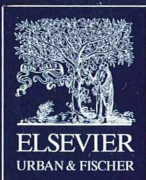


II 90372/95,1

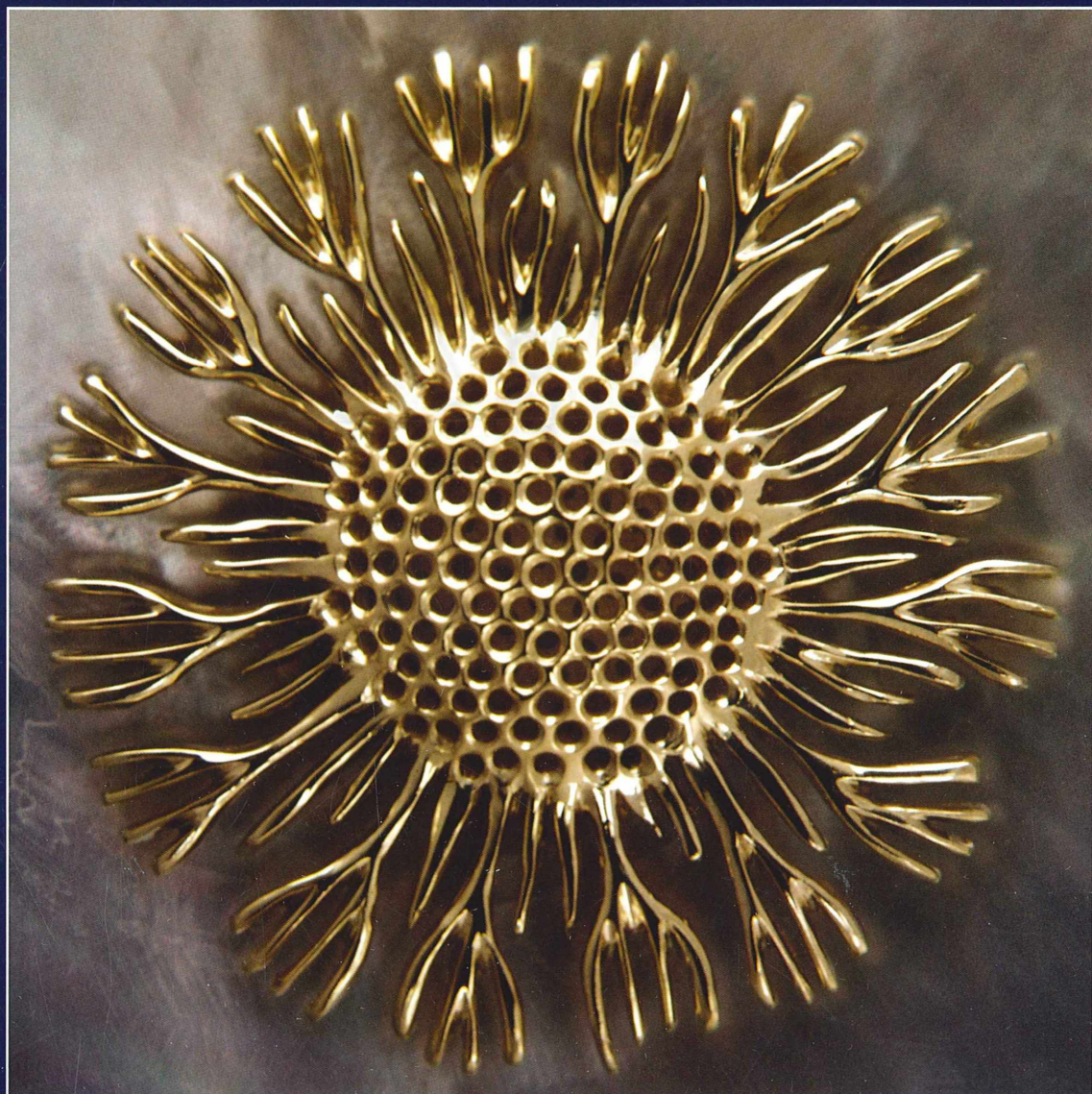


MIKROKOSMOS

Heft 1
95. Jahrgang
Januar 2006

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



MIKROKOSMOS

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

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

Inhalt

Artikel	Rubriken
1 Auf Stelzen laufende Nematoden – Die Draconematiden <i>Gunnar Gad</i>	25, 46, 53 Kurze Mitteilungen
13 Ein Reisemikroskop aus Ebay-Restchen <i>Martin Mach</i>	12, 20, 34, 40, 43, 52 Nachrichten
21 Ein stets verfügbares Objekt für mikroskopische Studien: Efeu <i>Siegfried Hoc</i>	26 Mikro-Galerie
29 Nachweis der Stickstoffmonoxid-Synthese in der Fruchtfliege <i>Drosophila melanogaster</i> durch Diaphorase-Färbung <i>Falko Drews und Arnd Baumann</i>	47 Mikro-Kids
37 Spitzenbotanik bei <i>Ilex aquifolium</i> <i>Irmgard Fillbrandt</i>	59 Buchbesprechungen
41 Digitale Mikrofotografie mit einfachen Mitteln <i>Michael Lüttgen</i>	61 Aus den Arbeitsgemeinschaften
44 Mikro-Einsteiger Ohne Moos nix los oder große Liebe zu kleinen Moosen <i>Bernhard Kaiser</i>	63 Mikro-Markt
50 Die Borstenrotalge (<i>Lemanea</i>), eine gefährdete Alge <i>Rupert Lenzenweger</i>	
55 Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen – Teil 1: Zur Biologie der Diatomeen <i>Gerhard Kauer</i>	

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
www.elsevier.de/mikrokosmos wird mit Erscheinen dieses Heftes eine dreiteilige Serie
„Deutsche Salzwasser-Diatomeen“ aus den Bänden 4 (1910/11) und 7 (1913/14) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Die Radiolarie *Heliodrymus dendrocylus* als Goldanhänger.
Siehe Artikel von K. Hausmann, S. 26–28.

Auf Stelzen laufende Nematoden – Die Draconematiden

Gunnar Gad

Seit Jahrzehnten werden Nematoden oder Fadenwürmer in Lehrbüchern modellhaft und gleichförmig dargestellt. Nematoden sind nach den Arthropoden (Insekten, Spinnen und Krebse) eine der arten- und erfolgreichsten Tiergruppen. Genau wie die Arthropoden besiedeln Nematoden eine große Bandbreite an Lebensräumen und haben unterschiedlichste Lebensweisen, die auch mit einer morphologischen Vielfalt einhergehen. Ein Blick auf die vielgestaltigen marinen Nematoden macht klar, dass es keinen Nematoden gibt, der sich als Repräsentant für alle auszeichnet (Platt und Warwick, 1983).

Nematoden leben mit hohen Individuendichten in fast allen Lebensräumen und gelten als die individuenreichste Gruppe der Metazoa (Westheide und Rieger, 1996). Im Gegensatz zu den eher gleichförmigen parasitischen und Boden bewohnenden Nematoden, denen schon immer eine große Aufmerksamkeit entgegengebracht wurde, sind die vielgestaltigen frei lebenden marinen Nematoden bisher kaum untersucht. Es gibt traditionellerweise weitaus weniger Experten für Nematoden als beispielsweise für Arthropoden, die deswegen besser untersucht sind, und von denen viel mehr Arten beschrieben wurden. Rund 4.000 marine Nematoden sind bekannt (Warwick et al., 1998), doch die Experten rechnen damit, dass die meisten Arten noch unentdeckt sind. Es gibt plausible Hochrechnungen, dass es bis zu 10 Millionen marine Nematoden gibt (Gad, 2003). Nematoden stellen fast immer über 50% der Meiofauna (Fauna unter 1 mm Körpergröße), wobei sie in schlammigen Böden sogar Dichten von 63–93% erreichen (Higgins und Thiel, 1988; Giere, 1993; Lamshead, 1993).

Generell haben Nematoden eine zylindrische Gestalt und sind überwiegend 0,5–2 mm lang. Im Gegensatz zu den Annelida (Ringelwürmer) sind Nematoden nicht segmentiert. Ihr Körper lässt sich als Schlauch innerhalb eines Schlauches beschreiben. Der äußere Schlauch besteht aus der Kutikula, der Epidermis und der Längsmuskulatur. Die Kutikula als äußere Körperschicht ist bei vielen Arten geringelt, sie weist dann Annuli (Körperringe) auf, die nicht mit einer internen Segmentierung korrespondieren. Den inneren Schlauch bildet der Darm. Die

Flüssigkeit zwischen Darm und Körperwand kann einen hohen Druck aufweisen und dadurch eine feste Wassersäule ausbilden, die auch als Hydroskelett fungiert. Da Nematoden keine Ringmuskulatur besitzen, resultiert ihre charakteristische Bewegung aus dem Zusammenspiel von ventraler und dorsaler Längsmuskulatur, die gegen den hohen Druck des Hydroskelettes arbeitet. Dabei liegen Nematoden in der Regel immer auf einer Körperseite und bewegen sich dabei schlängelnd vorwärts. Von dieser Regel gibt es zwei Ausnahmen, eine dieser Ausnahmen repräsentieren die Draconematiden.

Wie Draconematiden auf Stelzen laufen

Die Draconematiden oder Drachenfadenwürmer haben eine unverwechselbare Gestalt und eine ungewöhnliche Fortbewegungsweise, wodurch sie selbst Laien sofort auffallen. Ihr Körper ist mehr oder weniger deutlich s-förmig gebogen (Abb. 1a, 4a und d, 5a, 6d) und in der Kopf- und der Mittelkörperregion deutlich verdickt (Decraemer et al., 1997). Kopf und Mittelkörper sind durch eine lange und schlanke Nackenregion voneinander abgesetzt. Dem Mittelkörper folgt eine gleichlange, ebenfalls schlanke, hintere Körperregion, die in einem kurzen Schwanz endet. Draconematiden gehören neben den nahe verwandten Epsilonematiden zu den wenigen Nematoden, die sich nicht mehr auf einer Körperseite, sondern wieder sekundär auf ihrer Bauchseite fortbewegen (Lorenzen, 1974). Sie haben eine einzigartige Fortbewegungsweise entwickelt, bei der sie auf

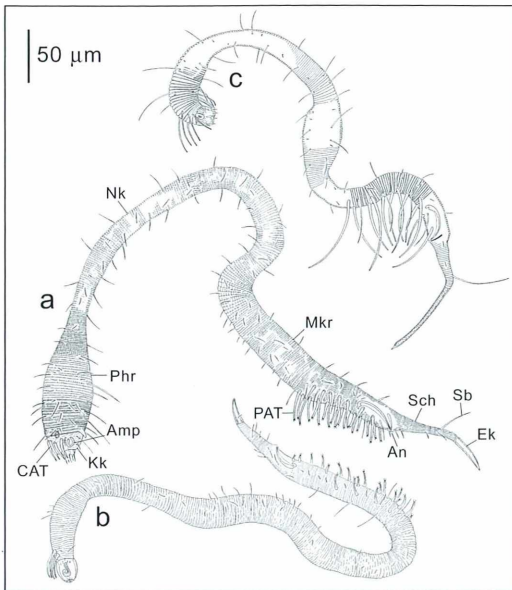


Abb. 1: a *Paradraconema*-Art, Amp Amphid, An Anus, CAT cephal Hafttuben, Ek Endkegel, Kk Kopfkapsel, Mkr Mittelkörperregion, Nk Nackten, PAT posteriore Hafttuben, Phr Pharynxregion, Sb Sinnesborste und Sch Schwanz. **b** *Prochaetosoma*-Art. **c** Vertreter einer neuen, bisher unbeschriebenen Gattung der Tiefsee. Alle Zeichnungen in Seitenansicht.

langen Hafttuben geradezu wie auf Stelzen laufen. Die Hafttuben sind Röhren und werden von der äußeren Körperkutikula gebildet (Abb. 5c). Die Spitzen der einzelnen Hafttuben sind oft glockenförmig verbreitert (Abb. 5c). Jeder Hafttubus ist mit einem inneren Drüsenpaket verbunden (Abb. 5c). Die Drüsen produzieren ein Sekret, das an der Spitze der Hafttuben austritt und kurzzeitig wie ein Klebstoff wirkt. Die cephalen Hafttuben befinden sich rückseitig am Kopfende (Abb. 1a, 4e, 5b), wo vier bis sechs von ihnen oft in zwei Querreihen angeordnet sind (Allen und Noffsinger, 1978). Die hinteren oder posterioren Hafttuben sind länger, kräftiger und dadurch auffälliger. Ihre Haftdrüsen sind stärker entwickelt und unter dem Mikroskop besonders gut zu sehen (Abb. 1a und b, 2a–c, 4a und d, 6a, d, e). Die posterioren Hafttuben bilden bauchseitig vier Längsreihen in der Region zwischen dem verdickten Mittelkörper und dem After, der außerdem den Beginn des Schwanzes markiert. Die Hafttuben sind neben den beiden charakteristischen Kör-

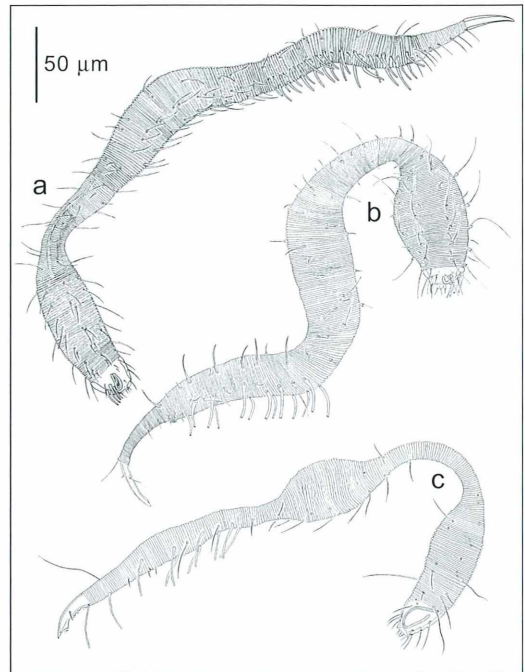


Abb. 2: Verschiedene *Dracograllus*-Arten. **a** Art I mit großen Amphiden, feinen Warzen als kutikuläre Oberflächenstruktur und einem langen Mittelkörper. **b** Art II mit kleinen Amphiden und spezifischen Sinnesborsten mit Pediculae. **c** Art III mit sehr großen Amphiden und kleinem, aber deutlich geschwollen Mittelkörper. Alle Zeichnungen in Seitenansicht (Fotos aller drei Arten in Abb. 6).

perverdickungen das auffälligste Merkmal aller Draconematiden.

Wie schon Staufer (1924) herausfand, laufen Draconematiden über den Untergrund (Abb. 3a–e) wie Raupen der Schmetterlingsgruppe Geometridae (Spanner). Dabei kleben sie sich mit den anterioren Hafttuben am Kopfende fest, der gesamte Nematodenkörper wölbt sich stark auf und die hintere Region mit den posterioren Hafttuben wird so nahe wie möglich an das Kopfende herangezogen. Sobald die hintere Körperregion mit den posterioren Hafttuben auf den Untergrund gedrückt wird, kleben diese Hafttuben fest. Dann löst sich das Kopfende und der gesamte Körper streckt sich in die Länge. Mit seitlich pendelnden Kopfbewegungen wird ein neuer Anheftungspunkt gesucht und das Kopfende klebt sich mit Hilfe der anterioren Hafttuben erneut fest, und so weiter und so fort. Auf

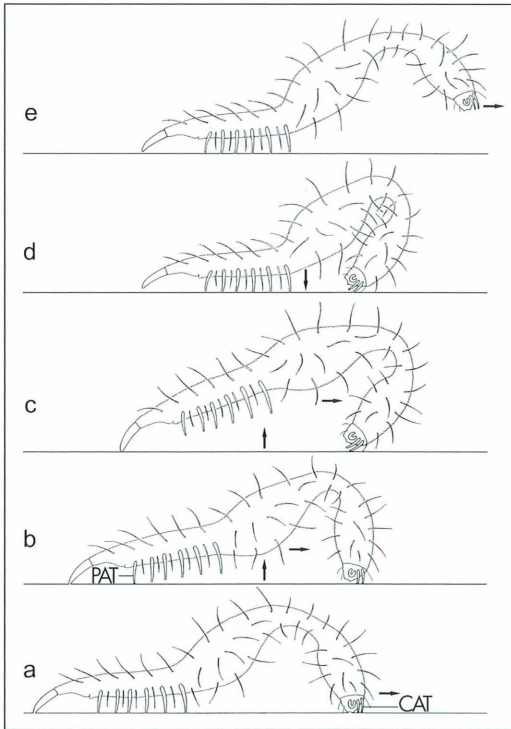


Abb. 3: Bewegungsweise von Draconematiden auf einer festen Oberfläche, dargestellt am Beispiel einer *Dracograllus*-Art. **a** Vorstrecken des Vorderkörpers nach vorn, sowie Festheften mit den cephalen Hafttuben (CAT) und der Lippenregion. **b** Ruckartiges Ablösen der posterioren Hafttuben (PAT) und Verlagerung des Hinterkörpers nach vorn. **c** Abheben des gesamten Hinterkörpers, der nun komplett nachgezogen wird. **d** Festheften des Hinterkörpers mit den posterioren Hafttuben und der Schwanzspitze (mithilfe der Schwanzdrüsen) durch das Aufsetzen des Hinterkörpers auf den Untergrund. **e** Ruckartiges Lösen der cephalen Hafttuben und erneutes Vorstrecken des Körpers, wobei ein neuer Fixpunkt ausgemacht wird (erstmalig beobachtet von Stauffer, 1924).

diese Weise machen die Würmer Schritte, die fast ihre gesamte Körperlänge umfassen.

Diese spannerraupeartige Fortbewegung ist ein Charakteristikum der Draconematiden und der Epsilonematiden (Lorenzen, 1974). Diese Form der Fortbewegung im Zusammenspiel mit den Hafttuben erlaubt kleinen Arten eine sichere Fortbewegung im Lückensystem (Interstitial) von Grobsanden. Große Arten können sich auch

auf glatten, strömungsexponierten Oberflächen wie Korallen, Felsen oder Algen bewegen (Allen und Noffsinger, 1978), auf denen sich andere Nematoden nicht halten können.

Charakterisierung der Draconematiden

Die Kutikula der Draconematiden ist dünn und erscheint bis auf die dickwandige Kopfkapsel und den Endkegel des Schwanzes durch die engen Annuli fein geringelt. Die Ringelung der Kutikula führt zu einer großen Beweglichkeit, ohne dass deren Festigkeit verloren geht. Ein Staubsaugerschlauch hat eine ähnliche Struktur und daraus resultierend eine große Flexibilität. Genauso gut wie ein Staubsaugerschlauch sich in ungünstige Ecken führen lässt, können sich Draconematiden durch die engen Zwischenräume von grobem Sand bewegen. Die einzelnen Annuli sind in der Regel hohl, sodass sie über eine eigene Röhrenfestigkeit verfügen. Artmerkmale sind in die Kutikula der Annuli eingelagerte Vakuolen (Abb. 5b, 6f), Oberflächenstrukturen wie beispielsweise winzige, Striae genannte kutikuläre Leisten (Abb. 4d), oder warzenförmige Erhebungen (Abb. 6b). Über den gesamten Körper ziehen sich acht Längsreihen von Sinnesborsten, die in der dünnen Nacken- und Schwanzregion auf vier reduziert werden.

Die geschwollene Kopfregion besteht aus der Kopfkapsel und dem dicken, kräftigen Schlundmuskel (Pharynx). Die Kopfkapsel hat eine kräftige Kutikula und spart eine enge Öffnung für die Lippen- und Mundregion aus. Die Oberfläche der Kopfkapsel ist oft rau, da sie mit Runzeln, Leisten oder Punktreihen überzogen sein kann (Abb. 6b). Die Lippenregion besteht aus zusammenfaltbaren Schlingen, auf denen sechs äußere Buccalborsten und sechs innere Buccalpapillen sitzen. Die wichtigsten Sinnesorgane sind die Seitenorgane oder Amphiden, die auf beiden Seiten der Kopfkapsel sitzen und je nach Art in Größe und Form stark variieren können (Abb. 5b, 6b, c, f). Sie sind entweder spiralgig, schlaufen- oder u-förmig ausgebildet. Bei vielen Arten der Draconematiden zeigt sich in der Struktur der Amphiden ein ausgeprägter Sexualdimorphismus. Sie sind dann bei den Weibchen häufig kleiner und spiralförmig (Abb. 4e), während sie bei den Männchen größer und schlaufenförmig sind (Abb. 4f). Die Amphiden sind Kanäle, die mit

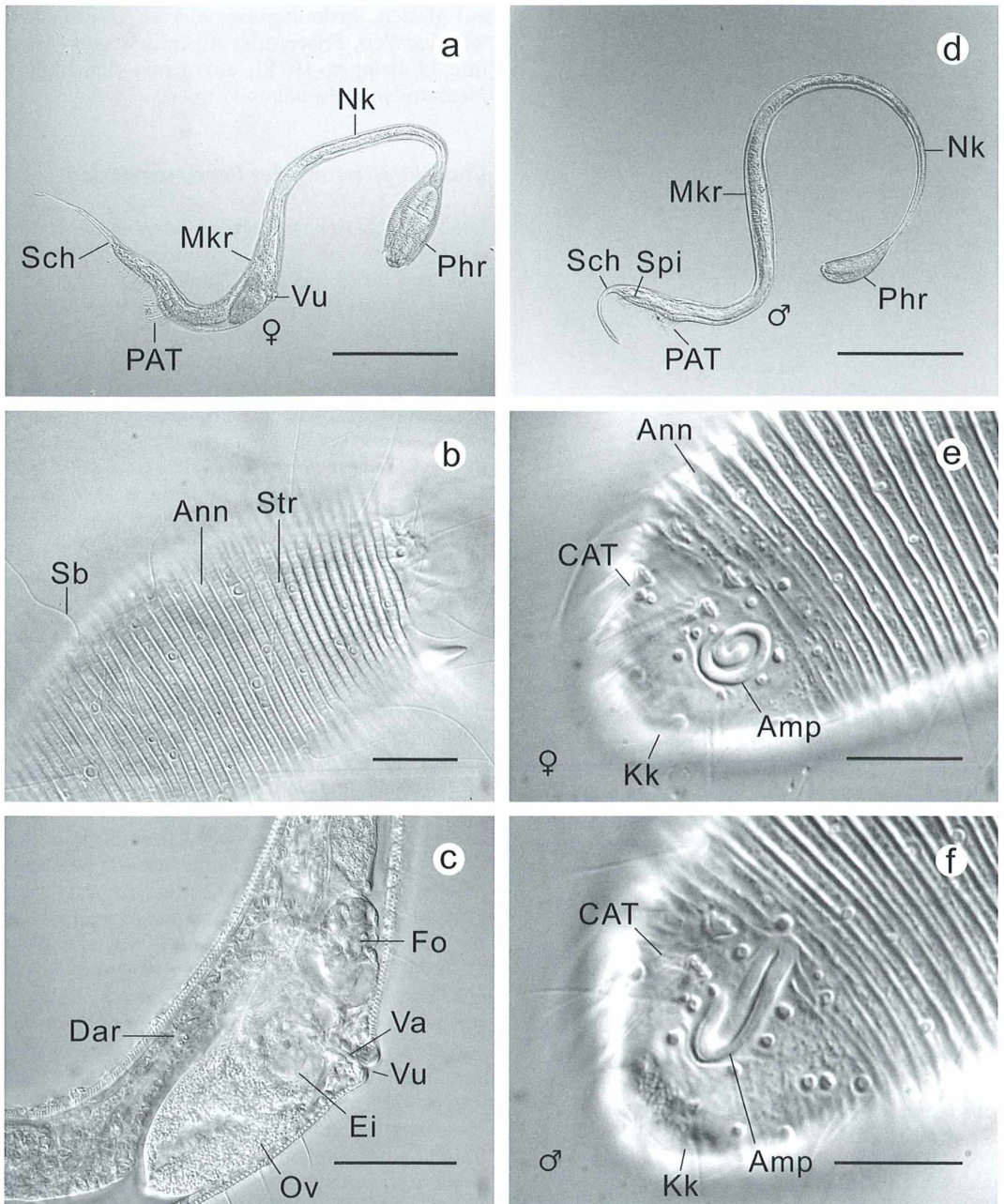


Abb. 4: a–c *Paradraconema*-Art, Weibchen. a Habitus, Maßstrich 100 µm. b Pharynxregion, Maßstrich 10 µm. c Mittelkörperregion, Maßstrich 25 µm. d–f *Tenuidraconema*-Art. d Habitus eines Männchens, Maßstrich 100 µm. e Kopfende eines Weibchens mit spiralförmiger Amphide, Maßstrich 10 µm. f Kopfende eines Männchens mit schlaufenförmiger Amphide, Maßstrich 10 µm. Amp Amphide, Ann Annulus, Kk Kopfkapsel, CAT cephaler Hafttubus, Dar Darm, Ei Eizelle, Fo Follikel, Mkr Mittelkörperregion, Nk Nacken, PAT posteriorer Hafttubus, Phr Pharynxregion, Sb Sinnesborste, Sch Schwanz, Spi Spiculum, Str Stria, Ov Ovarium, Va Vagina und Vu Vulva. Sämtliche Fotos in Seitenansicht und differentiellm Interferenzkontrast (DIK).

einer gallertartigen Masse gefüllt sind. Sie dienen als chemische Sensoren, die außerdem Strömungen und Druckunterschiede wahrnehmen können (Allen und Noffsinger, 1978; Platt und Warwick, 1983; Decraemer et al., 1997).

Die Mundhöhle ist oft eng, und größere kutikulare Buccalstrukturen sind nicht ausgebildet. Wenn Zähnnchen am Beginn des Pharynx vorhanden sind, dann sind sie klein und im Mikroskop schwer zu sehen. Der dicke und kräftige Schlundmuskel ist durch eine Einschnürung, die von einem Nervenring umgeben ist, in zwei Untereinheiten aufgeteilt. Der Nervenring ist das Zentrum des Nervensystems. Die inneren Wände des hinteren und größeren Teils des Schlundmuskels sind durch kutikulare Lagen verstärkt. Sie bilden einen Schlundkanal mit dreieckigem Querschnitt. Dem Schlundmuskel folgt der Darm, der den gesamten Körper durchzieht und rückseitig der Gonaden verläuft.

Der Schwanz folgt dem After und ist meistens deutlich abgesetzt. Er enthält drei große Haftdrüsen. Das Ende des Schwanzes bildet ein einheitlicher Endkegel, der wie die Kopfkapsel eine feste, einheitliche, kutikulare Wand aufweist, die oft durch eingelagerte Vakuolen wie punktiert wirkt. Die Ausführgänge der drei großen Haftdrüsen durchziehen den Schwanzkegel und münden an dessen düsenförmiger Spitze (Allen und Noffsinger, 1978; Decraemer et al., 1997).

Decraemer et al. (1997) begründen die Einheit der Draconematiden als eine Abstammungsgemeinschaft anhand dreier Merkmale: (1) Querreihen von Hafttuben am Kopfende; (2) weitere Hafttuben in Längsreihen entlang der hinteren Körperregion; (3) die Ovarien liegen hinter der Nackenregion und konzentrieren sich im deutlich geschwollenen Mittelkörper.

Transformation der Geschlechtsorgane

Alle Nematoden haben getrennte Geschlechter und es kommt zu einer inneren Befruchtung. Das Reproduktionssystem der männlichen Draconematiden ist einfach strukturiert. Es handelt sich dabei um einen einzelnen langen schlauchförmigen Hoden, der sich vom Beginn der Mittelkörperschwellung bis zum After erstreckt. Am Anfang des Hodens befinden sich die Spermienbildungszellen, die fortlaufend Spermien produzieren (Abb. 5e). Die Spermien

reifen während sie Richtung After geschoben werden. An seinem Ende öffnet sich der Hoden in eine Höhle, die paarige Taschen bildet. Die Taschen enthalten jeweils ein Spiculum (kutikularer Begattungsstachel). Jedes Spiculum kann aus dem After ausgefahren werden (Abb. 5f) und hat einen kräftigen massiven Teil und zwei dünnhäutige Segel, die einen Gang für die austretenden Spermien bilden.

Im Gegensatz zu den Männchen, die über den After auch die Spermien abgeben, sind bei den Weibchen Geschlechtsöffnung und After voneinander getrennt. Die Vagina der Weibchen befindet sich zentral auf der Bauchseite der Mittelkörperverdickung (Abb. 4c).

Während das Reproduktionssystem der männlichen Draconematiden sich nicht sehr von dem anderer Nematoden unterscheidet, ist das der Weibchen verändert und der besonderen Morphologie der Draconematiden angepasst. Bei vielen weiblichen Nematoden ist das Ovarium im Allgemeinen in zwei Äste unterteilt, die sich ausgehend von der Vagina in beide Richtungen fast über die gesamte Körperlänge erstrecken. Da die doppelten Ovarien deutlich voluminöser als die einzelnen Hoden der Männchen sind, haben weibliche Nematoden oft einen größeren und dickeren Körper. Bei den Draconematiden ist das Ovarium ebenfalls zweistöckig, jedoch sind die äußeren Enden auf die linke Körperseite umgeschlagen. Dadurch kommt es zu der ausgeprägten Schwellung des Mittelkörpers (Abb. 4c), die besonders für geschlechtsreife weibliche Draconematiden charakteristisch ist (Abb. 4a, 6a und d). Geschlechtsreife Männchen erreichen nur bei kleinen Arten den gleichen Mittelkörperumfang wie die Weibchen; bei ihnen ist dann der Teil des Hodens angeschwollen, in dem die Spermien produziert werden (Abb. 4e). Durch die Konzentration der Geschlechtsorgane im Mittelkörper bestand die Möglichkeit, dass der Nacken und der Hinterkörper schlank und sehr beweglich werden. Erst die Differenzierung des Körpers in extrem bewegliche und unbewegliche Abschnitte schafft die Voraussetzung für die spanner-raubenartige Fortbewegung, wie sie den Draconematiden eigen ist.

Lebensweise und Ernährung

Die Beobachtung lebender Draconematiden ist einfach, da sie leicht aus grobem Sand oder

Algen ausgewaschen werden können. Selbst Sand, der während Ebbe am Strand gesammelt wird, enthält gewöhnlich genügend Nematoden, solange er noch feucht ist. Draconematiden sind widerstandsfähig, sodass auch das Ausspülen mit Süßwasser oder Mineralwasser sie nur betäubt. Eine feine Gaze mit 60 µm Maschenweite reicht aus, um die meisten Arten aufzufangen. Werden sie nach dieser Schockbehandlung sofort wieder in Seewasser überführt, kann man sie noch tagelang beobachten. Ein Binokular oder eine Stereolupe mit bis zu 50facher Vergrößerung und mit Durch- oder Auflicht genügt, um sie im Filtrat zu finden. Für genauere Studien ist jedoch ein Mikroskop notwendig. Draconematiden scheinen in erster Linie eine Art Weidegänger zu sein. Studiert man sie während ihrer charakteristischen Fortbewegung, wird man beobachten, dass sie kurz innehalten und während dieser Phasen die Suchbewegungen des Kopfes intensivieren. Kräftiges Pulsieren des muskulösen Pharynx deutet darauf hin, dass organische Filme von Algen oder Sandkörnern regelrecht aufgesaugt werden. Haben diese Biofilme aus Bakterien oder Algenabsonderungen eine Farbe, so färbt sich davon auch kurzzeitig der Darm. Das zeigt sich an lebenden Individuen verschiedener Arten von Helgoland (Nordsee), Island (Nordatlantik) und Elba (Mittelmeer), die aus Grobsanden extrahiert wurden.

Bei den gedrunghenen interstitiellen Arten der Gattung *Dracograllus* fällt auf, dass es einerseits Arten mit vollständig sauberer Körperoberfläche gibt und andererseits welche, die vollständig mit einem Film feinsten organischer Flocken überzogen sind. Diese Arten lassen sich für Untersuchungen oft nur schwer säubern. Sie haben außerdem einen dunklen, fast schwarzen Darm und ihre Sinnesborsten sind auf kleinen kutikularen Podesten (Pediculae, Abb. 2b, 6c) angeordnet. Es scheint so zu sein, dass bei diesen Arten der organische Überzug geradezu kultiviert wird. Dabei kann es sich um eine Tarnung handeln oder um eine Kultivierung von Bakterien, die sich vom Überzug ernähren und von den Draconematiden selbst als Nahrung genutzt werden. Für die zweite Möglichkeit spricht die auffällige Darmfärbung, die bei den Arten ohne organischen Überzug bisher nicht beobachtet wurde. Auch die Ausbildung der kleinen Podeste an den Sinnesborsten hängt anscheinend mit diesen organischen Überzügen zusammen. Würden die

Borsten direkt am Körper ansetzen, wie es bei den Arten ohne organische Überzüge vorkommt, dann könnte dies die notwendige Beweglichkeit der Sinnesborsten stark einschränken. Die Podeste lösen dieses Problem, indem sie den Ansatzpunkt der Sinnesborsten aus dem Einflussbereich des organischen Überzuges weiter nach außen verlagern und so deren Funktionsweise sicherstellen.

Fortpflanzung und Entwicklung

Bei der Begattung umfassen die Männchen mit ihrer hinteren Körperregion den Mittelkörper der Weibchen und bringen ihren Schwanz in eine Lage, die es ihnen erlaubt, ihre Begattungstacheln in die schlitzförmige Vulva der Weibchen einzuführen. Um sich an den Weibchen in dieser Position festzuhalten, bedienen sich die Männchen anscheinend auch ihrer posterioren Hafttuben. Denn Kopulationsdornen in der hinteren Körperregion kommen bei Draconematiden nur ausnahmsweise und dann auch nur vereinzelt vor (Decraemer und Gourbault, 1986). Die Vagina der Weibchen ist mit dicken kutikularen Wänden ausgekleidet und fungiert wie eine Scheide, in welche die Spiculae wie Schwerter geschoben werden können. Auffällig sind gelbliche Drüsenpolster, die sowohl die Afteröffnung der Männchen als auch die Vulva der Weibchen innenseitig auskleiden. Hier wird ein Sekret produziert, das wohl als Gleit- und Haftmittel während der Kopulation dient. Die Spermien werden paketweise übertragen und noch einige Zeit nach der Kopulation in den Ovarien der Weibchen aufbewahrt, in denen jeweils nur ein großes Ei produziert wird. Während der Ablage wird das Ei stark zusammengepresst, wenn es durch die enge Vulva nach außen gedrückt wird.

Nematoden haben keine Larven, sondern Jugendstadien. Bei den Draconematiden werden vier Jugendstadien voneinander unterschieden, die sich jeweils zum nächsten Stadium häuten (Clasing, 1980). Bemerkenswert ist, dass das erste und zweite Jugendstadium noch nicht über die charakteristischen Merkmale der Draconematiden verfügen. Ihnen fehlen unter anderem die Hafttuben und die Kopfkapsel (Clasing, 1980). Die Kopffregion ist wie der übrige Körper geringelt und die Amphiden sind winzig klein und knopfförmig. Lediglich die Kopffregion sowie der Schlundmuskel sind bei

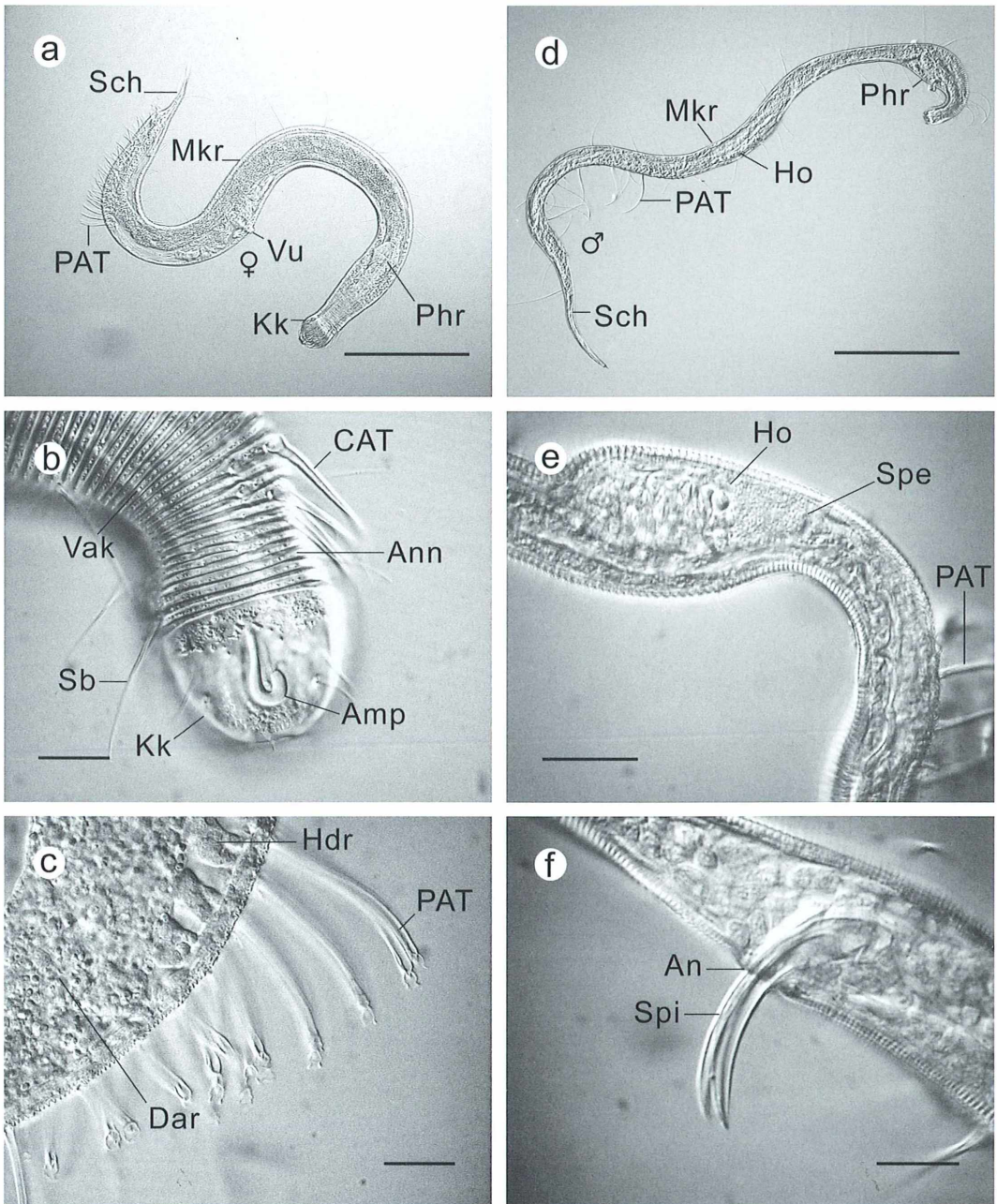


Abb. 5: a–c *Prochaetosoma*-Art, Weibchen. a Habitus, Maßstrich 50 µm. b Kopfende, Maßstrich 10 µm. c Region der posterioren Hafttuben (PAT) mit dazugehörigen Haftdrüsen, Maßstrich 10 µm. d–f Vertreter einer neuen Tiefseegattung, Männchen. d Habitus, Maßstrich 50 µm. e Mittelkörperregion mit Hoden, Maßstrich 25 µm. f Analregion mit ausgefahrenen Begattungsstacheln, Maßstrich 10 µm. Amp Amphid, An Anus, Ann Annulus, Hdr Haftdrüse, Ho Hoden, Kk Kopfkapsel, CAT cephaler Hafttubus, Dar Darm, Mkr Mittelkörperregion, PAT posteriorer Hafttubus, Phr Pharynxregion, Sb Sinnesborste, Sch Schwanz, Spe Spermien, Spi Spiculum, Vak Vakuole und Vu Vulva. Sämtliche Fotos in Seitenansicht (DIK).

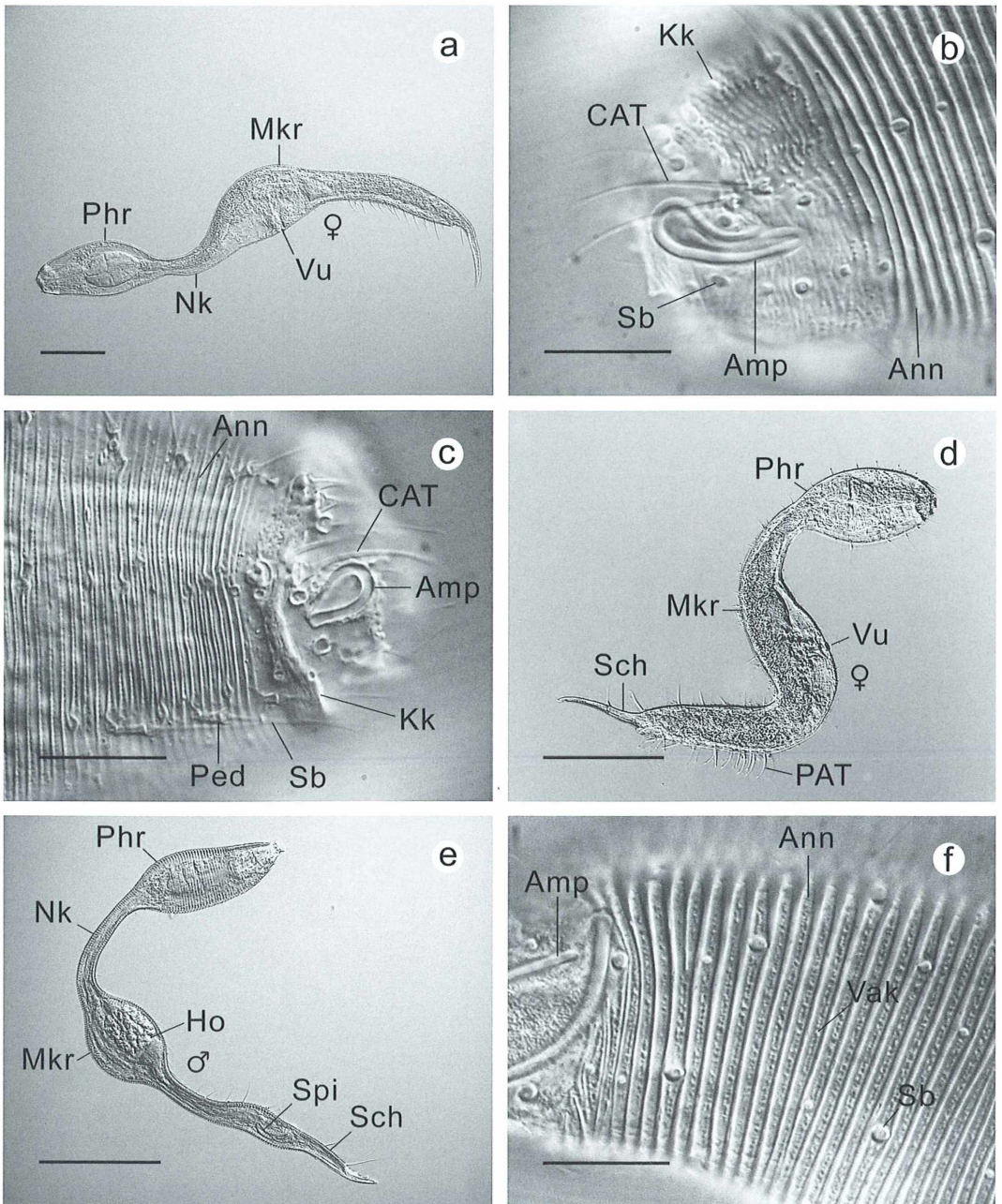


Abb. 6: a–c *Paradracconema*-Art, Weibchen. a Habitus, Maßstrich 100 µm. b Pharynxregion, Maßstrich 10 µm. c Mittelkörperregion, Maßstrich 25 µm. d–f *Tenuidracconema*-Art. d Habitus eines Männchens, Maßstrich 100 µm. e Kopfende eines Weibchens mit spiralförmiger Amphide, Maßstrich 10 µm. f Kopfende eines Männchens mit schlaufenförmiger Amphide, Maßstrich 10 µm. Amp Amphide, Ann Annulus, Kk Kopfkapsel, CAT cephaler Hafttubus, Dar Darm, Ei Eizelle, Fo Follikel, Mkr Mittelkörperregion, Nk Nacken, PAT posteriorer Hafttubus, Phr Pharynxregion, Sb Sinnesborste, Sch Schwanz, Spi Spiculum, Str Stria, Ov Ovarium, Va Vagina und Vu Vulva. Sämtliche Fotos in Seitenansicht und differentiellem Interferenzkontrast (DIK).

diesen jungen Stadien schon deutlicher geschwollen als der restliche Körper. Das zweite Jugendstadium macht die meisten Veränderungen durch: Mehrere Annuli verschmelzen zur Kopfkapsel, die Amphiden werden größer und vier anteriore Hafttuben sowie sechs posteriore Hafttuben werden ausgebildet. Das dritte Jugendstadium gleicht weitestgehend den erwachsenen Nematoden. Jedoch lassen sich die Jugendstadien von nahe verwandten Arten nicht unterscheiden, da beispielsweise die charakteristische Form der Amphiden und die spezifische Anzahl der Hafttuben erst nach der letzten Häutung endgültig ausgebildet sind.

Fundorte und Habitate

Draconematiden wurden bis vor kurzem überwiegend in küstennahen Habitaten gefunden, wobei die Tiefe von 50 m selten überschritten wurde (Allen und Noffsinger, 1978; Decraemer et al., 1997). In der Regel wurden sie zusammen mit anderen Tieren der Meiofauna gesammelt, indem man Algen aus der Gezeitenzone oder den Grobsand zwischen Algen oder Korallen ausspülte (Allen und Noffsinger, 1978). Mit Hilfe dieser einfachen Sammeltechnik wurden Draconematiden weltweit nachgewiesen, sowohl in den Tropen als auch in arktischen Gewässern. Die bisherigen Nachweise in diesen küstennahen Habitaten bedeuten nicht, dass es sich dabei um den bevorzugten Lebensraum der Draconematiden handelt, vielmehr spiegeln sich in den bisherigen Fundorten deren leichte Zugänglichkeit für die Meiobenthologen während des Niedrigwassers wider (Gad, 2002). Die meisten Arten der Draconematiden wurden vom indo-pazifischen Raum, vom Atlantik und dem karibischen Meer beschrieben. Zoogeographische Daten sind selten. Trotz der auffälligen Gestalt dieser Nematoden ist von mehr als der Hälfte aller bisher bekannten Arten nur der erste Fundort bekannt (Allen und Noffsinger, 1978; Decraemer et al., 1997). Funde der letzten Jahre deuten darauf hin, dass Draconematiden auch in ozeanischen Habitaten, fern von Küsten, regelmäßig vorkommen. Es gibt Arten, die sich auch auf ein Leben in oder auf Weichböden der Tiefsee angepasst haben (Kito, 1983; Bussau, 1993; Decraemer et al., 1997). In den Proben der DIVA I (Diversity of the deep sea in the Atlantic) Expedition zum Angola Becken im Jahre 2000 (Arbizu und

Schminke, 2005) tauchen Draconematiden zwar in geringen Dichten (Abundanzen), jedoch erstaunlich regelmäßig auf. Das Gleiche gilt für Tiefseebecken im zentralen Pazifik (Bussau, 1993). Hohe Dichten von Draconematiden wurden neuerdings in Kaltwasserkorallenriffen der Tiefsee entdeckt (Raes et al., 2003). Diese Kaltwasserriffe sind nicht wie die tropischen Korallenriffe auf Sonnenlicht angewiesen, sondern deren Korallen ernähren sich von Plankton und organischem Material, das aus den sonnendurchfluteten oberen Wasserschichten stammt. Bekannte Kaltwasserriffe bedecken weite Bereiche der Kontinentalsockel und erstrecken sich im Nordatlantik als ein breiter Gürtel von Norwegens Fjorden bis Gibraltar. Sie werden jedoch gegenwärtig weltweit an immer neuen Orten nachgewiesen (Freiwald, 2003). Die Kaltwasserriffe im Nordatlantik wurden in den letzten Jahren intensiver als bisher erforscht. Draconematiden haben, so scheint es, diese Riffe erfolgreich besiedelt, und die weite Verbreitung dieses Hartsubstrates in der Tiefsee lässt sie nun auch noch weiter verbreitet sein als bisher vermutet.

Im Kontext dieser Entdeckungen steht auch die diverse Meiofauna der Großen Meteorbank. Das Plateau dieses gigantischen Goyots (Tafelberg) südlich der Azoren umfasst 1.465 km² und war einst ebenfalls von Korallenriffen bedeckt. Mittlerweile sind diese Riffe erodiert und ihre Reste bedecken als grobe Kalksande das gesamte Plateau. Sowohl lebende Riffe als auch deren grobkörnige Überreste scheinen ein ideales Substrat für eine vielfältige interstitielle Meiofauna zu sein (George und Schminke, 2002; Gad, 2002). Auf jeden Fall sind sie auch ein gutes Habitat für Draconematiden, denn es wurden 14 neue Arten allein auf der Großen Meteorbank gefunden (Gad, 2004). Sie verteilen sich auf fast alle bekannten Gattungen. Gegenwärtig werden die Draconematiden noch in einem typologischen System von rund 70 Arten zusammengefasst, die sich in 14 Gattungen aufteilen (Decraemer et al., 1997). Bei nur 70 weltweit bekannten Arten bedeuten 14 neue Arten einen erheblichen Zuwachs. Ozeanische Berge wie die Große Meteorbank gelten nach den neuesten Erkenntnissen als Hort großer Artenvielfalt, da sie ähnlich wie Inseln eine isolierte Lage aufweisen können (George und Schminke, 2002; Gad und Schminke, 2004). Diese Isolation begünstigt anscheinend die Entwicklung einzigartiger Tiergemeinschaften

(Endemiten). Besonders die Meiofauna scheint davon betroffen zu sein, da deren Vertreter über keine planktischen Larven verfügen, die eine weite Ausbreitung begünstigen. Die nächstverwandten Arten der Draconematiden von der Großen Meteorbank stammen anscheinend von den Kaltwasserriffen der Umgebung, von küstennahen Lebensräumen des nordwestlichen Atlantiks und aus dem Mittelmeer. Die starke Strömung des Wasseraustausches des Mittelmeeres bei Gibraltar ist dafür verantwortlich, dass anscheinend auch Tiere der Meiofauna aus dieser Region bis zur Großen Meteorbank transportiert wurden und das Plateau seinerzeit erfolgreich besiedelten.

Ökologische Gruppen

Innerhalb der Draconematiden gibt es verschiedene Formen, deren Morphologie die Anpassung an verschiedene Lebensräume widerspiegelt. Eine Gruppe verfügt über lang gestreckte Körper und deutlich geschwollene, keulenförmige Kopfsenden, die eine relativ dünnwandige konische Kopfkapsel tragen. Die Zähnnchen in der Mundhöhle sind bei ihnen klein und wenig entwickelt. Die Hafttuben sind jedoch kräftig und haben die charakteristischen glockenförmigen Spitzen. Besonders die hinteren Hafttuben konzentrieren sich in großer Anzahl in einem kurzen Abschnitt und verfügen gleichzeitig über auffällig große Haftdrüsenpakete. Zu dieser Gruppe gehören zum Beispiel Arten der Gattungen *Eudraconema* und *Tenuidraconema*. Sie repräsentieren die Arten, die auf exponierten Oberflächen von Algen, Steinen und Korallen häufig vorkommen.

Arten der Gattung *Eudraconema* (Abb. 1a, 4a) haben einen Habitus, den Experten lange Zeit als typisch für die gesamte Gruppe der Draconematiden angaben. Zehn recht gleichförmige Arten sind bekannt und einige davon gehören zu den am häufigsten gefundenen Draconematiden, die bisher in fast allen Meeresgebieten nachgewiesen wurden (Allen und Noffsinger, 1978). Das liegt anscheinend daran, dass sie relativ groß und leicht erkennbar sind und in gut zugänglichen küstennahen Habitaten vorkommen. Korallen, Kalkalgen und Tange gehören zu den Substraten, auf denen sie immer wieder entdeckt werden. Die Arten dieser Gattung haben Lichtsinnesorgane in Form von großen Augenflecken auf der Höhe der Kopfkapsel, die im Mikroskop

gut erkennbar sind. Charakteristisch sind auch die kutikularen Striae der Annuli-Oberflächen und die dornenförmigen Vorsprünge an der Basis der Kopfkapsel (Abb. 4b).

Die Gattung *Tenuidraconema* (Abb. 4d) ist bisher durch nur eine Art aus dem Pazifik vertreten (Decraemer, 1989), doch neulich wurden zwei neue Arten im Atlantik entdeckt: Eine auf dem Plateau der Großen Meteorbank und eine weitere, die auf den Kaltwasserkorallenriffen der Tiefsee des westeuropäischen Beckens vorkommt (Gad, Raes, nicht publiziert). Diese Arten sind zarte und ausgesprochen lang gestreckte Vertreter der Draconematiden, die einen deutlichen Sexualdimorphismus in der Form der Amphiden aufweisen (Abb. 4e–f).

Die Arten der zweiten Gruppe sind ebenfalls lang gestreckt, doch ihr Kopfende ist kaum geschwollen, dafür haben sie eine auffallend dickwandige, runde Kopfkapsel. Die Mundhöhle ist mit kräftigen Zähnnchen bestückt. Ihre Hafttuben einschließlich deren Haftdrüsen sind nicht so kräftig ausgebildet, bei einigen Arten sind sie sogar so schlank wie Sinnesborsten und kaum davon zu unterscheiden. Zu dieser Gruppe zählen Arten der Gattungen *Prochaetosoma* und die einer neuen Gattung, die in der Tiefsee des Angola Beckens (auf der Höhe der Küste Namibias) entdeckt wurden. Es handelt sich dabei um Arten, die auf oder in Böden leben, die sowohl aus groben sandigen als auch aus lehmigen Sedimenten bestehen.

Arten der Gattung *Prochaetosoma* (Abb. 1b, 5a) mit ihren nahezu zylindrischen Körpern gleichen am ehestens den Lehrbuch-Nematoden, da die beiden Körperschwellungen bei ihnen weniger deutlich ausgebildet sind. Auch sie gehören mit elf bekannten Arten zu den häufiger nachgewiesenen Draconematiden, die in grobem Sand und auf kalkigen Substraten in Küstennähe vorkommen (Allen und Noffsinger, 1978).

Arten einer neuen Gattung (Abb. 1c, 5d) wurden als Teil einer charakteristischen Artengemeinschaft lehmiger Tiefseeböden identifiziert. Sie verfügen über die längsten posterioren Hafttuben. Anscheinend leben diese Draconematiden in der flockigen oberflächennahen dermalen Driftzone. Außer im Angola Becken wurden diese Nematoden auch in Proben von verschiedenen anderen Tiefseegebieten gefunden. Eine dritte Gruppe umfasst etwas mehr als die Hälfte aller bekannten Arten, die durch kleine, relativ kurze und gedrungene Körper charakterisiert sind. Die Verdickung von Kopf- und

Mittelkörper sind bei ihnen am deutlichsten ausgeprägt. Das Kopfende trägt eine konische Kapsel, die in ihrer Länge von lang bis zu sehr kurz variiert. Die Mundhöhle ist zahnlos oder mit winzigen Zähnchen besetzt. Ihre Hafttuben sind in geringer Anzahl vorhanden und verteilen sich oft entlang der gesamten hinteren Körperregion.

Zu dieser Gruppe zählen unter anderem die 24 Arten der Gattungen *Dracograllus* (Abb. 2a–c, 6a, d, e). Sie sind Bewohner des Lückensystems von sandigen Böden. Die Arten dieser Gattung sind in ihren Merkmalen sehr variabel (Abb. 2a–c) und es ist fraglich, ob sie tatsächlich eine einheitliche Stammeslinie repräsentieren. Es besteht die Möglichkeit, dass diese gedungenen Arten das Ergebnis von mehreren Evolutionsereignissen sind, die dazu führten, dass das Lückensystem mehrmals unabhängig voneinander erfolgreich besiedelt wurde. Die hier vorgenommene Einteilung der Draconematiden in ökologische Gruppen orientiert sich nicht an deren gegenwärtiger Systematik, die sich derzeit im Umbruch befindet.

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Horst Kurt Schminke für seine Unterstützung meiner Arbeiten.

Literaturhinweise

- Allen, M. W., Noffsinger, E. M.: A revision of the marine nematodes of the superfamily Draconematoidae Filipjev, 1918 (Nematoda). University of California Publications in Zoology 109, Berkeley 1978.
- Arbizu, P. M., Schminke, H. K.: DIVA 1-Expedition to the deep sea of the Angola Basin in 2000 and DIVA 1-Workshop in 2003. Organisms Diversity and Evolution 5 (Suppl. 1), 1 (2005).
- Bussau, C.: Taxonomische und ökologische Untersuchungen an Nematoden des Peru-Beckens. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel 1993.
- Decraemer, W.: Three new draconematid species from Papua New Guinea. Bulletin de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique (Biologie) 59, 5–24 (1989).
- Decraemer, W., Goubault, N.: Marine nematodes from Guadeloupe and other Caribbean islands. II – Draconematidae. Zoologica Scripta 15, 107–118 (1986).
- Decraemer, W., Goubault, N., Backeljau, T.: Marine nematodes of the family Draconematidae (Nematoda): a synthesis with phylogenetic relationships. Hydrobiologia 357, 185–202 (1997).
- Clasing, E.: Postembryonic development in species of Desmodoridae, Epsilonematidae and Draconematidae. Zoologischer Anzeiger 204, 337–344 (1980).
- Freiwald, A.: Korallengärten in kalten Tiefen. Spektrum der Wissenschaft 2, 56–63 (2003).
- Gad, G.: The relation between habitus and habitat structure as evidenced by a new species of *Glochinema* (Nematoda, Epsilonematidae) from the plateau of the Great Meteor Seamount. Hydrobiologia 474, 171–182 (2002).
- Gad, G.: Das unbekannte Ausmaß mariner Biodiversität am Beispiel der Meiofauna – neue Tiergruppen als eine Herausforderung für Taxonomie und Systematik. In: Korn, H., Feit, U. (Hrsg.): Treffpunkt Biologische Vielfalt 2002, S. 245–250. Bundesamt für Naturschutz, Bonn 2003.
- Gad, G.: Diversity and assumed origin of the Epsilonematidae (Nematoda) of the plateau of the Great Meteor Seamount. Archive of Fishery and Marine Research 51, 30–42 (2004).
- Gad, G., Schminke, H. K.: How important are seamounts for the dispersal of meiofauna? Archive of Fishery and Marine Research 51, 43–54 (2004).
- George, K. H., Schminke, H. K.: Harpacticoida (Crustacea, Copepoda) of the Great Meteor Seamount, with first conclusions as to the origin of the plateau fauna. Marine Biology 144, 887–895 (2002).
- Giere, O.: Meiobenthology – the microscopic fauna in aquatic sediments. Springer Verlag, Berlin 1993.
- Higgins, R. P., Thiel, H. (eds.): Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C. 1988.
- Kito, K.: Deep-sea nematodes of Mindanao Island, the Philippines. I Draconematidae. Annotationes zoologicae Japonenses 56, 27–41 (1983).
- Lambhead, P. J. D.: Recent developments in marine benthic biodiversity research. Oceanis 19, 5–24 (1993).
- Lorenzen, S.: *Glochinema* nov. gen. (Nematodes, Epsilonematidae) aus Südkile. Mikrofauna Meeresboden 47, 393–412 (1974).
- Platt, H. M., Warwick, R. M.: Free-living marine nematodes, Part II. Synopses of the British fauna (New series) 38, Cambridge University Press, Cambridge 1983.
- Raes, M., Vanreusel, A., Decraemer, W.: Epsilonematidae (Nematoda) from a cold-water coral environment in the Porcupine Seabight, with a discussion on the status of the genus *Metaglochinema* Goubault & Decraemer, 1986. Hydrobiologia 505, 49–72 (2003).
- Stauffer, G.: Die Lokomotion der Nematoden. Beiträge zur Kausalmorphologie der Fadenwürmer. Zoologische Jahrbücher (Abteilung Systematik) 49, 1–118 (1924).
- Warwick, R. M., Platt, H. M., Somerfield, P. J.: Free-living marine nematodes. Part III. Monhysterids. Synopsis of the British Fauna (new series) No. 53, Field Studies Council, Shrewsbury 1998.
- Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie – Erster Teil: Einzeller und wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
- Verfasser: Dr. Gunnar Gad, Fakultät V (Mathematik und Naturwissenschaften), Institut für Biologie & Umweltwissenschaften, AG Zoosystematik und Morphologie, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, D-26111 Oldenburg, e-mail: gunnar.gad@mail.uni-oldenburg.de

Nachricht

Planktonkundler auf der Landesgartenschau von NRW in Leverkusen 2005, eine Neuheit für Gartenschauen!

Die Landesgartenschau von Nordrhein-Westfalen (NRW) in Leverkusen (16.4.05–09.10.05) hatte das „Finnische Dorf“ als Besonderheit. Hier gab es Ausstellungen der Jäger, Angler, Förster und eine Vertretung der Landesgemeinschaft Naturschutz und Umwelt (LNU) von NRW.

Die LNU präsentierte sich mit ihrer NRW-Ortsgruppe Leverkusen durch Mikroskopiker, insbesondere Dres. M. Denecke, F. Malcharek und C. Rasp organisierten das Programm. Mit Hilfe von vier verschiedenen Mikroskopen und entsprechender Bildübertragung auf einen Bildschirm wurde Plankton im Durchlicht und Auflicht sowie Polarisationsmikroskopie in einem kleinen Vorführraum den Besuchern geboten und erläutert (Abb. 1). Für die Durchlichtmikroskopie wurden das Mikroskop BIOLAR von PZO und das Stereomikroskop ML-5 von PZO eingesetzt. Als Auflichtmikroskop diente das Binokular MBS-10 von Lomo. Für die Polarisationsmikroskopie stand das Drehtisch-Mikroskop MIN-8 von Lomo zur Verfügung. Die Beleuchtung der Mikroskope und die Bildübertragung auf einen Bildschirm wurden von Dr. Franz Malcharek eingerichtet.

Das lebende Plankton, allem voran die Wimperkugel (*Volvox aureus*), die große Wimperkugel (*Volvox globator*) und der braune Süßwasserpolymp (*Hydra oligactis*) begeisterten Jung und Alt. Auch die Farben-

pracht farbloser kristalliner und nicht kristalliner Substanzen durch polarisiertes Licht (Abb. 2), das Zeichnen eines Labyrinths und die Malteserkreuz-Zieralge (*Microsterias crux melitensis*) sprachen die Besucher stark an.

Diese Präsentation von naturkundlichen Mikroskopikern war nicht nur eine Neuheit für Gartenschauen in Deutschland, sondern auch ein voller Erfolg, denn es konnten während der Gartenschau bei fast täglicher Anwesenheit der LNU-Ehrenamtlichen gut siebentaused Besucher fasziniert werden.

Dr. Christian Rasp, Bergisch Gladbach

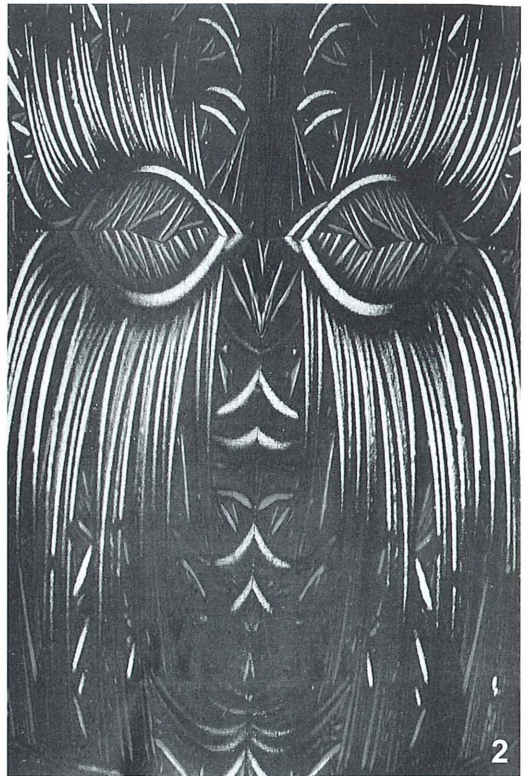


Abb. 1: Im Vorführraum der Landesgemeinschaft Naturschutz und Umwelt wird einer Besucherin das Plankton erklärt.

Abb. 2: Spiegelbild-Kollage eines polarisationsmikroskopischen Bildes unter Nutzung gekrümmter Kristallnadeln eines Phthalsäurekristallits.

Ein Reisemikroskop aus Ebay-Restchen

Martin Mach

Im Laufe eines Mikroskopiker-Lebens sammelt sich so Manches an, was aus heutiger Sicht als absolut überflüssig erscheint. Fast jeder von uns hat zuhause eine Schublade mit Optik-Krimskrams, welcher sogar auf dem Flohmarkt nur schwer zu verkaufen wäre. Hier wird gezeigt, wie wir sogar dieser Situation noch etwas Positives abgewinnen können: Wir bauen uns ein Reisemikroskop.

Die Miniaturisierung hat sich in vielen technischen Bereichen als nicht weiter hinterfragter Fortschrittsmaßstab und Konsummotor etabliert. Denken wir nur an die vielen, manchmal recht mysteriösen Berichte über Nanotechnologie. Auch die zunehmend kleiner geratenden Mobiltelefone, einige davon mit der Ergonomie eines Stücks nasser Seife, gehören zu den selbstverständlichen Attributen von U-Bahn-Fahrgästen, Autofahrern und zweigleisig flirtenden Restaurantbesuchern. An dicht gepackte, mikroskopisch kleine Leiterbahnen in Computerchips haben wir uns alle schon längst gewöhnt. Auch Fotoapparate, welche sich dank immenser Miniaturisierung locker hinter einer Kreditkarte verstecken können, finden sich mittlerweile auf den Weihnachts-Wunschzetteln unserer Kinder und Enkel.

Reisemikroskope in Literatur, Film und Wirklichkeit

Bei den Mikroskopen ist das alles ein wenig anders. Es hat den Anschein, als sei hier die Geräte-Miniaturisierung schon Geschichte. Am eindrucksvollsten zelebrieren Roman-Detektive wie zum Beispiel Sherlock Holmes und Dr. Thorndyke das Mikroskop und im Besonderen das Reisemikroskop. Ein kleines Reisemikroskop zählt zu ihren unverzichtbaren, mobilen Ausrüstungsgegenständen und verhilft zu einer wissenschaftliche Klasse, welche die Kollegen von der „richtigen“ Polizei als peinliche Anfänger deklariert, wie folgender Auszug aus Richard Austin Freemans (1910) *Der Fall Oscar*

Brodski zeigt: ... Aber sind denn diese winzigen Dinger wirklich zu gebrauchen? Dieses Mikroskop zum Beispiel – Vollkommen ausreichend für kleine und mittlere Vergrößerungen, sagte Thorndyke. Es sieht zwar aus wie ein Spielzeug, ist aber keins und hat sogar die besten Linsen, die es gibt. Natürlich wäre ein normales Mikroskop unvergleichlich besser – aber das kann ich ja nicht immer mitnehmen und müßte mich dann mit einer Lupe behelfen.



Abb. 1: Aufnahme um 1906: Der Königliche Kriminalkommissar Dr. jur. Erich Anuschat beim Gebrauch seines kriminalistischen Taschensmikroskops. Dr. Anuschat verwendet ein einfaches, so genanntes Algensucher-Gerät.

Die echten Kriminalisten konnten sich diese Schmach nicht auf Dauer gefallen lassen. Betrachten wir als Beispiel die Arbeiten des königlichen Kriminalkommissars Dr. jur. Erich Anuschat (Anuschat, 1906). Das Taschenmikroskop spielt hier eine zentrale Rolle. Der königliche Kriminalkommissar lässt sich sogar bei der Spurensuche im Wald mit standesgemäßer Kopfbedeckung und Taschenmikroskop ablichten (Abb. 1). Anuschats Texte empfehlen sich auch heute noch als ausgefallene Fachlektüre. Er erklärt den mikroskopischen Nachweis von Blut, die mikroskopische Untersuchung von Holzpartikeln und Metallstäuben, die Unterscheidung menschlicher und tierischer Haare und vieles mehr. Sogar die Mikrochemie mit Hilfe des Taschenmikroskops und die Mikrofotografie durch das Taschenmikroskop schrecken ihn nicht.

In William Wylers Filmkomödie *Wie klaut man eine Million* (1966) erleben wir einen smarten Kunstsachverständigen mit Reisemikroskop (Peter O'Toole) als männlichen Hauptdarsteller neben der attraktiven Audrey Hepburn. Die Pinzette des Profis mag ein wenig grob erscheinen für die diffizilen Gemäldeuntersuchungen. Aber es sieht schon verdammt lässig aus, wie er, mit leuchtend blauen Augen und einer glimmenden Zigarette in der Hand, an seinem Reisemikroskop im Hotel schwierige maltechnische Fragestellungen löst.

Anhand der einschlägigen Publikationen von Sammlern und für Sammler können wir uns noch heute vor Augen führen, mit welcher Be-

geisterung und in welcher Vielfalt Reisemikroskope und Taschenmikroskope erdacht, verkauft und vielleicht auch benutzt worden sind. Wir finden Objektstische, welche sich in die vertikale Position klappen lassen, äußerst kompakte Satzobjektive mit ausklappbaren Einzelinsen, versenkbare Objektive, klappbare Hufeisenfüße, komplizierte Strahlenumleitungen, miniaturisierte und völlig zerlegbare Universalmikroskope, storchenbeinhafte Dreibeinkonstruktionen, „Polly-Pocket“-Köfferchen, welche nicht nur das Kleinmikroskop, sondern zusätzlich noch jedes erdenkliche Zubehör enthalten, erdbebensichere Gehäuse, satt drehende Präzisions-Mikrometerschrauben, Miniaturspiegel, integrierte Mikrofläschchen mit Immersionsöl usw.

Der australische Sammler Mike Dingley hat eine bunte Auswahl der Weltproduktion an Kleinmikroskopen auf einer CD zusammengepackt. Vieles ist aber auch kostenlos im Internet nachzulesen (siehe unten bei Links).

Einige klassische, historische Reisemikroskope sind übrigens heute noch durchaus nutzbar, jedoch bei Sammlern heiß begehrt und deshalb für viele Amateure leider praktisch unerreichbar.

Reisemikroskope verschiedener Hersteller

Dem bei Hensoldt schon seit langem nicht mehr hergestellten Protami-Mikroskop (Abb. 2) steht ein stufenloser Vergrößerungsbereich zwischen

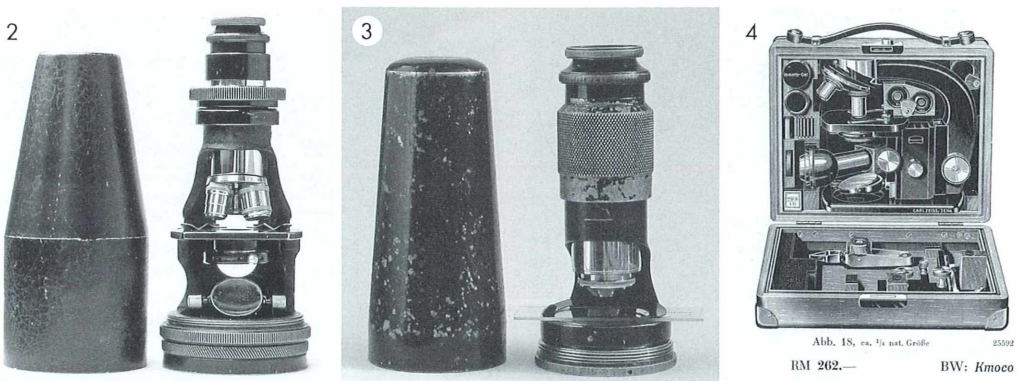


Abb. 2: Das Protami der Firma Hensoldt, Wetzlar. Professionelles Kleinmikroskop mit Dreifach-Objektivrevolver, Kondensor, ausziehbarem Tubus, stufenlos variabler Vergrößerung zwischen 40fach und 1.450fach. Ölimmersionsobjektiv, aufschraubbare Aluminiumschutzkappe. – **Abb. 3:** Kleinmikroskop Tami der Firma Hensoldt. – **Abb. 4:** Reisemikroskop der Firma Zeiss in Eichenholzkoffer, Stativ Lr. Abbildung aus dem Zeiss-Jena-Katalog von 1939.

40fach und 1.450fach zur Verfügung. Das Ölimmersionsobjektiv des Protami löst schwierige Diatomeen-Testpräparate wie zum Beispiel die Schale der Diatomee *Amphipleura pellucida* genauso gut auf wie ein modernes Kursmikroskop. Das Protami ist bei Versteigerungen heiß umkämpft und erreicht problemlos Gebote, welche weit über 1.000 € liegen.

Für Untersuchungen bei kleineren Vergrößerungen kann auch das winzige, ebenfalls zuckerhutförmig abgeschirmte Tami (Abb. 3) völlig ausreichen. Das Tami ist wie das Protami ein Produkt der Firma Hensoldt, mit bis zu 250facher Vergrößerung.

Mikroskope vom McArthur-Typ, das heißt umgekehrte Mikroskope mit zweifacher Prismen-umlenkung, finden sich in zahlreichen Varianten, sei es als teure werkstoffkundliche Variante oder auch in Plastik als kostengünstiges Open University-Modell.

Hier im MIKROKOSMOS wurde wiederholt über das zwar auch nicht mehr ganz neue, jedoch immer noch käufliche Swift-Exkursionsmikroskop H51 berichtet.

Extrem teuer wird Nikons Modell H gehandelt, ebenfalls ein Gerät mit doppelt umgeleitetem Strahlengang, welches von der Form her an eine klassische Kleinbild-Sucherkamera erinnert (ausführliche Beschreibung mit Abbildungen im Internet).

Auch bei Zeiss und Leitz gab es früher Reisemikroskope, wahlweise in der kleinen Revolvertasche (Leitz Minor) oder im gut abgedichteten Eichenholzkoffer (Zeiss Reisetativ Lr) (Abb. 4).

Tja, und dann, irgendwann, scheint das Reisemikroskop irgendwie aus der Mode gekommen zu sein. Deshalb empfiehlt wohl auch Werner Nachtigall in seinem Buch *Mikroskopieren* (1994), sich ein derartiges Gerät selbst zu bauen.

Was ein Reisemikroskop können muss

Schon hier scheiden sich die Geister. Viele Mikroskopie-Amateure sehen heutzutage beispielsweise in einem binokularen Mikroskoptubus keinen Luxus mehr, halten ihn vielmehr für eine selbstverständliche Notwendigkeit. Die ehrwürdigen Professoren Ehrenberg und Haeckel hätten uns hierfür sicherlich mit Spott überzogen, aber im direkten Vergleich spricht fraglos Vieles für einen komfortablen Doppel-

einblick, möglichst mit Dioptrienregelung, auch bei einem Reisemikroskop.

Bei den Objektiven und Okularen gibt es zwei Möglichkeiten. Hier müssen wir uns in erster Linie entscheiden, ob wir ein größeres Gerät mit Standardoptik und Standardgewinden oder ein kleineres mit nicht standardisierten Spezialobjektiven wollen. Die schon erwähnten Taschenmikroskope der Firma Hensoldt haben gezeigt, dass auch extrem kleine Spezialobjektive in punkto Auflösung und Bildqualität durchaus mit Standardoptik Schritt halten können.

Es ist einleuchtend, dass alle Erweiterungswünsche, zum Beispiel die Umstellung auf polarisiertes Licht, bei den kleinen Spezialoptiken manchmal überhaupt nicht möglich sein werden und, wenn doch, normalerweise erheblich teurer kommen werden als bei den Gegenstücken aus der genormten Einheitswelt. Wer auf hohe Vergrößerungen nicht verzichten will, kommt an entsprechenden Anforderungen im Hinblick auf den Strahlengang (Kondensor, Blenden) nicht vorbei. Nicht zuletzt müssen die mechanische Stabilität, die Präzision des Fokussier-Feintriebs und die Erschütterungsempfindlichkeit so ausgelegt sein, dass das praktische Arbeiten nicht zum zitterigen Nervenkitzel wird.

Mancher Amateur würde im Urlaub auch gerne ab und zu ein Mikrofoto aufnehmen, am liebsten natürlich mit der ohnehin zur Verfügung stehenden Allerweltskamera. Infolge der unterschiedlichen Anwendungen, der unterschiedlichen Wünsche und Preisvorstellungen blicken wir heute auf eine große Menge von fertigen Lösungsvorschlägen aus dem 20. Jahrhundert, eine Vielfalt, aus der wir viel für eigene Projekte lernen können.

Ein Reisemikroskop aus Ebay-Mikroskopie-Restchen

Beim Internet-Auktionshaus Ebay wird keineswegs, wie spitze Zungen behaupten, grundsätzlich nur Schrott versteigert. Ein Ebay-Käufer muss sich allerdings ausschließlich anhand von Fotos und beschreibenden Texten über die Qualität eines angebotenen Mikroskops oder Optikteils informieren. Es könnte nun natürlich sein, dass das Ebay-Foto völlig unscharf ist (Verkäufer: *Meine Kamera fokussiert nicht näher als 1 m.*), dass der Verkäufer sich fach-

lich nicht genauer äußern will oder kann (*Das Teil stammt von meinem Opa. Der hat bis 1928 in Berlin Medizin studiert.*), oder dass ein größerer Posten an Optiken mit diversen Resten und Altlasten angeboten wird. Ob mit oder ohne Ebay, bei jedem Amateurmikroskopiker sammeln sich mit der Zeit Teile an, die bei nüchternder Betrachtung fehl am Platze und deshalb überflüssig sind. Es liegt nahe, diese Teile wieder zu verwenden, wobei der Phantasie kaum Grenzen gesetzt sind.

Das Baumaterial – „überflüssige“ Teile

Im Falle des Autors waren zum Beispiel vorhanden: 1. Ein solider, binokularer Tubus, von einem Meopta-Forschungsmikroskop, anlässlich der Umrüstung auf einen trinokularen Fototubus in Rente geschickt. 2. Ein einsamer Tubus von einem Hertel & Reuss-Kursmikroskop, mit Objektivrevolver, als Dreingabe bei Ebay erhalten (Abb. 5). 3. Ein Meopta AZ3 Exkursionsmikroskop mit einem blinden Objektiv (Abb. 6). 4. Das Meopta AZ3 scheint als abgespeckter und etwas unglücklicher Nachfolger des bewährten Meopta-AZ2-Exkursionsmikroskops (rundes Stativ, mit Schutzhaube) nur geringe Verbreitung gefunden zu haben. 5. Diverse Normobjektive (2,5 \times , 6,3 \times , 16 \times), zwei 10 \times Okulare, Umlenkprismen. 6. Ein defekter Balgenapparat für die Makrofotografie.

Wunschvorstellungen: Was soll das neue Mikroskop können? Das Mikroskop sollte folgendem Profil entsprechen: 1. Waagerechter Objektstisch, auf welchem gut mit flüssigen Proben gearbeitet werden kann. 2. Wenn möglich,

inverses Mikroskop. Arbeiten mit Petrischale möglich? 3. Gute Bildqualität bei sehr niedrigen bis maximal mittleren Vergrößerungen. 4. Einsatz der vorhandenen Standardobjektive und Okulare. 5. Stufenlose Batteriebeleuchtung bei gleichmäßiger Ausleuchtung. 6. Gewicht: maximal 2 kg. 7. Die Maße deutlich kleiner als ein Kursmikroskop. 8. Halbwegs erträgliche Ergonomie, möglichst binokularer Einblick.

Konstruktionsprinzip

Wie die oben zusammengestellte Liste der wichtigsten Teile zeigt, war das Selbstbau-Reisemikroskop, was die Optik anbelangt, praktisch schon komplett. Es galt in erster Linie, die schon vorhandenen Teile korrekt zueinander zu positionieren und eine zeitgemäße Beleuchtung einzubauen.

Wie die Gesamtabbildungen (Abb. 7–9) zeigen, handelt es sich um ein umgekehrtes Mikroskop mit einem seitlich angebrachten, binokularen Einblick. Das von der kastenförmigen Lichtquelle ganz oben erzeugte Licht trifft zunächst auf das Präparat und wird unter diesem, in der Alubox durch ein 90-Grad-Prisma (Abb. 10) umgelenkt, so dass es von der Seite betrachtet werden kann.

Technische Umsetzung

Die Erfahrungen des Autors mit vorweihnachtlichen Laubsäge-Arbeiten liegen zwar schon länger zurück. Unbefriedigende Ergebnisqua-

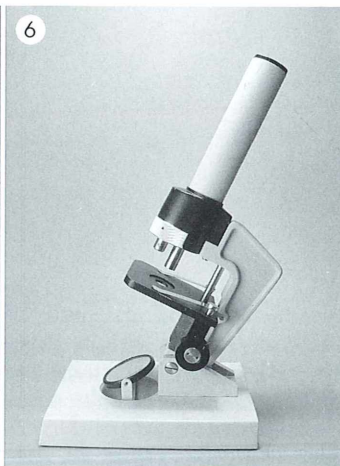
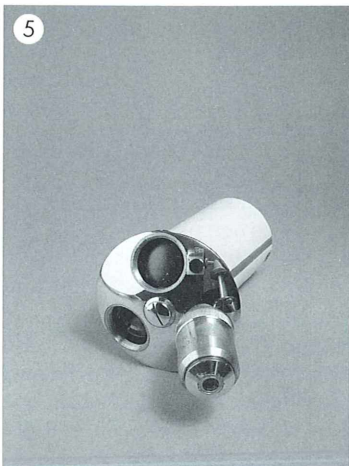


Abb. 5: Separater Mikroskop-tubus mit Objektivrevolver, Zugabe bei einer Ebay-Versteigerung. – Abb. 6: Ungeliebtes Exkursionsmikroskop AZ3 der Firma Meopta, mit einem defekten Objektiv, bei Ebay gekauft.

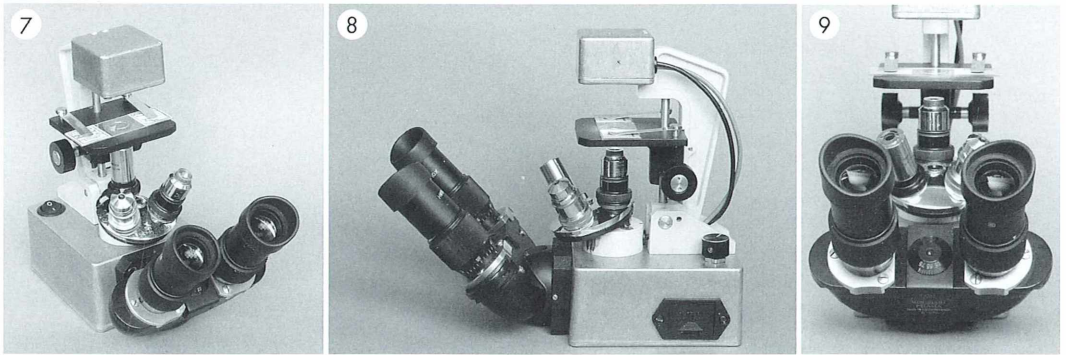
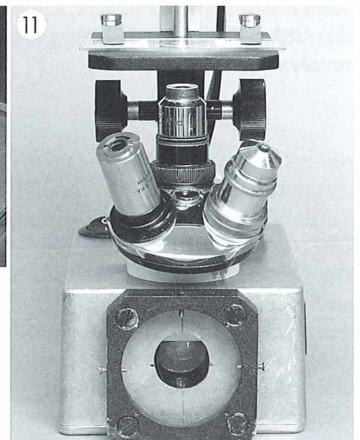
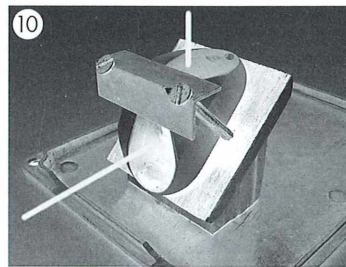


Abb. 7–9: Gesamtansichten des selbst gebauten, inversen Reisemikroskops.

Abb. 10: Anbringung des Prismas auf der Bodenplatte des Alugehäuses. Es handelt sich um ein so genanntes Wendeprisma, das heißt, um ein Prisma zur 180°-Umkehr eines Lichtstrahls bei zweimaliger Reflexion, wie es in Feldstechern verwendet wird. Im vorliegenden Fall wird es als 90°-Prisma eingesetzt. Im Bild ist angedeutet, wie der von oben, das heißt von Lichtquelle und Präparat kommende Lichtstrahl um 90° in Richtung auf den an der Frontseite des Gehäuses angebrachten Binokulareinblick umgeleitet wird. – Abb. 11: Montage-Flansch zur Aufnahme des Binokulareinblicks.



lität und der mangelhafte Wirkungsgrad dieser verzweiferten Aktionen sind jedoch noch nicht vergessen. Es lag deshalb nahe, nach einfacheren, effizienteren Methoden und besser geeigneten Materialien zu suchen. Ein sehr gutes und variabel einsetzbares Konstruktionselement sind annähernd quaderförmige, formstabile Aluguss-Gehäuse, die von den großen Elektronik-Versandhäusern angeboten werden (Preis je nach Größe bis zu 20 €). Diese Gehäuse sind leicht, staubdicht zu verschrauben, haben abgerundete Kanten und lassen sich problemlos bearbeiten. Bei der hier vorgestellten Konstruktion mussten in erster Linie kreisrunde Löcher mit einem Durchmesser bis zu 2 cm gebohrt werden. Hierzu ist eine Tischbohrmaschine erforderlich. Das Hertel & Reuss Mikroskop-Tubusrohr wurde mit einer Gehrungssäge bis auf circa

20 mm Länge gekürzt und kopfüber, mit dem Objektrevolver nach oben, auf die Alubox montiert.

Objekttisch, Tubusträger und Fokussiertrieb des Meopta-Exkursionsmikroskops wurden als Ganzes abgeschraubt und ebenfalls oben auf die Alubox montiert. Als Halterung für den Binokularkopf dient ein Bestandteil des oben erwähnten Balgengerätes, dessen Bohrung zufällig zur Schwalbenschwanzkupplung des Binokularkopfes passte. Auf diese Weise kann der Binokularaufsatz nach wie vor ausgebaut und anderweitig verwendet werden (Abb. 11). Die Beleuchtung: Im Freien gibt es nur selten Steckdosen und es ist auch nicht jedermanns Sache, bei gleißender Sonne mittels Spiegel geeignetes Tageslicht heranzuangeln. Stattdessen empfiehlt sich heute zweifellos eine LED-Batteriebeleuchtung. Eine Reihe von fundierten,

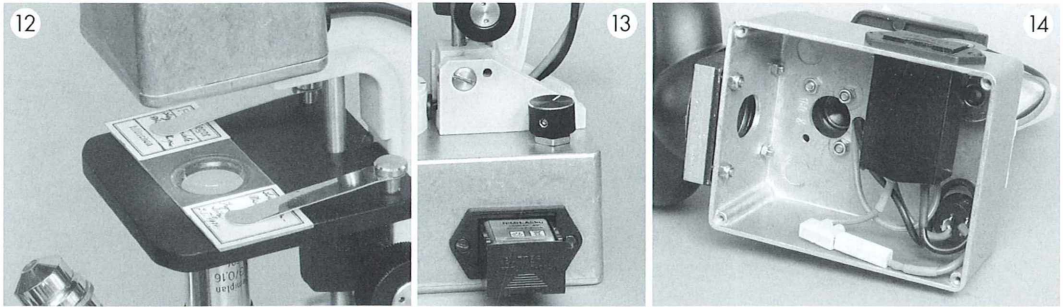


Abb. 12: Die LED ist in einem kleinen Alukasten untergebracht, der an der Unterseite eine 2 cm-Bohrung als Lichtaustrittsöffnung aufweist. Der Objektstisch ist nicht üppig, reicht aber aus, um gelegentlich eine Petrischale durchzumustern. – **Abb. 13:** Batterieschublade mit der 9V Block-Batterie (Akku). Rechts oben auf dem Alu-Gehäuse ist das Potentiometer für die Helligkeitseinstellung zu sehen. – **Abb. 14:** Blick auf die Verdrahtung bei abgenommener Bodenplatte. Vorne in der Mitte (weiß) der sehr konservativ ausgelegte, länglich-quaderförmige Widerstand für erhöhte Stromstärken. Auf der linken Seite des Gehäuses ist die Bohrung für den Binokulareinblick und hinten die Bohrung in Richtung Objektivrevolver zu erkennen.

anschaulichen Artikeln im MIKROKOSMOS verdeutlicht die erstaunliche Entwicklung der LED-Beleuchtungen. Während es anfangs galt, die bescheidene Photonenausbeute gut zusammenzuhalten und auf das Präparat zu konzentrieren, müssen wir heute die üppige Lichtenergie bis auf ein ungefährliches und erträgliches Maß herunterregeln.

Wer einmal in das Licht einer der derzeitigen marktüblichen, Hochstrom-Weißlicht-LEDs geschaut hat, wird verstehen, dass es verantwortungslos wäre, diese Lichtenergie im Mikroskop ungedrosselt zur Verfügung zu stellen. Die Betriebsströme liegen jetzt bei einem Vielfachen der früher üblichen Stromstärken von 20 mA. Die im geschilderten Beispiel eingesetzten LEDs können bei bis zu 350 mA betrieben werden. Dass die LED kein UV-Licht abstrahlen darf, versteht sich von selbst (unbedingt im Datenblatt nachschauen!). Für das hier vorgestellte Reisemikroskop wurde eine Luxeon-Star-Weißlicht-LED mit einer Lichtleistung von 180.000 mCd ausgewählt, welche mit Hilfe eines üppig dimensionierten Vorwiderstands (Drahtwiderstand 47 Ω , Belastbarkeit 5 W) in der Lichtleistung reduziert wird und mittels Draht-Potentiometer (470 Ω , 4 W) in der Helligkeit geregelt werden kann. Die LED wurde in einem zweiten, kleinen Alugussgehäuse hinter einem leicht grünlichen Mattfilter platziert (Abb. 12). Das grünliche

Glas verhilft der LED zu etwas natürlicheren Farben.

Als Stromquelle dient ein 9V NiMeH Block-Akkumulator. Dieser ist in einer Plastikschieblade, beispielsweise vom Elektronik-Versand Conrad (Abb. 13), untergebracht, so dass er jederzeit, auch ohne Öffnen des Gehäuses ausgetauscht werden kann. Bei maximaler Helligkeitseinstellung hat man so für mindestens fünf Stunden Licht. Ein handelsüblicher Ein-/Aus-Wippenschalter (Firma Conrad, Bestell-Nr. #700922, circa 2 €) erhöht die Betriebssicherheit und schützt vor nicht beabsichtigter Batterie-Entleerung. Er ist extrem einfach zu montieren: Passendes, kreisrundes Loch bohren, eindrücken, fertig. Die Drahtverbindungen zwischen den fest miteinander zu verbindenden Elektrobauteilen Schalter/Widerstand/Potentiometer/Batterieschieblade werden wie üblich gelötet (Abb. 14).

Schwierigkeiten und Lösungen

Ursprünglich war geplant, den Strahlengang, genau wie bei den McArthur-Mikroskopen, zweimal umzulenken, das heißt den Binokulartubus oben auf das Alugehäuse zu montieren und den Strahlengang durch zwei 90°-Prismen am Boden der Alubox zweimal rechtwinklig umzulenken. Es zeigte sich jedoch, dass bei

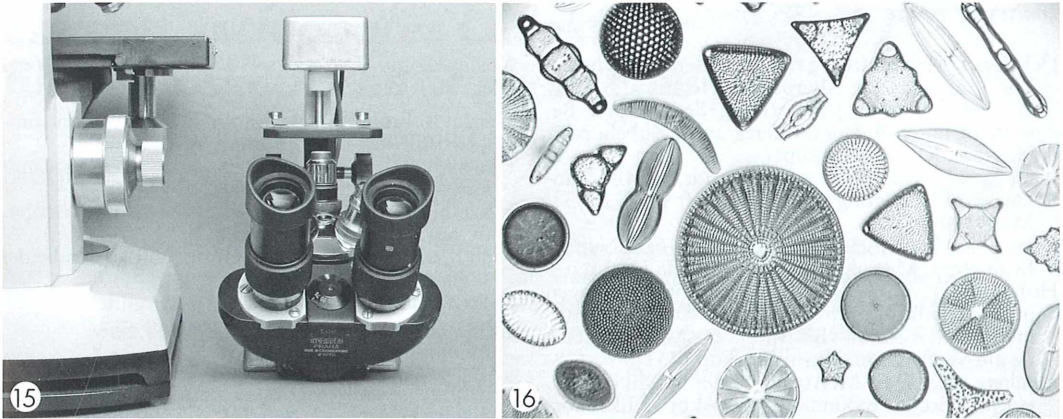


Abb. 15: Zum Größenvergleich: Links ein Steindorff-Labormikroskop, rechts das selbst gebaute, inverse Reisemikroskop. – **Abb. 16:** Ein durch das Reisemikroskop fotografiertes Diatomeen-Kreispräparat. Objektiv 6,3/N.A. 0,16. Die große zentrische Diatomee, etwa in der Bildmitte, hat einen Durchmesser von 200 μm .

dieser Geometrie die zulässige mechanische Tubuslänge, also der Abstand zwischen Objektiv und Okular, stark überschritten wird und die Bildqualität leidet. Durch die seitliche Anbringung des Binokulartubus am Gehäuse ließ sich der Strahlengang deutlich verkürzen, die Bildqualität unterscheidet sich deshalb subjektiv nicht mehr von der eines Kursmikroskopes. Bei der Orientierung des 90°-Umlenkprismas (Abb. 10) ist höchste Präzision erforderlich! Auch Winkelabweichungen von weniger als einem halben Grad können dazu führen, dass die Objektive am Revolver nicht mehr zentrierbar sind. Deshalb wurde das Prisma zur Justierung mit einem halbstarren Klebstoff (Pattex) provisorisch vorfixiert und zuletzt, nach Überprüfung der Justage, mit Zweikomponenten-Epoxidkleber unverrückbar festgelegt.

Ergebnisse und Zusammenfassung

Ein probeweise durch das Reisemikroskop fotografiertes Diatomeen-Kreispräparat (Abb. 16) zeigt eine befriedigend einheitliche Ausleuchtung und gute Bildqualität. Statt des Binokulartubus lässt sich auch eine Kamera adaptieren. Hier zeigen sich die Vorteile der niedrigen Konstruktion und des waagerechten Einblicks: Die Kamera wird mit Hilfe eines geraden Okularrohrs vor dem Gehäuse liegend angebracht und muss deshalb nicht, wie bei anderen Mikrosko-

pen üblich, in luftiger Höhe an einem Okularstutzen fixiert werden.

Das Gesamtgewicht des Reisemikroskops liegt bei circa 2 kg. Dies ist in erster Linie auf den massiven Binokulartubus zurückzuführen, welcher mit über 500 g zu Buche schlägt. Hier könnte man natürlich alternativ auch einen wesentlich leichteren Monotubus ansetzen. Objektivrevolver und Standardobjektive zählen ebenfalls nicht gerade zu den Leichtgewichten.

Alle Bedienungselemente befinden sich glücklicherweise an den ergonomisch richtigen Stellen. Der Binokulareinblick lässt sich sogar relativ problemlos auf einem ganz normalen Tisch benutzen, ohne Krampf in der Halsmuskulatur. Summa summarum sicherlich kein Gerät für die Westentasche, aber auch kein Monster, welches einen halben Auto-Kofferraum füllt. Der Größenvergleich mit einem gängigen Steindorff-Praxismikroskop (Abb. 15) zeigt, dass der Aufbau immer noch vergleichsweise kompakt ist und unser Reisemikroskop dem Steindorff-Gerät nur bis zur Hüfte reicht.

Es war aus der Sicht des Autors auf alle Fälle lohnend, ein wenig in die Rolle des Konstrukteurs zu schlüpfen und ein nicht handelsübliches, inverses Reisemikroskop mit Normoptik zu bauen. Und denjenigen, die jetzt an den noch frei sichtbaren Elektrokabeln herumnörgeln, sei einfach angeraten: Baut euch doch selber etwas Besseres!

Literaturhinweise

- Del Cerro, M.: Returning to ... the Hensoldt Theme. The Journal of the Microscope Historical Society 8, 62–66 (2000). [Anmerkung des Autors: Beschreibt unter anderem interessantes Zubehör für Hensoldt Kleinmikroskope].
- Henkel, K.: Das Protami von Hensoldt. μ [Mikrobiologische Vereinigung München], Heft 18, S. 29–31, März 2000.
- Henkel, K.: Das Protami von Hensoldt – Eine Nutzer-Evaluation. Mikrokosmos 89, 293–296 (2000).
- Hoffmann, P.: Ein Mikroskop für Untersuchungen im Feld. Mikrokosmos 70, 336–340 (1981). [Anmerkung des Autors: Beschreibt die Mikrofotografie am Swift-Exkursionsmikroskop M51].
- Paschen, M.: Das McArthur-Miniatur-Mikroskop, ein praktisches Exkursionsmikroskop. Mikrokosmos 74, 91–94 (1985).
- Wolff, M.: Über ein neues pankratisches Taschensmikroskop. Mikrokosmos 16, 59–63 (1922/1923).

Internet-Links

Kostenlos abrufbare Beschreibungen von einzelnen Reisemikroskopen:

- Hensoldt Protami-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Protami_43207.html
- Hensoldt Metami-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Metami_1025.html
- Hensoldt Tami-Mikroskop: <http://www.microscopy-uk.org.uk/mag/artsep99/tami.html>
- Klemi-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Klemi_1362.html
- Nikon „Modell H“ Mikroskop: <http://www.microscopy-uk.net/mag/art97/nikonh.html>
- „Algensucher“-Kleinmikroskope: <http://www.microscopy-uk.org.uk/mag/artaug00/mach30g.html>
- Besprechung von Mike Dingleys kostenpflichtiger CD A Catalogue of Portable Microscopes: http://www.nhm.ac.uk/hosted_sites/quekett/Resources/Port-cat.html

Verfasser: Martin Mach, Versailler Str. 13, D-81677 München

Nachricht

30. September 2005: „Arbeitskreis Mikroskopie Rhein-Main-Neckar“ konstituiert

Am Nachmittag des 30. Septembers 2005 folgten 14 interessierte Mikroskopiker aus dem Großraum Rhein-Main-Neckar dem Aufruf im MIKROKOSMOS und im Internet, um über die Konstituierung eines Arbeitskreises für diese Region zu diskutieren. Treffpunkt war ein Seminarraum am Fachbereich Biologie der Technischen Universität Darmstadt. Als Gastgeber begrüßte Dr. Detlef Kramer die Teilnehmer und hieß sie im Namen der TU, insbesondere auch des leider verhinderten Dekans des Fachbereichs Biologie, herzlich willkommen. Er betonte im Namen der Hochschule, dass der AK die Einrichtungen des Fachbereiches, also die aktuellen Kommunikationsmittel wie auch die modernen Kursmikroskope, ohne formale Gründung eines Vereins nutzen kann. Es folgte eine Vorstellungsrunde, in der alle Anwesenden sich und ihre Interessen präsentierten. Eine Liste, die dies stichwortartig wiedergibt, ist erhältlich. Es wurde vereinbart, dass der AK sich alle zwei Monate, jeweils am letzten Freitag des jeweiligen Monats, um 15.00 an der TU in Darmstadt treffen wird.



Abb. 1: Teilnehmer der konstituierenden Sitzung des Arbeitskreises Mikroskopie Rhein-Main-Neckar (der Fotograf Detlef Kramer fehlt).

Demnach wird das nächste Treffen am 27. Januar 2006 stattfinden. Zur Abdeckung finanzieller Aufwendung soll kleiner Beitrag von allen Teilnehmern eingesammelt werden. Es wurde vereinbart, zu jedem Treffen einen thematischen Schwerpunkt festzulegen. Den offiziellen Abschluss des Treffens bildete ein Rundgang durch den herbstlichen botanischen Garten und seine Gewächshäuser (Abb. 1).

Detlef Kramer, Darmstadt

Ein stets verfügbares Objekt für mikroskopische Studien: Efeu

Siegfried Hoc

Eine Pflanze für mikroskopische Studien, die über das ganze Jahr verfügbar ist, unabhängig von der Jahreszeit, ist der Efeu *Hedera helix* mit seinen verschiedenen Unterarten und Züchtungen. Welche anatomische Beobachtungen an der in Europa weit verbreiteten Pflanze anhand einfacher Handschnitte zu machen sind, soll der folgende Beitrag aufzeigen.

Gut 500 Arten und Sorten von Efeu sind heute bekannt, viele davon sind winterhart und beliebte und verbreitete Zierpflanzen. Efeu ist der einzige europäische Wurzelkletterer, der mit seinen Haftwurzeln auch an Mauern empor klettern kann. Efeu ist von Asien über Europa bis nach Nordafrika verbreitet. Ursprünglich ist er eine Liane des tropischen Regenwaldes. Tropisches Erbgut sind unter anderem das wintergrüne Laubblatt, die Blüte im Spätherbst mit Fruchtreife im Frühjahr und die fehlende Samenruhe. Die verbreitete Art *Hedera helix* ist erst im Pliozän (also vor höchstens sieben Millionen Jahren) entstanden, also in einem bereits kühleren Abschnitt der Tertiärzeit. Das Klima war damals in Europa vom heutigen nicht wesentlich verschieden. Winterharte Arten sind durch ein Frostschuttmittel vor Kälteschäden geschützt.

Alle Vertreter der Gattung *Hedera*, die zur Familie der Araliaceae (Efeugewächsen) gehört, und die wiederum der Ordnung der Umbelliflorae (Apiales) zugerechnet wird, sind verholzende, immergrüne Sträucher, die in ihrer Jugendform mit Hilfe von Haftwurzeln klettern. Die Pflanzen sind Musterbeispiele für Hetero-

phyllie (Abb. 1): In der Jugendphase sind die Blätter gelappt. Wenn Efeu einen Baum oder ein Gebäude erklommen hat und sieben bis acht Jahre alt ist, werden die Blätter immer

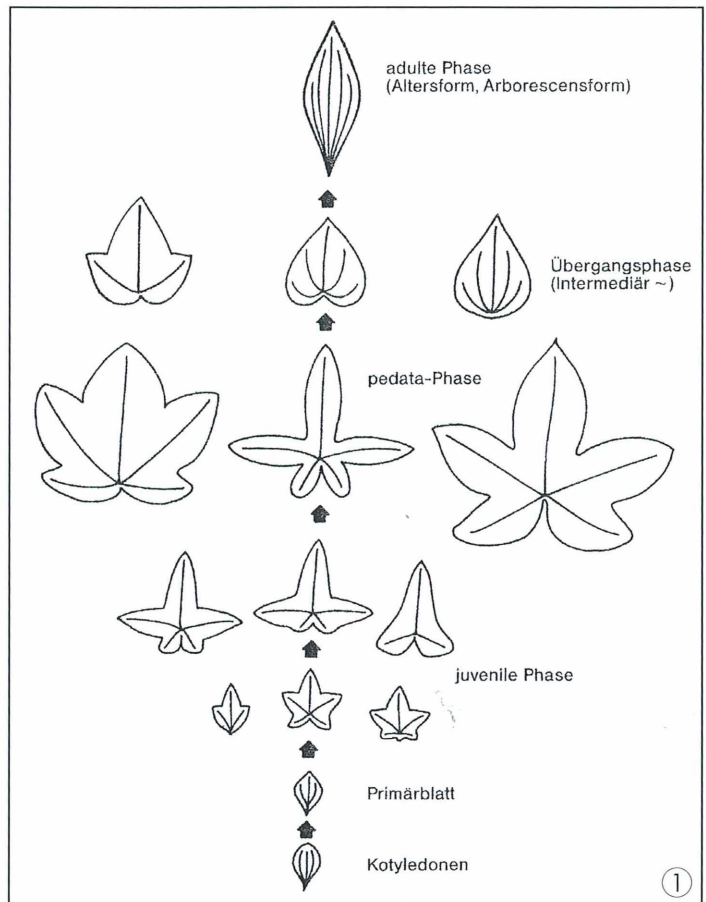


Abb. 1: Heterophyllie des Efeus (aus Heieck, 1992).

Literaturhinweise

- Del Cerro, M.: Returning to ... the Hensoldt Theme. *The Journal of the Microscope Historical Society* 8, 62–66 (2000). [Anmerkung des Autors: Beschreibt unter anderem interessantes Zubehör für Hensoldt Kleinmikroskope].
- Henkel, K.: Das Protami von Hensoldt. *μ [Mikrobiologische Vereinigung München]*, Heft 18, S. 29–31, März 2000.
- Henkel, K.: Das Protami von Hensoldt – Eine Nutzer-Evaluation. *Mikrokosmos* 89, 293–296 (2000).
- Hoffmann, P.: Ein Mikroskop für Untersuchungen im Feld. *Mikrokosmos* 70, 336–340 (1981). [Anmerkung des Autors: Beschreibt die Mikrofotografie am Swift-Exkursionsmikroskop M51].
- Paschen, M.: Das McArthur-Miniatur-Mikroskop, ein praktisches Exkursionsmikroskop. *Mikrokosmos* 74, 91–94 (1985).
- Wolff, M.: Über ein neues pankratisches Taschenmikroskop. *Mikrokosmos* 16, 59–63 (1922/1923).

Internet-Links

Kostenlos abrufbare Beschreibungen von einzelnen Reisemikroskopen:

- Hensoldt Protami-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Protami_43207.html
- Hensoldt Metami-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Metami_1025.html
- Hensoldt Tami-Mikroskop: <http://www.microscopy-uk.org.uk/mag/artsep99/tami.html>
- Klemi-Mikroskop: http://www.fmc.uni-karlsruhe.de/~timo/Klemi_1362.html
- Nikon „Modell H“ Mikroskop: <http://www.microscopy-uk.net/mag/art97/nikonh.html>
- „Algensucher“-Kleinmikroskope: <http://www.microscopy-uk.org.uk/mag/artaug00/mach30g.html>
- Besprechung von Mike Dingleys kostenpflichtiger CD *A Catalogue of Portable Microscopes*: http://www.nhm.ac.uk/hosted_sites/quekett/Resources/Port-cat.html

Verfasser: Martin Mach, Versailler Str. 13, D-81677 München

Nachricht

30. September 2005: „Arbeitskreis Mikroskopie Rhein-Main-Neckar“ konstituiert

Am Nachmittag des 30. Septembers 2005 folgten 14 interessierte Mikroskopiker aus dem Großraum Rhein-Main-Neckar dem Aufruf im MIKROKOSMOS und im Internet, um über die Konstituierung eines Arbeitskreises für diese Region zu diskutieren. Treffpunkt war ein Seminarraum am Fachbereich Biologie der Technischen Universität Darmstadt. Als Gastgeber begrüßte Dr. Detlef Kramer die Teilnehmer und hieß sie im Namen der TU, insbesondere auch des leider verhinderten Dekans des Fachbereichs Biologie, herzlich willkommen. Er betonte im Namen der Hochschule, dass der AK die Einrichtungen des Fachbereiches, also die aktuellen Kommunikationsmittel wie auch die modernen Kursmikroskope, ohne formale Gründung eines Vereins nutzen kann. Es folgte eine Vorstellungsrunde, in der alle Anwesenden sich und ihre Interessen präsentierten. Eine Liste, die dies stichwortartig wiedergibt, ist erhältlich. Es wurde vereinbart, dass der AK sich alle zwei Monate, jeweils am letzten Freitag des jeweiligen Monats, um 15.00 an der TU in Darmstadt treffen wird.



Abb. 1: Teilnehmer der konstituierenden Sitzung des Arbeitskreises Mikroskopie Rhein-Main-Neckar (der Fotograf Detlef Kramer fehlt).

Demnach wird das nächste Treffen am 27. Januar 2006 stattfinden. Zur Abdeckung finanzieller Aufwendung soll kleiner Beitrag von allen Teilnehmern eingesammelt werden. Es wurde vereinbart, zu jedem Treffen einen thematischen Schwerpunkt festzulegen. Den offiziellen Abschluss des Treffens bildete ein Rundgang durch den herbstlichen botanischen Garten und seine Gewächshäuser (Abb. 1).

Detlef Kramer, Darmstadt

Ein stets verfügbares Objekt für mikroskopische Studien: Efeu

Siegfried Hoc

Eine Pflanze für mikroskopische Studien, die über das ganze Jahr verfügbar ist, unabhängig von der Jahreszeit, ist der Efeu *Hedera helix* mit seinen verschiedenen Unterarten und Züchtungen. Welche anatomische Beobachtungen an der in Europa weit verbreiteten Pflanze anhand einfacher Handschnitte zu machen sind, soll der folgende Beitrag aufzeigen.

Gut 500 Arten und Sorten von Efeu sind heute bekannt, viele davon sind winterhart und beliebte und verbreitete Zierpflanzen. Efeu ist der einzige europäische Wurzelkletterer, der mit seinen Haftwurzeln auch an Mauern empor klettern kann. Efeu ist von Asien über Europa bis nach Nordafrika verbreitet. Ursprünglich ist er eine Liane des tropischen Regenwaldes. Tropisches Erbgut sind unter anderem das wintergrüne Laubblatt, die Blüte im Spätherbst mit Fruchtreife im Frühjahr und die fehlende Samenruhe. Die verbreitete Art *Hedera helix* ist erst im Pliozän (also vor höchstens sieben Millionen Jahren) entstanden, also in einem bereits kühleren Abschnitt der Tertiärzeit. Das Klima war damals in Europa vom heutigen nicht wesentlich verschieden. Winterharte Arten sind durch ein Frostschuttmittel vor Kälteschäden geschützt.

Alle Vertreter der Gattung *Hedera*, die zur Familie der Araliaceae (Efeugewächsen) gehört, und die wiederum der Ordnung der Umbelliflorae (Apiales) zugerechnet wird, sind verholzende, immergrüne Sträucher, die in ihrer Jugendform mit Hilfe von Haftwurzeln klettern. Die Pflanzen sind Musterbeispiele für Hetero-

phyllie (Abb. 1): In der Jugendphase sind die Blätter gelappt. Wenn Efeu einen Baum oder ein Gebäude erklommen hat und sieben bis acht Jahre alt ist, werden die Blätter immer

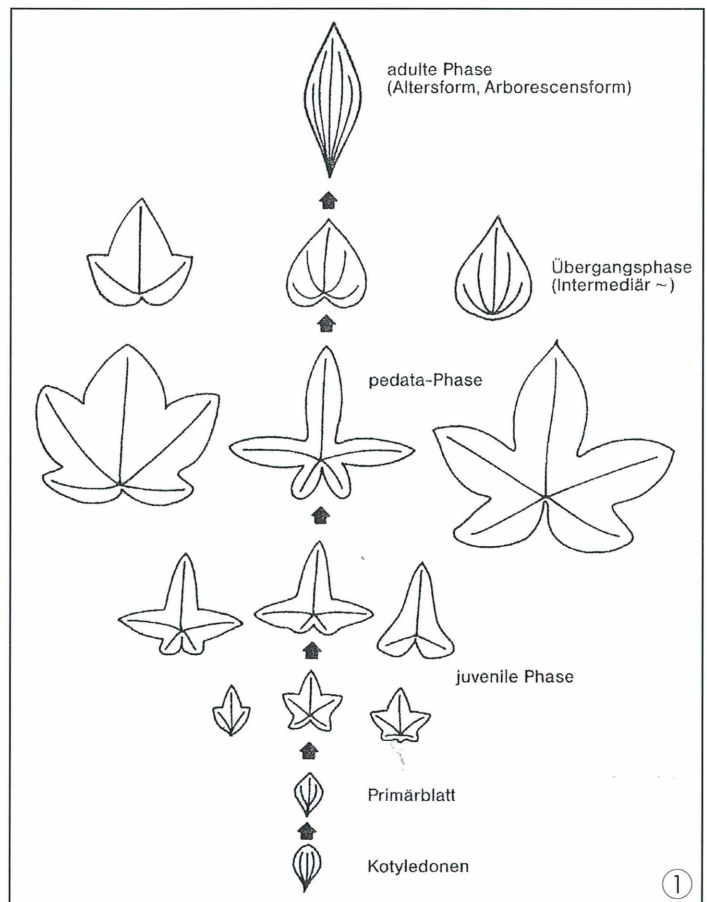


Abb. 1: Heterophyllie des Efeus (aus Heieck, 1992).

mehr herzförmig, bis sie im Altersstadium lanzettförmig werden, Erst die Altersform (Arborescens-Form) entwickelt Blüten und Früchte, die endständig in kugeligen Dolden stehen. Die Blüten erscheinen September bis Oktober, die Beerenfrüchte erst im Frühjahr.

Die gelappten Primärblätter der Jugendform sind so genannte Schattenblätter auf Schattentrieben, die sich anatomisch von den spitz-eiförmigen bis lanzettlichen Sonnenblättern und Lichttrieben der Altersform unterscheiden. Für mikroskopische Studien eignen sich beide Blattformen mit ihren Blattstielen. Daneben benötigt man junge und ältere Triebe, Haftwurzeln, Wurzelstücke und Beerenfrüchte.

Präparationstechniken

Von den verschiedenen Pflanzenteilen werden Handschnitte angefertigt. Von den Früchten zieht man die Fruchtschale ab und zerdrückt das Fruchtfleisch auf einem Objektträger. Diese beiden Objekte werden nativ untersucht. Die Handschnitte legt man für rund zehn Minuten in Eau de Javelle (wässrige Lösung von Kaliumhypochlorid, KClO). Es kann dazu auch ein Haushaltsreiniger verwendet werden, der Natriumhypochlorid (NaClO) enthält. Nach

Spülen der Schnitte in mit 10%iger Essigsäure leicht angesäuertem destilliertem Wasser werden sie in reines dest. Wasser gebracht, und anschließend können sie gefärbt werden. Dazu verwendet man entweder die altbewährte Kombination Hämatoxylin und Safranin als Gegenfärbung oder die Farblösung nach Etzold (10 mg basisches Fuchsin in 50 ml kochendem dest. Wasser lösen, 40 mg Safranin und 150 mg Astrablau in 50 ml kaltem dest. Wasser lösen, beide Lösungen mischen und 2 ml konzentrierte Essigsäure zugeben). Die Färbedauer beträgt rund fünf Minuten, gegebenenfalls auch länger.

Wurzeln

Ein Querschnitt durch ein Stück einer älteren Wurzel zeigt Abbildung 2. Efeu ist der einzige einheimische Wurzelkletterer, bei dessen Wurzeln es zu einer Arbeitsteilung in Nährwurzeln und in Haftwurzeln gekommen ist. Der von Linné gewählte Artname „*helix*“ ist demnach unpassend, denn Efeu besitzt weder Ranken wie die Weinrebe, noch windet er sich um eine Stütze wie der Hopfen. Mit Hilfe seiner büstenförmigen Haftwurzeln klettert er vielmehr ähnlich wie ein Tausendfüßler an Bäumen und Hauswänden empor.

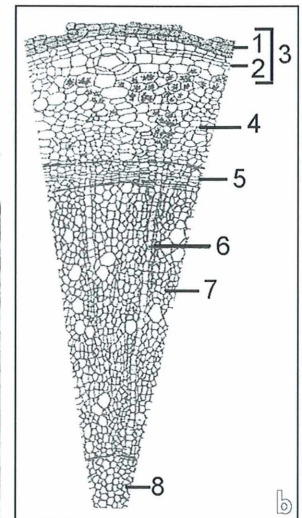
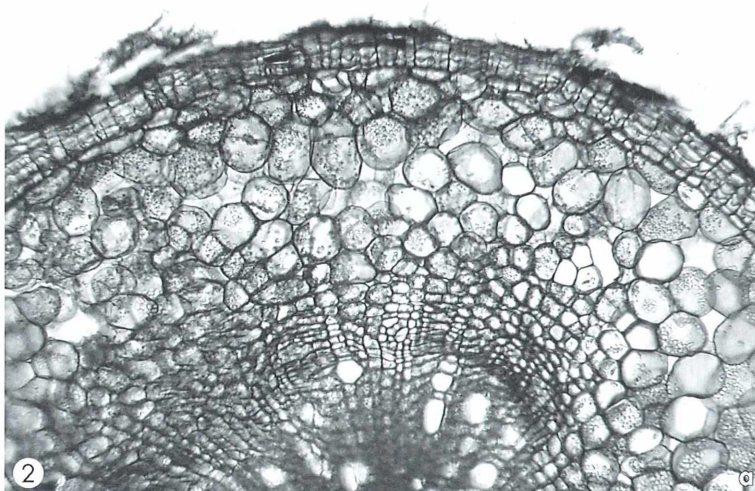


Abb. 2a und b: Wurzel im Querschnitt. 1 Korkschicht, 2 Phellogen, 3 Wurzelrinde, 4 Phloem (Siebteil mit Zellen, die Calciumoxalat-Drusen enthalten), 5 Kambium, 6 Markstrahlen, 7 Xylem (Holzteil), 8 primäre Tracheiden. Vergr. 100fach.

Findet eine Haftwurzel einmal keine Haftfläche, dann wird sie durch eine Korkschicht angeriegelt, und sie stirbt ab. Haftwurzeln sind negativ phototrop, sie wenden sich stets der dunkelsten Seite zu, also dem ihr Halt bietenden Gegenstand. Das eigentliche Festklammern der Pflanze geschieht durch die einseitig ausgebildeten Wurzelhaare. Im Vergleich zu den Nährwurzeln ist das Leitbündelsystem in den Haftwurzeln eher rudimentär entwickelt, Ölgänge sind aber vorhanden. Ein Kambium fehlt (Abb. 3).

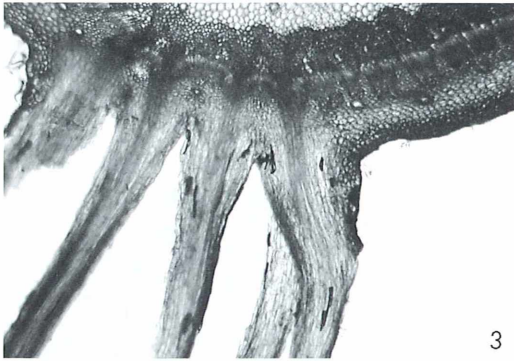


Abb. 3: Haftwurzel im Querschnitt. Vergr. 50fach.

Stängel

Ein Querschnitt durch den Pflanzenstängel zeigt zunächst das von einer dikotylen (zweikeimblättrigen) Pflanze bekannte Bild. Junge kleine Stängel zeigen im Querschnitt einen zentral liegenden Holzanteil, während alte Stängel massiv verholzt sind. Ihre Anatomie erinnert an die eines Lindenzweiges. Auch die Jahresringe sind gut zu erkennen (Abb. 4).

Stängel von Sonnen- und Schattentrieben unterscheiden sich im histologischen Aufbau. So ist der Stängel eines Sonnentriebes kräftiger, die Kutikula ist dicker, das Kollenchym weist mehr Schichten auf und Sklerenchym und Xylem sind mächtiger ausgebildet. Auch finden sich mehr Ölgänge und Kristalldrüsen.

Blattstiel und Blatt

Schon makroskopisch ist der Blattstiel eines Schattenblattes und eines Sonnenblattes einfach zu unterscheiden: Im Querschnitt zeigt der annähernd runde Blattstiel bei Schattenblättern zwei Höcker. Dem Sonnenblattstiel fehlen diese Höcker. Die Anatomie des Blattstiels zeigt Abbildung 5. Besonderheiten sind Kollenchym (Festigungsgewebe) und Ölgänge.

Sonnenblätter und Schattenblätter unterscheiden sich anatomisch deutlich voneinander, wie

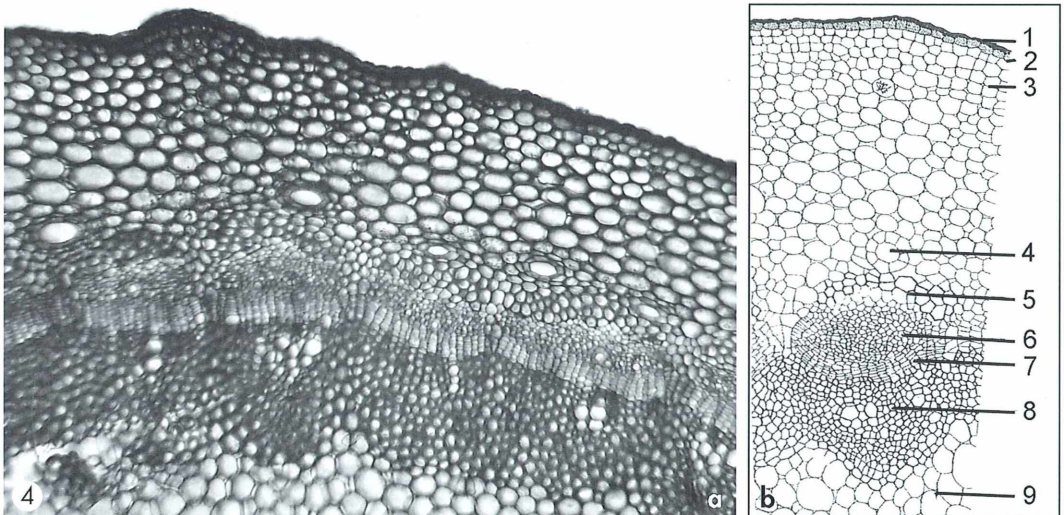


Abb. 4a und b: Stamm (Stängel) im Querschnitt. 1 Cuticula, 2 Epidermis, 3 Rinde, 4 Ölgang, 5 Sklerenchymgewebe, 6 Phloem, 7 Kambium, 8 Xylem, 9 Mark. Vergr. 100fach.

die Abbildung 6 zeigt. Das Sonnenblatt ist viel dicker, da die Palisadenschicht hier aus bis zu vier Reihen besteht. Auffallend sind die zahlreichen Kristalldrüsen.

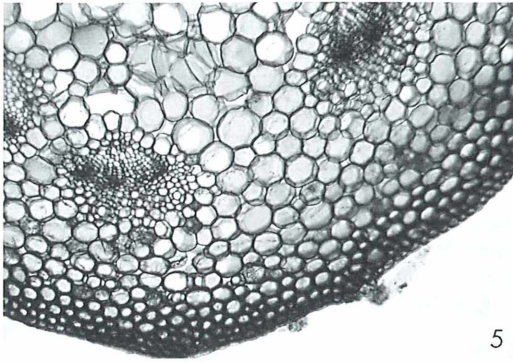


Abb. 5: Blattstiel im Querschnitt. Vergr. 100fach.

Beerenfrüchte

Die kugeligen Beerenfrüchte, die erst im Frühjahr zur Reife gelangen, enthalten drei bis fünf Samen. Der tiefviolette Farbstoff der Früchte befindet sich hauptsächlich in dem derbwandigen, gefensterten Exokarp (Abb. 7). Charakteristisch für die Fruchtwandepidermis sind die vereinzelt vorkommenden Sternhaare (Abb. 8), die allerdings leicht abbrechen. Exokarp und Sternhaare sind ein wichtiger diagnostischer Hinweis im Erbroschenen, wenn eine Vergiftung durch die Beeren vorliegt, die bei Kindern immer wieder vorkommen kann. Efeu ist aber nicht nur eine Giftpflanze, seine Saponine, vor allem das Hederacosid C und das alpha-Hederin, wirken sekretolytisch und hustenlindernd, wodurch Efeublätter-Extrakte Grundlage vieler Hustenmedikamente geworden sind.

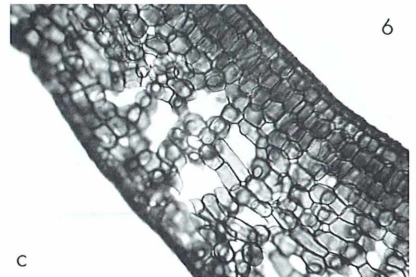
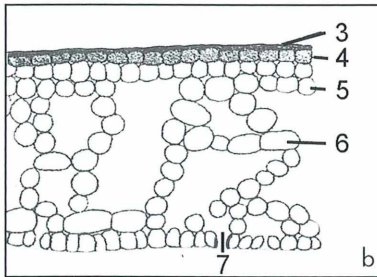
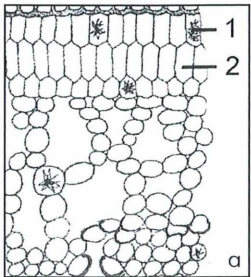


Abb. 6a, b und c: Sonnen- und Schattenblatt im Querschnitt. 1 Calciumoxalat-Drüsen, 2 Palisadenparenchym, 3 Kutikula, 4 Epidermis, 5 und 6 Schwammparenchym, 7 Spaltöffnung. Vergr. 200fach.

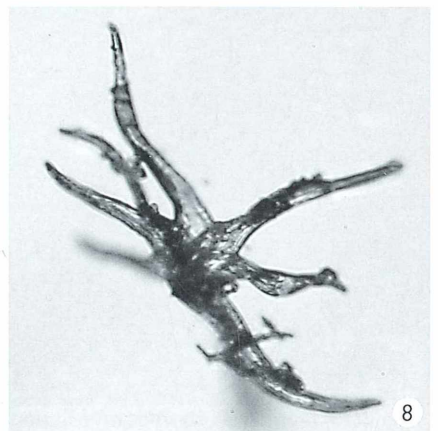
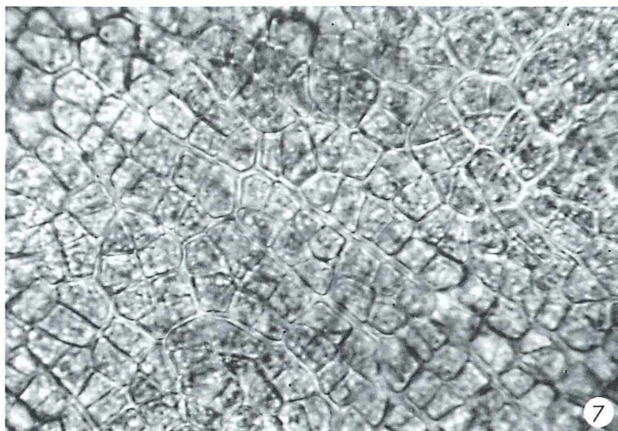


Abb. 7: Fruchtwandepidermis in der Aufsicht. Vergr. 400fach. – Abb. 8: Sternhaar. Vergr. 200fach.

Danksagung

Die Mikroaufnahmen stellte Josef Häckl, Brucker Straße 16A, D-82275 Emmering, her.

Literaturhinweise

Frohne, D., Pfänder, H. J.: Giftpflanzen. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 1983.
Heieck, I.: *Hedera*-Sorten. Ihre Entstehung und Geschichte. Abtei Neuburg, Heidelberg 1980.

Heieck, I.: *Schöne Efeus*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 1992.

Krüssmann, G.: *Handbuch der Laubgehölze*, Band 1. Verlag Paul Parey, Berlin 1960.

Strasburger, E. (Hrsg.): *Lehrbuch der Botanik für Hochschulen*, 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.

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

Kurze Mitteilung

Zählung von Bakterien

Sehr häufig ist es in der Mikrobiologie erwünscht, schnell Angaben über die Zahl von Bakterien zu erhalten. Die konventionellen Methoden der Bakterienzählung benötigen aber mindestens einen Tag. Auch die häufig angewendete Filtrationsmethode, bei der die Anzahl auf einem Polykarbonatmembranfilter (Porengröße 0,2 µm) ermittelt wird, benötigt viel Zeit und erfahrene Untersucher, abgesehen von der Fehlerbreite und den teuren Membranfiltern für den Routinegebrauch.

Japanische Mikrobiologen haben nun eine Schnellmethode zur Ermittlung der Totalzahl von Bakterien mithilfe der Fluoreszenzmikroskopie entwickelt, die man Tüpfel-Schnell-Methode (Frame Spotting Method) nennen kann. Sie wurde bereits zur Zählung von *Escherichia coli*-Bakterien angewendet und bei der Ermittlung der Zahl der Bakterien in Oberflächenwasser an sechs verschiedenen Standorten als brauchbar gefunden. Dazu werden Tropfenproben (5–35 µl) auf einen Glasobjektträger aufgebracht, der mit einem Film von 3-Aminopropyltriethoxy-Silan überzogen ist. Auf diesem Träger befindet sich ein ringförmiges Plättchen von 0,07 mm Dicke und 14,5 mm Durchmesser eines Polyesterfilms mit einem wasserunlöslichen Acryl-Klebstoff. In diesem ist eine Vertiefung von 6 mm Durchmesser angebracht, in welche die Bakteriensuspension hineingegeben wird. Sodann wird das Präparat im

Vakuum (800 Pa) 10 bis 20 Minuten lang getrocknet. Dann wird die Bakterienprobe mit einigen Tropfen einer Lösung des Nukleinsäurefarbstoffes SYBT Green II (Molecular Probes; 1:10.000 Verdünnung mit sterilem, destilliertem Wasser) bedeckt und wiederum im Vakuum 10 Minuten lang getrocknet. Dann wird der ringförmige Rahmen abgezogen, die trockene Probenoberfläche mit einem Tropfen Immersionsöl bedeckt und mit einem Deckglas abgedeckt – und ist damit fertig für die Beobachtung und Zählung der Zellen im Epifluoreszenzmikroskop (E-40 Nikon).

Mehrere Proben können auf die beschriebene Weise gleichzeitig hergestellt werden, sodass rasche und simultane Beobachtung und Zählung möglich ist. Pro Probe werden etwa 25 Minuten benötigt.

Zum Coating der Objektträger kann auch Poly-L-Lysin verwendet werden.

Literaturhinweis

Maruyama, F., Yamaguchi, N., Kenzaka, T., Tani, K., Nasu, M.: Simplified sample preparation using the frame spotting method for direct counting of total bacteria by fluorescence microscopy. *Journal of Microbiological Methods* 59, 427–431 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Mikro-Galerie

Der Mikrokosmos in Gold und Silber – Robert Kraus: Naturwissenschaftler und Künstler

Klaus Hausmann

Es gab sie schon immer, es gibt sie auch heute noch, und es wird sie auch immer geben, jene Menschen, welche die Naturwissenschaften mit der Kunst zu verbinden oder gar zu vereinigen wissen. Als ganz prominente Persönlichkeit ist in diesem Zusammenhang natürlich der überragende Wissenschaftler und Künstler Ernst Haeckel zu nennen, der bekanntermaßen um die Wende des 18. zum 19. Jahrhunderts sein noch heute uneingeschränkt faszinierendes Folio-Werk *Kunstformen der Natur* veröffentlichte.

Gewissermaßen in den Fußstapfen dieses Altmeisters bewegen sich alle diejenigen, die sich zum Ziel setzen, Naturwissenschaft und Kunst in Einklang zu bringen. Zu diesen Adepten gehört Robert Kraus (Abb. 1).

Der Lebensweg

Sein Lebenslauf liest sich zunächst ganz normal: 1965 in Dorfen geboren; 1971–1984 Schulzeit in Dorfen und Markt Schwaben; 1984–1990 Studium der Biologie an der TU München mit dem Diplomabschluss; 1991–1993 Dissertation über ökophysiologische Aspekte chilenischer Kakteen mit einjährigem Forschungsaufenthalt in Chile und Promotion zum Dr. rer. nat.; 1993–1995 wissenschaftlicher Assistent am Institut für Systematische Botanik der Ludwig-Maximilians-Universität, München.

Bis hierher verlief seine Karriere planmäßig. 1995 kommt dann aber ein unerwarteter Wechsel: Assistenzprofessur an der Universidad de Concepción in Chile. Robert Kraus trat mit glühendem Herzen eine Stelle in dem Land an, das er im Rahmen seiner Dissertation lieben gelernt hatte. Dafür kündigte er seine Assistentenstelle an der Universität München und gab auch ein bereits bewilligtes DFG-Projekt zurück.

Allein, der Wechsel hielt nicht das, was er versprach. Bereits nach drei Monaten kündigte er seine neue Stelle, im vollen Bewusstsein, dass sein Posten in München bereits wieder besetzt war und dass der Wiedereinstieg schwer fallen



Abb. 1: Der Schmuckdesigner Robert Kraus.

würde. Diese Entscheidung, die er bis heute nicht bereut hat, änderte sein Leben grundlegend.

Robert Kraus wendet sich einem ganz anderen Genre zu. Er betätigt sich in den Jahren 1996 bis 2000 als Organisator und Leiter von Naturstudienreisen und Expeditionen in ferne Länder. Bolivien, Chile, Guatemala, Kanada, Mexiko und schließlich auch Alaska sind die Ziele. Es hat zunächst den Anschein, dass er sich damit einen Tätigkeitsbereich erschlossen hat, der ihn zukünftig auf lange Sicht beschäftigt und ihn letztendlich auch ernährt.

Diese Tätigkeit deckt aber nur eine Facette seines Interesses ab. Eine andere ist geprägt durch ein handwerkliches Können, das, wie der Künstler meint, von seinem Vater stammt, der Werkzeugmacher und bis heute begeisterter

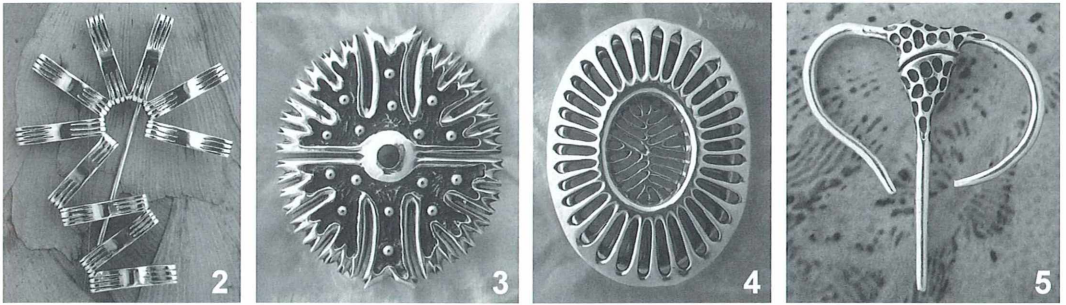


Abb. 2: Die Diatomee *Tabellaria fenestra*, Brosche, 925/000 Silber. – **Abb. 3:** Die Desmidiacee *Micrasterias rotata*, Anhänger, 925/000 Silber, Pyrenoide: 333/000 Gold, Zellkern: Lapislazuli. – **Abb. 4:** Eine Silikatschuppe (Coccolith) der Prymnesiomonade *Emiliania huxleyi*, Anhänger, 925/000 Silber. – **Abb. 5:** Der Dinoflagellat *Ceratium tripos*, Brosche, 925/000 Silber.

Modelleisenbahner ist, bis hin zu selbst gefertigten Dampflokomotiven. Das handwerkliche Können ist bei Robert Kraus gepaart mit einer künstlerischen Begabung, die er bereits zu Schulzeiten verspürte. So nimmt es nicht Wunder, dass er nach dem Abitur ernsthaft zwei Ausbildungsalternativen erwog, Goldschmied oder Biologie. Die Entscheidung fiel zunächst zu Gunsten der Biologie aus.

Nach der Reiseleiter-Tätigkeit hat es dann die Hinwendung zur künstlerischen Betätigung gegeben, eine Entscheidung, die allerdings nicht plötzlich getroffen wurde, sondern gewissermaßen durch die Reisetätigkeit selbst nachdrücklich gefördert wurde. Denn rückblickend stellt der Schmuckdesigner heute fest: *Bei der Reiseleiter-Tätigkeit ist interessant, dass ich dadurch den letzten Anstoß für die künstlerische Laufbahn erhielt: Ein in Niederkalifornien am Strand gefundener Sanddollar war der Knackpunkt.* So beschloss er, sich von der Goldschmiedemeisterin Gisela-Maria Reinhard in Kirchdorf bei Haag die grundlegenden Techniken des Goldschmiedehandwerks vermitteln zu lassen.

Der Künstler manifestiert sich

Angesichts seines bisherigen Lebenslaufs verwundert es nicht, dass Robert Kraus sich im Jahr 2000 ganz der Kunst zuwandte und sich als freischaffender Künstler der Fertigung von Goldschmiedearbeiten widmete. Sein Thema *Pretiosae imagines vitae* = *Edler Schmuck nach Vorbildern der Natur* ist Programm. Vielleicht war es das, was Johann Wolfgang

von Goethe meinte, als er feststellte: *Wem die Natur ein offenes Geheimnis zu enthüllen anfängt, der empfindet eine unwiderstehliche Sehnsucht nach ihrer würdigsten Auslegerin, der Kunst.*

Seine biologischen Kenntnisse nutzend greift der Künstler Kraus Gebilde aus der Natur auf und setzt sie im wahrsten Sinne des Wortes in Schmuckstücke um. Biologische Strukturen metamorphosieren zu Schmuck aus edelsten Materialien: Silber, Gold, Edelsteine, Perlmutter, Holz. Robert Kraus nennt seine Tätigkeit einmal *eine perfekte Symbiose aus Handwerk, Naturwissenschaft und Kunst*. Dabei ist es eine Maxime, dass seine detailgetreuen Modelle vom Fachmann auf Anhieb erkannt und bestimmt werden können müssen. Absolute Naturtreue ist angesagt!

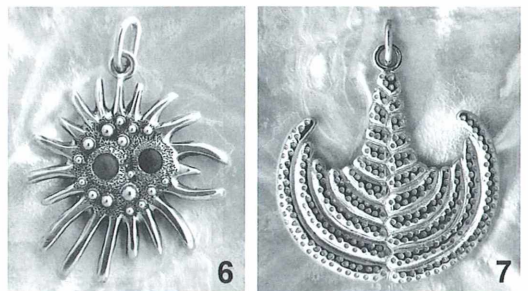


Abb. 6: Die Amöbe *Dactylosphaerium vitraeum*, Anhänger, 925/000 Silber, Nahrungsvakuolen: 585/000 Gold, kontraktile Vakuole: Jade, Zellkern: Lapislazuli. – **Abb. 7:** Die Foraminifere *Parvulina flabelliformis*, Anhänger, 585/000 Gold.

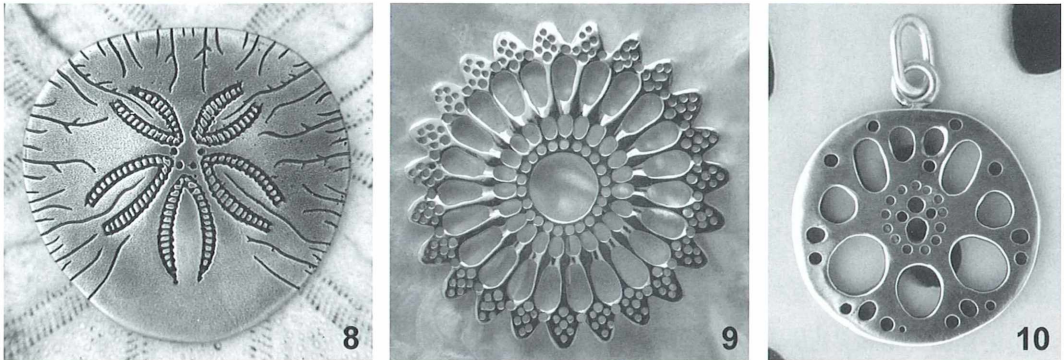


Abb. 8: Der Seeigel *Dendraster excentricus*, Brosche, 925/000 Silber. – **Abb. 9:** Querschnitt eines Stachels des Seeigels *Centrostephanus longispinus*, Anhänger, 585/000 Gold. – **Abb. 10:** Rhizomquerschnitt der Lotusblume *Nelumbo nucifera*, Anhänger, 925/000 Silber.

Die Schmuckstücke

Jedes seiner Schmuckstücke ist handgefertigt. Ein Zertifikat erläutert Vorbild und Modell. Es werden limitierte Stückzahlen zwischen 10 und 100 Exemplaren pro Motiv gefertigt.

In diesem Bericht sind verschiedene Abbildungen der Arbeiten des meiner Meinung nach genau für diese Tätigkeit begnadeten Robert Kraus wiedergegeben, die zunächst aus dem Mikrokosmos stammen: Radiolarien (Titelbild), Diatomeen (Abb. 2), Desmidiaceen (Abb. 3), Prymnesiomonaden (Abb. 4), Dinoflagellaten (Abb. 5), Amöben (Abb. 6) sowie Foraminiferen (Abb. 7). Daneben gibt es in seinem Schaffen aber auch eine Vielzahl biologischer Motive aus dem makroskopischen Bereich der Biologie: Echinodermen (Abb. 8 und 9) und Lotusblume (Abb. 10) sowie Hai-Wirbel, Ginkgo-Blätter und Mistelzweige, um nur einige Beispiele zu nennen. Die Palette der Motive wächst stetig an. *Und das wird auch so weiter gehen*, meint Robert Kraus, *denn ich bewege mich in einem Feld, in dem mir die Ideen sicher nie ausgehen werden*.

Seit vielen Jahren ist der Künstler gern gesehener Gast bei biologisch orientierten wissenschaftlichen Tagungen, wo er seine Kreationen

vorstellt. Manch eine Dame des Herzens mag schon nach einer solchen Tagung von einem der hier besprochenen Schmuckstücke überrascht worden sein.

An dieser Stelle sei angemerkt, dass auch Auftragsarbeiten durchgeführt werden, wenn es zum Beispiel um die künstlerische Umsetzung eines aus der eigenen Forschung resultierenden Motivs geht.

Kontakte

Wer mit dem Künstler Dr. Robert Kraus Kontakt aufnehmen will, und sei es zunächst auch nur, um eine Vorstellung über den Preisrahmen seiner Schmuckstücke zu bekommen, kann das per konventioneller Post unter folgender Adresse erreichen: Villenstr. 6, A-4702 Wallern a. d. Trattnach, Österreich. Die e-mail Adresse lautet drajo@t-online.de, die Homepage-URL www.pretiosae.de. Für einen telefonischen Kontakt ist folgende Nummer angesagt: +43/72 49/4 34 10.

Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann, Redaktion MIKROKOSMOS, FU Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin.

Nachweis der Stickstoffmonoxid-Synthese in der Fruchtfliege *Drosophila melanogaster* durch Diaphorase-Färbung

Falko Drews und Arnd Baumann

Chemische Botenstoffe sind sowohl für die Entwicklung eines Organismus (Ontogenese) als auch für die Reaktion auf äußere Reize, beispielsweise bei der Licht- oder Duftstoffwahrnehmung, essentiell. In der Regel sind diese Botenstoffe kleine organische Moleküle (oder Peptide) wie Hormone, Wachstumsfaktoren oder Neurotransmitter. Botenstoffe sind integrale Bestandteile zellulärer Reaktionsketten, die das ursprüngliche Signal vielfach verstärken und schließlich dazu führen, dass eine spezifische zelluläre Reaktion ausgelöst wird. Seit einigen Jahren ist bekannt, dass auch Gase wie Kohlenmonoxid (CO) oder Stickstoffmonoxid (NO) als Botenstoffe in Signalketten benutzt werden.

Die funktionelle Bedeutung des NO wurde in den letzten Jahren intensiv untersucht. Dieses Gas reguliert und moduliert Signalprozesse in Geweben, einzelnen Zellen sowie in Synapsen, dem Verbindungsbereich zwischen Nervenzellen. Da Änderungen der Gasverteilung im Organismus nur schwer nachzuweisen sind, greift man auf eine indirekte Methode zurück, die Rückschlüsse auf den Entstehungsort des NO zulässt. Anstatt das Gas direkt zu detektieren, wird das Enzym, welches das NO synthetisiert, nachgewiesen. Das experimentelle Vorgehen und exemplarische Ergebnisse, die mit dieser Methode erzielt werden können, werden für verschiedene Entwicklungsstadien und Gewebe der Fruchtfliege *Drosophila melanogaster* vorgestellt.

Biologie der Fruchtfliege

Die Frucht-, Obst- oder auch Essigfliege *Drosophila melanogaster* wird nicht zuletzt wegen der relativ kurzen Generationszeit (ca. 14 Tage) und unkomplizierten Zuchtbedingungen schon lange als biologischer Modellorganismus verwendet. Seit Beginn des letzten Jahrhunderts werden Fruchtfliegen für die Erforschung von Vererbungsmustern studiert. Die Untersuchung zahlreicher Mutanten hat entscheidend zum heutigen Wissen in Fragen der Entwicklungsbiologie, Neurobiologie und der Genregulation beigetragen.

Drosophila ist ein Insekt mit vollständiger Verwandlung (Holometabolie). Die Entwicklung der Fliegen verläuft vom Ei über drei aufeinander folgende Larvenstadien und ein Puppenstadium (Tönnchenpuppe) mit vollständiger Umwandlung (Metamorphose) zum ausgewachsenen Insekt (Imago). Diese Prozesse werden durch das Zusammenspiel körpereigener Steroid-Hormone (Ecdyson und Juvenilhormon) gesteuert (Bückmann, 1995).

Das Gas Stickstoffmonoxid (NO)

Stickstoffmonoxid ist ein chemisch instabiles, farb- und geruchloses Gas. In wässriger Lösung und im Gewebe wird NO innerhalb weniger Sekunden inaktiviert. NO wird von dem Enzym Stickstoffmonoxid-Synthase (NOS) aus der Aminosäure Arginin gebildet. Als Botenstoff kann das NO sowohl in den Zellen wirken, in denen es produziert wird (intrazellulär) als auch in benachbarten Zellen, weil das Gas die Zellmembranen leicht durchqueren kann. Eine wichtige physiologische Funktion des NO beim Menschen ist, dass die lokale Freisetzung des Gases zur Erschlaffung der glatten Muskulatur und dadurch zur Erweiterung der Blutgefäße führt (Busse und Mülsch, 1997).

Aufgrund der kurzen Lebensdauer des NO ist ein direkter Nachweis des Gases im Gewebe nur begrenzt möglich. Stattdessen benutzt man ein indirektes Nachweisverfahren: Die Identi-

fizierung von Zellen, die NOS besitzen. Das Enzym kann mit unterschiedlichen Methoden detektiert werden. Ein elegantes Verfahren ist der immunhistochemische Nachweis der NOS mit Hilfe eines spezifischen Antikörpers, der gegen das Enzym gerichtet ist. In Verbindung mit konfokaler Mikroskopie (Müller, 2001) ist eine sehr präzise Lokalisation der NOS im Gewebe möglich. Eine alternative Methode ist die so genannte Diaphorase-Färbung. Sie ermöglicht einen schnellen lichtmikroskopischen Nachweis der NOS im fixierten Gewebe. Denn sowohl für Wirbeltiere (Dawson et al., 1991; Hope et al., 1991) als auch für Insekten (Müller, 1994) ist beschrieben, dass Zellen, die NOS enthalten, stets auch im Diaphorase-Test positiv angefärbt werden. Genau diese Korrelation wird für den NOS-Nachweis ausgenutzt und nachfolgend näher beschrieben.

Diaphorase-Färbung

Der Diaphorase-Test nutzt die enzymatische Aktivität der im fixierten Gewebe noch aktiven Diaphorase für eine Farbreaktion aus. Diaphorasen sind Dehydrogenasen und katalysieren – wie NOS – Redoxreaktionen. Diese Eigenschaft wird experimentell genutzt, um β -NADPH in Anwesenheit des Farbstoffs Nitrotetrazolium-

blau (NBT) zu oxidieren. Dabei wird das NBT reduziert. Es entsteht ein dunkelblauer Formazan-Niederschlag in den Zellen.

Für den Nachweis der NOS werden exemplarisch *Drosophila*-Larven des 3. Häutungsstadiums benutzt (Abb. 1). Sowohl in dem aus zwei Hemisphären und einem ventralen Ganglion aufgebauten Nervensystem als auch in den Imaginalscheiben (= Anlagen für Beine, Flügel, Augen, Antennen etc. der adulten Tiere) ist die Diaphorase gut nachzuweisen.

Die milchig weißen Larven des 3. Häutungsstadiums werden in physiologischem Phosphatpuffer (PBS) auf Eis inkubiert und kältebetäubt. Unter einer Stereolupe wird mit Präpariernadeln das Gehirn freipräpariert. Das Gewebe wird für 1 Stunde in 4%igem Paraformaldehyd im Kühlschrank bei 4 °C fixiert. Anschließend wird für 3 × 10 Minuten mit Phosphatpuffer (PBS) gewaschen. Es folgt eine Inkubation bei 4 °C in 1% Saponin in PBS über Nacht. Die Gehirne werden dann bei Raumtemperatur erneut 3 × 10 Minuten mit PBS gewaschen und für 5 Stunden bei Raumtemperatur im Dunkeln (wichtig!) mit der Färbelösung (0,1 mM NBT; 0,1 mM β -NADPH; 0,1% Triton X-100 in PBS) inkubiert. Kontrollgehirne werden in einer Färbelösung inkubiert, die kein β -NADPH enthält. Unmittelbar nach der Inkubation wird die Färbung lichtmikroskopisch

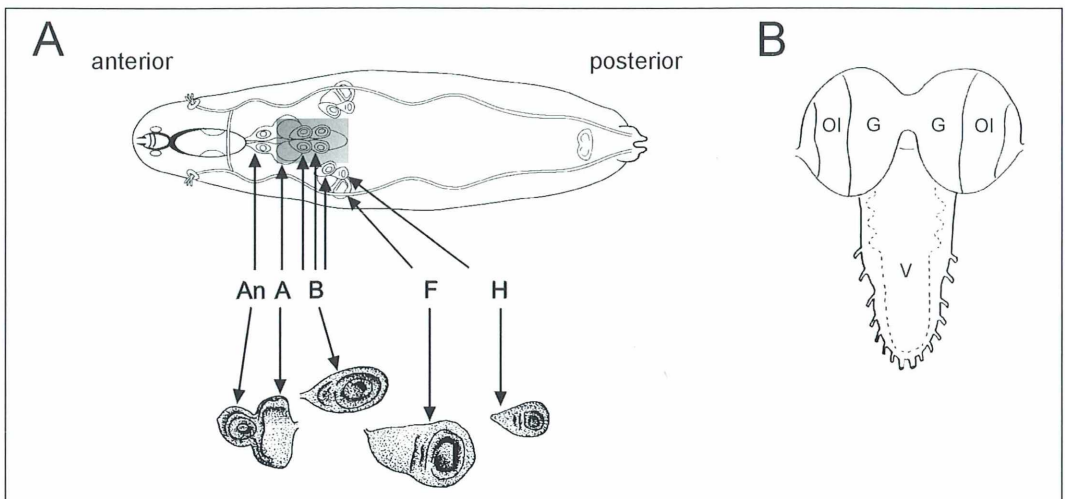


Abb. 1: Morphologie einer *Drosophila*-Larve (3. Häutungsstadium). A Schemazeichnung einer Larve des 3. Häutungsstadiums. Larvales Gehirn (grau unterlegt). Imaginalscheiben für Antennen (An), Augen (A), Beine (B), Flügel (F) und Halteren (H) vergrößert dargestellt. B Larvales Gehirn. Gehirnhemisphären (G), Optische Loben (Ol), ventrales Ganglion (V). Modifiziert nach Bate und Arias (1993).

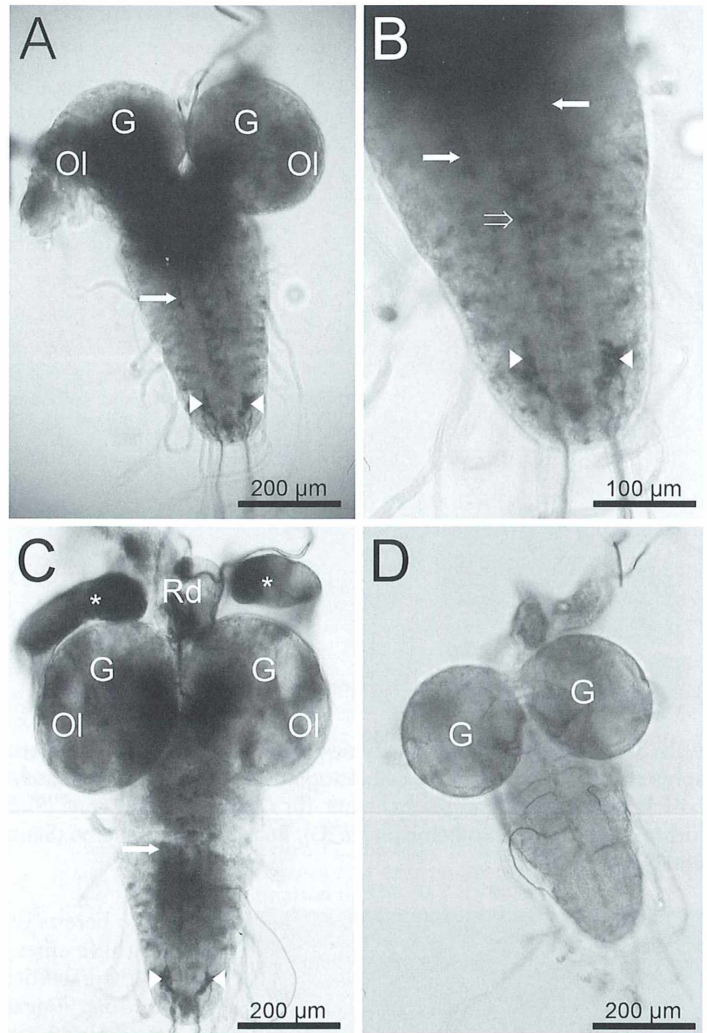


Abb. 2: Diaphorase-Färbung larvaler *Drosophila*-Gehirne. **A** Gefärbtes Gehirn. Gehirnhemisphären (G), Optische Loben (Ol), Interneurone (Pfeil), Motoneurone des posterioren abdominalen Neuromers (Pfeilspitzen). **B** Ausschnittsvergrößerung aus A. Zellen entlang der Mittellinie (offener Pfeil). **C** Gefärbtes Gehirn. Ringdrüse (Rd), Imaginalscheiben für Augen und Antennen oberhalb der Gehirnhemisphären (Sterne), Gehirnhemisphären (G), Optische Loben (Ol). **D** Ungefärbte Kontrolle. Gehirnhemisphären (G). Bezeichnung nach Wildemann und Bicker (1999).

ausgewertet und dokumentiert. Die Reaktion verläuft, je nach Dauer der vorangegangenen Behandlung mit Saponin, unterschiedlich schnell. Bei zu langer Inkubation ist deshalb keine spezifische Färbung mehr zu erkennen. Die Kontrollgehirne sollten durch die Inkubation zwar trüb werden, aber nicht blau angefärbt sein. Im Experiment ist eine blaue Färbung sowohl in den beiden Gehirnhemisphären als auch im ventralen Nervenstrang zu erkennen (Abb. 2). Der Bereich der Optischen Loben ist nur schwach gefärbt. In der Ausschnittsvergrößerung (Abb. 2B) ist zu erkennen, dass Interneurone, die aus dem Gehirn in den ventralen Nervenstrang projizieren, gefärbt sind.

Ebenso sind Zellen entlang der Mittellinie deutlich gefärbt. Die Imaginalscheiben, die bei der adulten Fliege die Augen und Antennen ausbilden, liegen den Gehirnhemisphären auf und sind ebenfalls stark gefärbt (Abb. 2C). Die Imaginalscheiben der Fruchtfliege sind ein lohnenswertes Objekt für diese Färbemethode (Abb. 3). Da die Imaginalscheiben über fragile Fortsätze mit dem larvalen Gehirn verbunden sind, können sie jedoch während der Präparation beziehungsweise Färbung verloren gehen. Ein vollständiges Bild, in welchen Imaginalscheiben NOS vorhanden ist, erhält man daher nur, wenn mehrere Präparate parallel gefärbt werden.

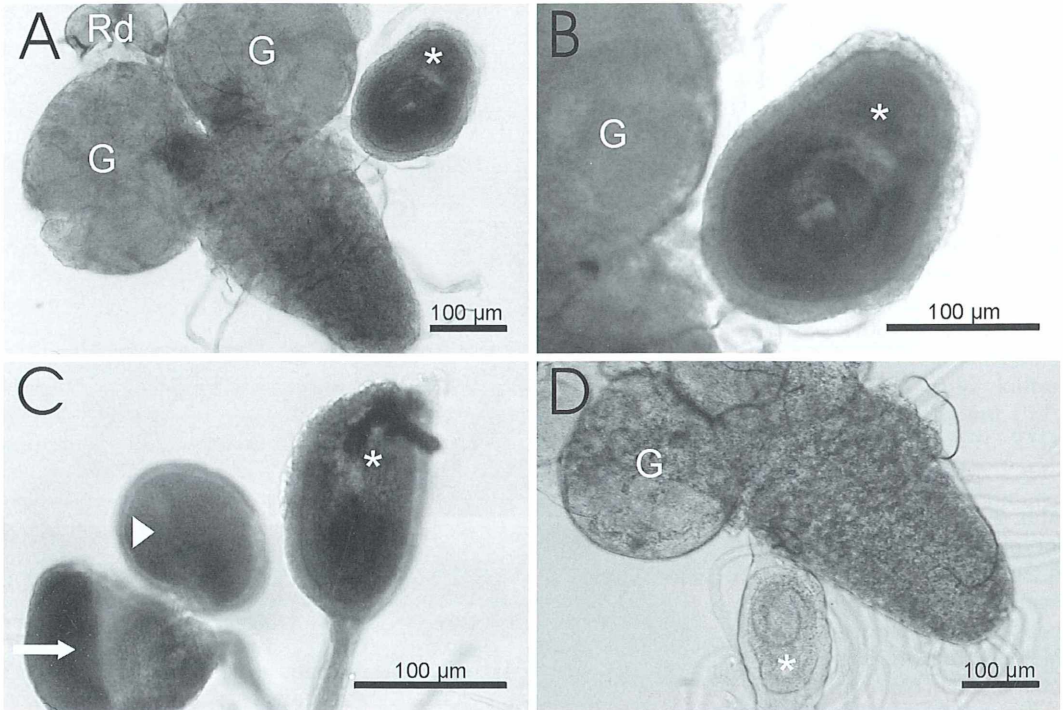


Abb. 3: Diaphorase-Färbung larvaler *Drosophila*-Imaginalscheiben. **A** Gefärbtes Gehirn. Gehirnhemisphären (G), Ringdrüse (Rd), Bein-Imaginalscheibe (Stern). **B** Ausschnittsvergrößerung der Beinimaginalscheibe aus **A**. **C** Imaginalscheiben für Auge (Pfeil), Antenne (Pfeilspitze) und Bein (Stern). **D** Ungefärbte Kontrolle. Gehirnhemisphäre (G), Bein-Imaginalscheibe (Stern). Bezeichnung nach Wildemann und Bicker (1999).

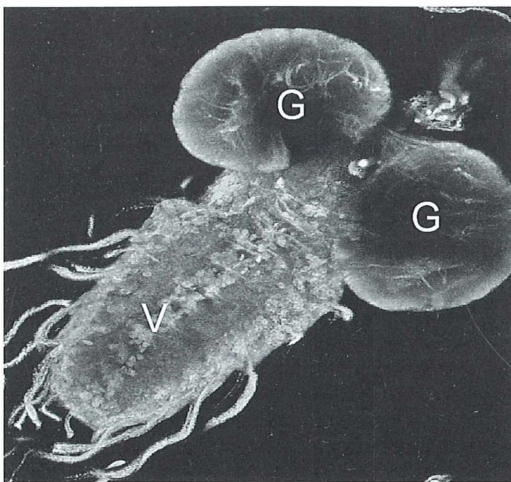


Abb. 4: Immunhistochemischer Nachweis der NOS mit einem fluoreszenzmarkierten Antikörper. Gehirnhemisphären (G), ventrales Ganglion (V).

Wie bereits oben erwähnt, kann die NOS auch mithilfe eines spezifischen Antikörpers nachgewiesen werden. Ein solches Beispiel ist in Abbildung 4 gezeigt. Der Nachweis wurde mit einem fluoreszenzmarkierten Antikörper durchgeführt und am konfokalen Mikroskop ausgewertet.

Auch in adulten Fliegen wirkt NO als Botenstoff im Nervensystem. Die Antennalloben – diejenigen Gehirnareale, in denen Duftstoffreize verarbeitet werden – besitzen eine hohe NOS-Aktivität. Wie in Larven kann das Vorhandensein der NOS wieder indirekt durch eine Diaphorase-Färbung nachgewiesen werden. Experimentell eignen sich dazu Paraformaldehyd-fixierte Gefrierschnitte adulter Fliegenköpfe. Paraffinschnitte haben wir bisher nicht getestet. Die Köpfe werden nach der Fixierung mit Saponin permeabilisiert. Die Färbung erfolgt mit einer höher konzentrierten Färbelösung (0,2 mM NBT; 1 mM β -NADPH; 0,2% Triton X-100 in PBS).

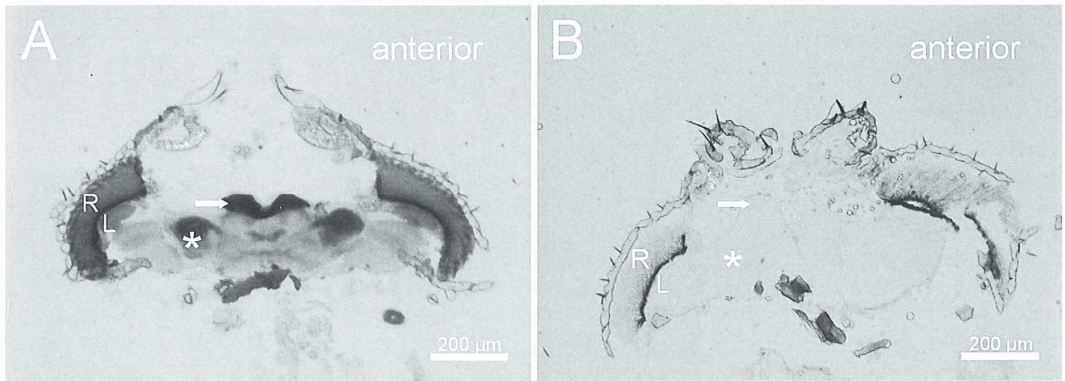


Abb. 5: Diaphorase-Färbung an 12 µm dicken Gewebeschnitten adulter *Drosophila*-Köpfe. A Gefärbter Gewebeschnitt. Retina (R), Lamina (L), antennaler Lobus (Pfeil), laterales Protocerebrum (Stern). B Ungefärbte Kontrolle.

Es ist schon länger bekannt, dass die NOS in den Antennalloben erwachsener Fruchtfliegen vorkommt (Müller, 1993). Diese Gehirnstrukturen sind intensiv gefärbt (Abb. 5). Interessanterweise ist das Enzym aber auch in anderen Gehirnbereichen nachweisbar (Abb. 5A). Die Retina ist stark gefärbt sowie die angrenzende Lamina – eine weitere Funktionseinheit des optischen Systems – und Teile des Protocerebrums.

Zusammenfassung

Die Diaphorase-Färbung ist eine relativ einfache Methode, um herauszufinden, ob und in welchen Zellen oder Geweben eines Organismus, NO-vermittelte Signalwege ablaufen können. Die hier gezeigten Färbungen der verschiedenen Entwicklungsstadien der Fruchtfliege sollen dazu anregen, weitere Stadien und Gewebe von *Drosophila* auf das Vorhandensein der NOS zu untersuchen. Da die Methode jedoch nicht auf *Drosophila* beschränkt ist, eröffnet sich dem Mikroskopiker ein weites Feld, Einblicke in die komplexen Entwicklungs- und Differenzierungsprozesse anderer Organismen zu erlangen.

Literaturhinweise

- Bate, M., Arias, A. M. (eds.): The Development of *Drosophila melanogaster*. Volume II. Cold Spring Harbor Laboratory Press, New York 1993.
- Bückmann, D.: Hormonale Entwicklungssteuerung. In: Gewecke, M. (Hrsg.): Physiologie der Insekten, S. 140–151. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Busse, R., Mülsch, A.: Die wundersame Karriere von Stickstoffmonoxid. Forschung Frankfurt, Sammelband Medizin 4, 71–83 (1997).
- Dawson, T. M., Bredt, D. S., Fotuhi, M., Hwang, P. M., Snyder, S. H.: Nitric oxide synthase and neuronal NADPH diaphorase are identical in brain and peripheral tissues. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 88, 7797–7801 (1991).
- Enikolopov, G., Banerji, J., Kuzin, B.: Nitric oxide and *Drosophila* development. Cell Death and Differentiation 6, 956–963 (1999).
- Hope, B. T., Michael, G. J., Knigge, K. M., Vincent, S. R.: Neuronal NADPH diaphorase is a nitric oxide synthase. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 88, 2811–2814 (1991).
- Müller, U.: Histochemical localization of NADPH-diaphorase in the adult *Drosophila* brain. Naturwissenschaften 80, 524–526 (1993).
- Müller, U.: Ca^{2+} /Calmodulin-dependent nitric oxide synthase in *Apis mellifera* and *Drosophila melanogaster*. Europ. J. Neurosci. 6, 1362–1370 (1994).
- Müller, U.: The nitric oxide system in insects. Progress in Neurobiol. 51, 363–381 (1997).
- Müller, M. C.: Das leuchtet ein! – Vergleich zwischen konventioneller und konfokaler Fluoreszenz-Mikroskopie. Mikrokosmos 90, 277–282 (2001).
- Wildemann, B., Bicker, G.: Developmental expression of nitric oxide/cyclic GMP synthesizing cells in the nervous system of *Drosophila melanogaster*. J. Neurobiol. 38, 1–15 (1999).

Verfasser: Dr. Falko Drews, Rheinisch-Westfälische Technische Hochschule Aachen, Institut für Klinische Chemie und Pathobiochemie, Pauwelsstr. 30, D-52074 Aachen, und PD Dr. Arnd Baumann, Forschungszentrum Jülich GmbH, Institut für Biologische Informationsverarbeitung 1, D-52425 Jülich; e-mail: a.baumann@fz-juelich.de

Nachrichten

Bodman 2005 – Die Achtzehnte

Alles war wie immer, könnte man sagen. Die Ankunft der Teilnehmer: Herzliche Begrüßung alter Freunde, Umarmung der Damen, je nach Temperament. Neue Teilnehmer wurden entweder gleich beim Entladen ihres Autos gefragt: *Und wer sind Sie? Zum ersten Mal dabei?* Die weniger Draufgängerischen warteten, bis die Neuen ihre Mikroskope hinter ihrem Namensschildchen aufgestellt hatten. Was hat sie denn? Ein Zeiss? Aha.

Die reifen Bodenseeäpfel leuchteten wie eh und je. Auch die Wirtsleute freuten sich sichtlich, dass alles so war wie immer. Man kennt sich und verkehrt freundlich, ja freundschaftlich miteinander. Die Neuen lebten sich schnell ein (Abb. 1). Und doch war es diesmal anders als in den 17 Jahren davor. Zum einen: Klaus Hausmann war da – zum ersten Mal. Der Veranstalter Günther Beyer-Meklenburg von der Mikroskopischen Gesellschaft Berlin war sichtlich erfreut, dass es ihm gelungen war, Professor Dr. Hausmann vom Institut für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin und Herausgeber des Mikroskopikers liebster Zeitschrift, des MIKROKOSMOS, mit nach Bodman zu bringen. Zum anderen bot die Anwesenheit von Dr. Heinz Streble Grund zu besonderer Freude, der wie immer mit umsichtiger Hand durchs Programm der sieben Tage führte. Aber schmal war er geworden, wenige Wochen zuvor dem Sensenmann gerade noch von der Schippe gesprungen. Die Freude, dennoch wieder dabei sein zu können, sah man ihm jeden Tag von neuem an.

Das Programm war wieder eine abwechslungsreiche Mischung (Abb. 2), dieses Mal noch angereichert durch den Vortrag von Dr. Martin Kreutz aus Konstanz *Das Simmelried – Ein Hot-Spot mikroskopischen Lebens*. Er berichtete von seinen Erfahrungen und wissenschaftlichen Abenteuern bei der Bestimmung von Ciliatenfunden und zeigte die Details mit schulmäßig schönen und gekonnten Aufnahmen im differentiellen Interferenzkontrast. Manch ein Mikrofreund und manch eine Mikrofreundin mag sich da gedacht haben: Ach ja, so ein DIK, das wäre schon etwas, da kann man schöne Fotos machen, aber das kostet. Deshalb möchte ich daran erinnern, dass es ausgerechnet Martin Kreutz gewesen ist, der vor vielen Jahren in Bodman gezeigt hat, dass man mit der von ihm auf einfachste Weise angefertigten Mattscheibe mit schwarzer Mondsichel eine wunderbare



Abb. 1: Teilnehmer der Bodman-Woche 2005.

schiefe Beleuchtung für die Mikrofotografie erzeugen kann, die manchen DIK-Besitzer vor Neid erblassen lässt.

Man fischte Plankton aus dem Überlinger See, dem Weiherhofsee und dem Böhringer See bei Radolfzell, aus der Stockacher Aach und dem Espasinger Weiher. Auch eine Fahrt zum Schwarzwald war dabei. Philip Mayer aus Waldkirch zeigte dort sein Plankton-Jagdrevier, den Blindensee in der Nähe von Triberg. Eine kürzere Fahrt ging nach Stein am Rhein, wo auf der Insel Werth im Rhein immer gutes „Material“ ins Netz geht. Auch die gewohnte Fahrt zum Mindelsee auf dem Bodanrück fehlte nicht. Obligatorisch dann der Fußmarsch zur Marienschlucht, wo die Planktonfischer das Linienschiff bestiegen. Der Kapitän hielt wie vereinbart in der Kaltwasserzone vor Sipplingen das Schiff lange genug an, so dass die Netze ein paarmal ausgeworfen werden konnten. Wie immer ging es um die eigenartige *Leptodora kindtii*. Aber auch *Bythotrephes longimanus* und *Polyphemus pediculus* waren in den Gläsern. Heinz Streble erläuterte dann am Monitor mit seit vielen Jahren nie nachlassender Begeisterung die Anatomie des Glaskrebse *Leptodora*.

Klaus Hausmann stimmte mit einigen Mikrofilmen an einem Abend auf seine anderntags folgenden Vorträge ein. Besonders beeindruckend war der Computeranimationsfilm über den Aufbau und die Bewegung von Cilien. Hausmann verteilte mitgebrachte Pantoffeltiere, an denen er die Teilnehmer verschiedene Beobachtungen an Vakuolen und Trichocysten machen ließ. Auch einen Tropfen mit Ciliaten und Algen teilte er aus: *Pseudomicrothorax dubius* „an“ *Oscillatoria tenuis*. So konnte jeder Teilnehmer selbst im Mikroskop sehen, wie schnell dieser kleine Ciliat



Abb. 2: Bodman-Aktivitäten (Bild-Collage: Wolfgang Bettighofer, Kiel).

riesenlange Blaualgenfäden in sich hineinschlingt und zerlegt (pardon, phagocytiert): 15 μm *Oscillatoria*! Da klackten die Schlitzverschlüsse, klapperten die Reflexspiegel, ratterten die Kamerawinder und blitzten die Mikroblicke, dass es nur so eine Art hatte! Die konventionellen Mikrofotografen sprangen alle Augenblicke auf, um den Film händisch zurückzuspulen und zu wechseln und die fortschrittlich-digitalen führten einen schier aussichtslosen Kampf gegen die Eigenwilligkeit ihrer Adapter. Was den letzten Punkt anbelangt, traf es sich gut, dass Rainer Mehnert für einige Tage aus Weil der Stadt gekommen war. Er half Adapterprobleme zu lösen, einen Möllring'schen Doppelkollektor aufzutreiben, erklärte geduldig, wie, wo und womit man ein Mikroskop richtig schmiert und verlieh einen Zeiss'schen Vielzahlsternschlüssel.

Als dann Klaus Hausmann im Diavortrag von seiner Expedition mit dem Bundesforschungsschiff *Meteor* von Kapstadt über den Äquator zu den Kapverdischen Inseln berichtete, wehte manchen Bodmaner Planktonfreund der Hauch des ganz großen Abenteuerers an.

Abenteuerlich auch die Vorstellung, dass – hätte jemand eine Bombe im Planktonnetz mitgeführt – inzwischen halb Württemberg und Baden verdurstet wäre. Bis weit über Stuttgart hinaus, nämlich fast bis

Heidelberg und Karlsruhe, wird ein großer Teil des Südweststaats von der Anlage der BWV (Bodensee-Wasserversorgung) hoch oberhalb Sipplingens versorgt. 8.000 Liter bestes Bodenseewasser kann die Anlage sekundlich aus 60 Metern Tiefe 300 Meter nach oben auf den Berg pumpen, wo es aufbereitet und den Wasserwerken der Gemeinden zugeleitet wird. Mit sichtlicher Freude berichtete die Gästeführerin, dass man eigentlich reines Trinkwasser aus dem Bodensee entnehme, so sauber sei er heute wieder.

Ein Vorzug war, dass die Gruppe auch ins Wasserlabor der BWV durfte, wo dessen Leiterin Frau Dr. Binder Einblick in ihre Arbeit gab und ihre herrlichen großformatigen Mikrofotos vom Bodenseep plankton zeigte. Wie bei den beiden anderen universitären Profis, den Zoologen Streble und Hausmann, spürte man auch bei dieser Limnologin, dass die Begeisterung und die Liebe zur Mikrowelt die Berufsarbeit begleiten und aus ihrem Leben nicht wegzudenken sind. Diese Begeisterung und das mitunter ungläubige Staunen über die tatsächliche Komplexität der von Vielen als primitiv betrachteten mikroskopisch kleinen Lebewesen fördert wohl auch die Bescheidenheit und Friedfertigkeit der Mikroskopiker, die man in Bodman immer erleben kann.

Tatkünftig beigetragen haben zu der schönen Woche wieder Jan Kros aus Holland und Andreas Klemm, die sich um die technischen Einrichtungen kümmern. Andreas Klemm chauffierte darüber hinaus den Kleinbus, der wie stets vom Bauunternehmer und Mikrofreund Walter Weiß aus Göppingen gestellt wurde. Auch half Andreas – wie stets fachkundig – beim Bestimmen, Auszählen und Aufstellen der Fundlisten.

Die Verpflegung und Betreuung der Gäste im Vereinshaus des württembergischen Baumeisterverbands waren wieder lobenswert, der Bodenseewein schmeckte, und das Wetter war eitel Sonnenschein, es war eben alles bodmannmäßig.

Klaus Henkel,
Mikrobiologische Vereinigung München, Dachau



Abb. 3: Planktonfang – unter die Lupe genommen.

November 2005: Histologie-Wochenende in Berlin

Am zweiten Novemberwochenende 2005 fand im Johannes-Müller-Saal des Instituts für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin der inzwischen traditionelle jährliche Histologie-Kurs statt. Herr Robin Wacker war nun schon zum elften Mal mit einem Rucksack voller Farbstoffe und Präparate bei der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft (BMG) zu Gast.

Da Robin Wacker im Laufe der Jahre viele Mitglieder für das Thema Histologie begeistert hat, konnten fünf Mikrotome unterschiedlicher Bauart von den Teilnehmern zur Verfügung gestellt werden. Dadurch, dass wieder die Räumlichkeiten und Labor-einrichtungen des Instituts für diese Veranstaltung genutzt werden konnten, waren optimale Arbeitsbedingungen gegeben. Darüberhinaus war von den Teilnehmern vieles an Gerätschaften mitgebracht worden. Auch hatten einige selbst angefertigte Paraffin-Blöcke dabei, um von Herrn Wacker nützliche Hinweise zur Verarbeitung zu bekommen.

Die von Herrn Wacker vorbereiteten, teilweise pathologischen und daher schwer zu beschaffenden Präparate waren natürlich die Hauptattraktion. Zu jedem Objekt hatte er die passende Färbemethode parat, um die wesentlichen Merkmale des Präparates gut darzustellen.

In diesem Jahr waren einige neu eingetretene Mitglieder mit dabei, für die diese Materie völlig neu war. Sie waren mit besonderem Eifer bei der Sache und konnten an diesem Wochenende einige neue Kenntnisse und Fertigkeiten erwerben. Durch die Vielfalt der Objekte und Methoden konnten selbst erfahrene Mikroskopiker einiges Neues lernen.

So verging die Zeit wie im Flug und einige Teilnehmer wollten nicht einmal mitkommen, als es zum Mittagessen in ein nahe gelegenes Restaurant ging. Sie blieben lieber im Labor um ihre Färbungen fertigzustellen. Und natürlich wollte jeder von den vielfäl-



Abb. 1: Robin Wacker (links) erklärt den BMGLern bestimmte Präparationsschritte (Foto: Günther Zahrt, Berlin).

tigen Objekten ein gelungenes Präparat herstellen, um am Sonntagabend eine umfangreiche Sammlung von selbst gefärbten und eingedeckten Präparaten mit nach Hause nehmen zu können.

Den Mitgliedern der BMG hat das Histologie-Wochenende wie immer sehr viel Spaß gemacht und sie bedanken sich bei Robin Wacker, dass er zum erneuten Male die Mühe auf sich genommen hat, eine solches Wochenende in Berlin zu gestalten. Dank auch an alle Mitglieder, die durch ihre Arbeit zum Gelingen des Kurses beigetragen haben.

Der Herbsttermin 2006 ist bereits mit Herrn Wacker verabredet und er wird sicher wieder ein Highlight im Programm der BMG.

Martina Zahrt, Berlin, BMG

Spitzenbotanik bei *Ilex aquifolium*

Irmgard Fillbrandt

Wozu dient eigentlich die Bestachelung der Blätter von *Ilex aquifolium*? Die oberen Blätter von großen *Ilex*-Sträuchern oder 5–10 m hohen *Ilex*-Bäumen weisen nämlich keine Stachelspitzen am Blattrand auf. Diese Frage beschäftigte mich lange Zeit, bis mir bei der Vorbereitung für eine mündliche Abiturprüfung 2005 eine plausible Lösung einfiel.

Holen wir etwas weiter aus. Die immergrünen Laubblätter von *Ilex* können 1–3 Jahre alt werden, sind wechselständig angeordnet und haben einen etwa 1 cm kurzen, zum Teil gedrehten Stiel. Sie können 3–12 cm lang und 1,5–4 cm breit werden. Ihre Größe und Blattform sind auffällig variabel. Die Blätter können eiförmig bis länglich elliptisch, am Rande gewellt und stachelspitzig, aber auch schmal, ganzrandig, stachellos und kaum gewellt aussehen. Übergangsformen von 1–24 Stacheln sind möglich. Alle Blätter besitzen am oberen Ende einen besonders langen und festen Stachel und sind am unteren Ende keilförmig verschmälert.

Es ergibt sich wegen der Analogie von Stacheln und Dornen häufig ein umgangssprachliches Durcheinander der Begriffe. Beide Organe haben ähnliches Aussehen und gleiche Funktion, indem sie mit ihren scharfen Spitzen Pflanzen vor Tierfraß schützen. Sie sind aber unterschiedlicher stammesgeschichtlicher Herkunft. Bekannt sind die unverholzten, leicht abbrechenden Stacheln der Rosen und die verholzten, sehr harten Dornen beim Weißdorn. Dabei handelt es sich um Metamorphosen der Sprosse (Abb. 1). Sprossstacheln sind lediglich Auswüchse der Rinde, während Sprossdornen aus Rinde, Holz und Mark bestehen. Blattstacheln und Sprossdornen sind ebenfalls analoge Bildungen. Da bei *Ilex* nur die Blattränder ausge-

Stacheln oder Dornen?

Hegi (1958) beschreibt *Ilex* mit stachelspitzig gezähnten oder stachelig gezähnten Blättern, oder er erwähnt die unterschiedliche Bestachelung des Blattrandes. Stechpalme oder Stechhülse wird sie genannt wegen der stechenden Blätter (lat. *acutus* = scharf, spitzig; *folium* = Blatt). Andere Autoren wie beispielsweise Reichholf und Steinbach (1993) schreiben: *Die Blätter sind mit mehreren abstehenden, gelbgrünen Blattstacheln besetzt.*

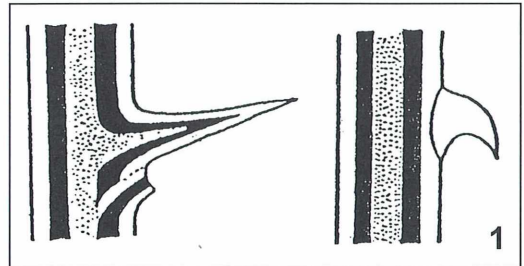
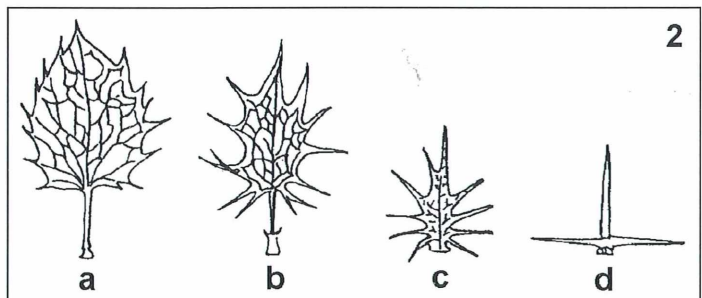


Abb. 1: Sprossdorn (links) und Sprossstachel (rechts) (nach Strasburger, 1991).

Abb. 2: Berberitzenblätter unterschiedlichen Alters, von a nach d nimmt das Alter der Blätter zu (nach Jaenicke, 1997).



zogene Spitzen zeigen und nicht das gesamte Blatt zu Dornen umgewandelt ist wie bei der Berberitze, wäre die Bezeichnung Stachel geeigneter (Abb. 2).

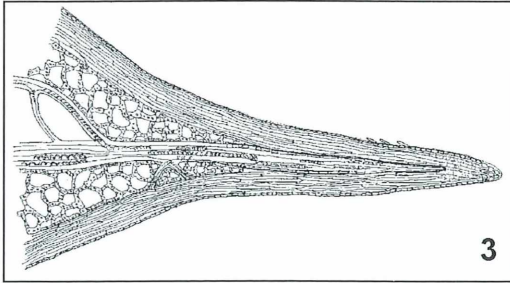


Abb. 3: Längsschnitt durch einen Blattstachel von *Ilex* mit sklerenchymatischer Stachelspitze, Leitbündeln und Schwammparenchym. Bei diesem Längsschnitt, ausgeführt über dem Daumnagel, wurden die obere Epidermis und das Palisadenparenchym entfernt. Vergr. 9fach. – Abb. 4: Blattstachel, aufgeheilt mit Chloralhydrat und angefärbt mit ASF (Foto: E. Lühje, Kiel). Vergr. 10fach.

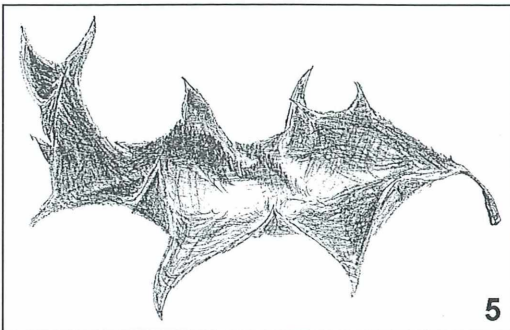
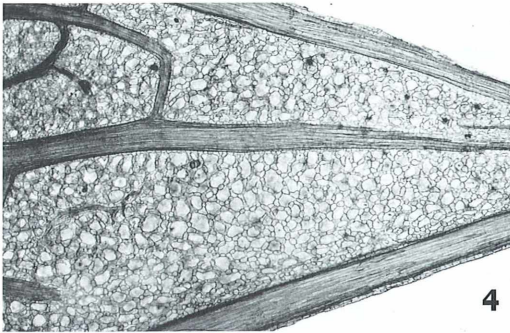


Abb. 5: Schülerzeichnung eines *Ilex*-Blattes, die den unterschiedlichen Licht- und Schattenfall auf das Blatt zeigt.

Ein mikroskopischer Schnitt durch die Stachelspitze und das umliegende Gewebe bei *Ilex* zeigt, dass alle Teile am Aufbau des Stachels beteiligt sind, auch die Leitbündel (Abb. 3 und 4).

Worauf beruht die Verletzungsgefahr an Stachelspitzen?

An harten Spitzen entstehen schon bei minimalen Kräften hohe Drucke nach dem aus dem Physikunterricht bekannten Gesetz: $\text{Druck} = \text{Kraft} / \text{Fläche}$. Je kleiner die Fläche der Stachelspitze ist, desto weniger Kraft ist nötig, um einen hohen Druckschmerz zu verursachen, außerdem kommt es zu Hautverletzungen. Der Durchmesser einer Stachelspitze bei *Ilex* beträgt $< 0,3 \text{ mm}$!

Blattdimorphismus oder Blattpolymorphismus?

Es ist merkwürdig, dass bei *Ilex* die unteren Blätter in der Regel stachelig, gewellt und relativ groß sind, während Sträucher oder Bäume an den mittleren Zweigen eine große phänotypische Variabilität ihrer Blätter selbst an einem einzigen Zweig aufweisen. Es kommen sogar recht unsymmetrische, manchmal mit nur einem seitlichen Stachel besetzte Blätter vor. An den oberen Blättern schwindet die Bestachelung des Blattrandes zunehmend, und diese Blätter sind eher schmal, elliptisch und klein. Es ist ein signifikanter Zusammenhang zwischen der Zahl der Stachelspitzen und dem Ausmaß der Wellung der Blätter festzustellen. Diese Blätter sind wellig gewölbt und die Stachelspitzen sind nach allen Seiten gebogen (Abb. 5). Querschnitte durch den wie eingerollt wirkenden, leicht verdickten Blattrand (hellerer Rand an der Blattunterseite) zeigen bei allen Blattformen eine stark sklerenchymatische Zone, die sich in die Blattstacheln hinein fortsetzt (Abb. 6). Wenn wir einen Blattstachel abziehen wollen, entfernen wir gleichzeitig einen bis zu 1 cm langen Streifen, das heißt den Sklerenchymring des Blattrandes, der den Blättern eine große Festigkeit verleiht. Dieser Streifen ist wie ein Gummifaden elastisch dehnbar, reiß- und zugfest und begrenzt den gesamten Blattrand.

Abb. 6: Skizze und Querschnitt durch den gewellten, verdickten Blattrand mit Sklerenchymzellen. a Schema, b zelluläre Darstellung. Vergr. 120fach.

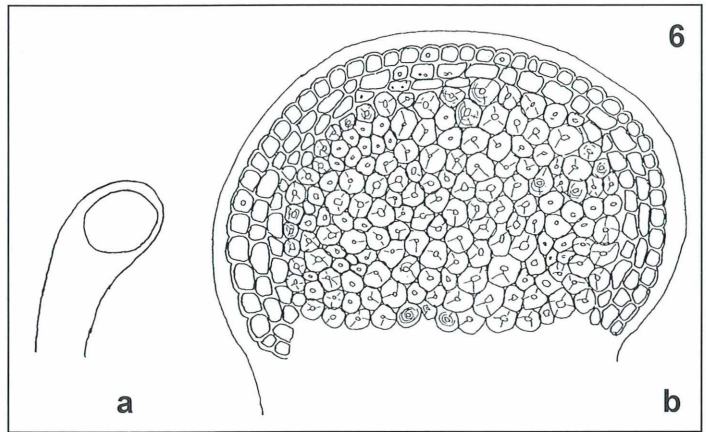
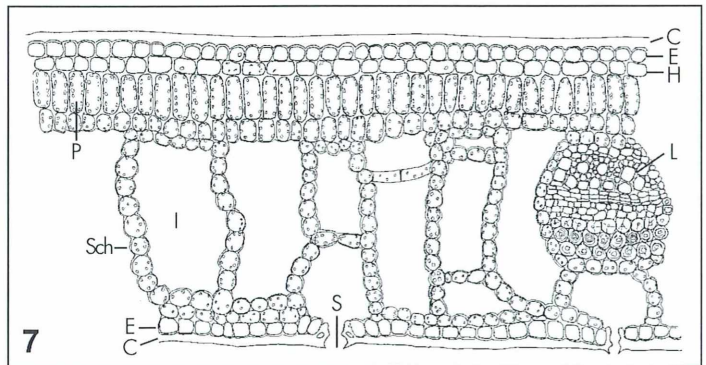


Abb. 7: Querschnitt durch das derbe, feste, lederartige Blatt von oben nach unten: Cuticula (C) der Epidermis (E) (besonders verdickt zum Schutz vor Austrocknung, mediterrane Herkunft von *Ilex*), Hypodermis (H) (Wasser speichernd, Licht sammelnd), Palisadenparenchym (P) (chlorophyllreich), Leitbündel (L) mit viel Sklerenchym (Xeromorphiemesmerkmal: Bei immergrünen Pflanzen Schutz vor Austrocknung im Winter), Schwammgewebe (Sch) mit großen Interzellularen (I), durch den Lufteinschluss matt hellgrün gefärbte Blattunterseite, untere Epidermis mit Schließzellen (S) mit Öhrchen (Transpirationsschutz).



Mögliche Ursachen

Die unteren, stachelspitzigen Blätter dienen als Schutz vor Tierfraß, während die in großer Höhe vorkommenden, glattrandigen Blätter diesen Schutz nicht brauchen. Diese zuerst einleuchtende Erklärung wird widerlegt durch glattrandige Blätter, die auf halber Höhe der Bäume vorkommen und dann von Huftieren abgeweidet werden könnten, und durch eine gewisse Giftigkeit der in größeren Mengen verzehrten Blätter.

Die oberen Blätter werden weniger gut mit Wasser und Nährsalzen versorgt. Wasserstress und geringere Mineralstoffversorgung wären dann Erklärungen für die Ausbildung der stachellosen Spreitenformen (Hegi, 1958).

Ilex gehört der Strauchschicht an. In Schleswig-Holstein ist die Stechpalme als Buchenbegleiterin relativ häufig. Die besonderen Lichtverhältnisse in der Strauchschicht bedeuten, dass *Ilex* auch mit weniger Licht unter dem Blätterdach von Buchen auskommen muss. Die Wellung der

unteren Blätter durch Bestachelung und Verdickung des Blattrandes und die Vergrößerung der Blattoberfläche wären Einrichtungen, das diffuse Sonnenlicht in der Strauchschicht besser auszunutzen. Auch in Bodennähe könnten die wechselnden Lichtstrahlen besser eingefangen werden. Kleinere, glatte Blätter bekommen oben in der Baumkrone sowieso mehr Licht zur Photosynthese, also werden die Stachelspitzen eingespart. Die stark dunkelgrün glänzende, cutinisierte Blattoberfläche von *Ilex* und eine Wasser speichernde Hypodermis sorgen für eine besonders gute Absorption der Lichtenergie (Abb. 7). Dieser letzte Punkt erscheint mir besonders plausibel.

Modifikation oder Mutation?

Bekannt sind unterschiedliche Juvenilformen und adulte Blattformen bei vielen Pflanzen. Man spricht von einer Entwicklungshomöostasis. *Ilex aquifolium* ist tetraploid ($x = 10$,

$2n = 40$). Vielleicht beruht der große Formenreichtum der Blätter auf einer mit der Tetraploidie einhergehenden größeren genetischen Vielfalt, höheren Mutationsrate und polygenetischen Vererbung. Beim Efeu (*Hedera helix*, $x = 12$, $2n = 48$, ebenfalls tetraploid) weist der Jungenspross immer nur gelappte Blätter auf, während der blühende Altersspross regelmäßig einfache Blätter entwickelt. Bei der Vermehrung der Alterssprosse durch Stecklinge wächst die Altersform zu einem dichten runden Spross mit einfachen Blättern. Würde dieses auch bei *Ilex* gelingen, dann müsste die Blattform genetisch festgelegt sein. Meine entsprechenden Versuche sind bisher allerdings gescheitert. Die stachellosen Ästchen wuchsen nicht an, die Blätter fielen bald ab, wohingegen Stecklinge mit bestachelten Blättern anwuchsen und in den darauf folgenden Jahren bestachelte Blätter bildeten.

Literaturhinweise

- Bartels, H.: Gehölzkunde. Ulmer Verlag, Stuttgart 1993.
 Hegi, G.: Flora von Mitteleuropa. Carl Hauser Verlag, München 1958.
 Hülsmeier, B.: Stechpalme (*Ilex aquifolium* L.). Praxis der Naturwissenschaften, Biologie in der Schule, Heft 4/54, 42–43 (2005).
 Jaenicke, J. (Hrsg.): Materialien-Handbuch Kursunterricht Biologie Band 6, Evolution, 38–43. Aulis Verlag Deubner & CoKG, Köln 1997.
 Steinbach, G., Reichholf, J.: Die große Enzyklopädie der Bäume und Sträucher – Die Gehölze Europas. Mosaik-Verlag, München 1993.
 Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik. 33. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasserin: Irmgard Fillbrandt, Poststr. 19, D-24241 Schierensee

Nachricht

20 Jahre Berliner Mikroskopische Gesellschaft: Mikroskopikertreffen in Berlin vom 15.–21.5.2006

Im Oktober 2006 wird die Berliner Mikroskopische Gesellschaft ihr zwanzigjähriges Jubiläum begehen. Aus diesem Anlass laden die Mitglieder der Gesellschaft alle interessierten Mikroskopiker zu einer Arbeitswoche nach Berlin ein. Wir haben wieder im Stadtteil Berlin Spandau, im Evangelischen Johannesstift, Unterkünfte und einen Tagungsraum reserviert. Unser Quartier liegt an der Peripherie Berlins unmittelbar am Rande eines großen Waldgebietes, das von vielen kleineren Gewässern durchzogen ist. Diese Teiche und Seen versprechen zu jeder Jahreszeit interessante Proben.

Neben Untersuchungen des Planktons werden auch Themen über Bakterien, Biofilme und Pflanzengallen sowie ausgewählte Berichte über Schädlinge und Speiballen der Vögel viele Mikroskopiker ansprechen. Neben verschiedenen Filmen aus dem Mikrokosmos werden wir auch eine Mikroprojektion mit historischen Geräten erleben.

Natürlich haben unsere Gäste die Möglichkeit, die Hauptstadt Berlin zu erkunden. Die Stadt ist reich an Museen, Galerien und anderen Sehenswürdigkeiten, die sie zum Erlebnis machen. Selbstverständlich gehört auch ein Bummel über den Ku-Damm oder über die Friedrichstraße mit den vielen Kaufhäusern zu einem Aufenthalt in Berlin dazu. Nicht zu vergessen sind die berühmte Straße Unter den Linden und das Brandenburger Tor, das man einmal durchschritten haben sollte.

Ein Ausflug in die Ruppiner Schweiz und eine Schifffahrt durch eine fast unberührte Natur werden sicher zu einem besonderen Erlebnis.

Wir haben für diese Ereigniswoche zum Mikroskopieren und Erleben den Zeitraum 15.05.–21.05.2006 vorgesehen. Der Komfort in Hotel Christophorus-Haus, Evangelisches Johannesstift Berlin, entspricht dem eines Mittelklassehotels. Alle Zimmer sind mit Dusche, WC, Telefon und Kabel-TV ausgestattet. Die Kosten für die Arbeits- und Erlebniswoche, einschließlich Unterkunft, Verpflegung und gemeinsame Ausflüge werden voraussichtlich 690,00 € betragen. Bitte berücksichtigen Sie bei den relativ hohen Kosten, dass in Berlin die Preise einer Metropole veranschlagt werden müssen.

Sollten Sie Interesse an unserer Jubiläumsveranstaltung haben, reservieren Sie sich rechtzeitig Ihren Platz durch frühzeitige schriftliche Anmeldung, spätestens jedoch bis zum 15. März 2006, bei

Günter Beyer-Meklenburg,
Fischbänkenstraße 17,
16816 Neuruppin

Wir freuen uns auf Ihre Teilnahme an unserer Jubiläumsveranstaltung!

Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Digitale Mikrofotografie mit einfachen Mitteln

Michael Lüttgen

Die rasante Entwicklung im Bereich der digitalen Fotografie in den letzten Jahren hat die Mikrofotografie auch im Hobby-Bereich erschwinglich gemacht. Inzwischen kann man schon für circa 100 € eine digitale Zoomkamera mit 3,1 Mega-Pixel kaufen und damit ausgezeichnete Aufnahmen machen. Es wurden schon viele Kamera-Adaptionen und -Umbauten beschrieben, um mit digitalen Kameras mit Festbrennweiteobjektiven preiswerte Lösungen zu realisieren. Der Preissturz der Zoomkameras in diesem Bereich macht es inzwischen aber möglich, ohne aufwändige Umbauten an der Kamera oder optischer Adapter digitale Aufnahmen mit dem Mikroskop zu machen.

Wichtigste Voraussetzung ist das Vorhandensein einer variablen Brennweite mit einem optischen Zoom, denn Kameras mit fester Brennweite erlauben ohne optische Anpassung keine Format füllende Aufnahme, das Bildfeld ist kreisförmig oder zumindest vignettiert. Mithilfe einer Zoomkamera lässt sich im Tele-Brennweitenbereich jedoch ein Format füllendes Bild erreichen, so dass nur eine mechanische Adaption der Kamera an das Mikroskop notwendig ist. Im hier beschriebenen Beispiel wurde ein Ricoh Caplio RR330 mit 3,1 Mega Pixel und einem optischen Zoom von 5,6 mm–16,8 mm Brennweite verwendet, der Preis lag bei 90 €. Andere Kameras mit vergleichbaren technischen Daten sind ebenso verwendbar, so habe ich das gleiche technische Konzept auch mit einem Jenoptik Modell realisiert.

Adaption an einen Trinokulartubus

Die eleganteste Lösung zur Mikrofotografie stellt sicherlich die Adaption an einen Trinokulartubus dar, diese Variante soll im folgenden beschrieben werden, die Anpassung an ein Bin- oder Monokulartubus ist im Prinzip aber gleich. Zunächst gilt es, die Abmessungen des benötigten Adapters zu ermitteln, wobei die wichtigste Größe der Abstand der Kameraoptik vom Projektiv beziehungsweise Okular des Mikroskops ist. Die Austrittspupille der Mikroskopoptik muss mit der Eintrittspupille der Kamera zusammenfallen, um das maximale Bild-

feld abbilden zu können. Da bei kurzen Brennweiten nur ein kreisförmiges Bildfeld realisiert werden kann, muss die Kamera auf den Telebereich eingestellt werden. Man hält die eingeschaltete Kamera über das Projektiv und verändert den Abstand zum Mikroskop so lange bis eine Flächen füllende Abbildung erreicht ist. Auf diese Weise bekommt man eine erste Information darüber, in welcher Distanz die Kamera angebracht werden muss. Das zuvor auf ein mikroskopisches Objekt fokussiert werden muss und der Beleuchtungsstrahlengang korrekt eingestellt werden sollte, versteht sich.

Hat man ein Repostativ oder das Stativ eines Vergrößerers zur Verfügung, welches über ein 1/4-Zoll-Anschlussgewinde verfügt, lässt sich die notwendige Distanz relativ leicht ermitteln. Man sollte dabei so exakt wie möglich messen. Im Prinzip hat man so schon eine mikrofotografische Einrichtung realisiert. Fertigt man sich aus schwarzer Pappe noch eine Röhre, um den seitlichen Fremdlichteinfall zu verhindern, kann man schon fotografieren und hat die Kamera unverändert für die normale Anwendung zur Verfügung. Will man einen fixen Adapter bauen, der an der Kamera angebracht ist, wird der Komfort natürlich höher. Hierzu muss man die Distanz vom Auflagenmaß der Kamera zum Auflagenmaß am Mikroskop exakt ermitteln. Dies erfolgt am besten mit einer Schieblehre oder mit einer aus Pappe angefertigten, dreieckigen Röhre die man so lange kürzt bis das Bild scharf und Format füllend erreicht ist. Die ermittelte Distanz ist das Maß für die Länge des Adapters.

Idealerweise fertigt man diesen aus PVC, Aluminium oder auch aus Messing auf einer Drehbank, nachdem man auch den minimal notwendigen Innendurchmesser und den maximalen Außendurchmesser ermittelt hat. Den Innendurchmesser gibt die ausgefahrene Zoomoptik vor. Bei der Bemessung sollte man einen gewissen Spielraum hinzugeben, damit später beim Ankleben des Adapters am Kameragehäuse keine übertretenden Klebstoffreste das Objektiv beim Ausfahren blockieren und möglicherweise beschädigen.

Der Außendurchmesser wird bestimmt durch die Dimensionen des Kameragehäuses und eventuell im Befestigungsbereich liegende Bedienelemente. Wenn eine Anfertigung auf der Drehbank nicht möglich ist, kann man sich mit Hilfskonstruktionen weiterhelfen. Mit etwas Glück finden sich in der Werkstatt oder im Baumarkt Kunststoff- oder Metallteile, die sich durch Sägen und Feilen auf das notwendige Maß trimmen lassen. Hierbei ist es wichtig, dass die Enden des Adaptertubus planparallel sind, damit die Kamera später nicht dezentriert ist und das Bild dann doch einseitig vignettiert.

Anbringen des Kameraadapters

Kameraseitig wird der Adapter mit Zweikomponentenkleber angebracht. Adapter und Kamera werden auf den Klebeflächen vorsichtig mit Reinigungsbenzin von Fett und Schmutz befreit – anschließend auch das Adapterteil – dann wird der Adapter angeklebt (Abb. 1).



Abb. 1: Kamera mit fertig montiertem Adapter.

Hierbei ist es sehr wichtig, sparsam mit dem Kleber umzugehen und peinlich genau darauf zu achten, dass kein Klebstoff auf die Optik gelangt. Ebenso darf auch auf keinen Fall in die Nähe der Zoommechanik Klebstoff geraten, da sonst das Objektiv verklebt und nicht mehr betätigt werden kann und die Kamera damit unbrauchbar wäre. Verwendet man eine höherwertige Kamera, für die ein Filteradaptertubus erhältlich ist, entfällt die Herstellung dieses Teils. Es muss dann nur noch die mikroskopseitige Adaption hergestellt werden.

Die Anpassung des Adapters mikroskopseitig ist in der Regel etwas schwieriger. Hat man eine Originalkappe für den Trinokulartubus aus Kunststoff, wie im vorliegenden Beispiel sogar mit Ringschwalbe, dann ist es einfach. Man braucht lediglich eine passende Öffnung hineinzusägen und den Adapter aufzukleben. Bei Anschlüssen mit T2-Adapter geht es auch relativ einfach mit einem passenden T2-Ring, diesen kann man oftmals günstig gebraucht erhalten. Man wird durch Probieren die im Einzelfall günstigste Kombination herausfinden. Wichtig ist es, das ermittelte Auflagemaß einzuhalten und die Dicke des verwendeten Adapterteils mit einzuberechnen, um ein Format füllendes Bild zu erhalten, und um den minimal notwendigen Abstand von der Vorderkante des ausgefahrenen Objektivs in Tele-Stellung einzuhalten, damit das Objektiv nicht anstößt.

Ein paar Tipps

Hat man all dies beachtet, und der Adapter ist fertig, kann man mit der Mikrofotografie beginnen (Abb. 2). Gewisse Nachteile muss man bei dieser preisgünstigen Lösung allerdings in Kauf nehmen. Da Digitalkameras sich in der Regel nach einigen Minuten selbst abschalten, muss man diese immer wieder aktivieren und den Zoom ausfahren; dies kann schon lästig werden. Die Kameramodelle dieser Preisklasse erlauben es auch nicht, das Bild während der Aufnahme auf einem Computer-Monitor anzusehen. Da die Billig-Kameras in der Regel auch keinen drehbaren Monitor haben, ist es notwendig zum Betrachten des Monitors aufzustehen. Normalerweise erlauben diese Kameras auch keine komfortable Fernauslösung.

Noch ein Tipp zum Schluss. Wer nicht ständig leere Batterien oder Akkus haben will, sollte sich einen Netzadapter besorgen. Da der

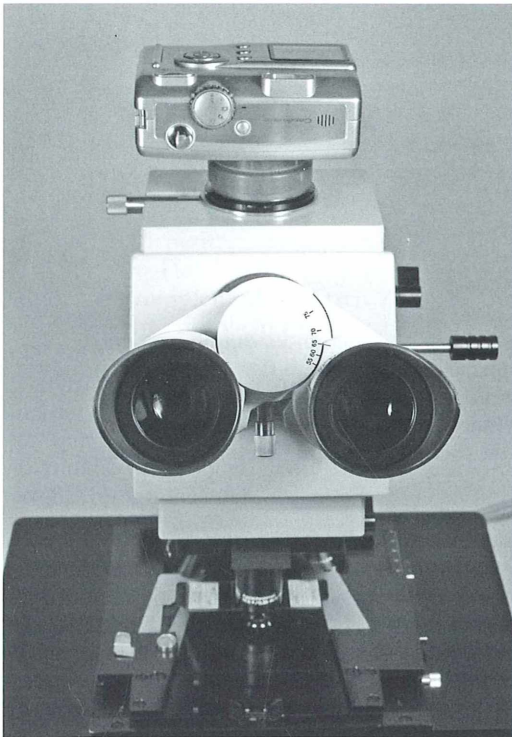


Abb. 2: Einsatzbereite Kamera, angesetzt am Jenamed 2.

Strombedarf von Digitalkameras recht hoch ist, ist es wichtig ein Netzteil zu kaufen, das eine ausreichende Stromstärke aber auch die richtige Betriebsspannung der Kamera liefert. Die technischen Daten entnimmt man der Bedienungsanleitung. Wenn man sich für einen Netzadapter eines Fremdherstellers entscheidet, ist unbedingt zu beachten, dass die richtige Polarität des Anschlusses eingehalten wird. Wurde all dies berücksichtigt, steht der preiswerten, digitalen Mikrofotografie mit einfachen Mitteln nichts mehr im Weg.

Verfasser: Dr. Michael Lüttgen, Ligsalzstraße 31, D-80339 München, Tel. 089/50 07 86 00, e-mail: Dr.Luettgen@t-online.de

Nachricht

Planktonkurs am Heiligen Meer vom 20.–23.4.2006

In der Außenstelle des Westfälischen Museums für Naturkunde findet unter der Leitung von Chr. Leutbecher, Osnabrück, und H.-O. Rehage, Münster, ein Planktonkurs statt. Die Außenstelle liegt im Naturschutzgebiet Heiliges Meer im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, circa 4,5 km südlich von Hopsten. Im Schutzgebiet finden sich mehrere größere und kleinere Gewässer, welche durch Erdabsenkungen (Erdfälle) entstanden sind. Die Gewässer sind verschieden alt. Daher können nährstoffarme, nährstoffreiche und Gewässer mittleren Nährstoffgehaltes vorgestellt werden. Auch der dystrophe Gewässertyp (nährstoffarm und sauer) ist vorhanden. Entsprechend den verschiedenen Trophiestufen findet sich auch ein unterschiedlich zusammengesetztes Phyto- und Zooplankton. Der Kurs bietet eine Einführung in den Fang und das Mikroskopieren von Zoo- und Phytoplankton. Be-

handelt werden das Plankton der verschiedenen Gewässer des Naturschutzgebietes und weitere Mikroorganismen; ein Schwerpunkt dieses Kurses werden die Rädertiere sein. Gemeinsam wird die Beziehung der Planktonarten zu den Umweltfaktoren in den Gewässern erarbeitet. Die Demonstration quantitativer Methoden zur Planktonuntersuchung verweist auf gewässerökologische Fragestellungen. Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle Heiliges Meer des Westfälischen Museums für Naturkunde. Weitere Informationen: Westfälisches Museum für Naturkunde, Außenstelle Heiliges Meer, Heiliges Meer 1, D-49509 Recke. Tel.: 054 53/996 60; e-mail: heiliges-meer@lwl.org; Internetseite: www.lwl.org/naturkundemuseum.

Mikro-Einsteiger

Ohne Moos nix los oder große Liebe zu kleinen Moosen

Bernhard Kaiser

Überall in der Natur findet man Moose. Sie wachsen an Baumrinde, auf Steinen und Mauern, auf Erdböden in Wäldern, Äckern und Gärten. Sogar in den Pflasterritzen auf Straßen und Parkplätzen sind sie zu entdecken. Allerdings werden diese häufigen Pflanzen selten zu mikroskopischen Beobachtungen herangezogen, obwohl sie ausgezeichnete Objekte darstellen. Dabei sind sie fast immer zu finden und – werden nicht beachtet.

Aber die sind ja alle gleich, bekomme ich immer wieder zu hören. Dabei gibt es in Deutschland circa 1000 verschiedene Moosarten und in jedem Gebiet sind immer 50 bis 100 Arten anzutreffen. Man muss nur genau hinschauen, am besten mit einer 10fach vergrößernden Lupe, und man wird überrascht feststellen, wie unterschiedlich diese immergrünen Pflanzen sind. Ein weiterer Vorteil der Moose ist, dass man sie fast das ganze Jahr über findet. Wenn nicht gerade hoher Schnee und strenger Frost herrscht, kann man sie jederzeit sammeln.

Einteilung und Lebensweise der Moose

Die Moose werden in drei große Gruppen eingeteilt: Laubmoose, Lebermoose und Torfmoose. Alle kommen in zwei Generationen vor. Die grünen, beblätterten Pflanzen (Gametophyten) tragen die männlichen und/oder weiblichen Geschlechtsorgane. Hier findet die Befruchtung statt. Aus der befruchteten Eizelle entsteht die zweite Generation, die Sporenkapseln (Sporophyten). Diese werden nicht immer gebildet, aber wenn sie auftreten, sind sie von brauner Farbe und kurz oder lang gestielt. Wir werden uns hier mit den Gametophyten der Laubmoose beschäftigen, weil sie an fast allen Stellen, wo Pflanzen leben können, aufzuspüren sind.

Wir legen ein Moosherbarium an

Auf unserem nächsten Ausflug nehmen wir einige alte Briefumschläge oder kleine Papiertüten (niemals Plastiktüten!), einen Kugelschreiber und eine Lupe mit und sammeln Moose. Einige Pflänzchen entnehmen wir dem Moosrasen (Abb. 1), legen sie in einen Umschlag und notieren darauf Datum, Unterlage – ob auf Baumrinde, Erdboden oder Felsen – und Fundort. Wir lassen die Moose in ihren Tüten an der Luft trocken werden, und schon haben wir – trocken gehalten – fast unbegrenzt haltbares Mikroskopiermaterial.



Abb. 1: Rasen von *Hypnum cupressiforme*, dem Schlafmoos, unser häufigstes Laubmoos. Vorkommen vor allem an Baumrinden (aus: Lüth, 2002).

Was können wir an Moosen alles mikroskopieren?

Nun, zuallererst die Blättchen. Die zarten Moosblätter alleine bieten uns eine unerschöpfliche Fülle an Formen. Die Blattformen und die Zellstrukturen sind ungemein vielfältig. Mal sind die Blättchen rundlich, dann wieder langgestreckt und besitzen keine, eine, oder auch zwei Rippen. Der Blattrand ist glatt oder gezähnt, mit stumpfen oder spitzen Zähnen. Die Blattzellen sind rundlich, rhombisch, wurmförmig oder gerade langgestreckt. Die Zellen des Blattgrundes sind anders als die der Blattmitte und der Blattspitze. Ganz besonders unterscheiden sich die Eckzellen des Blattgrundes, die sogenannten Blattflügelzellen (Abb. 2), bei sehr vielen Moosen von den übrigen Blattzellen und

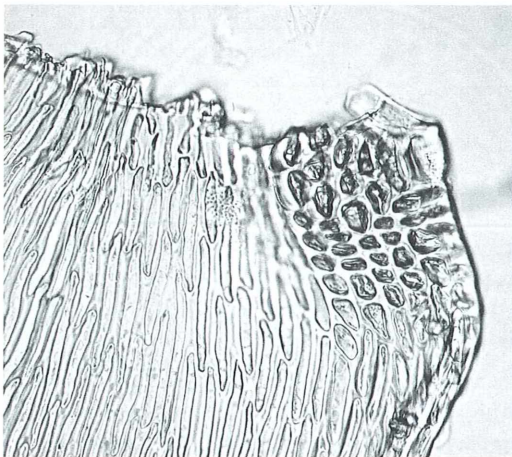


Abb. 2: Blattgrund eines Blattes mit den charakteristischen Blattflügelzellen (*Hypnum cupressiforme*).

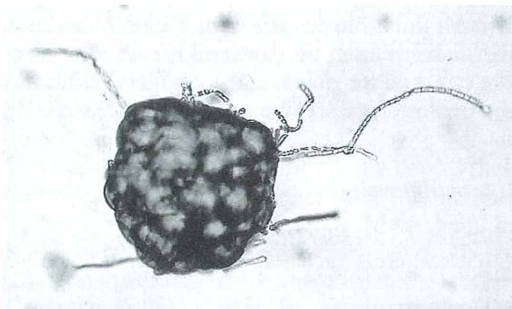


Abb. 3: Vegetativer Brutkörper von *Bryum rubens*. Größe ca. 200 µm.

sind dann für die Artbestimmung sehr wichtig. Zahlreiche Moose pflanzen sich durch ungeschlechtliche Brutkörper fort. Diese wiederum sind kugelig, oder einzellreihige Brutfäden, oder gar rot und geformt wie Himbeeren (Abb. 3). Eine ganz neue Welt an Formen und Farben. Der Vorteil der Moose ist, dass die Blätter meist nur aus einer Zellschicht bestehen und ohne weitere Präparation mikroskopiert werden können.

Im Mikrokosmos Heft 5 (1959) erschien ein Beitrag von Hans Hörmann *Moosblätter unter dem Mikroskop*. Darin sind viele Zeichnungen und weitere Erklärungen zu finden. Über die Fernleihe oder die Redaktion des MIKROKOSMOS ist die Arbeit von Hörmann zu bekommen.

Von der Moospflanze zum Präparat

Wir bringen einen Tropfen demineralisiertes Wasser auf einen Objektträger und legen ein Moospflänzchen hinein. Nach einer Minute ist es benetzt. Wir streifen mit einer Pinzette oder einem Skalpell einige Blätter vom Stängel ab. Der Stängel wird entfernt und ein Deckglas aufgelegt. Nun wird mikroskopiert.

Herstellung von Dauerpräparaten

Soll das Präparat aufbewahrt werden? Kein Problem. Wir lassen das Wasser vollständig verdunsten und fügen dann an zwei diagonalen Ecken des Deckglases je einen kleinen Tropfen farblosen oder gefärbten Nagellack hinzu. Nach kurzer Zeit ist der Lack festgeworden, und ein Dauerpräparat ist fertig.

Platzieren wir das Deckglas auf die rechte oder linke Seite des Objektträgers, dann ist eine größere zusammenhängende Fläche auf dem Objektträger frei, und wir können ein Haftetikett mit den erforderlichen Detailangaben aufkleben, oder zum schnellen Vergleich ein weiteres Deckglas mit anderen Moosblättern auflegen.

Wenn das Präparat wieder angeschaut werden soll, geben wir einen Tropfen demineralisiertes Wasser an eine Seite des Deckglases. Der Wassertropfen wird kapillar unter das Deckglas gesogen, die Blätter werden wieder turgeszent und können erneut mikroskopiert werden.

Wie kann es weitergehen?

Wer Freude an den Moosen gefunden hat, sollte sich als erstes den Artikel *Moosblätter unter dem Mikroskop* (Hörmann, 1959) besorgen. Das ist der billigste Weg. Tieferes Eindringen und vor allem einen Überblick über die reizvolle Welt der Moose ermöglicht die *Moosflora* von Frahm und Frey (2004).

Literaturhinweise

- Frahm J.-P., Frey, W.: *Moosflora*. Ulmer, Stuttgart 2004.
 Hörmann, H.: *Moosblätter unter dem Mikroskop*. Mikrokosmos 48, 138–142 (1959).
 Lüth, M.: *Bilder von Moosen aus Europa. Der Mikrokosmos der Moose in über 1400 Bildern von über 560 Arten*. CD-R, Eigenvertrieb, Freiburg 2002.
 Kremer, B. P.: *Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie*. Franck-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.

Verfasser: Bernhard Kaiser, Gartenstraße 15,
 D-91235 Velden

Kurze Mitteilung

Lichtstreuung am Korallenskelett und die symbiontischen Algen

Der Erfolg der skleratinischen Korallen in oligotrophen Gewässern während der Evolution in den letzten 200 Millionen Jahren wird der Endosymbiose mit photosynthetisierenden Algen zugeschrieben. Diese Zooxanthellen sind obligate Endosymbionten und gehören zu den Dinoflagellaten der Gattung *Symbiodinium*. Die Algen liefern in dieser Symbiose die Nährstoffe für die Korallen, wobei der rasche Transport der Photosyntheseprodukte für den Bedarf der Korallen für eine rasche Kalzifizierung günstig ist. Das bedeutet, dass die Effizienz der symbiontischen, Riff-bildenden Korallen von der wirkungsvollen Verarbeitung der Sonnenenergie anhängt.

Die Untersuchung der in der Karibik vorkommenden Koralle *Porites branneri* ergab, dass die photosynthetischen Pigmente der Algen in der Lage sind, mehr als 85% der eingestrahnten Sonnenenergie zu sammeln, wobei die Pigmentdichte eine Größenordnung niedriger ist als bei Blättern von terrestrischen Pflanzen. Es zeigte sich auch, dass die Effizienz der Lichtabsorption als Funktion der Pigmentdichte bei den intakten symbiontischen Algen zwei- bis fünfmal so hoch ist wie die Absorption von frisch isolierten Symbionten aus den Korallen. Das ist offensichtlich eine Folge der Geometrie der zerklüfteten Korallenskelette (Abb. 1): Die vielfache Streuung der Lichtstrahlen kann zu einer Verstärkung des Lichtfeldes, also zu einer Verbesserung der Lichtabsorption führen. Das bedeutet, dass die Korallen die Absorptionskapazität der Algen maximieren können, während diese mit einer reduzierten Pigmentinvestition auskommen. Die symbiontischen Algen in Korallen sind die höchst

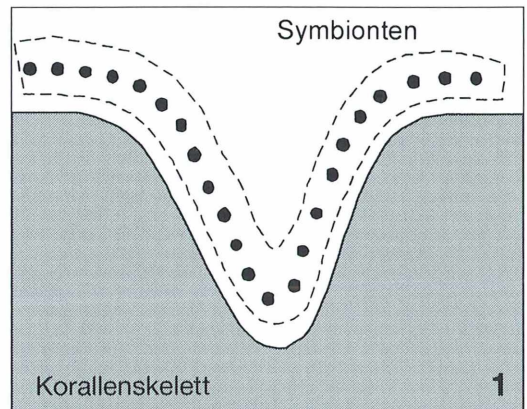


Abb. 1: Schematische Darstellung der Verteilung der symbiontischen Dinoflagellaten an der Oberfläche des Korallenskeletts (aus Enríquez et al., 2005).

effizienten Kollektoren für die Sonnenenergie. Die Modulation des internen Lichtfeldes durch die Lichtstreuung an der Struktur der Korallenskelette könnte daher ein wichtiger Faktor für die Evolution dieser Organismengruppe sein.

Literaturhinweis

- Enríquez, S., Méndez, E. R., Iglesias-Prieto, R.: Multiple scattering on coral skeletons enhances light absorption by symbiotic algae. *Limnology and Oceanography* 50, 1025–1012 (2005).

H. F. Linskens, Nijmegen

Mikro - Kids

Jetzt wird's haarig!

Lutz Hartmann

Eine Sache ist dann haarig, so sagt man, wenn etwas kompliziert erscheint. Nein, das soll es natürlich nicht werden. Wir wollen uns diesmal nämlich mit Haaren beschäftigen. Aber auch sonst taucht das Wort Haar häufig in unserer Sprache auf. Erklärt man jemanden etwas haarklein oder haargenau, so schildert man etwas besonders ausführlich in allen Einzelheiten. Oder: Das Wort haarfein drückt aus, dass ein Gegenstand besonders dünn oder zart ist.

Die Untersuchung von Haaren scheint mir wohl wieder ein Fall für unser Mikroskop zu sein!

Haare, überall in der Natur

Nun, Haare befinden nicht nur auf unserem Kopf, sondern oft auch am Stängel einer Pflanze oder deren Blättern. Denn Haare haben dort eine besondere Aufgabe. Sie sollen Tiere daran hindern, an ihrem Stängel hoch zu krabbeln, um dann die Blätter abzufressen. Aber auch wenn die Sonne allzu stark scheint, bieten sie der Pflanze etwas Schatten. Mit einem besonderen Haar haben wir uns schon mal beschäftigt, nämlich dem Brennhaar der Brennessel. Auch hier schützt das Haar die Pflanze vor Fressfeinden.

Aber darum soll es uns jetzt nicht gehen. Kommen wir zurück zu den Haaren auf unserem Kopf. Die haben auch die Aufgabe uns zu schützen. Um es aber gleich deutlich zu sagen: Beide Arten von Haaren, die der Pflanzen und die der Tiere und Menschen, tragen zwar die gleiche Bezeichnung, haben aber ansonsten nichts miteinander zu tun! Haare, wie wir sie von uns selbst kennen, gibt es nur bei Wirbeltieren – und hier genauer gesagt – nur bei den Säugetieren, also auch bei uns Menschen. Es findet bei Tierhaaren kein Stoffwechsel wie bei den Pflanzenhaaren statt. Ein wesentlicher Unterschied zu den Pflanzenhaaren besteht nämlich darin, dass es sich bei den Haaren der Säugetiere um abgestorbenes Gewebe handelt,

vergleichbar mit unseren Fingernägeln oder Pferdehufen. Man kann vereinfacht auch sagen, Haare sind Hornfäden. Diese Haare werden also nicht durchblutet, auch Nerven findet man hier nicht. Das wäre ja auch schlimm. Stellt euch vor, wie schmerzhaft es wäre, sich bei Friseur die Haare schneiden zu lassen. Kaum auszudenken!

Wozu sind unsere Haare aber nun überhaupt da? Zur Verschönerung? Nein, sicher nicht. Wie bei den Pflanzen schützen Haare uns zunächst mal vor Kälte, genauso natürlich auch vor Sonne. Haare dienen auch ein wenig der Wahrnehmung. Das Haar wächst aus der Haarwurzel unserer Haut heraus. Die Haarwurzel wird von Nervenzellen umgeben. Wird das Haar bewegt, sei es durch Wind oder jemand berührt es, würden wir es sofort bemerken. Das Haar allein könnte die Bewegung jedoch nicht erkennen, wohl aber die Nervenzellen an der Haarwurzel.

Kurz noch etwas Wissenswertes über die Haare des Menschen. Das Haar wächst in drei Tagen etwa einen Millimeter. In einem Jahr sind das rund 12 cm. Ein Haar fällt nach etwa sechs Jahren aus. Manchmal liest man auch in der Zeitung von Leuten, deren Haar angeblich 7 m lang wäre. Man muss nicht besonders gut rechnen können, um festzustellen, dass es sich hierbei um einen Schwindel handeln muss. In sechs Jahren könnte ein Haar etwa 70 cm lang werden. Dann aber fällt es aus und nach einer Ruhepause wächst ein neues nach. Ein Haar ist auch ein ungefährer Maßstab in der Mikroskopie. Ein Haar ist nämlich etwa $\frac{1}{10}$ Millimeter dick (0,1 mm).

Schauen wir uns mal ein Haar näher an

Haare haben wir ja genug, daher gibt es also kein Problem eins zu besorgen. Dabei sind wir aber nicht allein auf unsere eigenen Haare angewiesen. Man könnte auch ein Hundehaar untersuchen, oder auch eins von einem Schaf oder Pferd. Selbst dort, wo man es gar nicht sofort vermutet, findet man ein Haar für eine nähere Untersuchung. Der feine Tuschpinsel beispielsweise wird nämlich auch aus Haaren hergestellt.

Bleiben wir aber zunächst mal bei unseren eigenen Haaren. Schauen wir uns mal einen Kamm oder eine Haarbürste an, dort kann man nämlich auch viele Haare finden, oder aber wir schneiden uns vorsichtig selbst ein Haar ab. Dies schneiden wir zunächst mit einer Schere so zurecht, dass es problemlos unter ein Deckgläschen passt. Mit einer spitzen Pinzette legen wir es auf einen Objektträger und dann unter ein Stereomikroskop. Selbst bei einer niedrigen Vergrößerung erkennt man, dass das Haar nicht vollkommen glatt ist; es erscheint etwas rau.

Betrachten wir unser Haar nun anschließend unter einem Durchlichtmikroskop. Dazu geben wir auf das Haarstückchen einen Tropfen Glasreiniger, oder falls vorhanden, einen Tropfen Glycerin. Haare können nämlich leicht fettig sein. Wenn man nur einen Wassertropfen draufgeben würde, könnte es sein, dass man dann unter dem Deckglas einige kleine

Luftbläschen einschließt. Das würde die Beobachtung erschweren. Gut, jetzt noch das Deckgläschen langsam aufsetzen und fertig ist unser Präparat. Schauen wir es uns bei schwacher Vergrößerung (4- oder 5-er Objektiv) näher an. Dabei ist es wichtig, zunächst das Haar genau scharf einzustellen. Um möglichst viele Einzelheiten zu erkennen, muss man ganz vorsichtig am Feintrieb des Mikroskops drehen. Man hat dann das Gefühl in einzelnen Schritten durch das Haar durchsehen zu können.

Stellt man zunächst auf die Oberfläche des Haares scharf ein, finden wir bestätigt, dass das Haar keineswegs so glatt ist, wie es sich vielleicht auf dem Kopf anfühlt. Einen kleinen Hinweis hierzu hatten wir bereits durch das Stereomikroskop erhalten. Übertrieben gesagt, sieht das Haar fast wie ein Tannenzapfen aus. Das kann man besonders deutlich im Rasterelektronenmikroskop sehen (Abb. 1). Das haben wir aber nicht zur Verfügung, sondern wir sehen uns die Haare mit dem Lichtmikroskop an. Und da können wir auch eine ganze Menge erkennen.

Die äußere Hülle des Haares nennt man Schuppenschicht oder Cuticula. Diesen Begriff kennt man ja auch von den Blättern, die mit einer wachsartigen Schicht überzogen sind. Die Zellen dieser Schuppenschicht greifen übereinander und schützen so das Haar vor Regen und geben zusätzliche Stabilität (Abb. 2). Wie aber schon anfangs gesagt, handelt es sich bei allen Teilen des Haares um abgestorbene Zellen. Um

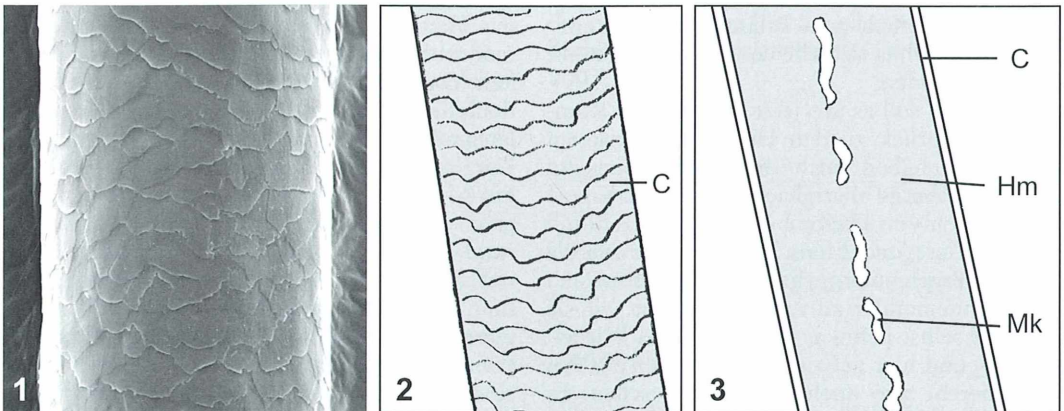


Abb. 1: Oberfläche eines Menschenhaars im Rasterelektronenmikroskop – **Abb. 2:** Im Lichtmikroskop kann man die schuppige Oberfläche auch gut erkennen, C Cuticula. – **Abb. 3:** Längsschnitt durch ein Haar, C Cuticula, HM Haarmark, MK Markkanal (Abbildungsvorlagen: Klaus Hausmann (1) und Hannelore Hartmann (2 und 3), beide Berlin).

noch weitere Einzelheiten zu erkennen, kann man nun auch das nächst stärkere 10-er Objektiv mit dem Objektrevolver einschwenken. Dann wird die Oberflächenstruktur der Cuticula noch deutlicher.

Dringen wir jetzt noch tiefer in das Innenleben des Haares ein, indem wir die Schärfe mehr auf das Innere des Haares einstellen (Abb. 3). Diesen Bereich bezeichnet man als Faserstamm, auch Haarrinde oder Haarmark genannt. Meist wird man hier jedoch keine weiteren Einzelheiten ausmachen können. Nur soviel: Das Haarmark besteht aus feinsten Keratinfasern. In der Mitte des Haarmarks eingebettet, können wir blasenförmige Zellen ausmachen, die sich perlenkettartig dort entlang ziehen. Diese bilden den Markkanal. Es handelt sich dabei um Abfallprodukte des Haarmarks. Der Begriff Kanal ist etwas irreführend, denn dort fließt nichts. Für den Aufbau des Haares ist dieser Markkanal ohne Bedeutung.

Haare im Vergleich

Man kann sich eine richtige Sammlung von unterschiedlichen Haaren anlegen. Schnell erkennt man dann, dass sich die Haare vieler Tiere ziemlich voneinander unterscheiden. Ein Blick auf ein Haar des Tuschepinsels zeigt das ziemlich deutlich. Diese werden nämlich häufig aus Marderhaaren hergestellt. Unter dem Mikroskop erkennt man dort eine viel stärker geschuppte Oberflächenstruktur. Dadurch ist der Marder besser vor der Witterung geschützt. Vergleicht auch mal die Haare von eurer Mutter mit denen eures Vaters. Die Haare von Frauen sind meist dünner als die von Männern. Das hat eine geschichtliche Ursache. Zu Zeiten der Urmenschen gingen die Männer auf die Jagd oder sammelten Früchte. Sie waren also stärker dem oft rauen Wetter ausgesetzt. Kräftigere Haare schützten so den empfindlichen Kopf wesentlich besser. Männer jagen heute nicht mehr, um die Familie zu ernähren und Frauen üben oft gleiche Tätigkeiten wie Männer aus. Trotzdem gibt es noch immer die Unterschiede in den Haardicken. In der Natur erfolgen offenbar solche Umstellungen und die damit verbundenen Anpassungen nicht so schnell.

Zum Schluss noch etwas Verblüffendes. Selbst die Stacheln des Igels sind Haare, die jedoch wesentlich stärker verhornt sind. Das würde

man übrigens schnell merken, wenn man versuchen würde, einen Igel zu streicheln.

Zusammenfassung

Bei den Tieren haben nur Säugetiere Haare, Pflanzenhaare sind vollkommen anders aufgebaut. Tierhaare bestehen aus einer oberen Schicht, der Cuticula, die Hauptmasse des Haares wird durch die Haarrinde oder das Haarmark gebildet. Dort ist perlenartig der Markkanal eingebettet. Haare dienen zum Schutz vor Kälte, Regen, aber auch vor zu starker Sonne. Über die Haare können wir auch unsere Umwelt wahrnehmen.

Wo kann man noch mehr über die Untersuchung von Haaren und das Mikroskopieren erfahren?

Kremer, B. P.: Das 1 x 1 der Mikroskopie. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2005.

Rothermel, W.: Haare bei Mensch, Tier und Pflanze. I. Haare des Menschen. Mikrokosmos 75, 124–126 (1986)

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

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

**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>

Die Borstenrotalge (*Lemanea*), eine gefährdete Alge

Rupert Lenzenweger

Im Vergleich zu anderen Algenstämmen sind die Rotalgen im Süßwasser nur eher spärlich vertreten. Allen ist ihnen aber gemeinsam, dass sie nur in reinen, meist schnell fließenden Gewässern mit entsprechend hohem Sauerstoffanteil gedeihen können. Das ist sicher auch der Grund dafür, dass sie in ihrem Bestand zunehmend gefährdet sind.

Verantwortlich dafür sind vermutlich vielerlei Faktoren, so etwa Verschmutzung durch Abwässer, Regulierungen, Verminderung der Fließgeschwindigkeiten durch Staustufen, Erwärmung des Wassers durch Abholzung der Ufer begleitenden Vegetation und damit fehlenden Beschattung und dergleichen. Daher ist es auch ratsam, dass solche Algen nach dem Aufsammeln möglichst bald mit Formol oder einem anderen Fixiermittel konserviert werden, weil sie infolge Sauerstoffmangels rasch absterben und sich auflösen können. Die Möglichkeit, noch erfolgreich nach Rotalgen Ausschau zu halten, ist daher hauptsächlich auf Gebirgsbäche oder Waldbäche im oberen Quellbereich (so genannte Forellenzonen) beschränkt, da in erster Linie hier die für Rotalgen nötigen Bedingungen gegeben sind. Sie wachsen in den schnell fließenden Ab-

schnitten hauptsächlich auf Steinen, Wurzeln oder Ästen und bilden einen meist dunklen, bis zu mehreren Zentimetern langen, zottigen Aufwuchs.

Borstenrotalge *Lemanea fluviatilis*

Ein solcher war es auch, der bei einer Wanderung entlang eines Gebirgsbaches meine Aufmerksamkeit erregte. Nach anfänglicher Ratlosigkeit wurde mir aber schnell klar, dass ich es hier mit einer Rotalge zu tun hatte, eine Vermutung, die sich unter dem Mikroskop auch alsbald bestätigte: Es handelte sich nämlich um *Lemanea fluviatilis* (Abb. 1) Die einzelnen dunkelgrünen Fäden (Borsten) zeigen in regelmäßigen Abständen knotige Verdickungen (Abb. 2 und 3), sind bis maximal 0,5 mm dick und röh-



Abb. 1: Büschel von *Lemanea* auf einem Stein. – Abb. 2: Borsten von *Lemanea*.

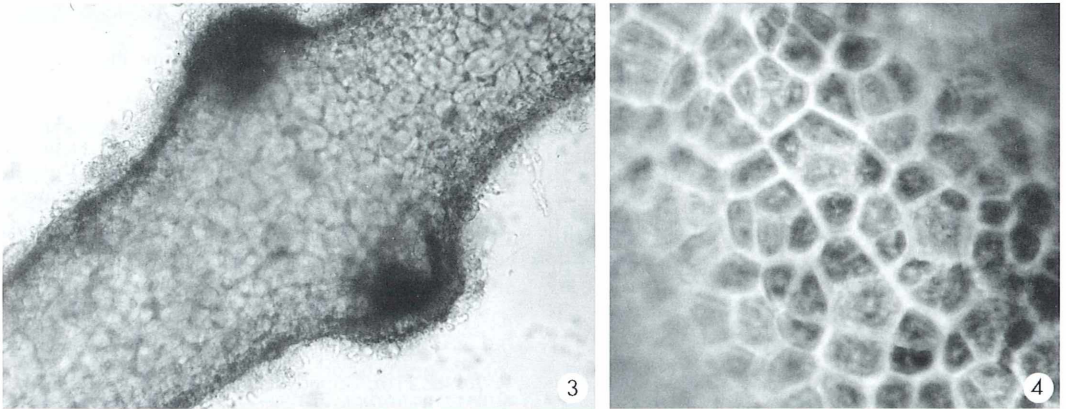


Abb. 3: Knotige Verdickung. – Abb. 4: Mosaikartige Zellstruktur der Rindenschicht.

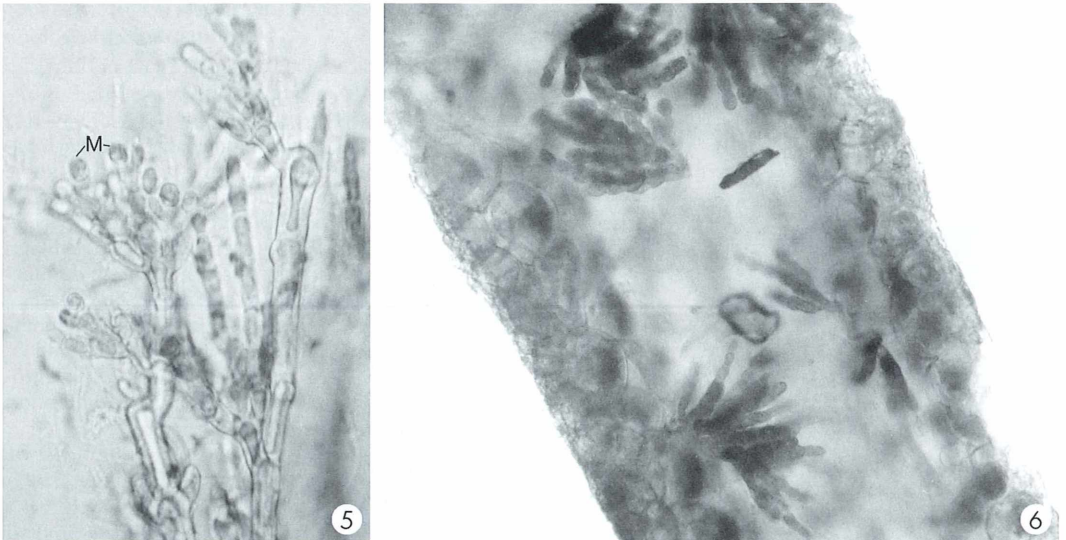


Abb. 5: *Chantransia*-Vorkeim mit Monosporen (M). – Abb. 6: Längsschnitt mit Karpoporophyten.

renförmig aufgebaut (Hohlthallus). Die Rindenschicht besteht aus mosaikartig angeordneten, unregelmäßig-mehreckigen Zellen (Abb. 4), während die Zellen der Innenschicht wesentlich größer sind und an eine blasig-schaumige Struktur erinnern. Am Grunde der Lager, da wo sie an der Unterlage festgewachsen sind, bilden die so genannten Vorkeime unscheinbare, kurze Büschel.

Das hängt damit zusammen, dass bei der Entwicklung dieser Rotalge zwei morphologisch gänzlich verschiedenartige Organisationsstufen durchlaufen werden. Die aus einfach gebauten,

verzweigten Zellfäden gebildeten Vorkeime (Protonema) werden als Mikrothalli bezeichnet. Sie wurden ursprünglich sogar als eine eigene Gattung *Chantransia* angesehen, man spricht daher auch von *Chantransia*-Vorkeimen (Abb. 5). Sie stellen im Lebenszyklus von *Lemanea* die diploide Phase dar. Diese Vorkeime können sich sogar durch eigene Sporen (Monosporen) vermehren. Aus Scheitelzellen dieser *Chantransia*-Vorkeime wachsen dann nach vorausgehender, als vegetative Meiose bezeichnete Reduktionsteilung die typischen, aus langen, knotigen Borsten bestehenden Lager,

die so genannten Makrothalli heran. Sie bilden die haploide Entwicklungsphase. Schneidet man einen der Hohlfäden des Makrothallus der Länge nach durch, kann man nicht nur den aus unterschiedlichen Zellen gebildeten Aufbau der Wand erkennen, sondern es werden im Innern auch die Karposporophyten sichtbar. In diesen werden die Karposporen gebildet, aus denen wiederum die *Chantransia*-Vorkeime entspringen (Abb. 6).

Literaturhinweise

van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, G. D.: Algen. Verlag Georg Thieme, Stuttgart 1993.

Ettl, H.: Grundriß der allgemeinen Algologie. Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1980.

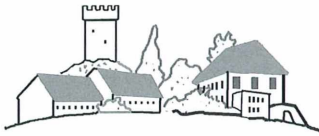
Fott, B.: Algenkunde. Verlag Gustav Fischer, Jena 1959.

Knappe, J., Geissler, U., Gutowski, A., Friedrich, G.: Rote Liste der limnischen Braunalgen (Fucophyceae) und Rotalgen (Rhodophyceae) Deutschlands. In: Rote Liste gefährdeter Pflanzen Deutschlands, S. 609–623. Bundesamt für Naturschutz, Bonn-Bad Godesberg 1996.

Schussnig, B.: Handbuch der Protophytenkunde, Band II. Verlag Gustav Fischer, Jena 1960.

Verfasser: Prof. Rupert Lenzenweiger, Schlossberg 16, A-4910 Ried/Innkreis, Österreich

Nachricht



3. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenber

Zum 13. Mal in Folge findet 2006 das Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenber statt. Karl Brüggemann als Veranstalter und Organisator lädt interessierte Mikroskopiker für die Zeit vom 25. April 2006 bis zum 1. Mai 2006 herzlich ein. Wegen des großen Angebots an lehrreichen Mikroskopiermöglichkeiten wird auch dieses Treffen fünf volle Tage (sechs Übernachtungen) dauern. Wie immer ist diese Veranstaltung besonders für histologisch interessierte Mikroskopiker geeignet, da ihr Schwerpunkt auf der Herstellung von histologischen Präparaten liegt. Zum festen Bestandteil des Programms gehört auch das Anfertigen eines Gesteinsdünnschliffs.

Eine fachbezogene Besichtigungsfahrt zu einer Institution, die eine enge Beziehung zur Mikroskopie hat, ist geplant. Die Abende werden mit Diavorträgen, Diskussionen oder weiteren praktischen Arbeiten ausgefüllt sein. Ferner besteht die Möglichkeit, an einem Abend mikroskopische Geräte und Zubehörteile zu tauschen.

Das Treffen findet in den Gebäuden einer Bildungsstätte statt, die unterhalb der Burganlage Wohldenber mitten im Wald gelegen ist und von der Autobahn A7 (Ausfahrt Derneburg) in 15 Minuten gut erreicht werden kann.

Details zur Unterbringung und Verpflegung sowie zu den Kosten können von Karl Brüggemann erfragt werden.

Die verbindliche Anmeldung sollte bis spätestens Anfang März 2006 schriftlich an die Adresse

Woltmannweg 3, D-30559 Hannover,
Tel.: 05 11/81 33 33,

oder durch Zahlung des erfragten Betrages auf das Konto 48559-306 bei der Postbank Hannover (BLZ 250 100 30) erfolgen.

Redaktion MIKROKOSMOS

Kurze Mitteilungen

Eine neue Zelltheorie

Die allgemeine Zelltheorie beherrscht die Biologie seit der Mitte des 19. Jahrhunderts, nachdem der Botaniker Matthias Schleiden und der Zoologe Theodor Schwann 1838/1839 das Prinzip formulierten, dass die Zellen die Grundelemente aller pflanzlichen und tierischen Gewebe seien. Etwa 20 Jahre später hat Rudolf Virchow durch den berühmten Aphorismus *Omnis cellula e cellula* postuliert, dass sich alle Zellen nur aus bestehenden Zellen ableiten können. Diese allgemeine Zelltheorie wurde auch mehr dogmatisch die Zelldoktrin genannt. In dieser Form wird sie auch heute noch weitgehend gelehrt.

Es ergaben sich aber in den letzten Jahrzehnten einige Schwierigkeiten für die Allgemeingültigkeit der Doktrin, als man fand, dass die Körper

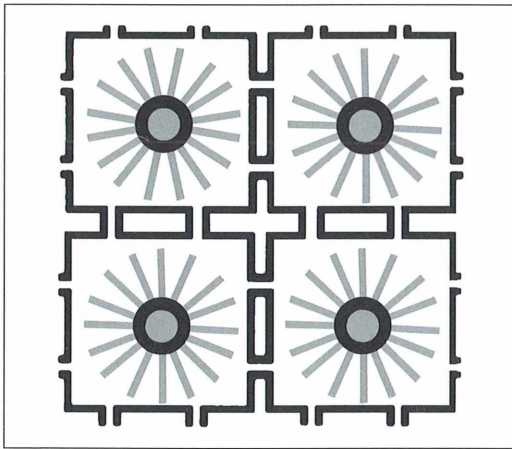


Abb. 1: Die suprazelluläre Natur der Gewebe höherer Pflanzen. Die einzelnen Zellen sind nicht physikalisch voneinander getrennt. Das Zytoplasma der einzelnen Zellen ist vielmehr durch Plasmodesmen und endoplasmatisches Retikulum zu einem suprazellulären Komplex untereinander verbunden, welcher von einer gemeinsamen Plasmamembran umhüllt wird. Innerhalb der zytoplasmatischen Domänen finden sich die Komplexe von Kern und perinuklearen Mikrotubuli. Jeder der vier hier als Quadrate schematisch dargestellten Einheiten ist ein Zellkörper (aus Baluška et al., 2004).

der höheren Pflanzen einen Zellverbund darstellen, einen Super-Symplast von zellulären Einheiten, welche durch Plasmodesmen und ein endoplasmatisches Retikulum untereinander verbunden sind (Abb. 1). Dies führte den amerikanischen Zytologen Daniel Mazia (1912–1996) zu einer revidierten Zelltheorie, die von

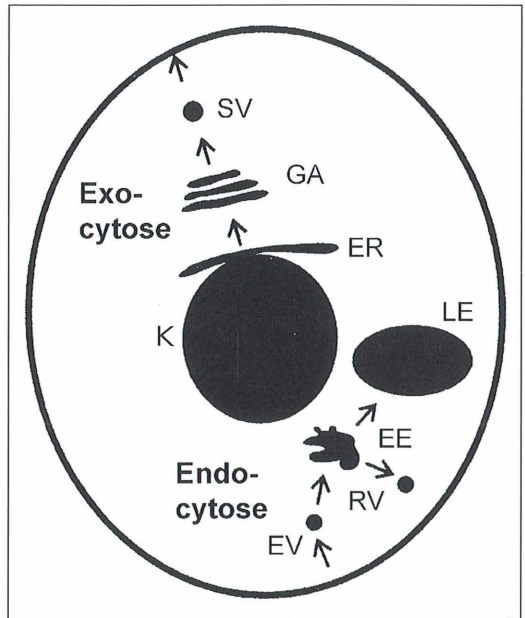


Abb. 2.: Die Zelle umfasst den Zellkörper, der aus Kern (K), endoplasmatischem Retikulum (ER), Golgi-Apparat (GA) und davon abgelösten, sekretorischen Vesikeln (SV) besteht, die am Aufbau der Plasmamembran teilnehmen; der Zellkörper organisiert den exozytischen, sekretorischen Transport. Man nimmt an, dass dieser phylogenetisch älter ist als der endozytische Transport. Die Sekretion wird durch den Zellkern gesteuert und steht unter der räumlichen Kontrolle der Mikrotubuli des Zellkörpers.

Der periphere Zellapparat (unten) organisiert den endozytischen sekretorischen Transport. Dieser besteht aus den endozytischen Vesikeln (EV), aus den jungen Endosomen (EE) und den reifen Endosomen (LE) sowie den im Kreislauf wiederverwendeten Vesikeln (RV) (nach Baluška et al., 2004).

einem elementaren Zellkörper (cell body), dessen Struktur kleiner ist als die Zelle, und einem komplementären, peripheren Zellapparat (cell periphery apparatus) ausgeht. Dieser periphere Zellapparat besteht aus der Plasmamembran und weiteren peripheren Strukturen.

Innerhalb der diskreten Zytoplasma-Einheiten (Zellkörper) finden sich jeweils Komplexe von Kern und perinuklearen Mikrotubuli. Die eukaryotische Zelle besteht mithin aus dem elementaren Zellkörper, der mit allen Attributen der lebenden Einheit ausgestattet ist, und den peripheren Strukturen. Diese geben der Zelle nicht nur Halt, sondern schützen diese auch gegenüber der feindlichen, äußeren Umwelt und gegen unerwünschte Wechselwirkungen mit benachbarten Zellkörpern (Abb. 2).

Diese neue Zelltheorie hat Folgen für die Vorstellungen über die Phylogenie der Zellstrukturen. Die Zellkörper der Eukaryoten werden als die Reste der hypothetischen, Tubulin enthaltenden Protozelle, die als Gäste von den ebenfalls hypothetischen, Aktin enthaltende Wirts-

Protozellen aufgenommen wurden. Nach dem Eindringen oder Verschmelzen der hypothetischen Gast-Protozelle in die – beziehungsweise mit der – hypothetischen Wirts-Protozelle spezialisieren sich die Gastzellen einerseits auf die Transkription und die Einlagerung und Verteilung der DNA-Moleküle mithilfe von Mikrotubuli. Der periphere Zellapparat andererseits als Überbleibsel der auf Aktin basierenden Wirts-Protozellen spezialisiert sich im Laufe der Evolution auf den Schutz des Zellkörpers, die Gestalt- und Größenkontrolle, die Bewegung und die durch Aktin vermittelte Signalübertragung durch die Zellwand. Diese neue Zelltheorie ist natürlich nun offen für die Diskussion.

Literaturhinweis

Baluška, F., Volkmann, D., Barlow, P. W.: Eukaryotic cells and their cell bodies: cell theory revised. *Annals of Botany* 94, 9–32 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

Tabakblatt-Struktur

Eine der wichtigsten Eigenschaften des Tabakblattes für die Verarbeitung zu Rauchtabak ist seine Absorptionskraft. Diese wiederum hängt von der anatomischen Struktur des Tabakblattes ab. Diese lässt sich mit lichtmikroskopischer Untersuchung auf einfache Weise an Blattquerschnitten ermitteln. Die anatomische Struktur des Tabakblattes ist nicht nur von Varietät zu Varietät verschieden, sondern vor allem auch von den Wuchsbedingungen der Tabakpflanze abhängig. Die Untersuchungen des mazedonischen Tabakforschungsinstituts Priplep haben sich auf den Einfluss von Düngung und Bewässerung auf die anatomische Struktur des Burley-Tabakblattes konzentriert. Die bestentwickelte anatomische Struktur mit einer harmonischen Zunahme der Dicke des Palisaden- und Schwammparenchyms wurde bei einer Stickstoffdüngung von 150 kg N ha⁻¹ gefunden. Die Zellen des Parenchyms sind dann nicht dicht aufeinander gepackt, die Schwamm-

parenchymzellen sind geringer in der Anzahl und überdies ungleichmäßig verteilt, sodass große Interzellularräume entstehen. Als Ergebnis der Wechselwirkung von Bewässerung und Düngung ergab sich ein dünnes, weiches Blatt, mit dünner Epidermis, das sich durch ausgezeichnete Adsorptionskraft, hohe Füllkapazität und dadurch bedingt eine bessere Voraussetzung für die Qualität des Rauchtabaks auszeichnet. Lichtmikroskopische Untersuchung kann also bei der Züchtung und Selektion zur Verbesserung der anatomischen Struktur der Blätter einer Kulturpflanze hilfreich sein.

Literaturhinweis

Pelivanoska, V., Filiposki, K., Trajkoski, J.: Changes in anatomic structure of Burley tobacco under the influence of irrigation and fertilization. *Contributions to Tobacco Research* 21, 345–349 (2005).

H. F. Linskens, Nijmegen

Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen Teil 1: Zur Biologie der Diatomeen

Gerhard Kauer

Wer kennt sie nicht, die schönen Kieselskelette der Diatomeen, die häufig in entsprechenden Planktonproben unter dem Mikroskop zu sehen sind. Wer schon einmal derartige Algen mit stärkerer Vergrößerung betrachtet hat, konnte sicherlich immer neue, feinere Einzelheiten des Panzers erkennen und somit verstehen, weshalb diese Objekte auch oft so gerne als Test für die optische Trennschärfe von Mikroskopobjektiven herangezogen werden.

Das Auflösungsvermögen eines Objektivs ist durch seine Fähigkeit festgelegt, zwei eng benachbarte Punkte oder Linien gerade noch als solche darzustellen. Wenn nun die beiden Strukturen sehr nahe beieinander liegen und noch dazu ein Objektiv mit niedrigem Auflösungsvermögen (niedriger numerischer Apertur) gewählt wurde, dann verschmelzen diese quasi zu einer einheitlichen Struktur: Sie werden nicht mehr als getrennte Elemente dargestellt. Weil die Kieselschalen der Diatomeen eine sehr feine submikroskopische Struktur aufweisen, kann man auf einfache Art und Weise das Auflösungsvermögen der Mikroskopoptik sehr gut prüfen. Es stellt sich aber die Frage, ob Strukturen, welche sich derart an der Grenze der optischen Leistungsfähigkeit des Lichtmikroskops befinden, tatsächlich in der Realität so aussehen, wie sie durch das optische System dargestellt werden, selbst wenn sie sich gerade noch als getrennte Elemente auflösen lassen.

Auflösungsvermögen von Mikroskopobjektiven

Wählt man zur Beobachtung eine geeignete Diatomee aus, dann erkennt man bei einem schwach vergrößernden Objektiv zum Beispiel feine, durchgehende Linien auf der Schalenoberfläche. Untersucht man mit stärkster Vergrößerung, dann lösen sich diese unter Umständen in eine Reihe feinsten Punkte auf, die in ihrer Anordnung eine Linie ergeben, welche in

der niedrigen Auflösung soeben noch als massiv durchgezogen erschien. Die noch höher auflösende rasterelektronenmikroskopische Untersuchung zeigt dann möglicherweise, dass es sich hierbei gar nicht um kreisförmige Durchbrüche im Diatomeenpanzer handelt, sondern um schmale rechteckige Aussparungen.

Ein Maß für das Auflösungsvermögen von Mikroskopobjektiven ist die numerische Apertur. Objektive niedriger Auflösung haben eine kleinere numerische Apertur als solche mit hoher Auflösung. Die numerische Apertur ist bei guten Mikroskopobjektiven an deren Fassung eingraviert. Man sollte jedoch bedenken, dass die Auflösung nicht das einzige Kriterium für die erfolgreiche Darstellung biologischer Details ist. Eine mindestens ebenso wichtige Rolle spielen die einsetzbaren physikalischen Untersuchungsmethoden, die auf das zu untersuchende Objekt oder die aktuelle Fragestellung abgestimmt werden müssen, um eine optimale Darstellung der tatsächlichen biologischen Gegebenheiten zu erhalten. Zur Demonstration dieses Sachverhalts werden in diesem Beitrag hierzu einige Beispiele gegeben. Wer sich näher für die optisch-physikalischen Grundlagen der lichtoptischen Untersuchungsverfahren interessiert, findet im Standardwerk *Das Lichtmikroskop* (Gerlach, 1976) eine sehr anschauliche und für praktisch arbeitende Mikroskopiker recht ausführliche Darstellung. Weiterhin wurden in den letzten Heften des MIKROKOSMOS über diese Thematik einige Artikel veröffentlicht (Husemann 2005a, b, 2006).

Zur Biologie rezenter Diatomeen

Die systematische Bezeichnung für Diatomeen lautet Bacillariophyceen. Dennoch hat sich diese korrekte Bezeichnung gegen den phonetisch angenehmeren Namen Diatomeen nicht durchgesetzt. Diese Lebensformen sind erdgeschichtlich schon recht früh aufgetreten. So findet man frühe Formen bereits im Jura, ein massenhaftes Vorkommen schon in Kreide und Tertiär. Versteinert findet man sie daher sehr häufig in entsprechenden Gesteinsschichten. Besonders bekannt in diesem Zusammenhang sind die Vorkommen als Bacillarienerde, die oft auch Kieselgur genannt wird. Diatomeen sind auch heute noch sehr weit verbreitet. Hustedt schätzt 16.000 Arten an Bacillariophyceen (Fott, 1971) (Abb. 1). Man findet sie zum Teil als schwarz-bräunliche Aufwüchse auf Steinen oder Wasserpflanzen in fast allen Gewässern. Manche Diatomeen bevorzugen eutrophe, andere oligotrophe Lebensräume. Einige Formen

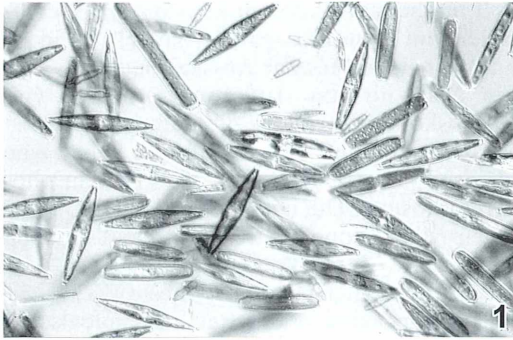


Abb. 1: Pennate Diatomeen aus einer Freilandprobe (Foto: K. Hausmann, Berlin).

kommen schwebend im Plankton, andere nur im Benthos am Grund von Gewässern vor. Die rezenten, also heute noch lebenden Diatomeen zeigen eine erstaunliche Biologie, die in dieser Form auch schon in früheren Erdzeitaltern vorgelegen haben dürfte.

In der systematischen Gruppe der Bacillariophyceen finden sich ausschließlich Einzeller. Die Plastiden haben eine braungelbe Farbe, was vom Chlorophyll a und c herrührt. Über Chlorophyll b, wie es Grünalgen und die im Lauf der Evolution vermutlich aus ihnen hervorgegangenen höheren Pflanzen aufweisen, verfügen die Bacillariophyceen nicht. Der bräunliche Farbton der photosynthetisch aktiven Plastiden in den Diatomeen wird allerdings noch von dem nicht unbeträchtlichen Anteil an Fucoxanthin hervorgerufen, das auch von den Braunalgen (Phaeophytina) her bekannt ist.

Die Reservestoffe der Diatomeen sind vor allem Öl und Chrysolaminarin. Stärke, das als Reservepolysaccharid der höheren Pflanzen bekannt ist, kommt bei den Bacillariophyceen ebenfalls nicht vor.

Die Diatomeen sind von zwei Schalen aus Kieselsäure umschlossen (Abb. 2). Diese Schalen greifen wie die beiden Hälften einer Petrischale übereinander. Daher gibt es eine größere Oberschale (Epivalva) und eine kleinere Unterschale (Hypovalva).

Im Gegensatz zu den meisten anderen einzelligen Algen sind die Diatomeen diploid und die sexuelle Vermehrung ist die Regel. Sie haben einen Kern, sowie Vakuolen und einen oder mehrere Plastiden, die zum Teil Pyrenoide besitzen. An diesen wird aber keine Stärke gebildet. Die Zellwand der Diatomeen besteht aus Pektin, der Kieselsäure auf- beziehungsweise eingelagert ist.

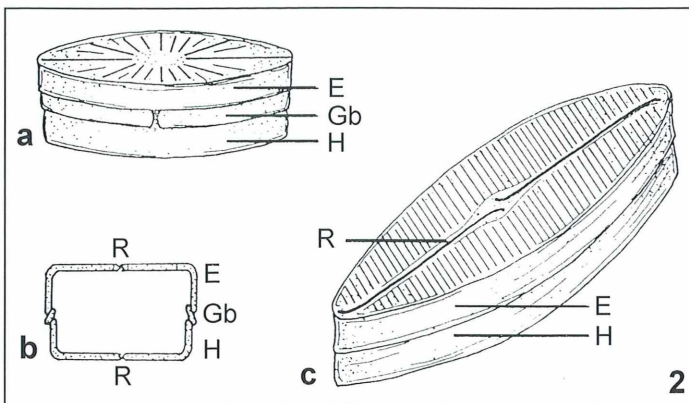


Abb. 2: Struktur der Diatomeen-Schale. a) Schrägsicht einer zentrischen Diatomee. b) Querschnitt durch eine pennate Diatomee. c) Schrägsicht einer pennaten Diatomee. E Epivalva, Gb Gürtelband, H Hypovalva, R Raphe (nach verschiedenen Autoren).

Vegetative und sexuelle Vermehrung

Die vegetative Vermehrung erfolgt durch einfache Zweiteilung, wobei sich zunächst der Protoplast vergrößert, so dass die beiden Schalenhälften auseinander gedrängt werden. Erst in diesem Stadium erfolgen Mitose und Teilung des Protoplasten und zwar parallel zur Schalenebene. Die neu entstandenen Zellen erben eine alte Schale von der Mutterzelle und synthetisieren die fehlende Hälfte neu. Dabei erfolgt die Neusynthese des Panzers so, dass stets die untere kleine Schale ergänzt wird (Abb. 3). Wegen des Bedarfs an entsprechendem Mineral, muss in das Nährmedium Natriumsilikat zugegeben werden, wenn man eine Kultur von Diatomeen anlegen möchte. Daraus bauen dann die sich teilenden Individuen ihre neuen Panzerhälften auf.

Eine Folge dieser Teilungsstrategie ist allerdings, dass eine Tochterzelle zwar genauso groß ist wie die Mutterzelle, die andere jedoch, die aus der kleineren Unterschale hervorging, kleiner wird. Dies hat nach häufiger Teilung zur Folge, dass ein Teil der Population aus immer kleiner werdenden Individuen besteht. Weil dies von den Diatomeen nicht beliebig fortgesetzt werden kann, ist ein zwischengeschalteter Mechanismus notwendig, der eine Volumenzunahme erlaubt: Die Kopulation zweier Zellen.

Zwei Diatomeenzellen legen sich zunächst nebeneinander und verkleben durch Ausscheidung einer Gallerte. In jeder Zelle läuft nun eine Meiose ab, wobei allerdings von den vier entstandenen Kernen zwei degenerieren. Die verbliebenen zwei Kerne einer Zelle fungieren mit dem sie umgebenden Plasma als Gameten. Die insgesamt vier Gameten, die aus den zwei Zellen hervorgingen, kopulieren nun wechselweise zu zwei Zygoten, die größer sind als die Ausgangszellen. Diese Zygoten sind im folgenden Stadium bereits von einer schwach verkieselten Wand aus Pektin umgeben, die man als Perizonium bezeichnet. Vom Perizonium ausgehend werden nun endgültig neue Kieselschalen gebildet. Die entstandenen Zellen haben somit eine Volumenzunahme erfahren und sind nun wieder genauso groß, wie eine normale Zelle. Wie man aus diesem Entwicklungsgang ableiten kann, liegen also bei den Diatomeen stets Diplonten (Organismen mit doppeltem Chromosomensatz) vor.

Wie in der biologischen Natur üblich, kommen neben dem beschriebenen, schematisierten

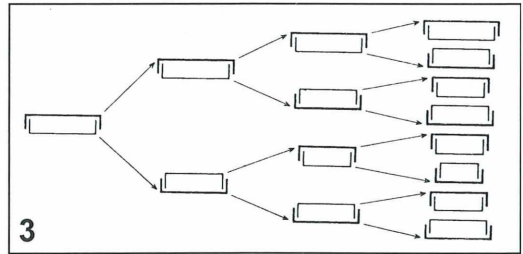


Abb. 3: Asexuelle Fortpflanzung von Diatomeen. Die Schalen werden kontinuierlich kleiner (nach Christensen).

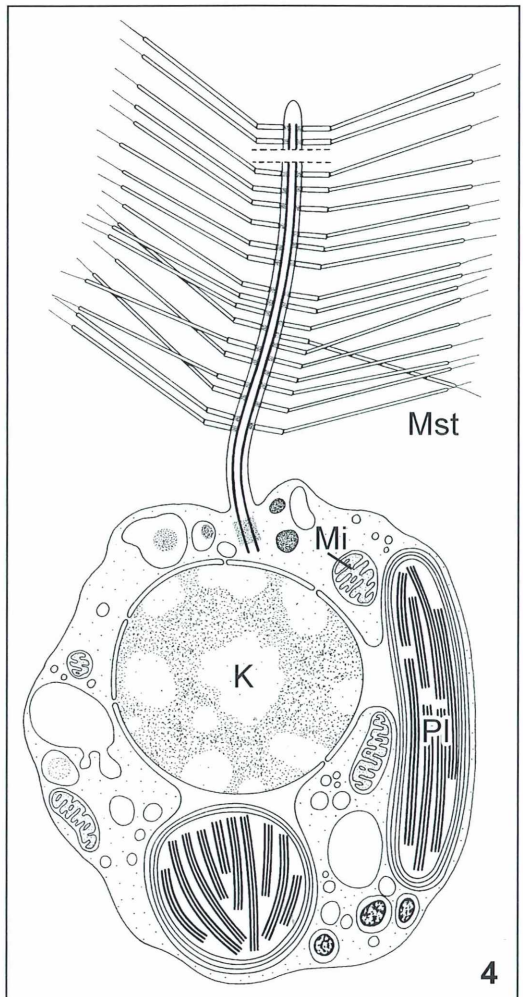


Abb. 4: Begeißelter Gamet einer zentrischen Diatomee. K Kern, Mi Mitochondrium, Mst Mastigonem, Pl Plastid (nach Manton und von Stosch).

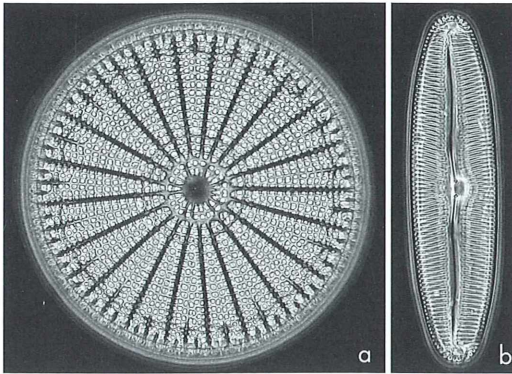


Abb. 5: **a** Zentrische Diatomee *Arachnoidiscus ornatus* (rezent, marin, Yokohama, Japan). **b** Pennate Diatomee *Pinnularia viridis* (rezent, Süßwasser, Großer Eutiner See, Holstein), Zeiss Universal, Planapo 25x, N.A. 0.65, Optovar 1.0x, S-KPL 10x (20), Immersionsdunkelfeldkondensor.

Vermehrungsvorgang je nach Spezies auch Abweichungen vor. So können bei manchen Arten auch drei der vier aus Meiosis hervorgegangenen Kerne degenerieren und somit aus zwei Mutterzellen entsprechend nur eine Zygote gebildet werden. Manche Vertreter der Bacillariophyceen kennen sogar die Oogamie: In einer vegetativen Zelle degenerieren drei der vier aus der Meiose hervorgegangenen Kerne, wobei der verbliebene Kern zusammen mit dem Plasma der Zelle zur Eizelle wird. In einer anderen vegetativen Zelle hingegen bleiben alle vier Kerne erhalten und bilden mit plasmatischem Material begeißelte Spermatozoiden aus, die gewöhnlich eine Flimmergeißel besitzen (Abb. 4). Die Spermatozoide dringen in die Oogonienzelle ein, und es erfolgt Kopulation zur diploiden Zygote. Dabei ist die Geschlechtsbestimmung, also welche Zelle Spermatozoide und welche hingegen die Eizelle bildet, von Außenfaktoren abhängig und nicht etwa genetisch bestimmt (phänotypische Geschlechtsbestimmung).

Eine weitere biologische Besonderheit der Diatomeen ist, dass sie völlig austrocknen können, ohne ihre Lebensfähigkeit zu verlieren. Ein einfaches Experiment hierzu ist rasch bewerkstelligt: Man lässt die beobachteten (lebenden) Diatomeen unter dem Deckglas über Verdunstung des Probenwassers eintrocknen. Später kann man erneut Standortwasser über eine Pipette seitlich unter das Deckglas hinzufügen und im Mikroskop beobachten, wie die Zellen wieder aktiv werden.

Centrales und Pennales

Die Diatomeen können in der Systematik der Algen (Abteilung Phycophyta) als eigene Unterabteilung (Bacillariophytina) aufgefasst werden. In dieser Einteilung kann man die Klasse der Bacillariophyceae und ihre zwei Ordnungen (Centrales und Pennales) definieren (Abb. 5). Die beiden Ordnungen spiegeln die beiden hauptsächlich, von der Betrachtung leicht unterscheidbaren Formentypen wider.

Die Centrales zeigen eine zentrische Symmetrie, während die Pennales langgestreckt sind und eine bilaterale Symmetrie aufweisen. Außerdem haben die Centrales keine Raphe und sind daher nicht zur aktiven Bewegung fähig. Die Raphe ist ein charakteristischer, über die gesamte Längsachse einer pennaten Diatomee verlaufender Spalt. Dieser kann in seiner Feinstruktur eine recht kompliziert aufgebaute Einrichtung sein, die es dem Individuum ermöglicht, sich auf entsprechendem Grund gleitend fortzubewegen. In einer einfachen Modellvorstellung steht hier das Plasma in Kontakt mit dem Außenmedium: Es kommt zur Reibung mit dem Untergrund, was dann als treibende Kraft zur Fortbewegung genutzt wird. Es gibt unterdessen allerdings auch andere Vorstellungen zur Triebkrafterzeugung für die Bewegung, die allerdings immer noch nicht überzeugend die Lokomotion der pennaten Diatomeen erklären können. Hinzu kommt noch, dass nicht alle Pennales eine Raphe besitzen (z.B. *Rhabdonema*).

Interessant im Zusammenhang mit den im Folgenden aus Kieselgur gewonnenen fossilen Schalen ist, dass die Centrales entwicklungsgeschichtlich älter sind als die Pennales. Dies leitet man nach heutiger Vorstellung aus der Tatsache ab, dass die rezenten Centrales noch eine Beziehung zu der entwicklungsgeschichtlich primitiv angesehenen Flagellatenstufe zeigen. Die Centrales weisen nämlich die bereits erwähnten begeißelten Spermatozoide auf, während die Pennales nur unbegeißelte Gameten bilden. Als Vorfahren der Diatomeen werden die Chrysomonadales diskutiert.

Die Literaturhinweise finden sich am Ende des 2. Teils dieses Artikels.

Verfasser: Prof. Dr. rer. nat. Gerhard Kauer, Fachhochschule in Emden, Abteilung Naturwissenschaftliche Technik/Bioinformatik, Constantiaplatz 4, D-26723 Emden, e-mail: kauer@nwt.fho-emden.de

Mikrokosmos
1/2006

510543
Bibliothek des ÖÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

Mikrobe – im Seuchenfieber

Bestellen können Sie

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

www.elsevier.de



Johannes W. Gruntzig / Heinz Mehlhorn
Expeditionen ins Reich der Seuchen

1. Aufl. 2005, 380 S., 305 Abb., geb.
€ 28,- / sFr 45,-, ISBN 3-8274-1622-1

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

Mikrokosmos

Mit einem wissenschaftlichen Paukenschlag eröffnet Robert Koch 1876 den Kampf gegen die gefährlichsten Krankheiten seiner Zeit. Berlin wird das logistische Zentrum für bahnbrechende Experimente und Expeditionen. Ob in Choleraleichen am Ganges oder in den Zecken an den Karawanenstraßen Afrikas, überall spüren „Mikrobenjäger“ nach den Ursachen der Seuchenzüge. Jene aufregende Zeit wird in dem ungewöhnlichen Buch des Arztes Johannes W. Gruntzig und des Parasitologen Heinz Mehlhorn wieder lebendig. Unter Auswertung von Tagebüchern, Briefen und weiteren, oft schwer zugänglichen Quellen gelingt es den Autoren, ein faszinierendes Panorama des medizinisch-naturwissenschaftlich motivierten Expeditionsfiebers zwischen 1870 und 1910 zu zeichnen. In diesen wenigen Dekaden vermochten entschlossene Forscher in den Kolonien die Auslöser und Übertragungswege vieler gefürchteter Tropenkrankheiten aufzuklären – Grundlage für eine effektive Seuchenbekämpfung auch in den Mutterländern.

Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

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

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

Anzahl	Titel:	€	ISBN 3-8274-
_____	Expeditionen ins Reich der Seuchen	28,-	1622-1

(Name, Vorname)

(Straße, Nr.)

(Land, PLZ, Wohnort)

(Datum)

X
(Unterschrift)

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