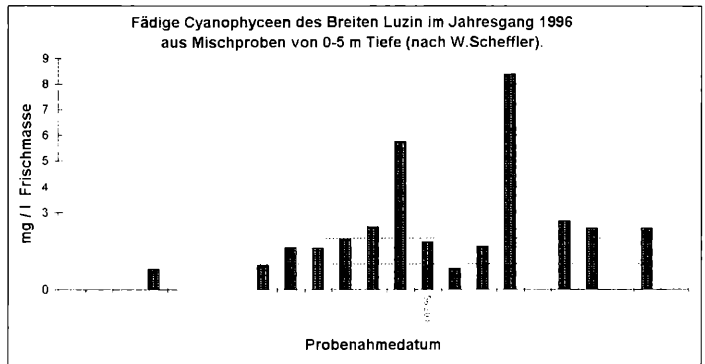
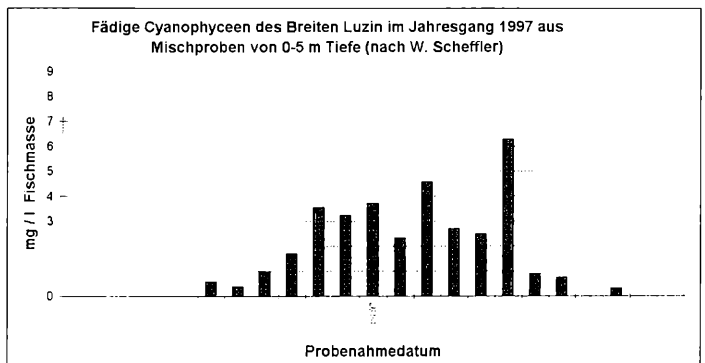


Abb. 11: Temperatur und Sauerstoff im Breiten Luzin am 14.08.1997.



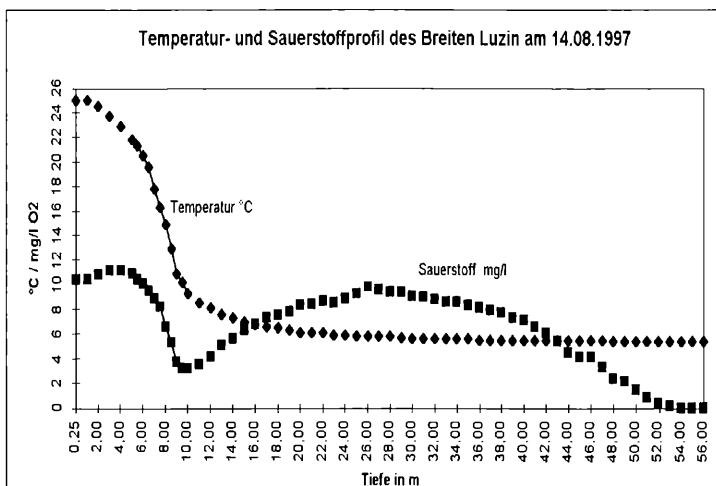


Abb. 12: Anteil der fädigen Cyanophyceen *O. agardhii* am Plankton des Breiten Luzin im Jahresgang 1989 aus 0–5 m Tiefe in Exemplar/cm³.

sowie *Melosira granulata* mit *V. angustissima* zu rechnen, die als ökologische Leitformen oligosaprobe bis β -mesosaprobe Wasserqualitäten anzeigen. Sie traten in den Monaten April bis Juni bzw. Juli bis Oktober gehäuft auf. Plümcke (1914), Thienemann (1928), Ohle (1934), Hustedt (1950) und auch Jahnke *et al.* (1965) haben in diesem Zusammenhang mit ihren Planktonbestimmungen gute und auswertbare Arbeiten publiziert. Diese würden letztlich helfen, den limnischen Werdegang des Gewässers nachvollziehen zu können. Dazu müsste dann allerdings die limnologische Arbeit zu einer echten Querschnittswissenschaft expandieren. Biologen, Chemiker, Wetterkundler, Geologen, Bevölkerungs- und Wirtschaftswissenschaftler wären dazu im Verbund erforderlich.

Andere Ansätze

Nun ist natürlich nicht ausschließlich die von uns beschriebene Methode der Planktonbeob-

achtung gültig. Sie kann auch sicherlich aus Zeit- und Arbeitsgründen häufig so nicht angewandt werden. Zudem hat die professionelle Wissenschaft weitere und neuere Arbeitsweisen entwickelt oder dazu probate Gerätschaften zur Hand. Es wird beispielsweise auch eine Arbeitsweise eingesetzt, wie sie Scheffler (1999) praktizierte. Für diesen Beitrag dürfen wir hier mit freundlicher Genehmigung die Ergebnisse seiner Beobachtungsjahresgänge 1996 und 1997 heranziehen. Darin liegen die Resultate seiner Methode pauschaler Erhebungen fädiger Algen des Breiten Luzin in Algen-Frischmasse vor (Abb. 9–11). Hier könnte beispielsweise ergänzend zu dem BONITO-Tiefenprofil des Breiten Luzin vom 14.08.1997 (Abb. 12) die zeitlich etwa korrelierende Untersuchung von Scheffler am 13.08.1997 (Abb. 9) gesehen werden. Um nun aber zu gewissen Vergleichen zu kommen, wird der Versuch unternommen, mit Hilfe von Diagrammen der Untersuchungen von 1989 für 0–5 m Tiefe in Stückzahlen/cm³ (Abb. 13) sowie denen für die

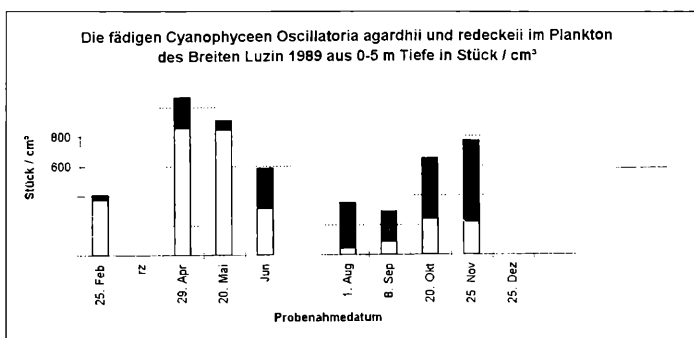


Abb. 13: Anteil der fädigen Cyanophyceen *O. redeckii* am Plankton des Breiten Luzin im Jahresgang 1989 aus 0–5 m Tiefe in Anzahl der Exemplare/cm³.

Gesamtmasse fädiger Cyanophyceen als Frischmasse in mg/l von 1996 und 1997 (Abb. 10 und 11) zu Bewertungen zu kommen.

Es wird erkennbar, dass die naturgemäß richtige, jedoch sehr mühevoll Auszählung von Proben – wie im Beispiel 1989 nach Algen-Arten und Anzahl pro cm³ durchgeführt – insbesondere, wenn es beispielsweise um eine ökologische Zuweisung des Gewässers geht, eventuell zu vernachlässigen wäre, weil sowohl *O. agardhii* als auch *O. redeckei* beide zu den Leitorganismen der Liebmann'schen Wassergüteklasse II gehören. Sie zeigen ein mesosaprobies Milieu und damit ein mäßig verunreinigtes Wasser im Pelagial des Breiten Luzin an.

Bei Betrachtung des eingefügten Diagrammes (Abb. 13) ist aber auch erkennbar, dass das Schwergewicht von *O. agardhii* im Frühjahr bis Frühsommer, der Aufwuchs von *O. redeckei* dagegen – langsam ansteigend – ein Maximum im Oktober und November bildet. Dabei werden in der ausgewählten Zone von 0–5 m von *O. redeckei* allgemein nur geringere Stückzahlen als bei *O. agardhii* erreicht. Werden dagegen die von Scheffler pauschaliert ermittelten fädigen Algen in mg/l Frischmasse in den Diagrammen der Jahrgänge 1996/97 (Abb. 10 und 11) betrachtet, so kann festgestellt werden, dass da offenbar weitere fädige Algenarten eine Rolle spielen müssen. Hier wäre – nach Ablauf von rund 7 Jahren – möglicherweise eine weitere Veränderung des Gewässers zu vermuten.

Von hier ab aber sind wohl Schlussfolgerungen aus den Reihen der Laiengruppen gewisse Grenzen gesetzt. Der Berufswissenschaft verbleibt es, aus dem zur Verfügung gestellten Material und den eigenen, sicherlich viel intensiveren Untersuchungen und Möglichkeiten zur Kausalitätsergründung relevante Schlüsse zu ziehen und gegebenenfalls auch Restaurierungsvorschläge zu unterbreiten.

Anregungen und Aufgaben für die Zukunft

Ein Problem bleibt jedoch darin zu sehen, dass für eine flächendeckende Untersuchung und Überwachung unserer Gewässer unter limnologischen Aspekten kaum noch genügend Geldmittel aufgebracht werden können und auch die erforderliche Untersuchungskapazität nicht ausreicht. Vielleicht aber regt sich nach diesem Aufsatz und der im Beispiel gezeigten forschenden Arbeitsweise der Arbeitsgemein-

schaft BONITO bei dem einen oder anderen Freizeitmikroskopiker trotzdem (oder gerade deshalb) die Lust zu ähnlichem Tun. Das wäre erfreulich, wäre natürlich auch beabsichtigt! Es könnten damit dann sogar der hier und da scheinbar nachlassenden Beschäftigung am und mit dem Lichtmikroskop neue Impulse verliehen werden. Und nicht zu vergessen sind die Möglichkeiten, die dabei eine gemeinschaftliche Arbeit zusammen mit Freunden der Mikroskopie, der Seen- und Naturkunde sowie vielen anderen Disziplinen bieten; sie sollten auch gesellschaftlich keineswegs unterschätzt werden. Dazu käme schließlich noch die eingangs erwähnte Zusammenarbeit mit der institutionellen Wissenschaft. Dann endlich wären wir in der Limnologie etwa da, wo andere Disziplinen wie die Ornithologie, die Botanik und die Entomologie in der Zusammenarbeit mit Laien schon lange sind und wo ganz wertvolle Zuarbeit geleistet wird.

Danksagung

An dieser Stelle sei Herrn W. Scheffler, Neuglobsow, noch einmal für die Überlassung seiner Untersuchungsergebnisse gedankt. Sie halfen unsere Laienarbeit abzurunden.

Literaturhinweise

- Autorenkollektiv BONITO: Luzin-Report. Eine Monographie der Feldberger Seenlandschaft, 10 Loseblatt-Lieferungen im Eigenverlag der BONITO. Herausgeber: W. M. Richter, W. M., Thörnagel, J., 430 Seiten, 66 Beiträge, 7 Anlagen mit Kartenmaterial (1974–1986).
- Hustedt, F.: Die Diatomeenflora norddeutscher Seen mit besonderer Berücksichtigung des holsteinischen Seengebietes. Arch. Hydrobiol. 43, 329–458 (1950).
- Jahnke, E., Einecke, U., Töwe, H.: Ein Beitrag zur Kenntnis der Algenflora des Feldberger und des Templiner Seengebietes. Wiss. Zschr. Univ. Rostock 14, Heft 56, (1965).
- Jordan, H.-J., Jordan, M., Richter, W. M.: Topographisch-morphometrische Erfassung der Gewässer der Feldberger Seenlandschaft unter limnologischen Aspekten. Natur und Naturschutz in Mecklenburg (Grüner Band). Greifswald-Waren, Schriftenreihe des Instituts für Landschaftsforschung und Naturschutz, Halle, 23, 1–100 (1986).
- Ohle, W.: Chemische und physikalische Untersuchungen norddeutscher Seen. Arch. Hydrobiol. 26, 386–464 (1934).
- Plümecke, O.: Zur Biologie mecklenburgischer Gewässer. Arch. Hydrobiol. 9, 439–494 (1914).

- Richter, W. M.: Ruttnerschöpfer aus Kunststoff, modifiziertes Schöpfgerät zur Entnahme von Wasserproben unter Luftausschluß aus verschiedenen Wassertiefen. Zeitschrift für die Binnenfischerei der DDR 19, 59–62 (1972).
- Richter, W. M.: Modifizierte Meyer'sche Schöpfflasche zur Entnahme von Wasserproben aus verschiedenen Tiefen. Zeitschrift für die Binnenfischerei der DDR 23, 157–159 (1976).
- Richter, W. M.: Einfaches Planktonschleifnetz für Stufenproben mit wechselbaren Gaze. Acta Hydrochim. Hydrobiol. 18, 501–503 (1990).
- Richter, W. M.: Eine Lanze für die Mikroskopie. Mikrokosmos 86, 225–228 (1997).
- Scheffler, W.: Biofrischmasse fädiger Cyanophyceen im Plankton des Breiten Luzin 1995–1998. Persönliche Mitteilung von Untersuchungen des Instituts für Gewässerökologie und Binnenfischerei im Forschungsverbund Berlin e.V.; Abt. Limnologie Geschichteter Seen, Neuglobsow (1999).
- Secchi, A.: Esperimenta per determinare la trasparenza del mare. In: Cialdu, Sul moto endoso del mare 258 (1866).
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 8. Aufl. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.
- Thienemann, A.: Der Sauerstoff im eutrophen und oligotrophen See. Ein Beitrag zur Seentypenlehre. Die Binnengewässer 4, 132–135 (1928).
- Vinogradov, A.: Etudes sur la composition chimique du plancton. I. Analyse du plancton de l'étang Ekaterininski à Detskoïé Selo. Neues Jahrbuch Mineral. Geol. Referat II, 608–609 (1934).
- Zacharias, O.: Das Süßwasserplankton. Einführung in die freischwebende Organismenwelt unserer Teiche, Flüsse und Seebecken, 2. Aufl. B.G. Teubner, Leipzig 1911.

Verfasser: Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, Wissenschaftlicher Leiter der BONITO, Drosselgang 2, D-21709 Himmelpforten (Nd.-Elbe), und
Dipl. Ing. für Landeskultur und Umweltschutz
Matthias Glatzer,
Monckeshofer Str. 38, D- 17034 Neubrandenburg

Kurze Mitteilung

Eindringen des Pollenschlauches in den Embryosack

Es gibt nur wenige Pflanzenarten, die so geeignet sind für die Direktbeobachtung der Befruchtung, wie *Torenia fournieri* (Lind.). Bei dieser Pflanze hängt nämlich der Embryosack zum großen Teil aus der Mikropyle, dies ist die Öffnung zwischen den Integumenten, heraus. Auf diese Weise werden die Eizelle, die beiden Synergiden (Helfer-Zellen) und ein Teil der Zentralzelle des Embryosackes in den freien Raum zwischen der Plazenta und dem Funikulus, dem „Stielchen“, mit dem die Samenanlage an der Plazenta des Fruchtknotens befestigt ist, gedrückt. Kombination von Direktbeobachtung im Konfokal-Laser-Scanning-Mikroskop (CLSM) und Untersuchung der Befruchtung an Dünnschnitten (Fixierung in 4% Paraformaldehyd und 1,25% Glutaraldehyd in gepufferter Salzlösung pH 7,2 mit 4% Saccharose) nach Anfärbung mit Perjodsäure-Schiff (PAS) und Toluidinblau O oder mit 0,1% DAPI (4'-6-Diamidino-2-phenylindol) ermöglichte es, den zeitlichen Ablauf der Befruchtung genau zu verfolgen. Das Eindringen des Pollenschlauches wird vorbereitet durch die Degeneration einer der beiden Synergiden, in welche die Pollenschlauchspitze durch den Filiformen Apparat eintritt. Die Öffnung der Pollenschlauchspitze erfolgt durch eine subterminale Pore. Dreizehn Stunden nach Bestäubung (un-

ter konstanten Temperaturbedingungen von 25 °C und einem Lichtregime von 16/8 Stunden Tag/Nacht) werden die beiden unregelmäßig geformten Spermakerne an der Peripherie der bereits degenerierten Synergide beobachtet. Der ganze Befruchtungsprozess spielt sich in einem Zeitraum von 11 bis 16 Stunden nach Bestäubung ab; nach 14 Stunden sind 43% der Eizellen und Spermazellen fusioniert. Die Verschmelzung der bereits fusionierten Polkerne mit dem zweiten Spermakern wird ab 11 Stunden nach Bestäubung beobachtet. Die Fusionsereignisse bei den Eizellen und Polkernen scheinen ziemlich synchron zu verlaufen, sodass nach 16 Stunden etwa 50% der Embryosäcke die doppelte Befruchtung vollzogen haben.

Das *Torenia*-Embryosack-System scheint für die lichtmikroskopische Direktbeobachtung ein ausgezeichnetes Modell zu bieten und für die Demonstration der doppelten Befruchtung bei den Angiospermen ein ideales Demonstrationsobjekt zu sein.

Wallwork, M. A. B., Sedgley, M.: Early events in the penetration of the embryo sac in *Torenia fournieri* (Lind.). Annals of Botany 85, 447–454 (2000)

H. F. Linskens, Nijmegen

Pelagovasicola cinctum – ein unregelmäßig auftretender Ciliat im Plankton

Philipp Mayer und Martin Kreutz

Wenn man sich als Mikroskopiker mit den freilebenden Protozoen beschäftigt und seine bevorzugten Fundorte mitunter schon viele Jahre aufsucht, dann kennt man deren typische Artenzusammensetzung. Gerade die Planktongesellschaft vieler Gewässer zeigen in ihrer zyklischen Wiederholung eine gewisse Homogenität. Hin und wieder treten jedoch plötzlich neue Arten auf, die dann auch für nur kurze Zeit ein Populationsmaximum haben. So ging es uns mit *Pelagovasicola cinctum*, den wir innerhalb von drei Jahren unabhängig voneinander in zwei unterschiedlichen Gewässern gefunden haben. Diese sehr schnell schwimmende Art ist schwierig zu bestimmen, da sie leicht mit *Didinium* oder *Cyclotrichium* verwechselt werden kann.

Wir wollen die Gelegenheit nutzen, unsere Beobachtungen aus der zweimaligen Begegnung mit *P. cinctum* hier zusammenzufassen, um anderen Mikroskopikern diesen interessanten Ciliaten näher zu bringen.

Zuordnung mit Hindernissen

Die erste Beobachtung erfolgte im April 1997 in einem kleinen Weiher in der Nähe von St. Peter im Schwarzwald (730 m ü. N.N.). Die Proben wurden mit Planktonnetzen mit einer Maschenweite von 20–80 µm eingeholt. Darin fiel in geringer Anzahl ein Ciliat mit einer kugelförmigen bis obovoidalen Körperform auf (Abb. 1). Er bewegte sich äußerst schnell in rasch wechselnden Richtungen und erinnerte dabei sehr stark an *Cyclotrichium* oder *Didinium*. Tatsächlich sieht er diesen Gattungen sehr ähnlich, da sich bei den schnellen Schwimmbewegungen die Zahl der Wimperngürtel zunächst nicht exakt bestimmen lässt, geschweige denn die Lage des Zellkerns oder der kontraktilen Vakuole. Wenn *P. cinctum* langsam am Deckglas rotierte, offenbarten sich jedoch Merkmale, welche die Zuordnung als *Cyclotrichium* oder *Didinium* widerlegten. Dabei war vor allem das Vorhandensein von wesentlich mehr als zwei Wimperngürtel auffallend, die den Körper wie Fassringe umgaben (Abb. 2 und 10). Es konnte sich also

nicht um *Monodinium* oder *Didinium* handeln. Außerdem wies die terminal angeordnete kontraktile Vakuole zahlreiche Radiärkanäle auf (Abb. 3), welche sich fast bis zum Vorderende hochzogen. Es waren jedoch nur circa 20 Kanäle zu beobachten und nicht über 100, wie es für *Cyclotrichium* angegeben wird (Foissner, 1999). Diese Merkmale machten daher unsere bisherigen Versuche einer Identifizierung des Ciliaten zunichte. Hilfe kam aus Salzburg von Prof. Foissner, dem wir Fotografien zuschickten und der uns daraufhin die richtige Zuordnung mitteilte, dass es sich nämlich um *Pelagovasicola cinctum* handelt. Mit diesem Ciliat hatten auch schon andere Autoren ihre Schwierigkeiten, wenn man die große Zahl der Synonyme betrachtet (Foissner, 1999), die der Ciliat seit seiner Erstbeschreibung durch Voigt (1902) erlebt hat.

Die Konstanzer Population

Die Population im Fundort St. Peter war nur von kurzer Dauer. Innerhalb von 3 Wochen verschwand *P. cinctum* vollständig aus dem Plankton. Wir mussten uns zwei Jahre gedulden, bevor wir ihn wieder antrafen, diesmal in einem Weiher nordöstlich von Konstanz gelegen, wo er im Oktober 1999 in Massen auftrat. Das Plankton wurde zu dieser Zeit nur von zwei Arten beherrscht, nämlich *P. cinctum* und *Stokesia vernalis*. Die Wassertemperatur

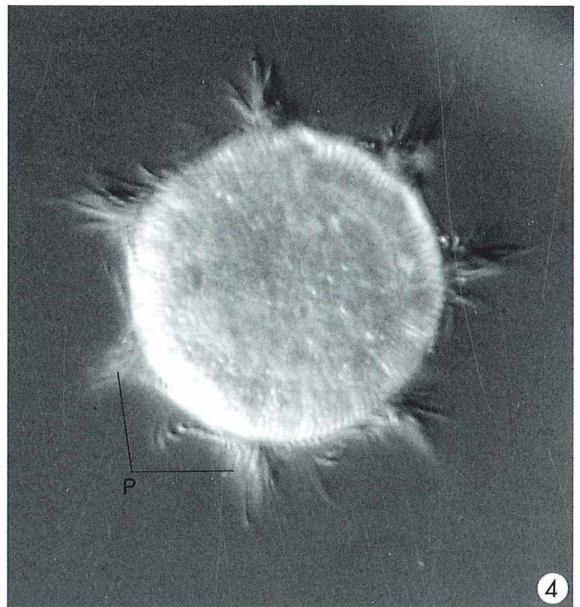
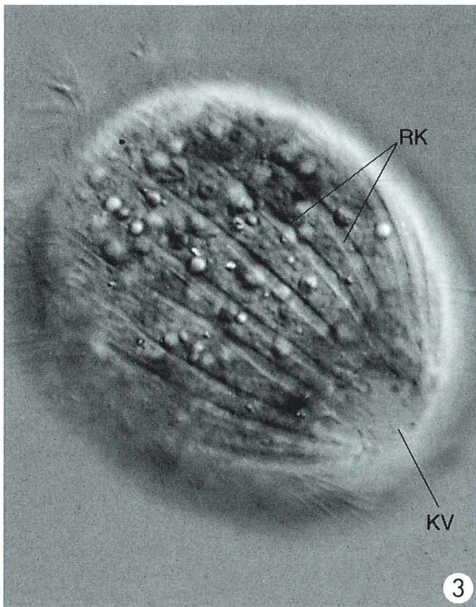
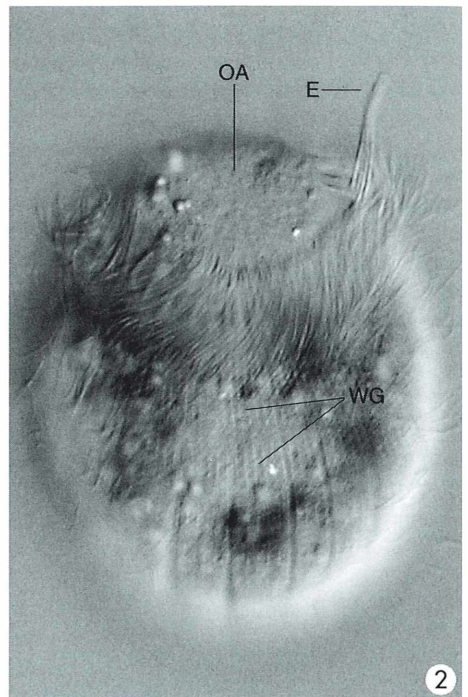
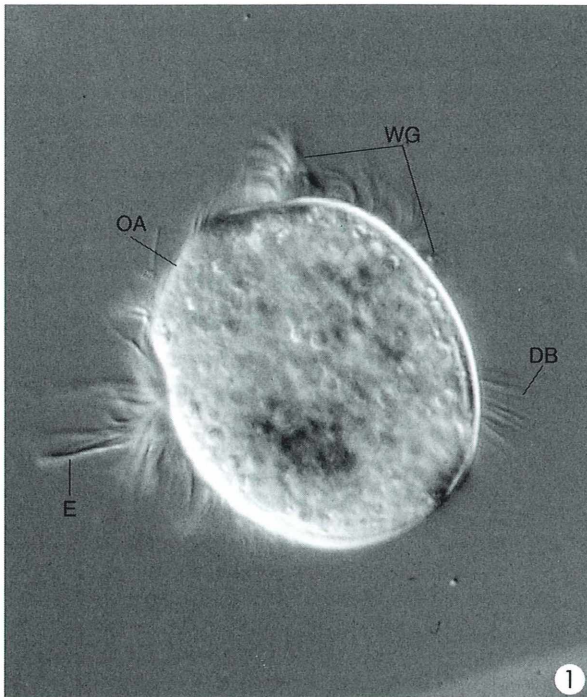


Abb. 1: *Pelagovasicola cinctum*, freischwimmendes Exemplar, $90 \times 70 \mu\text{m}$ groß, scheibenförmig vorgewölbter Oralapparat, Wimperngürtel (WG); DB Dorsalbürste, E Extrusomen, OA Oralapparat. Vergr.: $600\times$. – Abb. 2: Mehrere Wimperngürtel (WG), der große Oralapparat (OA) und ausgestoßene Extrusomen (E) sind gut zu erkennen. Vergr.: $625\times$. – Abb. 3: Kontraktile Vakuole (KV) mit zahlreichen Radiärkanälen (RK), die sich fast bis zum Vorderende hochziehen. Größe $80 \times 65 \mu\text{m}$. Vergr.: $700\times$. – Abb. 4: *P. cinctum* kreiselt am Deckglas, dabei konnte man die metachron schlagenden Pektinellen (P) sehr gut beobachten. Vergr.: $650\times$.

in dem als β -mesosaprob einzustufenden Gewässer betrug zu diesem Zeitpunkt etwa 9–10 °C. Die Population hielt sich auch hier nur zwei Wochen. Danach war kein einziges Exemplar mehr nachweisbar. Diese Eigenheit wurde auch schon von früheren Autoren beobachtet, wie beispielsweise von Gajewskaja im Jahre 1928 am Baikalsee, wo sich ein Massenaufkommen nur über drei Tage erstreckte. Die von uns beobachteten Populationen sind genutzt worden für eingehende Untersuchungen an diesem Ciliaten.

Anatomie eines schnellen Schwimmers

In einer frisch gezogenen Planktonprobe, mit einem Plantonnetz der Maschenweite 100 μm oder kleiner, fällt *P. cinctum* durch seine unglaublich schnelle Schwimmweise mit abrupten Richtungsänderungen auf. Dazwischen legt er sich für kurze Zeit fest um im Stand zu kreiseln, dabei kann man die metachron schlagenden Pektinellen sehr gut beobachten (Abb. 4). Die Körpergestalt ist becher- bis eiförmig oval (obovoidal). Das scheibenförmige Vorderende weist einen vorgewölbten Oralapparat auf. Das hintere Ende ist breit gerundet (Abb. 1). Die durchschnittliche Länge von *Pelagovasicola cinctum* beträgt in vivo 50–180 μm und die Breite 40–85 μm . Die Exemplare in der Population von St. Peter waren mit 70–95 \times 55–70 μm um etwa 20% kleiner als die der Konstanzer Population. Eventuell ist dies ein Effekt der Umweltbedingungen (Temperatur) und des Nahrungsangebotes.

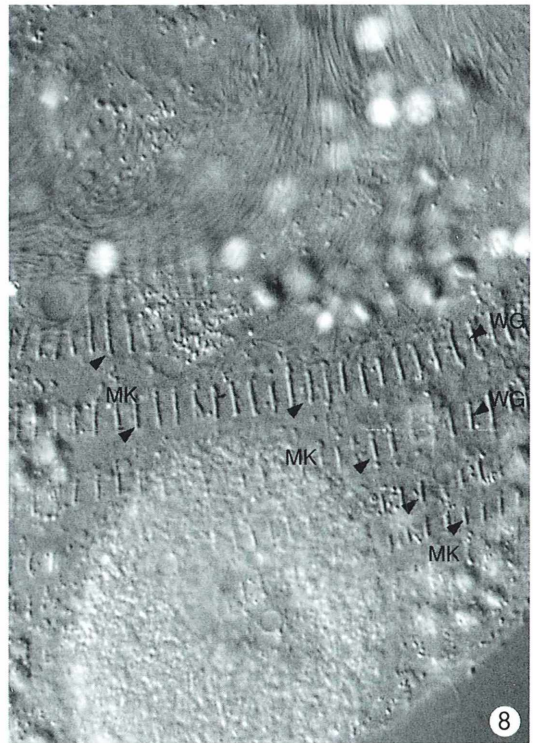
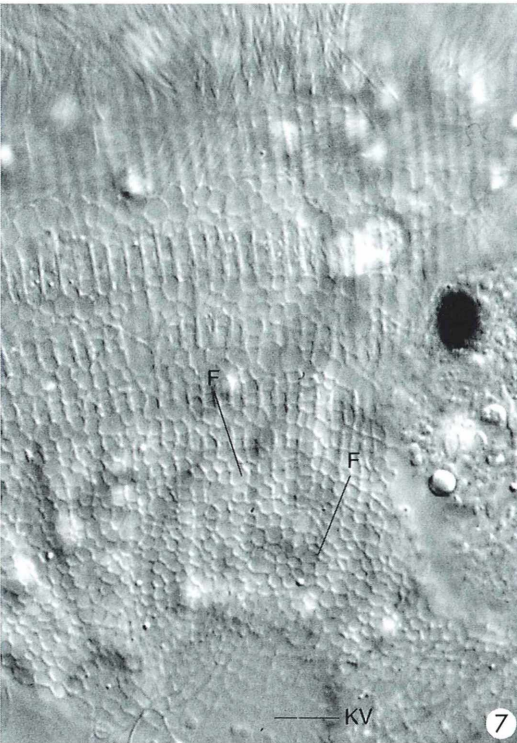
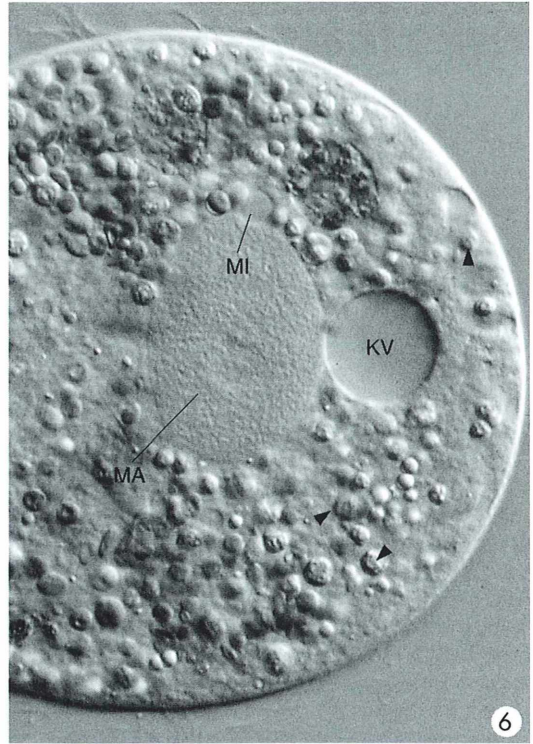
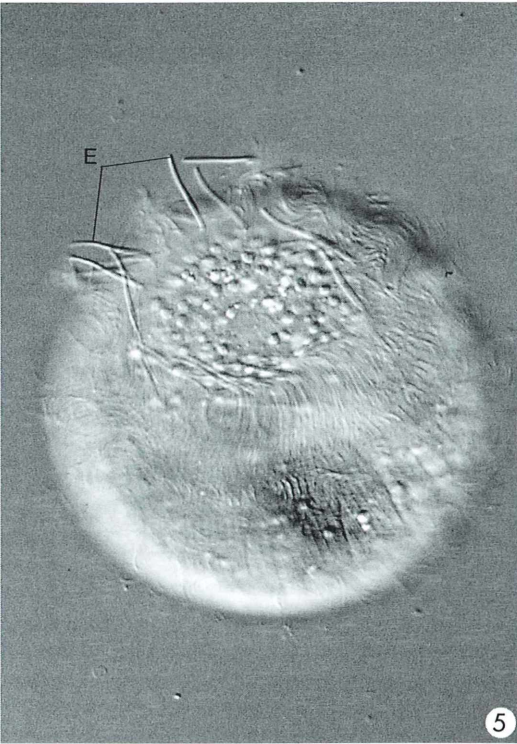
Im Oralbereich befinden sich die von Kahl (1935) beschriebenen Extrusomen, die unter chemischen oder mechanischen Reizen ausgestoßen werden und dann kranzförmig angeordneten Membranellen ähneln (Abb. 5). Die ruhenden Extrusomen sollen perlformig sein, aber wir konnten sie in dieser Form nicht beobachten.

Die kontraktile Vakuole von *P. cinctum* befindet sich am Hinterende und hat in der Diastole einen Durchmesser von etwa 25–30 μm (Abb. 6). Von ihr aus ziehen sich 20–24 radiär angeordnete Sammelkanäle bis etwa zum obersten Wimperngürtel hoch (Abb. 3). Sie sind ein wichtiges Bestimmungsmerkmal, denn die ganz ähnliche Art *Cyclotrichum viride* besitzt circa 100 dieser Sammelkanäle (Foissner, 1999). Ein weiterer Unterschied zu *C. viride* ist

der nierenförmige Zellkern von *P. cinctum* (Abb. 6), wogegen der von *C. viride* ellipsoid ist (Foissner, 1999). Nach unseren Messungen ist der Zellkern von *P. cinctum* etwa 35 μm lang und 25 μm breit. Wir konnten auch stets nur einen Mikronucleus beobachten (Abb. 6), obwohl Krainer (1995) von bis zu drei berichtet, in einer Population aus der Steiermark. Die Pellikula von *P. cinctum* zeigt bei hohen Vergrößerungen eine deutliche Felderung auf (Abb. 7). Die Felderung ist zwischen den Wimperngürteln 2,0–3,5 μm groß und verkleinert sich zum Hinterende auf circa 1 μm .

Die Ciliatur von *P. cinctum*

Die Ciliatur von *P. cinctum* ist deutlich aufgegliedert. Ein wichtiges Bestimmungsmerkmal sind die 5–7 Wimperngürtel (Abb. 2 und 10). Jeder Wimperngürtel besteht aus einem Reif von sogenannten Monokinetiden (Abb. 8). Diese sind in Längsrichtung des Ciliaten angeordnet und bestehen aus dicht stehenden Basalkörpern. Die Monokinetiden können bei Beobachtung mit Ölimmersion tatsächlich in einzelne Basalkörper aufgelöst werden (Abb. 8). Die Länge der Monokinetiden bestimmt die Breite des Wimperngürtels. Die Gesamtheit der in Längsrichtung des Ciliaten auf einer Linie angeordneten Monokinetiden bezeichnet man als die Somakineten. Bei *P. cinctum* sind diese eigentlich gedachten Linien durch leistenartige Vorsprünge der Pellikula direkt sichtbar (Abb. 9). Die Pellikula weist 100–120 dieser longitudinalen Leisten auf, was einer entsprechenden Zahl von Somakineten entspricht. Zum Hinterende verschmälern sich die Wimperngürtel. Dort gehen sie in unverdichtete, nur um die kontraktile Vakuole bewimperte Kinetenreihen über. Nach unseren Beobachtungen könnte *P. cinctum* eine Dorsalbürste besitzen, wie einige Aufnahmen belegen (Abb. 10). Es bleibt zumindest insoweit keine andere Erklärung übrig, wenn bei einem optischen Schnitt durch die Zellmitte das dorsale Wimpernband nur auf einer Seite sichtbar wird (Abb. 10). Bei einem kreisförmigen, dorsalen Wimpernband müsste diese bei einem optischen Schnitt in der Mitte zweimal geschnitten werden. Ob die Dorsalbürste real ist und ob es ein konstantes Artmerkmal ist, bleibt für uns unklar und auch Foissner (1999) gibt sie mit „wahrscheinlich fehlend“ an.



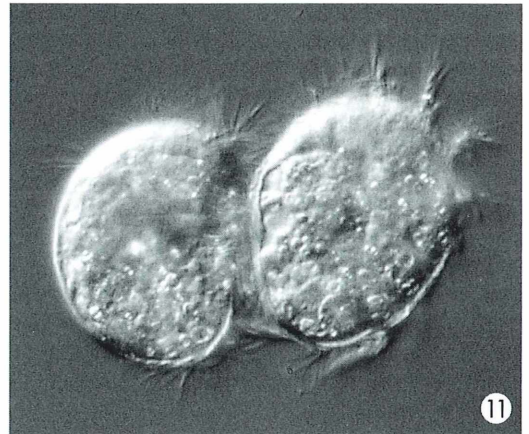
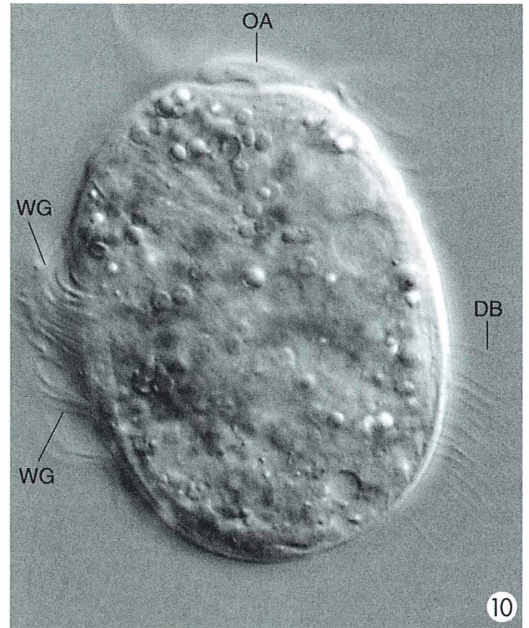
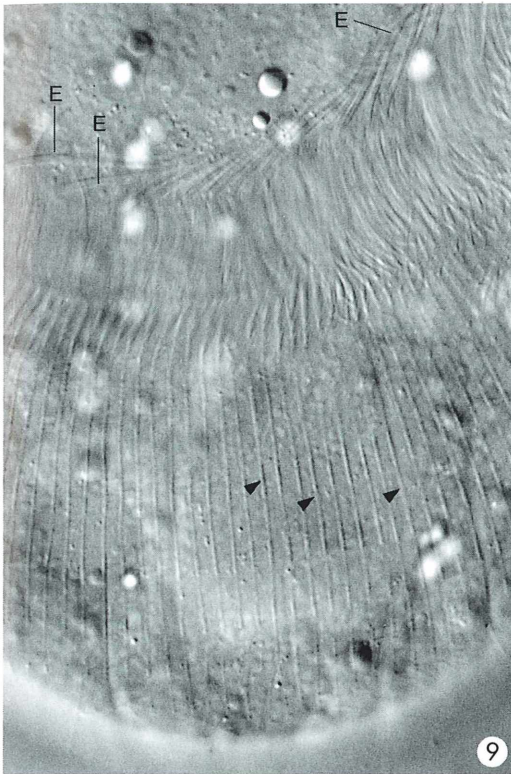


Abb. 9: Leistenartige Vorsprünge der Pellikula (Pfeilköpfe); ein Tier weist 100–120 solcher longitudinal verlaufenden Leisten auf; E Extrusomen. Objektiv 100 \times . Vergr.: 1000 \times . – Abb. 10: *P. cinctum*, frei schwimmend, 70 μ m groß, sehr gut zu erkennen sind die Wimperngürtel (WG), der Oralapparat (OA) und die Dorsalbürste (DB), die allerdings nicht eindeutig nachgewiesen werden konnte. Vergr.: 800 \times . – Abb. 11: Konjugation von *P. cinctum*. Vergr.: 450 \times .

◀
Abb. 5: Ausgestoßene Extrusomen (E) im Oralbereich, die bei flüchtigem Hinsehen kranzförmig angeordneten Membranellen ähnlich sind. Vergr.: 420 \times . – Abb. 6: Gut zu erkennen sind an einem etwas gequetschten Exemplar von *P. cinctum* die kontraktile Vakuole (KV), der Makronucleus (MA), der Mikronucleus (MI) und symbiontische Grünalgen, die Zoochlorellen gleichen (Pfeilköpfe). Vergr.: 700 \times . – Abb. 7: Die Pellikula von *P. cinctum* zeigt bei hoher Vergrößerung eine deutliche Felderung (F); KV kontraktile Vakuole. Objektiv 100 \times . Vergr.: 1000 \times . – Abb. 8: Jeder Wimperngürtel (WG) besteht aus einem Kranz von Monokinetiden (MK), die bei starker Vergrößerung (mit Ölimmersion) in einzelne Basalkörper aufgelöst werden können. Die Wimperngürtel verschmälern sich von oben nach unten, was bei diesem gequetschten Exemplar deutlich zu erkennen ist. Die Pfeilköpfe zeigen auf die Monokinetiden der Wimperngürtel. Vergr.: 1100 \times .

Das Problem der Zoochlorellen

Das Cytoplasma von *P. cinctum* ist auffällig braun- bis orangerot, manchmal auch grün gefärbt. Bei diesen Einschlüssen handelt es sich offensichtlich um aufgenommene Nahrung. *P. cinctum* soll ein Ciliatenräuber sein, der aber auch Kieselalgen, Blaualgen und selbst Crustaceen (Krainer, 1995) fressen soll. Wir selbst konnten leider keine Nahrungsaufnahme beobachten. Darüberhinaus sieht man im Cytoplasma oft coccale Algen, mit einem Durchmesser von ca. 5 µm, die Zoochlorellen sehr ähnlich sehen (Abb. 6). Ob es sich tatsächlich um solche handelt, oder ob es mit der Beute aufgenommene Zoochlorellen anderer Ciliaten sind, ließ sich nicht klären. Ein Einschluss in eine Nahrungsvakuole ließ sich – beispielsweise durch die Beobachtung eines Lumens zwischen Alge und der Vakuolenmembran – von uns jedenfalls nicht nachweisen. Auch Foissner (1999) schreibt dazu nur, „dass sie Zoochlorellen sehr ähnlich sehen“, während Krainer (1995) und Kahl (1935, unter *Cyclo-trichium limneticum*) sie nicht erwähnen. Über die Herkunft und Charakter dieser Algen besteht also weiterhin Unklarheit.

Die Konjugation

In der Population von St. Peter hatten wir das Glück, eine Konjugation beobachten zu können (Abb. 11), wogegen wir in der Konstanzer

Population, trotz der ungeheuren Massenentwicklung keine einzige zu Gesicht bekamen. Bei der planktischen Lebensweise von *P. cinctum* und der rasanten Geschwindigkeit mit der dieser Ciliat durch das Wasser zieht, wundert man sich beim Anblick einer Konjugation, wie es zu solch einer Annäherung kommen kann, in dem vergleichsweise riesigen Wasserkörper des Sees oder Weihers. Man kann kaum glauben, dass hier reine Statistik im Spiel ist. Andererseits ist es fraglich, ob chemische Botenstoffe in einem solchen Lebensraum überhaupt wirksam werden können.

Literaturhinweise

- Foissner, W., Berger, H., Schaumburg, J.: Identification and ecology of limnetic plankton ciliates. Informationsbericht des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, München 1999.
- Gajewskaja, N.: Zur Oekologie, Morphologie und Systematik der Infusorien des Baikalsees. *Zoologica* 32, 1–298 (1933).
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa (Infusoria). In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands, Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
- Krainer, K.-H.: Taxonomische Untersuchungen an neuen und wenig bekannten planktischen Ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus Baggerseen in Österreich. *Lauterbornia* 21, 39–68 (1995).

Verfasser: Philipp Mayer,
Heimeckerstr. 2a, D-79183 Waldkirch, und
Dr. Martin Kreutz,
Magdeburger Str. 2, D-78467 Konstanz

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken am 21.10.2000

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt ein zum Treffen im BIO-Zentrum der Universität Würzburg in Gerbrunn (Am Hubland). Es werden in gewohnter Gepflogenheit theoretische und praktische Beiträge aus verschiedensten Bereichen der Mikroskopie geboten. Meistens runden interessante Diavorträge das abwechslungsreiche Programm ab. 3-D-Aufnahmen von angeschliffenen Radiolarien (nach A. Stanjek) und die Beobachtung

der Anfertigung eines Hologramms sind weitere Höhepunkte.

Termin: Samstag, der 21. Oktober 2000

Beginn: Pünktlich um 10 Uhr

Treffpunkt: Am letzten Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes vom BIO-Zentrum

Anfragen bitte an: K. H. Orlishausen, Sonderschuldirektor a. D., Friedhofstr. 5, 96215 Lichtenfels, Tel.: 09571 / 3477

Das Protami von Hensoldt – Eine Nutzer-Evaluation

Klaus Henkel*

Hin und wieder findet man auf Flohmärkten oder Optikbörsen Exemplare der Kompaktmikroskope Tami, Metami oder Protami, welche von der Firma Hensoldt gefertigt wurden. Ist der Erhaltungszustand zufrieden stellend und der Preis angemessen, sollte man nicht lange zögern, ein solches Gerät zu erstehen, wenn man ein Mikroskop für den Außeneinsatz sucht. Denn das Instrument – gleichgültig, welcher Typ es ist – spielt seine Vorteile unterwegs aus, auf Reisen oder Exkursionen. Es ist wegen seiner Kleinheit und seines relativ geringen Gewichts sowie der optimalen Reiseverpackung in einer Metallhülle (Abb. 1) besonders dann zu empfehlen, wenn auf Raum- und Gewichtsoptimierung des Gepäcks geachtet werden muss, beispielsweise bei Flugreisen.

Im Folgenden wird über Erfahrungen mit einem Protami berichtet, das im Besitz der Mikrobiologischen Vereinigung München ist und von den Mitgliedern ausgeliehen werden kann. Darüber hinaus werden die wesentlichen Etappen der Firmengeschichte von Hensoldt & Söhne, Wetzlar, beleuchtet.

Der Bericht beginnt mit der etwas ernüchternden Feststellung: „Persönliche Erfahrungen mit dem Instrument sind zwiespältig.“ Wie die Beurteilung im Detail ausfällt, soll nun folgen.

Nur die Ruhe kann es bringen

Wie bei allen Kleinmikroskopen muss man auch mit dem Protami bedachtsam umgehen und arbeiten; größte Ruhe ist vonnöten. Sonst stößt man zu oft mit den Fingern an den Spiegel, und gleich ist es duster im Okular; oder man berührt etwas zu heftig den über die Objekttschikante ragenden Objektträger, und fort ist das Objekt. Bei höheren Vergrößerungen kann das nervenaufreibend werden. Leider ist bei den Münchnern der zu diesem Mikroskop gehörende ansetzbare Kreuztisch, der zumindest eine ruhige Objektführung erlauben würde, nicht vorhanden.

Umsicht und Sorgfalt sind auch geboten, wenn man das Mikroskop aus seiner Ruhestellung in

die Arbeitsstellung bringt oder vor dem Aufsetzen der Metallhaube wieder in die Ruhestellung. Man sollte sich das Gerät vor und nach Gebrauch zunächst sehr genau ansehen und sich auf jeden Fall die Verpackungsstellung genau merken. Sonst können Schäden eintreten.

Ein mechanisches und optisches Meisterwerk

Mechanik, Objektive und Okular sind von herausragender Qualität. Man wünschte sich, dass auch heutzutage hergestellte Kleinmikroskope mit solcher Optik ausgestattet wären. Die erzielbaren Vergrößerungen liegen stufenlos (!) zwischen dem 40- und dem 1.450-fachen.

Für den heutigen Mikroskop-Nutzer ist es etwas ungewohnt – und somit für die Optik gefährlich –, dass sowohl die hervorragende Ölimmersion 100:1, n. A. 1,30 als auch das 40:1 keine federnde Fassung haben. Die war seinerzeit noch nicht erfunden. Außer diesen beiden Objektiven ist noch ein drittes im Revolver: ein Satz-Objektiv, dessen Frontlinsenteil man einfach abziehen kann – so erhält man zwei verschiedene Vergrößerungen. Das Mikroskop kann auf eine elektrische Beleuchtung

Dieser Bericht ist die überarbeitete Version eines Artikels, der vorweg in Heft 18, März 2000, in „*μ*“-Mitteilungen der Mikrobiologischen Vereinigung München erschien.

aufgesetzt werden, wenn man Bodendeckel und Spiegel abnimmt.

Bei der Dokumentation seiner Objekte ist man auf das Zeichnen angewiesen; eine Kamera lässt sich nämlich nicht direkt auf das Instrument aufsetzen, weil die ausziehbaren Okulartuben nicht festgestellt werden können.

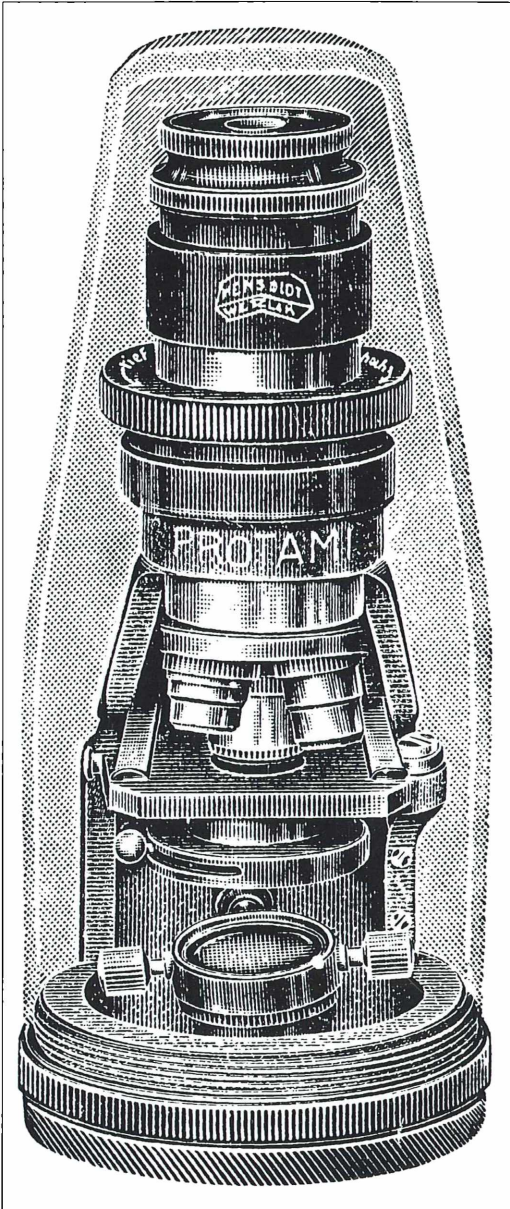


Abb. 1: Das Protami, wie es im Firmenprospekt von 1926 abgebildet ist.

Fazit

Auf normalen Reisen würde ich ein größeres Instrument vorziehen, weil das Arbeiten mit ihm nicht so diffizil ist. Doch auf Fußwanderrungen oder auf Reisen, bei denen Volumen und Gewicht eines größeren Instruments buchstäblich nicht tragbar sind, gibt es keine Alternative. Da ist ein Hensoldt'sches Protami nahezu unschlagbar in Kleinheit und Leistung. Wen wundert es, dass die erste Version, das Tami, bereits im Band 16 des MIKROKOSMOS auf Grund eines ausführlichen Tests sehr positiv beurteilt wurde (Wolff, 1922/23).

Etwas Mikroskop-Entwicklungsgeschichte

Nun noch einige Anmerkungen zum Hersteller. Moritz Carl Hensoldt war einige Jahre Mitarbeiter Carl Kellners in Wetzlar, des Gründers der späteren Optischen Werkstätte Ernst Leitz. Kellner hatte Moritz Hensoldt 1845 in der Firma Repsold & Söhne, weit bekannte Hersteller astronomischer Instrumente, in Hamburg kennen gelernt. Von Hensoldt stammt die Idee, Fernrohrobjektive aus zusammengeklebten Linsen herzustellen, was Kellner nach anfänglichen Zweifeln dann auch mit großem Erfolg tat. Außerdem lehrte Hensoldt Kellner, wie man Linsen schleift.

Obwohl es den beiden nicht gelang, ein gemeinsames Unternehmen dauerhaft zu begründen, blieben sie befreundet und halfen sich oft gegenseitig aus. Kellner drängte Hensoldt, der inzwischen nach Sonneberg in Thüringen gezogen war, wieder nach Wetzlar zu kommen, was dann im Jahr 1851 geschah. Dort heiratete Hensoldt Kellners Kusine Christine Ohlenburger.

Solche Heiraten unter den Wetzlarer Optikern hat es übrigens des Öfteren gegeben. Erinnert sei zum Beispiel daran, dass C. Reichert ein Schwager von Ernst Leitz in Wetzlar war, bei dem er gelernt hatte. Reichert begründete die gleichnamige Wiener Mikroskop-Firma, die ein Jahrhundert lang zu den bedeutendsten europäischen Mikroskopherstellern gehörte, bevor sie zusammen mit R. Jung, Heidelberg, in den Leica-Konzern eingegliedert wurde. Hensoldt übernahm dann den Betrieb von Kellners Vetter Engelbert, der Mikroskope und Nebenapparate lieferte. Hensoldt gründete sein Unternehmen 1852 als optische Werk-

stätte und baute zunächst terrestrische Fernrohre, astronomische Geräte und schließlich Mikroskope. Er starb 1903 in Wetzlar.

Im Handbuch der Allgemeinen Mikroskopie von L. Dippel, 2. Auflage, Vieweg, Braunschweig, 1882, kann man nachlesen: „Engelbert und Hensoldt in Wetzlar, soweit mir bekannt, in dem optischen Institute zu Wetzlar unter Kellner's Leitung ausgebildet, hatten sich früher die von diesem ausgehenden Mikroskope und Objectivsysteme zum Muster genommen und lieferten, soviel ich mich durch die Prüfung eines kleinen Mikroskops mit sämtlichen Objectivsystemen und Ocularen zu überzeugen Gelegenheit hatte, schon Anfang der 60er-Jahre recht gute Instrumente. Seit jener Zeit bestrebten sich dieselben stetig fortzuschreiten und es haben mir die aus ihrer Werkstätte vorliegenden Erzeugnisse aus neuester Zeit die Ueberzeugung gewährt, dass ihre Bemühungen von gutem Erfolge begleitet waren.“

1897 wurde von Hensoldt der erste Feldstecher mit Dachkanntprismen eingeführt und 1904 das erste Fernglas mit der Bezeichnung Dialyt (6×26), ein Feldstechertyp der in vielen Modellen mit großem Erfolg in alle Welt verkauft wurde und noch als Zeiss-Feldstecher bis heute gebaut wird. Als man nach dem ersten Weltkrieg 1920 die Mikroskopherstellung wieder aufnahm, beschritt man von Anfang an neue Wege, um die Fabrikation den Bedürfnissen der Nachkriegszeit anzupassen.

Tami und Metami: Vorläufer des Protami

Versuche mit einem pankratischen Mikroskop, einem Typ, der um die Mitte des vorigen Jahrhunderts für Präpariermikroskope angewandt worden war, führten zu einem optisch hochwertigen Mikroskop von besonders kleiner Form. Es wurde 1920 als Tami (Taschenmikroskop) (Abb. 2) herausgebracht und fand günstige Aufnahme. 1923 folgte das Metami (Mediziner-Tami) und 1925 die am weitesten entwickelte Ausführung Protami (Abb. 3).

Das Tami war zunächst für den Biologen und Mineralogen, grundsätzlich für den Naturfreund als Taschenmikroskop auf Wanderungen und Exkursionen konzipiert. Das Protami war als Universal-Mikroskop für den praktischen Arzt, insbesondere für den mobilen Landarzt gedacht, der beim Besuch seiner Pati-

enten gleich am Krankenbett Blut-, Urin-, Stuhl-, Auswurf- und Bakterienuntersuchungen oder eine Syphilisdiagnose mittels Dunkel-feldbeobachtung von Syphilis-Spirochaeten vornehmen konnte. Somit mussten diese Proben zur weiteren Untersuchung nicht in die Praxis mitgenommen werden, wo sie seinerzeit oft genug verdorben ankamen.

Das Instrument ist klein, leicht, gut transportabel und lässt sich abgesehen von den eingangs gemachten Einschränkungen relativ einfach handhaben. Ein kleiner Objektrevolver trägt, wie erwähnt, drei ausgezeichnete Qualitätsobjektive, die denen größerer Geräte nicht nachstehen. Alle Vergrößerungen werden mit nur einem einzigen Okular erzielt, und zwar durch den Tubusauszug. Von daher leitet sich die Bezeichnung pankratisch ab (von griech. pan = alles; kratos = Kraft). Es ist also ein alles vermögendes, das heißt alle Vergrößerungsstufen bewältigendes Mikroskop. Eine stabile Schraubhülse aus Metall schützt das kleine Mikroskop, das trotz der sehr geringen Abmessungen wegen der massiven Bauweise immerhin ein Kilogramm auf die Waage bringt.

Es wurde mehrere Jahrzehnte gebaut und fand trotz des beachtlichen Preises besonders unter Naturfreunden eine begeisterte Anhängerschaft. Das Präzisionsinstrument kostete 1933



Abb. 2: Die ursprünglichste Version des Taschenmikroskops der Firma Hensoldt & Söhne, das Tami (Foto: G. Teichert, Berlin).



Abb. 3: Die Taschenmikroskop-Produktpalette der Firma Hensoldt & Söhne (von rechts nach links): zwei Versionen des Tami, das Metami sowie das Protami mit dazugehörigen Metall-schutzhülsen. Zu den Geräten wurde eine reichhaltige Auswahl von Zubehör und Nebengeräten angeboten wie zum Beispiel elektrische Beleuchtung, Dunkelfeldkondensor, Polarisationsapparat, Kreuz- und Drehtische, Insektentisch, Zeichen- und Projektionsapparate sowie Binokulartubus (Foto: G. Teichert, Berlin).

in der Ausführung des Exemplars der Mikrobiologischen Vereinigung München mit Ölimersion stramme 230 Reichsmark; zum Vergleich: das Qualitätsmikroskop Kosmos Humboldt mit drei Objektiven und vier Okularen, im Erlenholzkasten kostete zur gleichen Zeit 152 Reichsmark. Eine Reklamedruckschrift belegt, dass mindestens bis zum Anfang der 50er-Jahre die Instrumente im Handel angeboten wurden. Heute sind sie nur noch, wie eingangs erwähnt – mit etwas Glück – in Optikbörsen oder auf Flohmärkten zu finden.

M. Hensoldt & Söhne, Optische Werke AG, Wetzlar, heute Hensoldt AG, ist seit 1928 ein Unternehmen der Carl-Zeiss-Stiftung. Noch immer ein führendes Unternehmen der feinmechanisch-optischen Industrie beschäftigt Hensoldt in Wetzlar derzeit rund 700 Mitarbeiter. Neben den Zeiss-Ferngläsern und Zielfernrohren umfasst die Produktpalette auch Optik für die Industrie und für Behörden, aber leider nicht mehr die Tami-Serie.

Dank

Die MIKROKOSMOS-Redaktion dankt Herrn Dr. G. Teichert, Berlin, für die Gewährung der Einsichtnahme historischer Prospekte der Firma Hensoldt & Söhne sowie für die Anfertigung der Abbildungen 2 und 3.

Literaturhinweise

Hensoldt & Söhne: Verschiedene Firmenprospekte (1926/27 und 1951).

Wolff, M.: Über ein neues pankratisches Taschenmikroskop. *Mikrokosmos* 16, 59–63 (1922/23).

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

Anzeige

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

Fossiler Holzfund auf der Kronalpe, Karnische Alpen / Kärnten

Peter Pavlicek (mit einem Beitrag von Otto Cichocki)

Als wir (H. Palme, M. Pavlicek und P. Pavlicek) am 31. Juli des Jahres 1995 im Zuge einer Foraminiferen-Sammeltour auch die Kronalpe (1832 m) besuchten, fand ich – neben anderen interessanten Dingen – zwei, in mehrere Stücke zerbrochene fossile Holzstücke. Dabei sollte es sich hier um das bisher älteste in Österreich gefundene fossile Holz handeln, bei dem die Holzstruktur erhalten geblieben ist und welches genau datiert werden konnte.

Im Folgenden versuche ich eine möglichst präzise Beschreibung des Fundes zu geben.

Das Funddatum und Charakterisierung des Fundorts

Gefunden wurde das fossile Holz am 31. Juli 1995.

Der Fundort befindet sich in Kärnten, in den Karnischen Alpen, auf der 1832 Meter hohen Kronalpe in circa 1800 Meter Höhe südwestlich des Gipfels am Beginn des Westabhanges in etwa 550 mm Tiefe (Abb. 1), unweit vom Fundort des Steinkernes eines Siegelbaumes, welcher 1983 gefunden wurde und derzeit im Heimatmuseum Möderndorf ausgestellt ist.

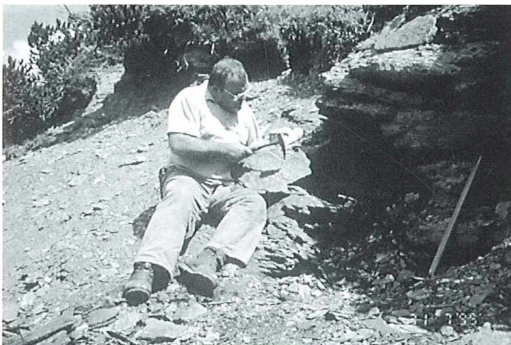


Abb. 1: Der Autor am Fundort. Die Fundschicht befindet sich in Augenhöhe des Autors. Zum Aufnahmezeitpunkt war das fossile Holz noch nicht gefunden.

Als Kartenunterlagen dienten die topographische Karte der Republik Österreich, Nummer 198/Weissbriach 1:50.000, herausgegeben vom Bundesamt für Eich- und Vermessungswesen, Stand 1965 und die geologische Karte der Republik Österreich, Nummer 198/Weissbriach 1:50.000, herausgegeben von der Geologischen Bundesanstalt Wien 1987.

Das Gestein des Fundortes ist durch abwechselnd horizontale Schichten von graubraunen Schiefern, Konglomeraten und Kalkbänken mit Feinsanden und Schluffen charakterisiert (Schönlaub, 1991). Als Alter der Fundschicht wird von Schönlaub (1991) Ober-Karbon, Stephanium (ca. 295 Millionen Jahre) angegeben.

Die Anordnung der Fundstücke im Gelände

Das etwa 544 mm lange, 55–78 mm breite und 23–32 mm dicke, flache bis flachovale fossile Holz lag in sechs Stücke zerbrochen zwischen zwei Kalkbänken in einer Feinsandschicht. Es war in einer ordentlichen Längsreihe in einer Tiefe von etwa 550 mm ziemlich genau in Nord-Südrichtung ausgerichtet. Bemerkenswert ist, dass die Brüche immer fast genau senkrecht zur Holzfaser-Längsrichtung erfolgten. Diese Teile sind im Fundfoto mit den Nummern 1 bis 6 bezeichnet (Abb. 2).

Des Weiteren wurden in der gleichen Tiefe, jedoch etwa 250 mm mehr im Osten, drei, ebenfalls in einer Reihe mit Nord-Süd Ausrichtung liegende Stücke fossilen Holzes gefunden. Diese sind im Fundfoto mit den Nummern 7 bis 9 bezeichnet (Abb. 2).

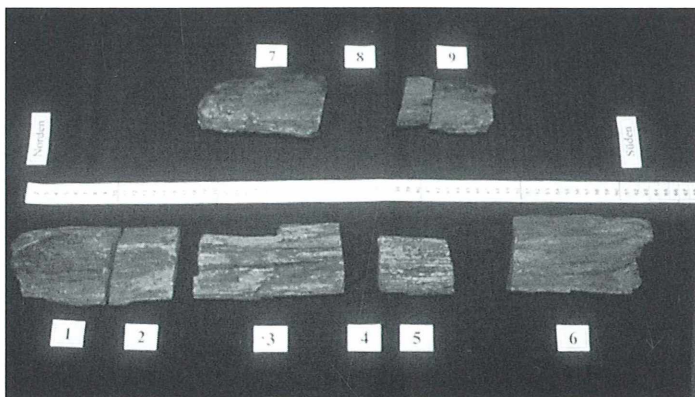


Abb. 2: Der fossile Holzfund in seiner Fundlage. Die fehlenden Stücke Nr. 4 und 8 wurden zu Dünnschliffen verarbeitet.

Detaillierte Besprechung der Teilstücke 1 bis 6

Die graubraune, stellenweise schwarz kohlige und auch braungelb limonitische Oberfläche lässt klar die Holzstruktur erkennen. Die Gesamtform macht den Eindruck eines Stück Treibholzes. Die Brüche sind – dies ist aus den glatten, fast senkrecht zur Holzfaserrichtung verlaufenden Bruchflächen erkennbar – erst im fossilen Zustand erfolgt. Allerdings scheinen sie entlang vorhandener Holzstrukturen zu

verlaufen. Solche sind in der Trennwand zwischen den zwei Hohlräumen im Teilstück Nr. 5 zu sehen.

Das am nördlichsten liegende Teilstück Nr. 1 (Abb. 3) ist etwa 105 mm lang, 74 mm breit und an der dicksten Stelle 25 mm stark. Das Nordende ist der Breite nach abgerundet und verjüngt sich in der Dicke. Das Südende ist glatt, fast senkrecht, zur Faserung abgebrochen. Das Teilstück Nr. 2 (Abb. 4) ist 60 mm lang, 74 mm bzw. 69 mm breit und 23 mm dick. Es

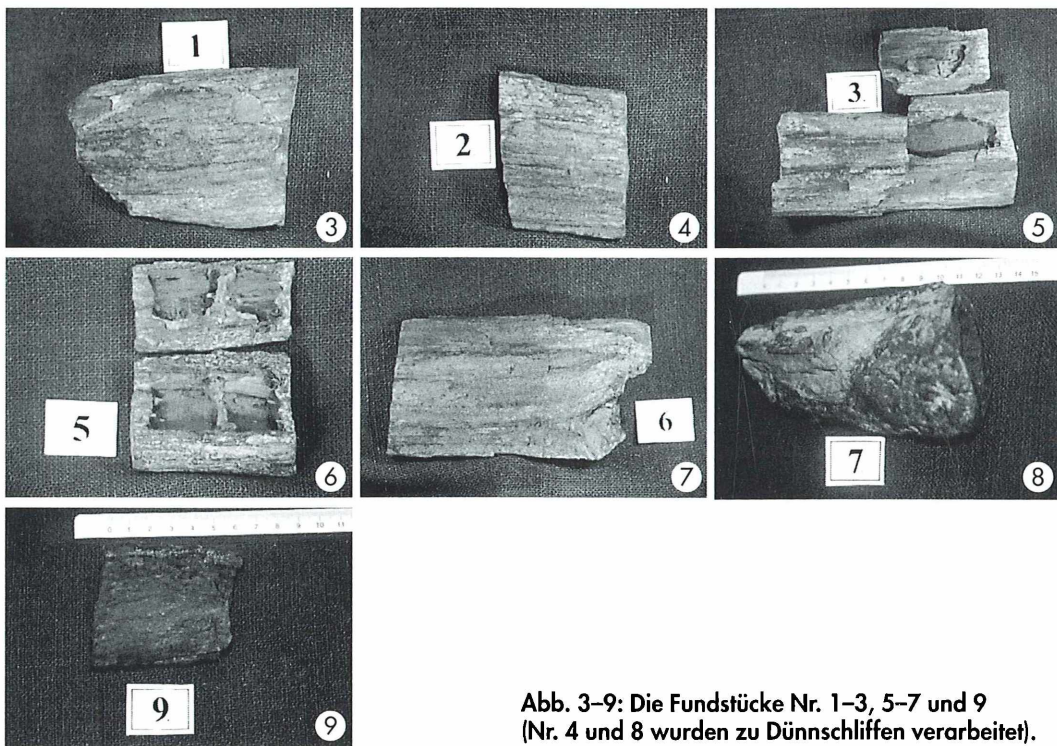


Abb. 3-9: Die Fundstücke Nr. 1-3, 5-7 und 9 (Nr. 4 und 8 wurden zu Dünnschliffen verarbeitet).

lag vom Teilstück Nr. 1 nur 2 bis 3 Millimeter entfernt und passt an der Bruchfläche genau zum Teilstück Nr. 1.

Das Teilstück Nr. 3 (Abb. 5) ist 141 mm lang, 55–68 mm breit und an der dicksten Stelle 32 mm dick. Es lag mit einem Abstand von etwa 15 Millimetern zum Teilstück Nr. 2 und passt an der Bruchfläche nicht genau. Es besitzt einen 114 mm langen und 45 mm breiten Hohlraum mit maximal 13 mm Höhe. Der Hohlrauminhalt bestand aus kohligem, bröseligen Material und in den Randpartien aus grobporigen, feinwandigen und sehr brüchigen Holzzellen.

Teilstück Nr. 4 war 32 mm lang und hatte zu Nr. 3 einen Abstand von 3 Millimetern. Es war in mehrere Teile zerbrochen. Die geeigneten davon wurden zu Dünnschliffen verarbeitet.

Das Teilstück Nr. 5 (Abb. 6) ist 70 mm lang, 54 mm breit und 23 mm dick. Der Abstand zu Teilstück Nr. 4 betrug 4 bis 6 Millimeter. Bei der Reinigung ist es aufgebrochen und zeigt zwei Hohlräume von 29 mm × 29 mm und 33 mm × 21 mm. Diese waren mit kohligter Substanz gefüllt, welche bei der Untersuchung mit dem Binokular und dem Mikroskop sehr wenig Strukturen zeigte. Die beiden Hohlräume sind durch eine Zwischenwand von 4–7 mm getrennt. Innerhalb der Trennwand ist eine feine, quer zur Faserrichtung verlaufende Linie erkennbar. Bei den Bruchflächen sind die Trennwände 5 mm beziehungsweise 8 mm stark und stehen fast genau senkrecht zur Holzfaserrichtung. Die Zwischenwände haben zwei etwa 4 mm lange, spitze Zacken welche parallel zur Faserrichtung in den Hohlraum zeigen und Holzstruktur haben.

Das am südlichsten gelegene Teilstück Nr. 6 (Abb. 7) hat eine Länge von 136 mm, eine Breite von 74–78 mm und eine Dicke von durchschnittlich 28 mm und lag etwa 74 Millimeter von Nr. 5 entfernt. Als einziges Stück zeigt es am Südende einen Teil von einem Ast.

Detaillierte Besprechung der Teilstücke 7 bis 9

Diese Holzstücke sind wesentlich dunkler – dunkelbraun bis schwarz – gefärbt und die Holzstruktur ist hier nicht so klar ausgeprägt wie bei den anderen Stücken. Die Brüche sind auch bei diesen Stücken erst nach der Fossilierung erfolgt, aber die Hohlräume sind nicht

wie bei den Stücken 1–6 mit einer Wand abgeschlossen, sondern offen.

Das Teilstück Nr. 7 (Abb. 8) ist 65 mm lang und 55 mm breit bei einer Dicke von 24 mm. Das Teilstück hat die Form eines flachen Zuckerhutes und ist am südlichen Ende, welches an Nr. 8 angrenzt, offen. Der inkohlte Inhalt war nur noch zum Teil vorhanden. Sonst befand sich im Inneren nur limonitiges Bodenmaterial der Umgebung.

Teilstück Nr. 8 lag 5 Millimeter von Nr. 7 entfernt und war 28 mm lang und 48 mm breit bei einer Dicke von 23 mm. Da dieser Teil schon bei der Bergung in mehrere Teile zerbrochen war, wurden die noch geeigneten Stücke zu Dünnschliffen verarbeitet. Die Bruchfläche passte aber sehr gut zu Nr. 7.

Teilstück Nr. 9 (Abb. 9) ist 130 mm lang und hat an der breitesten Stelle eine Ausdehnung von 72 mm. Die Dicke beträgt 28 mm. Die Bruchfläche passte nicht genau zu Nr. 8. Schon bei der Bergung brach es auf und zeigte einen Hohlraum welcher durch das ganze Stück durchging und an beiden Seiten offen und mit kohligter Substanz gefüllt war. Einige holzige Teile der Hohlraumfüllung sind erhalten.

Dünnschliffe

Ein Teil des Materials wurde, wie bereits erwähnt, für die Anfertigung von Dünnschliffen verwandt. Insgesamt wurden 26 Präparate ausgewertet.

Bei fester Struktur des fossilen Holzes wurden die Stücke mit einer Diamantsäge angeschnitten, anschließend bis zur Schleifkornnummer 1200 angeschliffen und mittels Laksides auf die mit Körnung 1200 angeschliffenen Objektträger aufgeklebt. Sodann wurden sie mit der Diamantscheibe auf circa 0,4 mm Dicke geschnitten. Mit Schleifpulver der Körnung 800 und 1200 wurde unter oftmaliger Kontrolle auf jene Dicke heruntergeschliffen, bei der die meisten Details zu sehen sind. Die Stärken der Dünnschliffe liegen zwischen 100 und 250 µm. Jene Teile, welche sehr porös waren und zum Zerfallen neigten, wurden vor dem Ansägen mit verdünntem Epoxidharz im Vakuum getränkt. Anschließend wurden die Schliffe mit Euparal und einem Deckglas eingedeckt.

Die Fotos wurden an einem Reichert Zeteopan Forschungsmikroskop mit einem Leica Foto-

automaten MPS 60 mit Databack angefertigt. Als Binokular fand das Leica MZ APO mit gleichem Fotoautomaten Verwendung.

Holzantomische Beschreibung

Der Verfasser dieses Teils des Artikels ist Otto Cichocki.

Querschnitt

Die Querschliffe lassen am Winkel zwischen den Holzstrahlen einen markfernen Ausschnitt aus einem Stamm oder größeren Ast mit Gymnospermenholzstruktur erkennen. Mark,

Zuwachszonen (Dichteschwankungen) oder axiale Harzkanäle fehlen. Rechteckige bis quadratische Tracheiden sind in radialen Reihen angeordnet (Abb. 10).

Die Holzreste sind durch eine nicht vollständige Mineralisierung und die Einlagerung von optisch sehr dichten Substanzen stellenweise nicht im Zellaufbau erhalten bzw. nur schwer beobachtbar. Im Querschnitt zeigen sich inselartige in die Holzstruktur eingeschaltete Störungen des Zellgefüges (starke Verdickung oder flockige Auflockerungen der Zellwände, kompakte optisch dichte Ausfüllungen der Lumina) oder auch meist tangential verlaufende Zonen mit schiefer Verpressung der radialen Zellwände. Daher ist die Herstellung optimal gerichteter Längsschliffe erschwert.

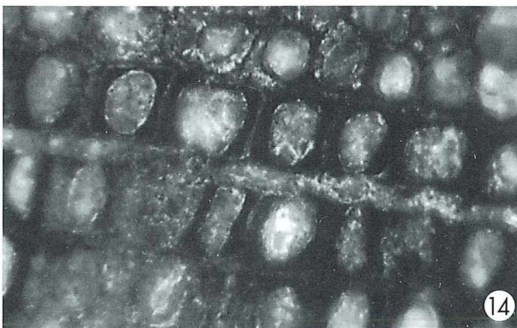
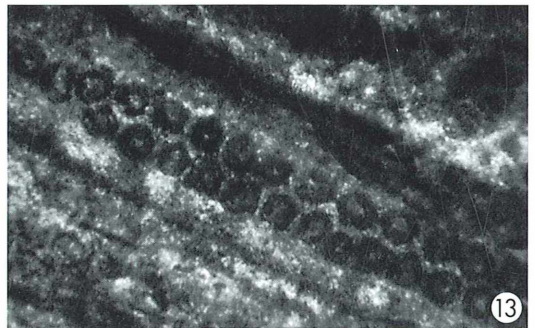
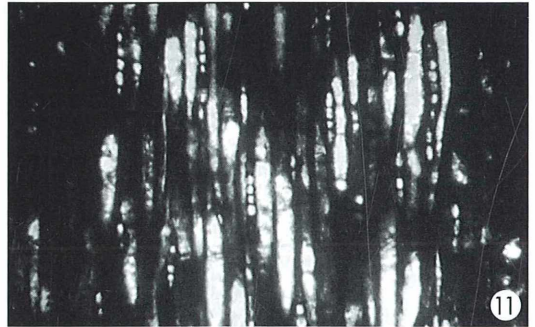
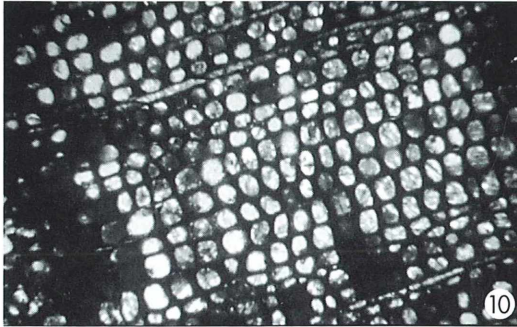


Abb. 10: Der Querschliff zeigt rechteckige bis quadratische, in radialen Reihen angeordnete Tracheiden. Mikr. Vergr. 96 \times .

Abb. 11: Der Tangentialschliff zeigt quergeschnittene Holzstrahlen ohne Harzkanäle. Mikr. Vergr. 96 \times .

Abb. 12: Einige Tracheiden zeigen spiralige Verdickungsleisten. Mikr. Vergr. 160 \times .

Abb. 13: Araucarioide Hoftüpfel. Mikr. Vergr. 640 \times .

Abb. 14: Die Tracheiden zeigen radiale Zellwandverdickungen. Vergr. 320 \times .

Tangentialschnitte

Die tangentialen Tracheidenwände sind ungetüpfelt; in den Überschneidungszonen von einer Zelle zur anderen können Hoftüpfel im Querschnitt beobachtet werden. Die Holzstrahlen, die unregelmäßig in das tracheidale Grundgewebe eingeschaltet sind, weisen eine Höhe von meist 2 bis 7 Zellen (maximal bis 18 Zellen) auf und sind überwiegend einreihig angeordnet (Abb. 11). Nur ganz wenige niedrigere Zellen sind teilweise zweireihig angeordnet. Manche Holzstrahlen sind durch etwas höhere Kantenzellen leicht heterogen. Radiale Harzkanäle fehlen. Manche Tracheiden zeigen stellenweise Strukturen, die als spiralförmige Verdickungsleisten interpretiert werden könnten (Abb. 12).

Radialschnitte

Diese Schliffebene zeigt bedingt durch den Erhaltungszustand die wenigsten Details. Stellenweise ist die araucaroidale Betüpfelung der radialen Tracheidenwände erhalten (Abb. 13). Die Hoftüpfel mit einem Hofdurchmesser von 12 bis 16 µm und kreisförmigem bis ellipsoidem Porus stehen drei- bis vierreihig, bedecken dann die gesamte Tracheidenwand und platten sich durch die enge Stellung sechseckig ab. Die parenchymatischen Holzstrahlzellen haben glatte Wände. Die Tüpfelung der Kreuzungsfelder zwischen den Tracheiden und den Holzzellen ist nicht erhalten.

Bestimmung des Holzes

Bei dem hier vorliegenden fossilen Holz handelt es sich um Sekundärholz mit Gymnospermenholzaufbau aus einem Stamm oder größeren Ast. Da zwei der Bruchstücke in ihrem Inneren mit bröseligem, kohligem Material erfüllte Hohlräume aufweisen, die an mehreren Stellen von schmalen, mineralisierten Querwänden unterteilt sind, drängte sich ein Vergleich mit dem Aufbau eines Cordaitenstammes auf. Doch da weder in den mineralisierten Querwänden Markgewebe noch eindeutig als Primärxylem erkennbare Gewebeanteile vorliegen (die erwähnten Spiralverdickungen sind nur bei einigen isolierten Tracheiden beobachtbar), gehört das Fossil der künstlichen Sam-

melgattung *Dadoxylon* Endlicher an. Diese paläozoischen Sekundärholzreste stammen von verschiedenen Pflanzengruppen ab und besitzen als gemeinsames Merkmal eine araucaroidale Tüpfelung der radialen Tracheidenwände.

Frentzen (1931 a, b) nimmt in seiner Revision der Gattung *Dadoxylon* die Artdiagnosen anhand der Höhe, Anordnung, Reihenzahl, Form und Porus der Tracheidenhftüpfel, vorhandener Wandverdickungen (Abb. 14) des Primärholzes, Frequenz, Höhe und Breite der Holzstrahlen, Größe und Form der Holzstrahlzellen, der Tüpfelung im Kreuzungsfeld zwischen Holzstrahlen und Tracheiden und dem allfälligen Vorkommen von Holzparenchym und Zuwachszonen vor. Im vorliegenden Holzrest sind wichtige anatomische Merkmale durch den ungünstigen Erhaltungszustand nicht zu beobachten, sodass nur eine Bestimmung als *Dadoxylon* sp. möglich ist.

Beschreibung der Mineralien

In den Stellen, in denen die Mineralisation schon Raum gegriffen hat, ist von der Holzstruktur nichts mehr zu erkennen. Man kann feststellen, dass die Kristallbildung immer wieder an einem Kristallisationskern oder an den Holzzellen-Innenwänden beginnt. Die mattschwarzen Partien sind inkohlte Stellen.

Da nicht alle Minerale rein optisch bestimmt werden konnten, wurden von Dr. Gerhard Niedermeyer im Naturhistorischen Museum in Wien vier röntgendiagnostische Pulveraufnahmen gemacht. Es konnten folgende Minerale festgestellt werden:

1. Goethit ($\alpha\text{-FeOOH}$) in verschiedenen Erscheinungsvarianten als brauner Glaskopfnierig traubig, als Samtblende in faserigkrustiger und strahliger Form, als Nadeleisen in kleinsten, radialnadeligen Aggregaten (Abb. 15) und ebenso als gelbe, radialstrahlige, durchscheinende Aggregate (Abb. 16). RDA-Nummer 2851, 2852, 2853.
2. Lepidokrokit ($\gamma\text{-FeOOH}$) als Gemengeanteil. RDA-Nummer 2852, 2853.
3. Kaolinit ($\text{Al}_4(\text{OH})_8[\text{Si}_4\text{O}_{10}]$) in weißen, feinschuppigen Belägen. RDA-Nummer 2854.
4. Limonit als Mineralgemenge (nach Philippsborn, 1967) ist in verschiedenen Erscheinungsformen fast allgegenwärtig.

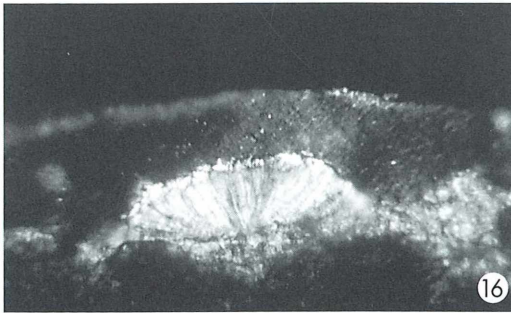


Abb. 15: Goethit in seiner Erscheinungsform als Nadeleisen. Mikr. Vergr. 640 \times .

Abb. 16: Goethit mit radialstrahligem Habitus. Mikr. Vergr. 320 \times .

5. Pyrit (FeS_2) in kubischer Form, als kleine Würfel an Hohlraumwänden aufgewachsen.

6. Quarz (SiO_2) ist stellenweise als Hohlraumfüllung anzutreffen.

Die mattschwarzen Stellen sind inkohltes Holzgewebe.

Zusammenfassung

Allgemein kann man zum Zustand des gefundenen fossilen Holzes feststellen, dass der Erhaltungszustand für das Alter – circa 295 Millionen Jahre – recht gut ist. Die stratigraphische Zuordnung der Fundstellenschichten ist auf Grund von vielen Funden von Pflanzenfossilien erfolgt. So wird die Fundstelle in das Obere Karbon (Stephanium) eingeordnet (Schönlaub, 1991). An vielen Stellen sind in den Quer- und Tangentialschnitten Tüpfel zu erkennen. Auch der mehrschichtige Aufbau der Zellwände ist gut erkennbar. Es wurden keine Jahresringe, Poren oder Harzkanäle ge-

funden. In einigen Tracheiden fanden sich Spiralverdickungen. Die Zellwände sind in radialer Richtung verdickt und mit Inhaltsstoffen uneben bedeckt. Zum Zellinhalt ist zu sagen, dass nicht immer entschieden werden kann, ob die Inhaltsstoffe vom Holz selbst oder von der Fossilisation stammen. Bei einigen Querschnittsaufnahmen zeigt sich an den Zellwänden eine schwarze Ablagerung. Es ist möglich, dass es sich dabei um inkohltes Harz handelt. Mattschwarzes Inkohlungsmaterial ist an vielen Stellen zu erkennen. Die Hoftüpfel sind araucaroid angeordnet und in verschiedenen Schnittlagen zu sehen. Die homogenen Holzstrahlen haben glatte Parenchymzellen deren Kreuzungsfeldtüpfelung nicht erhalten geblieben ist.

Die Mineralanteile sind Goethit in verschiedenen Erscheinungsformen wie Nadeleisen, brauner Glaskopf und Samtblende gefunden worden. Weiter sind Lepidokrokit, Kaolinit, Pyrit und Quarz zu nennen. Allgegenwärtig ist Limonit. Auch sind viele Stellen – besonders bei den dunkelbraunen Stücken – von Mineralen so verändert, dass man die Holzstrukturen im Dünnschliff oft nur noch erraten kann. Mikroskopisch kann man in den Stellen, wo die Holzstruktur noch gut erhalten ist, feststellen, dass zwischen den aus kleinen Zellen bestehenden Teilen immer wieder Partien mit größeren Zellen vorhanden sind. Ob diese Zellen durch Einflüsse während der Fossilisation oder während des Wachses so gestaltet wurden, kann nicht gesagt werden. Auch kann man feststellen, dass diese grobporigen Teile dem Zerfall und der Inkohlung viel stärker unterlegen sind.

Die mit kohliger Substanz gefüllten Hohlräume sind ein Produkt der wechselseitigen Einwirkung des beginnenden Inkohlungsprozesses von innen her und der durch Einwirken der Minerale fortschreitenden Fossilisation von außen her. Jene Stellen, an denen die Fossilisation das pflanzliche Material konserviert hatte, war eine Inkohlung nicht mehr möglich. An verschiedenen Stellen kann eine teilweise Zerstörung der Holzzellen (Holzpilz?) festgestellt werden.

Die erhaltenen holzanatomischen Bestimmungsmerkmale wie radial angeordnete Tracheiden mit araucaroid angeordneten Hoftüpfeln, einreihige Holzstrahlen ohne Harzkanäle sowie Sekundärholzstruktur führen zur Bestimmung *Dadoxylon* sp.

Dank

An dieser Stelle möchte ich es nicht versäumen, Herrn Univ.-Prof. Dr. Adolf Fritz (Universität Klagenfurt) für seine Unterstützung, Herrn Dr. Otto Cichocki (Universität Wien) für die zeitaufwendige Bestimmung des von mir getätigten Fundes sowie Herrn Dr. Gerhard Niedermeyer (Naturhistorisches Museum in Wien) für die mineralogischen RD-Aufnahmen zu danken. Auch Frau Univ.-Doz. Dr. Johanna Kovar / Eder (Naturhistorisches Museum in Wien) möchte ich für ihre Hilfe danken. Herrn Georg Sverak (Naturhistorischen Museum Wien, Mineralogische Abteilung) sei für seine tatkräftige Unterstützung gedankt.

Nicht zuletzt sei auch dem Grundbesitzer Herrn Herzog gedankt.

Literaturhinweise

- Frentzen, K.: Studien über die fossilen Hölzer der Sammelgattung *Dadoxylon* Endl. 1. Teil. Abhandl. Heidelberger Akad. Wissensch., math. nat. Kl., 16, 5–93 (1931a).
- Frentzen, K.: Studien über die fossilen Hölzer der Sammelgattung *Dadoxylon* Endl. 2. Teil. Abhandl. Heidelberger Akad. Wissensch., math. nat. Kl. 19, 5–51 (1931b).
- Philipsborn, H.: Tafeln zum Bestimmen der Minerale nach äußeren Kennzeichen. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1967.
- Schönlaub, H. P.: Vom Urknall zum Gailtal. Geologische Bundesanstalt Wien, Verwaltungsgemeinschaft der Gemeinden des Bezirks Hermagor 1991.

Verfasser: Peter Pavlicek,
Zollernspargasse 8/2/3/11, A-1150 Wien, und
Dr. Otto Cichocki,
I. Paläontologisches Institut der Universität Wien,
Geozentrum, Althanstrasse 14, A-1090 Wien

Kurze Mitteilung

Bestäubung beschleunigt Eizell-Entwicklung

Die Embryosäcke in den Blüten der Maispflanze befinden sich in der empfängnisbereiten Periode nicht alle im gleichen Entwicklungszustand. Es konnten daher drei verschiedene zytologische Klassen von Eizellen unterschieden werden. Die A-Klasse umfasst kleine, nicht vakuolierte Zellen mit einem zentral liegenden Zellkern; die B-Klasse umfasst größere Zellen mit kleinen Vakuolen, welche im Zytoplasma um den Zellkern herum in der Mitte der Zelle angehäuft sind; die C-Klasse zeigt große Zellen mit einer großen apikalen Vakuole und einer Anhäufung von den Kern umgebenden Zytoplasmas in der Mitte der Eizelle. Das weniger dichte Zytoplasma der vakuolierten Eizelle enthält zahlreiche schüssel- oder glockenförmige Mitochondrien. Diese drei Zelltypen korrespondieren mit drei Stadien der Eizell-Entwicklung und können lichtmikroskopisch beobachtet werden: Fixierung in Formalin-Propionsäure-50% Äthanol im Verhältnis 5:5:90 für etwa 30 Minuten; das Material kann in 70%igen Alkohol bewahrt und anschließend in Methylsalizylat aufgehellt werden. Für Semi-Dünnschnitte wird das Material 3 Stunden lang in Glutaraldehyd in 0,1% Ca-codylat-Puffer fixiert und 1 Stunde lang in Osmiumtetroxyd nachfixiert.

In jungen Blüten gehören 86% der Samenanlagen zur A-Klasse; während der optimalen Empfängnisperiode bleibt der Anteil bei etwa 58% der unbestäubten Blüten. Nach der Bestäubung und vor der Befruchtung nimmt die Häufigkeit der kleinen Zellen rasch ab und die stärker vakuolierten Eizellen der B- und C-Klasse überwiegen. Durch die Bestäubung wird die Veränderung in den Eizellen beschleunigt. Das Bestäubungssignal ist aber nicht spezifisch, da auch toter Pollen, Pollen von *Brassica*, Quarz-Sand oder auch schon bloße Verwundung zu einer Eizellen-Aktivierung führen. Die zytologischen Ereignisse in der Eizelle werden sofort nach der Pollendeposition auf den langen Griffeln eingeleitet, bevor die Pollenkeimung eingesetzt hat. Mechanische oder elektrische Aktivierungswirkungen können daher nicht ausgeschlossen werden. Jedenfalls zeigen diese Experimente, wie mit Hilfe der Lichtmikroskopie wertvolle Beobachtungen gemacht werden können.

Mól, R., Idzikowska, K., Dumas, C., Matthys-Rochon, E.: Late steps of egg cell differentiation are accelerated by pollination in *Zea mays* L. *Planta* 210, 749–757 (2000).

H. F. Linskens, Nijmegen

Der kohlige Kugelpilz *Daldinia concentrica* – ein Pilz mit Vegetationsringen

Ignaz Kälin

Einleitend zu diesem Bericht schreibt unser schweizer Autor Ignaz Kälin aus Einsiedeln: „Bislang konnte ich in meinem Leben dreimal an entsprechenden Standorten mit diesem Pilz Bekanntschaft machen. Das erste Mal war es in der Mitte der 50er Jahre in der Umgebung von Rüschlikon/Horgen (Zürich); das zweite Mal fand ich ihn Mitte der 60er Jahre in Birmensdorf; an dritter und vorläufig letzter Stelle steht Einsiedeln ab 1990.“

Vom ersten Standort gibt es keine Fotodokumente, wohingegen von der zweiten und dritten Fundstelle eine gute makro- und mikroskopische Fotodokumentation zur Verfügung steht.

Material und Methoden

Das Birmensdorfer Material wurde an einem südexponierten Hohlweg mit Haselgebüsch gefunden. Es war oberflächlich zum Teil angekohlt (schwarz), was aber nicht vom Sporenabwurf herrührte. Das Fundstück ist nicht mehr vorhanden, so dass sich das Substrat (Holz) nicht mehr bestimmen lässt (Abb. 2–5).

Von diesem Material stammen zu einem großen Teil die mikroskopischen Schnittpräparationen. Hierzu wurden der Pilz oder Teile davon fixiert, mit heissem Paraffin durchtränkt, mit dem Mikrotom in Schnitte von 10–15 µm Dicke zerlegt, entparaffiniert, nach diversen Rezepten gefärbt und dann mit Kanadabalsam oder Kunstharz eingedeckt und somit zu mikroskopischen Dauerpräparaten verarbeitet (Abb. 6–11).

Das Einsiedler Material stammt von einem lebenden Erlenbaumstamm (*Alnus spec.*) von rund 16 cm Durchmesser unmittelbar am Ufer des Wämbaches, welcher durch kalkigen Boden fließt. Am Baumstamm sind mehrere Kugelpilze in verschiedenen Größen vorhanden (Abb. 1).

Von dem Einsiedler Material wurden hauptsächlich nach folgendem Protokoll Präparate hergestellt:

- unter der Stereolupe Herauspräparieren des interessierenden Materials
- Zerzupfen und Verfeinern des Materials in Konservierungs- und/oder Färbemitteln (z. B. Cottonblue-Lactophenol, Abel'sche Flüssigkeit u.a.)
- nach Auflage des Deckglases zur Haltbarmachung des Präparates Umrandung mit Nagellack oder Wachs.

Solche Präparate haben eine Lebensdauer von einigen Wochen bis Monaten, was eine baldige Dokumentation erforderte. Für solche Präparationen sei speziell auf die Zitierungen Erb und Matheis (1983) und Schömmmer (1949) verwiesen.

Diese Präparate sind relativ einfach und rasch herzustellen. Aber erst die kombinierte Untersuchung von Frisch- und Schnittpräparaten führt zum kompletten Einblick in die Anatomie und Morphologie dieses faszinierenden Pilzes (Abb. 12–15).

Makro- und mikroskopische Beobachtungen

Die systematische Einordnung des Pilzes ist wie folgt: Eumycota – Ascomycotina – Pyrenomycetes – Sphaeriales – Xylariaceae – Art *Daldinia concentrica*. Frühere Autoren sprechen von einem seltenen, schonungswürdigen Pilz, andere Beschreiber bezeichnen *Daldinia concentrica* als recht kommun und häufig auftretend.

Jedes anspruchsvollere Pilzbuch (z. B. Bon, 1988; Breitenbach, 1981; Gams und Moser, 1963) bringt eine gute Allgemeincharakterisie-

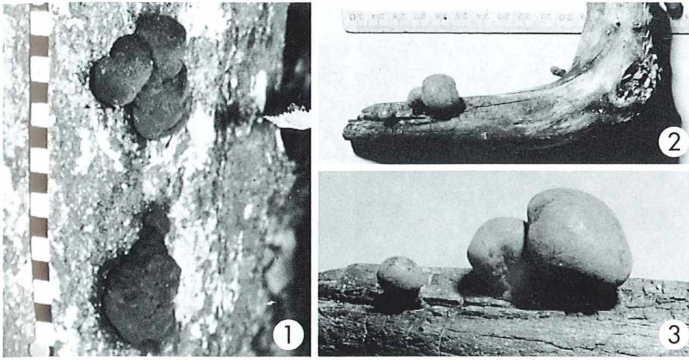


Abb. 1: *Daldinia concentrica*, zum Teil mehrteilig; 1-cm-Skala. **Abb. 2:** Winkelförmiges Holzstück mit größeren und kleineren Fruchtkörpern, oben 1-cm-Maßstab. **Abb. 3:** Zirka 1/2 natürliche Größe.

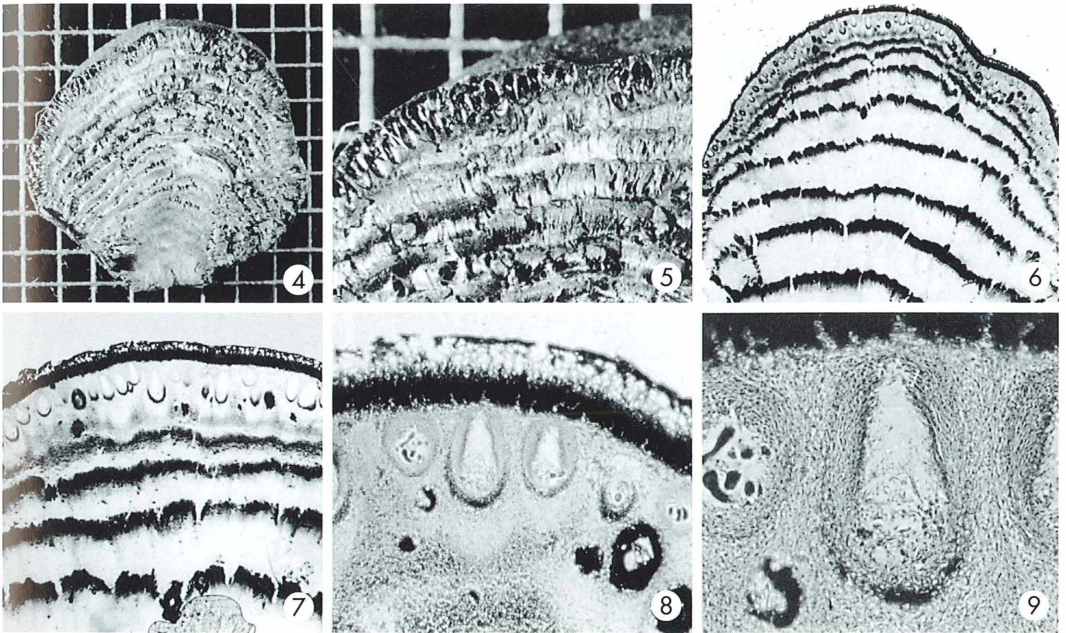


Abb. 4: *Daldinia concentrica* mit gut sichtbarer Zonierung; Fadennetzmaschen 2,5 mm. **Abb. 5:** Höhere Vergrößerung; an der Pilzperipherie relativ gut sichtbar vertiefte Peritheziengehäuse; rechts oben Öffnungsporen derselben; Fadennetzmaschen 2,5 mm. **Abb. 6:** Paraffinschnitt durch Fruchtkörper mit Perithezienschicht und Vegetationszonierung; Hellfeld; Vergr. 6 \times . **Abb. 7:** Stärker vergrößerter Ausschnitt mit detailreicherer Perithezienschicht und Zonierung; Hellfeld; Vergr. 16 \times . **Abb. 8:** Von oben nach unten: ehemalige Konidienschicht, äußerste stark melaninisierte Stromaschicht, darunter die effektive Perithezienschicht; Perithezien in diversen Entwicklungsstadien; Phasenkontrast; Vergr. 65 \times . **Abb. 9:** Detail von jüngeren und entwickelteren Perithezien, jeweils entstanden aus dem Ascocarp; Phasenkontrast; Vergr. 170 \times .

rung dieses Pilzes, sodass hier nur noch einige Zusatzinformationen gegeben werden müssen: Auf der Oberfläche des Stromas kann sich eine Konidienpilzschicht mit entsprechenden Spo-

ren entwickeln. Im Frühjahr/Sommer sind in den Perithezien die sich entwickelnden Asci zu finden, im Herbst mehrheitlich nur \pm vollentwickelte Schläuche mit schwarzen Sporen. Die

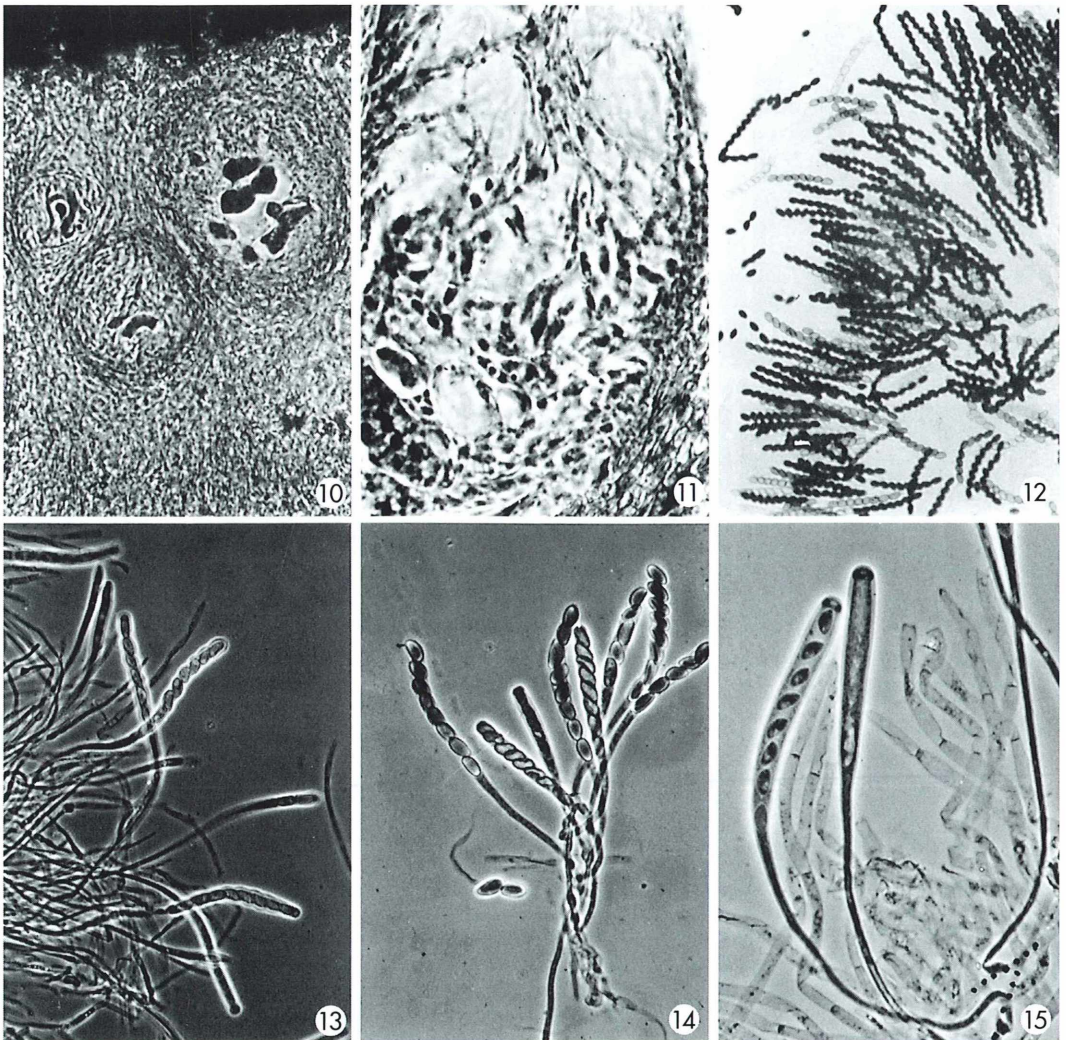


Abb. 10: Ganz junge Perithezien mit sich entwickelnden Archecarprien; Phasenkontrast; Vergr. 240 \times . Abb. 11: Ausschnitt aus Perithezienwand mit fädigen, ascogenen Hyphen, welche sich zu den *Daldinia*-spezifischen Sporenschläuchen entwickeln; Phasenkontrast; Vergr. 590 \times . Abb. 12: Frischpräparat mit größtenteils reifen Asci und Sporen; Hellfeld; Vergr. 120 \times . Abb. 13: Frischpräparat mit Asci diverser Entwicklungsstufen; Phasenkontrast; Vergr. 190 \times . Abb. 14: Hyphenästchen mit abzweigenden Asci, diese und auch die Sporeninhalte in unterschiedlichen Entwicklungszuständen. Phasenkontrast; Vergr. 240 \times . Abb. 15: Zwei Asci: rechts noch ohne Plasmadifferenzierung in Sporen, links mit reifen Sporen, beide mit Apicalring; Phasenkontrast; Vergr. 370 \times .

schwarze Farbe in den Sporen und Hyphen ist auf die Einlagerung von Melanin zurückzuführen, was auf einen gewissen Reifungs- und Alterungsprozess hindeutet. Das Stroma des

Pilzes dient als Wasserspeicher. Der Pilz kann noch einige Wochen nach dem Loslösen vom Substrat Sporen entlassen. Im ungestörten Habitat erfolgt die Sporenfreisetzung gesteuert

durch den natürlichen Hell-Dunkel-Rhythmus. Pro Nacht können je nach Größe des Pilzes bis zu 10 Millionen Sporen entlassen werden. Die jahringähnliche Zonierung im Pilzkörper deckt sich vermutlich mit der jährlichen Größenzunahme des Organismus.

Entwicklung von Perithezien und Asci

Von speziellem Interesse ist die Entwicklung der Perithezien und der Asci. Sie weicht erheblich von der allgemein bekannten Entwicklung ab.

Die Perithezien entstehen aus dem gewundenen Archicarp. Die Perithezienwände sind von ascogenen Hyphen ausgekleidet. Im Gegensatz zur normalen Entwicklung, wobei aus ascogenen Hyphen direkt Asci entstehen, bildet *Daldinia concentrica* zuerst lange, sich verästelnde Hyphen aus, und erst ab der Verästelung entwickeln sich Asci. An der Spitze dieser Stamm-Hyphe findet sich die jüngste Ascus-Initiale; weiter zurückgehend folgen dann die Asci mit fortgeschrittener Sporenentwicklung. Die Asci

gehören zum unitunicaten (einwandigen), inoperculaten (ohne Deckel) Typ, deren Spitze sich mit Jod-Jodkalium blau anfärbt.

Literaturhinweise

- Bon, M.: Pareys Buch der Pilze. Paul Parey, Berlin 1988.
 Breitenbach, J., Kränzlin, F.: Pilze der Schweiz. Bd. 1 Ascomyceten. Verlag Mykologia, Luzern 1981.
 Erb, B., Matheis, W.: Pilzmikroskopie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1983.
 Esser, K.: Kryptogamen. Springer Verlag, Berlin 1976.
 Gams, H., Moser, M.: Kleine Kryptogamenflora, Bd. IIa: Ascomyceten. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
 Gäumann, E.: Die Pilze. Verlag Birkhäuser, Basel 1949.
 Müller, E., Loeffler, W.: Mykologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1992.
 Schömmel, F.: Kryptogamen-Praktikum. Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.
 Webster, J.: Pilze – Eine Einführung. Springer Verlag, Berlin 1983.

Verfasser: Ignaz Kälin,
 Senkgraben 2, CH-8840 Einsiedeln, Schweiz

Aus den Arbeitsgemeinschaften



Mikroskopische Gesellschaft Wien

Programm
 Oktober bis Dezember 2000

3. 10.: Friedrich Posch: Mikroskopische Untersuchungen an geologischen Objekten (mit Dias)
 10. 10.: Prof. Walter Slonek: Naturkundliche Wanderungen (mit Dias)
 17. 10.: Alfred Schultes: Mikro-Dias-Abend über Blattläuse
 24. 10.: Herbert Palme, Peter Pavlicek: Gesteinsdünnschliffe (Präparationsabend)
 31. 10.: Herbert Palme, Peter Pavlicek: Fortsetzung vom 24. 10. 00 (Präparationsabend)
 7. 11.: OStR Prof. Erich Steiner: Reisebericht über Thailand (mit Videofilm)

- 10.–12. 11.: 8. Internationale Mikroskopie-Tage in Hagen
 14. 11.: Friedrich Wertl: Botanik (Präparationsabend)
 21. 11.: Herbert Csadek: Südafrikanische Impressionen – Meteoritenkrater Vredefort und Tswaing (mit Film)
 28. 11.: Univ.-Lektor Dr. Ing. Wilhelm Bauer: Spezielle Restaurierungsprobleme bei ethnographischen Objekten (mit Dias)
 5. 12.: OStR Prof. Erich Steiner: Material von Helgoland (Präparationsabend)
 12. 12.: Weihnachtsfeier

Anmerkung: Die MGW bietet gegen Porto- und Versandspesenersatz Lebendmaterial (*Euglena viridis* und *Paramecium caudatum*) an. Lieferzeit ca. 4 Wochen nach Bestellung.

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

Kontaktadresse: OStR Prof. Erich Steiner, A-1120 Wien, Aßmayergasse 11/6, Tel/Fax: 01/813

Neue Medien

Langenscheidts neue Fachwörterbücher und Übersetzungs-Software

Die altbewährten Printprodukte des traditionsreichen Langenscheidt-Verlages bedürfen keiner eingehenden Besprechung. Hier genügt es darauf hinzuweisen, dass Neuerscheinungen in gewohnter Qualität und Professionalität verfügbar sind wie beispielsweise seit neuestem das **Fachwörterbuch kompakt, Biologie, Englisch-Deutsch / Deutsch-Englisch**; DM 69,-, ISBN 3-86117-149-X.

Bei den elektronischen Medien sieht die Situation anders aus. Schaut man sich die neuesten Produkte zur computergestützten, professionellen Textübersetzung an, wird man feststellen, dass in entscheidenden Teilbereichen doch noch ein sehr, sehr weiter und mühseliger Weg abgeschieden werden muss, bis das Resultat zufriedenstellend genannt werden kann.

Langenscheidts Fachwörterbuch Biologie, Biotechnologie und angewandte Ökologie; Version 2.0; Englisch-Deutsch / Deutsch-Englisch; CD-ROM DM 399,-, ISBN 3-86117-134-1.

Dieses Fachwörterbuch auf CD-ROM gehört zu den positiven Erscheinungen. Es ermöglicht die Übersetzung von etwa 193.000 Fachbegriffen vom Deutschen ins Englische und umgekehrt. Den jeweiligen Suchbereich – Biologie, Biotechnologie oder angewandte Ökologie – kann man auswählen. Vorteilhaft sind Verknüpfungsmöglichkeiten von Suchwörtern beziehungsweise Kombinationen mit Ausschlussmöglichkeiten. Auch Phrasen (kurze Sätze) können als Suchbegriffe eingegeben werden. Verschiedene weitere Funktionen wie zum Beispiel die Anlegung eigener Benutzerwörterbücher oder

die Einfügung unterschiedlicher Farbmarkierungen sind möglich. Das Fachwörterbuch ist eine sehr sinnvolle Ergänzung zu allgemeinen Wörterbüchern, welche meistens biologische Fachausdrücke nicht besonders berücksichtigen. Insbesondere Studenten der Biologie und Wissenschaftler werden diese professionelle Übersetzungshilfe zu schätzen wissen.

Langenscheidts Text-Manager Englisch; Version 3.0; CD-ROM DM 99,-, ISBN 3-468-91261-7. Diese Software bietet Textbausteine und Musterbriefe in Deutsch und Englisch. Circa 7000 Textmodule, hauptsächlich aus dem Bereich Wirtschaft und Verwaltung, können in Briefvorlagen integriert werden. Neben der Adressverwaltung erleichtern auch die Eingaben zum Beispiel für Anrede, Datum, Absender, Betreff und Grußformel das Erstellen entsprechender Briefe. Natürlich können auch eigene Vorlagen erstellt werden. Im dienstlichen Bereich mag diese Software eine nützliche Hilfe sein, im privaten Bereich erscheint sie eher unnötig.

Langenscheidts T1 Professional 4.0 Englisch; Der Text-Übersetzer für PCs; CD-ROM DM 599,-, ISBN 3-468-90804-0.

Die Ausgabe T1 Professional der Text-Übersetzer-Software Deutsch-Englisch und Englisch-Deutsch enthält ein Übersetzungsarchiv, einen HTML-Konverter und ein Handwörterbuch Englisch. Auf einer zweiten CD-ROM befindet sich die Schrifterkennungssoftware READIRIS, mit der man eingescannte Texte in Textfiles umformen und nach Bedarf ins Englische übersetzen kann. Die Basisfunktionen und das Taschen- beziehungsweise

Handwörterbuch Englisch für die Nachbearbeitung ist auch in den preisgünstigeren Versionen Standard und Standard plus enthalten, die für DM 299,-/399,- erhältlich sind. Gemeinsam ist allen T1 Versionen das Lexikon mit über 320.000 deutschen und englischen Grundformen, eine Farbmarkierung unbekannter Wörter, Möglichkeiten zur Nachbearbeitung des Übersetzungstextes und eine direkte Übersetzungsmöglichkeit aus WinWord. Das Benutzerhandbuch zur Software ist gut gegliedert und erläutert sehr verständlich die einzelnen Funktionen.

Soweit, so gut. Aber nun kommt die Überraschung: Die in Presseinformationen gepriesene kontextsensitive Übersetzung lässt absolut zu wünschen übrig. Durch Auswahl von Sachgebieten kann die Übersetzung zwar etwas optimiert werden, das Endresultat ist jedoch in den getesteten Fällen katastrophal. Die Sprache ist sowohl im Englischen als auch im Deutschen mehr als holprig, oft gar missverständlich und vielfach grammatikalisch schlichtweg falsch. Auf keinen Fall kann man eine solche Übersetzung, auch nach Einfügen der fehlenden Fachwörter, direkt verwenden. Sie bietet bestenfalls einen ganz grob gezimmerten Rahmen, von dem ausgehend man eine Übersetzung starten könnte. Das erfordert aber bereits soviel Sprachkenntnisse, dass man getrost entsprechende Texte selbst, ohne elektronische Hilfe übersetzen sollte. Das Gesamturteil kann nur lauten, dass man den recht hohen Geldbetrag, den man für den Erwerb dieses Programms zur Verfügung haben muss, besser für andere Anschaffungen einsetzen sollte.

Redaktion MIKROKOSMOS

Die Verarbeitung von Holzproben zu Mikropräparaten

Gerhard Göke

Die mikroskopische Untersuchung von Holzdünnschnitten und -mazerisaten ist für den Dendrologen, Forst- und Paläobotaniker eine wichtige Methode bei der Beurteilung und Identifizierung rezenter und fossiler Hölzer. Auch für den Restaurator und Konservierungstechniker spielt die Bestimmung kunsttechnologisch relevanter Hölzer an Hand ihrer Schnittbilder eine wichtige Rolle. Zahlreiche systematisch geordnete Mikrografien von über 600 europäischen Hölzern findet man beispielsweise in dem Atlas Anatomie europäischer Hölzer (Schweinsgruber, 1990), was die Wichtigkeit der mikroskopischen Methoden unterstreicht.

Als Ergänzung des Artikels von Hartmut Eckau im MIKROKOSMOS 89, 171–174 (2000) werden im nachfolgenden Beitrag auf Wunsch der Redaktion die wichtigsten Arbeitsgänge zusammenfassend beschrieben.

Herstellung von Holzschnitten

Die Herstellung von Holzschnitten ist recht einfach. Kleine Schnitte von bleistift-dicken Holzproben kann man mit dem Handmikrotom herstellen. Für großflächige Schnitte ist ein Schlittenmikrotom erforderlich. Am besten zerteilt man die Hölzer in entsprechend große Blöckchen, wobei gleich die einzelnen Flächen richtig orientiert werden müssen. Durch jedes Holz können Schnitte in drei verschiedenen Richtungen geführt werden. Den senkrecht zur Wuchsrichtung geführten Schnitt, wie er zum Beispiel beim Absägen eines Baumes oder Astes entsteht, bezeichnet man als Querschnitt (Abb. 1). Demgegenüber ist die Bezeichnung Längsschnitt nicht so eindeutig. Man kann beispielsweise einen Längsschnitt mitten durch den Stamm hindurch führen. Das ist der Radialschnitt, der dem Radius entlang verläuft. Man kann den Längsschnitt aber auch senkrecht dazu in der Ebene der Tangenten führen. Das ist der Tangentialschnitt. Jeder dieser drei Schnitte liefert ein charakteristisches, von den anderen ganz verschiedenes Bild. Erst alle drei zusammen ermöglichen die Bestimmung eines

unbekannten Holzes. Die Schnittdicke sollte bis 30 µm betragen. Dieser Sachverhalt wurde in vielen MIKROMOSMOS-Beiträgen beschrieben.

In den meisten Fällen hat man es nicht mit saftfrischen, sondern älteren Holzproben zu tun, die nicht sofort geschnitten werden können.

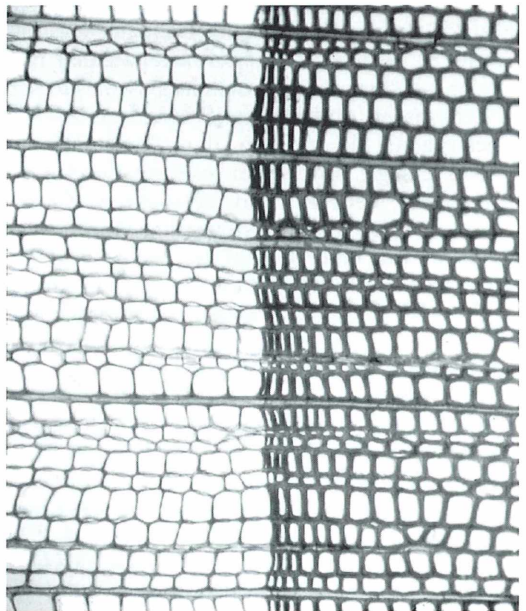


Abb. 1: Holz der Weißtanne (*Albies alba*) quer. Planachromat 10×/0,24; Projektiv 4×. Beleuchtung: 2 cd weiße Leuchtdiode (LED).

Sie müssen vorher aufgeweicht werden. Bei einigen genügt das etwa einstündige Kochen in destilliertem Wasser. Wer einen Wäsche-Kondensrockner besitzt, kann das hier anfallende Kondenswasser nehmen. Noch besser ist das Ergebnis, wenn man diesem Kondenswasser soviel Glycerol (Glyzerin) zusetzt, dass eine 30%ige Lösung entsteht. Von Strasburger wurde ein Gemisch von gleichen Teilen Wasser (Kondenswasser), Glycerol und Brennspritus empfohlen. Ich habe damit die harten Braunkohleholzer aufgeweicht. Nach dem Kochen bleiben die Blöckchen in dem 30%igen Glycerol-Wasser-Gemisch, dem man zur Konservierung etwas Kampfer zusetzt, oder in dem Gemisch nach Strasburger. In Gegenden mit weichem Leitungswasser kann man dieses anstelle von destilliertem Wasser bzw. Kondenswasser verwenden. Wie lange man kocht, und ob das überhaupt erforderlich ist, richtet sich nach der Art des Holzes und danach, ob man Zeit hat, die Probe tage- oder wochenlang in der Flüssigkeit zu belassen.

Als Messer kommen nur keilförmige in Betracht, die sorgfältig geschliffen und abgezogen sein müssen. Sonst fasn die Schnitte oder das Messer greift nicht gut. Der Schnittwinkel sollte etwa 30 bis 35 Grad betragen. Während des Schneidens ist es vorteilhaft, das Holzblöckchen mit einem dünnen Wasserstrahl zu berieseln. Die Schnitte werden mit einem weichen Pinsel vorsichtig vom Messer abgenommen und in eine Schale mit Wasser übertragen. Sie werden dann auf Filtrierpapier gelegt, mit einem zweiten Stück Filtrierpapier bedeckt und getrocknet. Querschnitte rollen sich meistens ein. Man unterfängt sie mit einer Glasplatte, zieht sie dann auf eine Lage feuchtes Filtrierpapier herunter und bedeckt sie mit einem zweiten Blatt. Wenn sie erst einmal trocken und gestreckt sind, rollen sie sich überhaupt nicht mehr. Die Schnittdicke sollte 10 bis 30 µm betragen. Die Aufbewahrung der unbehandelten Schnitte zwischen zwei großen Dia-Deckgläsern hat sich gut bewährt.

Ungefärbte Holzschnitte werden nach dem Entwässern mit Isopropanol, Isopropanol + Xylol und Xylol oder Toluol in hochlichtbrechende Harze (zum Beispiel Naphrax, Meltmount) eingeschlossen. Für gefärbte Holzchnitte sind die üblichen Einschlussmittel wie Malinol oder, falls noch vorhanden, Caedax geeignet.

Das Mazerisieren von Holzproben

Von sehr kleinen Holzproben liefern auch deren Mazerisate wichtige Erkenntnisse. Alle zum Mazerisieren erforderlichen Chemikalien sind sehr aggressiv und giftig. Deshalb müssen die Arbeitsschutzvorschriften unbedingt beachtet werden. In bewohnten Räumen darf man damit nicht arbeiten. Zwei Methoden haben sich bewährt, von denen die zuerst beschriebene länger dauert, aber weniger gesundheitsschädlich ist. Nach Franklin (Wülfert, 1999) verwendet man eine Mischung aus gleichen Volumteilen an konzentrierter Essigsäure (Eisessig) und Wasserstoffperoxid. Die Probe, zum Beispiel ein kleiner Hobelspan, wird in einem Reagenzglas mit der Mischung bedeckt. Sie wird darin gebleicht und erweicht. Durch vorsichtiges Erwärmen im Wasserbad auf 60 Grad kann der Vorgang beschleunigt werden. Aggressiver ist das Mazerisierungsgemisch nach Schulze (Wülfert, 1999). Es besteht aus konzentrierter Salpetersäure, der etwas Kaliumchlorat zugesetzt wird. Die Probe wird im Reagenzglas damit bedeckt und im Abzug oder im Freien bis zur Gasblasenbildung vorsichtig (!) erwärmt. Die Wirkung tritt sehr rasch ein.

Man lässt das Mazerisierungsgemisch erkalten, verdünnt es mit Wasser, wäscht mehrmals nach und überführt das Mazerisat in Ethanol (Brennspritus). Durch Schütteln im Reagenzglas oder Zerpupfen mit Präpariernadeln wird die Probe zerfasert. Sie kann in Ethanol beliebig lange aufbewahrt werden. Nach dem Überführen in Isopropanol, Isopropanol + Xylol und Xylol oder Toluol können mit hochlichtbrechenden Einschlussmitteln wie Naphrax oder Meltmount ungefärbte Streupräparate hergestellt werden. Für gefärbte Dauerpräparate kann man die üblichen Einschlussmittel (Caedax, Malinol) verwenden.

Das Färben von Holzschnitten

Es sind viele Einfach- und Mehrfachfärbungen bekannt geworden, von denen hier nur die haltbarsten beschrieben werden (Abb. 2). Die erforderlichen Chemikalien und Farbstoffe liefern der Chemikalienhandel (Merck, Serva) und die Firma Chroma, Harvixbecker Straße 62, 48161 Münster (gültige Preise unter www.chroma.de). Der Einfachheit halber wird

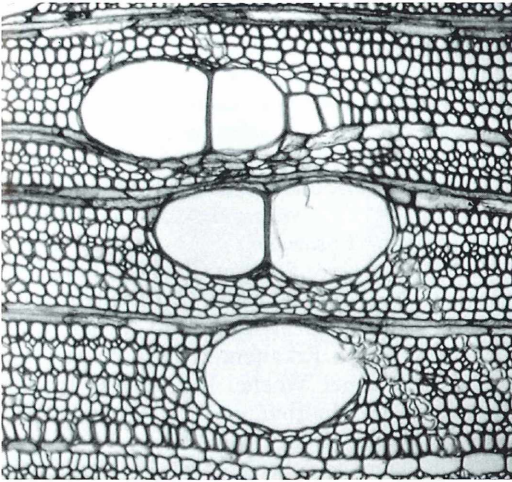


Abb. 2: Gaboon Mahagoni „Ökume“ (*Aucoumea kleineana*) quer. Planachromat 10×/0,24; Projektiv 4×. Beleuchtung: 2 cd weiße Leuchtdiode (LED).

im Folgenden hinter der Bezeichnung die Chroma-Bestell-Nr. in Klammern angegeben. In einigen Fällen ist auch die Entfernung des Zellinhaltes mit Javelle'scher Lauge = Eau de Javelle (3D-121) erforderlich. Man kann sie selbst aus Chlorkalk herstellen oder fertig kaufen.

Astralblau – Auramin – Safranin (Chroma, 1962)

Erforderliche Lösungen

- A. 0,5 g Astralblau FM (1B-163) und 2 g Weinsäure (3L-024) werden in 100 ml Aqua dest. gelöst.
- B. Auramin O gesättigte wässrige Lösung.
- C. 1 g Safranin O (1B-463) in 100 ml Wasser.

Arbeitsvorschrift

1. Schnitte aus Strasburgers Gemisch in Wasser übertragen.
2. Schnitte aus Wasser 1 bis 5 Min. in A.
3. Abspülen mit Aqua dest.
4. 1–5 Min. in B färben. Die Schnitte sind jetzt grünlich gefärbt.
5. Abspülen mit Aqua dest.
6. 1 bis 5 Minuten in C färben.
7. Abspülen mit Aqua dest.

8. Entwässern in dreimal gewechseltem Aceton.
9. Über Phenol-Benzin 1:3 einschließen in Malinol (3C-242).

Ergebnis

Reine Zellulose intensiv blau. Verholzte Zellwände je nach Grad der Verholzung schwefelgelb bis ziegelrot. Ein Blaufilter verstärkt den Kontrast von Auramin und Safranin.

Anmerkung

Auramin ist schwer zu beschaffen. Wer es nicht besitzt, kann es auch weglassen. In Gerlach/Lieder „Taschenatlas zur Pflanzenanatomie“ (1979) werden auf den Seiten 38 bis 43 Farbfotos von Astralblau-Safranin-gefärbten Schnitten gezeigt.

Pikrin-Anilinblau (Chroma, 1962)

Erforderliche Lösungen

- A. Pikrin-Anilinblau-Lösung nach Strasburger (2c-204).
- B. 0,5 g Pikrinsäure in 100 ml 96%igem Ethanol (3D-111).

Arbeitsvorschrift

1. Färben der Schnitte 1–2 Minuten in A.
2. Abspülen mit Aqua dest.
3. Entwässern in B.
4. Durch Xylol überführen in Malinol (3C-242).

Ergebnis

Verholzte Elemente gelb, unverholzte blau.

Reinblau-Brillantcrocein (Beck, 1959)

Erforderliche Lösungen

- A. 0,2 g Reinblau (1B-513) in 100 ml Aqua dest.
- B. 0,2 g Brillantcrocein R (1B-109) in 100 ml Aqua dest. Kurz vor Gebrauch werden gleiche Teile A und B gemischt.

Arbeitsvorschrift

1. Schnitte 5–15 Minuten färben in dem Gemisch A + B.
2. Kurz in einmal gewechseltem Isopropanol (3D-085) abspülen.
3. Abtrocknen mit Filtrierpapier.

4. Übertragen in zweimal gewechseltes Terpineol (3D-088).
5. Einschließen in Malinol (3C-242).

Ergebnis

Holzmembranen rot, Zellulose blau gefärbt.

Malachitgrün-Säurefuchsin

Erforderliche Lösungen

0,5 g Malachitgrün (1B-250) und 0,5 g Säurefuchsin (1B-525) werden in 75 ml Ethanol gelöst. Dann verdünnt man die Lösung mit 75 ml Aqua dest.

Arbeitsvorschrift

1. 10 Minuten in A färben.
2. Waschen in 96%igem Ethanol.
3. Aufhellen in Karbol-Xylol.
4. Über Xylol einschließen in Malinol (3C-242)

Ergebnis

Membranzellulose rot, verholzte Anteile grün.

Astralblau-Acridinrot-Chrysoiden-Färbung (Dujardin, 1964)

Erforderliche Lösungen

- A. 0,5 g Astralblau EM (1B-163) und 2 g Weinsäure (3L-024) werden in 100 ml Aqua dest. gelöst.
- B. 0,5 g Acridinrot und 0,5 g Chrysoidin (1B-473) werden in 190 ml Aqua dest gelöst. Dann gibt man 10 ml 5%ige Chromalaun-Lösung (3G-103) und 1 ml Essigsäure (3D-087) zu.

Arbeitsvorschrift

1. Die Schnitte werden in Eau de Javelle gebleicht.
2. 1–5 Minuten färben in Lösung A.
3. Kurz abspülen mit Aqua dest.
4. 1–5 Minuten färben in Lösung B. Die Schnitte haben jetzt eine braunrote Farbe.
5. Differenzieren in 70%igem Ethanol bis der Farbton des Astralblaus wieder zum Vorschein kommt (ganz kurz).
6. Kurz entwässern in 96%igem Ethanol und zweimal gewechseltem Isopropanol.
7. Über Xylol in Malinol einschließen.

Ergebnis

Zellulose (Phloem, Parenchym) azurblau, Holz (Xylem, Sklerenchym, Kork) kirschrot bis goldgelb. Stark verholzte Zellwände intensiver gelb.

Alizarinviridin-Safranin (Lindauer, 1964)

Erforderliche Lösungen

- A. In 100 ml einer 5%igen Chromalaunlösung löst man unter Kochen (5 Minuten) 0,05 bis 0,1 g Alizarinviridin und filtriert dreimal: 1. nach Erkalten, 2. nach einem Tag, 3. nach einer Woche. Die Lösung ist fast unbegrenzt haltbar und kann fertig bezogen werden (LC-114).
- B. In heißem destillierten Wasser wird Safranin O (1B-463) bis zur Sättigung gelöst. Nach dem Erkalten filtrieren, Gebrauchslösung 1:10 verdünnen.
- C. Brennspritus und 1% Essigsäure oder 0,25 bis 0,5% Salzsäure auf 100 ml oder 100 ml 88%iger Alkohol bzw. Brennspritus mit 5–10 Tropfen konz. Salzsäure (= Säurealkohol).

Arbeitsvorschrift

1. Schnitt aus Wasser 2–3 Stunden in unverdünntes Alizarinviridin-Chromalaun geben.
2. Gründlich abspülen mit Wasser.
3. In Safranin 1:10 verdünnt 20 bis 30 Minuten färben.
4. Waschen mit Wasser.
5. Differenzieren in Säurealkohol C, bis keine roten Farbwolken mehr abgehen und beide Farben getrennt erscheinen.
6. Dreimal je 1 Minute waschen in 96%igem Ethanol.
7. Dreimal je 1 bis 2 Minuten waschen in Isopropanol.
8. Überführen in Xylol.
9. Einschließen in Malinol.

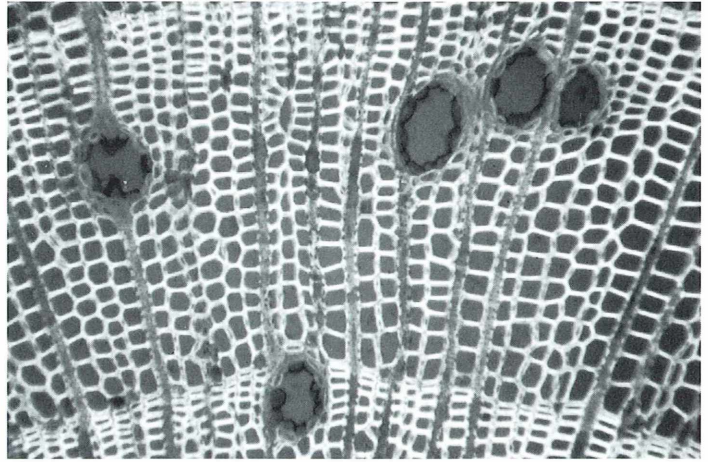
Ergebnis

Holz leuchtend rot, Zellulose hellgrün bis blaugrün. Sehr gute Haltbarkeit.

Fluoreszenzmikroskopische Untersuchung von Holzschnitten (Reichert, 1963)

Sehr häufig ist eine durch fluoreszierende Inhaltsstoffe verursachte Primärfluoreszenz zu beobachten. Beim Holz der Berberitze, einem klassischen Beispiel, ist es das Alkaloid Berberin, das selbst als Fluorochrom in der Histolo-

Abb. 3: Wurzelholz der Kiefer (*Picea sylvestris*) mit Harzgängen, quer. Fluorochromiert mit Berberinsulfat. Durchlichtanregung: 12 V/100 W Halogen mit Erregerfilter BG 12/4 Sperrfilter OG 530/2. Planachromat 10×/0,24; Projektiv 8×.



gie und Mikrobiologie dienen kann. Viele ausländische Hölzer, zum Beispiel von der japanischen Blumenesche, fluoreszieren bei Anregung mit blauvioletttem Licht. Meistens werden die Holzschnitte mit geeigneten Stoffen fluorochromiert und in ein fluoreszenzfreies Medium eingebettet (Glycerol, UV-Inert, Entellan). Ein spezielles Fluoreszenzmikroskop ist nicht zwingend erforderlich. Es genügt ein Durchlichtmikroskop mit 12 V/100 W Halogenlampe, Blauviolett-Erregerfilter BG 12/4 mm und Sperrfilter OG 530/2 mm. Wenn anstelle der Halogenlampe ein kleiner HBO-Brenner (HBO 50) verwendet wird, sind die Fluoreszenzbilder intensiver (gerätetechnische und Preisfrage!). Die Holzschnitte werden aus Wasser in die wässrige Lösung des Fluorochroms gebracht, nach wenigen Sekunden mit Wasser abgespült und in Glycerol bzw. nach

dem Trocknen an der Luft über Toluol als Intermedium in UV-Inert oder einem anderen fluoreszenzfreien Harz eingeschlossen (Abb. 3).

Untersuchungen mit dem Polarisationsmikroskop

Gefärbte und ungefärbte Holzschnitte liefern interessante Bilder im polarisierten Licht. Die Zellulosemicelle bildet ein System von optisch anisotropen, kristallähnlichen Stäbchen, deren Abstände voneinander gegenüber der Lichtwellenlänge klein sind. Die Intermicellarsubstanz hat im Präparat eine andere Brechzahl als die Micelle. Somit ist die doppelbrechende Wirkung der Xylemzellwände gemäß der Wiener'schen Mischkörpertheorie aus Eigendoppelbrechung und Formdoppelbrechung zusam-

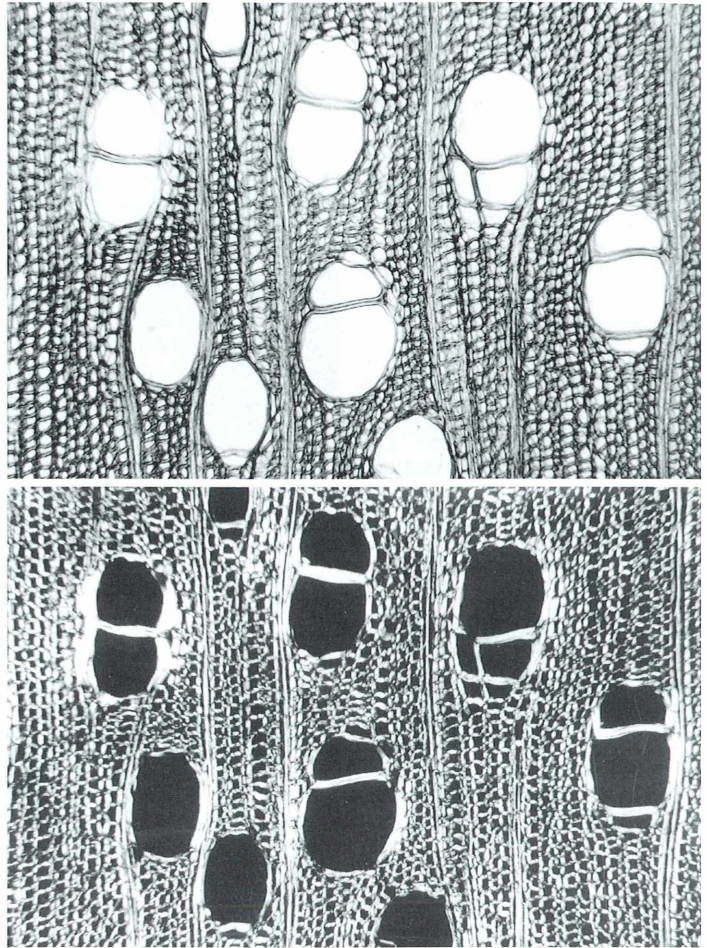
Fluorochrom	Konzentration	Einwirkung in Minuten	Fluoreszenzfarbe	
			verholzt	unverholzt
Coriphosin O	1:1000*	1	grüngelb	orange
Euchrysin	1:1000	1/4	hellgrün	orangerot
Berberinsulfat	1:1000	1/2	grellgelb	
Primulin O	1:500**	1	gelb	hellgrün
Rhodamin 6 G	1:1000	1	organge gelb	hellgelb
Akridinorange	1:1000	1	grün	

*) = 0,1 g in 100 ml Aqua dest.; **) = 0,1 g in 50 ml Aqua dest. Die wässrigen Lösungen der Fluorochrome sind nur begrenzt haltbar. Vor der Herstellung von Dauerpräparaten nachbaden in 4%igem Formol.

Anmerkung

Einige der hier genannten Fluorochrome werden nicht mehr listenmäßig geführt. Im Bedarfsfalle sollte bei Chroma in Münster angefragt werden. Man ist dort um die Beschaffung bemüht.

Abb. 4: Afrikanisches Teakholz (*Tectonia spec.*) quer.
Oben Durchlicht-Hellfeld.
Unten im polarisierten Licht.
Achromat 10×/0,24;
Projektiv 8×.



mengesetzt. Letztere kommt durch den abweichenden Brechungsindex der Intermicellarsubstanz zwischen den sehr dicht zusammenstehenden, anisodiametrischen Zelluloseteilchen zustande. Bei sehr kompakten Zelluloseteilchen, zum Beispiel in Nusschalen oder Steinzellen, beobachtet man über den einzelnen Zellen ein Sphäritenkreuz, das auch beim Drehen des Präparates in seiner Lage bleibt. Es deutet auf eine radiäre Anordnung um die Zellachse hin. Abbildung 4 zeigt das typische Polarisationsbild eines Laubholzes.

Literaturauswahl

Holzanatomie

- Kremer, B.P.: Das Wasserleitungssystem der Bäume. Mikrokosmos 72, 235–241 (1983).
Schweinsgruber, F.H.: Mikroskopische Holzanato-

- mie. Eidgenössische Anstalt für das forstliche Versuchswesen, Birmensdorf 1978.
Schweinsgruber, F.H.: Anatomie europäischer Hölzer. Verlag Paul Haupt, Bern 1990.
Wagenführ, R.: Anatomie des Holzes. VEB Fachbuchverlag Leipzig, Leipzig 1989.
Wulfert, S.: Der Blick ins Bild. Lichtmikroskopische Methoden. Ravensburger Buchverlag Otto Maier, Ravensburg 1999.
Färbemethoden
Beck, E.: Neue Simultanfärbungen für botanische Objekte. Mikrokosmos 48, 94–95 (1959).
Chroma GmbH: Ausgewählte Färbemethoden. Stuttgart 1962.
Dujardin, E.P.: Eine neue Holz-Zellulosefärbung. Mikrokosmos 53, 94 (1964).
Lindauer, R.: Botanische Doppelfärbungen und ihre Haltbarkeit. Mikrokosmos 53, 303–308 (1964).
Reichert, AG: Fluoreszenzmikroskopie mit Fluorochromen. 3. Auflage, C. Reichert, Wien 1962.

Verfasser: Gerhard Göke,
Am Widey 7, D - 58095 Hagen

Mikro-Einsteiger

Bestimmen von Gräsern anhand von Blattspreiten-Querschnitten

Siegfried Hoc*

Um Gräser auch dann bestimmen zu können, wenn sie nicht blühen, wurde schon früh in den landwirtschaftlichen Untersuchungsanstalten die Anatomie von Blättern herangezogen, vorzugsweise der über dem Blatthäutchen abgeschnittenen Spreite. Die Querschnitte, in der Regel Handschnitte, ermöglichen es, auch sehr ähnliche Arten sicher zu unterscheiden.

In Deutschland kommen rund 300 Grasarten vor. Nach dem Blattspreiten-Querschnitt lassen sich zwei Haupttypen von Grasblättern unterscheiden.

Blattoberseite. Dieser Typ ist charakteristisch für feuchte Standorte. Als Beispiel sei das Einjährige Rispengras *Poa annua* angeführt (Abb. 3).

Das gefaltete Blatt

Bei dem borstenförmigen, dauernd zusammengefalteten Blatt (Falzblatt) liegen die Spaltöffnungen auf der Blattoberseite, die faktisch nach Innen gewendet ist. Die Außenseite des Blattes wird durch die spaltöffnungsfreie Blattunterseite gebildet. Dieser Aufbau kennzeichnet Gräser von trockenen Standorten wie Heiden und Steppen. Als Beispiele seien der Schafschwingel *Festuca ovina* (Abb. 1) und die Rasenschmiele *Deschampsia caespitosa* (Abb. 2) genannt.

Das flache Blatt

Das flache Blatt, bei genügend Feuchtigkeit flach ausgebreitet, ist bei Trockenheit entweder um die Mittelrippe nach oben buchartig zusammenklappt oder von den Rändern her eingerollt. Spaltöffnungen überwiegen auf der

Anatomischer Aufbau eines Grasblattes

Der grundsätzliche anatomische Bau eines Grasblattes soll an der Waldgerste *Elymus europaeus* demonstriert werden (Abb. 4). Wichtige anatomische Strukturen für die Bestimmung von Gräsern sind Mittelrippe und Seitenrippen mit ihren Gefäßbündeln, Umriss des Blattrandes sowie Form und Größe der Epidermiszellen.

Die Blatt-Querschnitte können von unfixiertem wie fixiertem Material mit Hilfe von Hölznermark- oder Rasierseifen-Einklemmung mit Rasiermesser oder Rasierklinge einfach hergestellt werden. Zum Mikroskopieren genügt das Einbringen in Wasser oder Glycerin. Anhand von Zeichnungen aus Arbeiten von Binsfeld und Auer (1924/25) wird in diesem Bericht der jeweils spezifische anatomische Aufbau von Blättern einiger Grasarten vorgestellt (Abb. 1–6).

Hinweis

Die zitierten Originalarbeiten wurden von ehemaligen Mitgliedern der Mikrobiologischen

*Dieser Bericht ist die überarbeitete Version eines Artikels, der vorweg in Heft 18, März 2000, in „*μ*“-Mitteilungen der Mikrobiologischen Vereinigung München erschien.

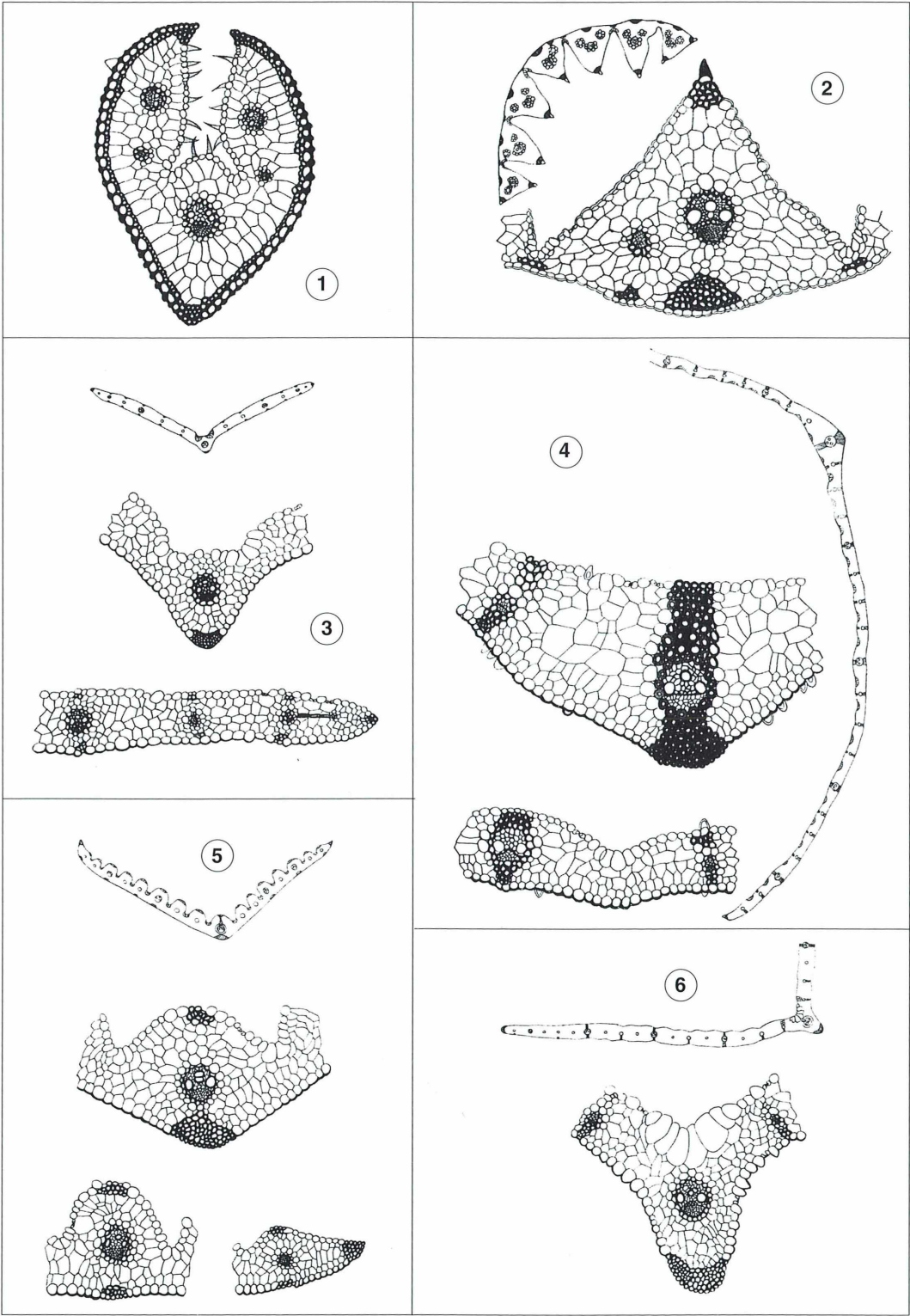




Abb. 1: *Festuca ovina* (Schafschwingel).

Abb. 2: *Deschampsia caespitosa* (Rasenschmiele); links oben: halbschematischer Blattquerschnitt; unten: Mittelrippe, quer, mit Gefäß- und Bastbündel.

Abb. 3: *Poa annua* (Einjähriges Rispengras); oben: halbschematischer Blattquerschnitt; Mitte: Mittelrippe mit Gelenkzellen, quer; unten: Blattspreite, quer, mit Gefäßbündel und Randgürtung.

Abb. 4: *Elymus europaeus* (Waldgerste); links oben: Mittelrippe, quer; links unten: Seitenrippe, quer; rechts: halbschematischer Blattquerschnitt.

Abb. 5: *Lolium perenne* (Englisches Raygras); oben: halbschematischer Blattquerschnitt; Mitte: Mittelrippe; unten links: Seitenrippe; unten rechts: Blattrand mit Randgürtung; alle Schnitte quer.

Abb. 6: *Dactylis glomerata* (Gemeines Knäuelgras); oben: halbschematischer Blattquerschnitt; unten: Mittelrippe, quer.

Vereinigung München verfasst. Von der Redaktion des MIKROKOSMOS können gegen Einsendung von 7,50 DM (in Briefmarken) Kopien der angegebenen Originalarbeiten bezogen werden. In diesen Arbeiten werden die Abbildungen detailliert besprochen und es findet sich zudem ein Bestimmungsschlüssel, welcher eine genaue Zuordnung der jeweiligen Grasart ermöglicht.

Literaturhinweise

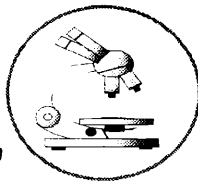
Auer, A.: Zur Anatomie der Grasblätter. *Mikrokosmos* 20, 246 (1926/27).

Binsfeld, R., Auer, A.: Über die Bestimmung von Gräsern auf Grund der Anatomie der Blattspaltenquerschnitte. *Mikrokosmos* 18, 205–211 und 222–224 (1924/25).

Verfasser: Siegfried Hoc,
Donaustr. 1A, D-82140 Olching

Aus den Arbeitsgemeinschaften

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



Programm
September bis Dezember 2000

12.09.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen.

R. Kröger: Limnologie 8 / Stoffhaushalt limnischer Systeme 4 / Primärproduktion 1.

10.10.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen.

R. Kröger: Zeichnen am Mikroskop / Technische Hilfen.

14.11.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen.

J. Voss: Mikropaläontologie 1 / Foraminiferen 1 / Vergleichende Untersuchung fossiler und rezenter Formen.

12.12.: E. Pieper: Untersuchung von Plankton umliegender Gewässer und Bestimmungsübungen.

R. Kröger: Limnologie 9 / Stoffhaushalt limnischer Systeme 5 / Primärproduktion 2.

Darüber hinaus finden an jedem letzten Freitag eines Monats Praktika und wechselnde Vorträge statt, die direkt von der Mikrobiologischen Vereinigung Hamburg betreut werden:

22.09.: G. Rosenfeldt: Praktikum / Untersuchung einheimischer Hölzer.

K. Eisenhardt: Vortrag / Lebenskrisen im Verlaufe der Erdgeschichte.

27.10.: R. Kröger: Praktikum / Untersuchung von Laubmoosen (Bryidae) / Mniaceae.

24.11.: R. Kröger: Praktikum / Untersuchung von Laubmoosen (Bryidae) / *Racomitrium canescens*.

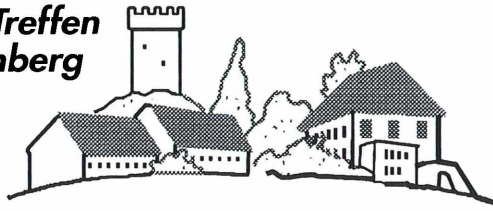
15.12.: G. Rosenfeldt: Praktikum / Anfertigung entomologischer Präparate.

F. Stoßmeister: Vortrag / Fossilien aus der Steinkohle des Piesberges bei Osnabrück.

Zu allen Veranstaltungen, die jeweils um 18.00 Uhr im Zentrum für Schulbiologie und Umwelterziehung – ZSU – (hinter dem Botanischen Garten in Klein Flottbeck), Hemmingstedter Weg 142 in 22609 Hamburg stattfinden, sind interessierte Gäste stets willkommen. Ansprechpartner: Dr. Georg Rosenfeldt, Tel.: 040/643 06 77.

Aus den Arbeitsgemeinschaften

9. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg 2000



In der Zeit vom 30.04 bis 05.05.2001 veranstaltet die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover unter der Leitung von Karl Brüggemann zum 9. Mal das Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg in der Nähe von Hildesheim. Diese Veranstaltung ist besonders für histologisch interessierte Mikroskopiker geeignet, da ihr Schwerpunkt auf der Herstellung von histologischen Präparaten liegt. Hierbei verarbeitet jeder Teilnehmer etwa 30 Mikrotomschnitte von botanischen und tierischen/menschlichen Geweben zu wertvollen Dauerpräparaten mit verschiedenen Mehrfachfärbungen. Selbständiges Arbeiten und amateurgerechte, semiprofessionelle Methoden garantieren einen guten Erfolg und ermöglichen den Teilnehmern auch ein sicheres Nachvollziehen im häuslichen Labor, zumal viele der benötigten Chemikalien gleich mitgenommen werden können. Es werden auch Schnitte von in Kunststoffen (Glykolphosphat nach Kulzer) eingebetteten Geweben bearbeitet und mit speziellen Farblösungen gefärbt. Die Vorbereitungsarbeiten zur Herstellung von Paraffinblöcken und das anschließende Schneiden mit dem Mikrotom wird ebenfalls vorgeführt und kann auch von den Teilnehmern selbst geübt werden. Über eine Videoanlage am Mikroskop können die hergestellten Präparate gemeinsam diskutiert und beurteilt werden. Zum festen Bestandteil des Programms gehört auch das Herstellen eines schönen Gesteinsdünnschliffs. Diese handwerkliche Tätigkeit bereitet allen Teilnehmern immer große Freude und liefert als Ergebnis ein wertvolles Dünnschliffpräparat.

Eine fachbezogene Besichtigungsfahrt ist auch vorgesehen. Sie führt zu einer Institution, die eine enge Beziehung zur Mikroskopie hat. Das genaue Ziel wird später bekanntgegeben. Die Abende werden mit Diavorträgen, Diskussionen oder weiteren praktischen Arbeiten ausgefüllt. Ferner besteht die Möglichkeit, an einem Abend mikroskopische Geräte und Zubehörteile zu tauschen.

Die Veranstaltung findet in den Gebäuden einer Bildungsstätte statt, die unterhalb der Burganlage Wohldenberg mitten im Wald gelegen ist und von der Autobahn A7 in 15 Minuten gut erreicht werden kann. Die Teilnehmer haben bei der Übernachtung die Wahl zwischen Doppelzimmer mit Bad und WC

(Belegung mit 2 Personen) 440 DM/Person, Doppelzimmer mit Bad und WC als Einzelzimmer 500 DM/Person oder Einzelzimmer mit fließendem Wasser, Etagedusche 450 DM/Person. Die Preise enthalten Übernachtung, großes Frühstücksbüffet, reichhaltiges Mittagessen, Nachmittagskaffee/Kuchen und Abendessen, sowie die Kurskosten einschließlich der Verbrauchsmaterialien. Ein Grillabend auf der schönen Hausterrasse ist nun schon zur Tradition geworden und bietet die Gelegenheit, beim Einbecker Mai-Bockbier über mikroskopische Themen zu diskutieren. Ein eigenes Mikroskop ist möglichst mitzubringen.

Die Einzelheiten in Kürze: **Wann:** 30.04.2001, 12.00 Uhr bis 05.05.2001, 11.00 Uhr.

Wo: Haus Wohldenberg, 31188 Holle, Autobahn A7 Ausfahrt Derneburg > Holle > Sillium > Wohldenberg.

Die nächste Bahnstation ist Derneburg, von dort mit dem Taxi (ca. 5 km).

Eine verbindliche Anmeldung sollte spätestens bis Anfang März 2001 unbedingt schriftlich oder durch Zahlung des entsprechenden Betrages auf folgendes Konto erfolgen: Karl Brüggemann, Sonnenweg 33, 30171 Hannover, Tel.: (05 11) 81 33 33, Konto 48559-306 bei der Postbank Hannover (BLZ 250 100 30). Da die Teilnehmerzahl auf maximal 22 begrenzt ist, sollten die Anmeldungen möglichst frühzeitig vorgenommen werden.

Anzeige

Unser Produktsortiment umfasst ca. 1500 Farbstoffe und Farblösungen in den verschiedensten Abpackungen.

Sie können alle Produkte im Internet unter www.chroma.de suchen und sofort bestellen



Our product line covers about 1500 dyes and stain solutions in different packaging sizes.

All products can be found under www.chroma.de even under the English names and the users can order directly via our shop software.

INFO@CHROMA.DE

WWW.CHROMA.DE

Mikro-Markt

Neu
Mikro-Markt Online
 Zum Kombipreis (Print + Online)
 Anzeigenpreis plus 30% Online-Aufschlag
 Nähere Infos unter www.urbanfischer.de/journals/mikrokosmos/markt.htm
 oder Tel.: 03641/62 64 45

Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (6/2000): 18. 9. 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)
Chiffregebühr	DM 10,-	DM 2,-

Preise zzgl. gesetzlicher MwSt.

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:

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



**Kurs-Mikroskop
 ESCHENBACH
 KOLLEG AXB 3455**

**Kurs-Mikroskop
 ESCHENBACH
 KOLLEG SHB 45**

KOSMOS

— SERVICE —

Gratis-Katalog gleich anfordern!



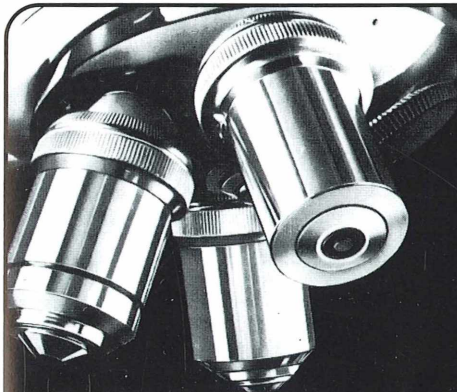
Postfach 10 60 11 | 70049 Stuttgart | Tel: 0711/21 91 342 | Fax: 0711/21 91 350
 eMail: kosmosservice@kosmos.de | Internet www.kosmos.de

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

Verkaufe Olympus Forschungsmikroskop
VANOX, Durchlicht/Auflicht, Hell- u. Du.feld,
 Polarisation, 14 Objektive (5 Planapos), 100 W
 Halogen, Top-Zustand! Außerdem: **Für Zeiss**
Standard Fototubus 473028. **Mikroobjektiv**
 Zeiss Luminar 40/4,5; Tel. 0 89/3 08 22 11



LOMO

Die vernünftige Alternative

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

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



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

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



Mikroskope Stereomikroskope Mikrotome Kaltlichtbeleuchtung Refraktometer

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



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

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

Messingmikroskope aus Sammlung zu verkaufen. Photo-Liste: Tel. 0 30/4 31 59 09

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

Für **Zeiss Jena Forschungsmikroskop** NU Optiken (∞ 0.17 **Planachromate** bzw. **Planapochromate** **Durchlicht**) gesucht.
Dr. H. Auner, Albersdorf 86, A-8200 Gleisdorf
Tel. 0043-3112-21 96 FAX 0043-3112 -55 40-4

Zeiss-Phomi I, mit Disk.-Brücke für 2 bzw. 3 Beob., kompl. für 2.000,- DM, Tel. 0421/251352

Schul- und Forschungsmikroskope
(Durchlicht, Auflicht, Stereo)
Präparierbedarf u. -instrumente, Lupen
speziell auch für Mikroskopiepraktika
Videokameras für die Mikroskopie
Reparatur- u. Serviceleistungen.
Labor- u. Medizintechnik
Dr. Jutta Rost,
Am Fischerhaus 1, D-04159 Leipzig
Tel./Fax 03 41/461 65 96
labortechnik.rost@t-online.de

Suche UV-Floureszenz-Auflichtmikroskop mit Dunkelfeldbeleuchtung, Dieter Gottschalk
Tel. 0 64 24/63 23, Fax 0 64 20/82 25 52

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 45, Fax (03641)62 64 21.

Anzeigenleitung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, D - 10747 Berlin, Telefon (030) 801 10 18, Fax (030) 801 66 61.
Zur Zeit gilt die Anzeigen-Preisliste vom 1. 1. 2000.

Abo-Service 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 Fernsehendung, 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

© 2000 Urban & Fischer Verlag

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

Mitglied der
Deutschen Fachpresse



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

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

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos und druckfertige Strichzeichnungen, 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.: Evertrebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

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

Mikrokosmos
510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

Abenteuer Mikroskopie

300229

Wer wohnt in Baumrinden?
Was ist in Pfützen? Lebt Erde...?
Spaziergänge werden zum
Abenteuer. Es lauert überall.



Um Abenteuer zu bestehen,
braucht man die bestmögliche
Ausrüstung:
Brillante Zoomoptik, Auflicht,
Durchlicht, Mischlicht – schnell
und einfach per Tastendruck.
Das Stereomikroskop
Stemi DV4 eröffnet eine
faszinierende Welt.
Tragbar. Auch im Preis.



Carl Zeiss
Mikroskopie
D-07740 Jena · Tel. (0 36 41) 64-16 16 · Fax (0 36 41) 64-31 44
mikro@zeiss.de · www.zeiss.de/mikro

ZEISS