

II-90372/100,5



ELSEVIER
URBAN & FISCHER

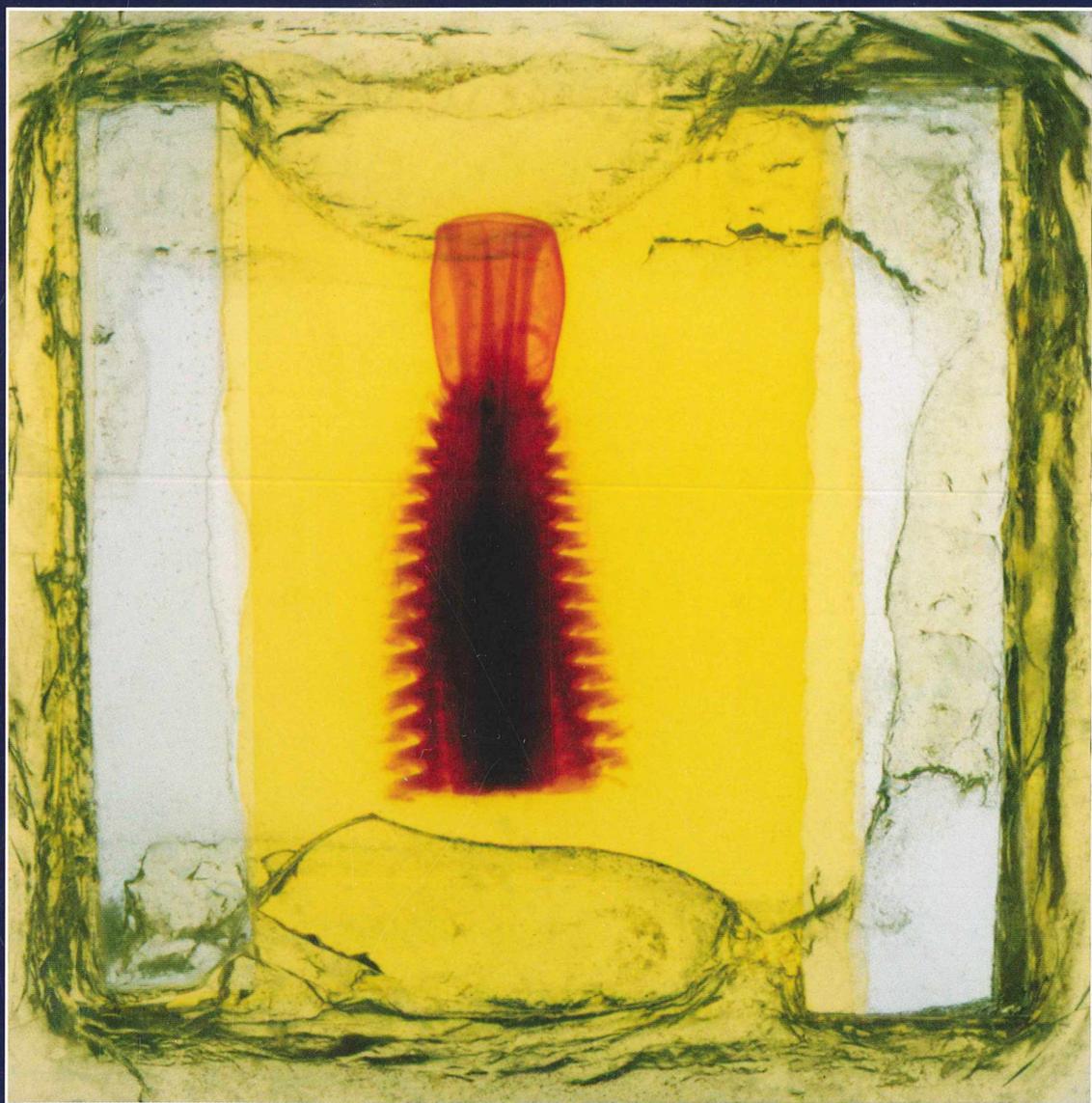
MIKROKOSMOS

100. Jahrgang

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

◆ ISSN 0026-3680

◆ Heft 5, September 2011



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, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e. V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e. V., 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

- 257** Folliculiniden aus dem Hiddenseer Bodden
Teil 2: Der Neubau des Hauses
Wolfgang Bettighofer
- 267** Makrofotografie ausgewählter Weichtiere aus heimischen Gewässern
Robert Sturm
- 273** Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* –
Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt.
Teil 2: Optimierung und Größenvergleich
Werner Nachtigall
- 280** Mikroästhetik – Bilder von historischen histologischen Präparaten
der Zoologischen Lehrsammlung der Humboldt-Universität zu Berlin
Gerhard Scholtz
- 286** Osterluzei und Aronstab – Pflanzen mit ausgefallenem Bestäubungs-
mechanismus
Blütenbiologischer Vergleich zweier Kesselfallenblumen
Armin Maidhof
- 292** Suktorien in Hydrothermal-Quellen der Tiefsee
Ilse Bartsch
- 297** Das Torfmoos (*Sphagnum*) – Ein Baumeister ganzer Landschaften
Bruno Ortner
- 311** Virenbefall von Kleidermottenlarven
Renate Radek, Julia Krüger und Mustafa Yaman
- 318** Anomalien am Nullpunkt – Wie man den Kondo-Effekt sichtbar macht
Annett Burzlaff

Rubriken

- 265**
Nachricht
- 285**
Mikro-Cartoon
- 296, 310, 317**
Buchbesprechungen
- 319**
Mikro-Markt
- 320**
Mikro-Dialoge

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: Kopf eines Meeresborstenwurmes (*Nephtys* sp.) (Annelida, Polychaeta: Vielborster) mit ausgestülptem Rüssel.

Siehe Artikel G. Scholtz, S. 280–285.

Folliculiniden aus dem Hiddenseer Bodden

Teil 2: Der Neubau des Hauses

Wolfgang Bettighofer

Folliculiniden haben einen komplexen Lebenszyklus. Der erste Teil des Berichts beschrieb meine Beobachtungen während der späten Phase der Zellteilung mit Auszug des vorderen Teilungsprodukts aus dem mütterlichen Gehäuse. War bei der Exkursion der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft nach Hiddensee im Jahr 2006 der Schwärmer bei der Bauplatzsuche noch abhanden gekommen, so hatte ich 2008 mehr Glück. Meine mikrofotografische Ausrüstung war inzwischen auch an das Reise-mikroskop adaptiert, und ich erwischte einen Schwärmer kurz vor dem Ausstieg aus der Lorica. Da er sich wegen der Behinderung durch das Deckglas fast nur in einer Ebene bewegen konnte, fiel es mir auch leicht, ihn zu verfolgen.

Abbildung 1 zeigt die Situation kurz vor dem Verlassen der Lorica, wobei die verbleibende Zelle bereits wieder dabei war, die Peristomflügel zu differenzieren. In Abbildung 2 (Pfeilkopf) sieht man, dass am hinteren Ende des Schwärmers eine umlaufende Wulst im Cortex die Zone abtrennt, aus welcher sich das Anhaftungsorganell entwickelt.

Langgestreckt verließ der Schwärmer die alte Behausung (Abb. 3a). Es hat sich herausgestellt (Mulisch et al., 1981), dass nicht, wie es bei Hadži (1951) anklingt, die prominente Membranellzone den Vortrieb für die Bewegung liefert, sondern die Cilien-Längsreihen (Kine-

ten). Ich musste den Schwärmer nicht lange verfolgen, denn bald – circa fünf Millimeter von der ursprünglichen Behausung entfernt – hatte er offensichtlich einen Platz gefunden, der in seinem Bewertungsmuster einem guten Gebiet entsprach. Die Zelle stoppte, verkürzte sich deutlich, drehte sich etwa 30° um ihr hinteres Ende und streckte sich wieder. In dieser Weise examinierte der Schwärmer den Platz rundherum mit einem Radius, der in etwa seiner maximal gestreckten Form entsprach, nämlich etwa 200 µm (Abb. 3b–f). Nach ungefähr einer Umdrehung war die Prüfung des Untergrunds zu Ende, die Zelle zerfloss förmlich zur Plattphase (Abb. 3g–i).

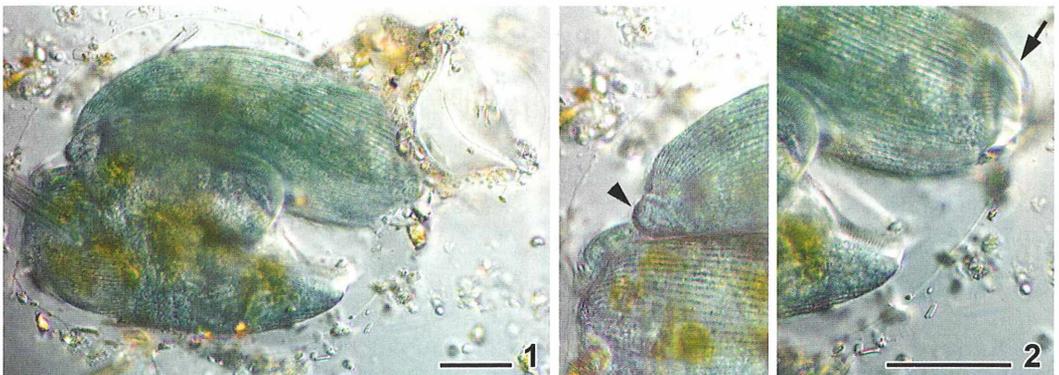


Abb. 1: Schwärmer kurz vor dem Ausstieg aus der mütterlichen Behausung. Multi Ebenen-Abbildung, Maßbalken 50 µm. – **Abb. 2:** Schwärmer-Details. Der Pfeilkopf zeigt eine spezielle Struktur am Hinterende, der Pfeil weist auf die Membranellzone am Vorderende hin. Multi Ebenen-Abbildung, Maßbalken 50 µm.

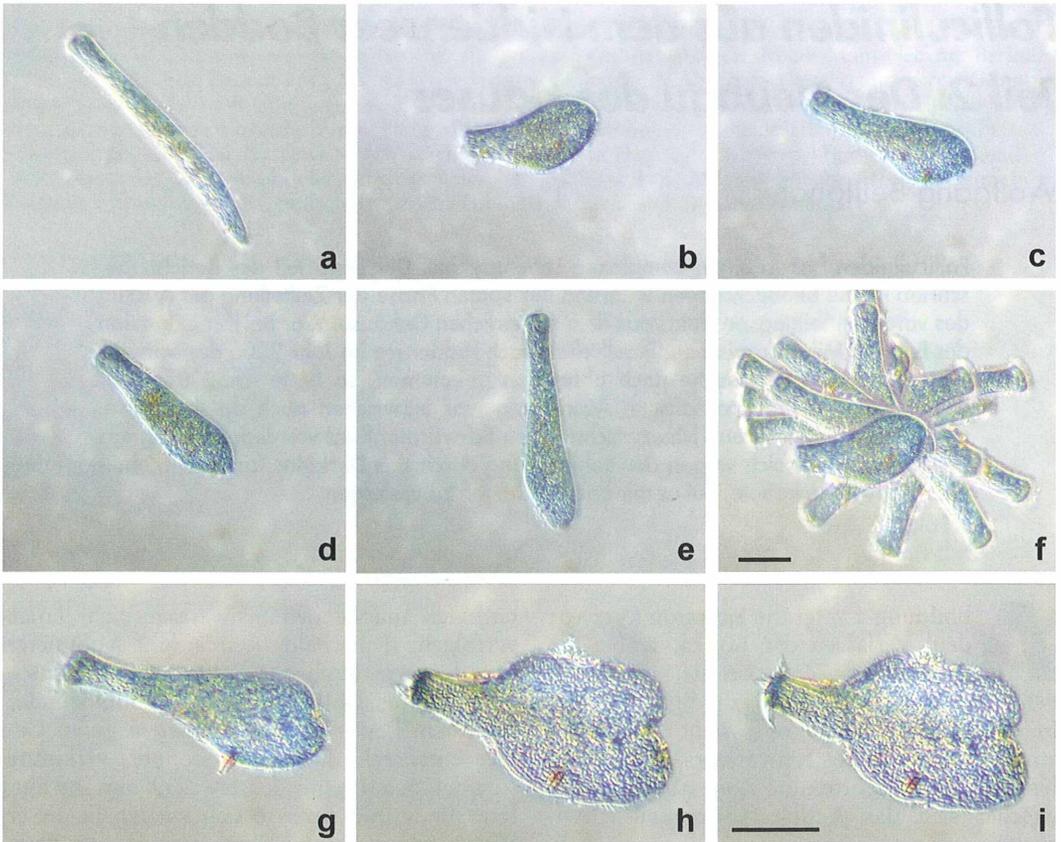


Abb. 3: Die Stadien des Schwärmens ab dem Austritt aus der mütterlichen Lorica bis zur Plattphase. **a** Wanderung. **b–e** Prüfung des Bauplatzes. **f** Synopse der aufgezeichneten Prüfstadien. **g–i** Plattphase. Maßbalken 50 µm.

Die Bauphasen

Durch die digitalen Zeitstempel der Aufnahmen sind die Längen der beobachteten Phasen in etwa nachvollziehbar: Bauplatzsuche circa vier Minuten, Bauplatzüberprüfung circa zwei Minuten.

Die Plattphase inklusive der Abscheidung der Bodenplatte ist mittels der Fotos nicht klar gegen die Zeitspanne des Baus der Ampulle abgrenzbar. Die Wandung ist anfänglich zu dünn und wird erst später im differentiellen Interferenzkontrast (DIK) ausreichend kontrastiert. Eine halbe Stunde nach dem Beginn der Plattphase war die Ampulle erstmalig auf den Aufnahmen sichtbar. 20 Minuten später gab es die ersten Bilder vom Beflimmern der Halsöffnung durch die apikale Membranellenzone des Schwärmers. Weitere 45 Minuten danach datieren die ersten Fotos der komplett

erscheinenden Lorica mit beginnender Rückbildung der Schwärmer-Membranellen. Der Gehäusebau hatte also ungefähr 95 Minuten gedauert.

Nach weiteren 30 Minuten wurden erste Ansätze der adoralen Membranellenzone an der Zellspitze erkennbar. Das letzte Bild mit weit fortgeschrittener Differenzierung der Peristomflügel wurde zwei Stunden später aufgenommen. Die Beobachtung, die gegen 11:45 Uhr bei fortgeschrittenem Teilungsstadium begonnen hatte, wurde durch gruppenspezifische Effekte (*Du gehst doch mit zum Abendessen, ODER?!*) um 18:45 Uhr jäh gestoppt. So kann ich nicht angeben, wann die *Eufolliculina* ihre Flügel ausdifferenziert hatte, um sie auszubreiten und Nahrung herbeizustrudeln. Die nachfolgenden Multiebenen-Abbildungen zeigen Einblicke in die Bauphasen und die Differenzierung der Peristomflügel.

Anhaftung des Schwärmers

Wie Uhlig (1972) beschreibt, werden vollkommen glatte Untergründe gemieden, zumindest ein Bakterienfilm muss aufgewachsen sein. Dass der Bauplatz nicht unbedingt frei von größeren, beweglichen Aufwuchselementen sein muss, zeigt die 150 µm lange, fast senkrecht weisende pennate Diatomee links oben in Abbildung 4a und b. Der Schwärmer hatte sich auf ihr breit gemacht, sie bewegte sich, anfänglich in üblicher Geschwindigkeit, dann immer langsamer werdend, nach oben und wurde schließlich von den Abscheidungen für die Bodenplatte festgesetzt: So werden manchmal sogar relativ schnell bewegliche Protisten überwachsen. Dies demonstrierte eindrucksvoll, dass die Sekretion der Bodenplatte bereits kurz nach dem Plattfließen beginnt.

Die Fläche, die in der Plattphase überdeckt wird, ist deutlich größer als die nachfolgend sichtbar werdenden Umrisse des Gehäuses. Die Bodenplatte ist sehr transparent und wird auch vom differentiellen Interferenzkontrast nur unzureichend kontrastiert. Anhaltspunkte zur Größe können die Umrisse der Zelle in der Plattphase geben. Bei Abbildung 4a ist links zu sehen, wie weit sich das Plasma ausdehnt: Noch deutlich weiter als der membranellenbesetzte Apex reicht. Das Plasma ist schaumig, wahrscheinlich in Folge größerer Flüssigkeitsaufnahme zur Volumenvergrößerung. Rechts sieht man an einer Faltung des Cortex (Pfeil), dass der speziell strukturierte Bereich des Anhaftungsorganells nicht platt geflossen ist. Obwohl der Fokus der einzelnen Aufnahmen für die Multi Ebenen-Abbildung auf Cortex und Membranellen gelegt war, zeichnet sich der

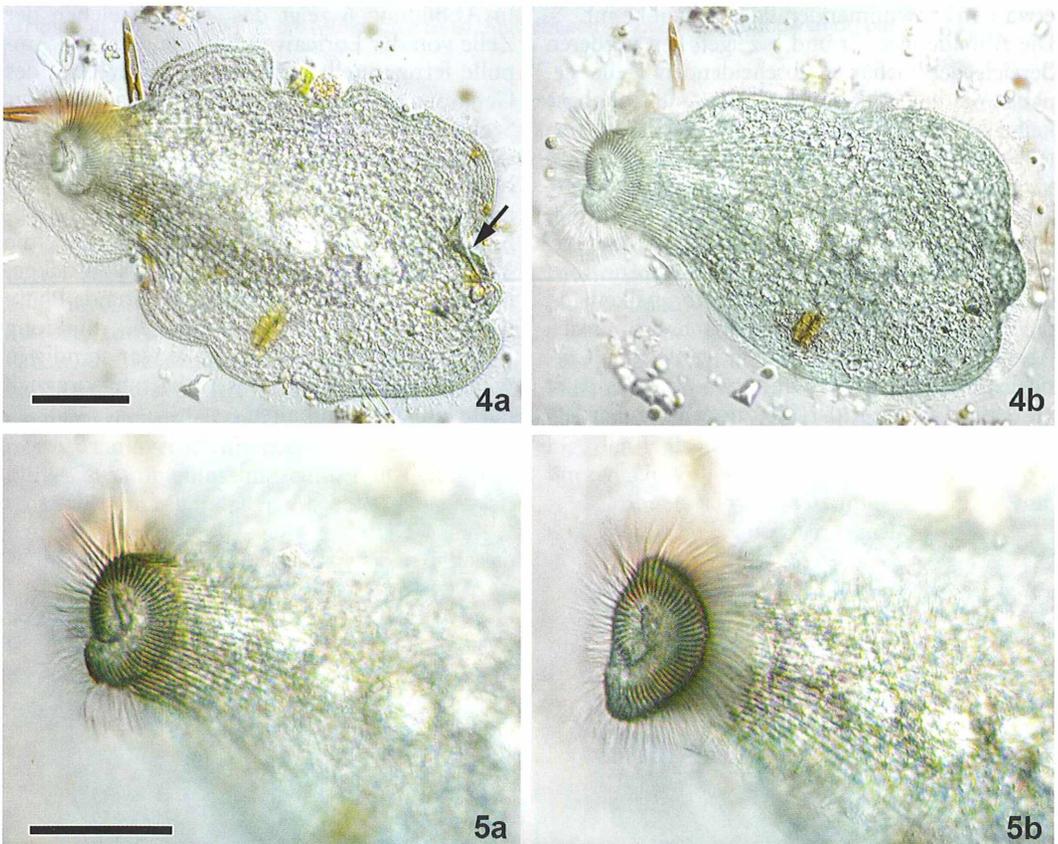


Abb. 4: Plattphase. **a** Das Anhaftungsorganell (Pfeil) ist nicht verändert. **b** Die Zelle hat sich etwas gerundet, die Ampulle wird abgeschieden. Die Cilien befähigen unentwegt die Loricula. Multi Ebenen-Abbildungen, Maßbalken 50 µm. – **Abb. 5:** Details der als Spirale geformten apikalen Membranellenzone. Fokus auf Corticalrippen (**a**) und auf Membranellen (**b**). Multi Ebenen-Abbildungen, Maßbalken 50 µm.

perlschnurartige Makronucleus deutlich ab. Das zeigt, wie flach sich der Schwärmer in dieser Phase ausbreitet.

Loricabau

Die ersten Aufnahmen, bei welchen die Zellkonturen wieder etwas gerundet aussehen und zeigen, dass sich die Plattphase wohl dem Ende zugeneigt hatte, datieren 17 Minuten nach deren Beginn. Der Zellkörper war nun dabei, die Ampulle abzuschneiden (Abb. 4b). An vielen Stellen des Bildes ist schon erkennbar, dass eine Wand entstanden war, gegen welche die Cilien unentwegt strichen, um das Material zu verteilen und die Form zu modellieren. Dabei führten die Cilien quirlende Bewegungen aus, das Erscheinungsbild hatte nichts zu tun mit dem geordneten, metachronen Cilienschlag, den man etwa von schwimmenden Paramecien kennt.

Die Abbildungen 5a und b zeigen den vorderen Bereich der Gehäuse abscheidenden Zelle genauer. Sie hat in der Schwärmer- und Bauphase keine Mundöffnung. Die Membranellen stehen jedoch nicht einfach rund um den Apex, sondern formen eine etwa anderthalbhängige Spirale. Desweiteren sind die Corticalrippen durch ihre stärkere Pigmentierung gut kontrastiert. Sie setzen sich direkt in die Membranellenzone fort, zumindest dort, wo sich das Membranellenband nicht ins Innere der Zellspitze schraubt. Nach Abzählen und Hochrechnen der verdeckten Corticalrippen kommt man auf etwa 60. Dies passt zu den Angaben in der Literatur, der außerdem

zu entnehmen ist, dass die vegetative Zelle eine ähnliche Kinetenzahl (= Anzahl der Corticalrippen) besitzt (Mulisch und Patterson, 1983).

Weiter fällt bei den Bildern auf, dass sich die Zelle so positioniert hatte, dass der außen liegende Startpunkt der Membranellenspirale zur Bodenplatte wies. Es wäre interessant zu überprüfen, ob sich der Schwärmer grundsätzlich in dieser Art und Weise positioniert, also das äußere Ende des Membranellenbandes jene Seite des Zellkörpers anzeigt, welche die Bodenplatte abscheiden kann. Diese, funktional ventrale Seite des Schwärmers (venter = Bauch) ist zumindest bei der Schwesterart *Eufolliculina ubligi* dadurch gekennzeichnet, dass dort die Kineten enger beisammen stehen als auf der dorsalen Seite (Mulisch, 1987). „Funktional ventral“ deshalb, weil dorsal/ventral üblicherweise bezüglich der Lage des Mundfeldes definiert ist, welches in diesem Stadium ja fehlt.

In Abbildung 6 zeigt das Zurückweichen der Zelle von der Loricawandung an, dass die Ampulle fertiggestellt war. Nun war der Hals des Gehäuses zu formen. Beim Beobachten der Szene hatte ich den Eindruck, das Vorderteil der Zelle würde sich um die Loricä-Öffnung herum etwas nach außen biegen. Dabei flimmerten die Membranellen kontinuierlich. Abbildung 7 zeigt den fertig gestellten Hals, die Membranellen sind fast vollständig zurückgebildet. Nun begann eine lange währende Phase der Entwicklung der Peristomflügel. Abbildung 8 zeigt einige Stadien. Die Zelle war ständig in windender Bewegung, das Anhaftungsorganell hatte einiges auszuhalten.



Abb. 6: Abscheidung des Halses und Abrundung der Öffnung. Multiebenen-Abbildung, Maßbalken 50 μm . – **Abb. 7:** Bau fertig gestellt, die apikalen Membranellen werden eingeschmolzen. Multiebenen-Abbildung.

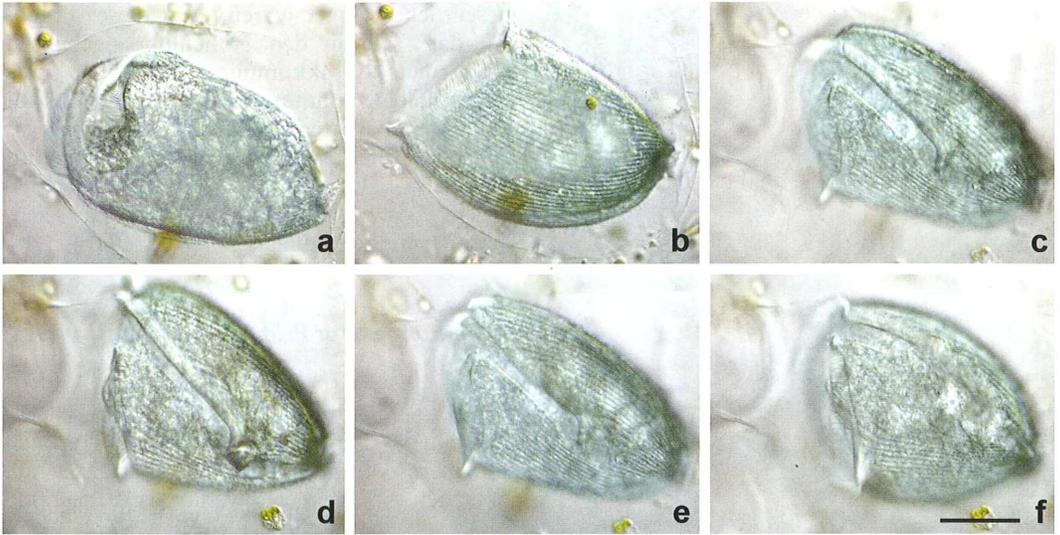


Abb. 8: Zelle beim Entwickeln der Peristomflügel. **a** Anhaftungsorganell gut zu sehen; **c–f** Trichterspirale erkennbar, die sich später in die Mundhöhle senkt. Multi Ebenen-Abbildung, Maßbalken 50 µm.

Sichtbares und Unsichtbares

Mit vielen Bildern und noch viel mehr Aufnahmen – circa 250 Fotos sind für die hier gezeigten Abbildungen verwendet worden – habe ich versucht, das Gesehene darzustellen. Aber, was hatte ich nun gesehen und was stand hinter dem im Lichtmikroskop Sichtbaren? In den 1980er Jahren wurden die Vorgänge beim Loricabau, die verwendeten Materialien sowie die anorganischen Stoffe, welche in die Gehäuse eingelagert werden oder sich teilweise auch passiv einlagern, intensiv untersucht. Eine kurze Zusammenfassung einiger in den zitierten Arbeiten behandelten Aspekte zum Loricabau sei hier wiedergegeben.

Während der Zellteilung wird sichtbar, dass sich Farbpigmente im Schwärmer konzentrieren. Mulisch und Hausmann (1983) haben an *Eufolliculina ubligi* die Ultrastruktur der Schwärmerzelle während des Bauvorgangs intensiv untersucht. Das Baumaterial lagert, von der Mutterzelle vorproduziert, in unzähligen Vesikeln in den Corticalrippen der gesamten Schwärmerzelle (Abb. 9a). Zum Ausschleiden ihres Inhalts fusionieren die Vesikel mit der Zellmembran (Abb. 9b–d). In der Plattphase wird es nur den ventral gelegenen Vesikeln ermöglicht, Material für die Bodenplatte abzuschleiden. Während des Baus der Ampulle sind Vesikel des gesamten Cortex mit Ausnahme der Zellspitze beteiligt. Wird der

Hals gebildet, so ist nur noch der vordere Cortexbereich zur Sekretion fähig. Die Ablaufsteuerung liegt noch im Dunkeln.

Durch Versuche konnte festgestellt werden, dass die Schwärmerzelle nicht willkürlich Bereiche wieder sekretionsfähig machen kann, die bereits die Sekretionsphase beendet hatten. Präpariert man einen Schwärmer während des Aufbaus des Halses aus der Loric, so kann er eine neue, wenngleich dünnere Ampulle mit Hals aufbauen. Ist er schon beim Formen des Kragens, so ist er nach Freilegung nur noch fähig, den Hals abzuschleiden. Werden die Zellen kurz nach Vollendung des Baus herauspräpariert, können sie nur noch am Anhaftungsorganell etwas Material sezernieren.

Baustoffe

Die in den Corticalrippen gelagerten Vesikel beinhalten ein Gemisch von Chitinpolymeren verbunden mit Proteinen, Pigmenten (Stentorin) und sauren Mucopolysacchariden in unterschiedlichen Mengenverhältnissen (Mulisch, 1993). Nach der Exocytose, der Fusion der Zell- mit der Vesikelmembran zum Zwecke des Ausschleusens, lagern sich die Substanzen an der Zelloberfläche an und werden vom kontinuierlichen Cilienschlag erfasst und an der Loricawand verstrichen. Dabei kristallisiert das

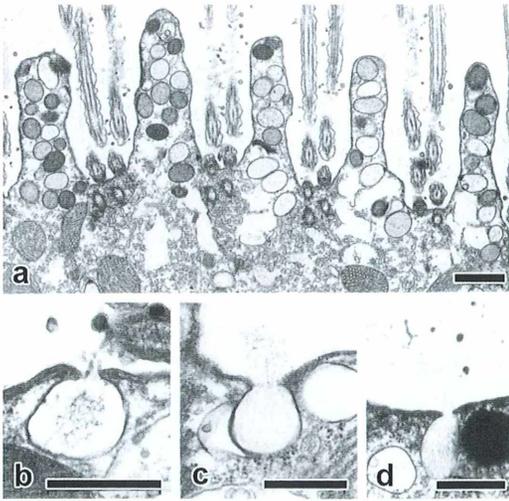


Abb. 9: Cortex angefüllt mit Vesikeln unterschiedlicher Elektronendichte. **a** Abwechselnde Muster von Corticalrippen und Kineten. **b–d** Vesikel, die gerade ihren Inhalt aus der Zelle schleusen, Maßbalken in **a** 1 μm , in **b–d** 0,5 μm . TEM (aus Mulisch et al., 1983).

Chitin zu 15 nm dicken Fibrillen aus. Durch die Rührbewegungen der Cilien werden sie vernetzt und mit einem Zement aus Mucopolysacchariden gebunden. Diese sind in der Natur weit verbreitet als Gerüstmaterial für fibrilläre Substanzen. An Dünnschnitten ist im Transmissions-Elektronenmikroskop die fibrilläre Struktur der Lorica gut sichtbar (Abb. 10). Außen ist sie deutlich rauer als innen, wo ständig die Cilien während des Aufbaus darüber streichen.

Auch anorganische Substanzen werden eingelagert. Mulisch et al. (1982) haben mittels Röntgenspektroskopie (EDX) und Laser-Massenanalysator (LAMMA) festgestellt, dass Natrium, Kalium, Magnesium, Phosphor, Schwefel, Chlorid und Calcium in hohen Konzentrationen auftraten. Spuren von Eisen, Aluminium und Strontium wurden ebenfalls gemessen. Dabei unterschieden sich die Ergebnisse nicht, ob an alten oder jungen Gehäusen gemessen wurde. Es besteht demnach kein Zusammenhang zwischen der Konzentration dieser Stoffe und der mit fortschreitendem Alter beobachteten blaugrünen Färbung.

Die Atom-Absorptionsspektroskopie (AAS) zur Prüfung auf Schwermetalle zeigte unvermutet hohe Konzentrationen von Cadmium, Mangan, Blei, Kupfer und Zink. Da die entsprechenden Konzentrationen im Kulturmedium

wesentlich geringer waren, zeigt dieses Ergebnis, dass sich in den Folliculinidengehäusen Schwermetalle akkumulieren können. Als Hauptquelle vermuteten die Forscher Abbauprodukte des Futterorganismus *Saccharomyces cerevisiae* (Bierhefe). Weiter wurde angenommen, dass hauptsächlich die mucösen (schleimigen) Bestandteile der Lorica fähig seien, Schwermetalle einzulagern.

Bemerkungen zur Prüfung des Untergrundes

In Abbildung 3 ist ein bemerkenswertes Verhalten des Schwärmers dargestellt worden, welches einem Abtasten des Untergrundes ähnlich sah. Dieses komplexe Verhaltensmuster machte nicht den Anschein, als wenn es ganz zufällig von der Zelle ausgeführt worden wäre. Wenn es sich um eine mechanische Überprüfung der Bauplatz-Gegebenheiten handelte, dann sollten auch entsprechende Mechanorezeptoren zu finden sein. Bei Mehrzellern arbeiten oft speziell modifizierte Cilien im Bereich der Signalaufnahme und -übertragung. Aber auch bei vielen Ciliaten sind solche umgebauten, nicht mehr der Fortbewegung dienenden Cilien mit Sinnesfunktionen beschrieben worden, wie beispielsweise bei Dorsalbüirsten.

Alle Cilien fußen auf Verankerungsstellen im Cortex, so genannten Basalkörpern oder Kinetosomen. Es gibt aber auch Kinetosomen im Cortex, die keine Cilien tragen. Nun ist es bei Ciliaten üblicherweise so, dass von den Cilien tragenden Kinetosomen Mikrotubulibänder ausgehen, welche ins Innere der Zelle ziehen. Bei *Stentor*, dessen Cortexaufbau *Eufolliculina* ähnelt, gibt es zu jeder Corticalcilie ein Kinetosomenpaar. Auf einem sitzt eine Cilie, das andere ist cilienlos. Von dem cilienbesetzten gehen dann auch die Mikrotubulibänder aus.

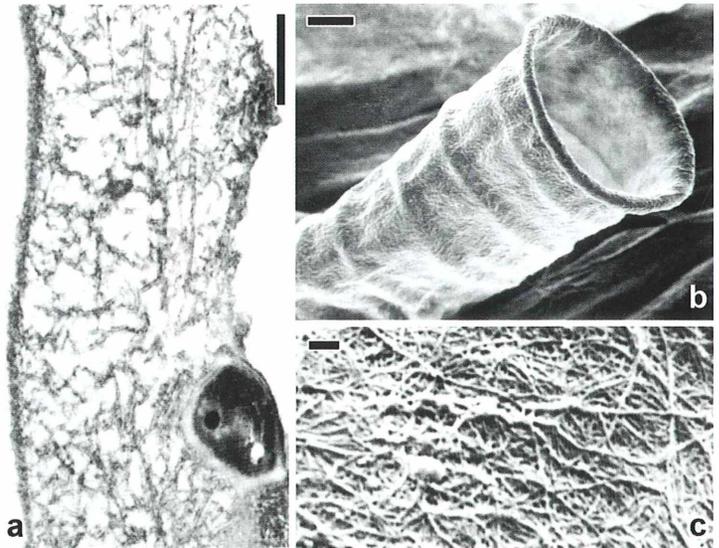
Mulisch et al. (1981) beschreiben, dass es in der vorderen Zellregion von *Eufolliculina* die Besonderheit gibt, dass diese Zuordnung dort verdreht ist, das heißt die Mikrotubulibänder inserieren an den cilienlosen Kinetosomen. Desweiteren gibt es, ebenfalls beschränkt auf diesen vorderen Zellteil, neben jeder Cilie eine kleine Cortexerhebung mit einem Gerüst aus sechs halbkreisförmig angeordneten Mikrotubuli. In einem Artikel aus 1991 hat Maria Mulisch dieses Thema wieder aufgegriffen. Es wurde mittels Raster- und Durchstrahlungselektronenmikroskopie (REM und TEM) an

Abb. 10: Fibrilläre Struktur der Lorica.

a Querschnitt durch die Lorica-Wand, links ist die Innenfläche. Sie ist deutlich glatter aus die Außenschicht, in der man auch Einschlüsse (ev. Bakterien, kleine Algen) sieht. TEM, Maßbalken 0,5 µm.

b Gehäusehals von *Eufolliculina uhligi* im REM, Maßbalken 10 µm.

c Chitinfibrillen. REM, Maßbalken 1 µm (aus Mulisch und Hausmann, 1983).



Exemplaren mehrerer Arten nachgewiesen, dass die Cortexerhebungen und die zugehörigen Cilien ultrastrukturelle Verbünde bilden, die an Mechanorezeptoren bei Mehrzellern erinnern. Weiter wurde festgestellt, dass die ausdifferenzierte Zelle diese Strukturbesonderheit nur im vorderen, nach außen gewandten Bereich der Peristomflügel besitzt. Beim Schwärmer ist lediglich eine kleine Cortexzone direkt hinter den apikalen Membranellen in dieser Weise gestaltet. Durch gezieltes Setzen mechanischer Reize konnte bei ausdifferenzierten Zellen nachgewiesen werden, dass genau diese Zonen sensibel sind.

Wie in Abbildung 3 dokumentiert, überstrich der Schwärmer mit seinem apikalen Bereich beim Examinieren des Bauplatzes sehr intensiv die Unterlage. So wäre es nicht verwunderlich, wenn in dieser Zone Mechanorezeptoren säßen und die nachfolgende Signalverarbeitung der Zelle bekannt gäbe, ob sich die überprüfte Stelle zum Bau einer Lorica eignet.

Wechselnde Forschungsschwerpunkte

Waren eine Vielzahl Folliculinidenarten schon im 19. Jahrhundert beschrieben worden, so haben Arbeiten von Andrews, Dons, Fauré-Fremiet, Silén und Hadži in der ersten Hälfte des 20. Jahrhunderts die Familie intensiv beleuchtet (zu Literaturhinweisen siehe Hadži, 1951). Gottram Uhlig, der ab 1960 in der Biolo-

gischen Anstalt Helgoland arbeitete und durch Artikel und wissenschaftliche Filme über Folliculiniden das Wissen über diese Organismengruppe bedeutend erweitert hat, konnte einige Arten in Kultur nehmen und ermöglichte so eine systematische Untersuchung von Verhalten und Zellaufbau.

Die zellbiologische Ultradukturforschung insbesondere von Maria Mulisch und Klaus Hausmann mit Hilfe von Elektronenmikroskopen, deren intensivste Zeit von den späten 1960er Jahren bis zum Ende der 1980er Jahren reichte, hat vieles über Aufbau und Wirkungsweise von Organellen sowie Stoffkreisläufe ans Licht gebracht. Größere Wissenslücken bestehen allerdings nach wie vor in den Bereichen Ablaufsteuerung und Sensorik mit Reizleitung und -verarbeitung bei Einzellern.

Auch heutzutage werden noch bislang unbekannte Folliculinidenarten entdeckt. So wurde während einer Untersuchung im Fließgewässersystem zwischen Travertinen (Kalksinterbecken) in den Dinarischen Alpen Südkroatiens zur Dynamik der Ablagerung von Kalksinter und dessen Überwachsen mit pflanzlichem Aufwuchs und der Einwirkung dieser Veränderungen auf den Bestand an Ciliaten im Ökosystem eine neue Art der Gattung *Lagotia* beschrieben (Primc-Habdija und Matonićkin, 2004). Charakteristisch ist die Ausbildung einer (im Süßwasser nötigen) kontraktile Vakuole in der Mitte des linken Peristomflügels. Dies ist die erste Beschreibung einer *Lagotia*-Art außerhalb

der Meere. Übrigens wurde auch bei dieser Untersuchung die Sammelmethode eingesetzt, Objektträger in Rähmchen mehrere Wochen im Wasser zu deponieren.

In den letzten Jahren kommen Folliculiniden wieder mehr in den Fokus der Biowissenschaften, nämlich im Rahmen von Untersuchungen über die Zerstörung von Korallenbeständen, ausgelöst durch Neozoen- und Neophyten-Einschleppung mittels Ballastwasser der Containerschiffahrt, Umweltverschmutzung sowie der Veränderungen der Lebensumstände (z. B. Sauerstoffkonzentration) durch die globale Erwärmung. Es hat sich gezeigt, dass sich speziell die Gattung *Halofolliculina* stark auf mehreren Familien von Scleractinia (Steinkorallen) vermehrt und diese schädigt. Waren sie vor der Jahrtausendwende nur im Roten Meer und im Indopazifik als Korallenparasiten beschrieben worden, so werden sie neuerdings auch in der Karibik nachgewiesen. Es wird noch diskutiert, ob die Ciliaten neben Cyanobakterien, Bakterien und Pilzen direkte Schädiger der Korallen sind oder einfach die absterbenden Korallenkolonien überwachsen (Cróquer et al., 2006). Neuere Studien weisen stärker darauf hin, dass *Halofolliculina* eine aktive Rolle im Korallensterben spielen könnte (Rodríguez et al., 2009).

Nachwort

Ich habe über die Jahre an ganz verschiedenen Orten mit verschiedenen Gruppen Mikroskopierwochen verbracht, die alle sehr spannend und unterhaltsam waren. Fast alle Themen, die ich für geeignet hielt, sie für den MIKROKOSMOS auszuarbeiten, haben sich aus Beobachtungen entwickelt, die ich auf Hiddensee machen konnte, so auch dieses hier über die kleinen Wimperlinge in ihren Wohnröhren. An der Qualität der Objekte als solche konnte es nicht liegen, die protistischen Entdeckungen anderswo standen jenen auf der Insel im Prinzip nicht nach. Was war es dann? Ich denke, es war und ist die Ruhe, die man auf dieser Insel im Kreise der betont kleinen Gruppe zur intensiven Beobachtung hat.

Mein Dank geht an Prof. Dr. Klaus Hausmann, der diese nun schon seit Jahren durchgeführte Mikroskopierwoche möglich gemacht hat und an die Leiterin der Station, PD Dr. Irmgard Blindow, und ihrem Team, die uns seit 2006 jährlich Gastfreundschaft bieten.

Literaturhinweise

- Cróquer, A., Bastidas, C., Lipscomp, D. Rodríguez-Martínez, R. E., Jordan-Dahlgren, E., Guzman, H. M.: First report of folliculinid ciliates affecting Caribbean scleractinian corals. *Coral Reefs* 25, 187–191 (2006).
- Hadži, J.: Studien über Folliculiniden. *Academia Scientiarum et Atrium Slovenica, Classis IV: Historia Naturalis et Medicinia*, Ljubljana 1951.
- Mulisch, M.: Stomatogenesis during metamorphosis of *Eufolliculina ubligi* (Ciliophora, Heterotrichida). *Europ. J. Protistol.* 23, 56–65 (1987).
- Mulisch, M.: Ultrastructure and membrane topography of special ciliary organelles in the ciliate *Eufolliculina ubligi* (Protozoa). *Cell Tissue Res.* 265, 145–150 (1991).
- Mulisch, M.: Chitin in protistan organisms. Distribution, synthesis and deposition. *Europ. J. Protistol.* 29, 1–18 (1993).
- Mulisch, M., Barthlott, W., Hausmann, K.: Struktur und Ultrastruktur von *Eufolliculina* spec. Schwärmer und sessiles Stadium. *Protistologica* 17, 285–312 (1981).
- Mulisch, M., Hausmann, K., Prosi, F., Back, H., Walz, B.: Inorganic components in the organic lorica of the ciliate *Eufolliculina*. *Naturwiss.* 69, 448 (1982).
- Mulisch, M., Hausmann, K.: Lorica construction in *Eufolliculina* sp. (Ciliophora, Heterotrichida), *J. Protozool.* 30, 97–104 (1983).
- Mulisch, M., Hausmann, K.: Structure and ultrastructure of the oral apparatus of *Eufolliculina ubligi* Mulisch and Patterson 1983. *Protistologica* 20, 415–429 (1984).
- Mulisch, M., Hausmann, K.: Ciliary resorption and membrane retrieval during morphogenesis in the ciliate *Eufolliculina ubligi*. *J. Ultrastruct. Res.* 90, 145–162 (1985).
- Mulisch, M., Heep, T., Sturm, W., Borcharding, J.: Redescription of *Ascobius lentus*, a rare freshwater folliculinid (Ciliophora: Heterotrichida) from a pond in Germany. *Acta Protozool.* 37, 29–39 (1998).
- Mulisch, M., Herth, W., Zugenmaier, P., Hausmann, K.: Chitin fibrils in the lorica of the ciliate *Eufolliculina ubligi*: Ultrastructure, extracellular assembly and experimental inhibition. *Biol. Cell* 49, 169–178 (1983).
- Mulisch, M., Patterson, D. J.: *Eufolliculina ubligi* n. sp., a new member of Folliculinidae (Ciliophora) with some comments on the genus *Eufolliculina* Hadži 1951. *Protistologica* 19, 235–243 (1983).
- Primc-Habdija, B., Matoničkin, R.: A new freshwater folliculinid (Ciliophora) from the karstic region of Croatia. *Europ. J. Protistol.* 41, 37–43 (2004).
- Rodríguez, S., Cróquer, A., Guzmán, H. M., Bastidas, C.: A mechanism of transmission and factors affecting coral susceptibility to *Halofolliculina* sp. infection. *Coral Reefs* 28, 67–77 (2009).
- Uhlig, G.: Morphogenese der Folliculiniden (Ciliata). II. Gehäusebau und Reorganisation. Film C904/1966 des Instituts für den wissenschaftlichen Film, Göttingen (Begleitpublikation aus 1972).

Verfasser: Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel,
E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de,
Internet: www.protisten.de

Nachricht

19. Treffen der Mikroskopiker auf dem Wohldenberg



Abb. 1: Die Teilnehmer der Wohldenberg-Woche 2011 (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

Auch in diesem Jahr kamen in der zweiten Maiwoche 25 engagierte Hobby-Mikroskopiker zum 19. Mal zum Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg (Abb. 1), das wieder von Karl Brüggemann organisiert und durchgeführt wurde. Neben Teilnehmern aus dem gesamten Bundesgebiet waren auch Freunde aus Schweden, Schweiz, Holland und Österreich zu gemeinsamen mikroskopischen Aktivitäten und zum Erfahrungsaustausch gekommen (Abb. 2).

Im Hubertushaus der Jugendbildungsstätte Wohldenberg konnte der große Saal mit reichlich Platz und Licht für alle Arbeiten und Gerätschaften genutzt werden. Für einen angenehmen Aufenthalt gab es gemütliche Zimmer mit Dusche/WC. Eine immer wieder zu lobende Küche wartete mit abwechslungsreicher Verpflegung auf. Matthias Ernst von der Firma Olympus stellte dankenswerterweise wieder ein Videomikroskop für die Diskussion der Präparate zur Verfügung und hatte auch Gebrauchtteile im Gepäck, die großen Zuspruch fanden.

Wichtig waren unterschiedliche Beiträge der Teilnehmer, wodurch einer solchen Gemeinschaft/Hobbygruppe erst ein erweitertes Wissen zuteil wird. Deshalb nahm der persönliche Erfahrungsaustausch breiten Raum ein. Der Programmablauf bot eine reichhaltige Palette mikroskopischer Tätigkeiten mit dem Schwerpunkt Herstellung von botanischen, mineralogischen und vor allem histologischen Dauerpräparaten, zu denen viele Teilnehmer normalerweise kaum Zugang besitzen, vor allem zu menschlichem Gewebematerial.

Nach bewährtem Ablauf hatte Karl Brüggemann viele Mikrotomschnitte vorbereitet, die er in Küvetten mit Rotihistol entparaffinierte und über Alkoholstufen zu wässrigen, färbbaren Präparaten aufbereitete.

Diese wurden dann fachgerecht nach verschiedenen Arbeitsschritten zu Dauerpräparaten gefärbt und eingedeckt. Die angewandten Färbungen waren Astrablau/basisches Fuchsin/Pikrinsäure – Etzold neu – Kallichrom – Gomori – modifizierte AZAN – Häma-laun/Eosin und W3A, gefolgt von Differenzieren, Alkoholschritten, Rotihistol und Einbetten.



Abb. 2: Intensive Arbeit an den Geräten.



Abb. 3: Beim Probenziehen aus einem Fischteich.

Weitere Teilnehmer trugen mit ihren Beiträgen zum Gelingen der Veranstaltung bei. So stellte Jan Kros eine größere Anzahl von Gewebe-Handschnitten von vielen Pflanzen und Hölzern zur Verfügung, welche die Teilnehmer unterschiedlich einfärben konnten. Hans-Jürgen Koch demonstrierte eine W3A-Färbung, die ausgesprochen schön gefärbte Präparate von pflanzlichen Schnitten ergab. Im Bereich Mineralogie wurden wieder Dünnschliffe auf Glasplatten unter Verwendung von Schleifpulvern unterschiedlicher Körnung hergestellt. Adolf Lohr hatte einen Granit aus Flossenbürg/Oberpfalz als Plättchen (0,5 mm) auf einen Objektträger geklebt bereitgestellt, der nach Herunterschleifen auf circa 30 µm im polarisierten Licht ausgewertet wurde.

Herrmann Hochmeier hatte Sand von Hiddensee (in Araldit eingebettet) und einen Foraminiferenkalk (Karpaten, Slowakei) zum Schleifen mitgebracht. Eberhard Raap stellte Insektengliedmaßen, beispielsweise Spinnen- und Ameisenbeine, zum Einschluss bereit und referierte darüber hinaus über eine modifizierte Färbung von Desmidiaceen. Nach Färbung von Exemplaren der Art *Micrasterias denticulata* mit Alizarinviridin erfolgte eine Gegenfärbung mit Chrysoidin, wodurch der ursprünglich blaugrüne Farbton in ein angenehmes Grün verschoben wurde. Vorträge mit Beamer-Unterstützung lockerten das präparative Arbeiten auf. Richard Jähner hielt einen Vortrag über kriminalistische Ermittlungen unter Mithilfe von stummen Helfern, wobei Stereolupen sehr dienlich sind. Helfer sind hier Schmeißfliegen beziehungsweise deren Maden, die abhängig von ihrem jeweiligen Larvenstadium unter anderem über den Todeszeitraum eine Aussage ermöglichen. Erwin



Abb. 4: Sachkundige Erläuterungen bei der PTB im Bereich Zeitmessung und Laserradiometrie

Heiser schließlich referierte über das Verhalten von wässrigen Tensidlösungen im polarisierten Licht. Bodo Spreu, mit seiner Frau als Wattführer in Büsum tätig, führte in das Leben der Robben an und in der Nordsee mit vielen eindrucksvollen Bildern ein. Die Wanderung um das Derneburger Schloss (Lavesweg) führte wieder zu Fischteichen, wo Wasserproben zur späteren Auswertung gezogen wurden (Abb. 3). Zudem diente dieser Ausflug auch zur Entlüftung der Lungen von Rotihistol, Xylol und Isopropanol!

Die diesjährige Exkursion führte nach Braunschweig zur Physikalisch-Technischen Bundesanstalt (PTB). Die PTB besteht aus neun wissenschaftlichen Fachabteilungen mit 60 Fachbereichen mit vielerlei Aufgaben. Diese reichen von der Bewahrung und Weitergabe der gesetzlichen Vorgaben des Internationalen Einheitensystems (= SI, von frz. système international d'unités), Kalibrierdiensten, Metrologie, Mess- und Lasertechnik bis hin zu Grundlagenforschung. Es besteht enge Zusammenarbeit mit Universitäten, anderen Forschungseinrichtungen und der Industrie. Die PTB gehört zum Geschäftsbereich des Bundeswirtschaftsministeriums und ist unter anderem mit der Verbreitung der gesetzlichen Zeit beauftragt. Sie betreibt dafür zwei Cäsium-Atomuhren. Nach Einführung in die vielfältigen Aufgaben der Einrichtung wurde unter sachkundiger Führung der Bereich Zeitmessung (Atomuhren) und Laserradiometrie besucht (Abb. 4). Letzterer ist ein stark zunehmender Sektor zuständig für Entwicklung, Eichung und Kontrolle der Lasertechnik, eingesetzt in Medizin und Technik. Leider war nach sieben Tagen diese abwechslungsreiche Zeit vorbei. In der Abschlussansprache mit Rückblick auf die vielen durchgeführten Treffen äußerte Karl Brüggemann den Wunsch und die Hoffnung, sein so erfolgreiches Arbeiten für die Mikroskopie im kommenden Jahr mit dem 20. Treffen krönen zu können, wenn die Gesundheit es möglich macht! Mit großem Beifall wurde ihm gedankt, und alle Teilnehmer hoffen, dass es ein weiteres Treffen auf dem Wohlbergen geben wird. Udo Lentz, Eschborn

Makrofotografie ausgewählter Weichtiere aus heimischen Gewässern

Robert Sturm

Manche Vertreter der hierzulande beheimateten aquatischen Mollusken wie etwa die Teichmuschel, Flussperlmuschel oder Spitzschlamm Schnecke können ob ihrer teils beträchtlichen Größe mit freiem Auge erkannt und studiert werden. Die meisten Molluskenarten aus stehenden und fließenden Gewässern erreichen jedoch nur wenige Millimeter Größe und bleiben für den Beobachter meist unentdeckt, wodurch auf den ersten Blick sehr häufig der Eindruck einer an Weichtierspezies verarmten Tiergesellschaft entsteht. Erst mit Hilfe der Lupe oder des Stereomikroskops gelingt es, in die faszinierende Welt dieser Kleinlebewesen vorzudringen. Im vorliegenden Beitrag sollen ausgewählte Exemplare häufig anzutreffender Schnecken und Muscheln zur Darstellung gelangen.

Die Gewässer Mitteleuropas werden nach gegenwärtigem Kenntnisstand von etwa 60 Weichtierarten besiedelt, wobei sich die Anzahl der aquatischen Schnecken und Muscheln in etwa die Waage hält. Eine Vielzahl an Bestimmungsschlüsseln (z.B. Glöer und Meier-Brook, 2003; Fechter und Falkner, 1990) ermöglicht es heutzutage auch dem Hobbyforscher, mit geringfügigem Aufwand am spannenden Fach der Malakologie teilzuhaben und sichere Artendeterminationen vorzunehmen. Für die Erforschung heimischer Teiche, Seen und Bäche hinsichtlich ihrer Molluskenfauna sind in der Regel nur wenige Utensilien wie ein feinmaschiges Sieb zum Abstreifen von Wasserpflanzen und Beprobieren von Sedimenten, eine Federpinzette zum Aussortieren der Schnecken und Muscheln sowie kleine Gefäße (z.B. alte Film Dosen) zu deren Aufbewahrung notwendig. Dabei ist jedoch immer zu bedenken, dass zahlreiche Weichtierarten durch den stetigen Rückgang natürlicher Biotope bereits vom Aussterben bedroht sind und demzufolge auf die Rote Liste gesetzt wurden (Frank und Reischütz, 1994; Glöer und Meier-Brook, 2003), weshalb gegenwärtige malakologische Untersuchungen vor allem ihrem Fortbestand dienen sollen.

Ökologie wasserlebender Weichtiere

Als besonders interessant gilt die Ökologie der aquatischen Weichtiere, stellen doch etliche Arten hochspezifische Ansprüche an das von ihnen besiedelte Habitat. Manche dieser Spezialisten wie etwa die Österreichische Quellschnecke (*Bithynella austriaca*) sind beispielsweise ausschließlich in Gewässern mit geringen Temperaturschwankungen anzutreffen – sie werden aus diesem Grund auch als stenotherm bezeichnet –, während andere wie etwa die Gemeine Tellerschnecke (*Planorbis planorbis*) auf pflanzenreiche Biotope mit hohem Nährstoffgehalt beschränkt bleiben. Diese zum Teil hochspezialisierte Ökologie führte in der Vergangenheit dazu, einzelne Weichtierarten für die Bestimmung der Gewässergüte und die Bemessung des Biotoperhaltungsgrades insgesamt heranzuziehen – eine Methode freilich, welche aufgrund der Nichtberücksichtigung zahlreicher Parameter kaum mehr auf uneingeschränkte Zustimmung stößt. Neben den Spezialisten gibt es noch die so genannten Generalisten, die wesentlich geringere ökologische Ansprüche an ihr Habitat stellen und dadurch imstande sind, Schwankungen einzelner Umweltparameter (z.B. Wassertemperatur, Wasserhärte, Dichte

der Vegetation) leichter zu tolerieren. Diese Arten, zu welchen unter anderem zahlreiche Erbsenmuscheln (Gattung *Pisidium*) sowie manche Schlamm-schnecken (Gattung *Radix*) hinzuzuzählen sind, gelten als maßgeblich für die Eroberung neuer Habitate wie etwa des alpinen Gebirgsraumes (Sturm, 2007) und tragen demzufolge jene für die Artenverbreitung so wichtige Funktion von Pionierspezies. Ein typisches Teichhabitat, wie es die Abbildung 1 schematisch darzustellen versucht, wird sowohl von Spezialisten als auch von Generalisten besiedelt.

Fortpflanzung heimischer Gewässermollusken

Eine der Ökologie an Spannung um nichts nachstehende Problematik betrifft die Fortpflanzung und Entwicklung aquatischer Weichtiere, welche auf höchst unterschiedliche Art und Weise erfolgen kann. Hier gibt es zum einen vivipare (= lebend gebärende) Arten, unter ihnen zum Beispiel die Sumpfdickelschnecke (Gattung *Viviparus*) oder die bereits genannten Erbsenmuscheln der Gattung *Pisidium*, während Reproduktion und Entwicklung anderer Spezies über Eiablage (ovipar) und die Einschaltung spezifischer Larvenstadien erfolgen. Bei Großmuscheln (Gattungen *Anodonta*, *Margaritifera*, *Unio*) sind es die zweiklappigen, einer Bivalve bereits stark ähnelnden Glochi-

dium-Larven, die als Zwischenstadium zwischen Ei- und Juvenilphase agieren (Glöer und Meier-Brook, 2003). Ihren Fortbestand sichern sich diese Larven, indem sie als Parasiten an Fischen auftreten, wo sie die mit Nährstoffen durchströmte Kiemenregion in mitunter hoher Anzahl besiedeln. Die Familie der Schlamm-schnecken (Lymnaeidae) sowie die Dreikantmuschel (Gattung *Dreissena*) zeichnen sich durch zwei voneinander unterscheidbare Larvenstadien, Trochophora und Veliger genannt, aus.

Wie uns ein bereits früher im MIKROKOSMOS veröffentlichter Artikel von Armin Maidhof (2008) sehr deutlich vor Augen führt, gelten die beiden Larvenstadien bei den Schlamm-schnecken keinesfalls als frei lebend, sondern stellen einen essentiellen Bestandteil jener im Ei verlaufenden Ontogenese dar, wodurch letztendlich ein voll ausdifferenziertes Jungtier aus dem Ei schlüpft.

Etwas anders verhält es sich mit der Dreikantmuschel, bei welcher lediglich das Trochophora-Stadium als Bestandteil der embryonalen Entwicklungsphase anzusehen ist, wohingegen das Veliger-Stadium bereits frei lebt und seiner planktonischen Lebensweise nachgehen kann. Benannt ist dieses Larvalstadium nach dem so genannten Velum, einem als Auftriebseinrichtung dienenden Segel, das mit zur Nahrungsaufnahme dienenden Cilien besetzt ist. Kurz vor ihrem Übergang in das Juvenilstadium resor-

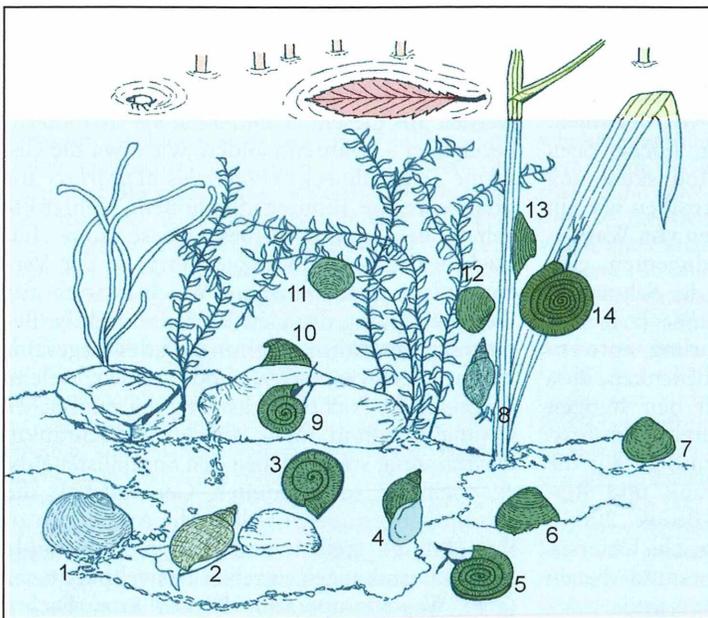


Abb. 1: Wichtige Vertreter von Weichtieren in heimischen Gewässern:

- 1 *Musculium lacustre*,
- 2 *Radix labiata*,
- 3 *Planorbium corneum*,
- 4 *Radix balthica*,
- 5 *Anisus leucostoma*,
- 6 *Pisidium casertanum*,
- 7 *Pisidium obtusale*,
- 8 *Lymnaea stagnalis*,
- 9 *Anisus spirorbis*,
- 10 *Ancylus fluviatilis*,
- 11 *Pisidium nitidum*,
- 12 *Pisidium subtruncatum*,
- 13 *Acroloxus lacustris*,
- 14 *Bathypthalus contortus*.

biert die Larve das Velum und wechselt zur sessilen Lebensweise auf dem Gewässergrund über.

Mikrofotografie aquatischer Weichtiere

Sturm (2008, 2009) hat bereits in früheren Ausgaben des MIKROKOSMOS ausführlich über die Anfertigung geeigneter Mikrofotografien von fossilen und rezenten Weichtiergehäusen berichtet, wobei der Aspekt der stereografischen Darstellung besondere Hervorhebung fand. Jene im vorliegenden Beitrag gezeigten Gehäuse von aquatischen Schnecken und Muscheln erreichen im Schnitt eine Größe von einigen Millimetern, wodurch die entsprechende Fotografie über ein Stereomikroskop zu erfolgen hat. Im speziellen Fall wurde ein Wild-Gerät mit eigenem Tubus für die Kamera verwendet. Zur exakten Ausrichtung und Fixierung der Gehäuse auf der Unterlage dienten feine Plastilinkügelchen.

Von den größeren Arten wurden neben den Gehäusefotografien noch zusätzlich solche der Lebewtiere in künstlicher Umgebung (Aquarium) angefertigt, um ein vollständiges Bild über Morphologie und Gestalt der einzelnen Organismen zu zeichnen. Die fotografischen Aufnahmen wurden in diesem Fall mit Hilfe einer Spiegelreflexkamera, an deren Makroobjektive noch zusätzlich eine Vergrößerungslinse angebracht war, durchgeführt. Sofern das Tageslicht nicht für die Beleuchtung ausreichte, kam es durch entsprechende Installation externer Lichtquellen noch zu einer zusätzlichen künstlichen Helligkeitszufuhr.

Fotografien der Weichtiergehäuse

Ausgewählte Gehäusefotografien sind in den Abbildungen 2 und 3 dargestellt, wobei der Maßstab (1 cm) einen Eindruck von ihrer Größe geben soll. Im Falle der aquatischen

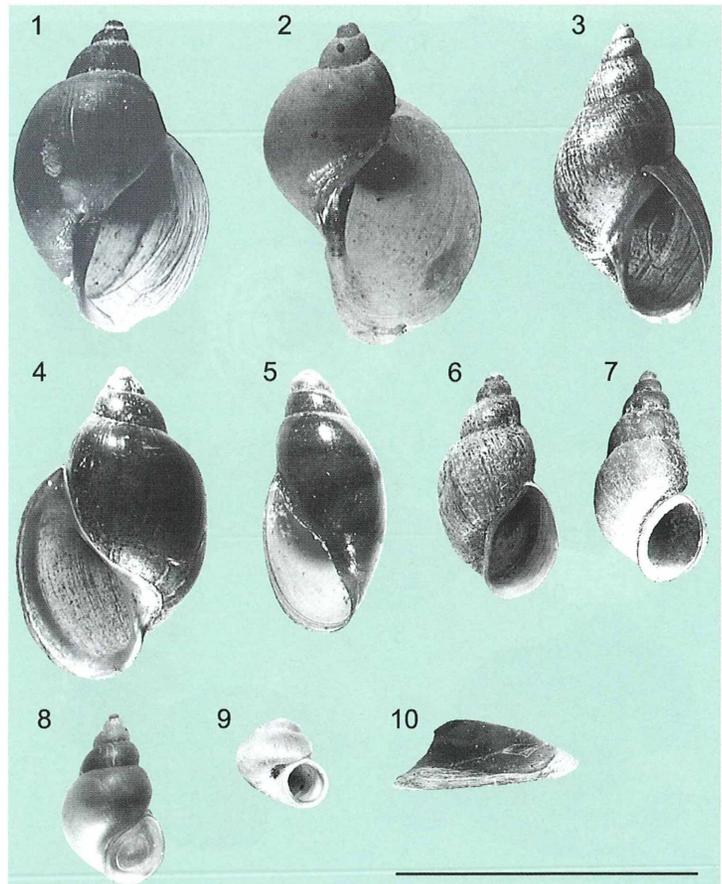


Abb. 2: Gehäuse verschiedener heimischer Süßwassergastropoden:

- 1 *Radix labiata*,
 - 2 *Radix balthica*,
 - 3 *Stagnicola corvus*,
 - 4 *Physella heterostropha*,
 - 5 *Physa fontinalis*,
 - 6 *Galba truncatula*,
 - 7 *Potamopyrgus antipodarum*,
 - 8 *Bithynia tentaculata*,
 - 9 *Valvata piscinalis*,
 - 10 *Acroloxus lacustris*.
- Maßstrich 1 cm.

Schnecken ist vor allem auf die bereits erwähnten Lymnaeidae (Arten *Radix labiata* und *R. balthica*) ob ihrer weiten Verbreitung und ihres teils massenhaften Auftretens hinzuweisen, deren Gehäuse sich durch vier bis fünf langsam beziehungsweise bauchig anwachsende Windungen auszeichnen.

Weitere Vertreter der Schlamm- und Sumpfschnecken sind die Gemeine Sumpfschnecke (*Stagnicola palustris*), welche hinsichtlich ihrer Verbreitung deutlich hinter *Radix* zurücktritt, und die Kleine Sumpfschnecke (*Galba truncatula*), deren Wert als Pionierspezies durch ihre amphibische Lebensweise noch eine zusätzliche Steigerung erfährt.

Innerhalb der Familie der Blasenschnecken (Physidae) sind es vor allem die Quellenblasenschnecke (*Physa fontinalis*) sowie die Verschiedengewundene Blasenschnecke (*Physella heterostropha*), deren linksgewundenes Gehäuse eine sehr einfache Unterscheidung von den übrigen Schneckenarten zulässt.

Eine Besonderheit stellt die zur Familie der Schnauzenschnecken (Bithyniidae) zählende Neuseeländische Zwergdeckelschnecke (*Potamopyrgus antipodarum*) dar; galt diese Schneckenart doch ursprünglich nicht als heimisch, sondern wurde im Jahre 1899 aus Neuseeland eingeschleppt. Heute erfreut sie sich einer zum Teil lebhaften Verbreitung, so dass die Eroberung der alpinen Regionen nur noch eine Frage der Zeit ist. Als auffälligstes Merkmal ihres Gehäuses gilt der geschlossene Rand der Mündung, der – ganz ihrem Namen entsprechend – den Verschluss der Schale mit einem hornigen Deckel und damit das Überdauern von Trockenperioden ermöglicht.

Diese Eigenschaft lässt sich auch bei der Gemeinen Schnauzenschnecke (*Bithynia tentaculata*) und der Gemeinen Federkiemenschnecke (*Valvata piscinalis*) beobachten, welche beide als bevorzugte Bewohner der Voralpenseen anzusprechen sind. Hinsichtlich ihrer Gehäuseform weicht die Teichnapfschnecke (*Acroloxus*

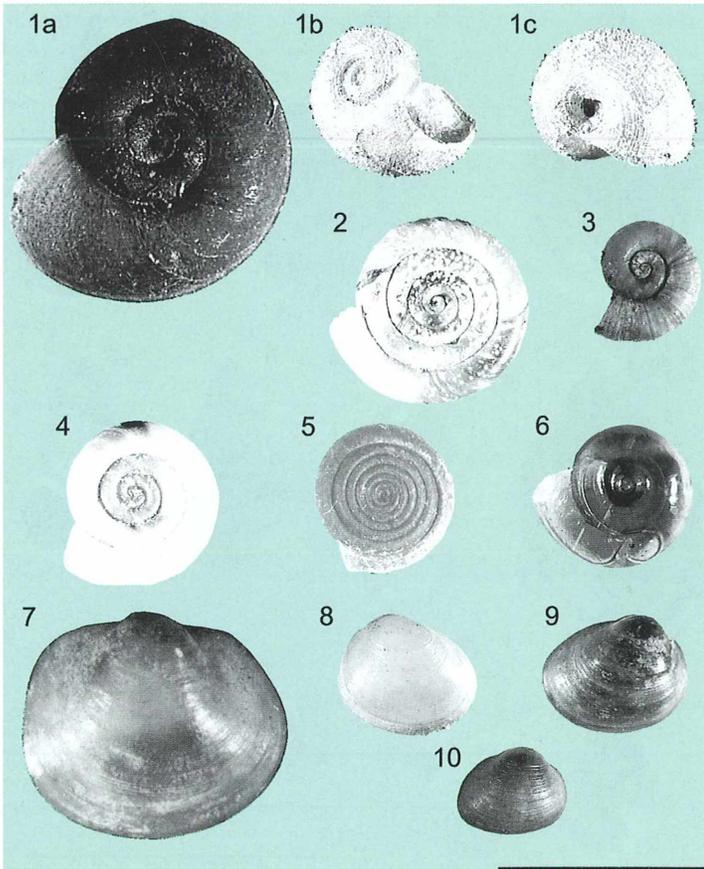


Abb. 3: Gehäuse heimischer Schnecken und Muscheln:
 1 *Planorbarius corneus* (a: adult; b, c: juvenil),
 2 *Anisus leucostoma*,
 3 *Gyraulus alba*,
 4 *Anisus spirorbis*,
 5 *Bathyomphalus contortus*,
 6 *Segmentina nitida*,
 7 *Musculium lacustre*,
 8 *Pisidium casertanum*,
 9 *Pisidium subtruncatum*,
 10 *Pisidium obtusale*.
 Maßstrich 1 cm.

lacustris) sehr deutlich von den vorher genannten Gastropodenarten ab, zeigt sie doch keine typisch gewundene, sondern eine napfförmige Schale, die ihr das Festheften an Stängeln und Blättern erleichtert.

Bei den Schnecken mit tellerförmigem Gehäuse, welche in der Familie der Planorbidae zusammengefasst sind, ist zunächst auf die Posthornschnecke (*Planorbarius corneus*) hinzuweisen. Diese repräsentiert mit einem Durchmesser von bis zu 2,5 Zentimeter den weitaus größten Vertreter der Familie und verfügt über interessante, mit dicht behaarten Schalen ausgestattete Juvenilstadien. Die Tellerschnecke (Gattung *Anisus*) mit ihren beiden in Mitteleuropa weit verbreiteten Arten *Anisus spirorbis* (Gelippte Tellerschnecke) und *Anisus leucostoma* (Weißmündige Tellerschnecke) darf mit gutem Recht als Spezialist bezeichnet werden, bleibt sie doch in der Regel auf kleine stehende Gewässer beschränkt. Diese Einschränkung gilt

freilich nicht für das Weiße Posthörnchen (*Gyraulus albus*), das über eine sehr dünne, zerbrechliche Schale verfügt, und die Riementellerschnecke (*Bathyomphalus contortus*). Beide Spezies können sowohl in stehenden als auch in langsam fließenden Gewässern angetroffen werden, wobei ihre Populationsdichte mit dem Maß an vorhandener submerser Vegetation deutlich ansteigt.

Die zuletzt zu nennende Glänzende Tellerschnecke (*Segmentina nitida*) besitzt ein durchscheinendes Gehäuse mit stark glänzender Oberfläche und vier rasch zunehmenden Umgängen. In Bezug auf ihre Ökologie sind bei dieser Art ähnliche Habitatansprüche wie bei den beiden zuvor genannten Spezies zu registrieren.

Die hier vorgestellten Muscheln sind allesamt der Familie der Kugelmuscheln (Sphaeriidae) zuzuordnen, wobei die Häubchenmuschel (*Musculium lacustre*) immerhin einen Durch-

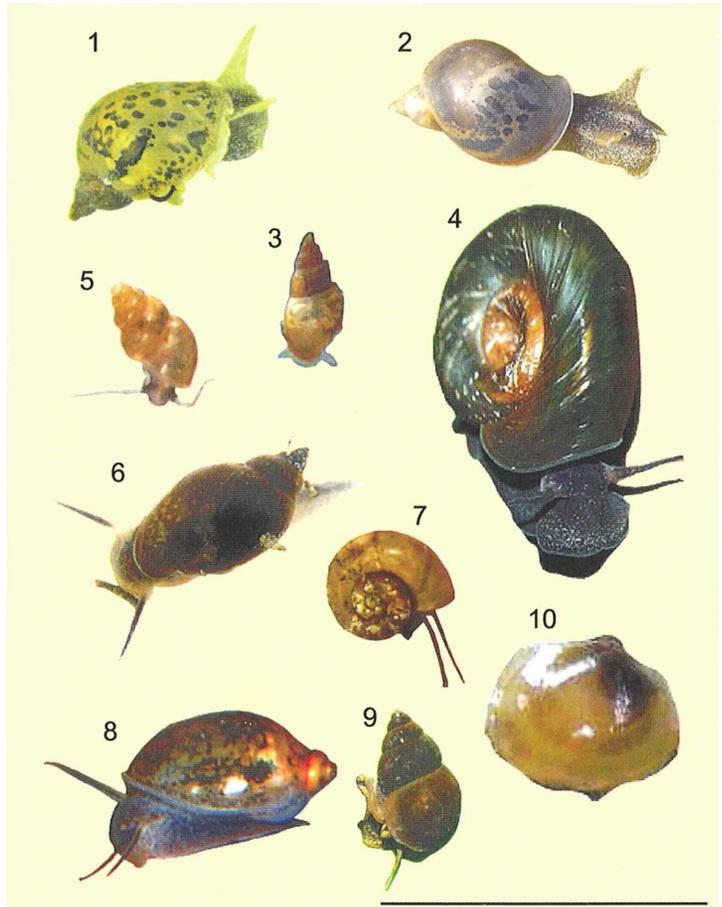


Abb. 4: Lebendfotos von verschiedenen heimischen Weichtieren:

- 1 *Radix labiata*,
 - 2 *Radix balthica*,
 - 3 *Galba truncatula*,
 - 4 *Planorbarius corneus*,
 - 5 *Potamopyrgus antipodarum*,
 - 6 *Physella heterostropha*,
 - 7 *Gyraulus alba*,
 - 8 *Physa fontinalis*,
 - 9 *Bithynia tentaculata*,
 - 10 *Musculium lacustre*.
- Maßstrich 1 cm.

messer von bis zu einem Zentimeter erreichen kann. Die Spezies ist hauptsächlich an pflanzenreiche Kleingewässer gebunden, was ihr kaum ein Auftreten in höheren geographischen Regionen ermöglicht. Dies gilt nicht für die Gemeine Erbsenmuschel (*Pisidium casertanum*), die Schiefe Erbsenmuschel (*Pisidium subtruncatum*) und die Stumpfe Erbsenmuschel (*Pisidium obtusale*), welche aufgrund ihrer Genügsamkeit gegenüber zahlreichen ökologischen Parametern bereits bis in den hochalpinen Bereich vorzustoßen vermochten.

Fotografien der Lebewtiere

Wie den Fotografien 1 und 2 der Abbildung 4 zu entnehmen ist, zeigen die Gehäuse der Eiförmigen Schlammuschnecke (*Radix balthica*) und der Gemeinen Schlammuschnecke (*Radix labiata*) dunkle Pigmentierungen auf hellem Grund. Die Tiere selbst zeichnen sich durch einen hell gefärbten Fuß und eine feine Punktpigmentierung der Kopfoberseite aus. Als charakteristisch für alle Schlammuschnecken gelten die langen dreieckigen Fühler. Diese treten auch bei der Kleinen Sumpfschnecke (Abb. 4/3) sehr deutlich ins Auge, bestechen hier jedoch zusätzlich durch ihre weiße, nahezu durchsichtige Färbung. Die Posthornschnecke (Abb. 4/4) ist rot bis dunkelbraun gefärbt, verfügt über einen relativ kurzen und schmalen Fuß sowie über lange und dünne Fühler. Als besonders interessant ist das Erscheinungsbild der Neuseeländischen Zwergdeckelschnecke (Abb. 4/5) zu bewerten, weist diese doch einen schnauzenartigen braunen Kopf, einen wesentlich heller gefärbten Fuß und ebenfalls fadenförmige Fühler auf. Die Verschiedengewundene Blasenschnecke (Abb. 4/6) und die Quellblasenschnecke (Abb. 4/8) zählen zu den so genannten Basomatophora, das heißt ihre Augen sitzen im Gegensatz zu den meisten anderen Schnecken an der Basis der langen Fühler. Der Fuß dieser Tiere ist relativ schmal und läuft in typischer Art und Weise spitz nach hinten aus. Das Weiße Posthörnchen (Abb. 4/7) ähnelt in seiner Morphologie sehr stark der Posthornschnecke, erreicht jedoch nur etwa ein Viertel ihrer Größe. Die Gemeine Schnauzenschnecke (Abb. 4/9) gilt als morphologische Besonderheit, da sie über einen breiten, vorne abgestutzten Fuß verfügt, auf dem ein rüsselartig vorstreckbarer Kopf sitzt. Die Fühler des Tieres sind fadenförmig und lassen

in der Regel an der Basis eine deutliche Verdickung erkennen. Lebendfotografien von Muscheln gelten aufgrund der zumeist verschlossenen Klappen als eher unspektakulär, wie das Beispiel der Häubchenmuschel recht klar belegt (Abb. 4/10).

Resümee

Wie sich aus der vorliegenden Studie schlussfolgern lässt, verfügt die heimische Weichtierfauna der stehenden und fließenden Gewässer über ein Reichum an Arten, welches zumeist erst auf dem zweiten Blick, sprich unter Zuhilfenahme einer Lupe oder eines Stereomikroskops, zu erkennen ist. Die Erweiterung oder Verkleinerung dieses Formenspektrums wird wie bei kaum einer anderen Organismengruppe von externen ökologischen Faktoren und somit insbesondere auch vom Menschen selbst kontrolliert. So wenig sich die meisten im Süßwasser beheimateten Mollusken für private Studien oder pädagogische Zwecke eignen mögen, so wichtig sind sie gerade dann, wenn es etwa um die Frage einer eventuellen Renaturierung stark verbauter Gewässerabschnitte oder um die Schutzwürdigkeit bestimmter Biotope geht.

Literaturhinweise

- Fechter, R., Falkner, G.: Steinbachs Naturführer, Weichtiere. Mosaik, München 1990.
- Frank, C., Reischütz, P. L.: Rote Liste gefährdeter Weichtiere Österreichs (Mollusca: Gastropoda und Bivalvia). In: Gepp, J. (Hrsg.): Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs, S. 283–316. Styria Median-service, Graz 1994.
- Glöer, P., Meier-Brook, C.: Süßwassermollusken. Deutscher Jugendbund für Naturbeobachtungen, Hamburg 2003.
- Maidhof, A.: Vom Ei zum Organismus – Beobachtungen zur Embryonalentwicklung der Großen Schlammuschnecke (*Lymnaea stagnalis*). Mikrokosmos 92, 193–198 (2003).
- Sturm, R.: Freshwater molluscs in mountain lakes of the Eastern Alps (Austria): relationship between environmental variables and lake colonization. J. Limnol. 66, 160–169 (2007).
- Sturm, R.: Faszination Stereomikrofotografie von fossilen und rezenten Weichtiergehäusen. Mikrokosmos 97, 75–78 (2008).
- Sturm, R.: Mikrofotografie der Gehäuse fossiler Gastropoden aus der Paratethys. Mikrokosmos 98, 331–335 (2009).

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm,
Brunnleitenweg 41, A-5061 Elsbethen, Österreich,
E-Mail: sturm_rob@hotmail.com

Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt.

Teil 2: Optimierung und Größenvergleich

Werner Nachtigall

In der vorangehenden Arbeit (Nachtigall, 2011) wurden die Gleitflug-Eigenschaften dieser Diasporen mitgeteilt. Bei einem Höhenverlust von 1 m gleiten sie im Mittel „nur“ 3,33 m weit (Gleitzahl $\epsilon = 3,33$) und unter einem relativ großen Gleitwinkel von $\beta = 16,7^\circ$ zu Boden. Das ist nicht sehr gut; eine Haustaube etwa ist mit $\epsilon = 9$ und $\beta = 6,3$ schon dreimal besser. Trotzdem gelten sie als die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Wie löst sich dieser Widerspruch auf? Und können Messungen an unterschiedlich großen Diasporen und an Modellen etwas zur Lösung beitragen?

Die insbesondere in den Regenwäldern der Sunda-Inseln lebende, an den Baumstämmen weit hinauf kletternde Vertreterin der Kürbisgewächse entlässt aus den etwa 30 m hoch hängenden, mehr als kopfgroßen Früchten Dutzende unterschiedlich großer, schön geflügelter Samen, die sich dann als silbrig glänzende Wolke schmetterlingsähnlicher Gebilde auf den Weg nach unten machen. Wiederholt sei hier, welchen Eindruck ein früher Beschreiber (Haberlandt, 1892) von diesem Naturschauspiel hatte. Nach seinen Notizen gehören diese Samen zu dem *Schönsten und Vollkommensten, was es auf diesem Gebiete gibt*. Was ihre Form und Zartheit anbelangt ist das wohl so (Nachtigall, 2011). Sind sie aber auch nach physikalischen Kriterien als Gleitflieger vollkommen?

Oben wurde die dreimal besser gleitende Haustaube zum Vergleich angeführt. Eine Einordnung ist aber nur dann möglich, wenn das gesamte Spektrum unterschiedlich guter Gleiter betrachtet wird. Dieses zeigt die Abbildung 1. Die *Alsomitra*-Diasporen ordnen sich hier weit oben, also im Bereich eher ungünstiger Kenngrößen ein. Im Vergleich mit den besten Tieren (Albatrosse: 7-mal besser) und erst recht Flugzeugen (beste Segelflugzeuge: 18-mal besser) sind diese besten pflanzlichen Gleiter wahre Waisenknaben. Sind sie also im Vergleich schlechter konstruiert?

Es wird zu zeigen sein, dass der Grund für ihre nach physikalischen Gesichtspunkten mäßigen

Gleitkenngrößen schlicht darin liegt, dass sie so klein sind (mittlere Flügeltiefe $t_{med} \approx 5$ cm) und so langsam gleiten (Gleitgeschwindigkeit $v_{gleit} \approx 1$ m s⁻¹). Sie bewegen sich in einem gleittechnisch ganz schwierigen physikalischen Bereich, viel schwieriger als die Regionen, in denen die größeren und rascheren Vögel und erst recht Flugzeuge fliegen. Zieht man das in Betracht,

	ϵ	β (°)	$Re_{t,max}$
Austarierter Bierdeckel	1	45	2·10 ⁴
einfache Papierschwalbe	2	26,6	5,3·10 ⁴
Alsomitra - Diaspore	3,3	16,7	3·10⁴
Balsaholz-Flugmodell	6	9,5	10 ⁴
Eissturmvogel	8	7,1	1,6·10 ⁵
Haustaube	9	6,3	6·10 ⁴
Bussarde, Adler	10–15	5,7–3,8	2,5·10 ⁵
Verkehrsflugzeuge	16–18	3,6–3,2	4·10 ⁷
Rabengeier	23	2,5	5·10 ⁵
Albatrosse	24	2,3	7·10 ⁵
gute Segelflugzeuge	35	1,6	2·10 ⁶
beste Segelflugzeuge	50	1,2	3·10 ⁶

Abb. 1: Beispiele für Gleitzahlen ϵ , Gleitwinkel β und Reynoldszahlen Re biologischer und technischer Gebilde. Die Gleitzahl ϵ entspricht der Strecke in km, die ein Gleitflieger aus einer Höhe von 1 km über Grund bis zur Grundberührung gleiten kann. Der Gleitwinkel β ist der dabei eingestellte Winkel zwischen Gleitbahn und Horizontaler. Die Reynoldszahl Re ist im Text erläutert. (Teile aus Nachtigall, 1985.)

findet man letztlich, dass sie ganz ausgezeichnet konstruiert sind. Versuchen wir, uns diesem Problem einmal zu nähern.

Reynoldszahl-Effekte

In der dritten Spalte von Abbildung 1 sind die zugehörigen mittleren Reynoldszahlen Re eingetragen. Man sieht, dass diese von oben nach unten – mit Schwankungen – stark ansteigen. Liegt darin vielleicht des Rätsels Lösung? Kleine Re – schlechter Gleiter, große Re – guter Gleiter?

In der vorhergehenden Arbeit wurde die Re -Zahl definiert als $Re = v \cdot l/\nu$ (v Relativgeschwindigkeit in $m\ s^{-1}$, l charakteristische Länge in m , ν kinematische Zähigkeit der Luft, bei $20\ ^\circ C$ gleich $1,51 \cdot 10^{-5}\ m^2\ s^{-1}$). Den v -Wert können wir an dieser Stelle vergessen. Er dient eigentlich nur dazu, diese Kennzahl dimensionslos zu machen. Als charakteristische Länge hatten wir die mittlere Flügeltiefe eingesetzt, als Geschwindigkeit die Gleitgeschwindigkeit. Somit kann man vermuten: Kleine Länge, kleine Geschwindigkeit \rightarrow schlechter Gleiter; große Länge, große Geschwindigkeit \rightarrow guter Gleiter.

Im Vergleich mit Abbildung 1b der vorhergehenden Arbeit und den zugehörigen Ableitungen kann man schließlich sagen: Kleiner Auftrieb F_A und hoher Widerstand F_W (das heißt kleine Gleitzahl ϵ und großer Gleitwinkel β) \rightarrow schlechter Gleiter; Großer Auftrieb F_A und geringer Widerstand F_W (das heißt große Gleitzahl ϵ und kleiner Gleitwinkel β) \rightarrow guter Gleiter.

Der springende Punkt ist nun der folgende. Betrachtet man einen beliebigen flachen Körper, der irgendwie Auftrieb erzeugen kann – einen Bierdeckel, einen Vogelflügel, einen Flugzeugflügel – bei mittleren Reynoldszahlen und geht dann zu geringeren, so sinkt der Auftriebsbeiwert und der Widerstandsbeiwert steigt. Die Gleitzahl wird kleiner (schlechter). Geht man dagegen zu höheren Reynoldszahlen, so steigt der Auftriebsbeiwert, und der Widerstandsbeiwert sinkt. Die Gleitzahl wird größer (besser). Das ist der Fall bei jedem beliebigen derartigen Körper. Die fluidmechanischen Bedingungen, die dafür sorgen, können wir hier nicht diskutieren. Ich habe sie für biologische Objekte 1977 dargestellt, 1998 im MIKROKOSMOS auch für kleinere und größere Schwimmer. Wir

halten hier also nur die Phänomene fest. Und da gibt es ein sehr überzeugendes Beispiel.

Im Jahre 1944 hat E. Feldmann an der Eidgenössischen Technischen Hochschule in Zürich das Gipsmodell einer Lachmöwe, *Larus ridibundus*, im Windkanal vermessen, und zwar bei unterschiedlichen Geschwindigkeiten, das heißt auch unterschiedlichen Reynoldszahlen. Die Ergebnisse sind in der Abbildung 2 dargestellt. Demnach gibt es einen eng umgrenzten Bereich (kritische Reynoldszahl um 10^5), in dem sich Auftriebsbeiwert c_A und Widerstandsbeiwert c_W (zur Definition siehe Einschaltbild) drastisch ändern. Darüber (überkritischer Bereich bei $Re = 10^6$) sind c_A groß und c_W klein. Darunter (unterkritischer Bereich bei $Re = 5 \cdot$

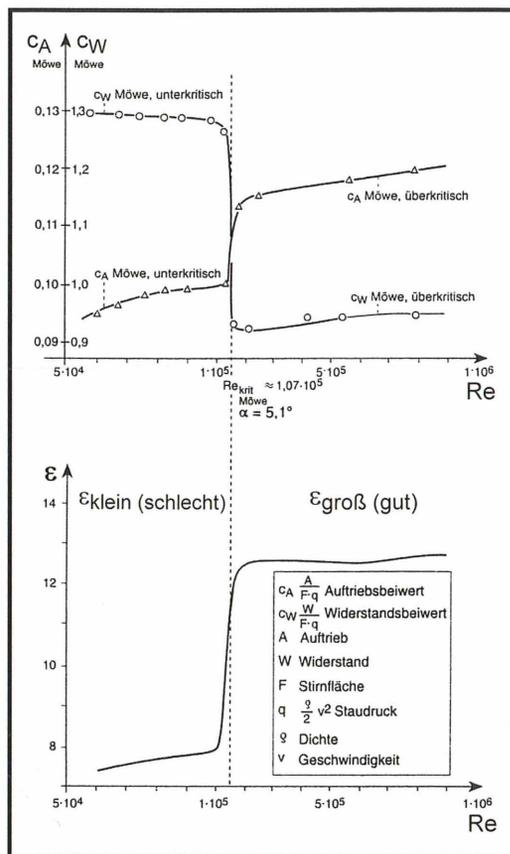


Abb. 2: a Abhängigkeit des Auftriebsbeiwerts c_A und des Widerstandsbeiwerts c_W von der Reynoldszahl Re . b Abhängigkeit der Gleitzahl $\epsilon = c_A / c_W$ von der Reynoldszahl Re bei einem Windkanalmodell einer Lachmöwe. Zur Erläuterung der Beiwerte siehe die Einschaltbezeichnungen (Basierend auf Feldmann, 1944; ϵ (Re) dazugezeichnet).

10^4) ist es umgekehrt. Im überkritischen Bereich fliegt die Möwe. Hier ist die Gleitzahl $\varepsilon = c_A/c_W = 1,2/0,095 = 12,6$ hoch (gut); der Vogel würde unter dem geringen (günstigen) Gleitwinkel $\beta = \arccot \varepsilon = 4,5^\circ$ gleiten. Im unterkritischen Bereich ist die Gleitzahl $\varepsilon = c_A/c_W = 0,95/0,13 = 7,3$ deutlich schlechter; der Vogel würde unter dem größeren (ungünstigeren) Gleitwinkel $\beta = 7,8^\circ$ gleiten müssen. Einen so langsamen Gleitflug schafft er aber gar nicht.

Bei noch geringeren Re-Zahlen wäre das Verhältnis noch schlechter. Und die *Alsomitra*-Diaspore gleitet unter der sehr geringen Reynoldszahl von $Re \approx 10^3$! Extrahiert man Feldmanns Messkurven bis dahin, so wäre die Gleitzahl der Vogels jetzt höchstens grob $\varepsilon \approx 5$ ($\beta \approx 11^\circ$), also nicht mehr weit von den *Alsomitra*-Werten entfernt. Würde man den Vogel in Gedanken bis zu diesen Werten kleiner und langsamer machen, so könnte er längst überhaupt nicht mehr fliegen. *Alsomitra* aber kann es noch elegant. Dafür nützt ihr auch ihr flacher, unprofiliertes und angenähert ungewölbter Flügel, konstruiert wie ein Fliegenflügel, der bei so kleinen Re-Zahlen besser ist als ein profilierter und gewölbter Vogel- oder Flugzeugflügel. Bau und Funktion passen also auch physikalisch zusammen.

Aufgrund dieser Gegebenheiten erreichen gerade große, schwere und rasch gleitende technische Flugkörper großer Streckung bei den dann großen Reynoldszahlen die größten Gleitzahlen und die kleinsten Gleitwinkel. Dreht man die Betrachtung um, so ergibt sich, dass die *Alsomitra*-Diasporen für ihre gezwungenermaßen gedrängte Formgestaltung (geringe Streckung) und die nolens volens kleinen Reynoldszahlen durchaus beachtlich gute Gleitwerte aufweisen.

Optimierung der Gleitzahl versus Optimierung der Sinkgeschwindigkeit

Die vorhergehende Arbeit hat die folgenden Frage aufgeworfen: Die *Alsomitra*-Samen werden seit Beginn ihrer Erforschung als Gleitflieger angesprochen. Trotzdem sollte einmal geprüft werden, ob sie wirklich auf Gleitflug optimiert sind. In diesem Fall sollten sie einen möglichst geringen Gleitwinkel β aufweisen und damit weitestmöglich über Grund kommen. Wenn sie aber auf Seitwind optimiert sind, sollten sie eine möglichst geringe Sinkgeschwindigkeit v_{sink} aufweisen, damit möglichst

lange Seitwinden ausgesetzt sein und nun aus diesem Grund weitestmöglich über Grund kommen.

Zwei Wege – Ein Ziel?

Wäre die *Alsomitra*-Diaspore von einem Ingenieur konstruiert worden, könnte man fragen: Welcher der beiden Wege entspricht seiner Konstruktionsabsicht?

Beginnen wir mit großen und schweren Vögeln großer Flächenbelastung (Pennycuik, 1972). Ein Fregattvogel mit 1,4 kg Masse und erst recht ein Albatros mit 10,3 kg Masse haben eine geringstmögliche (beste) Sinkgeschwindigkeit von einigen Metern pro Sekunde. Die Vögel gleiten bei großen Reynoldszahlen sehr rasch mit günstigen (großen) Gleitzahlen unter kleinen Gleitwinkeln, verlieren dabei aber auch rasch an Höhe. Sie sind klar „auf Erreichung großer Gleitweiten durch Gleitflug konstru-

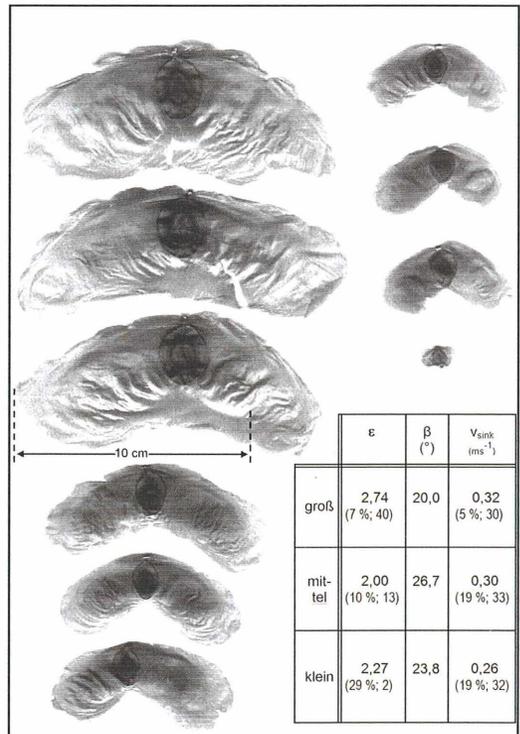


Abb. 3: Unterschiedlich große Diasporen, deren Gleitflug untersucht worden ist. Einschaltbild: Mittelwerte für die Gleitzahlen ε , Gleitwinkel β und Sinkgeschwindigkeiten v_{sink} der drei Größenklassen. Zur Statistik siehe den Text.

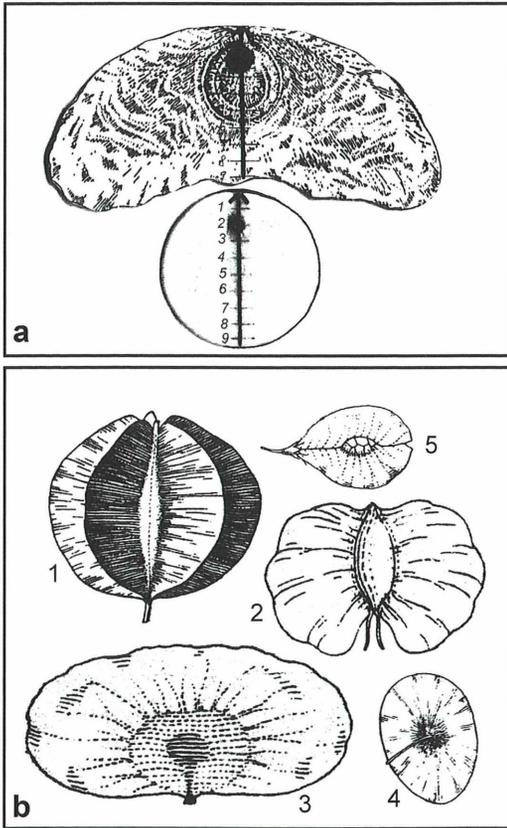


Abb. 4: Verwendete Modelle und Diasporen mit wenig gestreckter bis etwa kreisförmiger Grundfläche. **a** Styropor-Modelle von *Alsomitra* und Kreisscheibe. **b** Diasporen: 1 *Combretum lawsonianum*, 2 *Betula verrucosa*, 3 *Pithecoctenium echninatum*, 4 *Aspidosperma spec.*, 5 *Ulmus montana* (b nach Ulbrich 1928).

iert“. Mit Verfrachtungen durch Seitwinde haben sie nichts am Hut, müssen diese höchstens beim Landeanflug am Vogelfelsen ausgleichen. Einen raschen Geradeaus-Gleitflug können sie sich auch leisten, denn im Luftmeer können sie nirgendwo anstoßen.

Ganz anders die *Alsomitra*-Diasporen. Mit ihrer Masse im Zehntelgramm-Bereich und ihrer geringen Flächenbelastung haben sie eine geringstmögliche (beste) Sinkgeschwindigkeit von nur $0,3 \text{ m s}^{-1}$. Sie gleiten bei geringen Reynoldszahlen langsam mit ungünstigen (kleinen) Gleitzahlen und großen Gleitwinkeln, verlieren dabei aber auch nur langsam an Höhe. Somit erscheinen sie klar „auf Erreichung großer Gleitweiten durch Seitwind konstruiert“. Einen

Geradeaus-Gleitflug könnten sie sich in den Wipfeln des Regenwalds auch schon deshalb nicht leisten, weil sie im Allgemeinen spätestens alle paar Meter irgendwo anstoßen würden.

Vergleichen wir einmal. Im freien Luftraum kämen sie beim Geradeaus-Gleiten aus 30 m Höhe gerade 100 m weit und bräuchten dazu gerade auch 100 Sekunden. Im Regenwald haben sie aber keinen freien Luftraum. Da sie oft anstoßen und damit die Richtung wechseln müssten, würden sich Richtungen teilweise ausmitteln, sie kämen nicht so weit über Grund und bräuchten bis zur Bodenberührung auch länger, weil sie nach jedem Anstoßen mit Umkippen einen Looping bis zum Wiedererreichen der Normlage drehen müssten (ein Looping dauert etwa $1/5 \text{ s}$). In diesem ökologischen Ambiente wäre eine Konstruktion „zur Erreichung großer Gleitweiten durch Gleitflug“ eine Fehlkonstruktion. Für das Funktionieren einer Konstruktion „Nutzung von Seitwinden für ein Verdriften durch Einstellung einer möglichst geringen Sinkgeschwindigkeit, das heißt einer langen Sinkzeit“ aber wären die Bedingungen gegeben. Dem kommt auch die Tatsache entgegen, dass die meisten Diasporen wegen immer vorhandener kleiner Asymmetrien und Läsionen zum Spiralflug neigen, der an sich schon nicht weit „über Grund“ fördert, Seitwinden aber Wirkzeit bietet. Geradeaus-Gleitflüge, die streng symmetrischen Bau und entsprechende Massenverteilung voraussetzen, sind selten, kommen am ehesten noch abschnittsweise bei großem Spiral-Durchmesser vor.

Die Wipfel sind dem Wind ausgesetzt. Häufig herrscht im Regenwald Windstille, an sich eine gute Voraussetzung für einen ungestörten Gleitflug. Dann werden aber auch keine *Alsomitra*-Diasporen freigesetzt, denn diese schüttelt erst kräftigerer Wind aus den pendelnd aufgehängten, unten dreiklappig aufspringenden Kürbisfrüchten heraus. Nehmen wir für die Diasporen-Freisetzung einen mittelkräftigen Wind der Stärke 5 (frische Brise, bewegt größere Zweige, Geschwindigkeit 10 m s^{-1}) an. Er würde die zarten Diasporen schlupffrei mitführen, und zwar während ihrer Fallzeit von 100 s über insgesamt 1 km, also über die 10fache Strecke. Selbst der geringste, noch fühlbare Windhauch (Windstärke 1, leiser Zug, lenkt aufsteigenden Rauch ab, Geschwindigkeit 1 m s^{-1}), wie er auch im dichteren Unterholz herrschen kann, brächte die geflügelten Samen genau so weit über Grund wie ein freies Gleiten bei Windstille.

All das spricht für das Konstruktionsprinzip „Erreichung großer Gleitweiten durch Nutzung von Seitwind“. Dafür ist eben eine geringe Sinkgeschwindigkeit optimal. Und diese kann die Diaspore wegen ihrer geringen Masse und Flächenbelastung vorzüglich ausspielen. Hierin ist sie den großen Gleitern wie Vögeln und Flugzeugen überlegen.

Nun könnte man sagen: Wenn dem so ist, bräuchte die Diaspore doch gar keine guten Gleiteigenschaften. Sie müsste nur genügend langsam absinken. Und dafür bräuchte sie kein so ausgeklügeltes Tragflügelssystem, sondern nur einen schlichten Fallschirm. Man kann ausrechnen, welchen Durchmesser d ein solcher – erst einmal masselos gedachter – halbkugelig-er Fallschirm haben müsste, um das 0,0017 N schwere Nüsschen mit der gleichen Sinkgeschwindigkeit von $0,3 \text{ m s}^{-1}$ zu Boden zu bringen. Den Ansatz sollten wir uns hier sparen; das Ergebnis lautet: $d = 16 \text{ cm}$. Damit wäre die Fläche der halbkugeligen Fallschirmhülle 7,5-mal größer als die reine Flügelfläche der Diaspore. Setzt man das Quadratmetergewicht des Fallschirms gleich dem der reinen *Alsomitra*-Flügelfläche, so müsste der Durchmesser 21 cm sein und damit die Fallschirmhülle sogar 13-mal größer sein. Der Gedankenversuch wird vollends dadurch ad absurdum geführt, dass ein Fallschirmchen im Gewirr des Regenwalds an jeder Ecke hängen bleiben würde – ganz im Gegensatz zur geflügelten Diaspore. Die gleitet nach jedem Anstoßen blitzschnell in anderer Richtung weiter und nimmt nach einem Umkippen fast ebenso schnell (wie erwähnt, in etwa $1/5 \text{ s}$) mittels eines Loopings ihre stabile Lage wieder ein.

Damit schält sich das Konstruktionsprinzip der *Alsomitra*-Diaspore heraus. Sie setzt nicht auf lange, freie Gleitstrecken über Grund, sondern auf Verfrachtung durch Seitwinde. Um dieses Prinzip zu optimieren, muss sie ihre Sinkgeschwindigkeit so klein wie möglich halten und damit die Sinkzeit so groß wie möglich. Dafür benutzt sie statt eines Fallschirmchens das materialsparende Gleitflugprinzip, das im tropischen Regenwald offensichtlich weit überlegen ist.

Effekt unterschiedlich großer Diasporen

Wenn dem so ist, dann sollten zum Beispiel auch unterschiedlich große Diasporen eine unterschiedliche Tendenz zum Erreichen mög-

lichst geringer Sinkgeschwindigkeiten aufweisen, während die Absolutgrößen anderer Messwerte nicht so wichtig wären. Genau dies ist tatsächlich der Fall.

Die Abbildung 3 zeigt je drei große, mittlere und kleine Diasporen sowie eine Miniform. Im Einschaltbild sind die Mittelwerte für Gleitzahlen ϵ , Gleitwinkel β und Sinkgeschwindigkeiten v_{sink} für die drei Größenklassen zusammengestellt; in Klammern stehen jeweils die prozentuale Standardabweichung und der Messumfang. Nach dem einseitigen t-Test auf 1%-Niveau unterscheiden sich alle Werte signifikant mit Ausnahme von $\epsilon_{\text{groß}}$ gegen ϵ_{klein} und ϵ_{mittel} gegen ϵ_{klein} . Damit kann man annehmen, dass die Gleitzahlen ϵ bei kleineren Diasporen (mit der angeführten Ausnahme, die hier auf den geringen Umfang auswertbarer Daten zurückzuführen sein dürfte) kleiner, das heißt schlechter werden, die Sinkgeschwindigkeiten kleiner, das heißt besser. Auch die Miniform, die rotierend abwärts trudelt, weist eine geringe Sinkgeschwindigkeit von $0,26 \text{ m s}^{-1}$ (9%; 10) auf.

Dies unterstützt den Befund, dass die *Alsomitra*-Diasporen – von denen es mehr mittelgroße als große gibt – auf geringe Sinkgeschwindigkeit und damit Seitwindnutzung konstruiert sind.

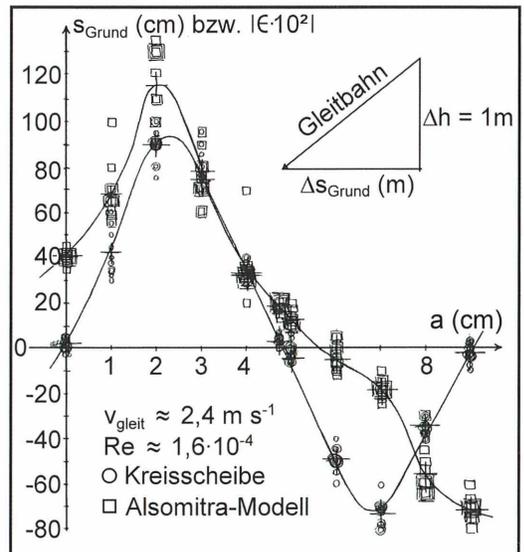


Abb. 5: Aufragung der Messwerte; Strecke über Grund s_{Grund} beziehungsweise Gleitzahl ϵ als Funktion der Trimmstrecke a . Kreissymbole: Kreisfläche. Kästchensymbole: *Alsomitra*-Modell. Kreuzsymbole: Mittelwerte. Die Symbole sind skizzenartig von Hand eingetragen.

Physikalische Ansätze decken sich mit ökologischen Annahmen, auch solche Ansätze, die hier nicht näher diskutiert werden können. Nach Azuma und Okuno (1987) beispielsweise liegt der Anstellwinkel α zwischen den Werten $\alpha_{\text{best}}^{\text{für Gleitflugnutzung}}$ und $\alpha_{\text{best}}^{\text{für Seitwindnutzung}}$, aber näher am Letzteren.

Damit bleiben diese zarten Nurflügler zwar die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Sie nutzen ihre Gleitfähigkeit aber in ihrem biologischen Ambiente eher dazu, Seitwinde in ihren Dienst zu stellen. Ihre Streckengleitfähigkeit können sie höchstens bei Windstille an Waldrändern und Abhängen ausnutzen, doch dürften nur ganz wenige Prozent der Diasporen so symmetrisch gebaut sein, dass sie längere Strecken wirklich geradlinig durchgleiten können. Freilich könnten sie durch Grobturbulenzen hochgehievt werden und dann lange im freien Luftraum herumgleiten. Van der Pijl (1982) bezweifelt denn auch die Effektivität des Gleitens im Waldgezweige, berichtet aber, dass *Alsomitra*-Diasporen schon auf Schiffen auf freier See angelandet sind.

Modellmessungen

Zum Test darauf, welchen Einfluss die gestreckte *Alsomitra*-Grundfläche im Vergleich

etwa mit einer symmetrischen Kreisfläche auf die Gleitzahl hat, wurden zwei Modelle gefertigt (Abb. 4a) und in Gleitversuchen verglichen. Die Ergebnisse stehen in den Abbildungen 5 und 6, wobei in der letztgenannten die Werte für die Original-Diaspore zum Vergleich nochmals angeführt sind.

Beide Modelle wurden aus ebenem, 2 mm dickem Hartschaum-Styropor gebaut, wobei die mediane Flügeltiefe des *Alsomitra*-Modells (nach Abb. 4a mit eher geringerer Streckung) gleich dem Durchmesser des Kreisflächen-Modells war ($t_{\text{med}} = d = 9,45 \text{ cm}$). Die Zusatzmassen m_z wurden so ausgewählt, dass sich gleiche Flächenbelastung FB ergab. Diese Zusatzmassen wurden nun auf der Strecke t_{med} im Abstand a von 0, 1, 2 ... 7, 8, 9 cm von der Vorderkante befestigt, und mit jeder derartigen Trimm-Stellung wurden $n = 10$ Gleitversuche gemacht. Die Modelle wurden dazu von Hand jeweils so gestartet, dass sie bei einer Ausgangshöhe von $\Delta h = 1 \text{ m}$ bereits in stationärem Gleitbeziehungsweise Sinkflug waren. Dann entspricht die Gleitzahl $\epsilon = \Delta s_{\text{grund}}/\Delta h$ numerisch der Gleitstrecke Δs_{grund} über Grund. Diese wurde von einem dem Boden aufgelegten Messband abgelesen.

Bei den cm-Marken 0–4 (Abb. 5) wies die Vorderkante in Flugrichtung, und die Gleitstrecken wurden positiv gewertet. Bei den cm-

	Kreis-scheibe	<i>Alsomitra</i> -Modell	<i>Alsomitra</i> -Original
Spannweite b (cm)	9,45	23,6	14,3
Mediane Flügeltiefe t_{med} (cm)	9,45	9,45	4,8
Flügelfläche A (cm ²)	70,14	192,75	57,75
Streckung $\Lambda = b^2/A$	1,27	2,89	3,55
Masse Styropor m_s (g)	1,121	4,443	Masse: 0,2
Zusatzmasse m_z (g)	1,311	2,240	
Flächenbelastung FB = $(m_s + m_z)/A$ (g/m ²) bzw. (N/m ²)	346,74 bzw. 3,40	346,72 bzw. 3,40	34,62 bzw. 0,34
Gleitgeschwindigkeit v_{gleit} (m/s)	≈ 2,4	≈ 2,4	1,06
Reynoldszahl $Re = v_{\text{gleit}} \cdot t_{\text{med}}/\nu$	≈ 1,6 · 10 ⁴	≈ 1,6 · 10 ⁴	3,4 · 10 ³
Beste Austarierung bei $a =$ (cm)	2	2	-
Beste Gleitzahl ϵ_{max} (bester Einzelwert)	1,00	1,35	-
Beste Gleitzahl ϵ_{max} (Mittelwert)	0,89	1,15	3,33

Abb. 6: Zusammenstellung der Kenngrößen der beiden Modelle, ergänzt um die Kenngrößen einer Original-Diaspore von *Alsomitra macrocarpa*.

Marken 5–9 beschrieben die Modelle Purzelbäume und flogen, Oberseite abwärts, nach hinten. Um die Auftragung vergleichbar zu machen, wurden die Modelle hier mit der Hinterkante in Flugrichtung gestartet, und die Gleitstrecken wurden negativ gewertet (Abb. 5). Bei den Marken 2,3 sowie 6,7 (Kreisscheibe) beziehungsweise 6–9 (*Alsomitra*) war der Flug stabil. Bei 0,1 und 8,9 (Kreisscheibe) beziehungsweise 0,1 (*Alsomitra*) stürzten die Modelle nach kurzer, steiler werdender Flugstrecke senkrecht ab oder schlugen Purzelbäume. Bei Mittelbelastung ($a = 4,7$ cm) sanken sie schaukelnd vertikal abwärts.

Ergebnisse

Kreisscheibe: Es ergab sich der erwartete, etwa sinusförmige Verlauf $s_{\text{grund}}(a)$ mit stationärem Vorwärts-Gleitflug lediglich im Bereich $2 \text{ cm} < a < 3 \text{ cm}$. Die beste Gleitzahl lag mit $\varepsilon = 1,00$ (maximaler Einzelwert) bzw. $e = 0,89$ (Mittelwert) bei $a = 21\%$ von t_{median} .

Alsomitra-Modell: Im positiven, etwa halbsinusförmigen Bereich lag das Maximum ebenfalls bei $a = 21\%$, war jedoch mit $\varepsilon = 1,35$ (maximaler Einzelwert) bzw. $\varepsilon = 1,15$ (Mittelwert) deutlich höher. Die zunächst erstaunlich erscheinende Tatsache, dass das *Alsomitra*-Modell bei $8 \text{ cm} < a < 9 \text{ cm}$ stabil gleitet, erklärt sich aus den bei dieser Versuchsbedingung vorgezogenen Flügelenden, wodurch der Schwerpunkt von m_z wieder bei etwa 20% der Flügeltiefe zu liegen kommt. Für den Flugvergleich ist dies aber nicht relevant.

Vergleich: Die Modelle können die Eigentümlichkeiten des Originals (z. B. Wölbung, Hinterkanten-Aufstellung, kleine Flächenbelastung) nicht nachahmen; entsprechend sind die Gleitzahlen geringer. Sie erlauben es aber, den Einfluss der Grundrisse herauszuarbeiten.

Im Vergleich mit der symmetrischen Kreisscheibe erreicht die stärker gestreckte und nach hinten gepfeilte *Alsomitra*-Fläche (bei gleicher optimalen Trimmung und gleichen Werten für Flächenbelastung und Reynoldszahl) eine im besten Einzelfall wie im Mittel rund 1,3-mal so große Gleitzahl. Ein Modell mit der etwas größeren Streckung des in Abbildung 3 vermessene Originals würde im Mittel schätzungsweise 1,5-mal besser sein. Damit käme die solchermaßen abstrahierte *Alsomitra*-Diaspore im Vergleich mit einer gedachten Diaspore von

Kreisflächen-Grundriss aus gegebener Fallhöhe um 30% weiter über Grund. Das wäre eine deutliche Verbesserung, aber kein Quantensprung. Offensichtlich liegt kein allzu hoher Evolutionsdruck auf einer besonders großen Streckung, die ja auch konstruktive Probleme aufwirft und die Diaspore verletzungsempfindlicher macht. Damit mag auch verständlich werden, warum es so viele Gleit-, Schaukel-, Trudel- und Drehwalzenflieger mit geringer Streckung gibt, bis hin zu einer etwa kreisförmigen Grundfläche (Abb. 4b).

Danksagung

Ich danke Dr. K. Dobat vom Botanischen Garten der Universität Tübingen für Zurverfügungstellung von Material und die freundliche Durchsicht des Manuskripts sowie Herrn Dr. A. Wisser, Universität des Saarlands, für die Tafelzusammenstellung der Abbildungen.

Literaturhinweise

- Azuma, A. Y., Okuno, Y.: Flight of a Samara, *Alsomitra macrocarpa*. J. Theor. Biol. 129, 263–279 (1987).
- Feldmann, E.: Windkanaluntersuchungen am Modell einer Möwe. Luftfahrttechnik 19, 219–222 (1944).
- Haberlandt, G.: Eine botanische Tropenreise. Engelmann, Leipzig 1893.
- Nachtigall, W.: Die Bedeutung der Reynoldszahl und der damit zusammenhängenden strömungsmechanischen Phänomene in der Schwimmphysiologie und Flugbiophysik. Fortschr. Zool. 24, 13–56 (1977).
- Nachtigall, W.: Warum die Vögel fliegen. Rasch und Röhring, Hamburg 1985.
- Nachtigall, W.: Wasserleben in mikroskopischen Dimensionen – eine physikalisch-ökologische Nische besonderer Art. Mikrokosmos 87, 71–77 (1998).
- Nachtigall, W.: Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 1. Funktionsmorphologie und Gleitflug. Mikrokosmos 100, 223–231 (2011).
- Pennycuik, C. J.: Animal flight. Arnold, London 1972.
- Van der Pijl, L.: Principles of dispersal in higher plants. 3. Aufl., Springer, Berlin 1982.

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Außenstelle Universität des Saarlands zur Arbeitsstelle für Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz. Postanschrift: Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

Mikroästhetik – Bilder von historischen histologischen Präparaten der Zoologischen Lehrsammlung der Humboldt-Universität zu Berlin

Gerhard Scholtz

In unserem digitalen Zeitalter führen zoologische Lehrsammlungen an Universitäten mittlerweile häufig nur noch ein Schattendasein. Dies ist bedauerlich, denn oft beherbergen sie Objekte, die nach wie vor für Studierende und eine allgemeine Öffentlichkeit informativ und anregend sein können. Die Zoologische Lehrsammlung des Instituts für Biologie der Humboldt-Universität zu Berlin konnte dies neben ihrem regelmäßigen Einsatz in der Lehre auch mithilfe mehrerer öffentlicher Ausstellungen demonstrieren (Scholtz, 2000, 2010). Es ist kein besonderes Problem, in einem derartigen Rahmen attraktive Dermoplastiken, anatomische Präparate und Modelle aus Glas, Wachs oder Pappmaché zu präsentieren. Im Gegensatz dazu stellt sich aber die Frage, in welcher Form die oft ebenso ansprechenden historischen Mikropräparate aus zoologischen Sammlungen einer weiteren Öffentlichkeit vermittelt werden können.

Der vorliegende Artikel bildet, neben einer von der Humboldt-Universität veranstalteten Ausstellung unter dem Titel *Die Ästhetik des Kleinen* im Mai/Juni dieses Jahres (http://www.hu-berlin.de/pr/presse/mitteilungen/pm1105/pm_110511_01), den Versuch, die historischen mikroskopischen Präparate einer zoologischen Lehrsammlung öffentlich bekannt und den besonderen Reiz dieser Objekte deutlich zu machen.

Die Sammlung

Die 1884 von dem Amöben- und Schwammforscher Franz Eilhard Schulze (1840–1921) begründete Zoologische Lehrsammlung des Instituts für Biologie der Humboldt-Universität zu Berlin verfügt neben zahlreichen unterschiedlichen Modellen, Wandtafeln, Skeletten, Dermoplastiken und anatomischen Objekten aus dem gesamten Tierreich auch über mehrere 10.000 mikroskopische Präparate (Richter, 1998; Scholtz, 2000). Vom Einzeller bis zu Säugetieren werden sämtliche Tiergruppen unter verschiedenen Aspekten abgedeckt.

Soweit dies überhaupt bekannt ist, stammen die Objekte aus unterschiedlichen Quellen. Es handelt sich teilweise um von namhaften Herstellern käuflich erworbene, am Institut gefertigte oder von anderen Sammlungen übernommene Präparate. Die zeitliche Spanne reicht vom Ende des 19. Jahrhunderts bis zur Gegenwart. Es finden sich neben der heutigen Formatnorm von 76 mal 26 mm (Hausmann und Teichert, 1991) auch Großformate (Abb. 1) oder kleinere Trockenpräparate. Neben offenbar für die Lehre gefertigten Objekten (Rosenbauer, 2003) sind zahlreiche, offensichtlich zu wissenschaftlichen Zwecken hergestellte Schnittserien darunter. Teilweise handelt es sich dabei um namentlich gekennzeichnete Präparate bedeutender Zoologen, darunter der Begründer der Sammlung oder Willy Kükenthal (1861–1922) (Abb. 1), dessen erstmals 1898 erschienener *Leitfaden für das Zoologische Praktikum* noch heute ein Standardwerk für alle Studierenden der Biologie darstellt (Storch und Welsch, 2010).

Eine wissenschaftliche Erfassung und Dokumentation der Mikropräparatesammlung ist aufgrund der problematischen Datenlage



Abb. 1: Drei Objektträger aus der Zoologischen Lehrsammlung der Humboldt-Universität etwa in Originalgröße. **oben** Ein Quetschpräparat eines weiblichen Pappelnormers (*Laothoe (Smerinthus) populi*) ohne Flügel. Das Präparat ist auf den 3. 3. 1903 datiert. Herkunft unbekannt. Größe des Objektträgers 70 × 60 mm. – **Mitte** Sagittalschnitt durch einen Hühnchenembryo. Hersteller Dr. Weisker, Leipzig. Keine Datierung. Größe des Objektträgers 69 × 34 mm. – **unten** Schnitt durch das Oralfeld eines Seesterns (*Pteraster militaris*) aus der Gegend von Spitzbergen. Hergestellt von Willy Kükenthal, 1887. Standardobjektträger 76 × 26 mm.

schwierig und wegen des notwendigen zeitlichen und finanziellen Aufwandes eher ein Zukunftsprojekt. Die Etiketten der Objektträger sind häufig unzureichend beschriftet, es fehlen das Datum der Herstellung, technische Hinweise und oft sogar die Benennung des Objekts. In den meisten Fällen sind die taxonomi-

schen Bezeichnungen, wenn überhaupt präzise, veraltet. Einige Hinweise ergeben sich aus dem noch vorhandenen *Inventar der mikroskop. Praeparate*, welches 633 Einträge zwischen 1885 und 1947 umfasst (Abb. 2). Danach wurde es nicht weitergeführt. Dieses Inventarbuch ermöglicht die Identifikation einzelner noch erhaltener Präparate. Dies ist allerdings eine mühselige Arbeit und wurde bisher nur an einzelnen Objekten durchgeführt. Als Beispiel soll das Präparat des Moostierchens (Bryozoa) *Bugula flabellata* (Abb. 3) dienen, welches laut Eintrag Nr. 117 im Jahre 1886 für 80 Pfennig von H. Boecker, Wetzlar angeschafft wurde. Zusätzlich sind noch als Fundort die *Adria* und als Einbettungsmittel *Canadabalsam* vermerkt. Letzteres trifft auf über 90% der eingetragenen Präparate zu. Leider haben wir keine direkten Informationen bezüglich der verwendeten histologischen Färbemethoden. Die meisten der älteren Objekte sind aber immer noch deutlich rot gefärbt (Abb. 3–9). Dies deutet auf einen Karminfarbstoff hin, der damals als Übersichtsfärbung weit verbreitet war (Gerlach, 1998). Karmin wurde als Farbstoff für die Histologie von dem deutschen Anatomen Josef von Gerlach (1820–1896) entdeckt und eingeführt (Gerlach, 1998). Die durch von Gerlach entwickelte Methode wurde wegen ihrer langen Haltbarkeit gerühmt. *Solche Trauer (über das Verblassen der Färbung) bereiten uns die mit carminsäurem Ammoniak ... gefärbten Präparate niemals. Sie scheinen im Canadabalsam eingeschlossen für viele Generationen, für Kind und Kindeskind bestimmt zu sein. Ich bemerke an meinen ältesten Präparaten, welche nun schon ein Decennium überdauert haben, nicht die geringste Veränderung* (Gierke, 1884, zitiert nach Gerlach, 1998). Wie die Präparate der Zoologischen Lehrsammlung zeigen, gilt diese Aussage auch nach fast 130 Jahren noch in gleicher Weise.

Zu den Bildern

Neben der wissenschaftlichen und wissenschaftshistorischen Bedeutung der Objekte der Mikropräparatesammlung besticht häufig ihre ästhetische Qualität. Gerade das hohe Alter und die Gebrauchsspuren infolge intensiver Nutzung der Präparate während der letzten 130 Jahre erhöhen ihren Reiz. Insbesondere das Zusammenspiel der durch histologische

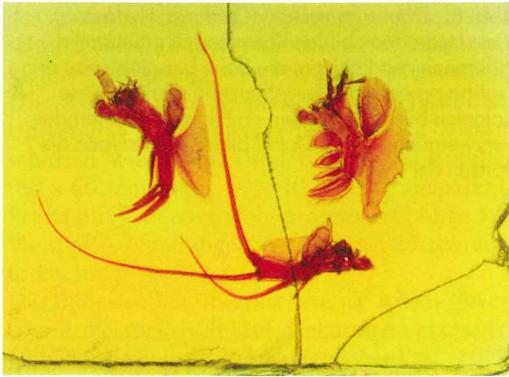


Abb. 4: Blattbeine von *Triops cancrivorus*, Rüsselschaler (Crustacea, Branchiopoda: Kiemenfußkrebse). Diese häufig auch als Urzeitkrebse bezeichneten Formen temporärer Gewässer zeigen seit Jahrmillionen nur geringe morphologische Veränderungen. Die charakteristischen Blattbeine dienen der Fortbewegung, Nahrungsaufnahme, Atmung und als Sinnesorgane.



Abb. 6: Fortpflanzungsform eines Männchens von *Platynereis spec.*, Meeresborstenwurm (Annelida, Polychaeta: Vielborster). Diese Verwandten unserer Regenwürmer ändern bei Geschlechtsreife stark ihr Aussehen. Die Männchen bekommen größere Augen und vergrößerte Schwimmbeine. Früher hat man sie in Unkenntnis dieser Tatsache als eigene Gattung *Heteronereis* beschrieben.

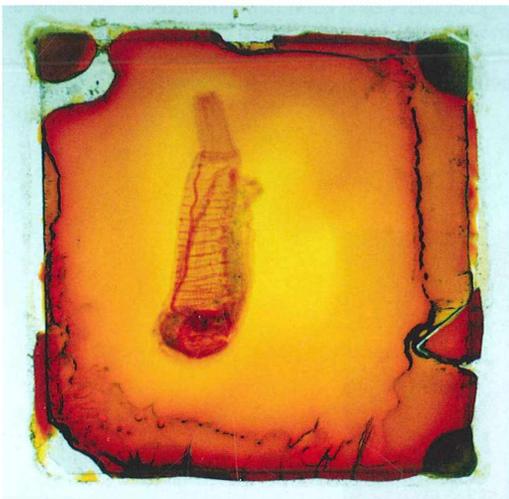


Abb. 5: Die Seescheide *Ciona intestinalis* (Chordata, Tunicata: Manteltiere). Diese festsitzenden Organismen gehören wie die Wirbeltiere zu den Chordatiern. Sie gehören also, obwohl es zunächst nicht so aussieht, zu unserer näheren Verwandtschaft. Dieser Zusammenhang konnte erst durch Entdeckung der Larven aufgeklärt werden, welche die für die Chordatiere charakteristischen Merkmale Rückenmark und die namensgebende Chorda dorsalis als Stützskelett zeigen.



Abb. 7: Eine Ansammlung verschiedener Ranzenkrebse (Peracarida). Diese Verwandten von Hummern und Krabben tragen einen Brutbeutel unter dem Bauch, in dem sich die Embryonen entwickeln. Dies ermöglichte auch die Eroberung des Landes. Neben einer Assele (oben links) und einem Flohkrebs (unten rechts) befinden sich noch einige Glasgarnelen auf dem Präparat.

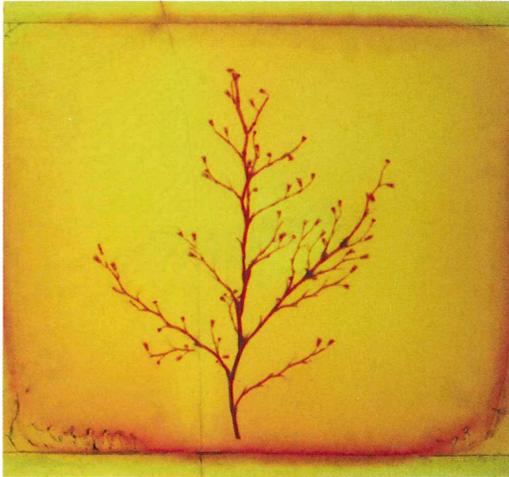


Abb. 8: *Obelia geniculata* (Cnidaria, Hydrozoa). Viele Hydrozoen bilden Kolonien mit arbeitsteilig differenzierten Polypen, die dann beispielsweise der Ernährung oder der Fortpflanzung dienen. Diese Kolonien bilden häufig ein an Pflanzen erinnerndes Verzweigungsmuster. Dabei bilden die Polypen die Spitzen der Zweige.

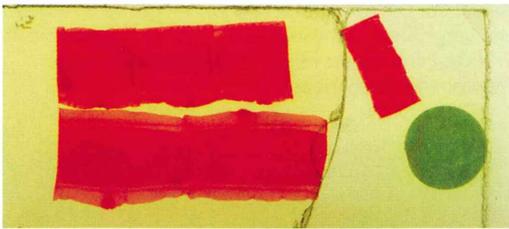


Abb. 9: Glieder des Rinderbandwurms *Taenia saginata* (Plathelminthes, Cestoda: Bandwürmer). Hinter der Kopfregion sprossen die Bandwürmer beständig neue Glieder, die Proglottiden. Diese sind zunächst männlich, später bilden sie weibliche Geschlechtsorgane aus. Damit kann sich ein einzelner Bandwurm im Darm des Menschen selbst befruchten. Die grüne Markierung zeigt, dass es sich um ein besonders für Lehrzwecke geeignetes Präparat handelt.



Abb. 10: Die Ausstellung der Bilder von Mikropräparaten im Hauptgebäude der Humboldt-Universität zu Berlin unter dem Titel *Die Ästhetik des Kleinen*.

des Objekts, die Vergrößerung und den Ausschnitt. Hier kann verständlicherweise nur ein kleiner Teil gezeigt werden. In der Ausstellung *Die Ästhetik des Kleinen* an der Humboldt-Universität und zur langen Nacht der Wissenschaften wurden 32 Bilder als großformatige (60 × 60 cm und 80 × 40 cm) transparente Prints mit großem Erfolg präsentiert (Abb. 10). Weitere Ausstellungen an anderen Orten sind in Planung.

Die Bilder sollen überraschen, sie sollen unvertraute Perspektiven auf Bekanntes erzeugen, Unbekanntes soll vertrauter werden. Nicht alles, was vielleicht etwas gruselig aussieht, ist wirklich gefährlich. Und nicht alles, was hier auf Anhieb gefällt, ist harmlos. Man findet sehr hübsche Bilder von Bandwürmern, bei denen möglicherweise erst bei der Lektüre der Kurzbeschreibung der Schreck kommt. Natürlich zeigen diese Abbildungen nicht, wie die dargestellten Tiere „wirklich“ aussehen. Bereits die Fixierung, Präparation, Färbung, Einbettung und Montage auf einem Objektträger verändern stark Struktur, Farben und Formen der Objekte. Dieser Effekt wird durch Alter und Gebrauchspuren noch verstärkt. Erfreuen Sie sich zunächst einfach an den Mustern und Strukturen und raten Sie, um welche Organismen es sich handeln könnte. Wollen Sie mehr erfahren, studieren Sie die erläuternden Bildtexte.

Literaturhinweise

- Gerlach, D.: Die Anfänge der histologischen Färbung und der Mikrophotographie: Josef von Gerlach als Wegbereiter. In: Gerlach, D. (Ed.): Ostwalds Klassiker der exakten Wissenschaften, Band 283, S. 1–211, Verlag Harri Deutsch, Thun 1998.
- Hausmann, K., Teichert, G.: Mikroskopische Techniken: Ein historischer Überblick. *Biologie in unserer Zeit* 21, 93–96 (1991).
- Richter, S.: Die Lehrsammlung des Zoologischen Instituts der Berliner Universität – Ihre Geschichte und ihre Bedeutung. *Sitzungsberichte der Gesellschaft Naturforschender Freunde zu Berlin* 37 (N.F.), 59–76 (1998).
- Rosenbauer, K. A.: Mikroskopische Präparate – Hersteller und Lieferanten. GIT Verlag, Darmstadt 2003.
- Scholtz, G.: Traditionsreich und höchst aktuell – Die Zoologische Lehrsammlung des Instituts für Biologie. In: Bredekamp, H., Brüning, J., Weber, C. (Hrsg.): *Theater der Natur und Kunst/Katalog*, S.182–183, Henschel, Berlin 2000.
- Scholtz, G.: Die Lehrsammlung der Zoologie. In: Hennig, J., Andraschke, U. (Hrsg.): *Weltwissen – 300 Jahre Wissenschaften in Berlin*, S. 286–290, Hirmer Verlag, München 2010.
- Storch, V., Welsch, U.: *Kükenthal – Zoologisches Praktikum*, 26. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2009.

Verfasser: Prof. Dr. Gerhard Scholtz, Humboldt-Universität zu Berlin, Institut für Biologie/Vergleichende Zoologie, Philippstraße 13, 10115 Berlin, E-Mail: gerhard.scholtz@rz.hu-berlin.de

Mikro-Cartoon

Der Geist aus dem Stein

Unser langjähriger Autor Wolfgang Jacob aus Großräschen hatte eine Erscheinung der anderen Art. Als er Feuersteine mikroskopierte, fand er das abgebildete Konterfei und hörte dazu ein zartes Stimmchen sagen:

Wer bin ich?

*Ein Berggeist kann ich nicht sein,
dazu ist mein Revier zu klein.*

*Als Smily kam ich bis hier
und nahm in diesem Flint Quartier.*

Damit wusste Herr Jacob, mit wem er es zu tun hatte.



Osterluzei und Aronstab – Pflanzen mit ausgefallenem Bestäubungsmechanismus

Blütenbiologischer Vergleich zweier Kesselfallenblumen

Armin Maidhof

Zwischen Blüten und Insekten als ihre Bestäuber hat sich durch eine als Co-Evolution bezeichnete Entwicklung eine Mannigfaltigkeit an wechselseitigen Anpassungen entfaltet, um die Bestäubung und der daraus resultierenden Samenbildung den Fortbestand der Art zu sichern. Dabei entstanden unterschiedlich gestaltete Blütenformen. Zum Raffiniertesten, was die Co-Evolution an Blütengestalten hervorgebracht hat, zählen die Insektenfallenblumen.

Der Blütenbiologe unterscheidet Klemmfallen- und Kesselfallenblumen. In der europäischen Flora sind diese Insektenfallen nur bei wenigen Pflanzenarten verwirklicht, die unterschiedlichen Familien angehören. Auf Kalktrockenhängen ist die Schwalbenwurz (*Vincetoxicum hirundinaria*, Fam. Hundsgiftgewächse, Apocynaceae) häufig anzutreffen. In ihren Blüten haben sich Klemmfallen entwickelt, in denen die Blütenbesucher, überwiegend Fliegen und Bienen, kurzfristig mit den Beinen eingeklemmt werden. Durch Fluchtbewegungen wird zunächst die Bestäubung vollzogen, bevor sich das Insekt durch kräftige Bewegungen befreien kann. Kleine Fliegen oder Bienen sind nicht selten zu schwach, um den Klemmmechanismus zu überwinden, so dass sie verhungern müssen. Über diese Klemmfallenblume wurde bereits vor einiger Zeit in dieser Zeitschrift berichtet (Schneider, 1997). Im vorliegenden Beitrag soll der Kesselfallentyp zweier Pflanzenarten vorgestellt werden, bei denen zwar der Fallenmechanismus identisch ist, die Blütenmorphologie aber voneinander abweicht.

breitete sich besonders in Weinanbaugebieten aus und gehörte lange Zeit zur Begleitflora der Weinberge. Bei Blaufuss und Reichert (1992) findet sich der Hinweis, dass noch im 19. Jahr-



Abb. 1: Osterluzei (*Aristolochia clematitis*): Blühende Pflanzen.

Die Osterluzei

Die Osterluzei (*Aristolochia clematitis*, Fam. Aristolochiaceae) stammt aus der mediterranen Region und gelangte durch die Römer als Heilpflanze zu uns. Die Wärme liebende Pflanze

hundert die Osterluzei in den Weinbergen des Nahetales und Rheinhessens als gemeinsames Unkraut die Pflege der Weinberge erschwerte. Seit Jahrzehnten ist sie durch veränderte landwirtschaftliche Bearbeitungsmethoden auf dem Rückzug und wird nur noch selten an Weggrä-

nen und Heckenstreifen in der Nähe von Rebflächen beobachtet. Die Stauden werden 30–100 cm hoch, und ihre Blütezeit erstreckt sich von Mai bis September (Abb. 1).

Als Heilpflanze wurde die Osterluzei schon bei den Ägyptern der Pharaonenzeit genutzt und

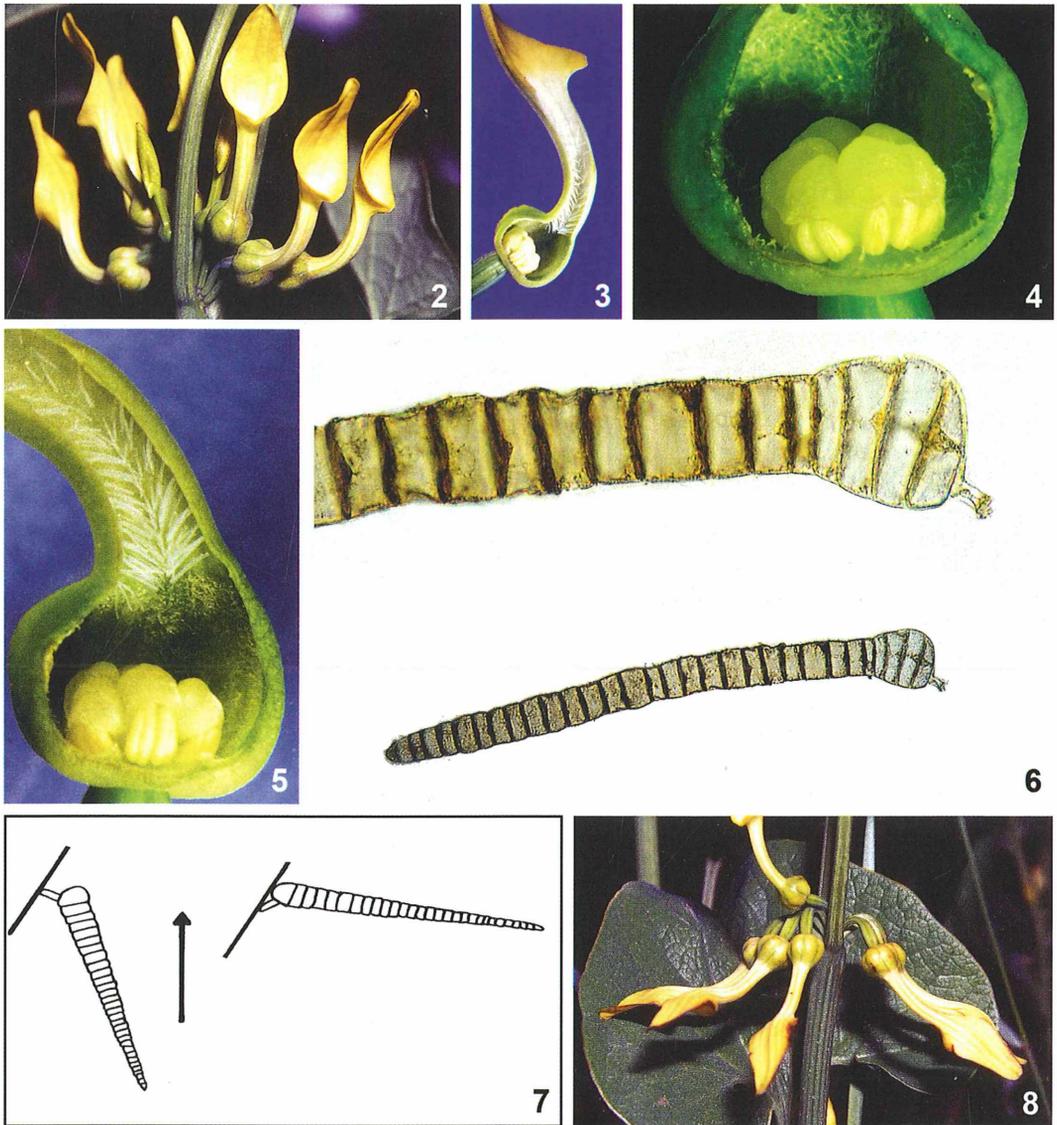


Abb. 2–8: Osterluzei (*Aristolochia clematitis*). – **Abb. 2:** Blüten-Wickel; aufrecht stehende Blüten in der weiblichen Blühphase. – **Abb. 3:** Blüte längs geöffnet; Innenseite der Blütenröhre mit Reusenhaaren belegt; Basis kesselartig erweitert. Vergr. 2fach. – **Abb. 4:** Blütenkessel längs geöffnet: Der Griffel mit den wulstigen Narben ist mit den Staubgefäßen zu einer Geschlechtssäule (Gynostemium), verwachsen; Vergr. 10fach. – **Abb. 5:** Blüte längs geöffnet; Blütenkessel mit Staubgefäßen und Fruchtknoten; in der Blütenröhre abwärts gerichtete Reusenhaare. Vergr. 7fach. – **Abb. 6:** Vielzelliges Reusenhaar; unten Gesamtansicht, Vergr. 600fach, oben Haarbasis mit Gelenkzelle und Stiel, Vergr. 1200fach. – **Abb. 7:** Schemazeichnung zur Funktion der Reusenhaare; Pfeil weist zum Blütenausgang. – **Abb. 8:** Abwärts gerichtete Blüten in der männlichen Blühphase.

unter anderem bei Schlangenbissen eingesetzt. Auch in unseren Breiten wurde sie bis in die Neuzeit als Heilpflanze angewendet. Pharmakologische Untersuchungen haben ergeben, dass die körpereigenen Abwehrkräfte stimuliert werden, so dass sich ihr Einsatz bei Wundbehandlung und Infektionsbekämpfung bewährte. Wegen eines Inhaltsstoffes, der Aristolochiasäure, die in den Verdacht geraten ist, kanzerogen zu sein, wurde ihre Verwendung als Heilpflanze 1982 vom Bundesgesundheitsamt verboten.

Die Blütenfalle der Osterluzei

Die Blüten stehen in Wickeln in den Achseln der oberen Blätter und sind zunächst aufrecht orientiert (Abb. 2). Jede einzelne der zwittrigen Blüten ist als Kesselfalle eingerichtet (Abb. 3). Das gelbe Perigon bildet am Blütengrund einen Kessel, in dessen Mitte der Fruchtknoten mit dem Griffel aus wulstigen Narben steht. Um den Griffel sind sechs Staubgefäße gruppiert und mit ihm zu einer Geschlechtssäule, einem so genannten Gynostemium, verwachsen (Abb. 4). Über dem Kessel verengt sich das Perigon zu einer Röhre und weitet sich dann an der Blütenöffnung zu einem schräg abgeschnittenen Trichter. Die Innenseite des Trichters ist von einer glatten Wachsschicht bedeckt, wodurch eine Gleitfläche entsteht, auf der kleine Mücken – angelockt durch einen aasartigen Geruch – abrutschen und durch die enge Röhre in den Kessel hinabgleiten. Für den Aasgeruch sind besonders Schmetterlingsmücken (Fam. Psychodidae) und Bartmücken (Fam. Ceratopogonidae) empfänglich. In der Blütenröhre sitzen abwärts gerichtete, vielzellige Reusenhaare (Abb. 5), die den Weg in den Kessel hinab nicht versperren, da sie durch Abwärtsbewegung ausweichen können, sich aber den Mücken wie Lanzen entgegenstellen und ihnen das Entweichen aufwärts durch die Röhre zur Blütenöffnung verwehren. Diese Aufgabe können die Reusenhaare durch ihren besonderen anatomischen Aufbau erfüllen (Abb. 6 und 7). Sie sind mit ihrer Basalzelle über eine dünnwandige, exzentrisch angesetzte gestielte Gelenkzelle mit der Epidermis der Blütenröhre verbunden. Die Exzentrizität der Gelenkzellen ermöglicht das Abwärtsbiegen der Haare. Das Ausweichen in Richtung des Blütenausgangs wird durch die große Basalzelle verhindert, die beim Aufwärtsbiegen an der Epidermis der Blütenröhre an-

stößt. Der zwangsweise Aufenthalt im Kessel dauert etwa 2–3 Tage, in denen die Mücken mit Nektar versorgt werden. Nach vollzogener Bestäubung der protogynen (vorweiblichen) Narben durch mitgebrachten Pollen krümmt sich die Blüte langsam in eine abwärts gerichtete Lage (Abb. 8). In dieser männlichen Blühphase öffnen sich die Antheren und pudern die Mücken mit Blütenstaub ein. Die Mücken weisen am Körper einschließlich der Flügel und Fühler eine starke Behaarung auf (Abb. 9 und 10), in welcher der klebrige Pollen hängen bleibt. Nun beginnen die Reusenhaare zu welken, der Weg durch die enge Röhre ist dadurch

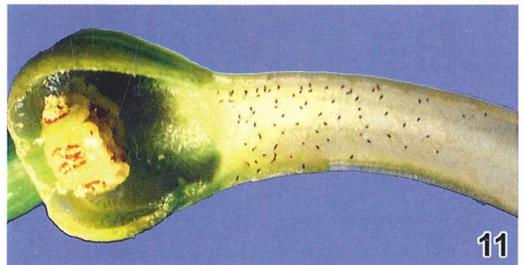


Abb. 9 und 10: Schmetterlingsmücke (Fam. Psychodidae). – **Abb. 9:** Körper stark behaart; Vergr. 20fach. – **Abb. 10:** Ausschnitt, Flügel und Fühler mit starker Behaarung; Vergr. 200fach. – **Abb. 11:** Osterluzei (*Aristolochia clematitidis*): Blüte in der Welkephase, längs geöffnet; Reusenhaare verwelkt; Vergr. 6fach.

frei (Abb. 11), und die mit Pollen beladenen Mücken gelangen aus den inzwischen nach unten geneigten Blüten in die Freiheit. Diese Freiheit dauert sicherlich nicht lange, denn frisch entfaltete Blüten locken bereits wieder mit ihrem Aasgeruch, so dass die Fremdbestäubung gewährleistet ist.

Der Gefleckte Aronstab

Der Gefleckte Aronstab (*Arum maculatum*) gehört zur Familie der Aronstabgewächse (Araceen), die nur mit wenigen Gattungen und Arten in Mitteleuropa vertreten ist. Das Haupt-

verbreitungsgebiet dieser Pflanzenfamilie liegt in den Tropen. In feuchten Laubwäldern ist der Gefleckte Aronstab in der Ebene bis hinauf zu mittleren Gebirgslagen anzutreffen. Zur Blütezeit im April bis Mai ist er durch seinen großen und auffällig gestalteten Blütenstand leicht aufzufinden (Abb. 12). Der Aronstab ist in allen Teilen stark giftig, so dass beim Umgang mit der Pflanze Vorsicht geboten ist.

Bau der Kesselfalle

Die Kesselfalle des Aronstabs weist im Vergleich mit dem entsprechenden Fallentyp der

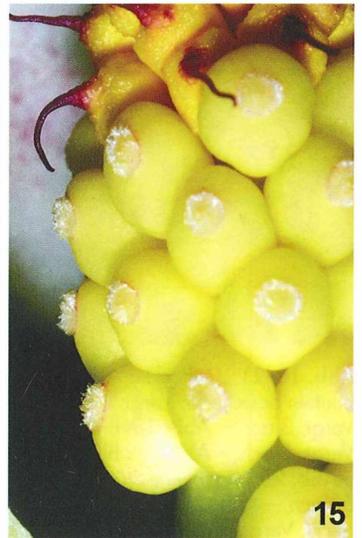
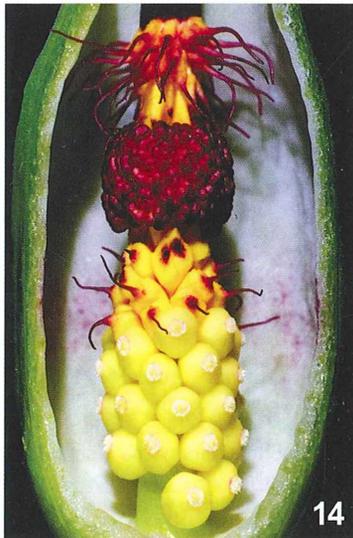
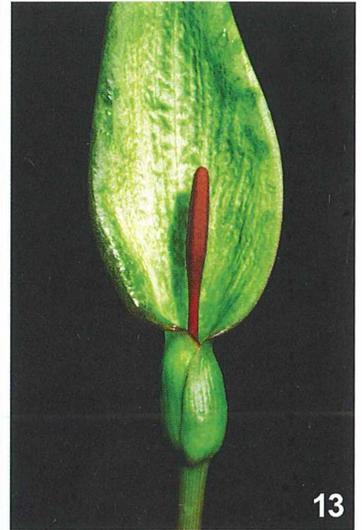


Abb. 12–15: Gefleckter Aronstab (*Arum maculatum*). – **Abb. 12:** Blühende Pflanze. – **Abb. 13:** Blütenstand, Hochblatt (Spatha) bildet an der Basis einen Kessel, der die Blüten umhüllt. Aus dem Kessel ragt die Blütenkeule heraus. – **Abb. 14:** Blütenkessel längs geöffnet; basal finden sich die weiblichen Blüten, gefolgt von den fleischfarbenen männlichen Blüten, zwischen beiden liegen einige sterile Blüten mit violetter Borste, Kesselausgang durch Reusenhaare versperrt; Vergr. 4fach. – **Abb. 15:** Weibliche Blüten, Fruchtknoten mit behaarter Narbe; Vergr. 8fach.

Osterluzei blütenmorphologisch einen grundlegenden Unterschied auf. Während jede der zwittrigen Osterluzei-Blüten zu einer Kesselfalle ausgebildet ist, sind die Blüten des Aronstabs in männliche und weibliche Blüten getrennt, einhäusig in einem kolbenförmigen Blütenstand in besonderer Weise angeordnet und von einem grünen oder rötlichem Hochblatt, Spatha genannt, umhüllt (Abb. 13). Das

Hochblatt ist tütenartig eingerollt, umschließt am Blattgrund in Form eines Kessels den basalen Teil des Blütenstandes und entfaltet sich zungenförmig zur Blattspitze. Das braunviolett gefärbte Endstück des Blütenkolbens ragt aus dem Hochblatt heraus. Blütenstand und Hochblatt bilden zusammen die Kesselfalle. Um die Blütenanordnung beobachten zu können, muss der Kessel mit einer spitzen Schere geöffnet



Abb. 16–21: Gefleckter Aronstab (*Arum maculatum*). – **Abb. 16:** Männliche Blüten, aus jeweils vier Staubbeutel bestehend; Vergr. 12fach. – **Abb. 17:** Blütenkessel längs geöffnet, Besuch von Schmetterlingsmücken; Vergr. 3fach. – **Abb. 18:** Blütenkessel längs geöffnet, weibliche Blühphase, Narben mit Bestäubungstropfen; Vergr. 5fach. – **Abb. 19:** Blütenkessel längs geöffnet, männliche Blühphase, Staubbeutel geöffnet; Vergr. 10fach. – **Abb. 20:** Männliche Blüten mit geöffneten Staubbeuteln, aus denen die Pollenkörner hervorquellen; Vergr. 50fach. – **Abb. 21:** Blütenkessel längs geöffnet, verblühte weibliche Blüten, Kesselboden mit Blütenstaub bedeckt; Vergr. 7fach.

werden (Abb. 14). An der Basis des Kolbens finden sich die weiblichen Blüten, die bis auf den kugelförmigen Fruchtknoten, dessen Narbe einen feinen Haarkranz trägt, zurückgebildet sind (Abb. 15). Darüber liegen einige sterile Blüten mit violetter Borste. In der nächsten Etage befinden sich die fleischfarbenen männlichen Blüten, die nur aus meist vier Staubbeuteln bestehen (Abb. 16). Über den männlichen Blüten liegt ein dichter Borstenkranz, der sich ebenfalls von sterilen Blüten ableitet. Die Borsten sitzen in Höhe der Kesselöffnung und schließen den Kessel reusenartig ab. Aus dem Kessel ragt die violette Keule des Blütenstandes heraus. Sie produziert einen harnartigen Geruch, von dem kleine Insekten, meist Mücken wie bei der Osterluzei, angelockt werden. Durch Wärme, die ebenfalls von der Keule erzeugt wird, werden die Geruchsstoffe verflüchtigt (Weinert und Backhaus, 1974; Schnepf, 2007). Die Epidermis der Spatha-Innenseite besteht aus papillösen Zellen, die von einer Ölschicht überzogen sind. Dadurch entsteht eine glatte Oberfläche, auf der die landenden Insekten abrutschen und in den Kessel hinabgleiten (Abb. 17).

Bestäubungsvorgang

Der Aronstab zählt ebenso wie die Osterluzei zu den proterogynen Pflanzen, das heißt die weiblichen Blüten werden zuerst reif und bestäubungsfähig. Diese Blühphase ist daran zu erkennen, dass der Haarkranz der Narben einen klebrigen Flüssigkeitstropfen sezerniert, den so genannten Bestäubungstropfen (Abb. 18). Die Blütengäste, die einige Tage im Kessel verbringen müssen, ernähren sich in dieser Zeit von der Narbenflüssigkeit und übertragen bei der Nahrungssuche den mitgebrachten Pollen auf die Narben. Nach der Bestäubung beginnt

die männliche Blühphase, in der sich die Staubbeutel der männlichen Blüten öffnen und den Pollen in den Kessel austreuen (Abb. 19 und 20). Nun werden die Blütengäste mit neuem Pollen beladen. In der männlichen Blühphase kann sich der Blütenstaub in einer gelben Schicht am Kesselboden ansammeln (Abb. 21). Durch die zeitliche Trennung der weiblichen und männlichen Blühphase wird auch hier die Fremdbestäubung gesichert. Während der männlichen Blühphase verwelken die Reusenhaare und geben den Weg frei, so dass die mit Pollen beladenen Fliegen die Kesselfalle verlassen und weitere Pflanzen bestäuben können.

Literaturhinweise

- Barth, F. G.: Biologie einer Begegnung. Deutsche Verlags-Anstalt, Stuttgart 1982.
- Blaufuss, A., Reichert, H.: Die Flora des Nahgebietes und Rheinhessens. Pollichia-Buch Nr. 26, Selbstverlag der Pollichia, Bad Dürkheim 1992.
- Heß, D.: Die Blüte, Struktur, Funktion, Ökologie, Evolution. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1983.
- Knoll, F.: Die Biologie der Blüte. Springer Verlag, Berlin 1956.
- Krause, D., Werthmüller, K.: Der Gefleckte Aronstab: Morphologie, Anatomie und Blühmechanismus von *Arum maculatum*. Mikrokosmos 80, 238–244 (1991).
- Kugler, H.: Blütenökologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1970.
- Schneider, H.: Die Schwalbenwurz – Eine ausgefallene Klemmfallenblume. Mikrokosmos 86, 99–103 (1997).
- Schnepf, E.: Der Blütenstand des Aronstabs – Osmophor und Kesselfalle mit Kamin. Mikrokosmos 96, 65–74 (2007).
- Weberling, F.: Morphologie der Blüten und der Blütenstände. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1981.
- Weinert, H., Barckhaus, R.: Der Kolben des Aronstabs und seine Erwärmung zur Blütezeit. Mikrokosmos 63, 169–176 (1974).

Verfasser: Dr. Armin Maidhof,
Im Sampel 54, 55246 Mainz-Kostheim

Werbet für den Mikrokosmos!

Historische Anzeige

Suktorien in Hydrothermal-Quellen der Tiefsee

Ilse Bartsch

Suktorien gehören zur Mikrofauna. Mit diesem Begriff werden kleine, einzellige Tiere bezeichnet. Meiofauna umfasst Vielzeller, die ein Sieb mit 0,5 mm Maschenweite passieren, aber von einem 0,063 mm Sieb zurückgehalten werden. In den letzten Jahren wird als unterste Grenze auch 0,042 mm Maschenweite genannt (Giere, 2009). Zur Makrofauna gehören die Tiere, die von einem 0,5 mm Sieb zurückgehalten werden. Im System der Tiere werden Suktorien mit den Ciliaten (Wimpertierchen) zu einer Einheit (Ciliophora) zusammengefasst. Sie unterscheiden sich von den Ciliaten vor allem dadurch, dass sie Tentakeln tragen, die entweder über den Zellkörper verteilt oder in Büscheln angeordnet sind, und dass den Adulten Cilien (Wimpern) fehlen. Suktorien sind sowohl im Meer als auch im Süßwasser verbreitet, bei weitem aber nicht so häufig anzutreffen wie Ciliaten. Warren (2010) nennt nicht mehr als 82 marine Arten.

Vor gut drei Jahrzehnten wurde die Aufmerksamkeit auf Hydrothermal-Quellen gelenkt. Unerwartet waren die hier angetroffenen Lebensgemeinschaften, die für ihre Existenz nicht Licht als Energiequelle brauchen, sondern primär auf chemoautotrophe Vorgänge bauen. In vulkanisch aktiven Bereichen tritt heißes, sulfid- und schwermetallreiches Wasser aus und trifft auf kaltes Tiefenwasser. An vielen Stellen zeigt sich dem Beobachter ein Reichtum an Arten, von den Bakterienrasen bis zur Makrofauna. Etliche der zur Makrofauna und Meiofauna gehörenden Arten haben sich direkt an die hier herrschenden Bedingungen angepasst und leben in einer engen Symbiose mit chemosynthetisch aktiven Mikroorganismen. Diese tragen sie als Ekto-symbionten auf den Oberflächen und im Kiemenraum oder als Endosymbionten in ihren Zellen. Aufgrund der Individuendichte ins Auge fallende Vertreter dieser in Symbiose mit Mikroorganismen lebenden Makrofauna sind röhrenbauende Würmer, die Bartwürmer (Pogonophoren) – meist zu den Polychaeten (Vielborster) gestellt –, Muscheln, Schwämme und garnelenähnliche Krebse (Dekapoden) (Fisher et al., 1987; Segonzac et al., 1994; Southward et al., 2005). Andere im Bereich der vulkanischen Schlotte gefundene Tiere zeigen keine solch enge Bindung an Hydrothermal-Bedin-

gungen. Zu dieser Gruppe gehören auch die Meeresmilben (Halacariden). Vor kurzem wurden mir einige Milben zugeschiedt, gesammelt in einem Hydrothermal-Bereich auf dem Mittelatlantischen Rücken, auf circa 13°N, aus fast 4.000 m Tiefe (Fabri et al., 2011). Mehr als ein Drittel der Halacariden waren mit Suktorien besetzt (Bartsch und Dovgal, 2010).

Die Meeresmilbe und ihre Bewohner

Ein typischer Vertreter der Hydrothermal-Halacariden ist in Abbildung 1 dargestellt. Die Abbildung zeigt die Dorsalansicht einer pazifischen *Copidognathus*-Art, die vor allem, wenn auch nicht ausschließlich, in Tiefsee-Hydrothermalbereichen verbreitet ist. Dargestellt sind der Rumpf (Idiosoma) mit den vier Dorsalplatten und der arttypisch strukturierten Oberfläche, das vordere Köpfchen (Gnathosoma) und die vier bei Adulten jeweils sechsgliedrigen Beinpaare. Zwei Beinpaare sind nach vorn gerichtet, zwei nach hinten. Im Atlantik kommt eine der Pazifikform sehr ähnliche Art vor, *Copidognathus nautilei*. Abbildung 2 zeigt einen Ausschnitt einer Köperhälfte von *C. nautilei* mit dem Köpfchen, einem Teil des Rumpfes und den basalen Gliedern des ersten und zweiten Beines, und sie zeigt einen Bewuchs mit

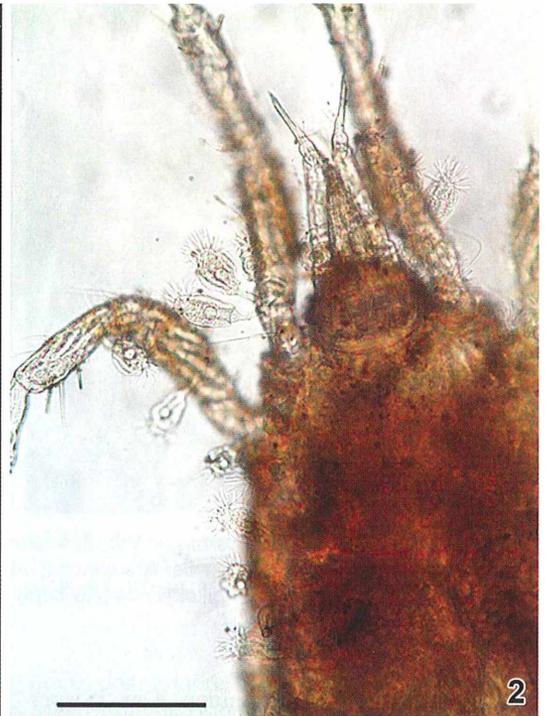
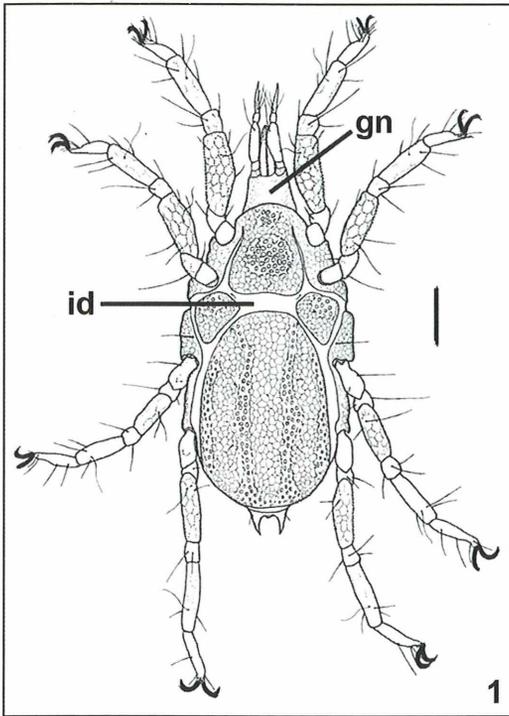


Abb. 1: Dorsalansicht einer Meeresmilbe aus Hydrothermal-Quellen (*Copidognathus papillatus*). gn Gnathosoma, id Idiosoma. – **Abb. 2:** Ausschnitt einer Halacaride (*Copidognathus nautili*, Ventralansicht) mit Suktorien (*Corynophrya abyssalis*). Maßstäbe 100 μm .

Suktorien. Aber vorerst ein Hinweis auf den bräunlichen Belag, der vor allem die dritten Beinglieder und die Platten des Rumpfes bedeckt. Es ist ein Biofilm, der aus Mineralien, wohl vor allem Eisenoxide, und Bakterien besteht. Solch ein Biofilm ist allgemein verbreitet (Corbari et al., 2008). Bei den abgebildeten Suktorien handelt es sich um *Corynophrya abyssalis*. Die Rumpflänge der Milbe beträgt 450 μm , die der Suktorien 37–54 μm .

Suktorien gehören zu den Protozoen, den Einzellern. Ihr wichtigstes Merkmal ist, von einigen Endoparasiten abgesehen, der Besatz mit Tentakeln (Matthes, 1988a). Suktorien auf Halacariden sind schon seit langem bekannt. Schon die erste benannte und beschriebene Halacariden-Art erwies sich als Trägerin von Suktorien (Gosse, 1855). Bisher sind von marinen Halacariden vor allem loricate Suktorien gemeldet, also solche, die sich mit einem Gehäuse, einer Lorica, umgeben. Die drei am häufigsten von Halacariden genannten Arten *Acineta sulcata*, *Praethecacineta halacari* und

Thecacineta calix sind weltweit verbreitet, im flachen wie auch im tiefen Wasser. Sie sind nicht an eine bestimmte Wirtsart gebunden, meist nicht einmal nur Bewohner von Halacariden (Dovgal et al., 2008). *Thecacineta calix* wurde anhand von Exemplaren beschrieben, die einen antarktischen Fadenwurm (Nematoden) besiedelten (Schröder, 1907). Weitere Funde stammen von Ruderfußkrebse (Copepoda), *Acineta sulcata* ist auch von Muschelkrebse (Ostracoden) genannt worden (Matthes, 1988b; Fernandez-Leborans und Tato-Porto, 2000).

Die Tiefseesuktorie *Corynophrya abyssalis*

Der Zellkörper der hier abgebildeten Art (Abb. 3) *Corynophrya abyssalis* ist 37–54 μm lang und 25–30 μm im äußeren Durchmesser. Der Körper ist, wie auch bei anderen *Corynophrya*-Arten, von einer festen Pellikula umgeben. Auf einer Kalotte sitzen an die 40 Tentakeln, alle

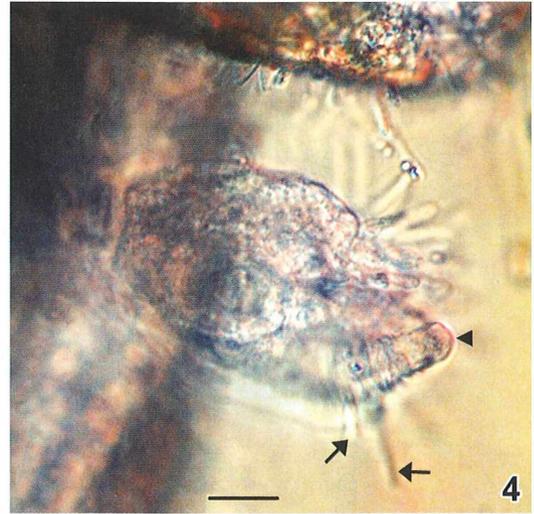


Abb. 3 und 4: *Corynophrya abyssalis*. – **Abb. 3:** Makronucleus durch Sternchen markiert, kontraktile Vakuole durch Pfeil. – **Abb. 4:** Tochtertier vor der Abtrennung, mit mütterlichen Tentakeln (Pfeile), Muttertier im Vordergrund. Vom Tochtertier ragt das apikale Ende (Pfeilkopf) in die Bildebene hinein. Maßstäbe 10 μm .

weitgehend von gleicher Länge. Der Körper steht auf einem kurzen Stiel, dessen Länge gut einer halben Körperlänge entspricht. Im Inneren ist vor allem der rundliche bis ovale, weitgehend zentral gelegene Makronucleus zu sehen, darüber der Umriss einer Vakuole (Abb. 3, Pfeil). Da die zur Verfügung stehenden Tiere fixiert waren, ist nicht mit Sicherheit zu sagen, ob es eine kontraktile Vakuole ist. Das Auffällige an dieser Suktorien-Art sind sieben 4–5 μm hervorspringende Längsrippen. Die Suktorie ist also im Querschnitt sternförmig, einem Zimtstern auf dem Teller mit Weihnachtskeksen ähnlich.

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch äußere Teilung (Spaltung). Auch mütterliche Tentakel werden vorerst vom Tochtertier übernommen (Abb. 4). Abgesehen vom glatten apikalen Ende ist die Pellikula des Tochtertieres fein geringelt, Rippen oder Cilien sind nicht zu erkennen. Ein einem Weberschiffchen ähnlicher „Wurm“, 62 μm lang und 17 μm breit, der frei zwischen den Suktorien lag, ist sicherlich ein solches, inzwischen abgespaltenes Tochtertier, also ein Schwärmer dieser Art. Es ist zu vermuten, dass sich wie bei anderen Suktorien-Schwärmern das wurmartige Stadium mit dem apikalen Ende festsetzt, einen Stiel bildet, dann der Zellkörper wächst und sich die Tentakeln bilden (Matthes, 1988a, b).

Die Suktorien, wie auch die Meeresmilben, sind in die Gruppe der sekundären Konsumenten einzustufen. Die Primärproduzenten in den Hydrothermal-Quellen sind Mikroorganismen (Bakterien, Archaeen), die ihre Energie mittels Chemosynthese aus anorganischen Verbindungen ziehen. Zum Vergleich, Algen und Pflanzen nutzen die Sonne als Energiequelle für die Photosynthese. Die Primärkonsumenten der Hydrothermalfelder verwerten die Mikroorganismen als Nahrungsquelle, sie leben beispielsweise von ihren symbiontischen Bakterien, weiden den die Oberflächen bedeckenden Biofilm ab oder filtrieren Bakterienflocken aus dem Wasser. Die Sekundärkonsumenten ihrerseits ernähren sich von den Primärkonsumenten.

Suktorien im Allgemeinen, und so sicherlich auch die hier in einem Hydrothermalfeld gefundene Art, fangen ihre Beute, meist Einzeller, mit den Tentakeln (Matthes, 1988a). Der Name Suktorie oder Sauginfusor ist irreführend, denn das Plasma der Beute wird nicht mittels Unterdruck eingesaugt. Wie kürzlich von Bettighofer (2010) im MIKROKOSMOS beschrieben, wird mit Hilfe von zahllosen Mikrotubuli und Motorproteinen das Plasma aus der Beute über eine Röhre (= Tentakel) in den Suktoria befördert. Hydrothermalquellen sind reich an Einzellern (López-García et al.,

2003), so dass mit einem gut gedeckten Tisch zu rechnen ist.

Suktorien in der Tiefsee, oder in anderen extrem erscheinenden Lebensräumen, sind nichts Ungewöhnliches. Eine achtrippige Suktorie wurde von der Meeresmilbe *Halacarellus auzendei* erwähnt (Bartsch, 1994), eine Art, die ebenfalls auf dem mittelatlantischen Rücken in einem Hydrothermalfeld lebt. Eine nicht näher benannte Form wurde zwischen Muscheln eines Thermalfeldes gefunden (Sauvadet et al., 2010), und auch eine Meeresmilbe, entnommen einer Probe mit Muscheln aus einer natürlichen Gasquelle im Golf von Mexiko (Atwater Valley, 2190 m), war mit Suktorien besetzt. Bei der Milbe handelt es sich um eine neue *Copidognathus*-Art, die der eben erwähnten *C. nautili* und der abgebildeten *C. papillatus* ähnlich ist.

Suktorien auf Meeresmilben im Flachwasser

Um Suktorien auf Meeresmilben zu beobachten, ist der Hobbymikroskopiker natürlich nicht auf Proben aus der Tiefsee angewiesen. Die oben genannten Gehäuse bildenden Arten *Praethecacineteta halacari* und *Thecacineteta calix* sind häufig auf *Copidognathus*- und *Halacarellus*-Arten (Meeresmilben) aus Flachwassersedimenten anzutreffen. *Acineta sulcata* dagegen scheint vor allem zwischen Aufwuchs (Algen, Hydrozoen) zu siedeln. Für eine fundierte Aussage hinsichtlich Sediment- oder Aufwuchsbewohner liegen allerdings zu wenige Beobachtungen vor.

Thecacineteta calix hat ein urnenförmiges, mit deutlichen Ringleisten versehenes Gehäuse (Abb. 5), dessen Länge zwischen 73–113 µm und Breite zwischen 25–53 µm liegt. Das Gehäuse von *Praethecacineteta halacari* ist meist kleiner, 16–110 µm lang und 12–55 µm breit; ihm fehlen die deutlichen Ringleisten. Das Gehäuse von *Acineta sulcata* ist wiederum kleiner, 16–35 µm lang, 13–26 µm breit und seitlich abgeflacht (Dovgal et al., 2008; Dovgal et al., 2009). *Acineta sulcata* trägt zwei Tentakelbüschel, die beiden anderen Arten nur eins. Bei diesen drei Arten bleibt, wenn der Zellkörper der Suktorie verschwunden ist, das Gehäuse vorerst bestehen. Bei der *Corynophrya*-Art dagegen deutet nur ein verbleibender Stiel auf eine einstige Besiedlung hin.

Die Besiedlungsdichte ist sehr unterschiedlich, die Suche nach Suktorien mag vergeblich sein

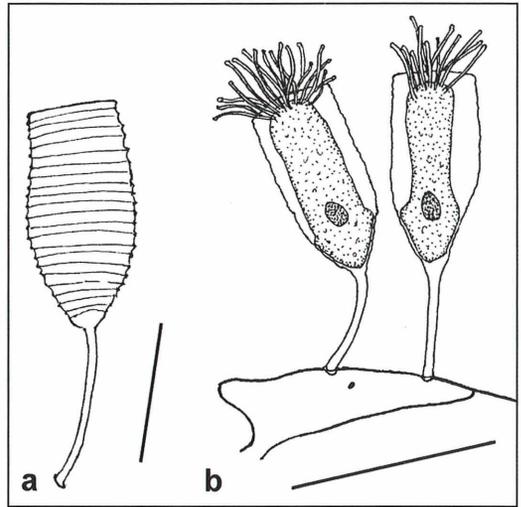


Abb. 5: Gehäuse einer *Thecacineteta calix* (a) und zwei *Praethecacineteta halacari* an einer Meeresmilbe (b). Maßstäbe 50 µm.

oder, das andere Extrem, alle untersuchten Meeresmilben tragen Suktorien. Bis zu 62 Suktorien wurden auf einer Halacaride mit einer Rumpflänge von 400 µm gezählt (Bartsch, 1998).

Von Süßwasser-Halacariden – 26 Arten gibt es in europäischen Gewässern (Bartsch, 1981, 2006) – sind bisher nur von einer Art Suktorien gemeldet worden (Bartsch, 1998; Bartsch und Panesar, 2000). Bei dieser Milbenart handelt es sich um eine Späteinwanderin ins Süßwasser, die wahrscheinlich erst im späten Miozän, vor zehn bis fünf Millionen Jahren, das Süßwasser als Lebensraum erobert hat. Die Mehrzahl der Süßwasser-Halacariden lebt vermutlich seit weit über 100 Millionen Jahren in diesem Lebensraum.

Danksagung

Die abgebildete Milbe mit den Suktorien entstammt Proben, die im Rahmen des Programms Serpentine, mit dem vom Forschungsschiff „Pourquoi pas?“ aus gelenkten Tauchboot Victor 6000 genommen worden waren. Programm, Entnahme, Sortieren und Verteilen der Proben wurden vom IFREMER (Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer) unter Leitung von Y. Fouquet und M.-C. Fabri durchgeführt. Ihnen gilt mein Dank und ebenso dem DESY, Hamburg (Deutsches Elektron und Synchrotron), für die Überlassung eines Gastarbeitsplatzes.

Literaturhinweise

- Bartsch, I.: Meeressmilben zwischen Torfmoos. *Mikrokosmos* 70, 300–306 (1981).
- Bartsch, I.: Halacarid mites (Acari) from hydrothermal deep-sea sites. *New records. Cah. Biol. mar.* 35, 479–490 (1994).
- Bartsch, I.: Halacarinae (Acari, Halacaroidea) from the northwestern Black Sea: A review. *Mitt. Hamb. zool. Mus. Inst.* 95, 143–178 (1998).
- Bartsch, I.: 5. Acari: Halacaroidea. In: Gerecke, R. (Hrsg.): *Chelicerata: Araneae, Acari I. Süßwasserfauna Mitteleuropas, 7/2-1*, S. 113–157. Spektrum Elsevier Verlag, Heidelberg 2006.
- Bartsch, I., Dovgal, I. V.: A hydrothermal vent mite (Halacaridae, Acari) with a new *Corynophrya* species (Suctorina, Ciliophora), description of the suctorian and its distribution on the halacarid mite. *Europ. J. Protistol.* 46, 196–203 (2010).
- Bartsch, I., Panesar, A. R.: Die Meeressmilbe *Caspibalacarus byrcanus* in der Donau bei Wien, ein pontokaspisches Relikt. *Natur Mus.* 130, 258–263 (2000).
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee. Teil 4: Rotalgen-Aufwuchs. *Mikrokosmos* 99, 141–149 (2010).
- Corbari, L., Cambon-Bonavita, M.-A., Long, G. J., Grandjean, F., Zbinden, M., Gaill, F., Compère, P.: Iron oxide deposits associated with the ectosymbiotic bacteria in the hydrothermal vent shrimp *Rimicaris exoculata*. *Biogeosciences* 5, 1295–1310 (2008).
- Dovgal, I., Chatterjee, T., Ingole, B.: An overview of suctorian ciliates (Ciliophora, Suctorea) as epibionts of halacarid mites (Acari, Halacaridae). *Zootaxa* 1810, 60–68 (2008).
- Dovgal, I., Chatterjee, T., Rao, S. D. V., Chan, B. K. K., De Troch, M.: New records of *Praetbecacineta halacari* (Schulz) (Suctorea: Ciliophora) from Taiwan, Tanzania and Canada. *Mar. Biodivers. Rec.* 2, e136 (1–3) (2009).
- Fabri, M.-C., Bargain, A., Briand, P., Gebruk, A., Fouquet, Y., Morineaux, M., Desbruyères, D.: The hydrothermal vent community of a new deep-sea field, Ashadze-1, 12° 58' N on the Mid-Atlantic Ridge. *J. mar. biol. Ass. UK* 91, 1–13 (2011).
- Fisher, C. R., Childress, J. J., Oremland, R. S., Bidigare, R. R.: The importance of methane and thiosulfate in the metabolism of the bacterial symbionts of two deep-sea mussels. *Mar. Biol.* 96, 59–71 (1987).
- Fernandez-Leborans, G., Tato-Porto, M. L.: A review of the species of protozoan epibionts on crustaceans. II. Suctorian ciliates. *Crustaceana* 73, 1205–1237 (2000).
- Gièrè, O.: *Meiobenthology: the microscopic motile fauna of aquatic sediments*. Springer Verlag, Berlin 2009.
- Gosse, P. H.: Notes on some new or little-known marine animals (III). *Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 2*, 16, 305–313 (1855).
- López-García, P., Philippe, H., Gail, F., Moreira, D.: Autochthonous eukaryotic diversity in hydrothermal sediment and experimental microcolonizers at the Mid-Atlantic Ridge. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 100, 697–702 (2003).
- Matthes, D.: Suctorina (Sauginfusorien). In: Matthes, D., Guhl, W., Haider, G. (Hrsg.): *Suctorina und Urceolariidae (Peritricha)*, S. 1–226. G. Fischer Verlag, Jena 1988a.
- Matthes, D.: Ein Sauginfusor auf Fadenwürmern und Kleinkrebsen des Meeres. *Mikrokosmos* 77, 274–278 (1988b).
- Sauvadet, A.-L., Gobet, A., Guillou, L.: Comparative analysis between protist communities from the deep-sea pelagic ecosystem and specific deep hydrothermal habitats. *Environm. Microbiol.* 12, 2946–2964 (2010).
- Schröder, O.: Die Infusorien der deutschen Südpolar-expedition 1901–1903. *Deutsche Südpolarexpedition 1901–1903. Zoologie* 9, 352–360 (1907).
- Segonzac, M., de Saint Laurent, M., Casanova, B.: L'énigme du compartement trophique des crevettes Alvinocarididae des sites hydrothermaux de la dorsale médio-atlantique. *Cah. Biol. mar.* 34, 535–571 (1993).
- Southward, E. C., Schulze, A., Gardiner, S. L.: Pogonophora (Annelida) form and function. *Hydrobiologia* 535/536, 227–251 (2005).
- Warren, A.: Suctorina. In: *World Ciliophora Database* (2010), *World Register of Marine Species*. Zugriff unter: <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=162681>.

Verfasserin: Dr. Ilse Bartsch,
Forschungsinstitut Senckenberg, c/o DESY,
Notkestraße 85, 22607 Hamburg

Buchbesprechung

Furey, P. C., Lowe, R. L., Johansen, J. R.: *Eumotia Ehrenberg* (Bacillariophyta) of the Great Smoky Mountains National Park, USA. J. Cramer in der Gebr. Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2011, 133 Seiten, 34 Bildtafeln, zwei Tabellen, Taschenbuch, € 59,00, ISBN 978-3-443-57047-7.

Dies ist ein Buch zusammengestellt von Spezialisten für Spezialisten. Der Amateur-Mikroskopiker dürfte relativ wenig Nutzen aus dieser Zusammenstellung ziehen, es sei denn, dass er sich ausgesprochen ernsthaft mit der Taxonomie der Bacillariophyceen auseinandersetzt. Denn es werden ausschließlich die Arten der Diatomeen-Gattung *Eumotia*, welche im Great Smoky Mountains Na-

tional Park, USA, vorkommen, sehr gründlich bearbeitet. Als Band 56 der *Bibliotheca Diatomologica* hat diese Studie einen angemessenen Publikationsort gefunden. Qualitativ, aber auch preislich entspricht das Buch den Erwartungen, die man an ein solches Werk stellt.

Thomas Gross, Heidelberg

Das Torfmoos (*Sphagnum*) – Ein Baumeister ganzer Landschaften

Bruno Ortner

Die Moore unserer Landschaft ziehen den Naturliebhaber und Mikroskopiker immer wieder an, und er lässt sich eine Wanderung durch das Moor oder einen Moorlehrpfad nicht entgehen, wenn sich dazu die Gelegenheit bietet. Ruhe, Stille, Tier- und Pflanzenwelt üben bei jeder Wanderung durchs Moor eine unheimliche Faszination aus. Es bietet sich darüber hinaus die Gelegenheit zu Vogelbeobachtungen.

In Niedermooren, wenn der Moorboden verhältnismäßig kalkreich ist, bildet sich eine eigene Pflanzengesellschaft aus, in der die Braune Kopfbirse (*Schoenus ferrugineus*) die Charakterpflanze ist. Sie blüht Anfang Mai und sticht durch ihre dichten, braunen Horste sofort ins Auge. In dieser Pflanzengesellschaft gedeihen zur gleichen Zeit in großer Menge duftende Mehlprimeln, Fettkraut, Wollgräser, einige Knabenkräuter und Graslilien – ein faszinierender Anblick für den Botaniker. Von Mitte April bis Ende Mai hören wir oftmals die weichen, melodischen Rufe des Großen Brachvogels. Zur selben Zeit kann man den Balzflug der Bekassine beobachten. Eine einfache niedrigere Pflanze, ein Winzling könnte man sagen, das Torfmoos (*Sphagnum*), das als Spezialist sich eigene Lebensbedingungen für diesen Lebensraum schafft, fällt dabei als ein hervorragender Landschaftsgestalter auf.

Moortypen

Was ist ein Moor? Eine Landschaft, deren Boden mindestens 30 cm tief aus Torf, das heißt, aus mineralarmen Humusansammlungen besteht und die sehr wasserreich ist. Wegen Sauerstoffmangel konnten die den Torf aufbauenden Pflanzenreste wie Wurzeln, Stängel, Blätter und Zweige nicht von Fäulnisbakterien und Pilzen zersetzt werden. Der Boden reagiert sauer. Es werden drei Moortypen unterschieden, Niedermoor (Flachmoor), Zwischenmoor und Hochmoor. Niedermoore sind an das Vorhandensein von Grundwasser gebunden. Ihre Oberfläche ist waagrecht oder an einem Hang schwach

geneigt. Der Boden ist mehr oder weniger mineralreich und kann kleine Mengen Kalk enthalten. Niedermoore bilden sich vor allem um Quellen, Flussniederungen und an Seen. Sie tragen eine vielfältige Pflanzenwelt. Hochmoore wölben sich über ihre Umgebung empor und liegen ein Stück über dem Grundwasserspiegel. Sie sind allein auf die Niederschläge angewiesen, die über ihnen fallen. Da dieses Wasser keine gelösten Stoffe enthält und auch der Wind nur Spuren mineralischer Stoffe einweht, zeichnen sich Hochmoore durch große Nährstoffarmut aus. Nur genügsame Pflanzen können hier gedeihen. Wichtigste Pflanzengattung ist die der Torfmoose (*Sphagnum*). Diese Moose können mit Hilfe ihrer großen Speicherzellen in den Blättern bedeutende Mengen Niederschlagswasser sammeln (Abb. 1). In einem Hochmoor lassen sich drei Horizonte unterscheiden, als unterster die Schlenken, als mittlerer der Moosteppich



Abb. 1: Blick in ein Hochmoor-Regenmoor in der Hangmulde eines Moorkiefernbestandes mit den drei Horizonten: Schlenke, Moorteppich und Bulten.



Abb. 2: Hier schiebt sich ein Moosteppeich (Schwingrasen) in eine Schlenke. – **Abb. 3:** Bult mit Torfmoosen, Rosmarinheide, Besenheide, Rauschbeere, Sumpfpfornst.

(Abb. 2) und als oberster die Bulten (Abb. 3). Schlenken sind Vertiefungen, in denen – außer in Zeiten langer Trockenheit – immer Wasser steht. Sie werden durch untergetaucht lebende Torfmoosarten wie *Sphagnum cuspidatum*, *S. majus*, den Kleinen Wasserschlauch (*Utricularia minor*), die Schlammsegge (*Carex limosa*) und die Fadensegge (*Carex lasiocarpa*) besiedelt. Die Bulten ragen als rundliche Erhebungen bis zu 50 cm aus dem Moosteppeich heraus und stellen somit die trockeneren Teile des Hochmoores dar. Die wichtigsten Pflanzen sind jedoch bunt gefärbte Torfmoose. *S. magellanicum*, *S. rubellum*, *S. fuscum*, *S. balticum*, eine Haarmützenmoosart (*Polytrichum strictum*) und Becherflechten (Cladoniaceae) sind hier vertreten. Für den unteren Bereich der Bulten sind charakteristisch der Rundblättrige Sonnentau (*Drosera rotundifolia*) und die Rosmarinheide (*Andromeda polifolia*). Im oberen und daher trockensten Teil wachsen Preiselbeere (*Vaccinium oxycoccus*), Heidelbeere (*Vaccinium myrtillus*), Rauschbeere (*Vaccinium uliginosum*) und die Besenheide (*Calluna vulgaris*).

Wesentliche Eigenschaften der Torfmoose

Folgende ökologisch wesentliche Eigenschaften der Sphagnen im Hochmoor sind nach Overbeck (1975) hervorzuheben: a Hohes Wasserbedürfnis; b große Wasserkapazität der Einzelpflanze sowie des ganzen *Sphagnum*-Rasens (daher wirken die Torfmoose versumpfund auf den Boden ein); c sehr geringer Nährstoff-

bedarf; d die Sphagnen sind in der Lage, stark ansäuernd zu wirken und können somit auch selbst relativ hohe Säuregrade ertragen; e aufgrund der unter d erwähnten Eigenschaft sind diese Moose in der Lage, durch die selbst geschaffenen extremen Standortbedingungen andere Konkurrenten auszuschalten.

Die Torfmoose besitzen ein Wasserhebevermögen, das es ihnen ermöglicht, die 10fache Menge ihres Trockengewichtes an Wasser über Strecken zwischen einem und zwei Dezimetern innerhalb von 48 Stunden in ihre Köpfe zu heben, und ein Wasserhaltevermögen, das im Durchschnitt über dem 20fachen Trockengewicht liegt. Voraussetzung für diese Eigenschaften ist der spezielle Bau der Torfmoose: Eng stehende Äste mit dichter Beblätterung und der Besitz abgestorbener, durch Poren mit der Außenwelt verbundener so genannter Hyalinzellen (Hyalozyten), der eine optimale äußere Kapillarwasserleitung und Haftwasserleitung ermöglicht.

Die Wuchsform vieler Torfmoose ist dichtrasig (Abb. 4) oder in Bulten und trägt zusätzlich dazu bei, einen mooreigenen Grundwasserkörper aufzubauen, dessen Bestand auch in Trockenperioden gewährleistet ist. Eine weitere Eigenschaft der Torfmoose, ihr Kationenaustauschvermögen (Austausch positiv geladener Metallionen gegen positiv geladene Oxoniumionen), ist in ihrem speziellen Zellwandaufbau begründet. Das Kationenaustauschvermögen ermöglicht es den Torfmoosen, die vom Regen eingebrachten Nährstoffe aufzufangen und weiter zu verwerten. Die durch die ständige

Abgabe von Oxoniumionen bedingte Versauerung des Moorkörpers ist verantwortlich für das Dominieren von Pilzen gegenüber Bakterien im Moor. Heidekrautgewächse und Torfmoose leben in Vergesellschaftung mit Pilzen. Das Pilzmyzel überzieht die Wurzeln der Kräuter und die Blätter der Moose und dringt in die äußersten Zellschichten ein. Dieses Geflecht wird als Mykorrhiza bezeichnet. Es entnimmt die für die Ernährung der Wirtspflanze notwendigen organischen Substanzen faulenden Pflanzen und Tieren und setzt sich als Aufnahmeorgan geradezu an die Stelle der Wurzelhaare und Moosblätter. Ein Teil des in den Wirtspflanzen lebenden Pilzmyzels wird dann von den Wurzel- und Blattzellen verdaut, so dass die Wirtspflanze durch den Pilz ernährt wird. Die Lebensgemeinschaft Hochmoor basiert auf der Symbiose von Blütenpflanzen, Mykorrhizapilzen und Torfmoosen. Die Torfmoose wachsen rasch an ihrer Sprossspitze weiter, sterben unten ab und werden zu Torf. Dieses schnelle Emporwachsen der Torfmoose wirkt neben den schon genannten chemischen Bedingungen des Bodens stark auslesend auf die Pflanzenwelt. Nur wer mit dem Wachstum der Torfmoose Schritt halten kann und das saure Milieu erträgt, der überlebt.

Zur Systematik der Torfmoose

Die Gattung *Sphagnum* umfasst weltweit zwischen 200 und 300 Arten, deren Vorkommen aber nur zum Teil auf Moore beschränkt ist. In Europa kennt man je nach Artbegrenzung etwas über 40 Arten, die in neun oder 10 Sektionen zugeordnet werden (Hölzer, 2010). Im neuen Buch *Die Torfmoose Südwestdeutschlands und der Nachbargebiete* von Dr. A. Hölzer werden 37 Arten aus sieben Sektionen abgehandelt.

Standortverhältnisse: Sehr hydrophile Arten, die fast ständig im Wasser leben und nur mit dem Köpfchen herausragen: *Sphagnum riparium*, *S. obtusum*, *S. cuspidatum*, *S. platyphyllum*. Mäßig bis stark hydrophile Arten: *S. recurvum* agg. (= Sammelart), *S. balticum*, *S. subsecundum*, *S. inundatum*, *S. denticulatum*, *S. contortum*. Mäßig hydrophile Arten: *S. warnstorffii*, *S. rubellum*, *S. pulchrum*, *S. pillosum*, *S. centrale*, *S. magellanicum*, *S. compactum*. Schwach hydrophile Arten (wachsen an mäßig feuchten Orten oder sogar auf ziemlich

trockenem Waldboden): *S. fimbriatum*, *S. girgensohnii*, *S. robustum*, *S. squarrosum*, *S. fuscum*, *S. acutifolium*, *S. quinquefarium*, *S. imbricatum*, *S. palustre*.

Hinweise für die Bestimmung eines Torfmooses – Mikroskopische Arbeitstechnik

Entnahme eines faustgroßen Torfmoos-Polsters. Der Standort (Moortyp, Wald, etc.) sollte schriftlich festgehalten werden. Frisches oder Herbarmaterial kann zur Bestimmung herangezogen werden. Das Herbarmaterial mit Leitungswasser aufweichen; besser noch in einem Löffel kurz aufkochen, damit störende Luftblasen entweichen und die ursprüngliche Ausdehnung der Zellen wieder erreicht wird. Es sollten nur ausgewachsene Pflanzen untersucht werden und man sollte sich niemals nur auf ein Pflänzchen beschränken (Vielfalt der Merkmalsausprägungen).

Anfärben: Da man Poren in der Außenrinde des Stammes und in den Hyalinzellen der Blätter in ungefärbtem Zustand nicht oder kaum sieht, muss man zu deren Feststellung das Präparat färben. Das geschieht durch Eintauchen in eine wässrige Lösung von Methylenblau oder Kristallviolett und nachheriges Auswaschen der restlichen Lösung in reinem Wasser. Für Untersuchungen an den Stamm- und Astblättern genügt es, diese beziehungsweise ganze Zweige oder Stammenteile einige Sekunden in die Farbstofflösung zu geben. Zur Feststellung der Poren in der Außenrinde des Stammes werden dagegen 5 bis 10 Minuten erforderlich sein.

Lage der Poren (nach Ricek, 1972): Ob die Poren der Blätter an der konkaven Ober-(Innen-) oder konvexen Unter-(Außen-)seite liegen, lässt sich leicht feststellen. Da Blätter besonders im Spitzenteil oberseits konkav sind, stellt man das Mikroskop bei ungefähr 400- bis 600-facher Vergrößerung zunächst scharf auf den Blattrand und nachher auf die Blattmitte ein. Muss man hierzu den Tubus abwärts bewegen, so ist die Oberseite dem Beschauer zugewendet (im umgekehrten Fall wäre es die Unterseite). Ebenso verfährt man bei der Feststellung der Poren in der Wand der Hyalinzellen: Bei Hochstellung sieht man im ersten Fall die der Oberseite deutlich, bei der Tiefstellung die an der Unterseite. Die – wie oben angegeben – ge-

färbte Außenrinde des Stammes kann man mit einem Skalpell abschaben und auf das Vorhandensein von Poren prüfen.

Dünne Querschnitte: An geeigneten Schnitten kann man die Zahl der Zellschichten in der Außenrinde des Stammes feststellen, ebenso Lage und Form der Chlorozyten der Astblätter. Allerdings müssen sehr dünne Blattquerschnitte mit der Rasierklinge angefertigt werden. Glyceringelatine, Glycerinwasser (1:1) oder Glycerin sind als Einbettungsmittel für kurze Zeit zur Aufbewahrung der Präparate zu empfehlen (haltbar circa zwei Monate). Für Dauerpräparate sind diese Einschlussmedien nicht zu empfehlen, weil die Farbe aus den eingeschlossenen Objekten auswandert. In diesem Rahmen soll auch die Eigenfärbung der Torfmoose angesprochen werden. Die Farbpalette reicht von – durch Luftporenschlüsse bedingtem – Weiß über Grün bis zum dunkelsten Rotbraun (fast schwarz). Ein erheblicher Teil der erwähnten Farbpalette kann auf eine einzige Art zutreffen;

somit ist das Merkmal Färbung für die Bestimmung kaum zu gebrauchen.

Bestimmungsliteratur: Für die korrekte Bestimmung von Torfmoosen ist unbedingt ein gutes Bestimmungsbuch mit illustrierten Schlüsseln, Artbeschreibungen, Anmerkungen zur Artunterscheidung, ergänzt durch Farb- und Mikrofotos notwendig. Durch die leicht verständlichen Bestimmungsschlüssel wird dem Anfänger der Einstieg in diese Gruppe erleichtert. Das neu im Weissdorn-Verlag Jena erschienene Buch *Die Torfmoose Südwestdeutschlands und der Nachbargebiete* von Adam Hölzer, Staatliches Museum für Naturkunde Karlsruhe, kann jedem Naturliebhaber oder Freizeit-Mikroskopiker wärmstens empfohlen werden.

Dauerpräparat von Torfmoosblättern: Von einer trockenen Torfmoospflanze zupfen wir aus der oberen Hälfte 2–3 Spreizäste ab und legen sie für etwa 1 Minute in die Kristallviolettlösung (oder Methylenblau- bzw. Gentianaviolettlösung). An-

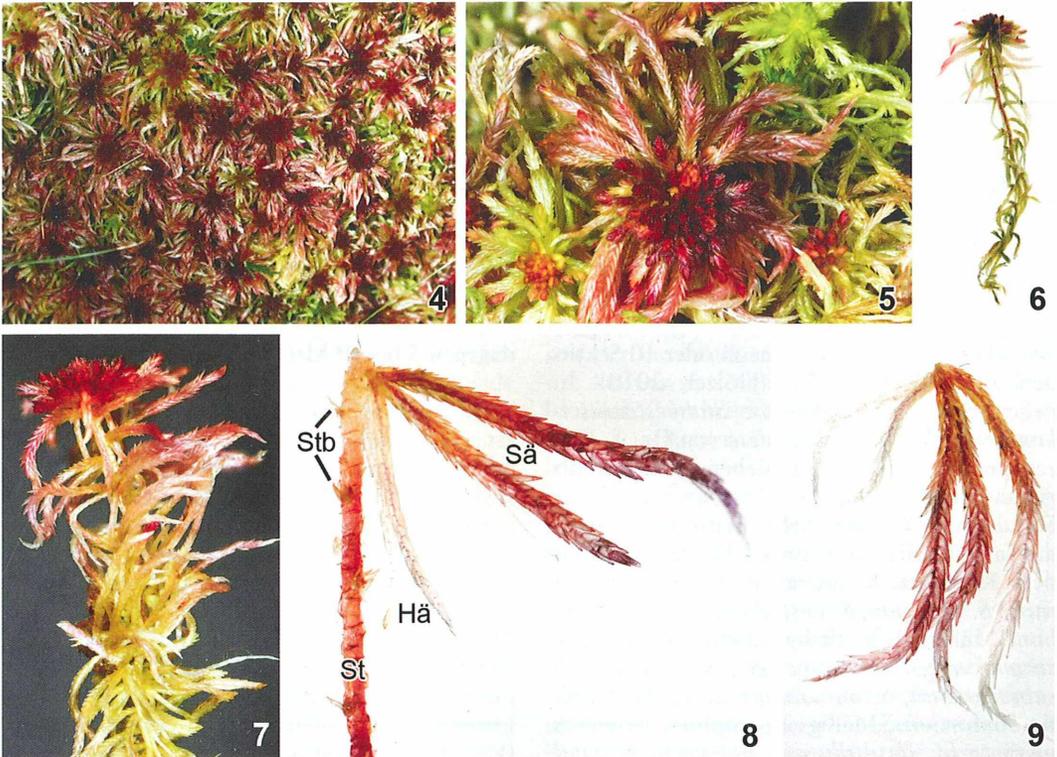


Abb. 4–9: *Sphagnum quinquefarium*. – **Abb. 4:** Rasen. – **Abb. 5:** Konvexes Köpfchen mit inneren (zapfenförmigen) und äußeren Ästen. – **Abb. 6:** Zarte und schlanke Pflanze. – **Abb. 7:** Kräftige und robuste Pflanze. – **Abb. 8:** Stamm (St) mit Stammblättern (Stb), Hängeästen (Hä) und Spreizästen (Sä). – **Abb. 9:** Astbüschel (Faszikel).

schließend muss gut mit Wasser ausgewaschen werden, so dass keine Farblösungsreste in den Hyalozyten zurückbleiben. Das Auswaschen kann beschleunigt werden, wenn man aus den Ästchen das Wasser mehrmals mit einem Papiertaschentuch auspresst und danach das Objekt wieder in Wasser taucht. Dann legen wir das Objekt einige Minuten in Phosphorwolframsäure (5%ig), waschen wieder aus und zupfen die gefärbten Blättchen direkt in einen auf einem Objektträger vorbereiteten Tropfen mit Poly-

vinylalkohol (Gray-Weiß-Medium) oder in Laevulosisirup (Schömer, 1949).

Polyvinylalkohol (Rezept von Dr. Felix Schumm): Circa 2 g Polyvinylalkohol in 10–15 ml heißem Aqua dest. auflösen (in kaltem Wasser braucht es sonst recht lange) und dann 5 ml Milchsäure und 5 ml Glycerin hinzufügen.

Laevulosisirup: Man löst 20 g Laevulose (Fruchtzucker) in 15 ml Aqua dest. durch längeres (ca. 24 Stunden) mäßiges Erwärmen (bei 37 °C)

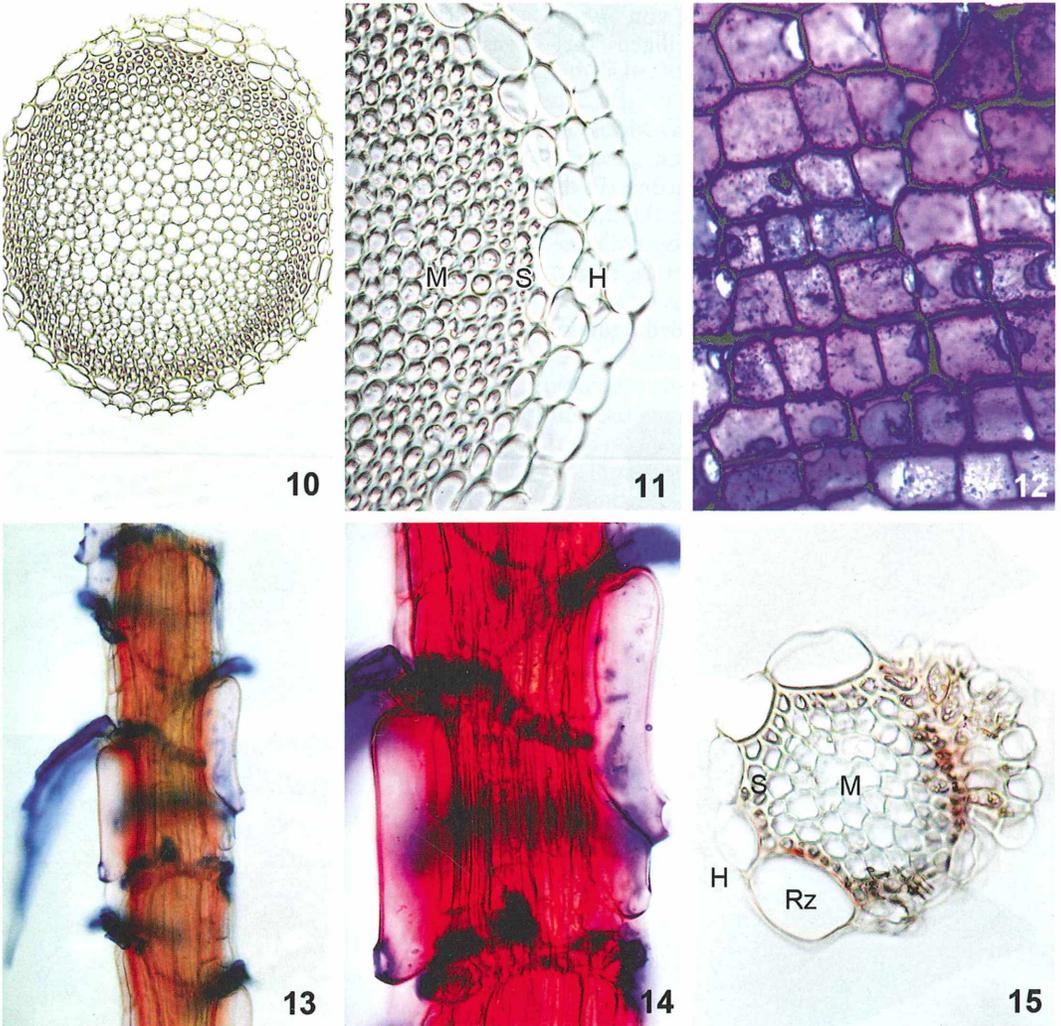


Abb. 10–15: *Sphagnum quinquefarium*. – **Abb. 10:** Stammquerschnitt; Torfmoose besitzen keinen Zentralstrang. – **Abb. 11:** Ausschnitt vom Stammquerschnitt. H Hyalodermis (Rinde), M Mark (Zentralgewebe), S Sklerodermis (Mantelgewebe). – **Abb. 12:** Epidermis des Stammes, an der Oberfläche fast stets mit unregelmäßigen Membranverdünnungen (Poren) versehen. – **Abb. 13:** Ästchen mit Retortenzellen. – **Abb. 14:** Ausschnitt Ästchen: Retortenzellen vergrößert. – **Abb. 15:** Querschnitt eines Ästchens: H Hyalodermis, M Mark, Rz Retortenzellen, S Sklerodermis.

auf; Überführung der Objekte aus Wasser ins Einschlussmedium. Der Laevulosirup erhärtet wie Kanadabalsam. Eine Lackumrandung verhindert das Auskristallisieren des Einschlussmittels.

Bestimmungsbeispiel

Nehmen wir jetzt ein Torfmoos exemplarisch unter die Lupe und untersuchen wir die morphologischen und anatomischen Merkmale unter dem Aspekt der Bestimmung von *Sphagnum quinquefarium*, dem Fünfzeiligen Torfmoos.

Rasen und Habitus der Pflanze: Das Moos bildet lockere bis mäßig dichte Rasen (Abb. 4) von scheckig oder sprenkelig rot-grüner Farbe und baut ausgedehnte Decken auf, die an der Oberfläche stetig wachsen – günstige Wasserversorgung und Temperaturen vorausgesetzt – während die basalen Teile sukzessiv absterben und unter den sauerstoffarmen Bedingungen

unvollkommen zersetzt in Torf übergehen. Als Teppich überzieht das Moos Felsblöcke, bildet auf Dolomithfelsen manchmal richtige Vorhänge (z. B. Echerntal bei Hallstatt). Die Moosdecke speichert Wasser über Kapillarkräfte. Hierzu tragen drei verschiedene Strukturen des Mooses bei, welche das Wasser kapillar anziehen und festhalten. Zum einen stehen die Stämmchen des Mooses sehr dicht beieinander, zum anderen liegt ein Teil der Äste dem Stämmchen eng an. Dadurch entsteht ein Kapillarnetz, welches sich durch das ganze Moospolster zieht. Die dritte Struktur wird durch die Hyalozyten gestellt. Die Hyalozyten ziehen das Wasser kapillar durch die Poren in ihren Innenraum.

Habitus: Der Pflanzenkörper von *Sphagnum quinquefarium* gliedert sich in Köpfchen (Abb. 5; mit dichtem und gewölbtem Schopf und einer Endknospe), Stämmchen mit aufrechten und dem Stämmchen anliegenden, dreieckigen Stammblättern (Abb. 8), Astbüschel (Faszikel) meist mit fünf Ästen. Von den fünf Ästen stehen drei, seltener zwei, in sehr unterschiedlicher Richtung ab (Abb. 9). Das Moos hat eine

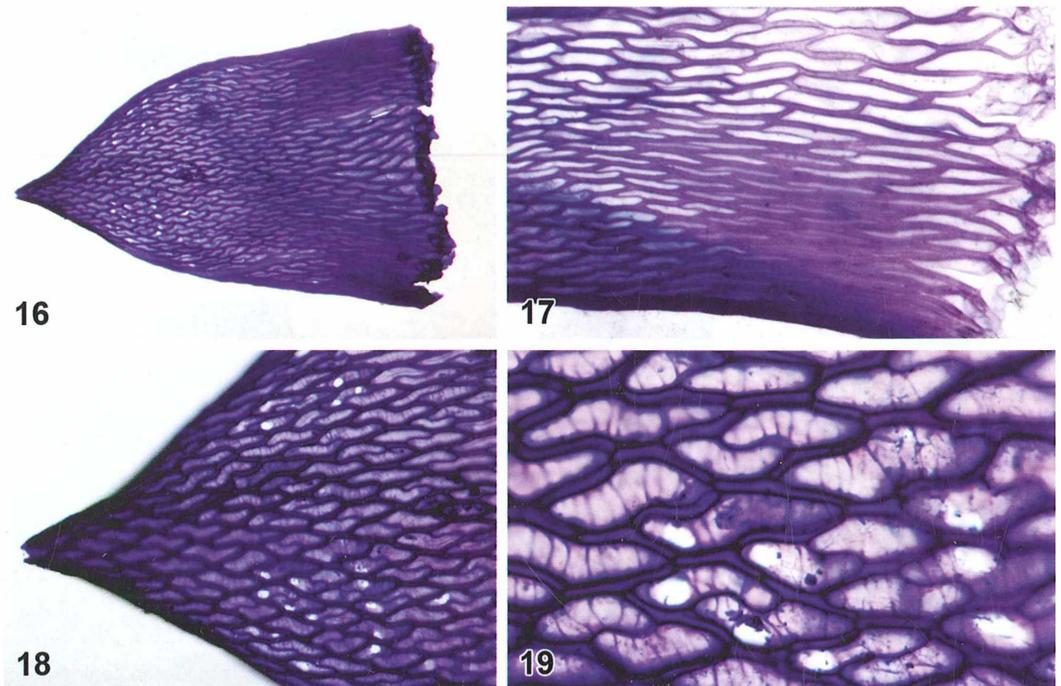


Abb. 16–19: *Sphagnum quinquefarium*. – Abb. 16: Stammblatt (Umriss): Spitze plötzlich zusammengezogen. – Abb. 17: Stammblatt: Blattflügel. – Abb. 18: Stammblattspitze: Hyalozyten rhombisch bis kurz rhombisch, septiert (= mit Querwänden versehen). – Abb. 19: Stammblatt-Ausschnitt aus oberer Blatthälfte mit Fasern und Poren; häufiger ohne als mit Fasern und Poren.

schlanke zarte bis kräftig robuste, meist aber mittelkräftige Wuchsform (Abb. 6 und 7).

Der Stamm

Der Stängel hat einen Durchmesser von 0,4 bis 0,8 mm. Ein dünner Querschnitt durch einen voll entwickelten Stamm zeigt deutlich sichtbar voneinander getrennte Gewebeschichten (Abb. 10). Die Gewebe bestehen von innen nach außen aus einem dünnwandigen, aus parenchymatischen Zellen aufgebauten Mark, gefolgt von einem aus dickwandigen, grün oder rötlich gefärbten, prosenchymatischen Zellen aufgebauten Festigungsgewebe (Sklerodermis), das nach außen meist deutlich durch ein zwei- bis dreizelliges Rindengewebe (Hyalodermis) begrenzt wird (Abb. 11). Etwa ein Drittel der äußeren Hyalodermiszellen besitzen eine runde oder halbkreisförmige Pore (starke Anfärbung notwendig; Abb. 12). Ein Zentralstrang mit Hydroidzellen fehlt (Abb. 10). Die Wasseraufnahme und Wasserleitung erfolgt kapillar in der mehrschichtigen Rinde. Das Wasserleitungssystem des Stammes findet seine Fortsetzung in den Wasserspeicherzellen der Blätter. Die Anzahl der Rindenzellschichten des Stammes ist ein wichtiges Merkmal bei der Bestimmung von Sphagnen.

Der Ast

Wie der Stamm besitzen auch die Äste des Mooses Hyalodermiszellen. Diese heben sich deutlich von den Rindenzellen des Stammes ab. Große, bauchige, sich nach oben flaschen-

förmig verjüngende Retortenzellen (auch Flaschenzellen genannt) (Abb. 13 und 14) findet man ausschließlich an den Ästen. Die Retortenzellen haben die gleiche Aufgabe wie die übrigen Hyalodermiszellen. Sehr eindrucksvoll wirken diese Flaschenzellen auf der Außenseite der Äste. Es sind richtige Wasserbeutel, die sich bei Wasserüberschuss von selber füllen und nur langsam wieder ihren Inhalt abgeben. Der Astquerschnitt zeigt im Aufbau Mark, Sklerodermis und einschichtige Hyalodermis (Abb. 15).

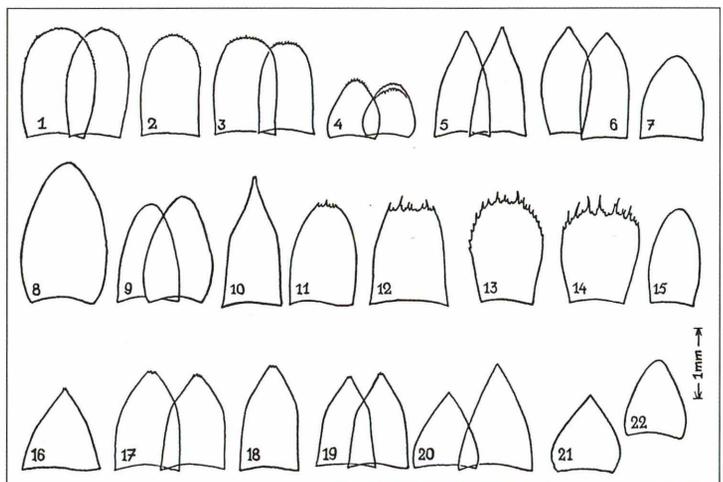
Das Blatt

Sämtliche Blätter der Torfmoose sind einzelschichtig und rippenlos. Sie enthalten drei unterschiedliche Zelltypen: 1. Undifferenzierte, linealische und englumige, häufig frühzeitig abgestorbene Zellen säumen die Blattränder. 2. Chlorozyten sind langgestreckte, chloroplastenhaltige Zellen, die der Photosynthese dienen. 3. Hyalozyten sind gleichfalls langgestreckte, aber insgesamt größere und weitere, chlorophyllfreie, abgestorbene Zellen, welche aus der Umgebung Wasser aufnehmen. Sie sind üblicherweise mit einer artspezifischen Zahl und Anordnung von Poren und irisblendenartig in das Lumen ragenden Verdickungsleisten (Spiralfasern, Fibrillen) versehen. Letztere verhindern das Kollabieren der dünnen Wände bei Wasseraustritt aus den Hyalozyten.

Stammblätter: Sie sind von unterschiedlicher Größe, aufrecht und dem Stamm angepresst, meist nicht länger als breit (0,9–1,4 × 0,6–0,9 mm), dreieckig-zungenförmig, aus breitem Grund gleichseitig oder gleichschenkelig drei-

Abb. 20: Umriss von Stammblättern der Torfmoose (aus Ricek, 1972).

- 1 *S. subbicolor*, 2 *S. squarrosum*,
- 3 *S. teres*, 4 *S. compactum*,
- 5 *S. cuspidatum*, 6 *S. tenellum*,
- 7 *S. subsecundum*, 8 *S. platyphyllum*,
- 9 *S. contortum*, 10 *S. plumulosum*,
- 11 *S. robustum*, 12 *S. girgensohnii*,
- 13 *S. fimbriatum*, 14 *S. lindbergii*,
- 15 *S. fuscum*, 16 *S. quinquefarium*,
- 17 *S. rubellum*, 18 *S. warnstorffianum*,
- 19 *S. nemoreum*, 20 *S. recurvum*,
- 21 *S. pulchrum*, 22 *S. dusenii*.



eckig, in der Regel schon von der Basis bis zur Spitze schräg zulaufend, Spitze oft plötzlich zusammengezogen (Abb. 16), gestutzt und gezähnt, Saum (= undifferenzierte Zellen der Blattflügel, 20–70% der Basis einnehmend) breit und nach unten stark verbreitert (Abb.

17). Hyalozyten in der oberen Blatthälfte sind fast rhombisch bis kurz rhomboidisch, meist septiert (= mit Querwänden versehen), häufiger ohne als mit Fasern und Poren (Abb. 18 und 19). Die Stammbblätter der Torfmoose sind mit ihren diagnostisch wichtigen Merkmalen für die

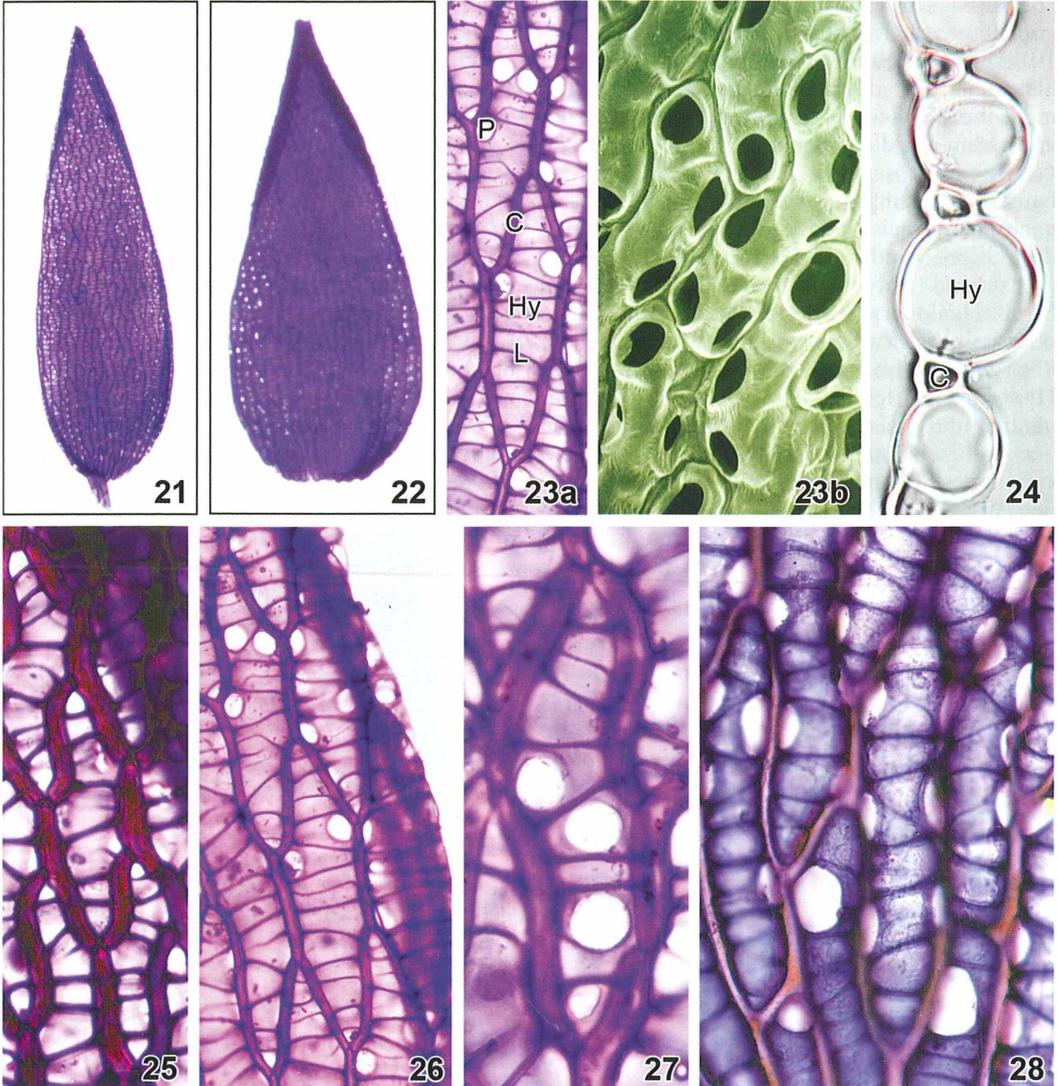


Abb. 21–28: *Sphagnum quinquefarium*. – **Abb. 21:** Astblatt (Umriss). Eilanzettlich bis verlängert lanzettlich; mit 2–3 Reihen englumiger Zellen gesäumt; Spitze gestutzt. – **Abb. 22:** Astblatt (Umriss). Oval; Spitze gestutzt; mit 2–3 englumigen Zellen gesäumt. – **Abb. 23a:** Astblatt-Zellausschnitt: C Chlorozyt (langgestreckte, chloroplastenhaltige Zelle), Hy Hyalozyt, L Verdickungsleisten (Spiralfaser, Fibrillen), P Pore. – **Abb. 23b:** REM-Aufnahme der Astblattoberfläche: Hyalozyten mit Porenapparat. – **Abb. 24:** Astblatt-Querschnitt: C Chlorozyt, Hy Hyalozyt. – **Abb. 25:** Astblatt: adaxiale, konkave Blattinnenseite; oben. – **Abb. 26:** Astblatt: adaxiale, konkave Blattinnenseite; unten. – **Abb. 27:** Astblatt: abaxiale, konvexe Blattaußenseite; oben. – **Abb. 28:** Astblatt: Abaxiale, konvexe Blattaußenseite; unten.

Bestimmung der Arten von großer Bedeutung. Abbildung 20 (nach Ricek, 1972) zeigt die Umrisse von Stamtblättern einiger Torfmoose.

Astbüschel meist mit fünf Ästen, davon stehen drei, seltener zwei in sehr unterschiedlicher Richtung ab (Abb. 9). Diese Spreizäste sind entweder lang und allmählich verdünnt, bogig bis straff zurückgekrümmt oder kürzer bis sehr kurz, gegen die Spitze wenig verdünnt, waagrecht abstehend bis aufstrebend, fast immer sehr deutlich 5-reihig beblättert. Die Astblätter sind in den Ästen in einer 2/5-Spirale angeordnet, so dass fünf Längsreihen von Blättern entstehen. Diese Reihen sind aber nur unter gewissen Bedingungen deutlich zu erkennen, besonders dann, wenn die Blätter etwas sparrig abstehen, was als charakteristisches Kennzeichen gilt (auch bei *S. pulchrum* und *S. warnstorffii*). Die Fünffreiheit besteht nicht nur im Köpfchen, sondern auch noch bei den älteren Ästen. Die Äste wirken dadurch 5-kantig. Astblätter: 0,8–1,6 × 0,4–0,6 mm im trockenen Zustand bogig aufrecht abstehend, nie einseitswendig. Der Blattumriss ist oval, eilanzettlich bis verlängert lanzettlich, die Spitze der Astblätter abgerundet-gestutzt und gezähnt, die Blattränder mit zwei bis drei Reihen von englumigen, linealischen und undifferenzierten Zellen gesäumt (Abb. 21 und 22).

Die Hyalozyten auf der adaxialen, konkaven Blattinnenseite: Im oberen Teil des Blattes mit sehr kleinen Poren (besonders in den oberen und unteren Ecken), in der Nähe der Blattränder mit großen Poren (Abb. 23, 25, 26).

Die Hyalozyten auf der abaxialen, konvexen Blattaußenseite: Mit ziemlich großen, halbellip-

tischen Kommissuralporen (= Poren am äußeren Rand der Hyalozyten dicht an den Flanken der Chlorozyten) (Abb. 27 und 28), die nach unten allmählich größer werden und sich in der Nähe der Ränder mit Innenporen decken.

Die Chlorozyten im Querschnitt: Dreieckig bis trapezförmig und auf der konvexen Seite eingeschlossen oder beiderseits freiliegend (Abb. 24). Einige Astblattumrisse zum Vergleich siehe Abbildung 29 (nach Ricek, 1972).

Da die Fortpflanzungsorgane (gemeint sind die Sporogone) zur Bestimmung nicht herangezogen werden, wird dieser Bereich in dieser Arbeit nicht angesprochen.

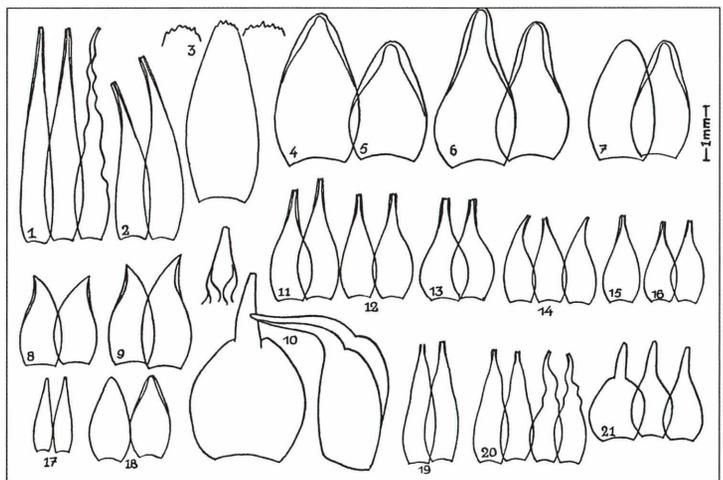
Ökologie

Standort: Moos saurer, mäßig feuchter Nadelwälder; auf dichter Rohhumusschicht in Zwergstrauchheiden und als Überzug auf Silikatgestein, Quarzitschotter, Flysch und Kalksteinblöcken; montane Waldpflanze der Mittelgebirge bis in den Latschengürtel; sehr oft steht dieses Moos an Wegböschungen; selten findet es sich auf Torf und noch seltener in offenem, saurem Moorbereich; in weiter nördlichen Gebieten ist die Art nicht auf die Gebirge oder auf felsiges Substrat beschränkt, sondern geht auch in moorige Gebiete (Crum und Snider, 1977 aus Hölzer, 2010). Ähnliche Standorte finden sich im Alpenvorland.

Verbreitung: Verbreitung in SW-Deutschland (Hölzer, 2010): Die Verbreitung dieser Art ist in vielen Teilen des Landes noch nicht ausrei-

Abb. 29: Astblattumrisse verschiedener Torfmoosarten (aus Ricek, 1972).

- 1 *S. cuspidatum*, 2 *S. dusenii*,
- 3 *S. obesum*, 4 *S. magellanicum*,
- 5 *S. subbicolor*, 6 *S. compactum*,
- 7 *S. platyphyllum*, 8 *S. subsecundum*,
- 9 *S. contortum*, 10 *S. squarrosom*,
- 11 *S. plumulosum*,
- 12 *S. warnstorffianum*,
- 13 *S. girgensohnii*, 14 *S. rubellum*,
- 15 *S. fuscum*, 16 *S. nemoreum*,
- 17 *S. parvifolium*, 18 *S. tenellum*,
- 19 *S. pulchrum*, 20 *S. recurvum*,
- 21 *S. teres*.

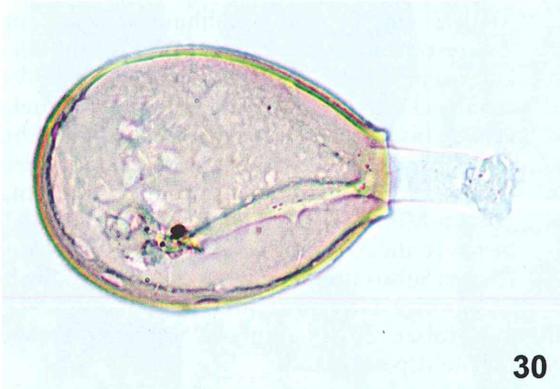


chend bekannt, was hauptsächlich an der fehlenden Artansprache liegt. Sehr gut belegt sind inzwischen vor allem der Odenwald und der Nordschwarzwald.

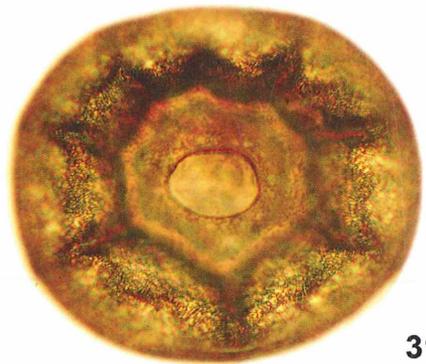
Verbreitung in Österreich (Grims et al., 1999): Häufiges Moos in montanen und subalpinen Fichten- und Kiefernwäldern, unter 600 m nur zerstreut in Fichtenkulturen. Die Art bildet auf Dolomithfelsen manchmal richtige Vorhänge (z.B. Echerntal bei Hallstatt in OÖ). Verbreitet, fehlt aber in den niederen Lagen von Niederösterreich und im Burgenland. Verbreitung in Oberösterreich (Ricek, 1972): Hausruck (Tiefenbach bei Redl, Waldzell), Salzkammergut (bei Dixelbach, am Traunsee, am Schwarzensee) und bei Esternberg im Sauwald (eigene Befunde).

Sphagnophile (im Torfmoos lebende) Organismen

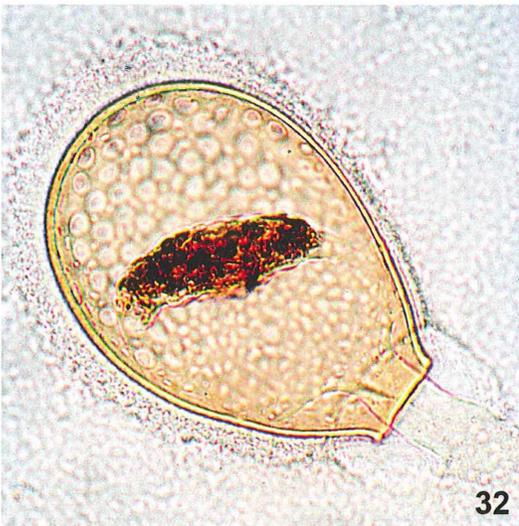
Bei der Untersuchung von Torfmoosproben – besonders gleich nach dem Einsammeln – stößt man immer wieder auf tierische und pflanzliche Lebewesen, die den Mikroskopiker in große Begeisterung versetzen (Abb. 30–33). Sehr interessante Einzeller (Protozoen) sind die Testaceen oder Thecamöben, die eine feste oder flexible, einkammrige Schale besitzen. Die Schale gehört zum wichtigsten Kennzeichen der Testaceen. Testaceengemeinschaften besiedeln semiaquatische Biotope, wie das wassergefüllte Lückensystem der Torfmoose. Die Testaceen können den Chemismus der Moore ertragen und die abgestorbenen Sphagnenteile direkt ver-



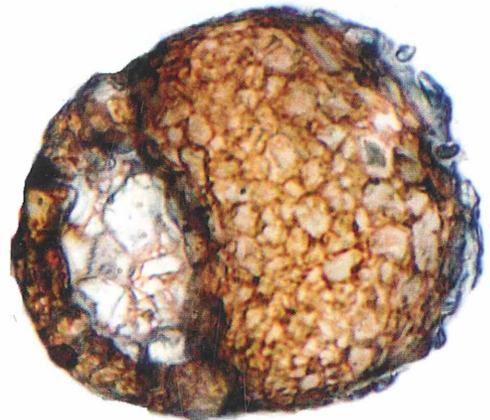
30



31



32



33

Abb. 30–33: Beschaltete Amöben. – Abb. 30: *Nebela* spec. – Abb. 31: *Arcella* spec. – Abb. 32: *Nebela* spec. – Abb. 33: *Centropyxis* spec.

werten oder aber die Mikroorganismen, die sich daran befinden. In den Mooren finden die Testaceen einen konkurrenzarmen Lebensraum. Aus Torfmoosen lässt sich leicht eine individuellen- und oft auch eine artenreiche Testaceengemeinschaft isolieren. Für eine intensivere Beschäftigung mit diesen Organismen sei auf die Publikationen von Meisterfeld (1994), Schönborn (1966) sowie Grospietsch (1958) verwiesen.

Torfmoospflanzen aus verschiedenen Standorten

Sphagnum compactum – Dichtes Torfmoos: Rasen sehr dichtwüchsig, von hell bläulicher, weißlich grüner, gelblicher bis rotbrauner

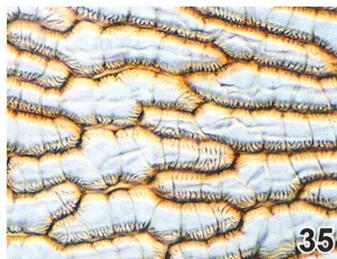
Farbe. Die kompakte Wuchsform, die Stellung der Äste sowie die Färbung machen die Art unverkennbar. Auf kahlem Moor- und nassem Heidetorf, besonders an wenig bewachsenen oder kahlen Stellen (Abb. 34).

Sphagnum imbricatum – Kamm-Torfmoos: Rasen sehr dichtwüchsig, von hell bläulicher, weißlichgrüner oder ockerbräunlicher Farbe; Chlorozyten im Querschnitt deutlich dreieckig bis trapezförmig, mit kammartigen Fibrillen an den Kontaktflächen zu den Hyalozyten, die auch in der Blattaufsicht deutlich erkennbar sind (Abb. 35).

Sphagnum majus – Großes Torfmoos: Lockerer, meist untergetauchter Rasen von grünbrauner bis ockerbrauner Farbe. Die der Pflanze eigene sichelförmige, einseitswendige Beblätterung



34



35



36



37a

Abb. 34: *Sphagnum compactum*. – **Abb. 35: *S. imbricatum*: Astblatt (Draufsicht): Hyalozyten an den Kontaktflächen mit den Chlorozyten meist mit kammförmigen Leisten, die bereits bei Übersichtspräparaten der Blattfläche gut erkennbar sind. –**

Abb. 36: *S. majus*. –

Abb. 37a: *S. fuscum*: Rasen. –

Abb. 37b: *S. fuscum*. Astblatt-Querschnitt. –

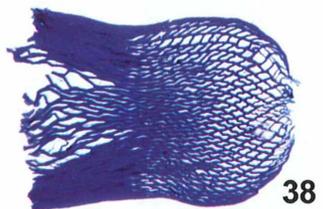
Abb. 38: *S. girgensonii*: Stammblatt nur am Endsaum gefranst. –

Abb. 39a: *S. obtusum*. –

Abb. 39b: *S. obtusum*: Hyalozyten der Astblätter mit kleinen und undeutlichen Poren, die z. T. in unterbrochenen Reihen in der Mitte oder an den Seitenrändern, aber auch einzeln in den Ecken liegen.



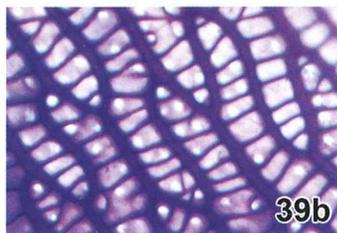
37b



38



39a



39b

rung der Äste kommt auch bei *S. cuspidatum* var. *falcatum* vor. Stark azidophil (= auf saurem Boden gedeihend), daher in Hoch- und in stark sauren Zwischenmooren, Schlenken, Schlenkenrändern und Moortümpeln (Abb. 36).

Sphagnum fuscum – Braunes Torfmoos: Blütenmoos der Hochmoore. Die Farbe der auffallend dichten Rasen ist ein Rostbraun ohne jeden roten Farbton (Abb. 37).

Sphagnum girgensohnii – Girgensohn'sches Torfmoos: Lockere, grüne, zumeist recht hohe Rasen ohne jegliche Rotfärbung, Pflanze mäßig azidophil, schattenliebend. Es ist vor allem ein Moos der Waldmoore und der anmoorigen Wälder (Abb. 38).

Sphagnum obtusum – Stumpfblättriges Torfmoos: Seine Rasen sind 10 bis 20 cm hoch, lo-

cker, weich, von grüner Farbe (wie *S. girgensohnii*). Der Stamm ist ziemlich kräftig. Die Hauptäste stehen mit etwas abwärts gebogener Endhälfte ab, die Hängeäste liegen dem Stamm nur sehr locker an. Das Moos beansprucht einen mittelmäßigen Säuregrad, Schatten oder Halbschatten und einen sehr nassen Standort. Es wächst in Erlen- und Birkenbruchwäldern. Die Hyalozyten der Astblätter mit kleinen, undeutlichen Poren, die zum Teil in unterbrochenen Reihen in der Mitte oder an den Seitenrändern, aber auch einzeln in den Ecken liegen (Abb. 39).

Sphagnum palustre – Kahnblättriges Torfmoos: Tiefe, lockere oder sehr mäßig dichte Rasen von hellgrüner bis ockerbräunlicher Farbe. Mäßig azidophil, in Wald- und Zwischenmo-

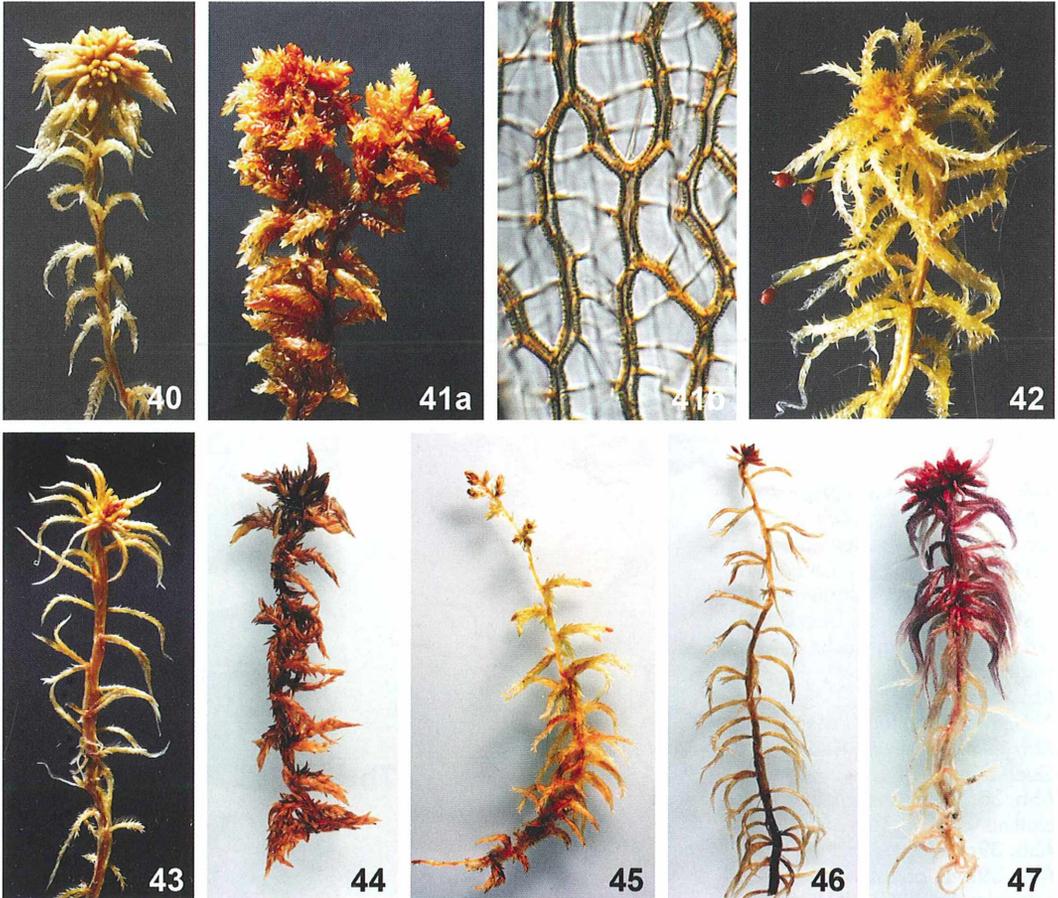


Abb. 40: *S. palustre*. – Abb. 41a: *S. papillosum*. – Abb. 41b: *S. papillosum*: Gemeinsame Wand der Astblatt-Chlorozyten durch Papillen rau (schon bei Aufsicht-Präparaten der Astblätter beim Fokussieren erkennbar). – Abb. 42: *S. squarrosum*: Moospflanze mit reifen Kapseln. – Abb. 43: *S. teres*. – Abb. 44: *S. platyphyllum*. – Abb. 45: *S. tenellum*. – Abb. 46: *S. riparium*: Hauptäste sind mit ihrem Endteil in weitem Bogen nach abwärts gerichtet. – Abb. 47: *S. nemoreum*.

ren; in bodensauren Wäldern an nassen Stellen, zum Beispiel am Rand von Wassergräben; den eigentlichen Hochmooren fast völlig fehlend (Abb. 40).

Sphagnum papillosum – Warziges Torfmoos: Pflanzen kräftig, grünlich, sehr häufig bräunlich, grünbraun oder dunkel kaffeebraun, nie rot. Mäßig bis stark azidophil, besonders in Zwischen-, aber auch in Flach- und Hochmooren, an sehr nassen Stellen, zum Beispiel an den Rändern von Schlenken. Gemeinsame Wand der Astblatt-Chlorozyten und -Hyalozyten durch Papillen rau (schon bei Aufsicht-Präparaten der Astblätter beim Fokussieren erkennbar) (Abb. 41).

Sphagnum squarrosum – Sparriges Torfmoos: Rasen hoch und locker, von hellgrüner, selten von gelbgrüner oder gar ockerbräunlicher Farbe. Waldmoos mäßig oder wenig saurer, nasser Stellen, im Laggbereich von Mooren, aber nicht im Hochmoor. Die Pflanze in Abbildung 42 trägt glänzende, dunkelbraune bis fast schwarze und kugelige, reife Kapseln, die nur bei trockenem Wetter die Sporen explosionsartig mit einem gut hörbaren Knall ausstoßen (Abb. 42).

Sphagnum teres – Rundes Torfmoos: Sehr vielgestaltiges und veränderliches Moos. Sein Wuchs ist lockerrasig; Pflanzen klein, zierlich und schlank; wächst bevorzugt auf sonnigen Standorten. Mäßig azidophil, daher in Zwischenmooren und stärker sauren Flachmooren (Abb. 43).

Sphagnum platyphyllum – Gleichblättriges Torfmoos: Rasen untergetaucht, locker, dunkel gefärbt (dunkel olivgrün bis olivbraun, schwarzbraun). Recht mäßig azidophil, hydrophil; in Blänken der Flachmoore und wenig saurer Zwischenmoore, in Erlen- und Birkenmooren (Abb. 44).

Sphagnum tenellum – Weiches Torfmoos: Das kleinste und zierlichste Torfmoos unserer Flora. Rasen locker, weich und sehr niedrig, hell- oder gelbgrün. Das Moos meidet das offene Wasser, sitzt aber an Rändern von meist seichten Schlenken (Abb. 45).

Sphagnum riparium – Ufer-Torfmoos: Die Rasen sind bis 20 cm hoch und darüber, im Schatten einfarbig dunkel grasgrün, an sehr hellen oder halbschattigen Standorten gelbgrün, dann oft mit braunrot überhauchten oder gescheckten Wipfeln. Das Moos beansprucht einen mäßigen Säuregrad, Schatten oder Halbschatten und einen sehr nassen Standort. Es besiedelt

sehr nasse Ufer kalkfreier Waldbäche und -tümpel (Abb. 46).

Sphagnum nemoreum – Spitzblättriges Torfmoos: Büntenmoos mit dichten (in freier Lage) bis mäßig lockeren (in mehr schattiger Lage) Rasen von roter, bunter (rot-grün scheckiger), aber auch rein grüner Farbe. Pflanze stark azidophil, daher in Hochmooren, Waldmooren, in bodensauren Kiefern- und Fichtenwäldern. Ein häufiges und weit verbreitetes Torfmoos (Abb. 47).

(Aus Ricek, 1972.)

Schlussbemerkung

Eine Erforschung der Moore ist nicht ohne Kenntnis ihrer Kryptogamenvegetation möglich. Und auf diesem Gebiet bereiten die Torfmoose die größten Schwierigkeiten wegen ihrer Wandlungsfähigkeit betreffend Form und Gestalt. Dieser Artikel soll Anregung sein, Wanderungen/Exkursionen in den Lebensraum dieser faszinierenden Gruppe von Moosen zu unternehmen und Freunde für die noch verbliebenen Reste dieser schönen Urlandschaften zu gewinnen. Wenn diese Abhandlung über die Torfmoose in dem einen oder anderen Naturfreund und Freizeitmikroskopiker das Interesse für die Torfmoose und ihre Landschaften weckt, hat diese kleine Einführung ihren Zweck erfüllt.

Literaturhinweise

- Aichele, D.: Unsere Moos- und Farnpflanzen. Kosmos Verlag, Stuttgart 1984.
- Cöster I., Pankow H.: Illustrierter Schlüssel zur Bestimmung einiger mitteleuropäischer *Sphagnum*-Arten. Universität Rostock, 17. Jahrgang, Rostock 1968.
- Dierssen, K.: Bestimmungsschlüssel der Torfmoose in Norddeutschland. Mitteilungen der Arbeitsgemeinschaft Geobotanik in Schleswig-Holstein und Hamburg 1996.
- Dierssen, K., Dierssen, B.: Moore. Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht. Ulmer, Stuttgart 2001.
- Daniels, R.E., Eddy, A.: Handbook of European Sphagna. Institute of Terrestrial Ecology. Huntingdon, London 1990.
- Frahm, J.-P.: Biologie der Moose. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001.
- Grims, F., Köckinger, H., Krisai, R., Schriebl, A., Suanjak, M., Zechmeister, H., Ehrendorfer, F.: Die Laubmoose Österreichs. Catalogus Florae Austriae, II. Teil, Bryophyten (Moose), Heft 1, Musci (Laubmoose). Verlag der österreichischen Akademie der Wissenschaften, Wien 1999.
- Grospietsch, Th.: Wechseltierchen – Rhizopoden. In: Einführung in die Kleinlebewelt. Franckh-Kosmos, Stuttgart 1958.

- Hölzer, A.: Die Torfmoose Südwestdeutschlands und der Nachbargebiete. Weissdorn-Verlag, Jena 2010.
- Huber, H.: *Sphagnum* in der Schweiz und angrenzenden Gebieten: Bestimmungsschlüssel und Kommentare. *Herzogia* 13, 1–36 (1998).
- Ludwig, G.: Exkursionsbestimmungsschlüssel der Sphagnen Mitteleuropas. Landwirtschaftsverlag, Münster 2005.
- Meisterfeld, R.: Testaceen in Moosen und Waldböden. In: Röttger, R. (Hrsg.): Praktikum der Protozoologie, S. 89–99. Spektrum Akademischer Verlag, Stuttgart 1994.
- Nebel, M., Philippi, G. (Hrsg.): Die Moose Baden-Württembergs, Band 3: Spezieller Teil (Bryophyta: Sphagnopsida, Marchantiophyta, Anthocerotophyta). Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2001.
- Overbeck, F.: Botanisch-geologische Moorkunde; Kapitel 10: Die Vegetation der Hochmoore (Regenwassermoore). Karl Wachholtz Verlag, Neumünster 1975.
- Paul, H.: Sphagnales (Torfmoose). In: Pascher, A.: Süßwasser-Flora Mitteleuropas. Heft 14: Bryophyta (Sphagnales-Bryales-Hepaticae). Gustav Fischer, Jena 1931.
- Ricek, E.W.: Die Torfmoose Oberösterreichs. In: Jahrbuch des Oberösterreichischen Musealvereins, 117. Band, Sonderdruck. Linz 1972.
- Russow, E.: Zur Anatomie der Torfmoose. Schriften von der Naturforscher-Gesellschaft bei der Universität Dorpat 1887.
- Schönborn, W.: Beschalte Amöben. Neue Brehm Bücherei 357, A. Ziemens Verlag, Wittenberg-Lutherstadt 1966.
- Warnstorf, C.: Sphagnales – Sphagnaceae (*Sphagnologia universalis*). In: Engler, A. (Hrsg.): Das Pflanzenreich, Heft 51. Verlag von H. R. Engelmann, Leipzig 1911.
- Zechmeister, H.G.: Feldschlüssel zur der in Österreich vorkommenden Torfmoose (Sphagnaceae). *Verh. Zoolog. Bot. Ges. Österreich* 132, 293–318 (1995).

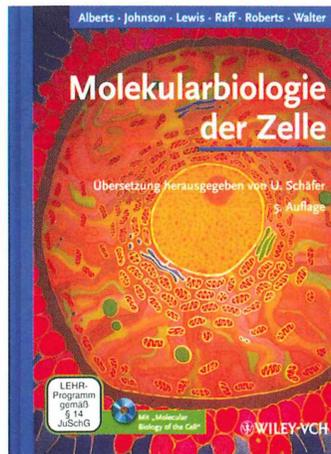
Verfasser: Bruno Ortner, Pyrawang 44,
A-4092 Esternberg, Österreich,
E-Mail: brunortner@aon.at

Buchbesprechung

Alberts, B., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., Waler, P.: *Molekularbiologie der Zelle*, 5. Auflage. Wiley-VCH, Weinheim 2011, 1298 Seiten, gebunden, € 129,00, ISBN 978-3-527-32384-5.

Als vor nunmehr 25 Jahren die erste deutsche Auflage vom heutzutage legendären *Alberts* erschien, ging nicht nur ein Raunen durch den Fachbuchwald, sondern ein deutlich vernehmbarer Orkan. Ein derartig aktuelles und gleichzeitig locker-lernfreundliches Lehrbuch hatte es bislang in unseren Landen auf dem Gebiet der Zellbiologie noch nicht gegeben.

Heute liegt die fünfte Auflage dieses Buchs in deutscher Übersetzung vor. Zugegebenermaßen ist das auf Grund der Neuaufgabe des Buchs im Fachbuchwald wahrzunehmende Geräusch kein Orkan mehr. Haben doch zahlreiche Verlage das damalig zumindest für den deutschsprachigen Raum einzigartige Buchkonzept erkannt und nachvollzogen oder aber einfach kopiert.



Das Vermarktungskonzept ist das eine, der fachliche Inhalt das andere. Wie gesagt, das Buch steht nicht mehr einzigartig und alleine da. Es gibt bekanntermaßen etliche qualitativ hoch stehende Konkurrenzprodukte. Allerdings ist der *Alberts* auch in der fünften Auflage der unverwechselbare *Alberts*, dem nicht so ohne weiteres sein hoher Rang streitig gemacht werden kann.

Ein Problem ist natürlich langsam der Umfang des Werkes. Und damit ist nicht primär sein mit über 2.500 Gramm für ein Buch außergewöhnliches Gewicht gemeint, sondern insbesondere der detailreiche, auf fast 2.000 Seiten dargelegte wissenschaftliche Inhalt, der heutzutage offenbar standardmäßig mit einer zum Buch gehörenden Bilder-CD sozusagen animiert wird. Das ist für Studenten einfach zu viel des Guten, denke ich. Welcher Examenkandidat nimmt sich einen derartigen Folianten vor, um sich darüber die Grundlagen der Zellbiologie für eine anstehende Prüfung zu verinnerlichen? Kaum einer, möchte ich sagen.

Dieses lässt mich zu der Erkenntnis kommen, dass sich der *Alberts* – seit geraumer Zeit in allen größeren Bibliotheken zu finden – inzwischen zu einer Art zellbiologischer Bibel entwickelt hat, in der man intellektuellen Trost findet, weil er auf (fast) alle Fragen zur Zellbiologie eine Antwort gibt. Hoffen wir, dass dem so ist und dass es auch so bleiben wird.

Wilhelm Wagner, Essen

Virenbefall von Kleidermottenlarven

Renate Radek, Julia Krüger und Mustafa Yaman

Auf der Suche nach einem guten Thema für eine Bachelorarbeit erhielten wir Tiere einer Kleidermottenzucht vom Bundesinstitut für Materialforschung (BAM) in Berlin. Es hieß, die Tiere vermehren sich zurzeit nicht so gut. Dies war ein Anlass für uns, nach möglichen Parasiten zu suchen. In der biologischen Schädlingsbekämpfung nutzt man häufig Pathogene zur Bekämpfung von Schadorganismen, so dass wir hofften, vielleicht sogar etwas zu finden, mit dem man Kleidermotten eindämmen könnte.

Die Kleidermotte *Tineola bisselliella* ist ein Schmetterling, der sicher nicht zu den farbenprächtigsten, beliebten Vertretern gehört. Mit dachartig über dem Körper gefalteten, hellgelb bis dunkelbraunen Flügeln ist er eher unauffällig und als wirtschaftlich bedeutender Textilschädling gefürchtet (Abb. 1). Systematisch gehört er zur Familie der Echten Motten (Tineidae), deren Larven eine Vielzahl von Substraten befallen können. Die Larven der Kleidermotte (Abb. 2) beschädigen und zerstören Wolle, Federn, Haare, Felle sowie Kleidung und Gegenstände, die aus diesen Materialien hergestellt sind. Es gibt nicht sehr viele Tiere, die in der Lage sind, dieses keratinhaltige Material zu verwerten. Dazu gehören circa 100 Vogelläuse, 30 Motten und 15 Speckkäferarten (Gerard, 2002).

Die weiblichen Kleidermotten legen etwa 100–250 weißliche Eier, aus denen nach zwei Wochen gelb-weiße Raupen schlüpfen. Die Entwicklung bis zum fortpflanzungsfähigen Stadium dauert je nach Umweltbedingungen zwei bis mehrere Monate. Dabei fressen die Larven Löcher und kahle Stellen in Textilien aus Tierhaaren, wobei solche, die Schweiß- oder Schmutzrückstände enthalten, aufgrund ihres höheren Nährstoffgehaltes besonders beliebt sind. In der Natur leben die Larven in Nestern von Vögeln und Säugetieren.

Untersuchung von Kleidermottenlarven und -adulten

Wir versuchten also nun, Parasiten in verschiedenen Lebensstadien der Mehlmotten zu finden. Für Frischpräparationen wurden Larven und Adulte mit zwei spitzen Pinzetten in etwas Wasser zerzupft und lichtmikroskopisch untersucht.

Neben Nahrungsbestandteilen, Hefen und Bakterien aus dem Darminhalt entdeckten wir in den Quetschpräparaten von Larven Anhäufungen kleiner Partikel (Abb. 3–5). Diese Anhäufungen waren kugelförmig und maßen 10–15 µm im Durchmesser. Es stellte sich heraus, dass es sich hierbei um Zellkerne handelte, die mit diesen Partikeln gefüllt waren. Bei adulten Kleidermotten traten solche Strukturen nicht auf. Die Partikel aus den Larvenpräparaten befanden sich in verschiedenen Geweben, die aber in Quetschpräparaten schwer zuzuordnen waren. Auffällig waren beispielsweise befallene Tracheenzellen (Abb. 3 und 4) und Fettgewebszellen (Abb. 5).

Die einzelnen Partikel waren sehr klein, wobei die Größe mit 1–2,5 µm relativ stark variierte.



Abb. 1: Adulte Kleidermotte (*Tineola bisselliella*). – **Abb. 2:** Larve einer Kleidermotte auf Wollstoff (Fotos: Academic dictionaries and encyclopedias, <http://de.academic.ru/>).

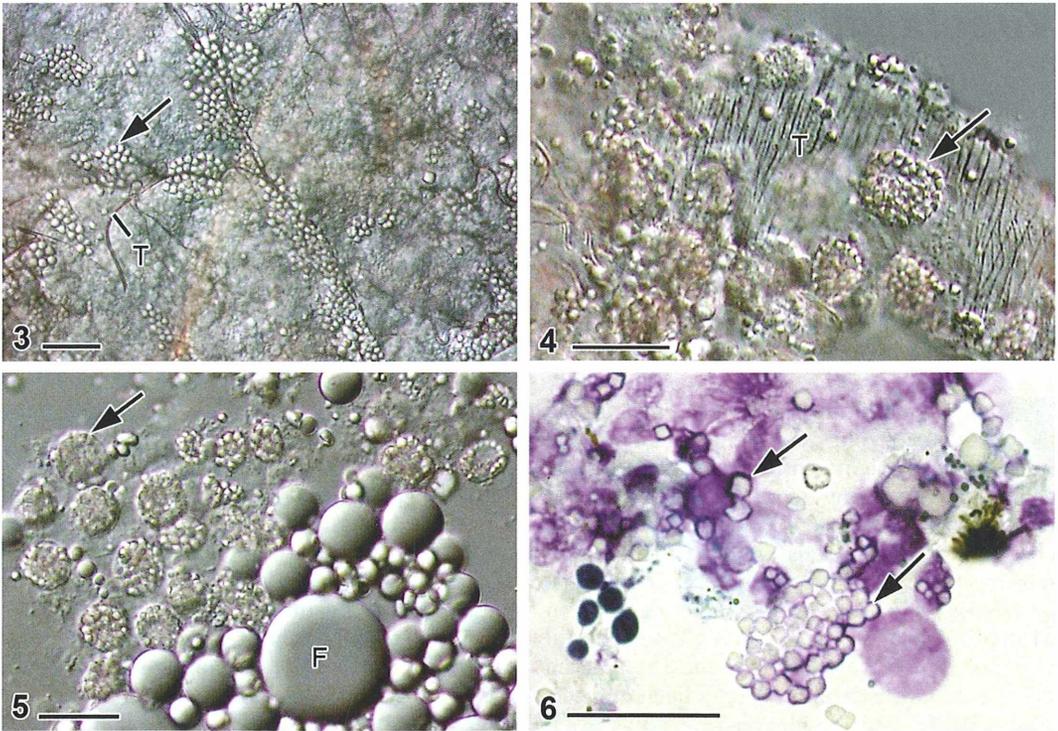


Abb. 3–6: Quetschpräparate von Kleidermottenlarven in Wasser. Aggregate von Viruseinschlusskörpern (Pfeile) in Zellkernen von Tracheenzellen (Abb. 3 und 4) und Fettkörperzellen (Abb. 5). F Fetttropfen, T Trachee. – **Abb. 6:** Giemsa-gefärbter Ausstrich. Die in Größe und Form unterschiedlichen Viruseinschlusskörper bleiben eingefärbt. Maßbalken 20 µm.

Auch die Form war nicht einheitlich, was im mit Giemsa-Lösung gefärbten Ausstrich recht gut zu sehen ist (Abb. 6). Meist erschienen die Partikel in der Aufsicht drei-, vier- oder fünfeckig. Eine solche Variation in Größe und Aussehen ist für Parasitenstadien ungewöhnlich. Die Sporen von Protisten haben normalerweise ein recht eingeschränktes Größenspektrum, und vor allem ist die Form innerhalb einer Art einheitlich (entweder kugel-, ei-, birnen-, stabförmig, etc.). Um was könnte es sich bei diesem Befall also handeln? Das Studium der entsprechenden Literatur brachte uns weiter.

Viren als Insektenpathogene

Es stellte sich heraus, dass es sich um einen Virenbefall halten muss. Schon 1941 wurde erstmals ein Virus aus der Kleidermotte beschrieben (Lotmar, 1941). Nun fragt man sich vielleicht, wie lichtmikroskopisch solch kleine Erreger wie Viren erkannt werden können.

Sphärische Formen haben einen Durchmesser zwischen 20 und 300 nm, fadenförmige können bei einem Durchmesser von 10–20 nm immerhin 100–2000 nm lang werden (Nienhaus, 1985). Es sind jedoch in der Regel nicht die einzelnen Viren, die man im Lichtmikroskop erkennen kann, sondern Einschlusskörper aus Proteinen, in welche die Viren regelrecht eingebunden werden. Dadurch werden die Partikel deutlich größer, und die Viren können gut geschützt in der Umwelt überdauern.

Wenn Insekten von Viren befallen werden, kann sich dies morphologisch und physiologisch äußern und auch in ihrem Verhalten widerspiegeln. So klettern Insektenlarven, die mit einem Nukleopolyhedrosevirus infiziert sind, häufig auf die Spitze von Pflanzen und lassen sich dort schlaff herabhängen, bevor sie sterben. Sammelt man solche Tiere, kann man recht sicher sein, einen Virenbefall vorzufinden. Häufig nehmen mit Viren infizierte Tiere, speziell wenn der Darm befallen ist, keine Nahrung mehr auf. In vielen Fällen ist bei Viren-

befall eine Farbänderung zu sehen. Von Nucleopolyhedroviren befallene Larven erscheinen in blässeren Farben, und mit Granuloviren infizierte Lepidoptera-Larven (Schmetterlingsraupen) werden weiß oder milchig-gelb. Besonders auffällig ist die schillernd blaue, grüne oder bräunliche Färbung von mit Iridoviren befallenen Larven.

Es waren keine auffälligen Veränderungen der Kleidermottenlarven in den Zuchten zu beobachten, was im Wesentlichen daran lag, dass sich diese Larven in den Wollstoff einspinnen und ihr Körper daher nicht gut zu sehen ist. Auffällig waren allerdings die vielen, in ihren Köchern gestorbenen Larven.

Histologische Untersuchung

Wir beschlossen, Tiere aus der befallenen Zucht histologisch zu untersuchen, um zu klä-

ren, welche Gewebe vom Virenbefall betroffen sind. Außerdem wollten wir feststellen, ob nur Larven oder auch Adulte und vielleicht sogar die Eier befallen sein können.

Tiere und Eier wurden in Bouin'scher Lösung fixiert und nach der Entwässerung in ein Wachs (Paraplast) eingebettet. Die angefertigten Schnitte wurden mit Azan, Hämalaun-Eosin (HE) oder Giemsa gefärbt. Die histologischen Rezepte können beispielsweise in Mulisch und Welsch (2010) oder der älteren Ausgabe des „Romeis“ (Böck, 1989) nachgelesen werden.

Von sechs eingebetteten Larven waren drei mit Viren infiziert, wobei die Schwere des Befalls unterschiedlich war. Bei einer befallenen Larve war die Infektion im Darmepithel (Abb. 7), an den Tracheen und im Fettgewebe (Abb. 8) erkennbar. Die zweite Larve war besonders stark infiziert. Hier fanden sich Viruseinschlusskörper in der gesamten Epidermis unter der Kuti-

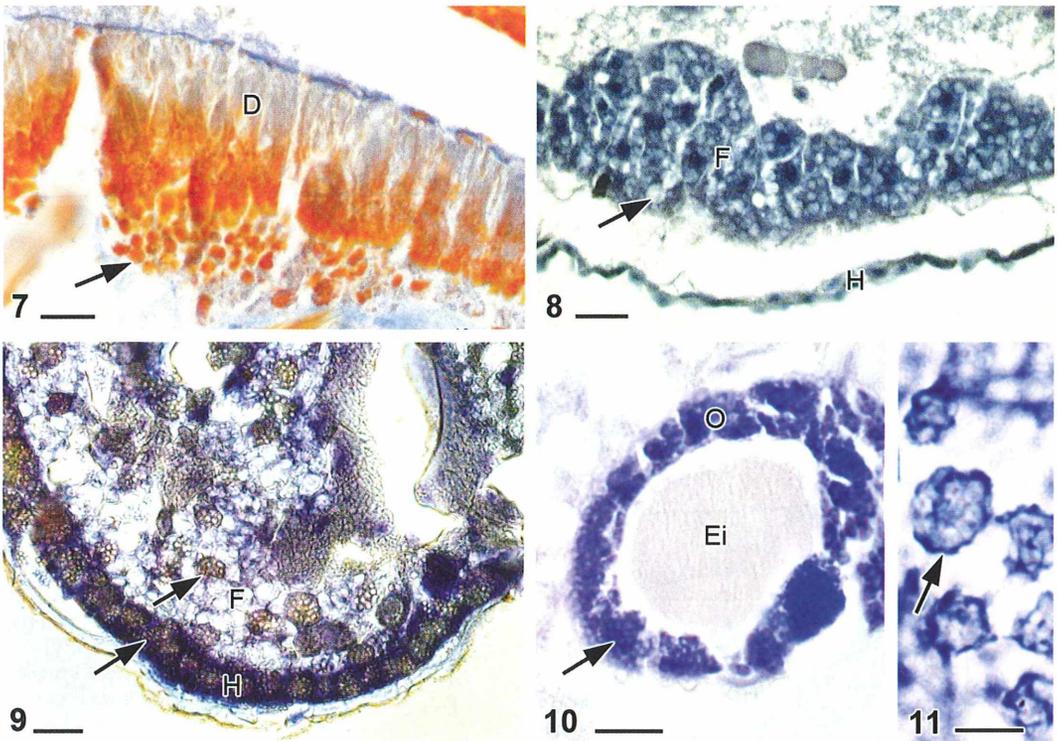


Abb. 7–11: Paraffinschnitte von mit Viruseinschlusskörpern (Pfeile) befallenen Zellen von Kleidermottenlarven. – **Abb. 7:** Azan-gefärbter Schnitt des Darms (D) mit teilweise freigesetzten Virenkörpern. – **Abb. 8:** Stark infiziertes Fettgewebe (F). HE-Färbung. H Hypodermis. – **Abb. 9:** Hypodermis (H) und Fettgewebe (F) sind infiziert. Giemsa. – **Abb. 10:** Infiziertes Ovar einer Larve; das Ei selbst enthält keine Viruseinschlusskörper. Giemsa. – **Abb. 11:** Zellkerne des Fettkörpers gefüllt mit Viruskörpern. Giemsa. Maßbalken Abb. 7–10: 20 µm, Abb. 11: 10 µm.

kula (Hypodermis) sowie dem angrenzenden Fettgewebe und dem Darmepithel (Abb. 9). Bei der dritten war nur der Befall des Ovars eindeutig zu sehen (Abb. 10), wobei die Eier selbst nicht befallen waren, sondern nur das Epithel der Ovarien. Bei den Untersuchungen der Eier und der adulten Motten konnten keinerlei Hinweise auf Viren verzeichnet werden. Interessant ist auch die unterschiedliche Färbbarkeit der Viruseinschlusskörper. Mit Azan werden die Körper rot angefärbt (Abb. 7; siehe auch Hamm, 1966). Die Farbstoffe der Hämalaun-Eosin-Färbung (Abb. 8) und der Giemsa-lösung (Abb. 9–11) dringen aber nicht ein, so dass die Einschlusskörper hier als helle Strukturen in einem dunkleren, blauen Untergrund zu erkennen sind. Die Umrisse sind daher gut erkennbar.

Identität des Kleidermottenvirus

Wie kann man nun herausbekommen, um welchen Virustyp es sich beim Kleidermotten-Virus

handelt? Es sind bisher mindestens 450 verschiedene Viren aus Insekten isoliert worden (Poinar, 1984); nach anderen Angaben sind es alleine mehr als 600 Baculoviren (Martignoni und Iwai, 1986). Die meisten von ihnen werden in eine schützende, kristalline Proteinmatrix eingeschlossen, so wie die Baculoviren und Pockenviren (Poxviridae, speziell Entomopoxviren). Iridoviren beispielsweise sind dagegen nicht von Protein umhüllt.

Im Gewebe der Kleidermotten sind schon lichtmikroskopisch eindeutig Proteinkörper (occlusion bodies) zu erkennen, es handelt sich also um so genannte occluded viruses. Zur weiteren Einordnung sind elektronenmikroskopische Merkmale von Bedeutung. Die Morphologie der Einschlusskörper unterscheidet sich nämlich bei verschiedenen Taxa. Form, Größe und Inhalt können variieren. Entomopoxviren haben beispielsweise ovoide Einschlusskörper von 2–20 µm Größe, die ovoide oder kubische Virionen enthalten (Poinar und Thomas, 1984). Darüber hinaus findet man nicht infektiöse, virenfreie, spindelförmige Proteinkörper in den

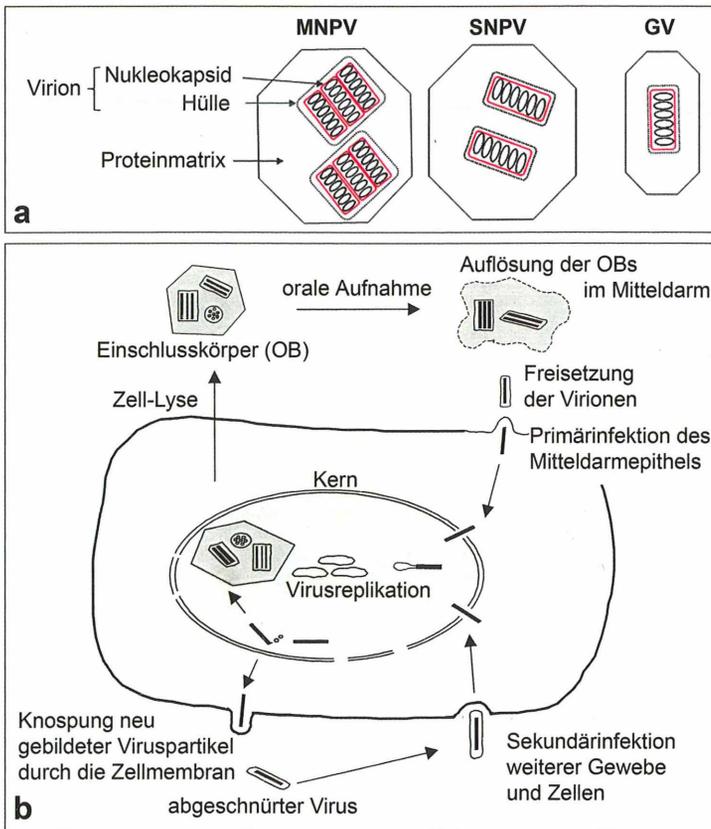


Abb. 12: Schemata zum Aufbau und Lebenszyklus von Baculoviren. **a** Aufbau der Einschlusskörper verschiedener Baculoviren. Baculoviren mit mehreren Virionen im Einschlusskörper gehören zu den Nukleopolyhedroviren. Enthalten die Virionen mehr als ein Nukleokapsid, so spricht man von Multiplen Nukleopolyhedroviren (MNPV), enthalten sie nur eines, so handelt es sich um Single Nukleopolyhedroviren (SNPV). Die Einschlusskörper der Granuloviren beinhalten nur jeweils ein Virion mit einem einzigen Nukleokapsid (aus Internetseite von Johannes Jehle, Neustadt; www.apfelwickler.de). **b** Schematischer Replikationszyklus eines Nukleopolyhedrovirus. Erläuterung siehe Text (aus Steineke und Jehle, 2002).

befallenen Zellen. Der Kleidermotten-Virus ruft andere Strukturen hervor. Seine Einschusskörper enthalten stabförmige Virionen, so dass man davon ausgehen kann, dass der Virus zu den Baculoviren gehört.

Baculoviren

Die Virionen der Baculoviren bestehen aus einem oder mehreren Nukleokapsiden (Proteinstruktur, die das Virusgenom – hier DNA –

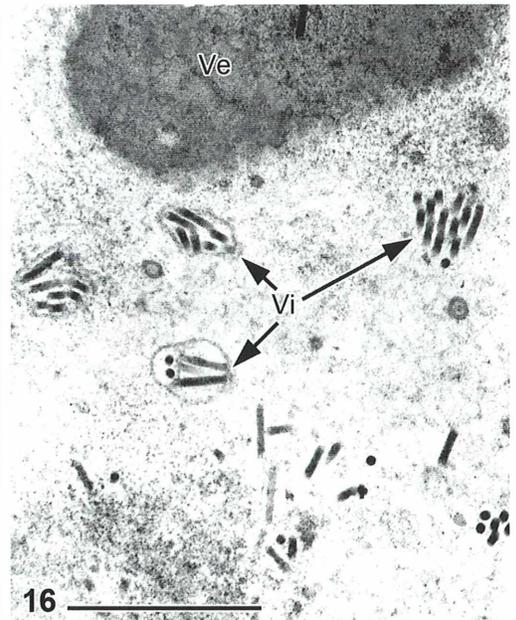
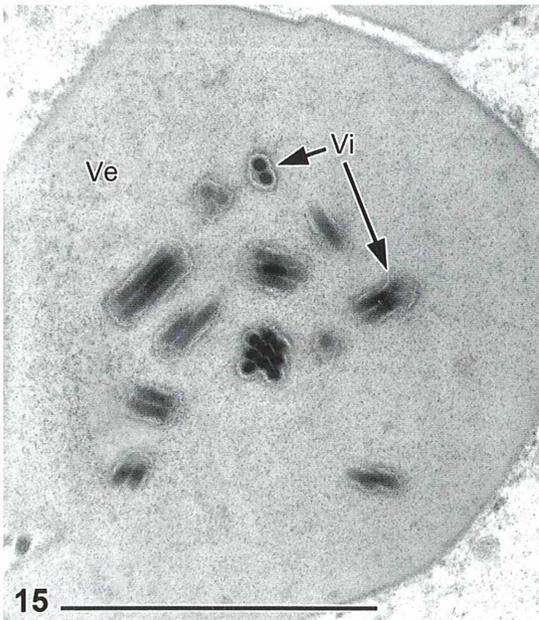
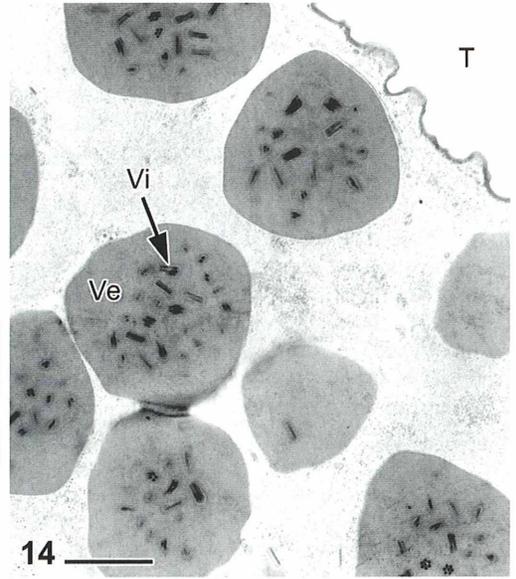
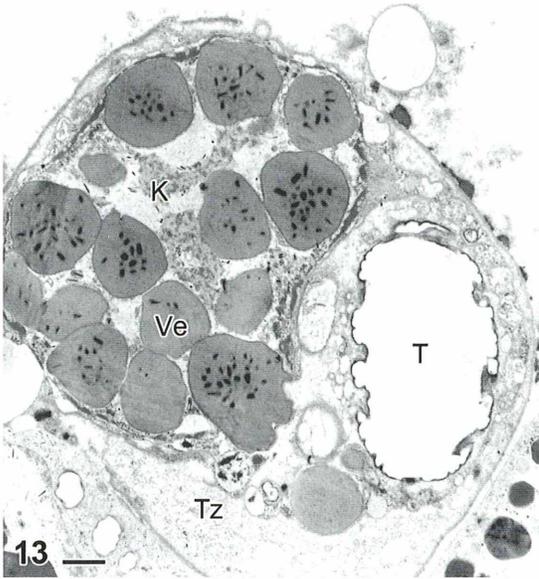


Abb. 13–16: Transmissionselektronenmikroskopische Aufnahmen von Nukleopolyhedroviren der Kleidermotte. – **Abb. 13 und 14:** Der Kern (K) einer Tracheenzelle (Tz) enthält zahlreichen Viruseinschlusskörper (Ve) mit eingeschlossenen Virionen (Vi). T Tracheenlumen. – **Abb. 15:** Die Virionen (Vi) des Einschlusskörpers enthalten mehrere Nukleokapside. – **Abb. 16:** Virionen (Vi) mit und ohne Hülle frei im Kernplasma. Maßbalken 1 µm.

enthält). Diese werden von einer Hülle umschlossen (Abb. 12a) und in eine Proteinmatrix eingebettet. Innerhalb der Baculoviren unterscheidet man zwischen den Nukleopolyhedroviren (NPV; Kernpolyedroviren), die speziell Zellkerne („Nukleo“) befallen, und den Granuloviren (GV). Enthalten die NPVs mehrere Virionen, so handelt es sich um einen Vertreter der Multiplen Nukleopolyhedroviren (MNPV), ist nur ein Virion eingeschlossen, so gehört der Virus zu den Single Nukleopolyhedroviren (SNPV). Die Einschlusskörper der Granuloviren enthalten nur ein einziges Virion mit einem Nukleokapsid (Abb. 12a).

Der Lebenszyklus von Baculoviren wird schematisch in Abbildung 12b gezeigt. Wenn die Einschlusskörper zufällig von einem geeigneten Wirt oral (über den Mund) aufgenommen werden, löst sich die Proteinmatrix im alkalischen Milieu des Darms auf und die Virionen werden freigesetzt. Sie können sich jetzt an die Darmwand anheften. Nun werden sie von den Darmzellen aufgenommen, gelangen in deren Kerne und beginnen mithilfe der Maschinerie der Wirtszelle die viralen Gene zu vervielfältigen (Adams, 1991). Viren können sich nicht außerhalb von Wirtszellen vermehren; sie sind selbst keine Lebewesen und benötigen Zellen, um ihre Nukleinsäuren zu replizieren. Im Zellkern entsteht also nun eine neue Generation von Viren. Einzelne Viruspartikel können ins Cytoplasma gelangen und sich von der Wirtszellmembran umschließen lassen (Knospung). Die abgeschnürten Viren enthalten nur ein einziges Nukleokapsid und können weitere Gewebe und Zellen befallen.

Unsere elektronenmikroskopischen Bilder zeigen eindeutig, zu welcher Untergruppe der Baculoviren der Kleidermottenvirus gehört. Es sind zahlreiche Virionen in einem Einschlusskörper enthalten, und diese Virionen bestehen aus mehr als einem Nukleokapsid. Es handelt sich also um einen Vertreter der Multiplen Nukleopolyhedroviren. In Abbildung 15 kann man sehr gut sehen, dass mehrere Nukleokapside – in diesem Fall 2–9 – von einer Hülle umschlossen werden, also ein Virion ausbilden. Die meisten Virionen sind in Proteinkörpern eingeschlossen, die sich zahlreich in den Zellkernen befinden (Abb. 13). Im Kernplasma sind ebenfalls einzelne Nukleokapside und membranbegrenzte Virionen zu finden, die noch nicht in Einschlusskörper aufgenommen wurden. Spindelförmige, virusfreie Proteinkör-

per wie bei den Entomopoxviren sind nicht vorhanden.

Schlussfolgerungen

Die Untersuchungen weisen also darauf hin, dass die Kleidermottenkultur mit MNPVs infiziert ist. Aus der Familie der Echten Motten (Tineidae), zu der auch *Tineola bisselliella* gehört, sind bisher mindestens zwei Fälle von NPVs bekannt (Adams, 1991). Ein NPV aus der Kleidermotte wurde bereits von mehreren Autoren beschrieben. Erstmals erwähnte Lotmar (1941) eine solche Infektion. Hunter et al. (1973) referierten über die bis zu dieser Zeit durchgeführten Untersuchungen und ergänzten Details, auch zum ultrastrukturellen Aufbau. Die Beschreibungen stimmen recht gut mit unseren Befunden überein. Unser Fund ist daher nicht absolut neu, aber erfasst eine aktuell infizierte Population aus einer wichtigen Zucht der Bundesanstalt für Materialforschung (BAM). Die wichtigen Strukturmerkmale des MNPVs konnten wir mit verschiedenen Methoden klar darstellen.

Mit dem Wissen, dass eine MNPV-Infektion in der Mottenzucht der BAM vorliegt, könnte man die Sterblichkeitsrate durch entsprechende Hygienemaßnahmen absenken. Die Infektion erfolgt über orale Aufnahme von Viruseinschlusskörpern, die aus toten Larven freigesetzt werden. Da die Infektion der Larven innerhalb von circa drei Tagen zum Tode führt (Adams, 1991), werden sich infizierte Larven nicht verpuppen und zu Adulten weiterentwickeln. Adulte können also die Infektion nicht aus ihrem Larvenstadium übernehmen. Weiterhin können adulte Motten keine Nahrung und damit auch keine Viren oral aufnehmen (Busvine, 1966). Daher ist es erklärlich, dass keine infizierten erwachsenen Motten gefunden wurden und auch die Eier immer frei von Viren waren. Man müsste also „nur“ Adulte oder Eier ohne Kontaminationen mit Viren isolieren und in sauberen Zuchtgefäßen weiterkultivieren. Andererseits könnte man auch prüfen, ob sich der NPV-Stamm zur biologischen Bekämpfung von Kleidermotten eignet. Wer kriegt schon gerne „die Motten“? Viele Viren haben ein Potential als mikrobielle Kontrollagenten von Insekten, wobei den Baculoviren die größten Möglichkeiten zugesprochen werden (Lacey et al., 2001).

Danksagung

Wir bedanken uns herzlich bei Herrn PD Dr. Rudy Plarre für die Überlassung der Tiere aus der Kleidermottenzucht der Bundesanstalt für Materialforschung (BAM), Berlin.

Literaturhinweise

- Adams, J. R.: Introduction and classification of viruses of invertebrates. In: Adams, J. R. (ed.): Atlas of invertebrate viruses, S. 1–8. CRC Press Inc., Boca Raton 1991.
- Böck, P.: Romeis – Mikroskopische Technik, 17. Auflage. Urban und Schwarzenberg, München 1989.
- Busvine, J. R.: Insects and hygiene: The biology and control of insect pests of medical and domestic importance, 2. ed. Methuen et Co Ltd, London 1966.
- Gerard, P. J.: The digestive system of the keratin-feeding larvae of *Hofmannophila pseudospretella* (Lepidoptera: Oecophoridae). New Zealand J. Zool. 29, 15–22 (2002).
- Hamm, J. J.: A modified Azan staining technique for inclusion body viruses. J. Invertebr. Pathol. 8, 125–126 (1966).
- Hunter, D. K., Hoffmann, D. F., Collier, S. J.: The histology and ultrastructure of a nuclear polyhedrosis virus of the webbing clothes moth, *Tineola bisselliella*. J. Invertebr. Pathol. 21, 91–100 (1973).

- Lacey, L. A., Frutos, R., Kaya, H. K., Vail, P.: Insect pathogens as biological control agents: Do they have a future? Biol. Control 21, 230–248 (2001).
- Lotmar, R.: Die Polyeder Krankheit der Kleidermotte (*Tineola bisselliella*). Mitt. Schweiz. Entomol. Ges. 18, 372–373 (1941).
- Martignoni, M. E., Iwai, P. J.: A catalog of viral diseases of insects, mites, and ticks. U.S. Department of Agriculture Forest Service, Gen. Techn. Report. PNW 195, 1, 1986.
- Mulisch, M., Welsch, U.: Romeis – Mikroskopische Technik, 18. Auflage. Springer Verlag, Heidelberg 2010.
- Nienhaus, F.: Viren, Mykoplasmen und Rickettsien. UTB Ulmer, Stuttgart 1985.
- Poinar, G. O., Thomas, G. M.: Laboratory guide to insect pathogens and parasites. Plenum Press, New York 1984.
- Steineke, S., Jehle, J.: Mathematische Modellierung der Populationsdynamik von genetisch veränderten Mikroorganismen am Beispiel von Baculoviren. Forschungsbericht des Umweltbundesamtes, Texte 63/02, Dessau 2002.

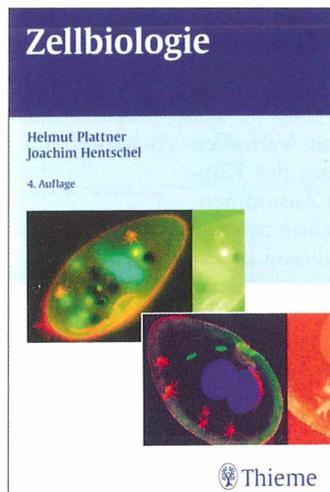
Verfasser: PD Dr. Renate Radek und B. Sc. Julia Krüger, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de, und Prof. Dr. Mustafa Yaman, Karadeniz Technische Universität, Fakultät für Kunst und Wissenschaften, Institut für Biologie, 61080 Trabzon, Türkei

Buchbesprechung

Plattner, H., Hentschel, J.: Zellbiologie, 4. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart 2011, 533 Seiten, 401 Abbildungen, 22 Tabellen, kartoniert, € 34,95, ISBN 978-3-13-106514-8.

Wenn ein Lehrbuch seit 1997 im Abstand von vier bis fünf Jahren in einer neuen Auflage erscheint, kann man wohl mit Recht von einem bewährten Standardwerk sprechen. In der Sparte Zellbiologie hat sich das von den Konstanzer Biologen Helmut Plattner und Joachim Hentschel verfasste Werk im deutschsprachigen Raum mit Recht sehr gut bewährt. Den Autoren ist es ein Anliegen, eine grundlegende, gut verständliche Einführung in die Zellbiologie zu geben – und das tun sie.

So werden auf immerhin über 500 Seiten die wichtigsten Strukturen und Funktionen der Zelle anschaulich beschrieben, wobei auch die Methoden erläutert werden, mit deren Hilfe man zu den dargelegten Erkenntnissen gelangt



ist. Zahlreiche ultrastrukturelle Abbildungen und farbige Schemazeichnungen illustrieren, verdeutlichen und interpretieren die Aussagen. Das Layout ist ansprechend und übersichtlich gestaltet, beispielsweise durch rote Hauptüberschriften und farbige Dauemarken zum schnellen Auffinden der jeweiligen Kapitel.

Die Autoren finden das richtige Maß, neue Erkenntnisse in ihr Grundlagenwerk einzuarbeiten, ohne es mit molekularen Details zu überfrachten. Über das Grundwissen hinausgehende Informationen hinsichtlich spezieller Methoden und den daraus gewonnenen, tiefer gehenden Erkenntnissen finden sich in speziell gekennzeichneten Boxen. Insbesondere für Studenten der Biologie bietet dieses Buch nicht nur einen attraktiven Einstieg in die Zellbiologie, sondern gleichermaßen eine sehr gute Basis, den Stoff für anstehende Prüfungen zu rekapitulieren.

Da die meisten beschriebenen Strukturen unterhalb der Auflösungsgrenze des Lichtmikroskops, also im elektronenmikroskopischen Bereich liegen, kann der Hobby-Mikroskopiker für seine eigenen Arbeiten keinen unmittelbaren praktischen Nutzen aus dem Buch ziehen. Er kann aber auf jeden Fall mit Hilfe dieses Werks seine geweckte Neugier und seine Suche nach tieferem Wissen zur Biologie der Zelle stillen.

Renate Radek, Berlin

Anomalien am Nullpunkt – Wie man den Kondo-Effekt sichtbar macht

Annett Burzlaff

Je niedriger die Temperatur, desto besser leitet ein Metall Strom. Am absoluten Nullpunkt verlieren Metalle elektrischen Widerstand und können daher sehr effizient Strom transportieren. Doch die Physik hält im Bereich um den absoluten Nullpunkt Überraschungen bereit, die Göttinger Wissenschaftler mit einem Tieftemperatur-Rastertunnelmikroskop sichtbar gemacht haben.

Kupfer gehört neben Silber zu den besten metallischen Stromleitern. Je tiefer Kupfer gekühlt wird, desto besser leitet es Strom. Reines Kupfer zeigt am absoluten Nullpunkt seine höchste Leitfähigkeit. Doch nicht jeder Kupferleiter verhält sich tatsächlich so. Bei manchen Kupferleitern nimmt die Leitfähigkeit für Strom mit sinkender Temperatur zunächst zu, das heißt der Widerstand nimmt ab. Unterhalb einer bestimmten Temperatur in der Nähe des absoluten Nullpunkts jedoch steigt der Widerstand plötzlich an, als Folge verschlechtert sich der Stromtransport.

Minimagnete erzeugen Anomalien

Grund für dieses scheinbar anomale Verhalten ist eine magnetische Verunreinigung des Kupfers zum Beispiel mit Eisen. Diesen Zusammenhang erkannte man um 1930. Schon wenige Eisenatome im Kupferleiter lösen diesen Effekt aus. Erst rund 30 Jahre später erklärte der japanische Forscher Jun Kondo den Grund für dieses Verhalten mit veränderten Wechselwirkungen zwischen den Elektronen der Eisen- beziehungsweise Kupferatome unterhalb einer bestimmten Temperatur. Nach ihm wurde dieses Phänomen Kondo-Effekt genannt. Der Kondo-Effekt tritt nur bei verdünnten magnetischen Legierungen auf. Eine typische Konzentration ist ein bis mehrere hundert magnetische Fremdatome (beispielsweise Eisen) pro 1 Million Wirtsatome (beispielsweise Kupfer).

Der Kondo-Effekt unter der Lupe

Der Physiker Dr. Martin Wenderoth und sein Team an der Universität Göttingen haben sich

den Kondo-Effekt mit Hilfe eines Tieftemperatur-Rastertunnelmikroskops näher angeschaut. Sie stellten ein Kondo-System her, indem sie mit Hilfe eines Elektronenstrahlverdampfers auf einem Kupfersubstrat einzelne Eisenatome unter wenigen Lagen von Kupferatomen vergruben. Auf diese Weise vereinzelt sie Eisenatome im Kupfersubstrat und erzeugten so Minimagnete von der Größe eines einzelnen Atoms. Sie schufen damit die Voraussetzung, die Wechselwirkungen zwischen dem Strom leitenden Kupfer und dem magnetischen Eisen auf atomarer Ebene zu untersuchen. Als Messgerät diente ein Tieftemperatur-Rastertunnelmikroskop. Ein solches Instrument stellt normalerweise Oberflächenstrukturen dar. In diesem Fall jedoch schauten die Physiker unter die Oberfläche.

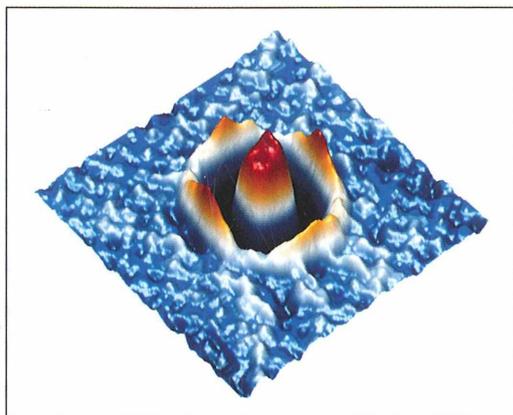


Abb. 1: Stehendes Wellenmuster. Die Messung mit einem Tieftemperatur-Rastertunnelmikroskop zeigt die Streuung der Elektronen in Kupfer an einem Eisenatom, das vier Atomlagen tief unter der Oberfläche vergraben ist (Foto: Universität Göttingen).

Prallt ein Elektron des Kupfers auf ein Eisenatom, so wird es aus seiner Bahn geschleudert und erzeugt eine stehende Welle, die das Tieftemperatur-Rastertunnelmikroskop sichtbar macht (Abb. 1).

Dieses Experiment ist die Basis für weitere Untersuchungen, bei denen Eisenatome in höherer Konzentration ins Kupfer eingebettet werden sollen, um die daraus entstehenden Wechselwirkungen und Wellenmuster zu analysieren. Dr. Wenderoth erhofft sich davon eine neue Möglichkeit zur Charakterisierung von Nanostrukturen.

Praktische Anwendung des Kondo-Effekts

Man nutzt den Kondo-Effekt zur Temperaturmessung im Millikelvin-Bereich nahe dem absoluten Nullpunkt, da bereits kleine Temperaturunterschiede den Widerstand in einem Kondo-System ändern. Dabei erzeugt man an-

hand des Widerstands eine Eichkurve. Bei der Untersuchung reiner Metalle dient der Kondo-Effekt als Indikator für metallische Verunreinigungen.

Literaturhinweise

Prüser, H., Wenderoth, M., Dargel, P. E., Weismann, A., Peters, R., Pruschke, T., Ulbrich, R. G.: Long-range Kondo signature of a single magnetic impurity. *Nature Physics*. DOI: 10.1038/NPHYS1876 (2011).

Presseinformation der Georg-August-Universität Göttingen: Magnetische Atome unter der atomaren Lupe. Nr. 10/2011 vom 24.01.2011
<http://encyclopedia2.thefreedictionary.com/Kondo-effect>

Verfasserin: Dr. Annett Burzlaff,
Carl Zeiss Meditec AG
Leiterin Applikation Support Dental,
Carl-Zeiss-Straße 22,
73447 Oberkochen,
E-Mail: a.burzlaff@meditec.zeiss.com

Mikro-Markt

Mikroskop. Präparate aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.**

Liste anfordern (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskopische Technik.
Volker Neureuther, Rechbergstr. 5, 85049 Ingolstadt,
Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53, Mobil:
0162/2816128

ANZEIGE



LEDs für Alle! -
CZJ-Mikroskope und „Fremd“-Mikroskope!
von **BW-OPTIK**
denn LED ist nicht LED!

Ausführliche Informationen unter www.bw-optik.de

SONDEROPTIK
ASTRONOMIE
MIKROSKOPIE

BW - OPTIK
DIREKTVERSAND **LANGNER-VOSS**

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717
Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf
www.bw-optik.de • shop@bw-optik.de

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2011

Band/Volume: [100_5](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 100_5 1](#)