

II-90372/99,4



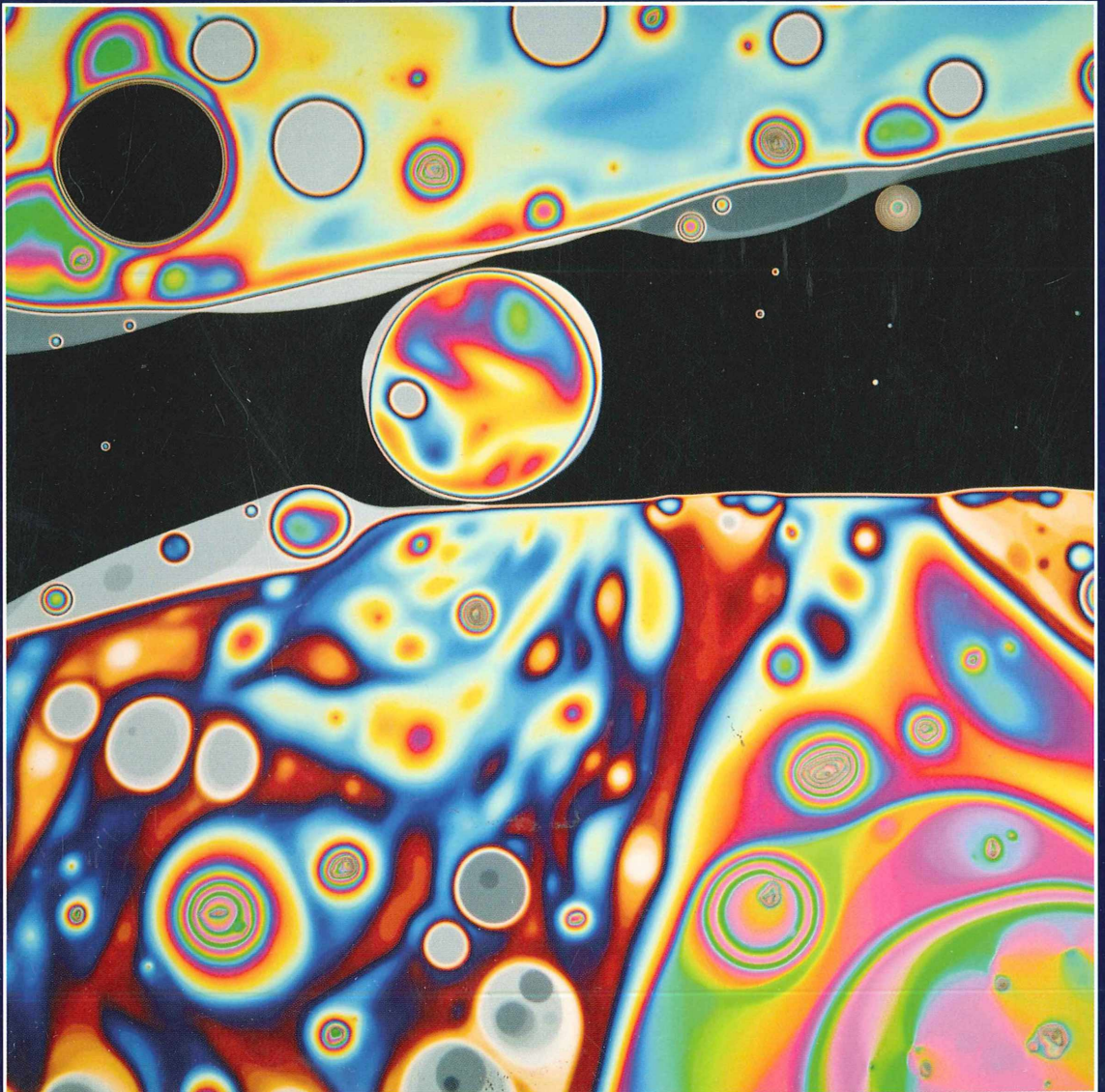
ELSEVIER  
URBAN & FISCHER

# MIKROKOSMOS

Heft 4  
99. Jahrgang  
Juli 2010

◆ [www.elsevier.de/mikrokosmos](http://www.elsevier.de/mikrokosmos)

ISSN 0026-3680



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

- 193** Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop:  
Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) –  
Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung  
Teil 1: Die Nektarblätter der Gattungen *Ranunculus*, *Pulsatilla* und  
*Trollius*  
*Armin Maidhof*
- 198** Faszination Seifenblasen – Vom Ölorakel zu modernen Tensiden  
*Gerd Günther*
- 211** Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim  
Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*  
Teil 1: Bau und Funktion der Frucht  
*Werner Nachtigall*
- 218** Mykorrhiza – Die häufigste und älteste Symbiose  
*Siegfried Hoc*
- 224** Was fressen Fledermäuse? – Untersuchungen von Kotproben  
*Erich Lühthje*
- 229** Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände  
Teil 2: Flughaare an Früchten  
*Eberhard Schnepf*
- 236** Flügelkiemer, Engelsflügel und Schriftsteine  
*Thomas Stach*
- 242** Ein Fotomikroskop für unterwegs  
*Rudolf Drews*
- 245** Spiegelobjektive in der Mikroskopie –  
Ein Plädoyer für „optische Dinosaurier“  
*Jörg Piper*

### Rubriken

- 205, 222, 241**  
Nachrichten
- 228**  
Micro-Toon
- 234**  
Mikro-Markt
- 235**  
Kurze Mitteilung
- 244**  
Buchbesprechung
- 254**  
Mikro-Dialoge
- 255**  
Aus den  
Arbeitsgemeinschaften

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

*Umschlagabbildung:* Seifenfilm mit Interferenz-Farbflächen.  
Siehe Artikel G. Günther, S. 198–204.

# **Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung**

## **Teil 1: Die Nektarblätter der Gattungen Ranunculus, Pulsatilla und Trollius**

Armin Maidhof

Die Evolution der Blütenpflanzen (Angiospermen) ist ohne die Entwicklung der sie bestäubenden Tiere nicht denkbar. Insbesondere Insekten besuchen Blüten, um den eigenen Nahrungsbedarf oder den der Brut zu decken. Mit dem Blütenbesuch vollzieht sich die Bestäubung. Als Nahrungsstoffe für die Blütengäste spielen Nektar, Pollen und Blütenöle eine Rolle, wobei der Nektar neben dem Pollen eine herausragende Bedeutung einnimmt (Vogel, 1977). Seine chemische Zusammensetzung schwankt von Pflanze zu Pflanze. Die Hauptbestandteile sind neben Wasser als Lösungsmittel verschiedene Zucker mit Konzentrationen zwischen 25 und 75%. Nur in geringen Konzentrationen sind Aminosäuren, stickstofffreie organische Säuren, Vitamine und anorganische Kationen enthalten.

Im Laufe der stammesgeschichtlichen Entwicklung der vielfältigen Blütenformen sind auch in der Blüte unterschiedliche Ausscheidungsorte für den Nektar entstanden. Sie werden als Nektardrüsen oder Nektarien bezeichnet. Nektardrüsen können an allen Blütenteilen als unscheinbares Drüsengewebe auftreten oder es können ganze Blütenorgane für die Sekretion und Lagerung des Nektars morphologisch in unterschiedlichem Maße verändert sein. In diesem Fall spricht man von Nektarblättern. Die ebenfalls benutzte Bezeichnung Honigblätter ist nicht korrekt, da sich Honig aus Nektar erst im Magen der Biene und im Bienenstock durch Reifung bildet.

Eine große Mannigfaltigkeit an Nektarblättern zeigt die Pflanzenfamilie der Hahnenfußgewächse. Die Vertreter dieser Familie weisen zahlreiche ursprüngliche Merkmale im Blütenbau auf und stehen somit im Angiospermen-Stammbaum mit einigen weiteren Familien an der Basis. In keiner anderen Pflanzenfamilie existiert eine so große Variabilität an Blütenformen, unter denen sowohl radiärsymmetrische als auch zygomorphe Baupläne zu finden sind. Aus phylogenetischer Sicht treten bei den Hah-

nenfußgewächsen zum ersten Mal Nektarblätter als Blütenorgane auf. Die Vielfalt der Blütenformen spiegelt auch die Mannigfaltigkeit im Bau der Nektarblätter wider.

### **Methodische Hinweise**

Für blütenbiologische Untersuchungen zur Morphologie und Anatomie reichen in den überwiegenden Fällen Vergrößerungen im Bereich von 10–100fach aus. Für die erste Orientierung genügt eine Einschlag-Lupe mit 10–20facher Vergrößerung. Für eine genauere Beobachtung und besonders für eine eventuell notwendige Präparation der Blütenorgane leistet ein Stereomikroskop ausgezeichnete Dienste. Zur Isolierung von Nektarblättern werden spitze und lanzettförmige Präpariernadeln sowie kleine spitze Scheren benötigt. Für die Abtrennung der Blütenorgane bewährt sich der Einsatz einer mit Federgriffen ausgestatteten Iris-Schere, die für feinste Präparationsarbeiten im Bereich der Biologie bestens geeignet ist. Leider sind Iris-Scheren in der Anschaffung sehr teuer. Für Einblicke in die Anatomie der Nektarblätter

werden lichtmikroskopische Kontrastverfahren, wie Dunkelfeld- oder Phasenkontrastbeleuchtung herangezogen. Da die Vertreter der besprochenen Gattungen in allen Teilen besonders im frischen Zustand mehr oder weniger stark giftig sind, ist beim Umgang mit den Pflanzen Vorsicht geboten (Roth et al., 1994).

Es ist zu empfehlen, die Beobachtungen an Frischmaterial durchzuführen. Sollte eine Konservierung für spätere Untersuchungen notwendig sein, genügt eine Fixierung des Materials in 96%igem Äthanol (Brennspiritus) und Aufbewahrung in 70%igem Äthanol. Eine Aufhellung dickerer Organe (Nektarblätter, Staubgefäße) ist durch 12-stündige Inkubation in 75%iger Milchsäure möglich. Eine das Objekt schonende Aufhellungsmethode ist die Überführung in Glycerin. Als wasserlösliches Einschlußmittel mit aufhellender Wirkung kann ein Gemisch aus Polyvinylalkohol (PVA) und Milchsäure empfohlen werden (Gerlach, 1984). Es ist einfach in der Herstellung und Anwendung, lässt aber Färbungen mit der Zeit verblasen.

### Nektarblätter der radiärsymmetrischen Blüten

Eine radiärsymmetrische Blüte liegt vor, wenn bei strahligem Aufbau mehr als zwei Symmetrieebenen vorliegen, wie zum Beispiel bei Tulpen und Rosen, ebenso bei zahlreichen Gattungen der Hahnenfußgewächse.

### Gattung *Ranunculus*

Blühende Arten der Gattung *Ranunculus*, den Hahnenfuß-Arten im engeren Sinn, sind über die gesamte Vegetationsperiode zugänglich. Auf Wiesen ist der Scharfe Hahnenfuß (*Ranunculus acris*) und der Knollige Hahnenfuß (*Ranunculus bulbosus*) sehr häufig anzutreffen (Abb. 1). Die Blütezeiten dieser Arten erstrecken sich von April bis Oktober beziehungsweise von März bis August. Die gelb gefärbten Blütenhüllblätter sind als kronblattartige Nektarblätter ausgebildet. Sie besitzen an der Basis eine leicht gewölbte Schuppe, unter der die Nektardrüsen sitzen (Abb. 2). In den Spalt, der sich unter der Schuppe bildet, wird der Nektar



Abb. 1: Knolliger Hahnenfuß (*Ranunculus bulbosus*). Typische Hahnenfußblüte: Strahlend gelbe Blütenhüllblätter; zahlreiche Staubgefäße verdecken das Zentrum aus vielen Fruchtblättern. – Abb. 2: Scharfer Hahnenfuß (*Ranunculus acris*). Fünf kronblattartige Nektarblätter mit basaler Schuppe, unter der sich eine kleine Tasche bildet. Auf der Unterseite der Schuppe liegt die Nektardrüse. Staubgefäße und Fruchtknoten wurden entfernt. Vergr. 8fach. – Abb. 3: Scharfer Hahnenfuß (*Ranunculus acris*). Nektarblatt median längs geschnitten, im Spalt unter der Schuppe sammelt sich der Nektar. Vergr. 25fach.

sezerniert und gelagert (Abb. 3). Um an den Nektar zu gelangen, müssen sich die besuchenden Insekten zwangsläufig über die Staub- und Fruchtblätter bewegen, so dass die Bestäubung durch mitgebrachten Pollen (Fremdbestäubung!) vollzogen und andererseits neuer Pollen aufgenommen werden kann. Auch Selbstbestäubung ist möglich. Da der Nektar unter der Schuppe leicht zugänglich ist, kann er auch von kurzrüsseligen oder leckenden Insektenarten erreicht werden, wie von Fliegen, Käfern und Bienen, so dass der Bestäuberkreis sehr groß ist.

### Gattung *Pulsatilla*

Eine andere Form von Nektarblättern ist in der Gattung *Pulsatilla* (Kuh- oder Küchenschellen) zu beobachten. Alle Vertreter dieser Gattung stehen in Deutschland unter Naturschutz. Einige Arten werden als Gartenpflanze kultiviert, unter denen die Gemeine Küchenschelle (*Pulsatilla vulgaris*) weite Verbreitung gefunden hat und somit leicht zugänglich ist. Von März bis April erblüht die Gemeine Küchenschelle mit blauviolettten Glocken, in denen die unzähl-

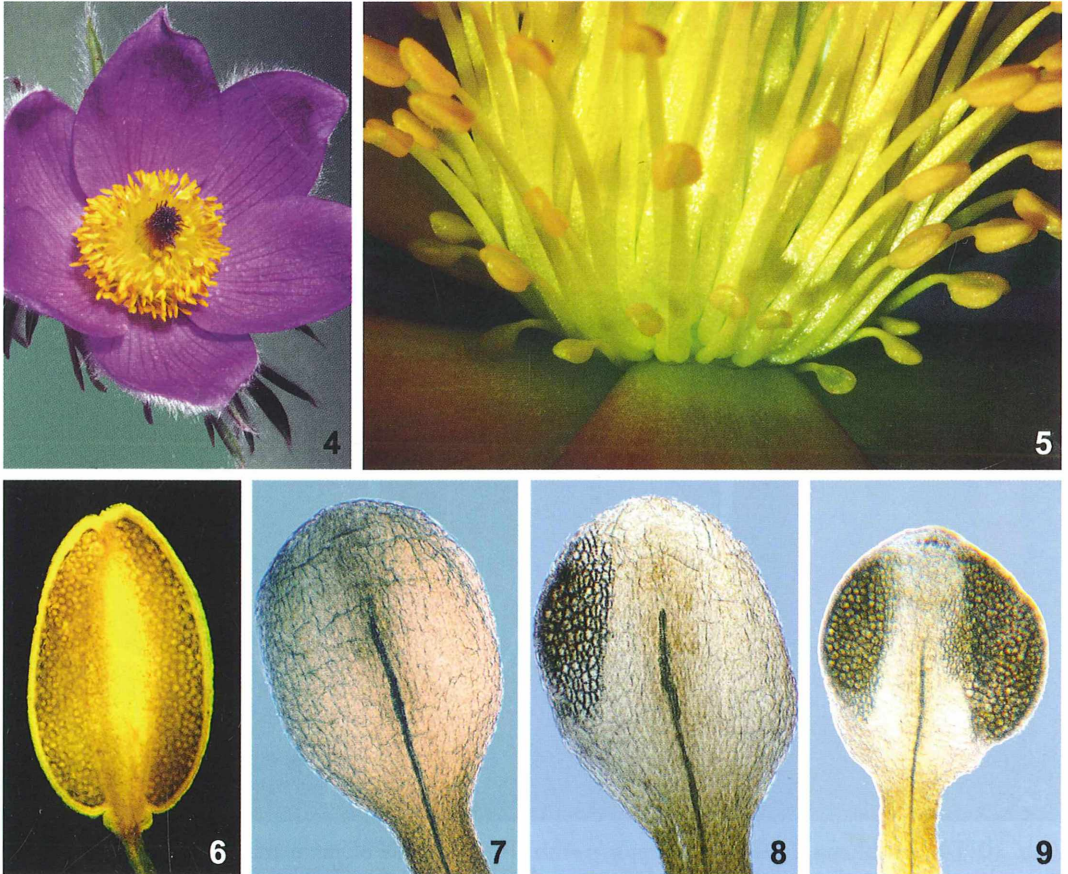


Abb. 4–9: Gemeine Küchenschelle (*Pulsatilla vulgaris*). – Abb. 4: Blüte mit zahlreichen Staubgefäßen und blaugefärbten Narben im Zentrum. – Abb. 5: Als Nektarblätter fungierende umgewandelte Staubblätter, die als kleine sterile Organe ihre Herkunft noch erkennen lassen. Vergr. 5fach. – Abb. 6: Funktionsfähiges Staubblatt, Theken mit Pollen gefüllt. Einschluss in Mowiol, Dunkelfeldaufnahme, Vergr. 20fach. – Abb. 7: Nektarblatt, keine Differenzierung von Theken erkennbar. Einschluss in Mowiol, Vergr. 100fach. – Abb. 8: Nektarblatt, das noch einseitig (links) Differenzierung zum Staubblatt (Theke) erkennen lässt. Einschluss in Mowiol, Vergr. 100fach. – Abb. 9: Nektarblatt, das noch beidseitig Differenzierung zum Staubblatt (Theken) erkennen lässt. Einschluss in Mowiol, Vergr. 100fach.

gen, intensiv gelb gefärbten Staubblätter im starken Kontrast zu den Blütenblättern und den violetten Narben im Blütenzentrum stehen (Abb. 4). Dieser Farbkontrast ist weithin sichtbar und lockt Insekten an, die neben Pollen auch Nektar finden. Um die Nektarblätter zu entdecken, muss der Beobachter die Blütenblät-

ter nach unten biegen oder entfernen. Das Augenmerk liegt auf den Staubgefäßen. Am Rand zwischen den fertilen Staubgefäßen und den Blütenblättern stehen die Nektarblätter, deren Form auf ihre phylogenetische Herkunft von den Staubgefäßen hinweist. In der Länge der Staubfäden (Filamente) lassen sich Übergänge

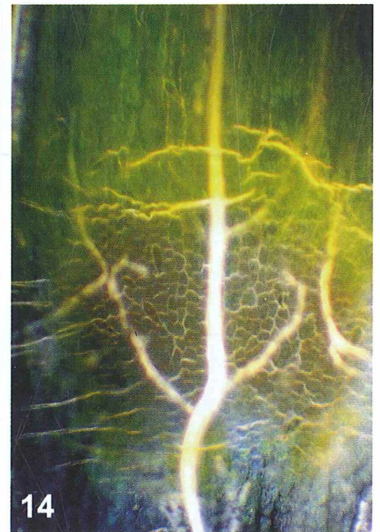
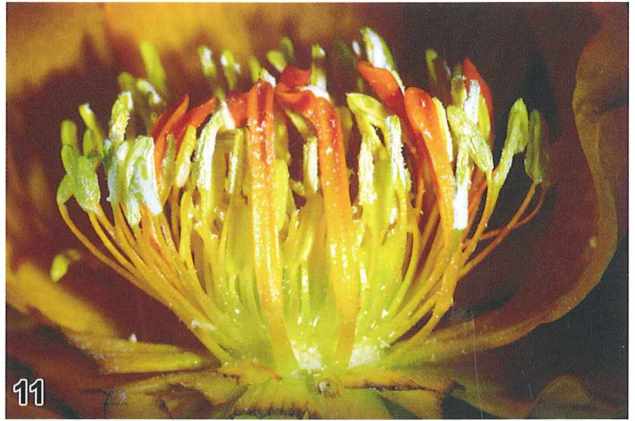


Abb. 10–14: Trollebene (*Trollius europaeus*). – Abb. 10: Blüte; die Blütenhüllblätter sind zu einer Kuppel angeordnet, die nur eine kleine Öffnung aufweist. – Abb. 11: Einblick ins Innere der Blütenkuppel; zwischen den Staubgefäßen und Blütenhüllblättern stehen orangefarbene, spatelförmige Nektarblätter. Vergr. 7fach. – Abb. 12: Isoliertes Nektarblatt; das Nektarium sitzt an der Basis in einer kleinen Grube, in der sich der Nektar in Tropfenform ansammelt. Aufsicht-Dunkelfeld-Beleuchtung. Links: Gesamtsicht, Vergr. 10fach; rechts: basaler Ausschnitt, Vergr. 32fach. – Abb. 13: Links isoliertes Nektarblatt; es wird von einem Leitbündelsystem durchzogen. Dunkelfeldaufnahmen nach Milchsäure-Aufhellung, Vergr. 10fach. Rechts basaler Teil mit Nektargrube, Vergr. 32fach. – Abb. 14: Isoliertes Nektarblatt; im Bereich des Nektariums ist das Leitbündelsystem fein verästelt. Zellen des Nektar bildenden Parenchyms sind zu erkennen. Dunkelfeldaufnahme nach Milchsäure-Aufhellung, Vergr. 100fach.

zwischen kurz- und langgestielten Nektarblättern beobachten (Abb. 5). An den Stielenden tragen sie ein glänzendes Köpfchen, das statt Pollen Nektar produziert, der als glänzende, leicht klebrige Flüssigkeit die Nektarblätter und den Blütenboden überzieht. Im Köpfchenbereich treten ebenfalls Übergänge vom Nektarblatt zum Staubblatt auf (Abb. 6–9). Durch die räumliche Nachbarschaft von Nektarblättern, Staubgefäßen und Fruchtblättern wird von den Blüten besuchenden Insekten die Bestäubung mit großer Sicherheit vollzogen, wobei Selbstbestäubung nicht auszuschließen ist.

### Gattung *Trollius*

Die Gattung *Trollius* (Trollblume) ist in Europa nur durch eine einzige Art vertreten, nämlich durch die Europäische Trollblume (*Trollius europaeus*). Diese Art ist in Deutschland und einigen anderen europäischen Ländern streng geschützt, wird aber als Zierpflanze für feuchte Standorte gezüchtet und steht somit als Gartenform für die Untersuchung zur Verfügung.

Die Blüte der Europäischen Trollblume weist eine für die meisten Trollblumen-Arten charakteristische Form auf. Die Blütenhüllblätter krümmen sich zur Blütenmitte hin und bilden dadurch eine Kuppel, die nur eine kleine Öffnung frei lässt (Abb. 10). Die intensiv gelb gefärbten Blütenhüllblätter der Kuppel werden von Botanikern als Kelchblätter aufgefasst, während die sich nach innen anschließenden, orange gefärbten Nektarblätter als umgewandelte Kronblätter gedeutet werden (Abb. 11). Es wird aber auch die Ansicht vertreten, dass sie sich während der Evolution aus Staubblättern entwickelt haben könnten. Die zahlreichen Staubblätter umgeben die im Zentrum sitzenden Fruchtblätter. Die Nektarblätter sind im Vergleich zu den breit ovalen Kelchblättern sehr schmal und auf der Außenseite gefurcht (Abb. 11). Auf der den Staubgefäßen zugewandten Innenseite besitzen sie an der Basis ein Nektarium in Form einer Grube, in welche der Nektar sezerniert wird (Abb. 12). Die Nektarblätter werden von einem Leitbündelsystem durchzogen, das sich im Bereich des Nektariums fein verzweigt (Abb. 13 und 14). Über das Phloem der Leitbündelstränge wird das Nektarium-Parenchym mit Zucker versorgt (Schnepf, 1977).

Durch die kleine Öffnung in der Blütenkuppel gelangen überwiegend kleine Insekten in die

Blüte, meist Fliegen und Käfer. Hier stoßen sie auf die zentral gelegenen Fruchtknoten und vollziehen durch den mitgebrachten Pollen die Fremdbestäubung. Auf der Suche nach Nektar müssen die Blütengäste auf dem Weg zu den Nektarblättern die dicht stehenden Staubgefäße überwinden und übernehmen dabei erneut Blütenstaub. Durch die eng stehenden Blütenorgane kann es zur Selbstbestäubung kommen, die aber nicht zur Befruchtung führt, da die Trollblume selbststeril ist.

Weitere Beispiele für die Vielgestaltigkeit der Nektarblätter in den radiärsymmetrischen Blüten der Hahnenfußgewächse werden im zweiten Teil der blütenbiologischen Beobachtungen vorgestellt.

### Literaturhinweise

- Barth, F. G.: Biologie einer Begegnung. Deutsche Verlags-Anstalt, Stuttgart 1982.
- Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik. Eine Einführung, 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1984.
- Heß, D.: Die Blüte, Struktur, Funktion, Ökologie, Evolution. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1983.
- Heß, D.: Alpenblumen: Erkennen, verstehen, schützen. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 2001.
- Knoll, F.: Die Biologie der Blüte. Springer Verlag, Berlin 1956.
- Kugler, H.: Blütenökologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1970.
- Leins, P.: Blüte und Frucht: Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Phylogenie, Funktion, Ökologie. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2000.
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop. Teil 1: Anpassungen an die Windbestäubung am Beispiel der Hasel (*Corylus avellana* L.). Mikrokosmos 99, 2–7 (2010).
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop. Teil 2: Übergang von der Tierbestäubung zur Windbestäubung am Beispiel von Ahorn-Arten (*Acer* spec.). Mikrokosmos 99, 83–87 (2010).
- Roth, L., Dauderer, M., Kormann, K.: Giftpflanzen – Pflanzengifte. Nikol Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hamburg 1994.
- Schnepf, E.: Bau und Feinbau der Nektarien und der Mechanismus der Nektarsekretion. Apidologie 8, 295–304 (1977).
- Vogel, S.: Nektarien und ihre ökologische Bedeutung. Apidologie 8, 321–335 (1977).
- Weberling, F.: Morphologie der Blüten und Blütenstände. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1981.

# Faszination Seifenblasen – Vom Ölorakel zu modernen Tensiden

Gerd Günther

Wer – zumindest von den älteren Lesern – kennt es nicht aus Kindertagen, das mit Seifenwasser gefüllte Töpfchen mit einem echten Strohalm, womit man wunderbare Seifenblasen produzieren konnte? Der Anziehungskraft, die von diesen fragilen, schillernden Gebilden in ihrer vielfältigen Ausprägung ausgeht, kann sich kaum jemand entziehen – ob Kind oder Erwachsener. Dies gilt in gleichem Maße auch für Wissenschaftler – beispielsweise aus den Bereichen Physik, Chemie, Biologie und Mathematik.

Bereits vor über 4.000 Jahren beobachteten die Assyrer Interferenzerscheinungen an dünnen Filmen und deuteten die Figuren im Rahmen ritueller Ölorakel. In der Zeitgenössischen Malerei wurden Seifenblasen als Kinderspiel, aber auch als Symbol des Vergänglichen dargestellt, zum Beispiel John Everett Millais „Seifenblasen“ von 1886, Rembrandt Harmensz van Rijns „Amor mit der Seifenblase“ von 1634 oder Jean-Baptiste Siméon Chardins „Der Seifenbläser“ von 1734 (Abb. 1). Im 19. Jahrhundert wurde das Interesse an Seifenblasen bei vielen Wissenschaftlern durch die Veröffentlichungen von Joseph Plateau

(1801–1833) und durch die Vorträge von Charles Vernon Boys (1855–1945) erneut geweckt. Der Schwerpunkt des wissenschaftlichen Interesses lag und liegt dabei auf der Lösung von Minimalisierungsproblemen.

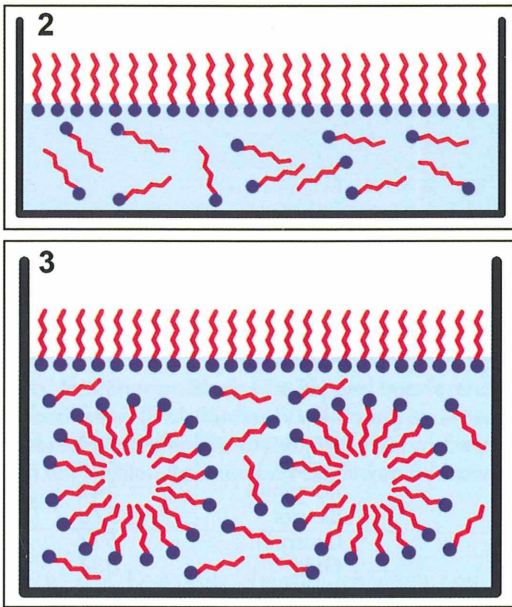
## Chemische Eigenschaften eines Seifenfilms

Die Fähigkeit einer Seifenlösung zur Bildung stabiler Blasen und Filme liegt in der molekularen Struktur der Seifenstoffe begründet. Seifen werden unter der Bezeichnung Tenside zusammengefasst. Tenside sind Substanzen, welche die Oberflächenspannung einer Flüssigkeit herabsetzen, die Bildung von Dispersionen unterstützen und als Lösungsvermittler dienen. Die Ursache für die starke Anreicherung von Tensiden an Oberflächen liegt in ihrer chemischen Struktur: Tenside verfügen über einen charakteristischen Aufbau mit hydrophilen (wasserliebenden) und hydrophoben (wasserabweisenden) funktionellen Gruppen. Beim hydrophilen Anteil des Moleküls handelt es sich um polare Gruppen wie zum Beispiel  $\text{-COO}^- \text{Na}^+$  oder  $\text{-SO}_3^- \text{Na}^+$ . Der hydrophile Teil des Moleküls besteht in der Regel aus unpolaren Kohlenwasserstoff-Ketten. An der Oberfläche einer Seifenlösung (Abb. 2) ordnen sich die Tensidmoleküle in der Art an, dass die hydrophilen Gruppen der wässrigen Phase zugewandt sind und die hydrophoben entsprechend nach außen, in die Umgebungsluft, weisen. Die Oberflächenspannung einer Tensidlösung nimmt mit zunehmender Tensidkonzentration so lange ab, bis alle Grenzflächen mit



Abb. 1: Jean-Baptiste Siméon Chardin *Der Seifenbläser*, 1734 (aus: *The Yorck Project: 10.000 Meisterwerke der Malerei. DVD-ROM, 2002*).





**Abb. 2: Tensidlösung in einem Gefäß. Hydrophile Gruppen blau, hydrophobe Gruppen rot dargestellt. Zur Vereinfachung sind die übrigen Lösungsbestandteile wie Wassermoleküle und Alkali-Ionen nicht eingezeichnet. – Abb. 3: Micellenbildung in einer Tensidlösung.**

Tensidmolekülen belegt sind. Darüber hinausgehende Erhöhung der Tensidkonzentration führt zu keiner weiteren Abnahme der Oberflächenspannung, es bilden sich jedoch vermehrt so genannte Mizellen. Dabei ordnen sich die Tensidmoleküle so an, dass die hydrophilen Molekülteile eine Kugelschale bilden, wobei die hydrophoben Teile nach innen weisen (Abb. 3).

**Physikalische Eigenschaften eines Seifenfilms**

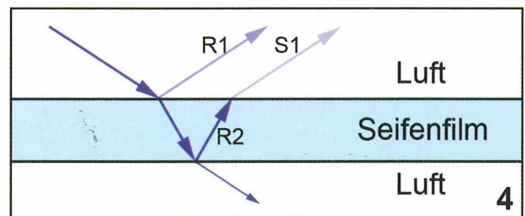
Die Anlagerung der Tensidmoleküle an Grenzflächen setzt die Oberflächenspannung einer Seifenlösung deutlich herab. Dennoch bleibt durch verschiedene molekulare Kräfte eine Oberflächenspannung erhalten, die bestrebt ist, ein Minimum zu erreichen. Ein Flüssigkeitstropfen nimmt, wenn keine anderen Kräfte einwirken, die Form einer Kugel an. Wird eine geschlossene Raumkurve vorgegeben, nimmt ein Seifenfilm immer die kleinste Oberfläche an. Taucht man eine Drahtschleife in eine Seifen-

lösung, bildet sich bei Herausnahme aus der Lösung als Minimalfläche eine Seifenhautscheibe. In beliebig komplex geformten Drahtmodellen nimmt eine Seifenhaut immer eine minimale Fläche ein. Die entstehenden Flächen befinden sich in einem stabilen Gleichgewicht, nach Störungen von außen kehren die Seifenhautflächen wieder in den Ausgangszustand zurück. Die Seifenhautscheibe des Drahtringes schwingt auch wieder in ihre ebene Position zurück, wenn man nur nicht zu stark pustet.

**Häute, Filme, Grenzflächen**

Den augenfälligen Farberscheinungen an einer Seifenhaut soll im Folgenden besondere Aufmerksamkeit gewidmet werden. Trifft weißes Licht auf einen Seifenfilm, werden an der Grenzfläche Luft-Seifenfilm etwa 4% reflektiert (R1) und 96% transmittiert. An der Grenzfläche Seifenfilm-Luft werden wiederum etwa 4% reflektiert (R2). Nach erneuter Brechung an der oberen Grenzfläche verlassen parallele Lichtstrahlen R1 und S1 den Seifenfilm (Abb. 4). Die Intensität der Lichtstrahlen ist annähernd gleich, der Gangunterschied und die Phasenlage jedoch je nach Dicke des Seifenfilms unterschiedlich. Es kommt zu Interferenzerscheinungen, die als intensive Farben wahrgenommen werden, wenn der Seifenfilm dünn genug ist (Abb. 5; Tab. 1).

Taucht man einen rechteckigen Drahtrahmen in eine Seifenlösung und hält diesen nach dem Herausziehen senkrecht, entsteht ein keilförmiger Seifenfilm, an dem man die Interferenzfarben streifenförmig beobachten kann (Abb. 6). Der Film wird durch Einwirkung der Schwerkraft schnell dünner, dabei ziehen sich die



**Abb. 4: Reflexion und Transmission von Licht an Luft-Seifenfilm Grenzflächen. R1 An Luft-Seifenfilm Grenzfläche reflektierter Strahl. R2 Im Seifenfilm an der Grenzfläche Seifenfilm-Luft reflektierter Strahl. S1 Brechung von R2 an der oberen Seifenfilm-Luft Grenzfläche.**

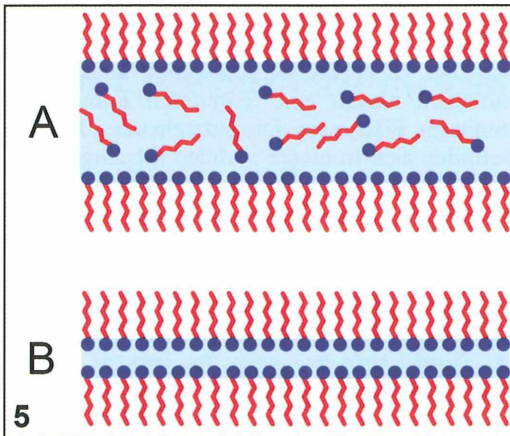


Abb. 5: Verteilung der Tensidmoleküle an einem dickeren (A) und an einem dünnen (B) Seifenfilm.

Interferenzstreifen der unteren Ordnungen weiter auseinander. Am oberen Rand bildet sich ein schwarzer Bereich, der zunächst löchrig erscheint. Hier ist der Seifenfilm mit etwa 30 nm deutlich dünner als die Wellenlänge des sichtbaren Lichts. Diesen Bereich nennt Isenberg (1992) Common Black Film. Erstaunlicherweise ist dieser schwarz erscheinende Film sehr haltbar, wenn eine Verdunstung des Wassers aus der Seifenlösung minimiert wird. Beispielsweise in einem Glas abgeschlossen hält der Common Black Film über 100 Tage.

### In der Waagerechten geht es langsamer

Nicht nur in senkrecht ausgerichteten Seifenfilmen kommt es zu diesen Verdünnungseffekten. Auch bei der mikroskopischen Beobachtung werden waagrecht liegende Seifenfilme unter dem Einfluss verschiedener Faktoren dünner, allerdings bleibt mehr Zeit zur Beobachtung, da die Vorgänge langsamer ablaufen. Faktoren für das Dünnerwerden des Films sind: Verdunstung, Dehnen des Films und viskose Strömungen. Das Dehnen des Films spielt bei der mikroskopischen Beobachtung keine Rolle. Viskose Ausgleichsströmungen entstehen durch das Bestreben der Seifenlösung, das kleinstmögliche Volumen anzunehmen. Im Laufe der Lebensdauer eines Seifenfilms wandern immer mehr Moleküle der Lösung an den Randbereich des Beobachtungsrahmens, da die konkave Krümmung der Kontaktstelle einen niedrigeren Par-

Tabelle 1: Interferenzfarben und entsprechende Schichtdicken eines Seifenfilms.

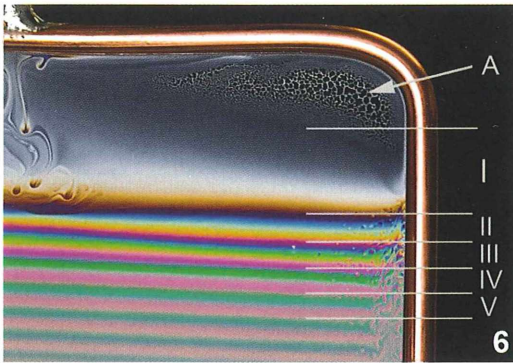
Ordnung	Farbe	Dicke in nm
I	Schwarz	5–30
I	Silber-weiß	50–120
I	Bernsteingelb	130
I	Tiefrot	201
II	Violett	216
II	Blau	250
II	Grün	290
II	Gelb	322
II	Orange	348
II	Purpurrot	371
III	Violett	396
III	Blau	410
III	Smaragdgrün	466
III	Gelbgrün	502
III	Karminrot	542
III	Blaurot	578
IV	Grasgrün	597
IV	Grün	634
IV	Gelbgrün	682
IV	Karminrot	746
V	Grün	790–840
V	Pink	893–945

tialdruck besitzt als der freie Seifenfilm. In den Film eingelagerte Staubkörner haben ebenfalls einen konkav gekrümmten konzentrischen Bereich deutlich höherer Schichtdicken, erkennbar an den konzentrischen Ringen mit Interferenzfarben höherer Ordnung. Das Dünnerwerden des Films erreicht mit dem etwa 30 nm dicken Common Black Film ein stabiles Gleichgewicht.

Die Verdunstung von Wassermolekülen verringert die Dicke von Seifenhäuten je nach umgebender Luftfeuchtigkeit recht zügig. Um diesen Effekt zu verlangsamen, mischt man bis zu 20% Glycerin zu der Seifenlösung. Unter optimalen Luftfeuchte-Bedingungen haben die Seifenhäute so eine empirisch ermittelte Lebensdauer von bis zu 20 Minuten. Dabei bleibt der besonders interessante Common Black Film bis zu 10 Minuten stabil.

### Mikroskopische Technik

Insbesondere sind es die dynamischen Mechanismen des Dünnerwerdens eines Seifenfilms und die damit verbundenen Interferenzerscheinungen, die eine Beobachtung unter dem Mikroskop lohnen. Dabei kann man in vielfältiger



**Abb. 6: Common Black Film (A) und Interferenzfarben erster (I) bis fünfter (V) Ordnung an einem senkrechten Seifenfilm. Dynamische Verwirbelungen am rechten Rahmen und am linken Bildrand oben.**

Weise der Dynamik etwas nachhelfen, sei es durch Kippen des Objektisches, um den Einfluss der Gravitation zu erhöhen oder durch vorsichtiges Anblasen des waagrecht liegenden Films. Voraussetzung für die Beobachtung dieser Phänomene ist eine axiale Auflicht-Beleuchtung. Denn in den üblichen Kontrastierungsverfahren des Durchlichts erkennt man allenfalls im Film umherschwimmende Staubkörner, die prächtigen Farbspiele jedoch nicht.

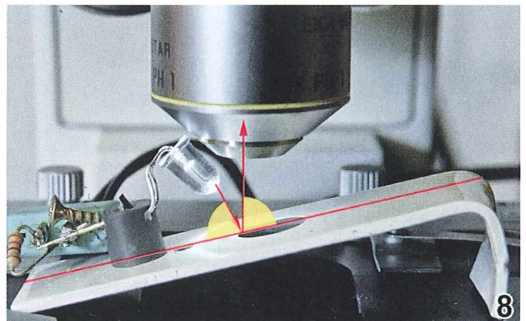
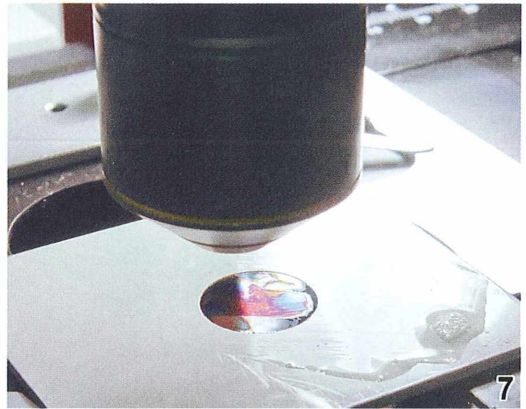
Weiterhin benötigt man einen speziellen Lochträger, über dessen Öffnung sich der Seifenfilm ausbreiten lässt. Dieser ist leicht herstellbar aus dünnen Kunststoffplatten, die im Modellbau Verwendung finden. In einen Plattenabschnitt, der ungefähr der Größe eines normalen Objektträgers entspricht, wird ein Loch mit circa 10–15 mm Durchmesser gebohrt. Um den Seifenfilm in einer definierten Höhe zu fixieren, sollte das Loch anschließend auf der Unterseite angeschrägt werden. Der Seifenfilm bleibt so immer in einer definierten Position (Abb. 7).

### Es werde Licht

Da die Achse des Strahlenganges senkrecht zum Objektisch steht, kann man die Interferenzfarben nur sehen, wenn der Beleuchtungswinkel ebenfalls  $90^\circ$  beträgt, da die Bedingung Einfallswinkel = Reflektionswinkel erfüllt sein muss. Steht keine Auflichteinheit zur Verfügung und ist Mikrofotografie nicht beabsichtigt, kann man sich mit einem besonders ge-

formten Lochträger behelfen. Dabei wird ein warmverformbarer Kunststoff des Lochträgers an einer Schmalseite so umgebogen, dass der Träger etwa einen Winkel von  $12\text{--}15^\circ$  zum Objektisch einnimmt. Eine weiße Leuchtdiode ( $\varnothing 5\text{ mm}$ ) wird so in der Nähe des Loches für den Seifenfilm positioniert, dass einerseits ein Reflexionswinkel eingestellt werden kann, der genau in die optische Achse fällt, und andererseits das Mikroskopobjektiv nicht behindert wird (Abb. 8). Nachteilig bei dieser Hilfskonstruktion ist die durch die Schräglage des Seifenfilms verursachte geringe Tiefenschärfe und das eingeschränkte Objektfeld, da die LED nicht die gesamte Lochfläche gleichmäßig ausleuchten kann.

Der Durchlicht-Pfad wird nicht gebraucht, daher sollte der Kondensator entfernt werden, damit keine störenden Reflexe auftreten und geplatzte Seifenhäute keine empfindlichen Linsen beeinträchtigen. Gleiches gilt auch für alle nicht benutzten Objektive am Revolver. Abdecken ist



**Abb. 7: Lochträger mit aufgezogenem Seifenfilm. – Abb. 8: Hilfskonstruktion für Mikroskope ohne axiale Auflichteinheit. In Gelb sind der Beleuchtungs- und der Beobachtungswinkel verdeutlicht.**

bei intensiven Seifenexperimenten am Mikroskop Pflicht. Für die Beobachtung hat sich ein 10× Objektiv bewährt. Die Tiefenschärfe ist groß genug, bei Verwendung eines einfachen Auflichtilluminators ist die Bildfläche gleichmäßiger ausgeleuchtet als bei geringer vergrößernden Objektiven und die Phänomene der Selbstähnlichkeit der Strukturen lassen sich ausreichend vergrößert beobachten.

### Mikrofotografie

In Ermangelung eines Auflichtilluminators mit Leuchtfeldblende und Aperturblende kam ein einfacher Auflicht-Fluoreszenz Illuminator für die Leica DMLS Mikroskope zum Einsatz. Obwohl jegliche Blenden für die Kontrolle des Auflicht-Hellfeld Strahlenganges fehlen, sind die erzielten Ergebnisse brillant. Die hier gezeigten Bildbeispiele sind mit einer Olympus E-400-Kamera entstanden. Die Adaption erfolgte über einen Eigenbau-Adapter, bei dem das mikroskopische Zwischenbild direkt auf den Bildaufnahme-Chip projiziert wird. Details dazu findet man bei Günther (2008). Jede Spiegelreflexkamera-Adaption liefert nur mit dem

Einsatz eines Elektronenblitzes scharfe Bilder, sieht man einmal von Langzeitaufnahmen unbewegter Objekte ab.

Bedingt durch die mechanischen Abläufe des Spiegels und insbesondere des Verschlusses ist der Einsatz eines Blitzes unerlässlich. Erschwerend kommt hinzu, dass der Seifenfilm ständig in Bewegung ist. Im vorliegenden Fall konnte dazu einfach das Durchlicht-Lampenhause mit vorhandenem Blitzeinbau an den Auflichtilluminator angesetzt werden (Abb. 9). Die Belichtung wird manuell über ein Potentiometer vorgegeben, welches die Leuchtzeit des Blitzes einstellt. Nach ein paar Probeschüssen ist eine optimale Leuchtzeit eingestellt und die intensiven, kurzlebigen Farbspiele können serienweise auf den Chip gebannt werden. Benutzt man eine mattschwarze Abdeckung des Kondensors, so wird der Common Black Film auch tief-schwarz wiedergegeben. Verwendet man die kamerainternen Algorithmen zur Bildoptimierung und Kompression ins JPEG Format, werden die Ergebnisse ausreichend kontrastreich. Zu empfehlen ist jedoch die Verwendung des RAW-Formats. Nachträglich stehen damit umfangreichere Bearbeitungsmöglichkeiten zur Verfügung, ohne Abstriche in der Bildqualität. Allerdings erfordern die RAW-Daten auch in jedem Falle Bearbeitungsschritte am PC. Die hier gezeigten Bildbeispiele wurden lediglich in Tonwertumfang und Weißabgleich leicht korrigiert.

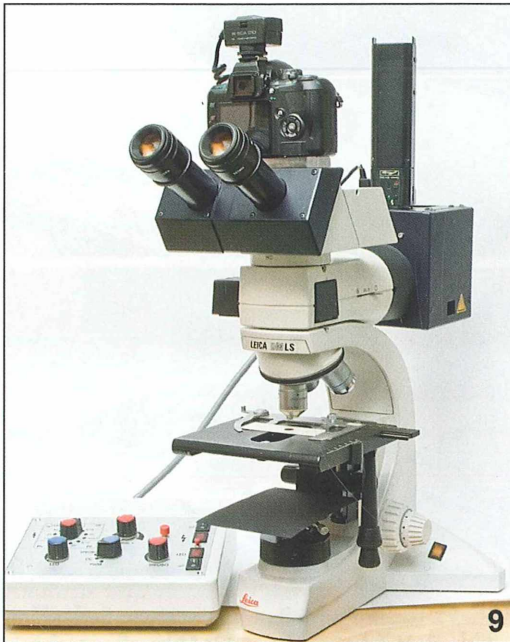


Abb. 9: Verwendetes Mikroskop mit Auflichteinheit, Kameraadaption und Blitzsteuerung.

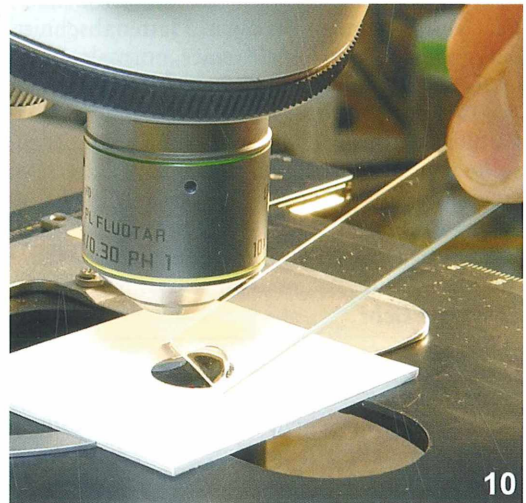


Abb. 10: Manuelles Aufziehen des Seifenfilms auf einen Lochträger.

**Verwendete Seifenlösungen – Pril in Motion**

Zum Ansatz der Tensidlösungen eignen sich alle handelsüblichen Spülmittel und viele Seifen und Waschmittel. Die zuverlässigsten Ergebnisse erhält man mit den diversen flüssigen Geschirrspülmittel-Konzentraten für den Hand-

gebrauch. Bis auf kaum merkbare Unterschiede reagieren alle Lösungen vergleichbar hinsichtlich der Abfolge der verschiedenen Stadien der Seifenfilme. Einzig die Haltbarkeit des Common Black Films differiert zwischen verschiedenen Fabrikaten. Die Standzeiten eines Seifenfilms aus einer Lösung nur mit Wasser beträgt

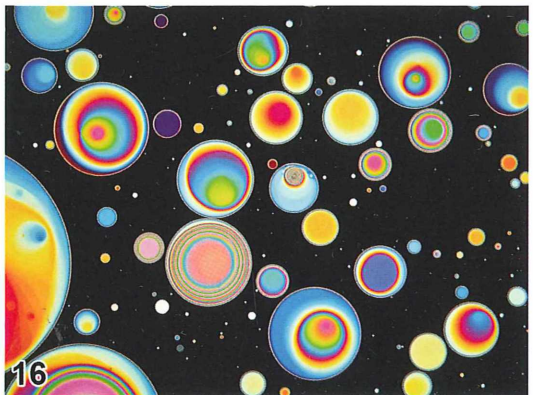
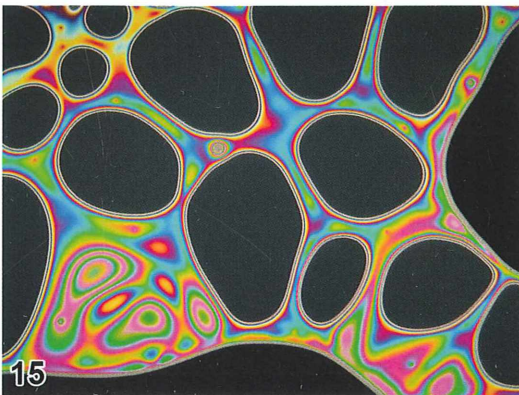
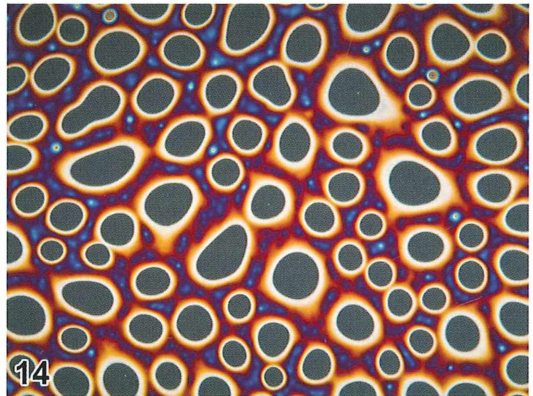
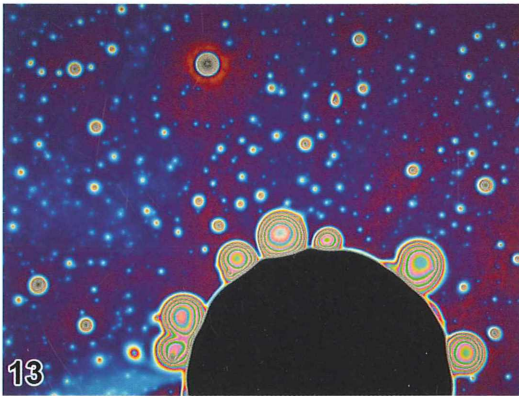
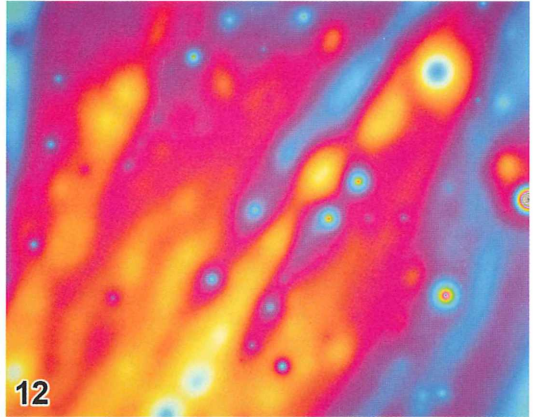
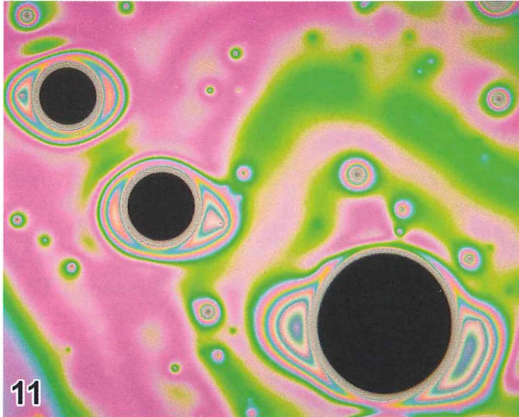


Abb. 11: Seifenfilm im frühen Stadium, Interferenzfarben höherer Ordnung. – Abb. 12: Interferenzfarben III. Ordnung. – Abb. 13–15: Zelluläre Bereiche des Seifenfilmes mit Ausbreiten des Common Black Films. – Abb. 16: Kreisförmige Komponenten.

etwa 15 sec. Durch die Beimischung von Glycerin kann die Standzeit des Filmes nahezu beliebig ausgedehnt werden, wenn die Luftfeuchtigkeit nicht zu gering ist. Bei 20 % Zusatz von Glycerin zur Seifenlösung beträgt die Standzeit etwa 20 min. Verwendbar sind auch fertige Seifenblasen-Flüssigkeiten aus dem Spielwarenbereich. Wer erinnert sich an dieser Stelle nicht gerne an den Pustefix aus Kinderzeiten? Leider sind die Standzeiten dieser Seifenfilme kürzer als die der selbst angesetzten Lösungen.

### Praktische Vorgehensweise

Sind das Mikroskop und der Lochträger soweit vorbereitet, kann die Seifenlösung appliziert werden. Verwendet man eine Mischung, kann diese auch auf dem Lochträger hergestellt werden. Dazu gibt man je einen Tropfen der Komponenten auf den Lochträger. Mit einem Objektträger werden die Flüssigkeiten vermischt und wie bei einem Ausstrich auf die Öffnung des Lochträgers aufgezogen. Durch den großen Arbeitsabstand der niedrig vergrößernden Objektive kann dies an der Beobachtungsposition erfolgen (Abb. 10). Ist eine Seifenhaut geplatzt, kann leicht eine neue aufgezo-gen werden, ohne die Position des Lochträgers zu verändern. Sofort nach Aufziehen setzt die oben beschriebene Alterung des Films ein. Die Alterungsgeschwindigkeit und damit die Geschwindigkeit des Dünnerwerdens sind abhängig von den Mischungskomponenten und von den umgebenden Raumbedingungen. Bei hoher relativer Luftfeuchte ist der Film durch verminderte Verdunstung länger stabil als bei trockener Heizungsluft. Unmittelbar nach Aufziehen der Seifenhaut erkennt man in den Okularen nur ein helles, farbloses Bild, allenfalls ein paar Staubkörner. Der Film ist noch nicht dünn genug (Tab. 1), um Interferenzfarben im sichtbaren Bereich zu zeigen. Recht schnell jedoch erscheinen durch die Dynamik des Dünnerwerdens des Seifenfilms zunächst die Interferenzfarben höherer Ordnung mit den typischen Pink- und Grüntönen und einige eingefangene Staubkörner mit den entsprechenden konzentrischen Farbkreisen (Abb. 11). Der Seifenfilm wird rasch dünner, es zeigen sich die intensiven Interferenzfarben der III. Ordnung (Abb. 12). Im weiteren Verlauf der Beobachtung werden je nach Mischung und Dynamik unterschiedliche Farbverläufe der II. und I. Ordnung sowie schließlich der stabile Common Black Film sichtbar. Diese schwarzen Bereiche des Films

entstehen häufig lochförmig an zufälligen Orten des Films und können zelluläre Formen annehmen (Abb. 13–15).

Der stabile Endzustand ist immer ein schwarzer Film. Bläst man mit einer Pipette vorsichtig Anteile der randständigen Seifenlösung auf den schwarzen Film, entstehen kreisrunde Interferenz-Farbflächen der I. bis III. Ordnung. Kleinere Objekte sind dabei häufig stabil monochrom (Abb. 16).

### Fazit

Wie Deckart (2009) so treffend formuliert hat, ist die Beobachtung und Fotografie von Seifenhäuten unter dem Mikroskop schier unerschöpflich. Die Intensität der Interferenzfarben ist atemberaubend und die dynamischen Formen erinnern an fraktale mathematische Gebilde. Die Beobachtung von Seifenfilmen ist nicht nur unter ästhetischen Gesichtspunkten angesagt. Möglicherweise könnte die genauere Sichtweise unter dem Mikroskop auch im Physikunterricht über Schichtdicken und Interferenzen für Schüler gewinnbringend angewandt werden. Neben der fotografischen Dokumentation, welche die dynamischen Vorgänge nur unzureichend darstellen kann, ist die Anfertigung von Video-Dokumentationen lohnenswert. Und bereits in den 70er Jahren des vergangenen Jahrhunderts müssen Werbedesigner einen Blick durchs Auflichtmikroskop gewagt haben. Anders kann ich mir die bekannten Pril-Blumen oder die Plattencover von Iron Butterfly nicht erklären.

### Literaturhinweise

- Boys, C. V.: Seifenblasen und die Kräfte, die sie formen. Kurt Desch Verlag, München 1959.  
 Deckart, K. E.: Digitale Blitzlichtfotografie in der Auflichtmikroskopie am Beispiel von Seifenhäuten. *Mikrokosmos* 98, 114–116 (2009).  
 Günther, G.: Einsatz digitaler Spiegelreflexkameras in der Mikrofotografie – Ein Erfahrungsbericht. *Mikrokosmos* 97, 214–220 (2008).  
 Isenberg, C.: *The science of soap films and soap bubbles*. Dover Publications, New York 1992.

### Videos zum Thema

<http://www.videocommunity.com/pc/pc/mypics/1622>

Verfasser: Gerd Günther, Knittkuhler Straße 61, 40629 Düsseldorf, E-Mail: [gerd.guenther@rp-plus.de](mailto:gerd.guenther@rp-plus.de)

## Nachrichten

### April 2010: Mikroskopierwoche der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft auf Helgoland



Abb. 1: Teilnehmer der Helgoland-Exkursion 2010 (Foto: Sascha Buchczik, Berlin).

Helgoland wird gerne als Deutschlands einzige Hochseeinsel bezeichnet, obwohl sie „nur“ im Schelfmeergebiet der Nordsee liegt. Die Überfahrt vermittelt jedoch das Gefühl, zu einer Hochseeinsel zu gelangen. Die Entfernung zum Festland beträgt immerhin um die 60 km. Für den Besucher ist es besonders beeindruckend, nach einer mehr oder minder gut überstandenen kleinen See- oder Flugreise das Felsmassiv aus rotem Buntsandstein zu erblicken. So auch für die 18 Teilnehmer und Teilnehmerinnen der Mikroskopierwoche, welche die Berliner Mikroskopische Gesellschaft (BMG) über Ostern, in der Zeit vom 1.4. bis zum 9.4., auf Helgoland veranstaltete. Der Wunsch danach war schon länger geäußert worden und so waren die Erwartungen hoch, wurden aber alles andere als enttäuscht. Die Teilnehmer und Teilnehmerinnen kamen nicht nur aus Berlin, sondern auch aus Wilhelmsburg (Österreich), Gedved (Dänemark), München, Düsseldorf, Hamburg, Lübeck und Kiel (Abb. 1). Für die Anreise wurden alle Anreisemöglichkeiten genutzt, das Flugzeug, Seebäderschiffe von Büsum oder Cuxhaven und der Katamaran von Hamburg. Prof. Klaus Hausmann, der Leiter der Mikroskopierwoche, hatte es möglich gemacht, dass ein Kursraum und das Gästehaus der Biologischen Anstalt Helgoland (BAH) genutzt werden konnten. Die BAH

wurde bereits 1892 als Königlich Biologische Anstalt gegründet und gehört seit 1998 zur Stiftung des Alfred-Wegener-Instituts für Polar- und Meeresforschung (AWI) in der Helmholtz-Gemeinschaft. Das Jahr über wird die BAH fast durchgehend von Wissenschaftlern und Studentengruppen für Forschung und Lehre genutzt. Eine Lücke um Ostern herum er-



Abb. 2: Mikroskopieren im gut ausgerüsteten Kursraum der biologischen Anstalt Helgoland (Foto: Sascha Buchczik, Berlin).

möglichte es aber, dass nun die Hobbymikroskopiker einzogen, um sich der einzigartigen Lebenswelt zu widmen, die die unterseeische Felslandschaft bietet. Sie beherbergt immerhin die reichste marine Tier- und Pflanzenwelt der deutschen Küste.

Die meisten Teilnehmer kannten sich schon von Hiddensee-Aufenthalten und anderen Mikroskopikertreffen; in der sehr freundschaftlichen und kollegialen Atmosphäre lernten sich aber auch die anderen schnell kennen. Dazu trug die gemütlich-romantische Unterkunft im Gästehaus der BAH bei. Hier entfaltete sich beim selbst bereiteten Frühstück mit Panoramablick auf die Nordsee und beim abendlichen Beisammensein schnell eine familiäre Atmosphäre.

Tagsüber wurde in einem optisch gut ausgerüsteten Kursraum gearbeitet, den die BAH dankenswerter Weise zur Verfügung stellte (Abb. 2). Einige Teilnehmer hatten aber auch ihr eigenes Mikroskop mitgebracht, um auf die gediegene Ausstattung nicht verzichten zu müssen. Es ging ihnen dabei natürlich auch um gute Fotos der Mikrowelt rund um Helgoland. Zudem stand die bewährte Technik des Instituts etwa zur Kühlung des Meerwassers zur Verfügung. Jeder, der einmal mit „naturbelassenem“ Meerwasser gearbeitet hat, weiß, wie schnell es ungekühlt verdirbt und welch „Wohlgerüche“ es nach gewisser Zeit verbreitet.

Im Kursraum stand eine kleine Handbibliothek mit vielfältiger Bestimmungsliteratur und einigen Werken zur Vertiefung des biologischen Wissens zur Verfügung. Prof. Hausmann ließ es aber nicht nehmen, einen großen Koffer mit gewichtiger Literatur über See heranzuschaffen. So konnte die Gruppe auch neueste Literatur kennen lernen.

Unter Leitung von Klaus Hausmann erlebten die Hobby-Mikroskopiker sehr lehrreiche und unterhaltsame Tage. Schwerpunkt bildete die Untersuchung des Meeresplanktons und Aufwuchses. Planktonnetze, Pfahlkratzer und Spaten kamen zum Einsatz. Der Spaten, eher weniger in Kontakt mit Mikroskopikerhänden, diente dazu, Kleinstlebewesen aus dem Sandlückensystem des Strandes zu sammeln. Dabei griff man auf die bewährte Methode zurück, sie mit Hilfe von Süßwassereiswürfeln aus ihrem Lebensraum herauszutreiben.

Die BAH bot den Teilnehmern der Mikroskopierwoche auch mehrmals die außerordentliche Gelegenheit, mit dem Motorboot *Aade* auf frühmorgentlichen Ausfahrten in sehr frischer Luft Plankton zu fischen. Für die Teilnehmer, deren Mut von den an Land Gebliebenen bewundert wurde, war dies in jeder Hinsicht ein Erlebnis (Abb. 3). Seit 1962 wird mit Motorbooten an jedem Werktag an genau bestimmten Punkten vor Helgoland Plankton genommen und untersucht. So entstand eine lange Unter-



Abb. 3: Auf der *Aade* (a) werden über ein Kransystem Proben mit professionellen Planktonnetzen genommen (b) (Fotos: Klaus Hausmann, Berlin).



suchungsreihe, die genauen Aufschluss über den Wandel der Meeresfauna und -flora vor der Insel gibt und Erkenntnisse gestattet, die unter anderem den Klimawandel verstehen helfen.

Aus den Planktonfängen wird allen sicherlich der Anblick der seltsamen Schwimmlarven der Echinodermata (Stachelhäuter) (Abb. 4a) ebenso im Gedächtnis bleiben wie die kleinen Medusen, die zu den Coelenterata (Hohltieren) gehören. Auch die Diatomeen- und Algenfreunde des Kurses können auf eine reiche „Strecke“ zurückblicken (Abb. 4b und c). Von den Lebewesen des Aufwuchses weckten sicher die Bryozoen das größte Interesse. *Membranipora membranacea*, die Flache Seerinde, saß besonders zahlreich auf den großflächigen Algen der *Laminaria*-Arten (Abb. 4d), die sich häufig an den Ufern fanden, wo sie angeschwemmt wurden.

Ein reiches Exkursionsprogramm nötigte selbst die hartgesottensten Mikro-Freunde, gelegentlich den Kursraum zu verlassen. So erlebten sie einen beeindruckenden Ausflug durch die umfangreichen Bunkeranlagen aus dem Zweiten Weltkrieg. Herr Andres (Förderverein des Museums Helgoland) eröffnete einen kritischen Blick auf die jüngste Helgoländer

Geschichte, die von den Versuchen in der Kaiserzeit und vor allem in der Nazi-Zeit geprägt ist, die Insel zur gigantischen Seefestung mit Hilfe von Zwangsarbeitern auszubauen. Die Briten nutzten am Ende des letzten Kriegs Helgoland dann zur Vernichtung von Bomben und Munition.

Der Doktorand Jan Beermann führte kenntnisreich durch die Hummeraufzuchtstation, die helfen soll, die gefährdeten Hummerbestände zu retten. Faszinierend war auch der Blick hinter die Kulissen des Aquariums, den Dr. Hensel, der Leiter der Einrichtung, bot. Hier konnten die Mikroskopiker auch die vielfältige Unterwasserwelt um Helgoland bewundern, die nicht unter das Deckglas passt. Dr. Hensel erläuterte dabei die Funktions- und Arbeitsweise des Aquariums und wies auf spezielle Bewohner unter den zahlreichen Fischen (als Zuzügler aus wärmeren Gefilden beispielsweise den Wolfsbarsch), Krebsen, Stachelhäutern und Weichtieren hin. Als Besonderheit bietet das Aquarium seiner Tier- und Pflanzenwelt durch die kontinuierliche Zufuhr von frischem Meerwasser naturnahe Bedingungen.

Ein herausragendes Erlebnis war die ornithologische Führung. Prof. Pflüger von der Freien Universität

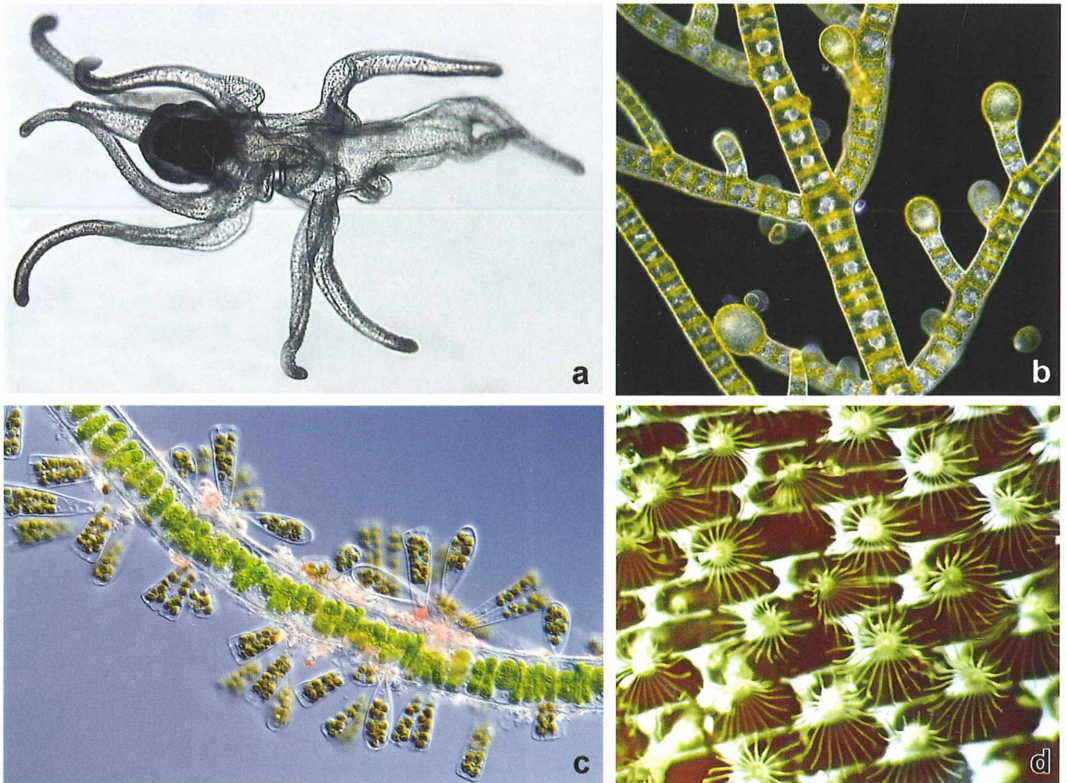


Abb. 4: Mikroskopische Augenweiden: a Seesternlarve. – b *Haplospora globosa* (Braunalge). – c Grünalgenfaden mit dichtem Diatomeen-Aufwuchs. – d Ausschnitt aus einer Moostierchenkolonie (*Membranipora membranacea*) (Fotos: a Klaus Hausmann, Berlin; b–d Gerd Günther, Düsseldorf).



**Abb. 5: Blick auf den berühmten, zur Brutzeit dicht besiedelten Helgoländer Vogelfelsen (Foto: Sascha Buchczik, Berlin).**

Berlin ermöglichte es den Teilnehmern, sich seiner Studierendengruppe anzuschließen. Sie erlebten die vielfältige Vogelwelt der Insel – bekannt etwa durch Lummen, Basstölpel und Dreizehenmöwen (Abb. 5) –, die im Frühjahr durch zahlreiche Durchzügler wie Drosseln, Bluthänflinge und Waldschnepfen berei-

chert wird. Voller Bewunderung für den Durchhaltewillen der Ornithologen, die bei der stürmischen und kalten Witterung begeistert ihrer faszinierenden Wissenschaft nachgingen, zogen sich die meisten Mikroskopiker nach eineinhalb Stunden durchgefroren in den warmen Kursraum zurück.

Ein Ausflug wird sicher allen im Gedächtnis bleiben – der Besuch der Düne, die dem Fels-Eiland vorgelagert ist. Große Gruppen von Kegelrobben und auch Seehunden lagerten an verschiedenen Strandabschnitten und ließen die Dünenbesucher erstaunlich nah an sich herankommen (Abb. 6). Natürlich wurde auch der Dünenbesuch genutzt, Kleinstlebewesen zu sammeln, sei es aus dem Sandlückensystem oder den kleinen Teichen, die zur Süßwassergewinnung angelegt worden waren.

Die Verpflegung während der Woche kann als sehr gut bezeichnet werden. Neben dem gemeinsamen Frühstück im Gästehaus trugen dazu auch einige Restaurants auf dem Helgoländer Oberland bei. Die kulinarischen Höhepunkte bildeten jedoch zwei Festmähler. Mareike Burba ließ es sich nicht nehmen, das Osterfrühstück mit einem beeindruckenden Mandolinenkonzert einzuleiten. Das üppige Frühstück



a



b



c

**Abb. 6: a Die Kegelrobbenherde lässt sich nicht von den Touristen stören. – b Neugierig schauen Seehunde bei der Sedimentprobennahme zu. – c Einrichtungen zum Austreiben von Protisten aus dem Sandlückensystem (Fotos: Sascha Buchczik, Berlin).**

wurde gekrönt durch einen Osterzopf, den die Familie Hausmann nach altem Familienrezept buk. Am Ostermontag wurde Lübecker Marzipan gereicht, dem man trotz der reichhaltigen Ernährung noch zusprach. Tradition ist schon der italienische Abend, bei dem Wolfgang Bettighofer und Martina Zahrt raffiniert zubereitete italienische Köstlichkeiten servieren. Dazu wurde die eine oder andere Flasche Rotwein verköstigt.

Die Stimmung unter den Kursteilnehmern war während der Woche also sehr gut und alle waren sich einig, dass die Zeit auf Helgoland viel zu schnell vor-

überging und wohl gelungen war. Trotzdem wurde natürlich der Kursraum in gewünschter professioneller Coolness pünktlich auf die Minute besenrein der BAH übergeben.

Dass die Mikroskopierwoche so ein großer Erfolg wurde, war das Verdienst von Klaus und Erika Hausmann sowie Sascha Buchczik von der BMG, die auch diese Veranstaltung wie immer gekonnt und routiniert organisiert hatten. Ihnen gilt der Dank aller Teilnehmer.

Jürgen Hartwig Ibs, Lübeck

## 18. Treffen der Mikroskopiker auf dem Wohldenbergl

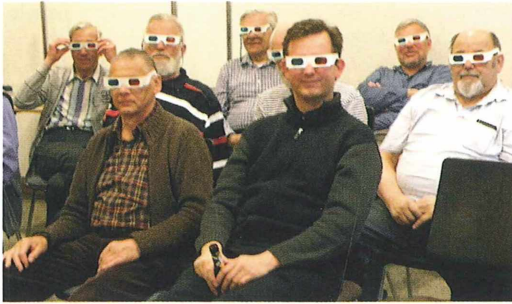


Abb. 1: Die Teilnehmer des 18. Wohldenbergl-Treffens (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

23 Teilnehmer waren dieses Jahr auf den Wohldenbergl gekommen – darunter je einer aus den Niederlanden, der Schweiz und Schweden (Abb. 1). Wie schon früher hatte Karl Brüggemann botanische und zoologische Paraffinschnitte mitgebracht. Die Verarbeitung erfolgte wie in den vergangenen Jahren; Herr Brüggemann entparaffinierte die Schnitte und überführte sie durch mehrere Stufen bis zum Wasser. Die Teilnehmer konnten dann die Schnitte färben und eindecken (Abb. 2). Die botanischen Schnitte wurden mit der Etzold- und Röser-Färbung behandelt, die zoologischen mit Gomori und einer abgewandelten Azan-Färbung. Darüber hinaus hatte Herr Brüggemann Holzschnitte angefertigt (Erle, Eibe, Esche, usw.), welche die Teilnehmer je nach Lust und Laune färben und einbetten konnten. Adolf Lohr hatte Mineralien (einen Labrador scuro und eine Brekzie) mitgebracht, die von den Teilnehmern zu Dünnschliffen verarbeitet wurden. Beim Mikrosko-



Abb. 2: Präparationsaktivitäten.



**Abb. 3:** Mit Anaglyphenbrillen betrachten die Zuschauer die Darbietungen von Eberhard Raap.



**Abb. 4:** Ein ungewöhnter Anblick: Im Labor des XLABs arbeiten die Mikroskopiker in weißen Kitteln.

pieren ergeben sich ganz besonders schöne Farbenspiele im polarisierten Licht. Von Eberhard Raap erhielten alle Teilnehmer einen Seidenspinner (auch Maulbeerspinner genannt).

Für die Abende hatten einige Teilnehmer Vorträge vorbereitet, was immer sehr interessant ist und den Blick auch über das Mikroskop hinaus erweitert:

Harald Popp: *Technische Erläuterungen zum Mikroskop*

Günther Zahrt: *Mikrowelten in der Oder – Ein Film von Christina und Manfred Kage*

Richard Jähner: *Vorarlberger Kraftwerke, Illwerke AG., Kopswerk II*

Richard Jähner: *Zur Geschichte der Daktyloskopie (Fingerabdrücke)*

Eberhard Raap: *Bildbearbeitung mit dem Programm „picolay“*

Eberhard Raap: *Streifzüge durch die Mikroskopie – Aufnahmen in Anaglyphentechnik* (Abb. 3)

Jan Kros: *Algenzucht in Holland*

Jan Kros: *Die Mikrowelt in Mooren – Ein Film von Phillip Mayer*

Hans-Jürgen Koch und Eberhard Raap: *Die Einbettung in Glycerinseife an Stelle von Paraffin*

Klaus Hermann: *Inhaltsstoffe in Nahrungsmitteln mit praktischen Beispielen*

Die Exkursion führte uns diesmal nach Göttingen ins XLAB. Dieses stellt eine Brücke dar zwischen Schule und Hochschule. Mit einem ganzjährigen Experimentalangebot in Biologie, Chemie, Physik und angewandter Informatik möchte XLAB junge Menschen für die Naturwissenschaften begeistern. Hier wird der Unterricht an Schulen durch selbstständiges Experimentieren unter der Anleitung von wissenschaftlichen Mitarbeitern ergänzt. Wir wurden von der Leiterin, Frau Prof. Dr. Eva-Maria

Neher, begrüßt und in einem einführenden Vortrag über die Arbeit dort unterrichtet. Herr Dr. Joachim Rosenbusch hatte einen Schnitt durch ein Rattenhirn soweit vorbereitet, dass er von den Teilnehmern über die verschiedenen Stufen bis zur Färbung und Einbettung bearbeitet werden konnte (Abb. 4). In weiteren Ausführungen, die weit über das Gebiet hinaus führten, entspann sich eine angeregte Diskussion. Hier sei noch einmal ein besonderer Dank für die lebhaften und ausführlichen Auskünfte von Herrn Dr. Rosenbusch ausgesprochen. Im Nachhinein bedauerten fast alle Teilnehmer, dass nicht ein ganzer Tag für die Arbeiten dort zur Verfügung gestanden hätte – vielleicht lässt sich das ja nachholen.

Der traditionelle Grillabend anschließend war begünstigt durch herrliches Wetter, so dass die Steaks und das Maibock Bier bis in die späten Abendstunden auf der Terrasse genossen werden konnten.

Die Lavesweg-Wanderung (im letzten Jahr wegen Nässe ausgefallen) mit anschließender Auswertung der Planktonfänge beendete das diesjährige Treffen. Leider konnte Herr Brüggemann aufgrund einer Unpässlichkeit die Teilnehmer nicht verabschieden. An seiner Stelle übernahm Friedrich Thormann diese Aufgabe. Mit der Hoffnung auf weitere Wohldenberg-Treffen machten sich alle auf den Heimweg.

# Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*

## Teil 1: Bau und Funktion der Frucht

Werner Nachtigall

**Die Springkräuter der Gattung *Impatiens* sind dafür bekannt, dass ihre reifen Früchte bei der geringsten Berührung oder auch spontan regelrecht explodieren. Dabei werden die Samen mit hoher Geschwindigkeit meterweit ausgeschleudert und so verbreitet. Die Schleuderbewegungen konnten mit Stroboskopaufnahmen dokumentiert und physikalisch ausgewertet werden.**

Springkräuter gehören zu den Balsamingewächsen (Balsaminaceae). Das ursprünglich einheimische Springkraut *Impatiens noli-tangere* mit seinen großen gelben Blüten wurde seit den Zwanziger Jahren des vergangenen Jahrhunderts an seinen typischen Standorten, zum Beispiel feuchten, gut besonnten Waldwege-Rändern, von dem aus Sibirien eingeschleppten, ebenfalls gelbblühenden Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora* weitgehend verdrängt. Insbesondere an Flussufern hat das aus Ostindien eingeführte, hochwachsende Drüsige Springkraut *Impatiens glandulifera*, das sehr große rötliche Blüten und große, dickliche Explosionsfrüchte trägt, andere Arten praktisch ersetzt. Dazu kommt das verschiedenfarbig blühende, gerne in Gärten angepflanzte Garten-Springkraut, *Impatiens balsamina*. Das Kleinblütige Springkraut, das große Bestände bilden kann, wird dem Naturfreund aber zweifellos am häufigsten unter die Augen kommen; deshalb wird es hier als Modellpflanze behandelt.

### **Morphologie, Anatomie und Funktion der Frucht**

Nach Bestäubung und Befruchtung durch Hummeln, Bienen und auch Schwebfliegen wachsen die fünf einzelnen Elemente beziehungsweise Fächer des Fruchtknotens (Karpelle) unter starker Verdickung röhrenförmig aus, wobei sie seitlich verwachsen. Die Trennlinien bilden sich an der Fruchtaußenseite rie-

fenförmig ab. Die gestreckt-keulenförmigen, zugespitzten Früchte (Abb. 1a) werden, von der leicht geknöpften Ansatzstelle am Fruchts蒂el bis zur Spitze, an die zweieinhalb Zentimeter lang. Bei 20 zufällig einem Bestand entnommenen, fast reifen (die vollständig reifen explodieren bei der Vermessung mit der Schublehre) Früchten betrug der Mittelwert und Standardabweichung (hier wie alle Daten formal auf zwei Kommastellen angegeben)  $24,61 \pm 2,85$  mm ( $\pm 11,95\%$ ), während die größten Breiten  $3,37 \pm 0,34$  mm ( $\pm 10,09\%$ ) ausmachten. Im reifen Zustand werden die Früchte grünlich-heller, um die Samen herum gelblich.

Zentral, wo sich die fünf Fächer der Fruchtkapsel an der zarten Mittelsäule (Placenta) berühren, bilden sich bei den Springkräutern an kurzen Stielen ursprünglich jeweils vier Samenanlagen aus, von denen sich bei der betrachteten Art aber pro Karpell nur je zwei, nur je eine oder auch gar keine zum reifen Samen entwickeln. Diese sitzen an der Basis des äußeren Drittels (Abb. 1e). Sie sind von schwärzlicher Farbe (Abb. 2a), ganz zart skulpturiert und werden im Vergleich mit der Frucht recht groß. Für 20 zufällig aufgegriffenen Samen ergaben sich für die Länge die Werte  $4,26 \pm 0,17$  mm ( $\pm 3,99\%$ ), für die größte Breite die Werte  $2,19 \pm 0,24$  mm ( $\pm 10,96\%$ ). Im Mittel sind die Samen also rund doppelt so lang wie breit. Es gibt auch eine, wenngleich schwach gesicherte, Korrelation zwischen Länge und Breite (Abb. 2b). Die Wägung eines Pulks von 20 Stück ergab für den Einzelsamen eine mittlere Masse von 7,3 mg.

Wie jede Frucht ist auch die der betrachteten Art dreischichtig (Abb. 1c, d). Die äußere Fruchtschicht, das Exokarp, bildet eine dünne, einschichtige Epidermis (Abschlussgewebe A). Die mittlere Fruchtschicht, das Mesokarp, besteht aus vielen Lagen dünnwandiger, plattenförmig übereinanderliegender Parenchymzellen, die durch osmotische Wasseraufnahme stark anschwellen können (Schwellgewebe S). Die innere Fruchtschicht schließlich, das Endokarp,

wird von langgezogenen, kollenchymatisch versteiften Zellen gebildet, die dem Druck des Schwellgewebes mechanischen Widerstand entgegenzusetzen können (Widerstandsgewebe W). Da es sich unter dem Druck des Schwellgewebes auch deutlich dehnt und dadurch mechanische Energie speichert, könnte man es zudem als Energiespeicher- oder Katapultgewebe bezeichnen. Diese typische Schichtung zeigt auch die Mikroaufnahme der Abbildung 1g. Die

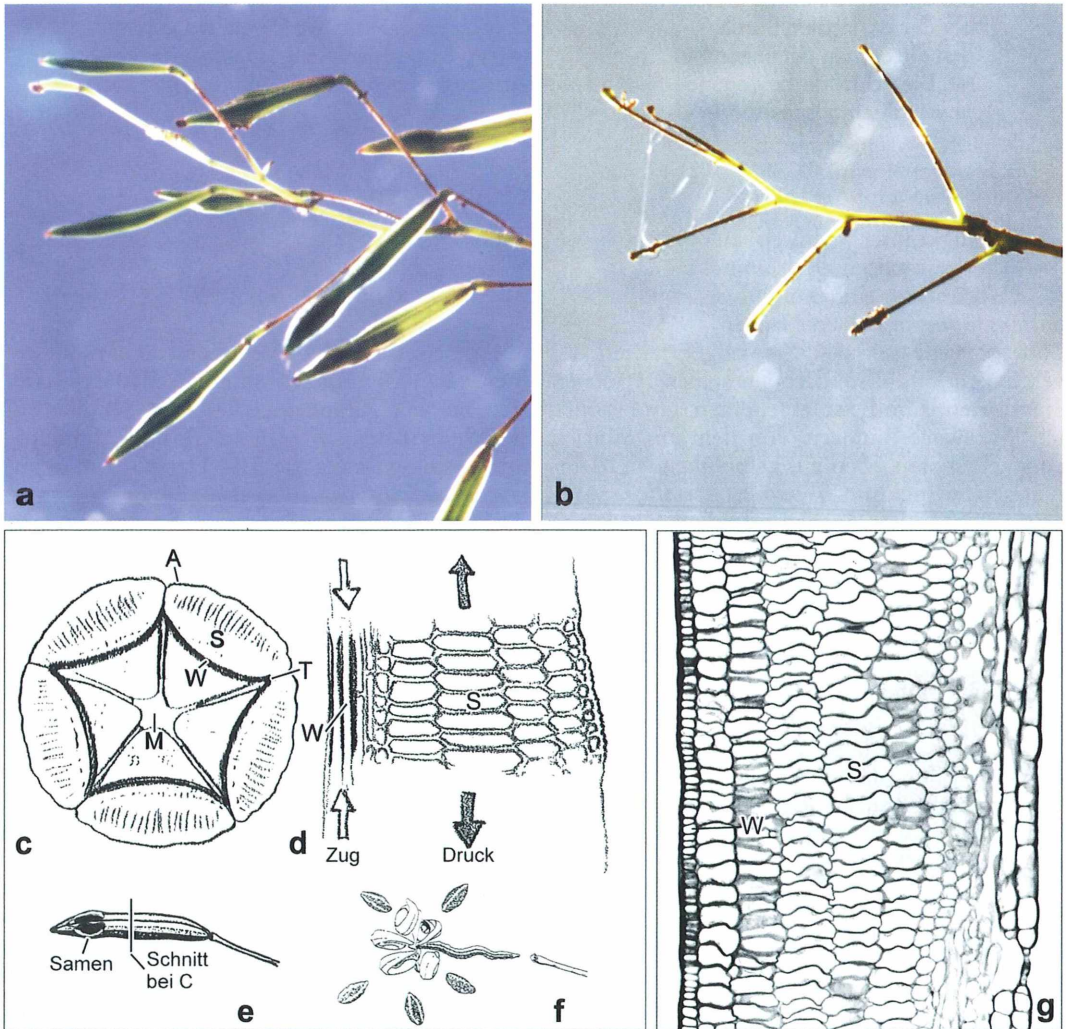


Abb. 1: Fruchtbau und Bewegung beim Kleinblütigen Springkraut, *Impatiens parviflora*. a Fruchtstand mit angenähert reifen Früchten. b Ehemaliger Fruchtstand; alle Früchte explodiert. Knotige Fruchtansatzstellen erkennbar. c Querschnitt (Schnittführung: siehe e) durch reife Frucht (Erklärung der Bezeichnungen siehe Text). d Längsschnitt, Ausschnitt. e Längsschnitt mit zwei Samen. f „Explodierende“ Frucht mit ausgeschleuderten Samen. g Mikroaufnahme der Fruchtwand (c–f nach Noll et al., 1978; c, d Umzeichnungen, ergänzt; g nach Leins und Erbar, 2008).

Schichtung bildet sich zwischen Samen und Fruchtsatzstelle aus (vgl. die Schnittführung an Abb. 1e). Hier pumpt sich das Schwellgewebe polsterförmig auf, wobei das Abschlussgewebe nach außen, das Widerstandsgewebe nach innen ausgebeult wird (Abb. 1c). Über den Samen ist das Fruchtgewebe dagegen undifferenziert und verschmilzt im Reifezustand zu einer membranartigen, leicht einreißenden Schicht.

### Schwellgewebe unter Hochdruck

Sobald die Früchte reifen, werden im Schwellgewebe Zuckersubstanzen synthetisiert, die osmotisch Wasser ins Zellinnere hineinziehen. So baut sich ein hoher osmotischer Druck auf, unter dem sich das Schwellgewebe dehnt und ausbeult. Für unreife Früchte von *I. parviflora* wird von Overbeck (1924) ein Druck von mindestens 9 atm angegeben. Reife Früchte erreichen 14 atm, im Extremfall wurden 21,8 atm bestimmt. Zum Vergleich: In einem durchschnittlichen PKW-Reifen erreicht der Druck noch nicht einmal 2 atm. Eine (physikalische) Atmosphäre, Einheit atm, entspricht etwa 1 bar und etwa 100 Kilopascal, kPa. Dieser hohe Druck belastet das Widerstandsgewebe auf Zug (Abb. 1d); dieses ist aber genügend zugfest und reißt nicht. Somit bleibt auch die vollreife Frucht zunächst formstabil.

Während der späten Reifephase aber beginnt sich die Mittellamelle des Verwachsungsgewebes zwischen den fünf Septen aufzulösen. Dieses Gewebe wird somit zunehmend instabil und entwickelt sich so zu einem Trenngewebe (Abb. 1c, T). Bei einem kurzen Anstoß – oder auch spontan – bringt es der hohe Innendruck zum Aufreißen. Der Druck kann sich nun ausgleichen. Dadurch rollen sich die fünf freigeordneten Septen (Karpelle, Teile der Kapselwand), vom Fruchtsatzansatz längs der Mittelsäule (Columella) (Abb. 1c, M) in Richtung zur Spitze, blitzartig nach innen ein (Abb. 1f). Die äußeren Fruchtteile verlängern sich bei der Krümmung um circa 32 %, während sich die Faserschicht um 10 % verkürzt (Noll et al., 1978). Durch diesen Vorgang werden die Früchte meterweit fortgeschleudert; bei *I. parviflora* sollen es an die 3 m, bei *I. glandulifera* gar bis zu 6 m sein (Schneider, 1935; Müller-Schneider, 1983). Die Abbildung 2a zeigt einige Samen und die (schon etwas geschrumpften) zugehörigen Einzelkarpelle.

Über die Samenverbreitung durch Schleudermechanismen, die auf osmotischer Druckerzeugung beruhen, gibt es neben den genannten Originalarbeiten mehrere Zusammenfassungen, zum Beispiel in Ulbrich (1928) und Leins und Erbar (2008). Speziell zu Einzelheiten des hier betrachteten Explosionsmechanismus, insbesondere zum zeitlichen Ablauf und zu den mechanischen Vorgängen beim Wegschleudern der Samen, gibt es zwei klassische Zeitlupenstudien von Elle (1964) und von Wolters (1966). Diese beschränken sich allerdings auf Bilddarstellungen, die physikalisch nicht oder kaum ausgewertet worden sind. Es wurde deshalb vor eigenen Untersuchungen zunächst die beste Registrierung der Zeitlupenstudien ausgewertet.

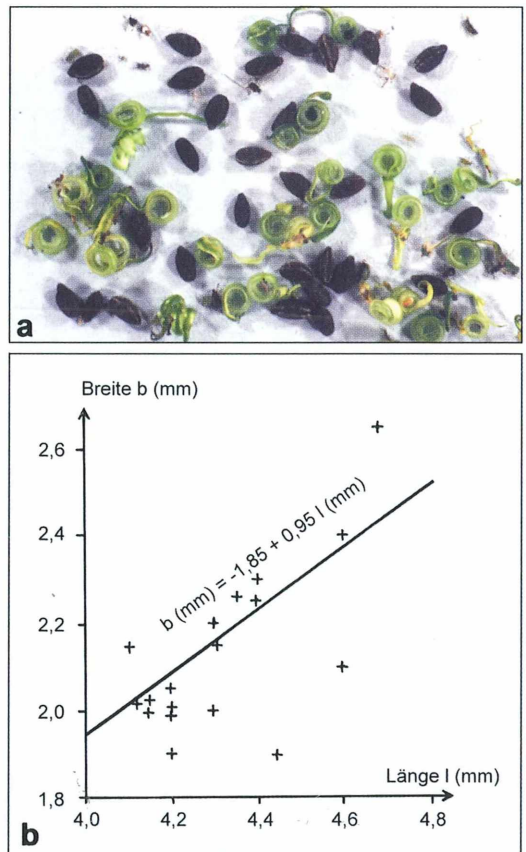


Abb. 2: Samen. a Ausgeschleuderte reife Samen und (nach ca. 1 h bereits geschrumpfte) „zugehörige“ aufgerollte Karpelle. b Breiten-Längen-Zuordnung von Samen.

### Aufrollvorgänge und Samenabschleudern

Die Frage, wie die sich einrollenden Karpelle ihre Bewegungsenergie auf die zunächst ruhenden Samen übertragen und diese dadurch auf die Anfangsgeschwindigkeit  $v_0$  beschleunigen, wurde durch die genannten hochfrequenten Filmaufnahmen bereits qualitativ gelöst. Doch lassen sich darüber hinaus nach den Zeitlupen- und Stroboskopaufnahmen physikalisch untermauerte quantitative Vorstellungen entwickeln.

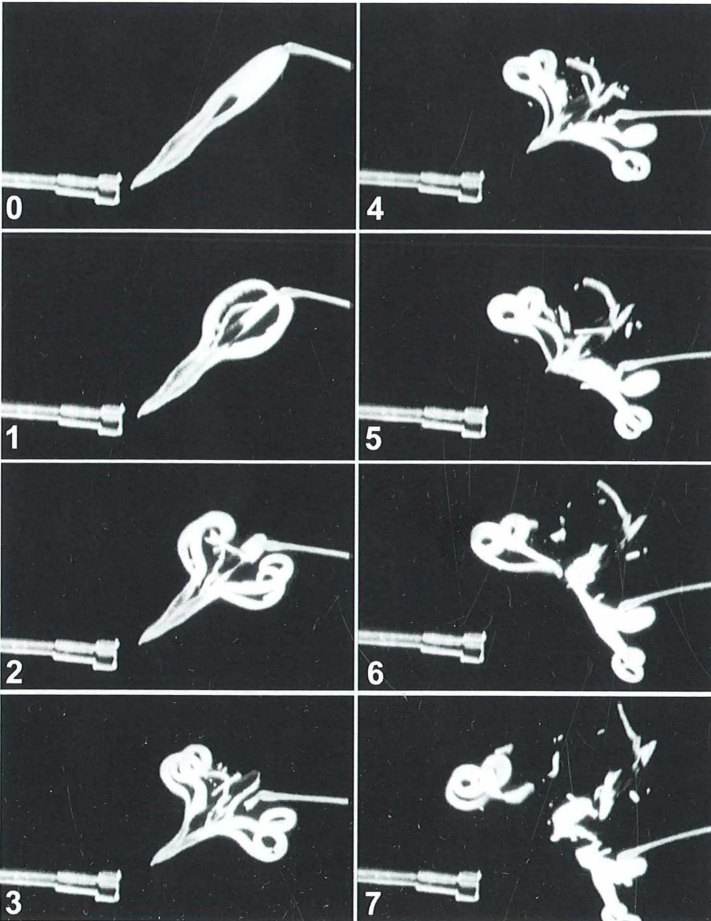
### Quantitative Analyse einer Hochfrequenzaufnahme

Unwahrscheinlich und auch nicht durch Fotos belegt, ist die verbreitete Vorstellung, dass der Einrollvorgang selbst insofern eine Rolle spielt, als er den Samen eventuell „mitrollt“ und dabei

peitschenartig einschließt und abschleudert. Die nähere Analyse zeigt dagegen ein anderes Bild.

Die kinematische Analyse der ersten der beiden von Wolters (1966) vorgelegten Hochfrequenzaufnahmen mit 8.000 Bildern pro Sekunde (Abb. 3) ist in Abbildung 4 dargestellt, und zwar in Gestalt einer ungefähren Übereinanderzeichnung der Teilbilder (Abb. 4a) sowie, in Abbildung 4b und c der Weg-Zeit-Funktion  $s(t)$ , der Geschwindigkeits-Zeit-Funktion  $v(t)$  (erste Ableitung von  $s(t)$  nach der Zeit) und der Beschleunigungs-Zeit-Funktion  $b(t)$  (2. Ableitung von  $s(t)$  nach der Zeit) von der Fruchtspitze und der abgeschleuderten (gut sichtbaren) Samen.

Aufschlussreich ist der Vergleich dieser Darstellungen. Die zunächst noch ruhenden Karpelle zeigen zu Beginn der Bewegungsphase zuerst eine Aufwölbung an der Basis (0), die sich nach  $1/8000$  s bereits quirlartig geöffnet hat (1). Danach rollen sich die Karpelle von der Basis her



**Abb. 3:** Filmszene von Wolters (1966).  
 Aufeinanderfolgende Stadien der Fruchtexplosion;  
 Bildabstand  $1/8000$  s =  $0,000125$  s =  $0,125$  ms,  
 Fruchtlänge ca. 2,5 cm.  
 Explosion nach Berühren der Spitze mit einem Drahtauslöser.



gegen die Mittelsäule nach innen ein (2–6). Dabei bewegen sich die fünf Einzelrollen zur Fruchtspitze hin, während die Karpelle in der Spitzenregion zunächst sackartig verbunden bleiben. Die Fruchtspitze mit dem Säckchen wird unter starker Beschleunigung in Gegenrichtung – also zum Fruchtsatz hin – bewegt. Sie umfasst den oder die Samen so, wie man einen Stein in eine Zwillie klemmt und beschleunigt sie mit. Nach dem Durchlaufen einer Strecke, die etwa der halben Fruchtlänge entspricht, sind die Karpelle bereits praktisch vollständig aufgerollt (6) und beginnen, sich voneinander zu lösen und zu zersprätzen (6, 7). Damit können sie die Samen nicht mehr berühren, so dass deren Beschleunigungsphase nur von (1) bis (6) reicht, also lediglich über  $5/8000$  s [ $1/1600$  s oder  $0,626$  ms (Millisekunden)]. Anschließend fliegen die vollständig aufgerollten Karpellteile nach allen Seiten weg, was aber keine funktionelle Bedeutung mehr hat.

Physikalisch kann man den Vorgang mit der zweiten Stoßperiode eines zentrischen elastischen Stoßes vergleichen. Das stoßende Element ist das beschleunigt in eine bestimmte Richtung bewegte Karpellsäckchen der Masse  $m_K$ . Es beschleunigt das mitgenommene Element, den Samen der Masse  $m_S < m_K$  auf die gemeinsame Geschwindigkeit  $v_{\text{Stoß}}$  in die gleiche Richtung. Es ist anzunehmen, dass sich die beiden Elemente beim Start etwas ineinander drücken (Formänderungsarbeit aufwenden). Kurz danach wird das Zusammendrücken rückgängig gemacht, der leichtere Samen löst sich und fliegt etwa mit  $v_0$  weiter (die Formänderungsarbeit wird in Bewegungsenergie umgesetzt). Blicke das Karpellsäckchen erhalten, würde es nun mit geringerer Geschwindigkeit in die gleiche Richtung weiterfliegen. Doch zerspritzt es nach getaner Arbeit. Seine Aufgabe war es, den Samen von  $v = 0$  auf  $v_{\text{Stoß}}$  zu beschleunigen.

Es sind aber auch andere Beschleunigungs-Mechanismen vorstellbar. Wie eigene Aufnahmen erkennen lassen (siehe Teil 2 dieser Serie), rollen sich manchmal nur einzelne Karpelle auf und es scheint auch so zu sein, dass die Ablösung gelegentlich nicht nur (wie üblich) an der Basis, sondern auch an der Spitze beginnen kann. In solchen Fällen durchläuft ein sich auflappendes Karpell die distale Fruchtlänge etwa im gleichen Zeitbereich wie anhand der Hochfrequenzaufnahme analysiert, also in etwa 1 ms und könnte direkt an einen Samen anschlagen und diesem einen Startimpuls verleihen.

### Maximale Geschwindigkeiten und Beschleunigungen während des Beschleunigungsvorgangs

Die Maximalgeschwindigkeit der Spitze des Karpellsäckchens während des kurzfristigen Beschleunigungsvorgangs beträgt etwa  $23 \text{ m s}^{-1}$ , die des Samens  $21 \text{ m s}^{-1}$ . Die entsprechenden Maximalbeschleunigungen betragen nicht weniger als  $41.000 \text{ m s}^{-2}$  und  $34.000 \text{ m s}^{-2}$  (Abb. 4c, d), belaufen sich also auf etwa  $4.100$  und  $3.400$  g ( $g = 9,81 \text{ m s}^{-2}$  Erdbeschleunigung). Diese Beschleunigungswerte erscheinen dem Menschen sehr extrem; ein Düsenjägerpilot kann in einer engen Kurve schon bei  $3\text{--}4$  g ohnmächtig werden. Für kleine Lebewesen sind hohe Beschleunigungswerte aber nichts Besonderes, wie man sehen kann, wenn man sich im biologischen Bereich umschaute (Nachtigall, 2006).

Die Beschleunigungszeit ist etwa so groß wie beim Absprung eines Flohs. Dieser beschleunigt nur während der kurzen Zeitspanne, während der sein Sprungbein auf den Boden knallt und kurz danach abhebt. Für Kaninchenflöhe (Gattung *Spilopsyllus*) wurde diese Zeitspanne zu rund  $1$  ms bestimmt. Flöhe beschleunigen mit mehreren  $100$  g, ebenso wie Schnellkäfer (Bennet-Clark und Lucey, 1967). Für die Schnellkäfer-Gattung *Stenogostus* wurden  $380$  g bestimmt. Mit  $10.000$  g die bisher größten bekannte gewordenen Beschleunigungen bei Insekten wurden an den Schnappmandibeln von Ameisen der Gattung *Odontomachus* gemessen (Gronenberg et al., 1993). Süßwasserpolyphen schießen dagegen ihre Durchschlagskapseln (Penetranten) mit sagenhaften  $40.000$  g ab (Holstein, 1995), bringen dazu allerdings auch einen Druck von  $150$  bar auf. Für „Abschleuder-“ und „Schnappbewegungen“ im biologischen Bereich ist eine Zahl von mehreren hundert bis mehreren Zehntausend g also nichts Ungewöhnliches. Damit verglichen bewegen sich die hier vorgestellten Messwerte im oberen Mittelfeld.

So hohe Beschleunigungswerte können allerdings nur mit Katapultmechanismen erreicht werden. Hierfür wird Energie in dehn- oder stauchbaren Strukturen durch Aufladen über einen längeren Zeitraum gespeichert (Muskeln und Resilinpfropfen beim Insekt, Schwellgewebe und Widerstandsgewebe beim Springkraut) und mit dem Auslösen des Katapults (über einen Hilfsmuskel beim Insekt, durch Anstoßen oder spontanes Aufreißen beim Springkraut) in sehr kurzer Zeit freigesetzt. Es han-

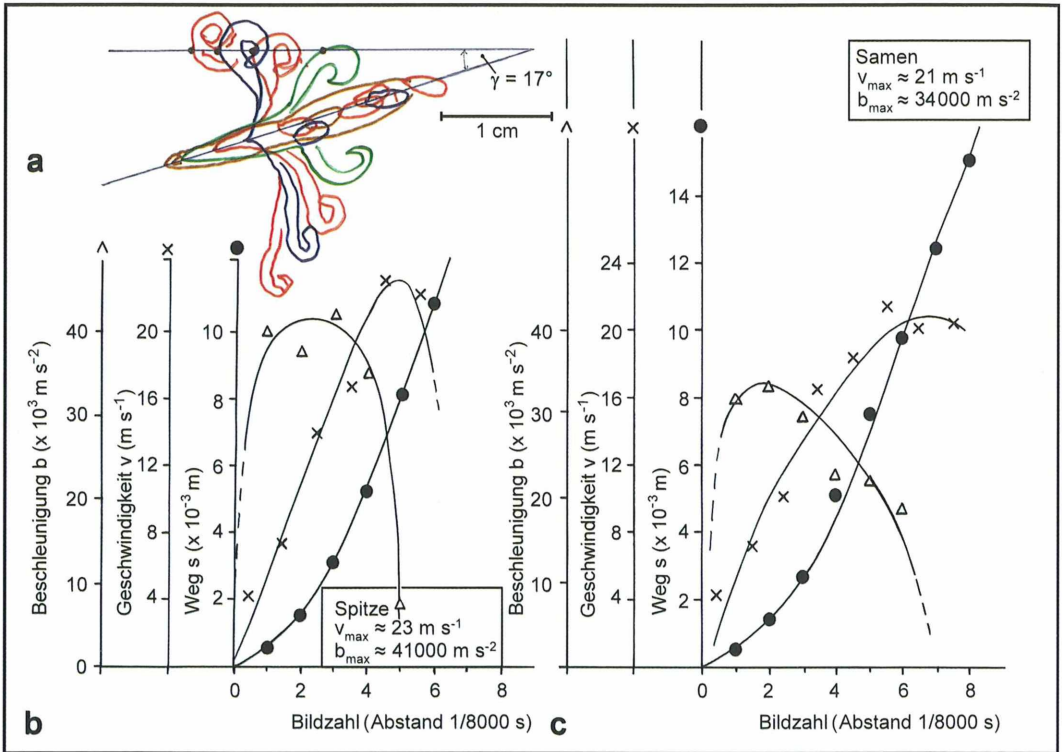


Abb. 4: Auswertung von Abb. 3. a Übereinanderskizzierung einiger Konturen zur Berechnung der Karpellgeschwindigkeit. b Weg-Zeit-Graph  $s(t)$ , Geschwindigkeits-Zeit-Graph  $v(t)$  und Beschleunigungs-Zeit-Graph  $b(t)$  für die Fruchtspitze. Abszissennummern entsprechen den Bildnummern von Abbildung 3. Die beiden letzteren Graphen sind durch Differenzenbildung der Koordinaten der Ausgleichslinien für  $s(t)$  bzw.  $v(t)$  gewonnen worden und geben ungefähre Verläufe an. c Wie b, bezogen auf den 2. abgechossenen Samen.

delt sich also in beiden Fällen physikalisch um eine Leistungswandlung (Leistung = Energie/Zeit): Kleine Ladeleistung wegen der großen Ladezeit, sehr große Entladeleistung wegen der sehr kleinen Entladezeit. Die zugeführte und abgegebene Energie unterscheidet sich bei hochelastischen Speichereinrichtungen nicht sehr.

### Funktionsaspekte der Beschleunigungsmechanik

Das oben gebrauchte Bild von der gespannten Zwillie mit dem in der Schlaufe liegenden Stein stimmt insofern, als durch das Dehnen in elastischen Strukturen Energie gespeichert wird, die dem Stein im Moment des Loslassens als kinetische Energie mitgegeben wird. Die Beschleunigungsphase endet, wenn sich der Stein aus der

Schlaufe löst und weiterfliegt. In einem Punkt stimmt das Modell aber nicht: Die Gummibänder sind an Widerlagern, nämlich den Y-Ästen der Zwillie, festgemacht, die proximalen Enden der Karpelle lösen sich dagegen von der Columella ab, müssen aber beim Aufrollen einen gewissen Luftwiderstand erzeugen.

Im luftleeren Raum wäre das sich aufrollende Karpell-System nur inneren Kräften unterworfen. Sein Schwerpunkt würde beim Einrollen eine konstante Raumlage behalten. Wenn sich die proximalen Enden distad einrollen, muss die distale Spitze der (noch) verbundene Karpelle proximal wandern und den mitgenommenen Samen in diese Richtung beschleunigen, was ja auch im Realfall zu beobachten ist. Wenn man eine zwischen den beiden Händen gespannte Spiralfeder mit einseitig ablösbar angebrachter geringer Zusatzmasse im Raum fal-

len lässt, so werden sich ihre beiden Enden gegeneinander bewegen. Die Zusatzmasse wird mit halber Federkraft in Richtung des gemeinsamen Schwerpunkts bewegt und fliegt weiter, wenn die Feder zur Ruhe gekommen ist. Würde dagegen ein Ende der Feder festgehalten (Widerlager bei der Zwillie), so würde sich die gesamte Federkraft auf die Zusatzmasse auswirken, und sie flöge noch ein Stück weiter.

### **Spielt also der Luftwiderstand die Rolle eines gewissen Widerlagers?**

In der Abbildung 4a sind die Konturen der sich aufrollenden Karpelle übereinander skizziert, und die zur Fruchtspitze gerichteten Geschwindigkeiten  $v$  eines Punktes ihrer „Breitseiten“ relativ zur Umgebung sind groß. Die maximale Geschwindigkeit ihrer Komponente  $v \cos \gamma$  in Flugrichtung beträgt fast  $50 \text{ m s}^{-1}$  und entspricht mit  $180 \text{ km h}^{-1}$  einem Orkan der Windstärke 15! Damit erzeugen die Karpellrollen einen für ihre Größe riesigen Luftwiderstand, so, als wenn sie in Ruhe wären und mit eben dieser Orkangeschwindigkeit in Richtung zur Fruchtbasis angeblasen würden. Mit dem Mittelwert von  $30 \text{ m s}^{-1}$ , einem für  $Re = 2 \cdot 10^4$  angenommenen  $c_w$  von 0,8, einer gesamten Stirnfläche der fünfstrahligen Sternfigur von  $3 \cdot 10^{-5} \text{ m}^2$  und einer Luftdichte von  $1,2 \text{ kg m}^{-3}$  berechnet sich der Widerstand  $F_w$  nach der Newton'schen Widerstandsformel zu  $0,013 \text{ N}$  (Newton). In der Folgearbeit ist zu den Widerstandsverhältnissen Näheres mitgeteilt. Der berechnete Widerstand von  $0,013 \text{ N}$  wirkt so, als wenn man an das Karpellsystem über einen Faden mit Rolle eine Masse von  $1,3 \text{ g}$  in Richtung der Samenflugbahn anhängen würde. Diese Masse wirkt somit als virtuelles „Widerlager“ und hilft, die Samen weiter fliegen zu lassen.

### **Danksagung**

Der Autor dankt der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz für Arbeitsmöglichkeiten,

Herrn Prof. Dr. P. Leins und Frau Prof. Dr. C. Erbar, beide Heidelberg, für die Zurverfügungstellung der Abbildung 1g und freundliche Hinweise sowie Herrn Dr. A. Wisser, Saarbrücken, für die drucktechnische Bearbeitung und Tafelanordnung der Abbildungen.

### **Literaturhinweise**

- Bennett-Clark, H. C., Lucey, E. C. A.: The jumping of the flea: A study of the energetics and a model of the mechanism. *J. Exp. Biol.* 47, 59–76 (1967).
- Elle, D.: Über Drehspiegelaufnahmen am Springkraut (*Impatiens parviflora*). *Res. Film* 5, 135–139 (1964).
- Gronenberg, W., Tautz, J., Hölldobler, B.: Fast trap jaws and giant neurons in the ant *Odontomachus*. *Science* 262, 561 (1993).
- Holstein, T. W.: Nematocyten. *BIUZ* 3, 161–169 (1995).
- Leins, P., Erbar, C.: Blüte und Frucht. Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Phylogenie, Funktion und Ökologie, 2. Auflage. Schweizerbart, Stuttgart 2008.
- Müller-Schneider, P.: Verbreitungsbiologie (Diasporologie) der Blütenpflanzen, 3. Auflage. Veröff. Stiftung Rübel, Heft 61, Geobot. Inst. ETH Zürich, Zürich 1983.
- Nachtigall, W. (unter Mitarbeit von A. Wisser): Ökophysik: Plaudereien über das Leben auf dem Land, im Wasser und in der Luft. Springer, Berlin 2006.
- Noll, F., Schenk, H., Schimper, A. F. W., von Denffer, D., Ehrendorfer, F., Mägdefrau, K., Ziegler, H.: Strasburger: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 31. Auflage. Gustav Fischer, Stuttgart 1978.
- Overbeck, F.: Studien an den Turgeszenz-Schleudermechanismen von *Dorstenia contrayerva* und *Impatiens parviflora*. *D. C. Jb. Wiss. Bot.* 63, 467–500 (1924).
- Schneider, S.: Untersuchungen über Samenschleudermechanismen verschiedener Rhoeadales. *Jb. Wiss. Bot.* 81, 663–704 (1935).
- Ulbrich, E.: Biologie der Früchte und Samen (Karpobiologie). Springer, Berlin 1928.
- Wolters, B.: *Impatiens parviflora* (Balsaminaceae). Aufspringen der reifen Frucht (Turgormechanismus). *Encyclopedia Cinematographica* E 723/1964, IWF Göttingen 1966.

*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, Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

# Mykorrhiza – Die häufigste und älteste Symbiose

Siegfried Hoc

**Mykorrhizen sind unterirdische Interaktionen zwischen Pflanzen und biotrophen Pilzen zu beiderseitigem Nutzen. Dieser so genannte Mutualismus kommt in den beiden Haupttypen Ekto- und Endomykorrhiza vor, wobei der wichtigste Endomykorrhiza-Typ die arbuskuläre Form ist. Bei der arbuskulären Form werden so genannte Arbuskeln gebildet, das sind verzweigte, zarte Hyphen in Bäumchenform innerhalb der Wurzelzellen. Die Materialgewinnung für mikroskopische Studien ist einfach. Zur Untersuchung der anatomischen Verhältnisse genügen Handschnitte durch infizierte Feinwurzeln und einfache Färbeverfahren.**

**M**it der Landbesiedelung durch die Pflanzen vor rund 450 Millionen Jahren entstanden auch jene Symbiosen, die wir als Mykorrhiza bezeichnen. Es handelt sich um einen Mutualismus, also um eine Lebensgemeinschaft, in der beide Partner einen Nutzen haben: Der heterotrophe Pilz erhält von der autotrophen Pflanze Produkte der Assimilation als Energie- und Baustoffe. Die Pflanze wird im Gegenzug vom Pilz mit phosphor- und stickstoffhaltigen mineralischen Verbindungen, Spurenelementen und Wasser versorgt.

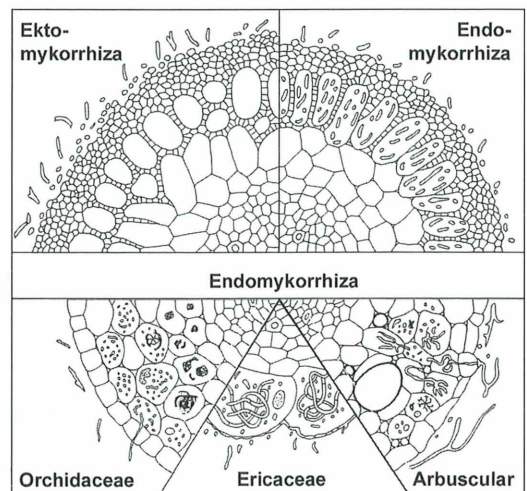
## Mykorrhiza-Typen und Symbiose-Partner

Erstmalig beschrieb 1885 Albert Bernhard Frank an den Wurzeln verschiedener Bäume die „Mycorrhiza“ (griech. mykes = Pilz, rhiza = Wurzel). Damit wurde die Ektomykorrhiza (Abb. 1) beschrieben, bei der die Pilze auf das äußere Rindengewebe von Kurzwurzeln beschränkt bleiben und ihre Hyphen die Wurzeln umhüllen. Hierbei zeigen Hyphen und hypertrophierte Rindenzellen im Wurzelquerschnitt ein charakteristisches mikroskopisches Bild, nämlich das Hartig'sche Netz (Abb. 1–3). Es erleichtert den Stoffaustausch zwischen beiden Symbiosepartnern.

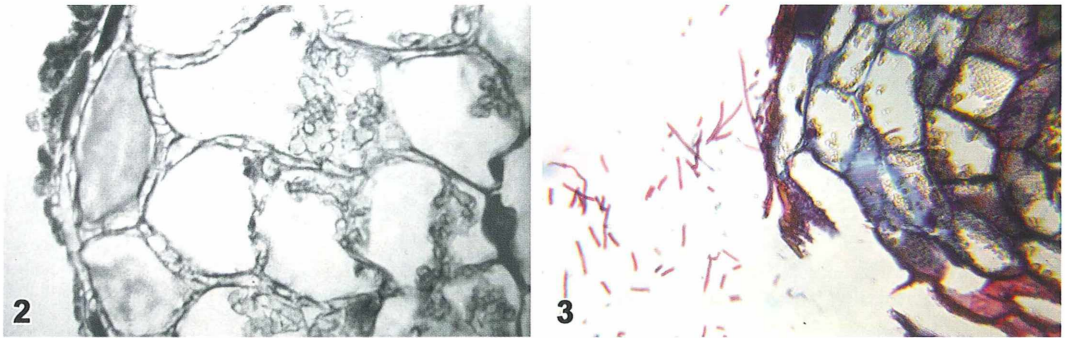
## Pilze und Bäume

Die Ektomykorrhiza ist typisch für die meisten Bäume wie Buchen, Birken, Kiefern, Weiden, Haselnuss, Linden und Rosengewächsen. Die

Pilzpartner sind meistens Basidiomyceten (Ständerpilze) aus der Ordnung Boletales (Röhrlinge) und Agaricales (Blätterpilze). Das Spektrum der möglichen Partnerschaften ist sehr weit. So bildet der Maronenröhrling (*Xerocomus badius*) mit vielen Kiefern- und Buchenarten eine Mykorrhiza. Die Fichte (*Picea abies*) kann mit verschiedenen Röhrlingen und Blätterpilzen in einer solchen Symbiose leben. Der Goldröhrling (Lerchenröhrling, *Suillus grevillei*) lebt hauptsächlich mit Lärche, seltener mit Kiefer zusammen. Weniger spezialisiert sind z. B. Steinpilz (*Boletus edulis*) und Fliegenpilz (*Amanita muscaria*), die beide eine Mykorrhiza mit Birke, Buche, Eiche, Fichte, Kiefer, Lärche und



**Abb. 1: Die verschiedenen Mykorrhiza-Typen (aus Bothe, 2008).**



**Abb. 2:** Ektomykorrhiza mit Hartig'schen Netz und intrazellulären Hyphen. Vergr. 850fach (aus Meyer, 1986). – **Abb. 3:** Ektomykorrhiza der Buche. Vergr. 400fach.

Tanne ausbilden können. Die Pilze sind jedoch in der Regel in höherem Maße spezialisiert als die Pflanzen. Ein Lärchenspezialist ist zum Beispiel der Lärchenschmeckling (*Hygrophorus lucorum*).

### **Pilze und krautige Pflanzen**

Bei krautigen Pflanzen ist eine Ektomykorrhiza sehr selten. Hier dringen die Pilzhypen in die Zellen der Wurzel ein. Es liegt also eine Endomykorrhiza vor. Kieferngewächse (Pinaceae) zeigen Übergänge zwischen Ekto- und Endomykorrhiza. Verschiedene Formen der Endomykorrhiza kommen bei Orchideen (Abb. 1), Wintergrünengewächsen (Pyrolaceae), Fichtenspargel (*Monotropa hypopitys*), Heidekrautgewächsen (Ericaceae), Haselwurz (*Asarum europaeum*), Immergrün (*Vinca minor*), Wacholder (*Juniperus*), Ahorn (*Acer*) und vielen landwirtschaftlichen Kulturpflanzen vor. Unter den Pilzen sind in erster Linie Basidiomyceten aus der Ordnung Tulasnellales und ihre Anamorphen (imperfekte Stadien, Mycelia sterilia) wie Rhizoctonia und Orcheomyces. Seltener sind Ascomyceten (Schlauchpilze) und ihre Anamorphen als Endomykorrhiza-Pilze nachzuweisen.

Bei den Heidekrautgewächsen finden sich sowohl Ekto- und Endomykorrhiza als auch Übergangsformen. Die ericoide Form ist eine reine Endomykorrhiza. Bei der arbutoiden Form durch Pilze der Gattung *Arbutus* finden sich neben den intrazellulären Hyphen auch ein Hartig'sches Netz und ein dichter Hyphenmantel um die Wurzeln, also Merkmale einer Ektomykorrhiza (Abb. 1).

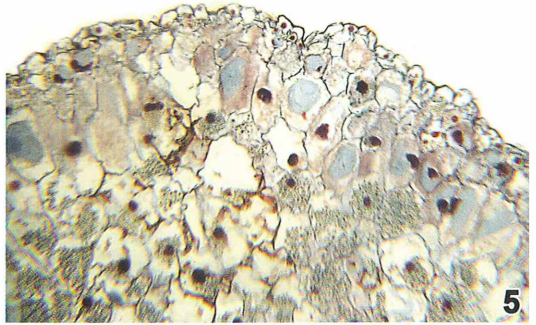
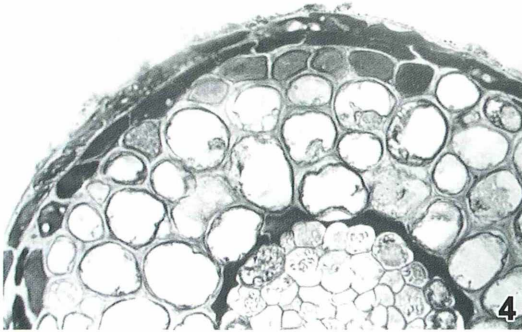
Beim Waldsterben zeigen die Wurzeln erkrankter Bäume Merkmale der Ekto- und der Endomykorrhiza; diese Abwandlung wird daher als Ektendomykorrhiza bezeichnet. In diesen Fällen ist der Pilzmantel der Wurzeln nur schwach ausgebildet oder fehlt ganz. Das Hartig'sche Netz ist aber vorhanden. Auffällig sind die intrazellulären Infektionen der Rindenzellen, mit der Folge, dass die peripheren Rindenzellen wie bei einer Pseudomykorrhiza mit Gerbstoffen (Tanninen) gefüllt sind (Abb. 4).

Eine Besonderheit ist die Endomykorrhiza der annähernd Chlorophylllosen, bleichen Moderorchidee Vogelnestwurz (*Neottia nidus-avis*), die im Schatten von Buchen- und Nadelwäldern wächst. Hier bilden die Hyphen in den Wurzelzellen verschlungene, dichte Knäuel und leben zunächst auf Kosten der Wirtspflanze. In den Rindenzellen werden die Hyphenwände aber aufgelöst und es bleibt eine klumpige Masse übrig, die nun *Neottia* alle notwendigen Nährstoffe liefert (Abb. 5).

### **Arbuskuläre Endomykorrhiza**

Die am weitesten verbreitete Endomykorrhiza ist wohl die arbuskuläre Form (VA-Mykorrhiza). Hier bilden die Hyphen in den inneren Rindenzellen baumartig verzweigte Arbuskeln (lat. arbuscula = Bäumchen). Das Plasma der Wirtszellen wird dabei nicht zerstört, die Oberfläche des Protoplasten wird sogar deutlich größer (Abb. 6).

Eine Arbuskel funktioniert nur wenige Tage, beim Weizen beispielsweise etwa sieben Tage. Dann kollabiert sie und die Rindenzelle regene-



**Abb. 4: Pseudomykorrhiza. Äußere Rindenzellen mit Tannin gefüllt. Vergr. 750fach (aus Meyer, 1986). – Abb. 5: Mykorrhiza der Vogelnestwurz mit Pilzwirtszellen und Verdauungszellen. Vergr. 100fach.**

riert sich wieder. Die Pilzstrukturen werden von der Pflanze verdaut. Danach können sich in den Zellen erneut Arbuskeln bilden. Die Entwicklung beginnt damit, dass eine Hyphe an der Wurzeloberfläche ein anliegendes so genanntes Appressorium ausbildet. Von diesem dringt eine Hyphe in die Wurzel ein und bildet in der Rinde ein interzelluläres Hyphennetz. In den Zellen des inneren Rindenbereiches durchwachsen die Hyphen die Zellwände und bilden Arbuskeln.

Mit wenigen Ausnahmen bilden alle Angiospermen (Bedecktsamer) eine VA-Mykorrhiza aus. Bei den Gymnospermen (Nacktsamer) ist sie nur bei wenigen Arten sicher nachgewiesen, so bei der Eibe (*Taxus baccata*), dem Ginkgo (*Ginkgo biloba*) und zwei Mammutbaum-Arten (*Sequoia*). Da auch Moos- und Farnpflanzen eine VA-Mykorrhiza aufweisen können, vermutet man in ihr eine der phylogenetisch ältesten Symbiosen. VA-Mykorrhiza bildende Pilze gehören fast alle zur Klasse Zygomycetes (Jochpilze) und hier zur Ordnung Endogonales. Die dabei wichtigsten Vertreter kommen aus den Gattungen *Acaulospora*, *Glomus*, *Sclerocystis*, *Gigaspora* und *Enterophospora*.

Arbuskulär mykorrhizierte Wurzeln können augenfällig gelb gefärbt sein. Dieses Phänomen weisen zum Beispiel Maiswurzeln (*Zea mays*) und die Wurzeln verschiedener Getreidearten auf. Es beruht darauf, dass der Pilz, beispielsweise *Glomus intraradices*, die Expression von Genen der Carotenoid-Biosynthese induziert. Es entstehen  $C_{14}$ -Carotenoid-Abkömmlinge (Mycorradicin), Apocarotenoide und Cyclohexenon-Derivate, die eine Gelbfärbung der mykorrhizierten Wurzeln verursachen.

### Pseudomykorrhiza

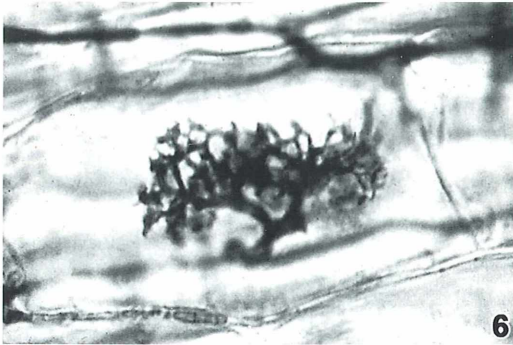
Bei Wurzeln in mikrobiell schlecht ausgestatteten Böden, etwa Podsolböden (Bleicherde, Bodentyp feuchter Klimate unter einer Rohhumusdecke), entsteht durch Pilze, die nicht zur Bildung einer Eusymbiose befähigt sind, eine Pseudomykorrhiza (Abb. 4). Ihr fehlt das für eine Ektomykorrhiza typische Hartig'sche Netz und auch der Pilzmantel. Als Folge der intrazellulären Infektion werden die peripheren Rindenzellen mit Gerbstoffen gefüllt, sie erscheinen braun, und auch Wurzelhaare werden nicht ausgebildet. Dadurch ist die Mineralien- und Wasseraufnahme der Pflanzen stark eingeschränkt; sie zeigen ein kümmerliches Wachstum.

### Materialbeschaffung

Mykorrhizierte Wurzeln zu bekommen, ist einfach. Entfernt man beispielsweise die obere Humusschicht in Stammnähe einer Buche etwa 10 cm tief, so stößt man bereits auf mykorrhizierte Feinwurzeln mit dem Pilzgeflecht. Auch die Wurzeln der Maispflanze (*Zea mays*), des Breitweigers (*Plantago major*) und Spitzweigers (*Plantago lanceolata*), der Vogelwicke (*Vicia cracca*), des Weidenröschens (*Epilobium angustifolium*) und vieler anderer krautiger Pflanzen bieten eine Mykorrhiza zum Studium.

### Mikroskopische Untersuchung

Zunächst betrachtet man die Wurzeln mit einer starken Lupe oder einer binokularen Stereo-



**Abb. 6: Arbuskel. Lactophenolblau-Färbung (aus Bothe, 2008).**

lupe. Schon bei etwa 15facher Vergrößerung wird man den Pilzmantel und abstehende Hyphen gut erkennen können. Bei der Ektomykorrhiza der Buche sind die Feinwurzelenden keulenartig angeschwollen und deutlich dicker als ihre durch Tannin dunkel gefärbten Trägerwurzeln. Die abstehenden Hyphen übernehmen die Funktion der Wurzelhaare.

#### *Methode von Philipp und Hayman*

Nach der Methode von Philipp und Hayman (1970) lassen sich Quetschpräparate anfertigen, die einen Einblick in die Pilzinfektion zulassen. Dazu werden etwa 1 cm lange, nicht zu dicke Wurzelstücke in einer 10%igen Kalilauge (KOH) für vier bis zehn Minuten in einem Wasserbad aufgekocht. Die Zeit richtet sich nach der Pflanzenart und muss ausprobiert werden. Danach bringt man die Objekte in eine 5%ige Salzsäure. Nach etwa 15 Minuten überträgt man sie in Wasser mit Trypanblau-Lösung (auf 10 ml Wasser vier Tropfen einer 1%igen Trypanblau-Lösung). Dieser Ansatz wird dann etwa zwei Minuten aufgekocht. Anschließend werden die Wurzelstücke in eine Mischung aus 90%iger Milchsäure, wasserfreiem Glycerin und destilliertem Wasser im Verhältnis 1:2:1 gelegt und daraus auf einen Objektträger gebracht. Durch Druck auf das Deckglas entsteht ein Quetschpräparat, das die infizierten Zellen gut zu erkennen gibt. Durch Umranden des Deckglases mit einem Kunstharz erhält man ein Dauerpräparat.

Eine andere Möglichkeit zur anatomischen Untersuchung ist der Querschnitt durch die mykorrhizierte Wurzel. Es genügen Hand-

schnitte. Gefärbt werden die Schnitte ohne Fixierung mit einer Astrablau-Safranin-Lösung (40 mg Safranin und 150 mg Astrablau in 50 ml destilliertem Wasser lösen, 2 ml Essigsäure (Eisessig) zugeben und mit destilliertem Wasser auf 100 ml auffüllen).

#### *Methode von Wilcox und Marsh*

Eine spezielle Mykorrhiza-Färbung haben Wilcox und Marsh (1964) publiziert: Die Schnitte werden in 70%igem Äthanol fixiert und danach für 30 Minuten in eine gesättigte Lösung von Direkttiefschwarz E in 70%igem Äthanol gebracht. Danach dreimal in 96%igem Äthanol spülen und anschließend für 18 Stunden in folgende Farbmischung einlegen: 75 ml destilliertes Wasser, 25 ml 96%iges Äthanol, 250 mg Malachitgrün-Oxalat, 250 mg Säurefuchsin, 5 mg Martiusgelb. Anschließend werden die Schnitte in eine Lösung aus 96%igem Äthanol und Pikrinsäure (1 g auf 100 ml) eingelegt, danach in reines 96%iges Äthanol überführt und schließlich über Terpeneol und Xylol in ein Kunstharz-Einschlussmittel auf einem Objektträger eingedeckt.

#### *Anfärbung mit Lactophenolblau oder Trypanblau*

Eine einfacher durchzuführende Färbemethode zur Sichtbarmachung der Mykorrhiza in Wurzelschnitten ist die Anfärbung mit Lactophenolblau oder Trypanblau. Die Wurzelschnitte werden in FAA-Lösung (46 ml dest. Wasser, 46 ml 96%iges Äthanol, 3 ml Eisessig, 5 ml 40%iges Formaldehyd) einige Tage fixiert und anschließend in 10%iger Kalilauge (KOH) bei 90 °C für eine halbe Stunde inkubiert und dadurch aufgehellt. Nach gründlichem Spülen mit Wasser werden die Objekte kurz in 4%ige Salzsäure gelegt. Danach kann mit Lactophenolblau oder Trypanblau gefärbt werden (65 ml 50%ige Milchsäure (Acidum lacticum), 35 ml Glycerin purissimum, 50 mg Phenolblau oder Trypanblau). Nach etwa 6 Stunden in der Farblösung wird durch Waschen der Wurzelstücke in einer Lösung aus 50%iger Milchsäure und Glycerin im Verhältnis 1:1 das Pflanzengewebe entfärbt, wobei die Pilzstrukturen blau erkennbar werden. Dauerpräparate erhält man durch Einschluss in Glycerin purissimum.

**Literaturhinweise**

- Alhuth, S.: Typen der Buchen-Mykorrhiza. Mikrokosmos 76, 103–107 (1987).
- Bothe, H.: Die Rolle der Pilze im Nährstoff-Kreislauf unter besonderer Berücksichtigung der Mykorrhiza-Symbiose. Mikrokosmos 97, 257–265 (2008).
- Frank, A. B.: Über die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. Ber. Dtsch. Bot. Ges. 3, 128–145 (1885).
- Krase, D.: Vesikulär-arbuskuläre Mykorrhiza. Mikrokosmos 79, 266–270 (1990).
- Meyer, F. H.: Mykologische Beobachtungen zum Baumberben. Allg. Forstzeitschr. 39, 212–228 (1984).
- Meyer, F. H.: Neue Erkenntnisse über das Zusammenleben von Pilz und Baum. Umschau 64, 325–328 (1964).
- Meyer, F. H.: Wechselwirkungen der Symbiosepartner der Ektomykorrhiza. Mikrokosmos 75, 161–167 (1986).
- Philipp, J. M., Hayman, D. S.: Improved procedures for cleaning and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment in infection. Trans. Brit. Mycol. Soc. 55, 158–161 (1970).

- Rothermel, W.: Die Mykorrhiza. Mikrokosmos 80, 344–391 (1991).
- Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 35. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.
- Strack, D., Hause, B., Schaarschmidt, S.: Wege zur Endomykorrhiza. BIUZ 39, 102–113 (2009).
- Strack, D., Fester, T., Hause, B., Walter, M. H.: Eine unterirdische Lebensgemeinschaft – Die arbuskuläre Mykorrhiza. BIUZ 31, 286–295 (2001).
- Werner, D.: Pflanzliche und mikrobielle Symbiosen. Thieme Verlag, Stuttgart 1987.
- Wilcox, H. E., Marsh, L. C.: Procedures for differential staining of mycorrhizal fungi. Stain Technol. 39, 81–86 (1964).

Verfasser: Dipl.-Biol. Siegfried Hoc, Donaustraße 1a, 82140 Olching; E-Mail: Siegfried-Hoc@t-online.de

Die nicht anders gekennzeichneten Abbildungen fertigte Josef Häckl, Bruckerstraße 16A, 82275 Emmering, an.

**Nachricht****2010: Einzeller des Jahres und Alge des Jahres**

Sie sind gekürt worden, das Schönauge *Euglena gracilis* (Flagellat = Geißeltier) als der Einzeller des Jahres von der Deutschen Gesellschaft für Protozoologie (DGP) und die Froschlaichalge *Batrachospermum* (Rotalge) als die Alge des Jahres von der Sektion Phykologie (Algenkunde) der Deutschen Botanischen Gesellschaft (DBG).

Professorin Dr. Gela Preisfeld von der Bergischen Universität Wuppertal, eine Spezialistin auf dem Gebiet der Euglenenforschung und derzeitige Vizepräsidentin der DGP, stellt fest: *Euglena gracilis* (Abb. 1), maximal 0,05 mm lang und somit nur mit dem Mikroskop erkennbar, gehört zu den ersten Eukaryoten (Organismen mit echtem Zellkern, im

Gegensatz zu den Prokaryoten mit nur einem Kernäquivalent wie beispielsweise die Bakterien, die ganz am Anfang der Evolution auftraten, vor den Vielzellern).

Zahlreiche Vertreter der Gattung *Euglena* betreiben mit Hilfe von Chloroplasten Photosynthese, setzen also Lichtenergie in chemische Energie um, über die sie sich ernähren. Somit wären sie als Pflanzen einzustufen. Sie können aber bei Dunkelheit auch organische Nährstoffe über die Körperoberfläche in gelöster Form aufnehmen und damit lichtlose Zeiten überstehen. Das ist eher typisch für die tierische Lebensweise. Die Fähigkeit zur Fotosynthese erwar-

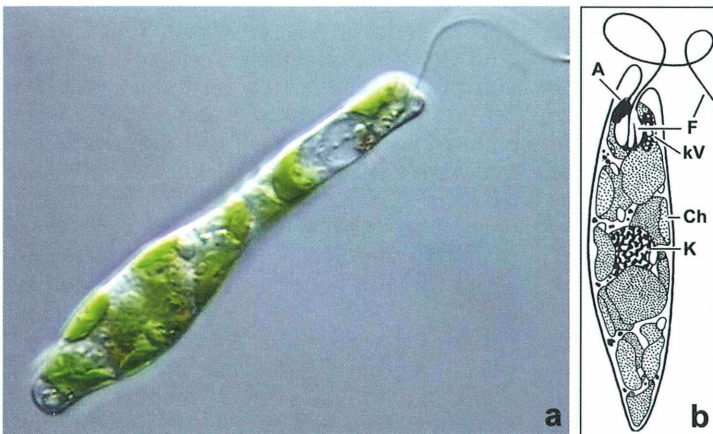
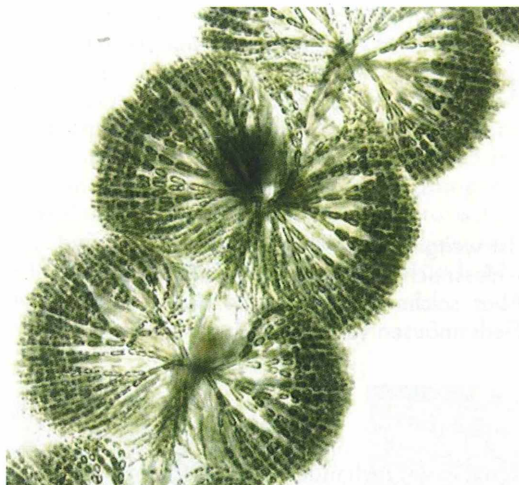


Abb. 1: *Euglena gracilis* im differentiellen Interferenzkontrast (a) sowie in schematischer Darstellung (b). A Augenfleck, Ch Chloroplast, F Flagellum, K Kern, kV kontraktile Vakuole.





**Abb. 2:** Bei *Batrachospermum* entspringen am Zentralfaden in regelmäßigen Abständen dicht gedrängte Wirbel, die der Froschlaichalge das typische perlschnurartige Aussehen verleihen (Foto: Johanna Knappe, Marburg).

ben diese Einzeller allerdings erst später im Verlauf der Evolution. Ursprünglich lebten Euglenen heterotroph, das heißt, sie besaßen keine Chloroplasten, waren so gesehen anfänglich ausschließlich Tiere. Heutzutage leben Vertreter beider Lebensweisen nebeneinander.

Die Froschlaichalge *Batrachospermum* (Abb. 2), so die Algenforscherin Dr. Johanna Knappe, Spezialistin für Süßwasseralgen der Philips-Universität

Marburg, verdankt ihren Namen ihrer gallertig-schlüpfrigen Gestalt sowie ihrem perlschnurartigen Aussehen, das an die Laichschnüre mancher Frösche erinnert. Die perlartigen Knoten bestehen aus regelmäßig angeordneten Wirbeln aus kurzen, sich verzweigenden Fäden, die aus 5–15 µm breiten und rund dreimal so langen Zellen gebildet werden. Dieses kann man allerdings erst mit dem Mikroskop entdecken.

Aufgrund ihrer Pigmentzusammensetzung nutzen sie andere Wellenlängen für die Fotosynthese als etwa Grünalgen oder Samenpflanzen. Diese rötlichen Farbstoffe stellen sie zu den Rotalgen. Im Gegensatz zu vielen Meerestalgen erscheinen *Batrachospermum* sowie die meisten Süßwasser-Rotalgen jedoch olivgrün oder graublau, weil ihre Pigmente in einem anderen Mischungsverhältnis als bei den marinen Vertretern vorliegen.

Abgesehen vom grundsätzlichen wissenschaftlichen Interesse – sie verfügen beispielweise über einen sehr komplexen Entwicklungsgang – sind die Froschlaichalgen auch für die Mitarbeiter der Wasserwirtschaftsämter von angewandtem Nutzen. Denn an Hand des Auftretens und der Besiedlungsdichte dieser Alge kann der ökologische Zustand von Gewässern beurteilt werden: Sie sind auf sauberes und kühles Wasser angewiesen und gelten somit als Indikatoren für die Reinheit von Gewässern. Um die raren Arten zu finden, wandert man am besten zu den sauberen Quellbächen der Mittelgebirge, wo sie beispielsweise im Schatten von Brücken als graugrüne bis bräunliche, manchmal auch leuchtend rote, 10 bis 20 cm lange Fadenbüscheln bevorzugt siedeln.

Redaktion MIKROKOSMOS

## ANZEIGE



Die blaue LED-LE 1  
von BW-OPTIK  
denn LED ist nicht LED!

Fluoreszenzmikroskopie für  
CZJ Mikroskope und Fremdmikroskope!

Ausführliche Informationen  
unter [www.bw-optik.de](http://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](http://www.bw-optik.de) • [shop@bw-optik.de](mailto:shop@bw-optik.de)

# Was fressen Fledermäuse? – Untersuchungen von Kotproben

Erich Lühje

**Das Nahrungsspektrum vieler Fledermäuse ist weitgehend unbekannt. Wohl findet man an ihren Fraßplätzen bisweilen aufschlussreiche Spuren, etwa ein buntes Sammelsurium von Schmetterlingsflügeln. Aber solche Indizien lassen noch viele Fragen offen. Untersuchungen an getöteten Fledermäusen verbieten sich aus Schutzgründen. Was bleibt zu tun?**

**D**ie Mitglieder der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft nahmen sich am 27.11.2009 Kotproben vor, welche der Verfasser aus einem Kieler Schwegler-Vogelkasten mitgebracht hatte. Kein ganz leichtes Unterfangen für einen Übungsabend: *Die Methode der Kotanalyse, bei der aus kleinsten Chitinresten die Beutetiere bestimmt werden, setzt (...) eine große Erfahrung und Geduld voraus* (Schober und Grimmerger, 1987).

Es sollte sich indes erweisen, dass bei sinnvoller Begrenzung der Fragestellung auch Einsteiger zu befriedigenden Ergebnissen gelangen können. Das Material bestand in diesem Falle aus trockenem Kot der Mückenfledermaus (*Pipistrellus pygmaeus*; Abb. 1). Die Art war durch gelegentliche Blicke in den Vogelkasten (ohne Berührung und Entnahme der Tiere!) sowie durch Detektoranalysen bestimmt worden.

Bereits an unbehandelten Proben konnten einige Untersuchungen stattfinden: Länge und Breite der Pellets, Farbe und Form sowie deren Konsistenz waren zu notieren. Denn je nach Herkunft und Alter kann Fledermauskot sehr unterschiedlich beschaffen sein – da waren die Übungsteilnehmer mit der geruchsarmen Trockenware vom Oktober 2009 bestens bedient (vgl. Abb. 2 mit stark riechendem Abendseglerkot).

## Probenvorbereitung

Zur Vorbereitung der Analyse hatte der Referent einen Teil der Proben etwa 24 Stunden in Klorix stehen gelassen, dann mit Essig neutralisiert und mit Leitungswasser ausgewaschen. Da die Kotstücke bei dieser Manipulation zwar



**Abb. 1:** Kot der Mückenfledermaus (*Pipistrellus pygmaeus*). Durchmesser des mittleren Stückes ca. 2,3 mm, Länge ca. 6,6 mm. – **Abb. 2:** Fledermaus-Großhöhle (Fa. Schwegler) mit Kot des Großen Abendseglers (*Nyctalus noctula*). – **Abb. 3:** Untersuchung einer Fledermauskot-Probe. Im Petrischälchen kotbewohnende Fliegen.

aufquollen, jedoch nicht auseinanderfielen, ging offenbar mit dem pechschwarzen Abwasser nichts Wesentliches verloren. Vermutlich hätte auch, wie ein Teilnehmer empfahl, Wasserstoffperoxid gute Dienste geleistet. Eine Fraktion des aufbereiteten Materials wurde zudem in dünne Astrablau-Safranin-Lösung gelegt; das erbrachte zwar keine indikatorischen Ergebnisse, führte aber zu einer gefälligen und hilfreichen Kontrastierung des bräunlichen Schreddergutes.

Nun mussten die Kotstückchen in einer Petrischale in wenig Wasser mit Präpariernadeln fein zerteilt werden. Denselben Effekt erzielte ein findiger Teilnehmer offenbar müheloser und schneller, indem er sein Material in einem verschlossenen Probenröhrchen kräftig schüttelte. Die Stereolupe bot bei stärkerer Vergrößerung einen guten Überblick. Interessante Nahrungsreste wurden für die eingehendere Betrachtung unter dem Mikroskop aussortiert (Abb. 3).

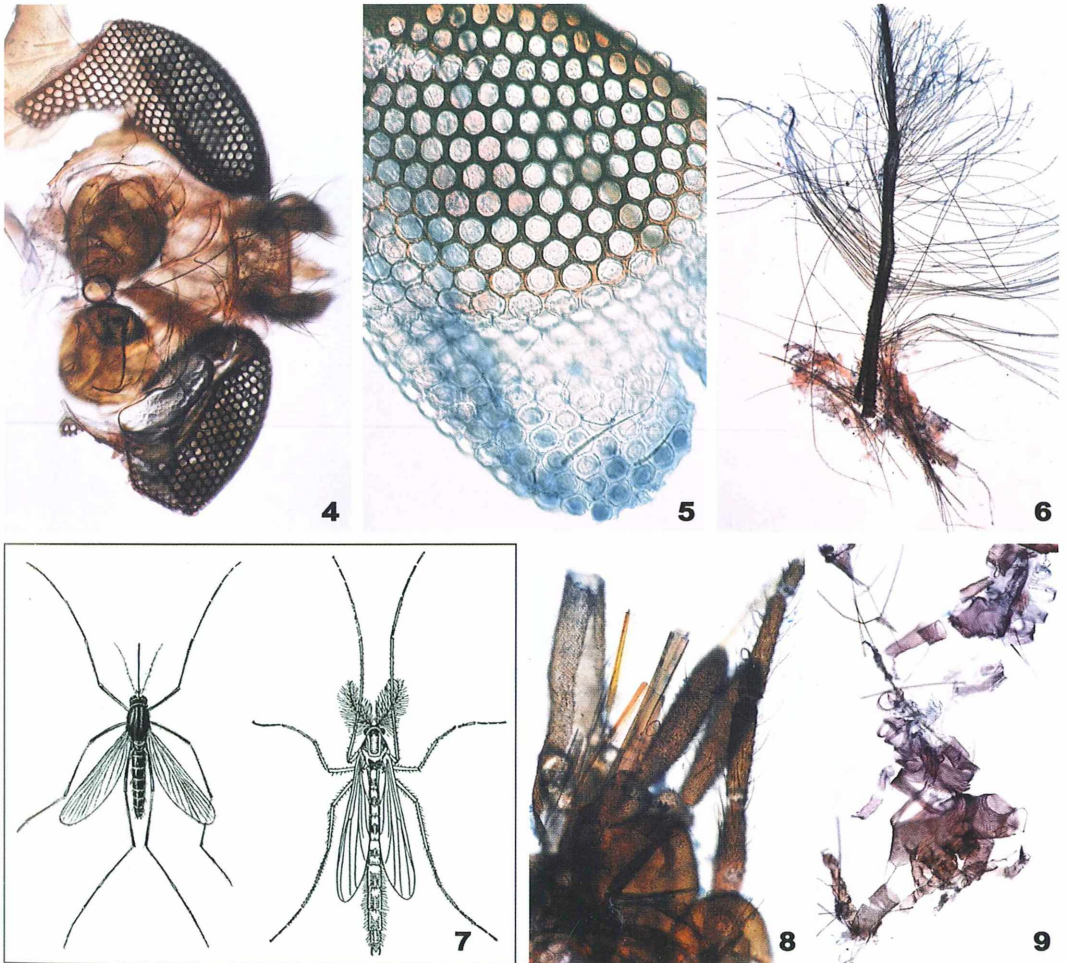


Abb. 4: Reste eines Mückenkopfes: oben und unten Facettenaugen, dazwischen die zwei Basalglieder der Fühler, rechts Mundwerkzeuge. – Abb. 5: Facettenauge einer Mücke mit teilweise abgelöster Cornea (unten; A(strablau)-S(afranin)-Färbung). – Abb. 6: Mückenfühler (AS-Färbung). – Abb. 7: Stechmücke (links; aus Grzimek, 1979) und Zuckmücke (rechts; aus Engelhardt, 1962). – Abb. 8: Kopffragment einer Stechmücke mit Stechrüssel (AS-Färbung). – Abb. 9: Tracheenfragmente im Fledermauskot (AS-Färbung).

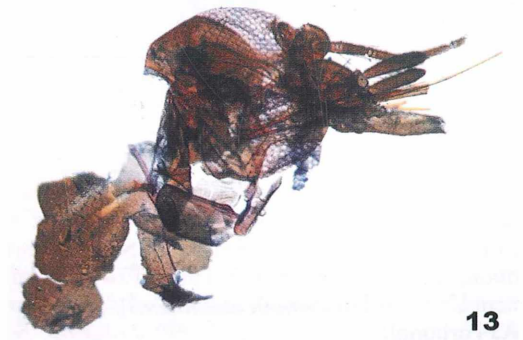
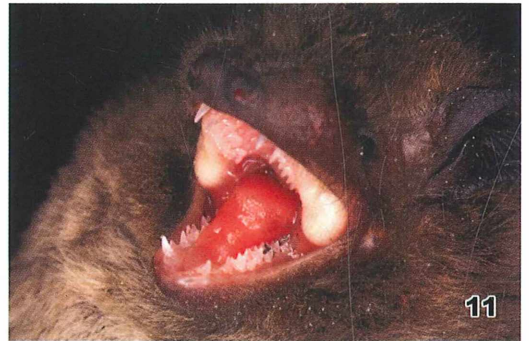
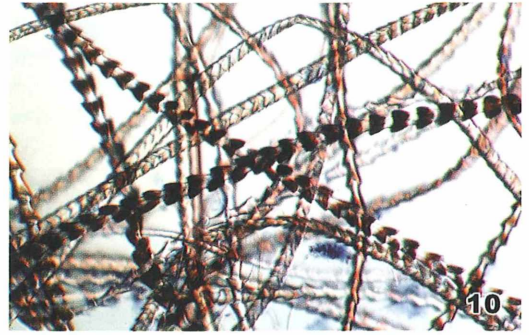
## Fledermausbeute

Zu den häufigsten Beutetieren der Fledermäuse gehören Käfer, Schmetterlinge, Fliegen und Mücken. Beschränkt man sich bei der Kotuntersuchung auf diese vier Insektengruppen, sollte sich anhand ihrer Überreste die Nahrungswahl der Fledermause zumindest eingrenzen lassen. Von Käfern bleiben kennzeichnende Bruchstücke ihrer harten Flügeldecken (1. Flügelpaar) übrig. Hinweise auf gefressene Schmetterlinge bieten ihre Schuppen. Fliegen und Mücken unterscheiden sich typischerweise an ihren Fühlern, welche bei Fliegen meist kurz und dreigliedrig erscheinen, bei Mücken zwei Grundglieder und eine längere Geißel besitzen. Auch sind die Beine der Mücken in der Regel viel zarter, länger und gleichförmiger strukturiert (Abb. 7).

Schon dieser grobe Steckbrief führte zu der Erkenntnis, dass in dem Mückenfledermauskot aus Kiel weder Schmetterlinge noch Käfer oder Fliegen festzustellen waren – mithin hatten sich diese Tiere während ihrer Aufenthaltsphase im Vogelkasten von Mücken ernährt. „Nomen est omen“, könnte man ergänzen.

Nach diesem Zwischenergebnis konnten die Teilnehmer nach einzelnen Körperteilen der Beuteinsekten fahnden (hier also verschiedener Mücken). Am eindrucksvollsten waren dabei die Augenreste, die wie Teile eines Durchschlagsiebes wirkten (Abb. 5). In der Astrablau-Safranin-Lösung färbte sich die Cornea der Einzelaugen blau (man dachte unwillkürlich an vergütete Linsen!). Es kam vor, dass sich die Optik stellenweise wie eine Noppenfolie vom übrigen Komplexauge gelöst hatte (Abb. 5). Kaum weniger imposant nahmen sich die dicht fiedrig behaarten Fühler(reste) der Beutemücken aus (Abb. 6). Wohlbegründete Annahme: Hierbei dürfte es sich um die Sinnes-

organe männlicher Stechmücken (Culicidae) und Zuckmücken (Chironomidae) handeln (Abb. 7). Spärlichere Behaarung deutete auf weibliche Tiere hin. Bisweilen waren auch interpretierbare Teile der Mundwerkzeuge erhalten. Stechrüssel lieferten eine will-



**Abb. 10:** Fledermaushaar in Fledermauskot (AS-Färbung). – **Abb. 11:** Gebiss der Rauhhaufledermaus (*Pipistrellus nathusii*); die langen, spitzen Eckzähne durchbohren die Beute und halten sie fest; die breiten, mehrspitzigen Backenzähne zermahlen sie. Schnauze des Männchens zur Paarungszeit seitlich durch Drüsenwülste aufgetrieben. – **Abb. 12:** Noch zusammenhängende Hinterleibsringe einer Mücke im Fledermauskot (AS-Färbung). – **Abb. 13:** Stechmückenkopf mit Teil des Brustabschnittes (AS-Färbung).

10

11

12

13

kommene Sicherung der Diagnose „Culicidae“ (Abb. 8). Gleichsam diametral entgegengesetzt wurde ein Hinweis auf die Chironomiden erbracht: Ein Teilnehmer isolierte aus dem Probenmaterial die hinteren Abdominalsegmente mit kennzeichnenden Kopulationsanhängen. Damit gewann er zugleich ein Fläschchen Rotkäppchen-Sekt. Immer wieder fielen unter den Chitinbrocken Tracheenreste auf (Abb. 9). Diese Atmungsorgane waren in unterschiedlicher Stärke und teilweise mit Verzweigungen erhalten. Deutlich konnte man die feine Ringelung der Wände ausmachen.

Markante Nahrungsreste waren auch die zahlreichen Flügel. Wenn sie nicht stärker zerkaut waren, konnte man unschwer ihre lang-ellipti-

sche Gesamtform erkennen. Im Mikroskop war die zarte Behaarung der Membran zu sehen (keine Schuppen, also keine Schmetterlinge). Manchmal standen stärkere Haare auf den Flügelladern und besonders kräftige, kurze Borsten auf dem Vorderrand. Der Hinterrand konnte von zarten Haaren gesäumt sein – alles dies wieder Indizien für die Mückengruppe (vgl. Abb. 7).

Bleiben als Speisereste noch Haare zu erwähnen, einerseits die weniger spektakulären Insektenhaare (einheitlich aufgebaut), zum anderen die viel längeren, unverkennbaren Fledermaushaare (Abb. 10). Deren Struktur war je nach Sitz des einzelnen Haares am Fledermauskörper sowie nach Lage auf dem Einzelhaar unter-

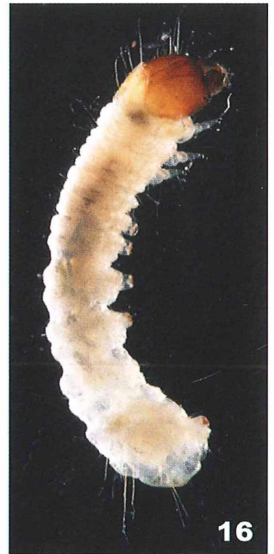
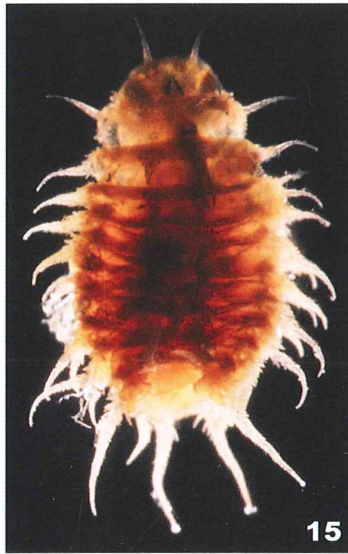


Abb. 14: Milbe (Kotfresser) aus Fledermauskot. – Abb. 15: Larve der Fliege *Fannia vespertilionis* (Kotfresser). – Abb. 16: Larve einer Kleinschmetterlingsart (Kotfresser). – Abb. 17: *Fannia vespertilionis*. Aus einer Kotprobe geschlüpfte Weibchen (vgl. Abb. 3). — Abb. 18: Fledermauszecke *Argas vespertilionis* (Ektoparasit). – Abb. 19: Fledermauswanze (*Cimex spec.*; Ektoparasit).

schiedlich. An den stärksten Partien scheinen die Haare wie aus Eistüten zusammengesteckt. Die Fledermäuse müssen diese Beikost bei der Körperpflege und/oder bei der Jagd auf lästige Ektoparasiten in ihrem Fell aufgenommen haben. In all diesen Fällen handelte es sich um gelegentliche Funde innerhalb einer fast unübersehbaren Trümmerwüste. Woraus bestanden diese übrigen Verdauungsreste?

Die größten Abschnitte des Mückenkörpers stellen Brust (Thorax) und Hinterleib (Abdomen) dar. Die Zähne der Fledermäuse (Abb. 11) und der anschließende Verdauungsvorgang zerlegen diese in unregelmäßige Stücke. Mit einigem Glück kann man eine noch zusammenhängende Kette von Hinterleibsringen isolieren (Abb. 12) oder an einem Kopffragment den Rest des Brustabschnittes finden (Abb. 13). Überwiegend aber sind diese Körperteile stark zerbrochen und schwer zu identifizieren.

### Beifang

Wie bereits angedeutet, enthielt der Kot nicht nur Nahrungsreste. Die breitgefächerte Untersuchung durch über zwanzig Teilnehmer ergab an diesem Übungsabend eine respektable Nebenstrecke: Zahlreiche Milben lebten als Koprophagen (Kotfresser) in den Ausscheidungen (Abb. 14). Eines der Tiere hatte sogar die lange Klorix-Essig-Passion lebend überstanden! Gehofft hatte ich ferner darauf, dass auch Larven der koprophagen Fliege *Fannia verspertilionis* (lat. *vespertilio* = Fledermaus) gefunden

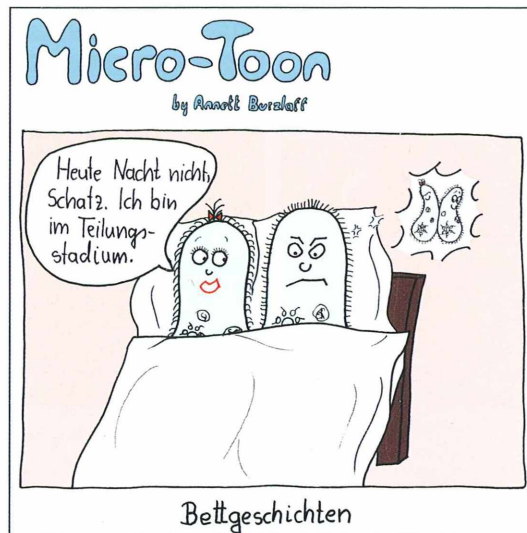
würden (Abb. 15 und 17) – und auch hierauf ein „Rotkäppchen“ ausgesetzt. Diese Art ähnelt der als Kleine Stubenfliege wohlbekannteren *Fannia canicularis*, legt aber ihre Eier im Fledermauskot ab und ist damit eine Fledermaus-Begleiterin. Und tatsächlich wurden die seltsam zottelig anmutenden Larven gefunden (Abb. 15), so dass auch diese Spirituose ihren Preisträger fand. Damit nicht genug: Kleinschmetterlingslarven als weitere Kotfresser (Abb. 16) sowie Ektoparasiten (Fledermauszecken, -wanzen und -flöhe) rundeten das Bild ab (Abb. 18 und 19).

Sicher hat dieser ergebnisreiche Übungsabend keinen Teilnehmer zum Nahrungsspezialisten für Fledermäuse gemacht. Aber zu mikroskopieren, was man zuvor noch nicht gesehen hat, und dabei zu lernen, was man bis dahin nicht wusste – sollte das nicht ein lohnendes Fazit sein? Und vielleicht auch eine Anregung für andere Arbeitsgemeinschaften!

### Literaturhinweise

- Engelhardt, W.: Was lebt in Tümpel, Bach und Weiher? 3. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1962.
- Grzimek, B. (Hrsg.): Grzimeks Tierleben. Band 2: Insekten. Deutscher Taschenbuch Verlag, München 1979.
- Schober, W., Grimmberger, E.: Die Fledermäuse Europas kennen – bestimmen – schützen. Verlag Franckh (Kosmos-Naturführer), Stuttgart 1987.

Verfasser: Dr. Erich Lühje, Kruppallee 13, 24146 Kiel



# Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände

## Teil 2: Flughaare an Früchten

Eberhard Schnepf

Manche Nussfrüchtchen und Achaenen (einsamige Schließfrucht als Sonderform der Nussfrucht) von Korbblütlern tragen Flughaare. Beim Rohrkolben entwickeln sie sich aus dem Perigon (einfache Blütenhülle aus mehreren gleichartigen Blütenblättern) und sind als umgewandelte Blütenblätter anzusehen. Bei manchen epiphytischen Bromeliaceen spalten sich die Fruchtblätter bei der Fruchtreifung in Haare auf.

**W**ie bei den Samenhaaren (Schnepf, 2010) ist die Textur der Zellwände in den Flughaaren die Grundlage für hygroskopische Bewegungen und diese beeinflussen ihre Flugfähigkeit.

### Die Flughaare an den Nussfrüchtchen von *Anemone sylvestris*

Anemonen gehören zu den Hahnenfußgewächsen. Sie haben apokarpe (getrenntfrüchtige)

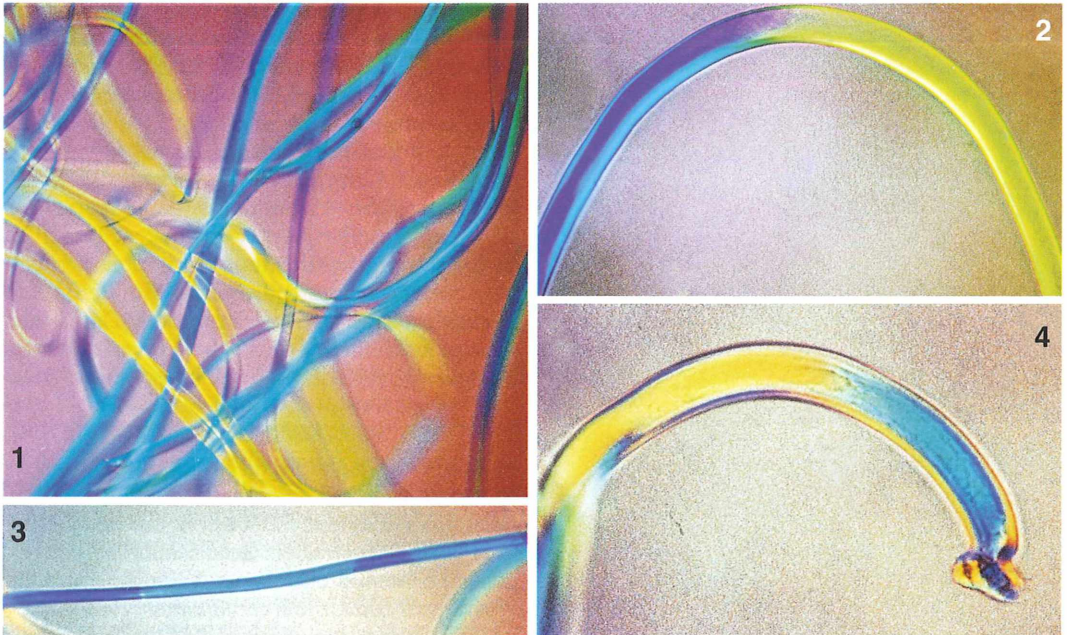


Abb. 1–4: Waldwindröschen *Anemone sylvestris*. – Abb. 1: Lockige Haare mit Fasertextur. Vergr. 180fach. – Abb. 2: Haar mit Fasertextur, Konkavseite verdickt. Vergr. 280fach. – Abb. 3: Haar mit helikaler Textur und Änderungen in der Windungsrichtung. Vergr. 150fach. – Abb. 4: Haarbasis mit Röhrentextur. Vergr. 350fach.

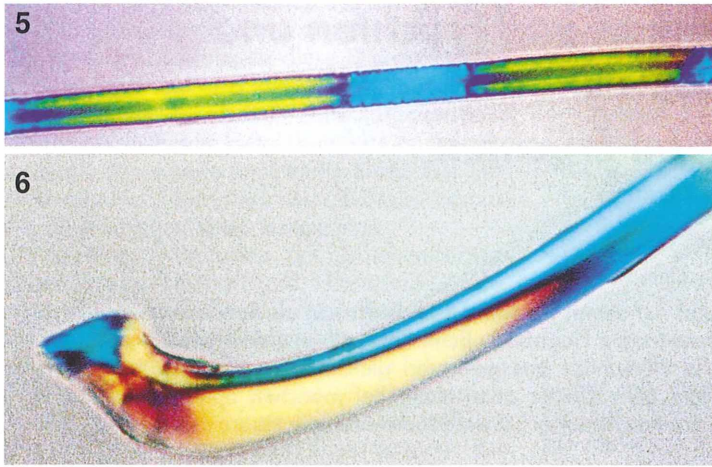
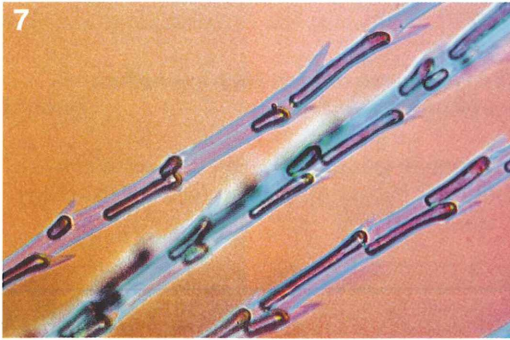
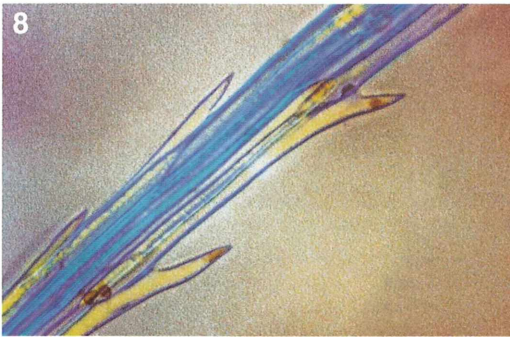


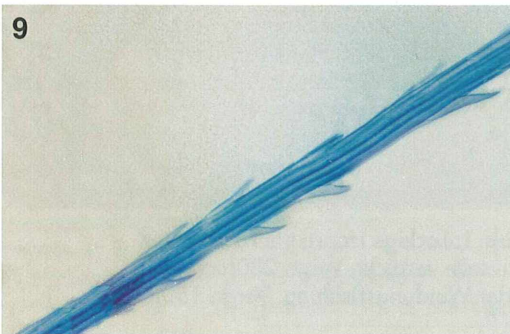
Abb. 5 und 6: Waldrebe *Clematis vitalba*. – Abb. 5: Haar mit helikaler Textur und Änderungen in der Windungsrichtung. Vergr. 420fach. – Abb. 6: Haarbasis, abaxiale, konvexe Seite verdickt und mit Röhrentextur. Vergr. 650fach.



Nussfrüchtchen. Bei der einheimischen *Ane-mone sylvestris* (Waldwindröschen) und der als Zierpflanze häufig angebauten *Anemone japonica* (Herbstanemone) und anderen Arten sind diese von einer wollig-filzigen Hülle von Flughaaren umgeben. Die Haare sind einzellig, lockig und haben durchweg eine Fasertextur (Abb. 1 und 2): Die Zellulosefibrillen laufen achsenparallel. Auf einer Seite, immer auf der konkaven Seite einer Locke, sind die Wände verdickt (Abb. 2). Auch hier ist die Zellulose achsenparallel ausgerichtet. Es gibt aber auch selten Haare mit helikaler Textur, deren Richtung sich ändern kann (Abb. 3).



Wenn die Früchte reifen, quellen sie aus der ehemaligen Blüte hervor, getrieben durch die hygroskopische Verformung der Haare, die sich strecken oder stärker auflocken. Das alles ist aber weitgehend unkoordiniert. Die Haarbasis zeigt keine strukturelle Besonderheiten. Sie hat oft Röhrentextur (Abb. 4). Die Haare sind ja auch nicht steif, ähnlich wie bei der Baumwolle, und deshalb spielt der Winkel zwi-



◀ Abb. 7–9: Flughaare an Achänen von Korbblütlern. – Abb. 7: Kompasslattich *Lactuca serriola*, nahe Haarspitze. Die Luft ist aus den Zellen nicht völlig ausgetrieben. Zellulosefibrillen weitgehend achsenparallel. Vergr. 320fach. – Abb. 8: Wasserdost *Eupatorium cannabinum*, Haarmitte. In den Wänden der inneren Zellen verlaufen die Zellulosefibrillen achsenparallel, in den Randbereichen eher quer dazu. Vergr. 300fach. – Abb. 9: Stacheldistel *Carduus acanthoides*, nahe Haarspitze. Wie Abbildung 8. Vergr. 120fach.



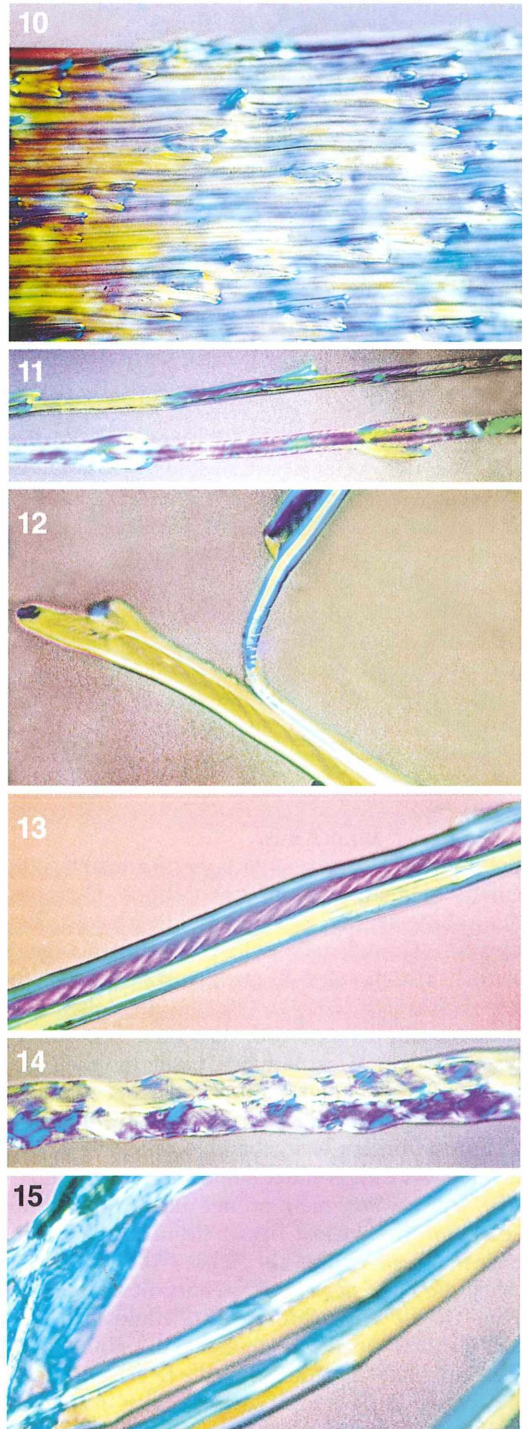
schen Haar und Frucht und eine hygroskopische Veränderung hier kaum eine Rolle bei der Fruchtausbreitung

**Die Flughaare an den Früchten der Waldrebe *Clematis vitalba***

Auch die Waldrebe hat apokarpe Nussfrüchtchen. Sie ist eine Liane und ebenfalls ein Hahnenfußgewächs. Wenn die Blüte zur Frucht wird, verlängert sich der Griffel und wird durch viele seitlich abstehende Haare zu einem federartigen Flugapparat. Diese Haare stehen nur bei Trockenheit seitlich ab. Wenn sie nass werden, legen sie sich wieder an den Griffel an. Die Früchte werden also nur dann verweht, wenn es trocken ist. Eine Phenol-Lösung hat eine ähnliche Wirkung wie Wasser.

Die Haare sind einzellig und mit Luft gefüllt. Ihre Wände haben keine längs laufenden Verdickungen. Sie erscheinen meistens in den klarsten blau/gelb Farbtönen, wenn sie im Mikroskop etwa, aber nicht ganz exakt, orthogonal ausgerichtet sind (Abb. 5). Die Zellwand hat also eine Schraubentextur und der Schraubenwinkel liegt nahe an 45°. Der Richtungssinn der Windungen kann sich mehrfach ändern; aus Z-Schrauben werden S-Schrauben und umgekehrt.

An der Haarbasis ist der abaxiale, konvexe Wandteil stark verdickt (Abb. 6). Hier sind die Zellulosefibrillen quer zur Haarachse orientiert. Das lässt sich mit dem Gipsplättchen aber nur am Rand erkennen. Weiter innen ist die Wand zu dick. Im adaxialen, konkaven Wandteil ver-



**Abb. 10–15: *Tillandsia*. – ►**

**Abb. 10: *T. streptocarpa*. Aufsicht auf die Samenschale (oben = rechts). Die Epidermiszellen enden mit einer Papillen-Gabel. Vergr. 120fach. –**

**Abb. 11: *T. bulbosa*. Zwei Haare, entstanden durch das Aufreißen der Samenschale (oben = rechts). Die Epidermiszellen enden mit einer Papillen-Gabel. Vergr. 120fach. –**

**Abb. 12: *T. bulbosa*. Zerrissene Samenschale (= zerbrochenes Haar). Wandtextur steil helikal. Vergr. 290fach. –**

**Abb. 13: *T. bulbosa*. Haar, bestehend aus einer Epidermiszelle (oben) und der dicken Wand einer subepidermalen Zelle. Vergr. 290fach. –**

**Abb. 14: *T. bulbosa*. Haar aus einer Kette von zerknitterten Zellen aus dem Inneren der Samenschale. Vergr. 200fach. –**

**Abb. 15: *T. bulbosa*. Haarbasis. Wandbereichen mit Röhrentextur stehen dicke Zellwände gegenüber. Vergr. 200fach.**

laufen die Fibrillen achsenparallel. Wenn das Haar trocknet, entquellen die abaxialen Wandbereiche, werden kürzer und das Haar spreizt sich ab. Wenn es nass wird, quellen sie, werden länger und das Haar legt sich an. Die adaxialen Wandteile dienen dabei als Widerlager.

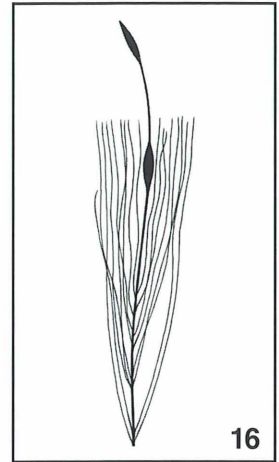
### Die Flughaare an den Achaenen von Korbblütlern

Bei vielen Korbblütlern werden die Früchte (Achaenen) durch den Wind verbreitet. Die Biomechanik dieses Fluges wurde kürzlich von Nachtigall (2009a, b, c, d) im MIKROKOSMOS beschrieben. Dabei helfen Flugschirme wie beim Löwenzahn oder Flughaare. Diese Flughaare sind bei den verschiedenen Arten ähnlich aufgebaut. Sie bestehen aus Reihen von recht kurzen Zellen, deren Lumen mit Luft gefüllt ist (Abb. 7). Basal sind die Haare dicker als apikal, denn basal gibt es mehr Zellreihen (Abb. 8: Haarmitte, Wasserdost *Eupatorium cannabinum*; Abb. 7 nahe Haarspitze, Kompasslattich *Lactuca serriola*, hier ist die Luft in den Haarzellen nicht ausgetrieben). Auch die Flughaare von Disteln (Abb. 9: Stachel-Distel *Carduus acanthoides*), Habichtskräutern (*Hieracium*) und Greis- oder Kreuzkräutern (*Senecio*-Arten) sehen ähnlich aus.

Bei diesen Haaren enden die Randzellen in einem kleinen, spitzen, zahnartigen Fortsatz, der schräg-seitlich nach vorn hin absteht. Bei *Cirsium* (Kratzdistel) ist dieser zu einem langen, seitlich abstehenden Bremsfortsatz ausgewachsen (Nachtigall, 2009c). Oft sind die Zellwände so stark doppelbrechend, dass eine Texturanalyse mit dem Gipsplättchen nicht möglich ist. Bei dünnen Wänden (Abb. 7) oder bei Aufsichten auf Wände (Abb. 9) erkennt man, dass die Zellulosefibrillen weitgehend parallel zur Achse des Haares ausgerichtet sind, auch in den Zähnen. Das ist aber nicht immer und nicht überall so. Beim Wasserdost liegen sie in den Zähnen eher in einem Winkel zur Achse (Abb. 8).

Auch die Basis der Haare ist natürlich vielzellig. Hier ist die Ausrichtung der Zellulose in den Zellwänden ebenfalls nicht ganz einheitlich. Deshalb bleibt es unklar, wie die hygroskopische Bewegung der Haare – sie legen sich etwas zusammen, wenn sie feucht werden und spreizen bei Trockenheit ab – von der Textur ihrer Zellwände abhängt. Die einzelligen Fiederhaare von *Cirsium*-Arten (die Bremsfortsätze von Nachti-

**Abb. 16:**  
*Typha latifolia*.  
Frucht mit stark verlängertem Gynophor und Griffel.  
Aus Graebner, 1900.



gall, 2009c) haben an der Stelle, wo sie von der Hauptfieder des Pappus abbiegen, eine hygroskopische Stelle, die bewirkt, dass sich die Fiederhaare beim Austrocknen senkrecht abbiegen (Zimmermann, 1883). Die Wandtextur gleicht hier der bei den Samenhaaren der Weidenröschen (*Epilobium*; Schnepf, 2010).

### Die Flughaare von Tillandsien

Zahlreiche Ananasgewächse (Bromeliaceen) sind Epiphyten. Berühmt ist *Tillandsia usneoides*, die sogar auf Telegrafendrähten wächst. Wie manche andere Bromeliaceen haben die Samen Flughaare. Die brauchen sie, um in ihren Lebensraum – ganz oben – zu kommen. Nach Hildebrand (1872) bilden diese Flughaare bei *Guzmania bicolor*, die mit den Tillandsien nahe verwandt ist, einen Schopf am unteren Ende des Funiculus, des Samenstiels. Bei den von mir untersuchten Tillandsien sind die Flughaare nicht so ordentlich arrangiert. Sie bilden hier ein leicht gelocktes Büschel.

Der Tillandsien-Same ist umhüllt von der Samenschale, der Testa. Die schließt hier auch den Funiculus, also den Samenstiel, und die Integumente ein. Die Epidermis der Testa besteht aus langen Zellen, die apikal in zwei gabelige Papillen auslaufen (Abb. 10 und 11; Hildebrand, 1872). Wenn der Same reift, spalten sich Epidermiszellen längs auf (Abb. 12). So entstehen die Haare. Die unzerrissenen Zellen sind schließlich mit Luft gefüllt. Die Textur der

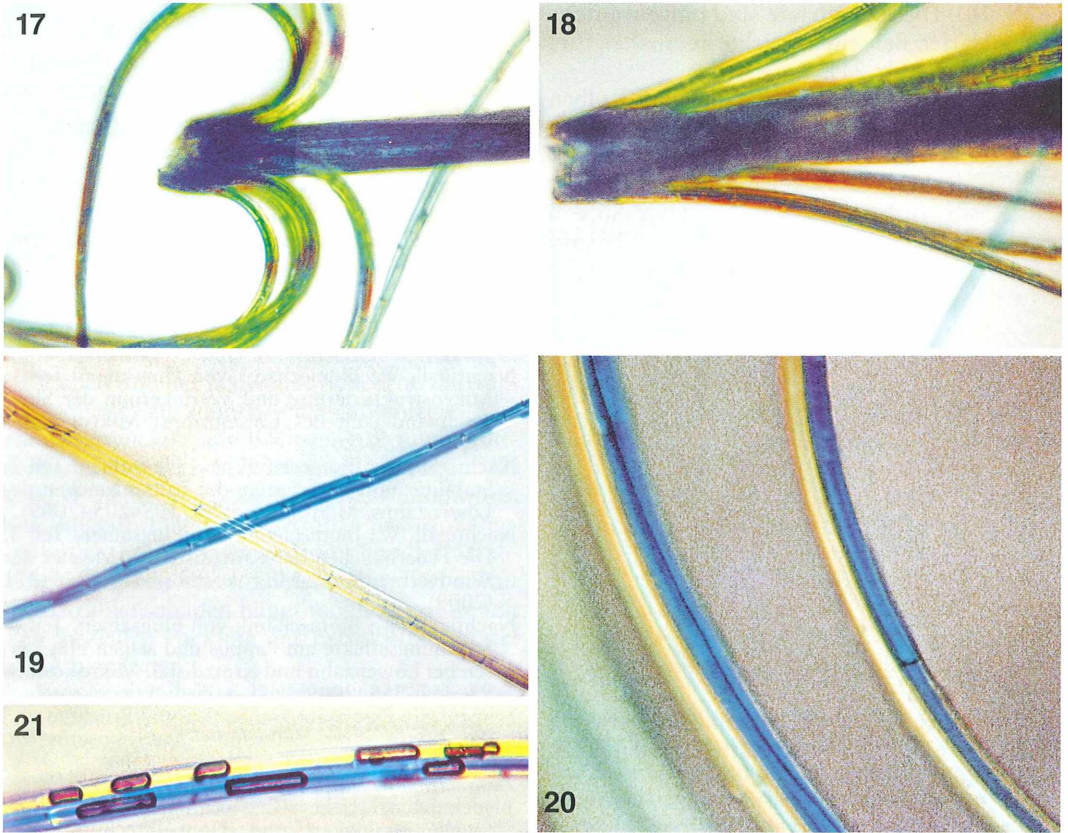


Abb. 17–21: *Typha latifolia*. – Abb. 17: Trockener Fruchtstiel mit zurückgekrümmten Haaren. Vergr. 120fach. – Abb. 18: Angefeuchteter Fruchtstiel mit anliegenden Haaren. Vergr. 120fach. – Abb. 19: Basale Region. Dünnwandigen Zellen mit Röhrentextur auf der konkaven Seite stehen dickwandige Zellen auf der konvexen Seite gegenüber. Vergr. 120fach. – Abb. 20: Distale Haarbereiche mit Fasertextur. Vergr. 470fach. – Abb. 21: Distaler Haarbereich mit helikaler Wandtextur und unterschiedlichem Windungssinn. Luft in den Zellen nicht völlig ausgetrieben. Vergr. 310fach.

Zellulosefibrillen in ihren Wänden ist steil helikal (Abb. 12 und 13). In den mittleren und proximalen Bereichen bleiben die Epidermiszellen mit den Wänden der benachbarten inneren Zellen mehr oder weniger fest verbunden (Abb. 12 und 13). Auch die weiter innen liegenden Zellen der Testa zerspalten sich in lange Zellstränge und werden so zu Haaren. Diese wirken meist ziemlich zerknittert (Abb. 14).

An der Basis solcher Zellstränge sind in den Wänden der Epidermiszellen die Zellulosefibrillen quer zur Längsachse ausgerichtet. Ihnen gegenüber stehen dicke Wände von Nachbarzellen (Abb. 15), die so ein Widerlager für die hygroskopischen Bewegungen bilden.

### Die Flughaare beim Rohrkolben

Beim Rohrkolben sind die Blüten monözisch (einhäusig), das heißt, es kommen männliche und weibliche Blüten auf einer Pflanze vor. Sie bilden walzenförmige Blütenstände, die männlichen stehen über den weiblichen. Im weiblichen Kolben sind zahlreiche Blüten steril. Die Frucht, ein Nüsschen, sitzt auf einem recht langen Stiel (Abb. 16). Dessen unterer Teil entspricht dem Blütenstiel, der obere ist das Gynophor (Fruchträger). Ganz oben ist die Narbe manchmal noch erhalten. Bei vollreifen Früchten ist sie oft abgebrochen. Vom „Blütenstiel“ gehen in mehreren Stockwerken Haare ab

(Abb. 16). Diese Flughaare sind umgewandelte Blütenblätter. Bei reifen Früchten enthalten ihre Zellen Luft (Abb. 21).

Die Früchte lösen sich nur dann vom Kolben ab, wenn es trocken ist. Die Haare spreizen dann seitlich ab und biegen sich sogar zurück (Abb. 17). Bei Feuchtigkeit liegen sie dem Blütenstiel an (Abb. 18). Auch die Haare an den sterilen Blüten bewegen sich hygroskopisch auf diese Weise. Sie helfen so, dass die Früchte vom Wind verweht werden.

Die Flughaare bestehen aus mehreren Reihen nicht sehr langer Zellen. In der basalen Region, da wo sich die Haare am stärksten verbiegen, grenzen Zellen mit ziemlich dünnen Wänden, bei denen die Zellulosefibrillen quer zur Längsachse orientiert sind, parallel an Zellen mit dicken Wänden (Abb. 20). Die dünnwandigen Zellen liegen immer auf der konkaven Seite einer Biegung. Das Entquellen und Quellen ihrer Wände verursacht die hygroskopische Bewegung. Die dicken Wände auf der konvexen Seite bilden das Widerlager. Weiter distal, wo sich die Haare nicht krümmen, ist die Zellulose meist achsenparallel orientiert (Abb. 19). Manchmal ist sie hier mehr helikal ausgerichtet und die Textur in benachbarten Zellen kann auch unterschiedlich sein (Abb. 21).

Die Flughaare sind also interessante Objekte für den Mikroskopiker, der mit einem Polarisationsmikroskop arbeitet. Er kann feststellen, wie durch die Textur der Zellwände die hygroskopischen Bewegungen der Haare verursacht werden. Die Flughaare der Samen und Früchte zahlreicher anderer Pflanzen warten darauf, untersucht zu werden.

## Danksagung

Ich danke dem Botanischen Garten der Universität Heidelberg für die Bereitstellung von Samen und Früchten.

## Literaturhinweise

- Graebner, P.: Typhaceae und Sparganiaceae. In: Engler, A. (Hrsg.): Das Pflanzenreich IV, 8, 1–18. W. Engelmann Verlag, Leipzig 1900.
- Hildebrand, F.: Ueber die Entwicklung der haarigen Anhängsel an Pflanzensamen. Bot. Ztg. 30, 257–270 (1872).
- Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 1: Mikrostrukturierung und Verringerung der Sinkgeschwindigkeit des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 153–158 (2009).
- Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 198–205 (2009).
- Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 3: Die Federbällchen der Kratzdistel als Meister der Windverbreitung. Mikrokosmos 98, 266–271 (2009).
- Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 4: Strömungseffekte am Pappus und seinen Flughaaren bei Löwenzahn und Kratzdistel. Mikrokosmos 98, 352–358 (2009).
- Schnepf, E.: Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände. Mikrokosmos 99, 157–162 (2010).
- Zimmermann, A.: Molekular-physikalische Untersuchungen. I. Ueber den Zusammenhang zwischen Quellungsfähigkeit und Doppelbrechung. Ber. Dtsch. Bot. Ges. 1, 533–540 (1883).

*Verfasser:* Prof. Dr. Eberhard Schnepf,  
Jaspersstraße 2-O/418, 69126 Heidelberg

## 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

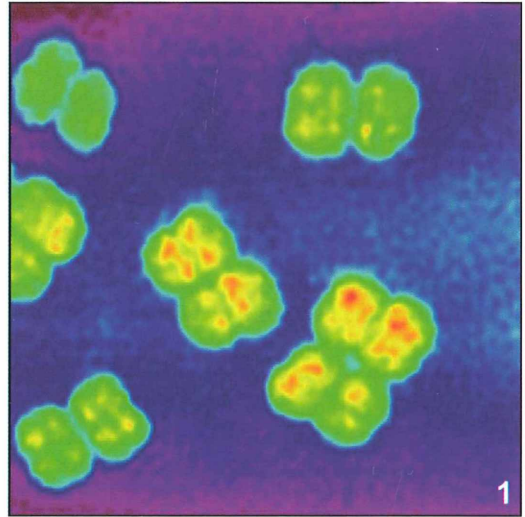
**[www.mikroskopier-bedarf.de](http://www.mikroskopier-bedarf.de)**  
online-shop & Service / Reparaturen  
Tel./Fax: 0341/4 61 65 96

## Kurze Mitteilung

### Röntgenbilder von Bakterien

Die Anwendung von Röntgenstrahlen zur hochauflösenden Abbildung biologischer Zellen war bisher aus methodischen Gründen nicht möglich, da beispielweise entsprechende Linsen für diese Art der Mikroskopie fehlten. Nun haben Forschergruppen von der Universität Göttingen, der Technischen Universität München und der Schweizer Synchrotronstrahlungsquelle zusammen eine linsenfrie Methode entwickelt, die höchste Auflösungen liefert, und dies auch bei biologischen Proben. Als Objekt diente ihnen *Deinococcus radiodurans*, ein kugelförmiges Bakterium, das außergewöhnlich hohe Dosen an ionisierender Strahlung überleben kann. Die effiziente Reparatur von Strahlenschäden hängt möglicherweise mit der speziellen Packung der Erbsubstanz in der Zelle zusammen.

Lokale intrazelluläre Dichteunterschiede können nun mit der verwendeten Röntgenstrahlung dargestellt werden. Eine solche quantitative Messung ist mit den meisten anderen hochauflösenden Technologien extrem schwierig. Biologische Proben sind sehr instabil und nahezu durchlässig für Röntgenstrahlen, was eine Herausforderung für exakte Messungen ist. Im hier angewandten Verfahren trifft der Röntgenstrahl nach der Interaktion mit der Probe ohne zwischengeschaltete optische Elemente direkt auf eine Röntgenkamera, deren Bilder dann im Computer in ein reelles Bild des Objektes umgerechnet werden. Damit genügend große Signale von den Zellen ausgesendet werden, muss ein sehr starker Röntgenstrahl verwendet werden. Hierfür kommen Synchrotronstrahlungsquellen zum Einsatz, wo in Kreisbahnen gezwungene, fast auf Lichtgeschwindigkeit beschleunigte geladene Teilchen eine millionenfach höhere Röntgenstrahlung aussenden als übliche Laborquellen. Mit dem neuen Verfahren kann das Innere von Zellen und Geweben nun ohne chemische Vorbehandlung oder mechanische Zerteilung der Proben untersucht werden – und das mit höchster Auflösung.



**Abb. 1:** Bakterien vom Typ *Deinococcus radiodurans* im Röntgenstrahl. Die dichtesten Bereiche der Zellen (rot) sind die Regionen, in denen sich die stark komprimierte Erbsubstanz befindet (Foto: Universität Göttingen).

Dank geht an unseren Leser Prof. Dr. Hans-Jürgen Lang aus Bovenden, der auf diese Thematik aufmerksam gemacht hat.

#### Literaturhinweise

- Giewekemeyer, K., Thibault, P., Kalbfleisch, S., Beerlink, A., Kewish, C. M., Dierolf, M., Pfeiffer, F., Salditt, T.: Quantitative biological imaging by ptychographic x-ray diffraction microscopy. PNAS Early Edition, Proc. Nat. Acad. Sci. USA, Dec. 7–11, 2009. <http://www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.0905846107>
- Thibault, P., Dierolf, M., Menzel, A., Bunk, O., David, C., Pfeiffer, F.: High-resolution scanning x-ray diffraction microscopy. Science 321, 379–381 (2008).

Renate Radek, Berlin

# Flügelkiemer, Engelsflügel und Schriftsteine

Thomas Stach

Auf den Bermuda-Inseln kommen zwei Arten von Flügelkiemern (Pterobranchia) leicht erreichbar in seichtem Wasser vor. Diese kleinen Tiere leben in selbstgebaute Röhren auf der Unterseite von Steinen. Da sie Ähnlichkeiten mit Wirbeltieren zeigen, machen allein diese Tiere für Evolutionsbiologen die Bermuda-Inseln als Reiseziel attraktiv.

**B**eim Anflug durch die Wolken stellt sich doch ein beklemmendes Gefühl ein: Sind die Statistiken und nüchternen Überlegungen über das Bermuda-Dreieck zuverlässiger als die Geschichten von Charles Berlitz und Erich von Däniken, die ich in meiner Jugend verschlungen habe? Die Wolkendecke ist durchstoßen. Unter mir kommt eine kleine Inselwelt schnell näher. Acht größere Hauptinseln, insgesamt fast 150 kleine Eilande, machen Bermuda aus (Abb. 1 und 2). Doch ehe ich diese Details aufnehmen kann, hat unser Pilot die Maschine bereits sanft auf der Piste des Bermuda International Airport auf einer der größeren Inseln, nämlich St. David, aufgesetzt.

## Zoologische Besonderheit

Der Grund meines Besuches auf den Bermuda-Inseln ist eine zoologische Besonderheit. Hier gibt es zwei Arten Flügelkiemer (Pterobranchia), die auch noch unterschiedlichen Gattungen angehören. Flügelkiemer sind zwar weit verbreitet, aber überall sonst muss man die Tiere sehr aufwändig mit Hilfe eines Schleppnetzes oder durch erfahrene Taucher vom Meeresgrund holen. Hier auf den Bermudas findet man Flügelkiemer bereits in knietiefem Wasser. Dort noch selten, aber in zwei Meter Tiefe kommen beide Arten schon in sehr hoher Dichte vor. Diese Tiefe schaffe ich schnorchelnd und schon

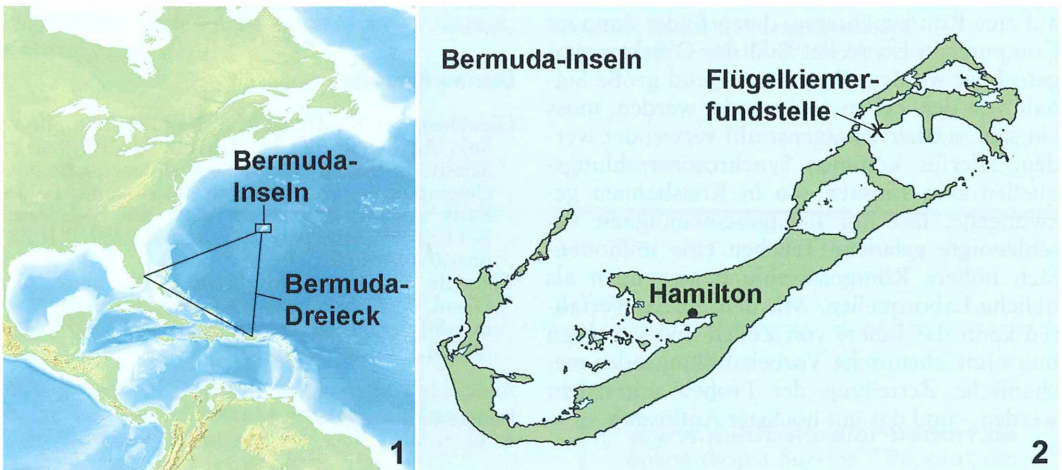
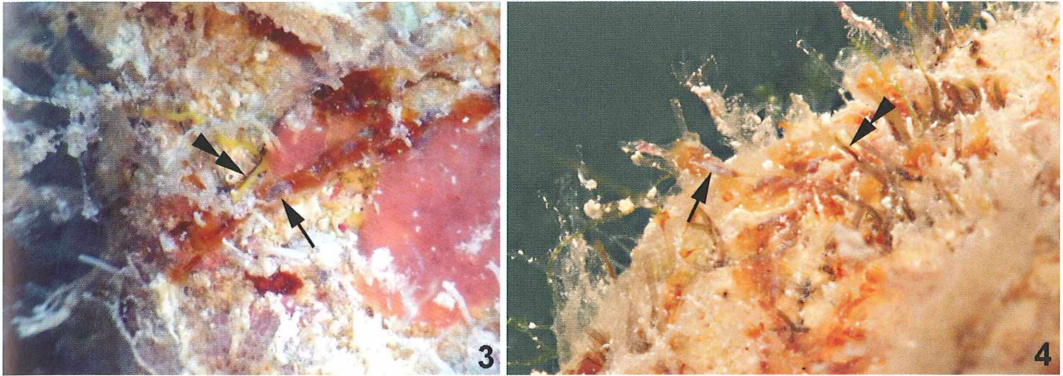


Abb. 1: Lage der Bermuda-Inseln und des Bermuda-Dreiecks im nordwestlichen Atlantik. –  
Abb. 2: Acht Hauptinseln und zahlreiche kleinere Inseln gehören zu den Bermudas.

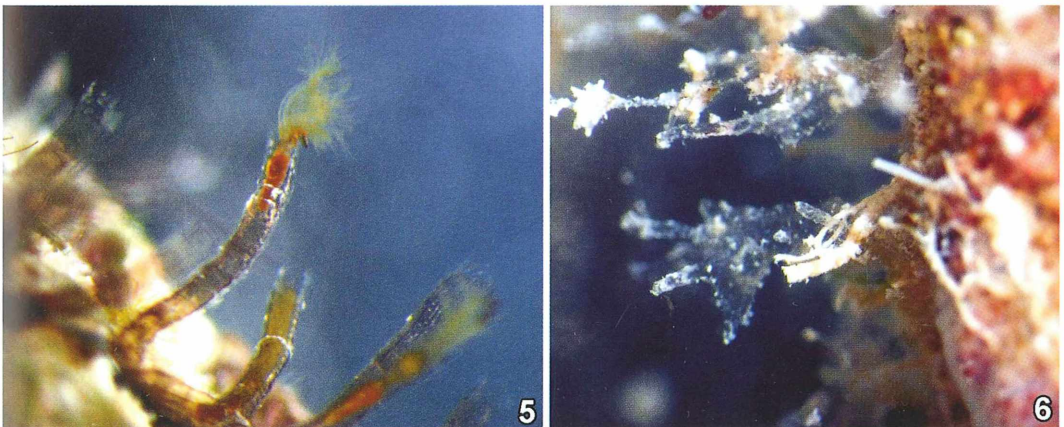


**Abb. 3:** Mikrokosmos auf der Unterseite eines Steines. Der Pfeil zeigt auf ein Einzeltier der Art *Cephalodiscus gracilis*; der Rücken des Rumpfes ist bläulich, Tentakeln und Stiel sind orange. Die doppelte Pfeilspitze zeigt auf eine braune *Rhabdopleura compacta*. Außerdem sind eine Seescheide (hellgelb), ein Schwamm (rosa), Kalkröhrenwürmer (weiße Röhren) und Moostierchen (Kästchen unten links) zu erkennen. – **Abb. 4:** Mikrokosmos 2: Dicht mit Flügelkiemern bewachsene Unterseite eines Steines. Der Pfeil zeigt auf ein Einzeltier der Art *Cephalodiscus gracilis*; der Rücken des Rumpfes ist bläulich, Tentakeln und Stiel sind orange. Die doppelte Pfeilspitze zeigt auf eine braune *Rhabdopleura compacta*.

nach kurzer Zeit habe ich den Blick für die richtigen Steine und fast jeder Griff ist ein Treffer.

Wieso aber interessiert man sich als Zoologe für Flügelkiemer? Die naheliegende Antwort – als Zoologe interessiert man sich für alle Tiere und gerade für die absonderlichen – greift zu kurz. Die kleinen Tiere, die in Röhren auf der Unterseite von Steinen oder Muschelschalen leben (Abb. 3 und 4), haben einige Merkmale mit

Fischen gemeinsam, wie etwa Kiemenspalten oder das dorsal liegende Gehirn. Andererseits besitzen sie einen Tentakelkranz, der ähnlich aufgebaut ist wie die Tentakelkränze von Seelilien (Crinoidea), Hufeisenwürmern (Phoronida) und den muschelähnlichen Armfüßern (Brachiopoda). Wer immer also die Entstehung eines fischähnlichen Wirbeltieres in der Evolution verstehen will, kommt um die Flügelkiemer nicht herum.



**Abb. 5:** Einzeltiere von *Rhabdopleura compacta* strecken ihre Tentakeln aus ihren Wohnröhren. – **Abb. 6:** Die trichterförmigen Öffnungen der Wohnröhren von *Cephalodiscus gracilis* haben geweihartig ausgezogene Fortsätze. Die Wohnröhren sind durchsichtig, aber fleckig von weißen Partikeln besetzt.

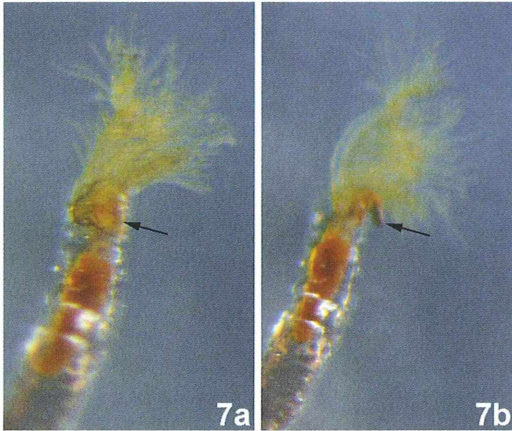


Abb. 7: *Rhabdopleura compacta* mit ausgestreckten Tentakeln. Der Pfeil zeigt auf das lappenförmige Mundschild. Beachte, wie das Mundschild in Abbildung 7b über den Rand der Röhrenöffnung geklappt ist.

### Your tube, our tube – Leben in Eiweißröhren

Flügelkiemer haben ihren deutschen und wissenschaftlichen Namen von der Ähnlichkeit ihres graziösen Tentakelkranzes mit büschelartigen Kiemenanhängen, wie man sie etwa bei Seeringelwürmern finden kann. Im Englischen heißen die Tiere übrigens „sea angels“ also Engel der See – auch hier sind die graziösen Tentakel der Grund für die Assoziation. Die meisten der etwa 20 Flügelkiemerarten leben in mehr oder weniger durchsichtigen Eiweißröhren, die sie selbst produzieren (Abb. 5 und 6; Goldschmidt, 2007). Die Röhren werden durch eine Drüse an einem lappenförmigen Körperteil am Vorderende, dem Mundschild, produziert (Abb. 7). Das Sekret erhärtet im Wasser und da die Wischbewegungen einmal von rechts nach links und dann von links nach rechts erfolgen, kommt eine charakteristische Struktur der Röhren zu Stande. Die gleiche Struktur findet man bei einigen Fossilien aus dem Kambrium, also aus Gestein, das 520 Millionen Jahre alt ist (Abb. 8 und 9; z.B. Durman und Sennikov, 1993). Da einige solcher plattgedrückten Fossilien in Schiefergestein an fremdartige Schriftzeichen erinnern, nannte man sie Graptolithen – Schriftsteine.

Die Tiere, die in diesen Röhrensystemen leben, haben die Fähigkeit, sich durch Knospung zu vermehren. Dabei unterscheiden sich die heute

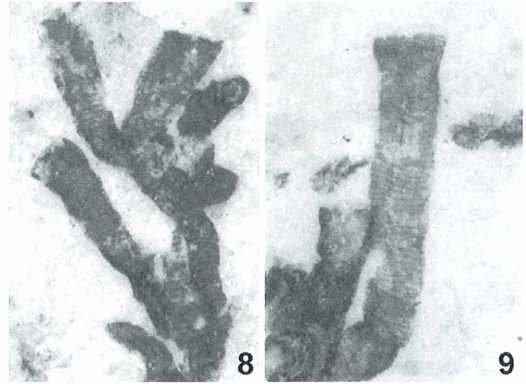


Abb. 8 und 9: Fossilisierte Wohnröhren eines Flügelkiemers aus dem Kambrium in einem 520 Millionen Jahre alten Gestein (aus Durman und Sennikov, 1993).

existierenden Gattungen durch die Art der Knospung und damit auch durch die Struktur der Röhrensysteme. Arten der Gattung *Rhabdopleura* bleiben durch einen einzigen röhrenförmigen Gewebestrang (Stolon) verbunden, von dem aus kurze Seitensprosse, die Stiele, jeweils neue Tiere hervorbringen. Auf diese Weise entsteht ein System, das an die Ableger von Erdbeerpflanzen erinnert. Im Gegensatz dazu bringt die Sprossungszone bei Arten der Gattung *Cephalodiscus* mehrere Tiere hervor, die über lange und extrem dehnbare Stiele miteinander verbunden bleiben. Das resultierende System ist daher buschförmig, die Röhrensysteme sind unregelmäßig. Die dritte beschriebene Gattung *Atubaria* ähnelt *Cephalodiscus*-Arten auffallend, besitzt aber keine Röhren. Allerdings ist unter Wissenschaftlern umstritten, ob die erst einmal in einem Schleppnetzfang gefundenen Tiere tatsächlich ohne Röhre leben oder ob die Tiere vom Fang so gestört wurden, dass sie ihre Röhren verließen.

### Kein Fisch und dennoch Kiemenpalten

Neben dem Mundschild besitzen die Flügelkiemer einen Kragen und einen Rumpf (Abb. 10–13). Der Kragen trägt auf der Rückenseite einen Tentakelkranz. Der Rumpf setzt sich am Hinterende in den Stolon fort. Zwischen Mundschild und Kragen auf der Bauchseite befindet sich der Mund. Der Darm ist U-förmig



gebogen, so dass die Afteröffnung auf der Rückenseite weit vorne liegt. Bei Arten der Gattung *Cephalodiscus* besitzt der Vorderdarm ein Paar Öffnungen links und rechts – die Kiemenspalten. Die Tiere kriechen an den Röhrenausgang und strecken ihre Tentakel ins freie Wasser (Lester, 1985). Mit Hilfe von charakteristisch angeordneten Cilien strudeln sie Wasser herbei (Abb. 14–17). Wenn dabei ein Futterpartikel, etwa eine einzellige Alge, Cilien berührt, so wird dieser von den Cilien durch eine Schlagrichtungsumkehr Richtung Mund befördert. Die Tentakel von *Cephalodiscus*-Arten bilden insgesamt eine fast perfekte Kugelform und können dadurch beinahe das optimal mögliche Wasservolumen herbeistrudeln. Eine Theorie besagt, dass die Kiemenspalten dadurch entstanden seien, dass als Nebeneffekt

dieser Ernährungsweise so viel Wasser in die Mundöffnung kam, dass im Laufe der Zeit die Kiemenspalten als Abflussventile entstanden (Gilmour, 1978). Interessant ist in diesem Zusammenhang jedenfalls, dass sich auch die ältesten fischähnlichen Formen strudelnd ernähren, indem sie Nahrungspartikel aus dem Wasser, das durch die Kiemenspalten strömt, herausfiltern.

Die licht- und elektronenmikroskopischen Untersuchungen der auf den Bermuda-Inseln gesammelten Tiere brachten noch weitere Ähnlichkeiten zu Wirbeltierverwandten zu Tage. Während schon lange bekannt war, dass die Flügelkiemer ein dorsales Gehirn unterhalb der Tentakeln besitzen, konnten wir durch immunohistochemische Färbetechniken und computergestützte 3D-Rekonstruktion nachweisen (Abb.

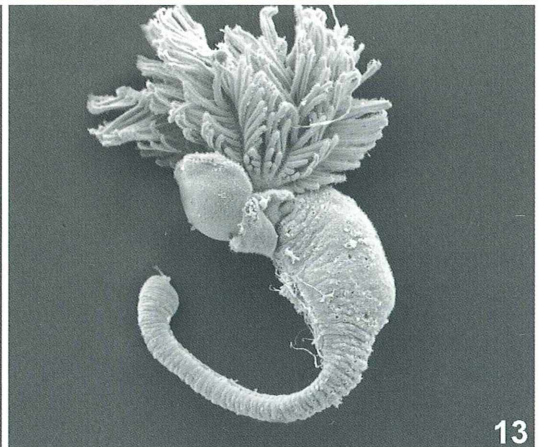
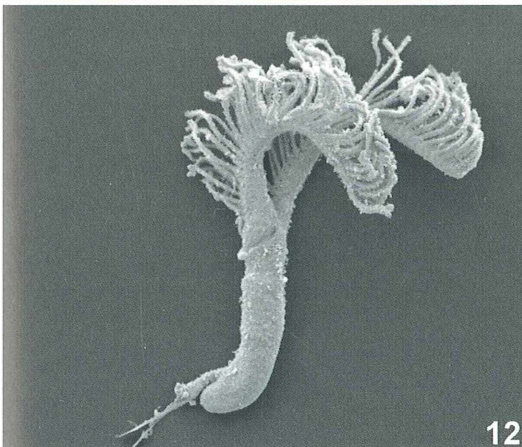


Abb. 10 und 12: *Rhabdopleura compacta*. Deutlich sind die beiden gefiederten Tentakeln zu erkennen. – Abb. 11 und 13: *Cephalodiscus gracilis*. Diese Art besitzt 10 gefiederte Tentakeln. Die Körpergliederung mit Mundschild, tentakeltragendem Kragen und Rumpf mit langem Stiel ist klar erkennbar. Aufnahmen durch ein Binokular (Abb. 10 und 11) und ein Rasterelektronenmikroskop (Abb. 12 und 13).

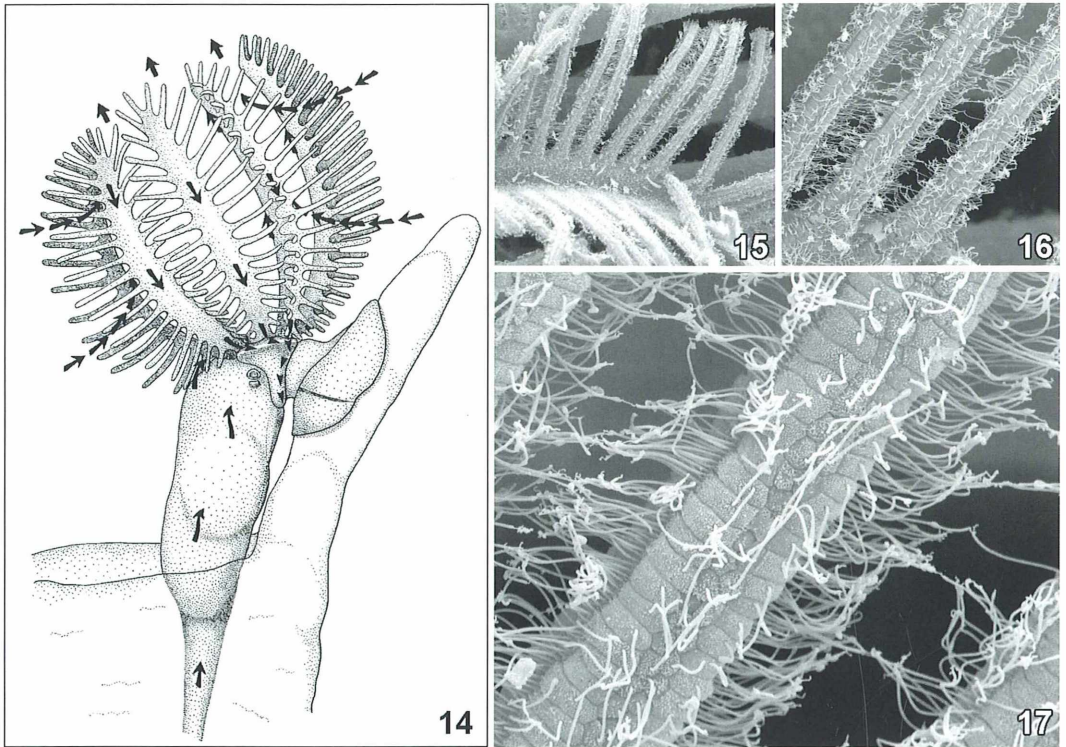


Abb. 14: *Cephalodiscus gracilis* beim Filtern auf einem Fortsatz an der Röhrenöffnung. Die Pfeile zeigen die Richtung der Wasserströmung und den Weg abfiltrierter Nahrungspartikel. – Abb. 15–17: Sukzessive Vergrößerungen der Tentakelfiedern im Rasterelektronenmikroskop. Beachte, dass die Cilien zweier benachbarter Fiedern den Zwischenraum ganz abdecken können.

18), dass der zelluläre Aufbau im Gehirn und der Verlauf der peripheren Nerven den ältesten Wirbeltierverwandten auffallend ähneln. Wie bei diesen, kommt bei den Flügelkiemern im Gehirn eine Gruppe von Zellen vor, die einen bestimmten Botenstoff produzieren – Serotonin. Dicht dahinter folgt ein Nervennetz und wie bei ursprünglichen Wirbeltieren zieht ein Paar großer Nervenstränge rückseitig in einem Bogen über die Kiemen nach hinten.

### Geheimnisumwitterte Larve

Außer durch Knospung können sich Flügelkiemer auch auf sexuellem Wege fortpflanzen. Am besten untersucht ist dabei die Art *Rhabdopleura compacta*, von der es in jüngster Zeit sogar molekularbiologische Untersuchungen gibt (Sato et al., 2008, 2009). Allerdings ist selbst bei dieser Art die Embryonalentwicklung nur

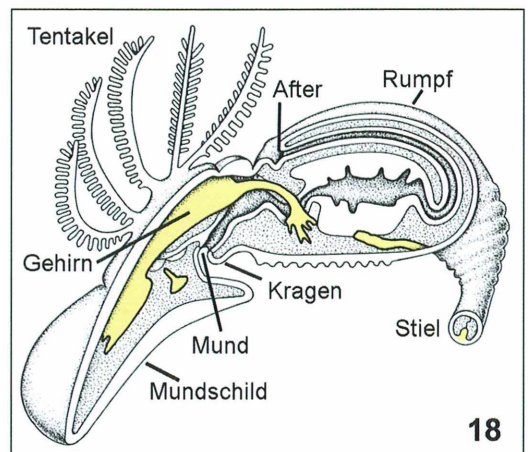


Abb. 18: Anatomische Schemazeichnung nach dreidimensionaler Rekonstruktion. In Gelb sind das vordere, dorsale Gehirn und die größeren Nerven eingezeichnet.

unvollständig bekannt. Noch dürftiger sind die Befunde hinsichtlich der Embryonalentwicklung bei *Cephalodiscus*-Arten, also gerade jenen, die aufgrund ihrer Kiemenspalten für das Verständnis der Wirbeltierevolution besonders interessant wären. Auch meine zehntägige Suche nach geschlechtsreifen Tieren von *Cephalodiscus gracilis* auf den Bermuda-Inseln war erfolglos und so bleibt die Embryonalentwicklung der *Cephalodiscus*-Arten weiterhin geheimnisumwittert.

### Literaturhinweise

- Durman, P. N., Sennikov, N. V.: A new rhabdopleurid hemichordate from the middle Cambrian of Siberia. *Palaeontology* 36, 283–296 (1993).
- Gilmour, T. H. J.: Feeding in pterobranch hemichordates and the evolution of gill slits. *Can. J. Zool.* 57, 1136–1142 (1978).
- Goldschmidt, A.: Hemichordata (Branchiotremata). In: Westheide W., Rieger, R. (Hrsg.): *Spezielle Zoologie. Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere*, 2. Auflage, S. 791–803. Elsevier Verlag, München 2007.
- Lester, S. M.: *Cephalodiscus* sp. (Hemichordata: Pterobranchia): Observations of functional morphology, behavior and occurrence in shallow water around Bermuda. *Mar. Biol.* 85, 263–268 (1985).
- Sato, A., Bishop, J. D. D., Holland, P. W. H.: Developmental biology of pterobranch hemichordates: History and perspectives. *Genesis* 46, 587–591 (2008).
- Sato, A., White-Cooper, H., Doggett, K., Holland, P. W. H.: Degenerate evolution of the hedgehog gene in a hemichordate lineage. *PNAS* 106, 7491–7494 (2009).

*Verfasser:* PD Dr. Thomas Stach, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Systematik und Evolution der Tiere, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, E-Mail: tstach@zoosyst-berlin.de

## Nachricht

### Emden 2010: Die Internationalen Mikroskopietage finden statt

Es war bei der letzten Meldung noch etwas unsicher, ob IME 2010 wirklich realisiert werden kann. Nun steht es fest: Die Emdener Mikroskopietage finden definitiv in der Zeit vom 17. bis 19. September 2010 statt. Eine bemerkenswerte Reihe von Interessenten hat sich bereits fest angemeldet; die Liste der Vortragenden kann sich sehen lassen und verspricht einen interessanten Themenmix. Das alles kann nachgelesen werden auf der Internet-Seite <http://ime.technik.emden.de>. Hierüber kann man sich auch registrieren. Diejenigen, die sich bislang noch nicht registriert haben, sollten es tunlichst bald tun, um mit dabei sein zu können. Wer seine Teilnahme auf konventionelle Art und Weise anmelden möchte, kann das Herrn Prof. Dr. Gerhard Kauer auch per E-Mail ([ime@fho-emden.de](mailto:ime@fho-emden.de)) oder konventioneller Post mitteilen: Prof. Dr. Gerhard Kauer, Fachhochschule in Emden, Lehrstuhl für Bioinformatik, Constantiaplatz 4, 26723 Emden.

Nicht nur Jürgen Stahlschmidt, der seinerzeit über viele Jahre hinweg zusammen mit Gerhard Göke so erfolgreich die Hagener Mikroskopietage organisiert hat, sondern auch Prof. Dr. Werner Nachtigall von der Universität Saarbrücken haben sich mehrfach sehr erfreut darüber geäußert, dass dieses legendäre

Mikroskopieforum weitergeführt wird, nun in einer nördlichen Region unserer Republik, die bisher eher als mikroskopische Diaspora angesehen werden musste. Beide werden auf jeden Fall bei IME 2010 dabei sein. Prof. Dr. Gerhard Kauer von der

Fachhochschule Emden, welcher sich mit viel mikroskopischem Herzblut ausgesprochen intensiv für die Wiederbelebung und aktuelle Durchführung dieses Treffens einsetzt, lässt die Mikroskopikergemeinde hoffen, dass somit die Hagener Tage auch auf längere Sicht eine Fortsetzung gefunden haben.

Man mag sich fragen, was außer den Mikroskopiertagen eine Reise nach Emden attraktiv machen könnte, speziell für nicht-mikroskopierende Begleitpersonen. Spontan fallen da natürlich die seinerzeit von Henry Nannen, dem in Emden geborenen, sehr erfolgreichen und langjährigen Chefredakteur des Magazins *Stern*, und seiner Frau – vorwiegend aus privaten Finanzmitteln – erbauten und mit seiner eigenen, klassisch modernen Kunstsammlung ausgestatteten Kunsthallen ein, die zusammen mit ihren zusätzlichen Sonderausstellungen unterdessen aus gutem Grund internationales Renommee genießen.

Redaktion MIKROKOSMOS



## Ein Fotomikroskop für unterwegs

Rudolf Drews

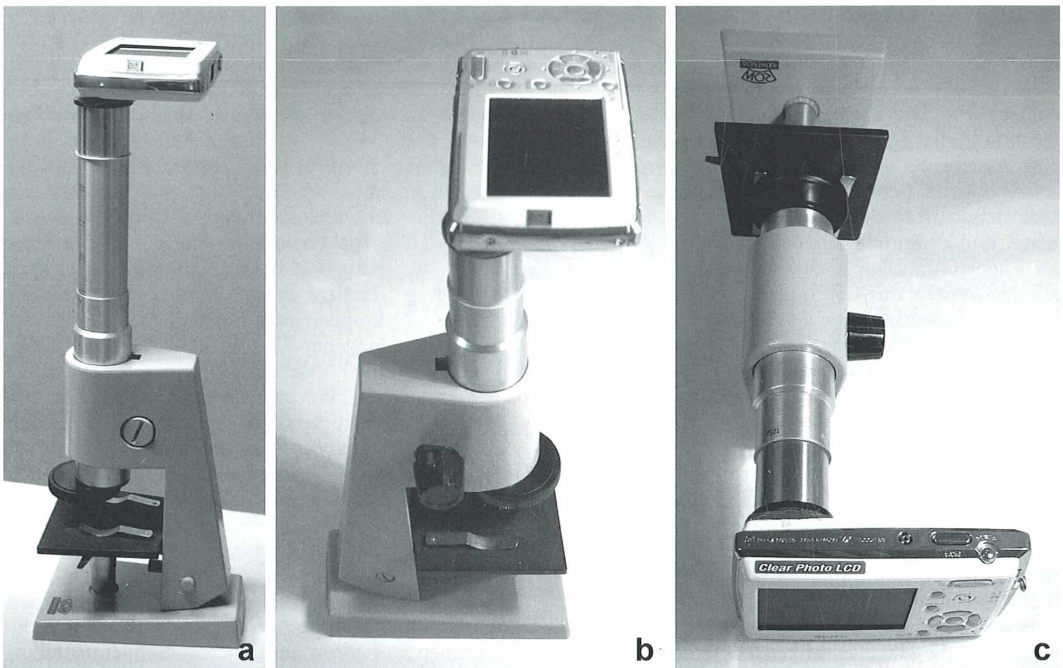
**Klein, leicht und hinreichend in der Funktion: Diese Kriterien erfüllt das in den Schulen der einstigen DDR etablierte Kleinmikroskop KMC der Rathenower Optischen Werke (ROW).**

Das Kleinmikroskop KMC (Abb. 1) verfügt über ein Knickstativ, einen Fokussiertrieb, Lochblendenhebel und ausziehbaren Tubus mit Vergrößerungsmarkierungen. Die Vergrößerungsspanne von  $50\times$  bis  $225\times$  wird mit dem Okular sowie den beiden Objektiven erreicht. Eine Objektivlinse befindet sich im fest stehenden Teil des Objektivrevolvers; für stärkere Vergrößerungen wird die zweite Linse vor die erste geschwenkt. Zwischenvergrößerungen ergeben sich durch einen unterschiedlich langen Tubusauszug. Für die Beleuchtung ist ein Steckspiegel vorgesehen. Optional waren auch ein Untersatz mit Batterie und Schalter und eine zugehörige kleine Ansteckleuchte erhältlich. Heute bietet

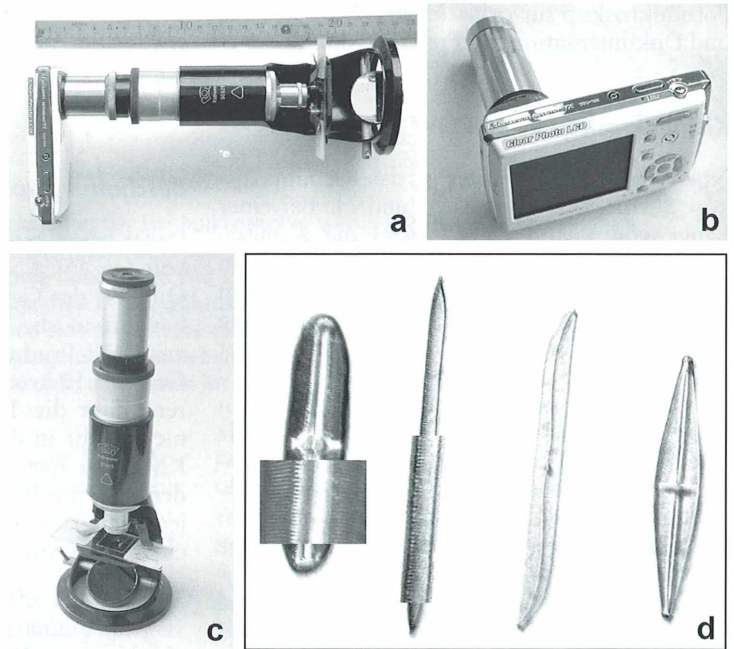
sich in Form einer LED-Leuchte eine elegantere Lösung an. Um das Mikroskop auch zur Mikroprojektion verwenden zu können, hat man außer einem Gewinde auch eine Bohrung im Fuß angebracht, in welche die LED gesteckt werden kann. Die Leuchte ist ein Schlüsselanhänger mit Drehschalter. Zur Lichtdämpfung und -homogenisierung wurde eine Mattfolie auf die Reflektoröffnung geklebt.

### Fotografieren mit dem KMC

Die Mikrofotografie ist mit diesem Gerät recht einfach, sofern eine digitale Okularkamera verwendet wird (Abb. 2b). Diese kann man sich



**Abb. 1: a Kleinmikroskop C (KMC) der Rathenower Optischen Werke (ROW) mit ausgezogenem Tubus und Okularkamera. b Dasselbe Gerät, Tubus zusammengeschoben. c Kamera-Mikroskop-Einheit liegend.**

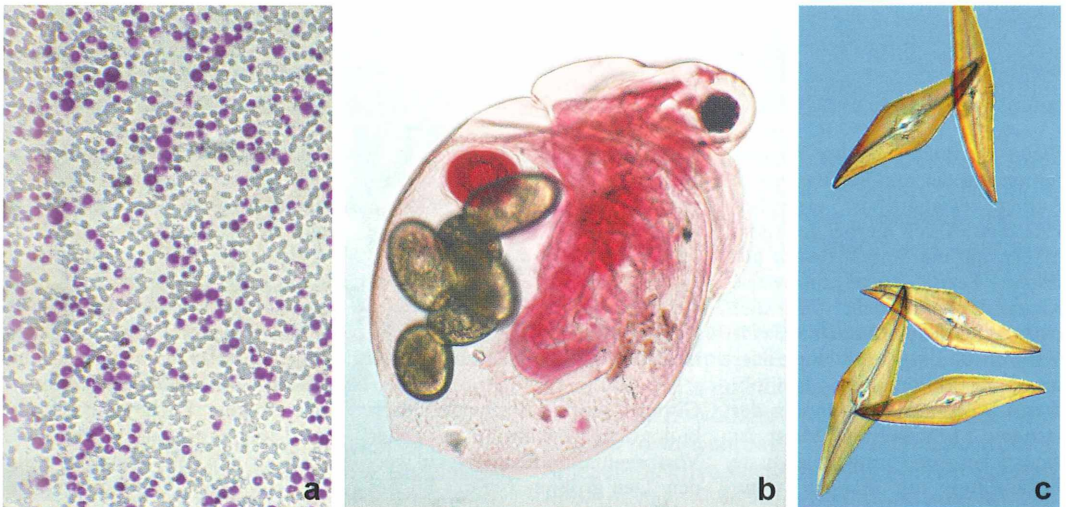


**Abb. 2:** a Kleinmikroskop B (KMB) von ROW mit angesetzter Okularkamera. b Digitalkamera (SONY DSC-T33) mit montiertem Weitfeldokular. c Älteres Kleinmikroskop B von ROW. d Testdiatomeen. Die Rippen bei *Pinnularia opulenta* werden problemlos aufgelöst ( $A = 0,15$ ), die von *Nitzschia spectabilis* kaum ( $A = 0,25$ ).

leicht selbst bauen, indem man vor das Objektiv einer digitalen Kompaktkamera mit Innenzoom ein Weitfeldokular, besser noch ein Okular WF/Brille, anbringt. Hierbei ist unbedingt auf Zentrierung zu achten! Für das Korrigieren ist ein plastilinähnlicher Kunstharzkleber zu empfehlen. Die aufrechte Stellung der Mikroskop-Kamera-Einheit ist wegen der Leichtigkeit des Tubusschubes weniger geeignet.

Optimal ist die waagerechte Lage, welcher der rechteckige Fuß sehr entgegenkommt (Abb. 1c).

Für ein einfach gebautes Mikroskop mit optischer Minimalausstattung ist die Abbildungsleistung recht gut (Abb. 2d und Abb. 3). Das Gerät eignet sich daher nicht nur für den Einstieg in die Mikroskopie für junge Leute, sondern auch als leicht zu transportierendes



**Abb. 3:** a Blutpräparat. b Kleinkrebs (gefärbtes Dauerpräparat). c Kieselalge (*Pleurosigma*).

Fotomikroskop für orientierende Beobachtung und Dokumentation auf Freilandexkursionen.

### **Kleinmikroskop B von ROW**

Noch kleiner und leichter ist das Kleinmikroskop B von ROW (Abb. 2a und c). Bei einer Länge von knapp 25 cm wiegt die Kamera-Mikroskop-Einheit nur 500 g. Diese ist im wahrsten Sinne des Wortes handlicher, weil man sie zum Fokussieren und zur Kameraauslösung derart in der Hand hält, dass das Himmelslicht in den Strahlengang gespiegelt wird. Das Fokussieren geschieht durch Drehen des unteren Tubusteils, der mit einem Spiralgewinde in Filz läuft. Eine LED lässt sich hier, wie bei dem anderen Mikroskoptyp geschildert, nicht anbringen. Insofern braucht diese Vorrichtung im Gegensatz zur erstgenannten keine Unterlage und daher eignet sie sich noch besser für Freilandexkursionen. Durch Tubusauszug sind Gesamtvergrößerungen zwischen 50fach und 200fach erzielbar. Im Gegensatz zum KMC ist das Objektiv zweilinsig, wobei für schwächere

Vergrößerungen die Frontlinse abgeschraubt wird. Die Auflösung der Kleinmikroskope ist relativ gut, wie die Fotos von Testpräparaten zeigen.

### **Beschaffung von ROW Kleinmikroskopen**

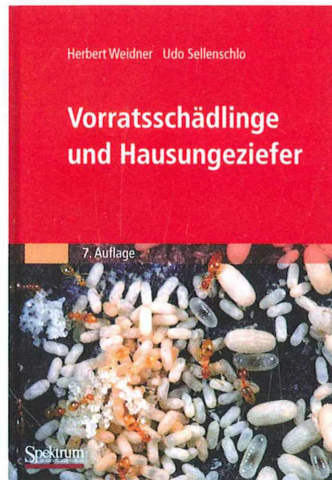
Das Kleinmikroskop KMC wird zurzeit noch von den ASCANIA-Werken gebaut, was für die Qualität des Gerätes spricht! Mit etwas Glück kann man die Rathenower Kleinmikroskope aus DDR-Produktion aber auch für nur wenig Geld bei Ebay ersteigern. Hier kann es passieren, dass die Linsen verschmutzt sind oder nicht mehr in der Fassung liegen, da sie beim KMC nur mit einem Spanning gehalten werden. Bei beiden Mikroskopen sind die Teile jedoch zerlegbar, so dass mit etwas Geschick einer Reparatur nichts im Wege steht.

*Verfasser:* Rudolf Drews, Straße 366, Nr. 3, 13503 Berlin

## **Buchbesprechung**

**Weidner, H., Sellenschlö, U.: Vorratsschädlinge und Hausungeziefer, 7. Aufl.** Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2010, 220 Abbildungen, 340 Seiten, gebunden, € 64,95, ISBN 978-3-8274-2406-8.

Wenn ein Buch seit über 70 Jahren und in der nun bereits siebten Auflage existiert, ist eigentlich klar, dass es sich hierbei gewissermaßen um ein Standardwerk mit fester Leser- beziehungsweise Käuferschaft handelt. Und dies trifft zu. Wer auch immer sich für Vorratsschädlinge und Ungeziefer im Haus interessiert, benötigt dieses Werk zur Bestimmung der lästigen Mitbewohner. Meist ist eine sichere und umweltbewusste Bekämpfung nur möglich, wenn man genau weiß, um welche Tierart es sich handelt. Nur so können



Gifte gezielt eingesetzt oder durch biologische Bekämpfungs- oder Vorsorgemaßnahmen ersetzt werden. Den größten Teil des Buches nehmen die dichotomen Bestimmungsschlüssel ein, ergänzt von

Zeichnungen zu speziellen Merkmalen. Auch eine Bestimmung von Schadinsekten anhand ihrer Fraßbilder an Holz ist möglich. Neben Material- und Vorratsschädlingen und Hausungeziefer können auch Ektoparasiten von Mensch und Haustieren bis auf die Art bestimmt werden. In der nun vorliegenden 7. Auflage wurde das bewährte Bestimmungsbuch Herbert Weidners (1. Auflage 1937) vom neuen Bearbeiter Udo Sellenschlö und seiner Mitarbeiterin Gisela Rack aktualisiert und erweitert. So wurden 56 neue Arten aufgenommen, die im letzten Jahrzehnt aus wärmeren Regionen eingeschleppt wurden und sich hier bei uns halten konnten. Dies ist kein Buch zum Schmökern, aber es ist äußerst nützlich, wenn es um die Identifizierung der erwähnten Schädlinge im Haus geht.

Renate Radek, Berlin

# Spiegelobjektive in der Mikroskopie – Ein Plädoyer für „optische Dinosaurier“

Jörg Piper

**Spiegelobjektive sind derzeit in der Lichtmikroskopie wenig verbreitet. Man findet sie nur gelegentlich auf Auktionen oder bei spezialisierten Händlern und auch erfahrenen Anwendern sind sie oftmals unbekannt. Mit zunehmender Perfektionierung optischer Gläser wurden Spiegelobjektive in der Mikroskopie weitgehend von Linsenobjektiven abgelöst. Dennoch ergeben sich auch heute einige interessante theoretische und praktische Aspekte, welche Spiegelobjektive neben üblichen Linsenobjektiven in mehreren Anwendungsbereichen attraktiv erscheinen lassen.**

Isaac Newton formulierte im Jahr 1672 Angaben zum Bau eines Spiegelobjektivs für ein Mikroskop (Gehne, 1952). Dieses entsprach im Prinzip dem Newton'schen Spiegelteleskop (Abb. 1a), bestehend aus einem Hohl- und Planspiegel. Ebenfalls im Jahr 1672 wurde von Cassegrain das nach ihm benannte Spiegelteleskop entwickelt, welches auf einem Hohl- und Wölbspiegel basiert (Abb. 1b).

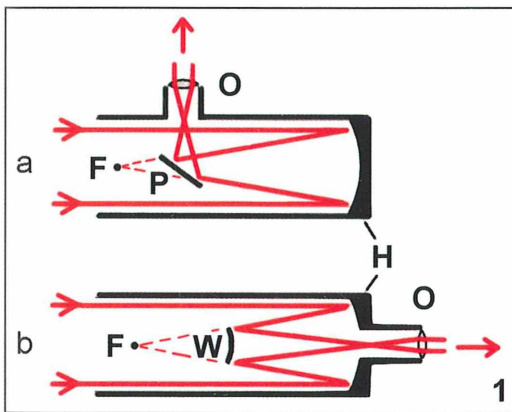
Die früheste Beschreibung eines mikroskopischen Spiegelobjektivs nach Cassegrain geht auf Smith (1738) zurück (Gehne, 1952). Das älteste noch erhaltene Spiegelmikroskop vom Typ Cassegrain entwickelte Syds Johannesz Rienk 1822. Von Giovanni Battista Amici wurde 1825 ein ebenfalls noch erhaltenes Spiegelmikroskop vom Newton-Typ vorgestellt (Turner, 1981). Diese Spiegelkonstruktionen sollten die ausge-

prägten Farbfehler unterbinden, welche bei antiken Glaslinsen regelmäßig vorhanden waren. Es war bereits bekannt, dass Spiegel im Unterschied zu Glaslinsen frei von chromatischer Aberration sind. Zusätzlich sollten sphärische Abbildungsfehler reduziert werden. Da die Bildqualität dieser Konstruktionen dennoch begrenzt war und gleichzeitig die Güte der optischen Gläser schrittweise verbessert wurde, setzten sich diese Instrumente nicht durch.

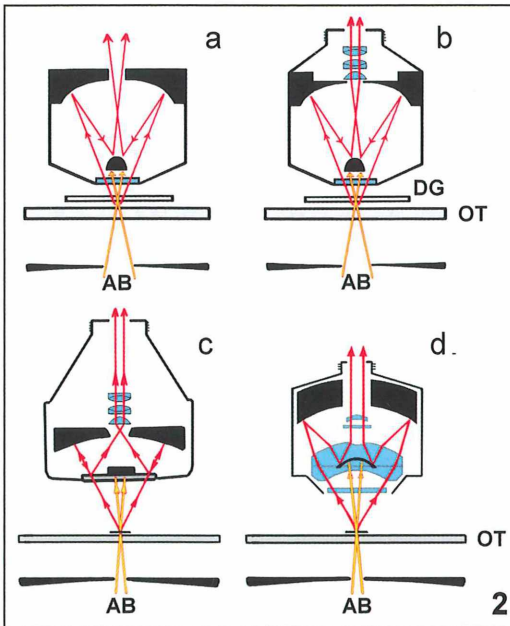
Anfang des 20. Jahrhunderts erlebten mikroskopische Spiegelobjektive eine gewisse Renaissance, da sie im Unterschied zu konventionellen Linsenobjektiven die Möglichkeit bieten, brauchbare Bilder auch im Ultraviolett (UV)- und Infrarot (IR)-Licht zu liefern. Karl Schwarzschild (1873–1916) entwickelte unter diesem Aspekt um 1904 das Schwarzschild'sche Zweispiegelsystem als mikroskopische Objektivvariante des Cassegrain-Teleskops (Gehne, 1952). Diese linsenfren (katoptrischen) Spiegelobjektive (Abb. 2a) wurden von mehreren Konstrukteuren aufgegriffen, so unter anderem von Carl Zeiss Jena (ab 1949).

Zusätzlich wurden auch Spiegelobjektive konstruiert, welche neben Spiegeln Glaslinsen enthalten (katadioptrische Systeme). Hierzu wurden meist spezielle Glassorten (Quarz bzw. Flussspat) verwendet, welche UV- und IR-Licht in ähnlicher Weise beugen wie sichtbares Licht. Es existieren unterschiedliche Konstruktions-typen katadioptrischer Systeme, so zum Beispiel von Zeiss und Cooke (Abb. 2b–d).

Wegen ihrer völligen Achromasie unter Einschluss nicht sichtbarer Spektralanteile werden Spiegelobjektive vorwiegend in einigen Spezialfeldern der physikalischen und mikroskopischen Grundlagenforschung, Materialprüfung



**Abb. 1: Spiegelteleskope nach Newton (a) und Cassegrain (b). H = Hauptspiegel bzw. Hohlspiegel, P = Planspiegel, W = Wölbspiegel, F = Brennpunkt, O = Okular.**



**Abb. 2:** Strahlengänge in verschiedenen Spiegelobjektiven, Einstellungen für zentrales (axiales) Dunkelfeld, beleuchtende Strahlen gelb, abbildende Strahlen rot, katoptrisches (a) und katadioptrisches (b) System, Cooke (c)- und Riesenberg (d)-Spiegel. AB Aperturblende, OT Objektträger, DG Deckglas.

und Qualitätskontrolle eingesetzt (Suemmen et al., 2006).

### **Konstruktive und optische Merkmale neuzeitlicher mikroskopischer Spiegelobjektive**

Katoptrische Spiegelobjektive vom Typ Cassegrain/Schwarzschild bestehen aus einem größeren Hauptspiegel (Hohl- bzw. Konkavspiegel), der zum Objekt gerichtet und objektfern angeordnet ist sowie einem kleineren Auffangspiegel (Wölb- bzw. Konkavspiegel) in objekt-naher Position, welcher zum Hauptspiegel zeigt (Abb. 2a). Katadioptrische Systeme weisen in der Regel mehrere hinter dem Hauptspiegel gelegene Linsen auf (Abb. 2b). Eine Sonderkonstruktion stellt der von Cooke patentierte Typ dar, bei welchem der kleine objekt-naher Zentralspiegel als teildurchlässiger Planspiegel ausgelegt ist (Abb. 2c). Die Cooke-Objektive gewährleisten aufrechte und seitenrichtige Bilder bei exorbitant hohen Arbeitsabständen.

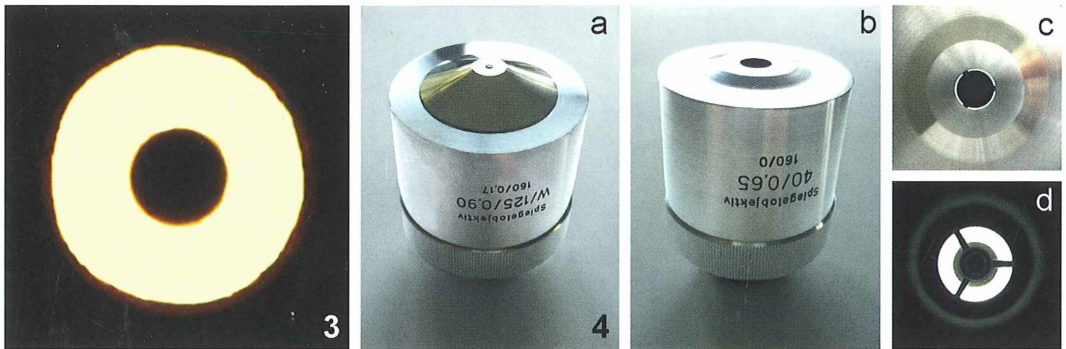
Von Carl Zeiss Jena wurde als eigene Sonderkonstruktion der Typ des Riesenberg-Spiegels entwickelt (Abb. 2d), charakterisiert durch eine große gläserne Frontlinse, in welche ein kleiner zentraler Wölbspiegel als Auffangspiegel eingearbeitet ist. Diese Konstruktion zeigt eine herausragende Abbildungsqualität bei vergleichbar langem Arbeitsabstand.

Konstruktionsbedingt werden bei allen erwähnten Bauformen die zentral verlaufenden Strahlen nahe der optischen Achse geblockt. Dies kann bei Hellfeld-Beobachtungen zu Kontrastschwächungen führen. Bei katoptrischen Spiegelobjektiven werden in der Regel etwa 20% der Fläche beziehungsweise etwa 45% der numerischen Apertur des Hauptspiegels durch den kleineren Wölbspiegel abgedeckt (sog. missing disk). Bei katadioptrischen Systemen kann dieser Anteil durch die Integration zusätzlicher Linsen verringert werden; das missing disk liegt hier bei circa 10% der Hauptspiegelfläche beziehungsweise bei etwa 30% der Apertur (Gehne, 1952). Beim Blick durch ein Justierokular, wie es üblicherweise zur Zentrierung von Phasenkontrasteinrichtungen verwendet wird, kann dieses Abdeckungsphänomen beobachtet und die jeweilige prozentuale Abdeckung (missing disk) abgeschätzt werden (Abb. 3).

Neben ihrer völligen Achromasie, welche auch das nicht sichtbare Spektrum erfasst, realisieren Spiegelkonstruktionen besonders große, weitgehend ebene Gesichtsfelder bei minimaler sphärischer Aberration. Die Arbeitsabstände liegen deutlich höher als bei Linsenobjektiven vergleichbarer Vergrößerung (Tab. 1). Auf Grund ihrer maximierten Arbeitsabstände können die meisten Spiegelobjektive bei gleichbleibender Qualität für Untersuchungen mit und ohne Deckglas verwendet werden. Auch sind sie für Arbeiten mit Schwanenhals-Lichtleitern, Mikromanipulatoren, Heiz- oder Kühltischen bestens geeignet. Die visuell und fotografisch nutzbare Tiefenschärfe liegt im direkten Vergleich meist sichtbar höher als bei Linsenobjektiven gleicher Vergrößerung.

Unter mechanischem Aspekt ist anzumerken, dass von Carl Zeiss Jena mehrere Spiegelobjektive entwickelt wurden, welche mit RMS-Standardgewinde versehen und bei einer üblichen Abgleichlänge von 45 mm für mechanische Tubuslängen von 160 bis 170 mm ausgelegt sind (Beispiele in Abb. 4). Diese Objektive können folglich zusammen mit herkömmlichen Linsen-





**Abb. 3:** Typische Ansicht eines Spiegelobjektivs durch ein Einstellokular, Hellfeldbeleuchtung. – **Abb. 4:** Spiegelobjektive von Carl Zeiss Jena, katadioptrische Wasserimmersion WI 120/0,90 (a), katoptrisches Trockenobjektiv 40/0,65 (b–d), Auffangspiegel in Frontansicht (c) und Rückansicht (d).

objektiven an einem Objektivrevolver verwendet werden.

Von der Riesenberg'schen Konstruktion existiert ein 40faches Spiegelobjektiv, ausgelegt als Unendlich-Optik mit einer Abgleichlänge von 75 mm. Es wurde seitens Zeiss zur Verwendung an einem Laser-Mikro-Spektralanalysator (LMA 10) entwickelt. Dieses Objektiv, erkennbar an seiner durchgehend schwarzen Lackierung und einer einschraubbaren Frontfilterplatte, ist mit einem 19 mm-Gewinde versehen, weshalb es nicht ohne weiteres an gängigen Mikroskopen mit RMS-Standardgewinde verwendet werden kann. Um eine universelle Montage zu ermöglichen, muss es mit einem Adapterring versehen werden, welcher inwendig ein passendes 19 mm-Gewindemaß besitzt und außenseitig ein übliches RMS-Normgewinde. Ein solcher Adapter kann auf Anfrage

von einem speziellen Anbieter bezogen werden. Weitere Voraussetzung für den Einsatz an einem konventionellen Unendlich-Mikroskop ist eine hinreichende Verstellbarkeit des Objektisches (Absenkung mindestens 3 cm unter die Normalebene). Abbildung 5 zeigt den Riesenberg-Spiegel in Montage an einem Leitz-Mikroskop SM Lux-HL, welches für Unendlich-Objektive ausgelegt ist.

Vom Cooke'schen Typ wurden herstellerseitig nach Kenntnis des Autors zwei Objektive von nominell 20- und 40facher Vergrößerung gefertigt. Beide sind mit RMS-Normgewinde versehen und können an Mikroskopen mit mechanischer Tubuslänge von 160 oder 170 mm verwendet werden. Bei Einsatz an einem konventionellen Labormikroskop mit 170 mm Tubuslänge liegen die resultierenden effektiven Eigenvergrößerungen etwa 25 % höher als an-

**Tabelle 1:** Technische Daten ausgewählter Spiegelobjektive von Carl Zeiss Jena und Cooke (Jenoptik 1967 und eigene Messungen), D = mit Deckglas, O = ohne Deckglas, k = katoptrisch, kd = katadioptrisch. Zwei mit Fragezeichen versehene Objektive wurden vom Autor nicht getestet, aber der Vollständigkeit halber mit aufgeführt

Vergr.	NA	Typ	Arbeitsabstand	Tubuslänge	Abgleichlänge	Durchmesser	Verwend.	Hersteller
16x	0,32	kd	6 mm	160 mm	45 mm	3,8 cm	D / (O)	CZJ
20x	0,45	k	11 mm	160 mm	45 mm	?	(D) / O	CZJ
40x	0,65	k	2,5 mm	160 mm	45 mm	3,6 cm	O	CZJ
40x	0,50	kd	18 mm	∞	75 mm	6,8 cm	D / O	CZJ
40x	0,57	kd	15 mm	160 mm	70 mm	4,2 cm	D / O	Cooke
50x	0,65	kd	1,5 mm	160 mm	45 mm	3,6 cm	D / (O)	CZJ
63x	0,65	kd	1,6 mm	160 mm	45 mm	?	D / (O)	CZJ
100x	0,65	kd	1,0 mm	160 mm	45 mm	4,8 cm	D / (O)	CZJ
W 110x	0,90	kd	0,6 mm	160 mm	45 mm	5,0 cm	D	CZJ
W 120x	0,90	kd	0,5 mm	160 mm	45 mm	3,8 cm	D	CZJ



Abb. 5: Riesenberg-Spiegel, Carl Zeiss Jena, 40/0,50, montiert an einem Leitz SM-Lux HL, mit zwei Linsenobjektiven passender Abgleichlänge. – Abb. 6: Cooke-Spiegel 40× (NA 0,57) und katadioptrisches Spiegelobjektiv von Zeiss 16/0,32, montiert an einem Leitz Dialux.

gegeben. Auch diese Objektive besitzen eine deutlich über dem Normalen liegende Abgleichlänge (ca. 70 mm), so dass eine hinreichende Verstellweite des Objektives gegeben sein muss. Abbildung 6 demonstriert die Montage eines 40fachen Cooke-Spiegels in Kombination mit einem 16fachen Spiegelobjektiv von Zeiss an einem Labormikroskop Leitz-Dialux (Auslegung für Tubuslänge 170 mm).

Da Spiegelobjektive mehrheitlich deutlich voluminöser als analoge Linsenobjektive sind, können an üblichen Objektivrevolvern in der Regel nicht alle vorhandenen Plätze mit Objektiven belegt werden.

### Realisierbare Beleuchtungsarten

Im durchfallenden Licht lassen sich mit Spiegelobjektiven alle gängigen Beleuchtungsarten realisieren, so zum Beispiel Hellfeld, Dunkelfeld und Polarisation (Abb. 7 und 8). Zusätzlich sind manche Spiegelobjektive auch für Auflicht-Hellfeld geeignet (Abb. 9b). Dies gilt speziell für den 40fachen Riesenberg-Spiegel von Zeiss, der ursprünglich für Auflicht-Untersuchungen entwickelt wurde und daher bei Adaptation an einem Unendlich-Mikroskop mit Auflicht-Illuminator auch für solche Beobachtungen verwendbar ist. Bei ge-

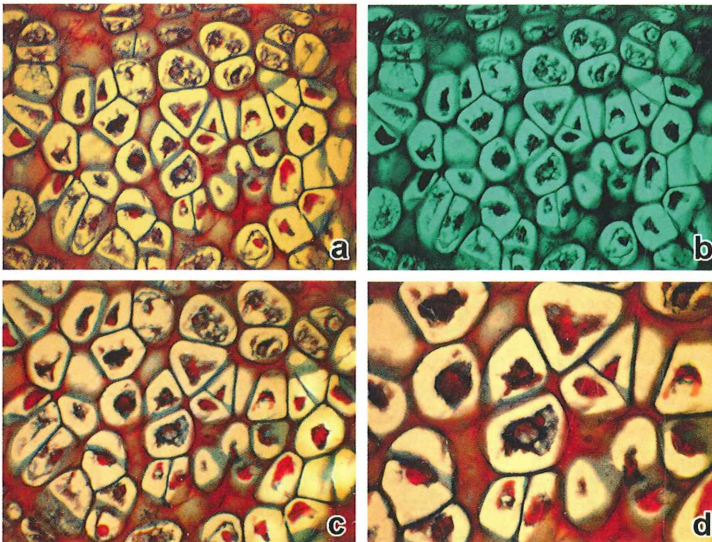
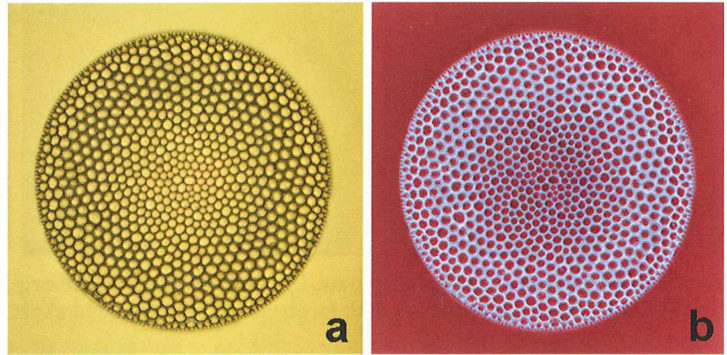
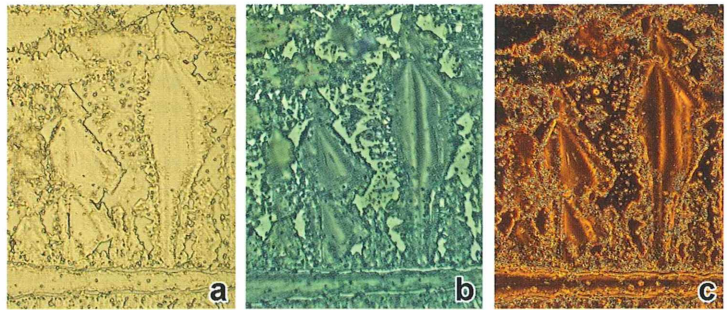


Abb. 7: Katadioptrische Zeiss-Trockensysteme im Vergleich bei Hellfeldbeleuchtung (Knorpelzellen, gefärbter Routineschnitt), Okular-Vergrößerung jeweils 10×, Riesenbergspegel 40/0,50, ungefiltertes Weißlicht (a), monochromatisches Licht,  $\lambda = 500 \text{ nm}$  (b), Zeiss 50/0,56 (c) und 100/0,65 (d). Horizontale Feldweite: 0,035 mm (a und b), 0,028 mm (c), 0,014 mm (d).

**Abb. 8:** Diatomeen, Durchmesser 0,13 mm, Riesenberg-Spiegel 40/0,50, konventionelles Hellfeld (a), digital invertiertes Hellfeld (b).



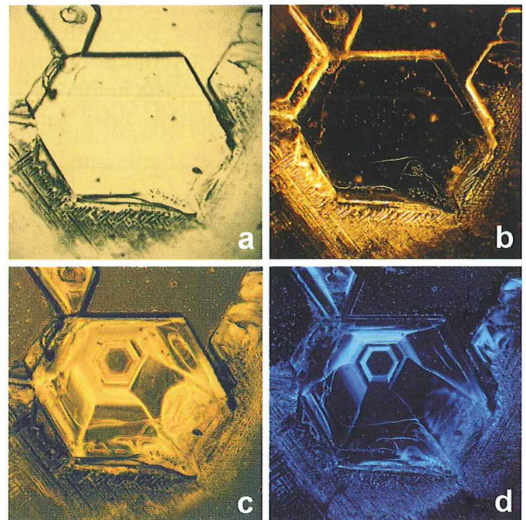
**Abb. 9:** Alaun-Kristalle, horizontale Feldweite 0,18 mm, Riesenberg-Spiegel 40/0,50, Durchlicht-Hellfeld (a), Auflicht-Hellfeld (b), axiales Dunkelfeld und moderat geregeltes Auflicht-Hellfeld (c).



eigneter Auslegung des Mikroskops können Auflicht- und Durchlichtbeleuchtung auch simultan eingesetzt werden (Abb. 9c).

Zusätzliche spezielle Beleuchtungseffekte lassen sich unter Ausnutzung des Umstandes erzeugen, dass bei Spiegelobjektiven die mittig beziehungsweise zentral verlaufenden Strahlen durch die zentrische Lichtabdeckung ausgeblendet werden (Abb. 10).

Wenn die Aperturblende eines Hellfeldkondensators exakt zentriert und endgradig geschlossen wird, werden alle beleuchtenden Strahlenteile innerhalb des Spiegelobjektivs geblockt. Die vom Objekt gebeugten Anteile können das Objektiv jedoch ungehindert passieren und zur Bildentstehung beitragen. Auf diese Weise leuchten transparente Objekte bei lotgerechter Beleuchtung in einem zentralen (axialen) Dunkelfeld hell auf. Zur Kontrastoptimierung sollte die Leuchtfeldblende so eng wie möglich geschlossen werden. Aus der extremen Kondensatorabbildung resultiert eine ausgeprägte Tiefenschärfe, welche deutlich höher liegt als bei konventionellen Techniken. Die Bildauflösung wird dennoch nicht sichtbar kompromittiert, da alle bildgebenden Strahlen unter Nutzung der insgesamt vorhandenen Objektivapertur



**Abb. 10:** Alaun-Kristallisation, Trockenpräparat ohne Deckglas, horizontale Feldweite: 0,7 mm, Hellfeld (a), konventionelles Dunkelfeld (b), Phasenkontrast (c), axiales Dunkelfeld mit Zeiss-Spiegelobjektiv 16/0,32, monochromatisches Licht,  $\lambda = 480 \text{ nm}$ , überlegende Darstellung der pyramidalen Struktur bei maximaler Tiefenschärfe (d).

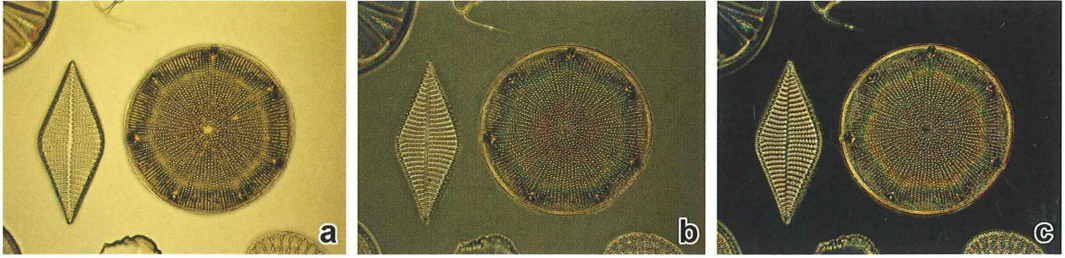
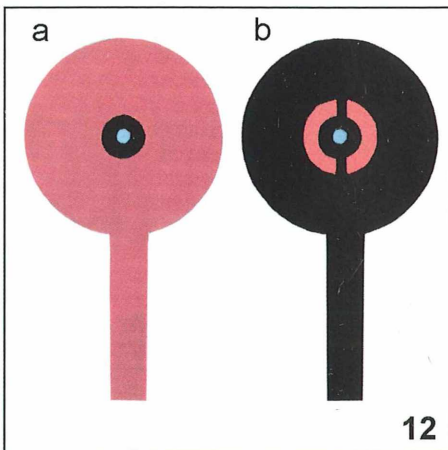


Abb. 11: Diatomeen, Durchmesser bzw. Länge 0,11 mm, Riesenberg-Spiegel 40/0,50, konventionelles Hellfeld (a), partiell abgedunkelter Untergrund (b), axiales Dunkelfeld (c).

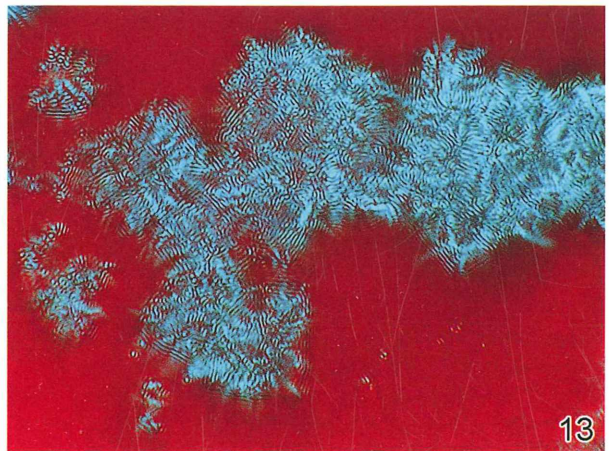
optisch wirksam bleiben und nicht mit dem Beleuchtungslicht interferieren. Da das Objekt im Gegensatz zur konventionellen Dunkelfeldbeleuchtung nicht schräg von der Seite, sondern senkrecht durchleuchtet wird, sind feine Binnenstrukturen meist wesentlich besser erkennbar, und randständige Überstrahlungen fehlen oder sind nur schwach ausgeprägt. Die Strahlengangskizzen von Abbildung 2 zeigen schematisch die jeweiligen Beleuchtungsanordnungen für diese spezielle Dunkelfeld-Variante. Indem die Aperturblende geringfügig weiter geöffnet wird, lässt sich eine stufenlos regelbare moderate Aufhellung des Bilduntergrundes erreichen (Abb. 11). Durch partielle Abdeckung oder leichte Dezentrierung des Beleuchtungslichtes können zusätzlich Reliefeffekte erzeugt werden. Die so entstehenden aufgehellten Bilder ähneln Ansichten im Phasen- oder Inter-

ferenzkontrast, wobei störende Halo-Phänomene weitgehend fehlen.

Farblose Objekte können mittels Spiegelobjektiven auch in Farb-Doppelkontrasttechniken dargestellt werden. Zu diesem Zweck muss ein zweifarbiger Filter gemäß Abbildung 12 möglichst nahe der Aperturblende in die Filteraufnahme des Kondensors eingeführt werden. Die zentrale punktförmige Öffnung des Filters (in der Abbildung blau) ist in Anpassung an die Geometrie des verwendeten Spiegelobjektivs so kleinflächig zu dimensionieren, dass deren Strahlenanteile vollständig im Objektiv geblockt werden. Die in komplementärer Farbe hinterlegte äußere Filterfläche (in der Abbildung rot) dient der Aufhellung des Bildhintergrundes. Bei exakter Justierung leuchtet das nativ farblose Objekt in der Farbe des Zentrallichtes auf und kontrastiert mit der abweichenden Farbe des Untergrun-



12



13

Abb. 12: Lichtfilter zum Einschub in Filterhalter des Kondensors für Farb-Doppelkontrast, Beleuchtungslicht blau, Hintergrundlicht rot, großflächige (a) und kleinflächige (b) Auslegung des Lichtdurchlasses für die Hintergrundbeleuchtung. – Abb. 13: Kochsalzkristalle ohne Deckglas, HFW: 0,13 mm, katoptrisches Spiegelobjektiv Zeiss 40/0,65, Farb-Doppelkontrast, Beleuchtungslicht blau, Hintergrundlicht rot, Lichtfilter von Abbildung 12.

des (Abb. 13). Die Intensität der Hintergrundbeleuchtung kann auch bei dieser zweifarbigen Beleuchtungsauslegung über die Aperturblende des Kondensors geregelt werden.

Weitere Aspekte zu den beschriebenen Beleuchtungsvarianten wurden bereits anderweitig publiziert (Piper, 2007, 2008).

### Praktische Ergebnisse

Die Abbildungen 7–11 und 13–17 demonstrieren die insgesamt vielfältigen Beleuchtungsmöglichkeiten und hohen Abbildungsqualitäten, welche sich mit den erwähnten Spiegelobjektiven im praktischen Einsatz erreichen lassen. Abbildung 7 belegt, dass die getesteten Trockenobjektive im Vergrößerungsbereich von 40- bis 100fach trotz ihrer exorbitanten Arbeitsabstände bei konventioneller Hellfeldbeleuchtung zu exzellenten Abbildungsergebnissen führen. Die resultierende Bildqualität steht High-End-Linsenobjektiven nicht nach. Bei katadioptrischen Objektiven kann eventuell durch den Einsatz von monochromatischem Licht und anschließende Schwarz-Weiß-Konvertierung die resultierende Gesamtqualität (Auflösung, Schärfe, Kontrast) nochmals marginal verbessert werden, wie auch bei Linsenobjektiven geläufig (Abb. 7b).

Abbildung 10 lässt ersehen, dass axiale (zentrale) Dunkelfeldbeleuchtung bei bestimmten Objekten zu einer überlegenen Bildinformation führen kann. So ist die pyramidale Struktur des

abgebildeten Kristalls im axialen Dunkelfeld (Abb. 10d) bestens erkennbar, während sie sich aus den korrespondierenden konventionellen Ansichten im Hellfeld und üblichen Dunkelfeld nicht erschließen lässt (Abb. 10a und b). Im Vergleich zu Phasenkontrast (Abb. 10c) zeigt axiale Dunkelfeldbeleuchtung eine höhere Tiefenschärfe und feinere Detektion der winzigen Kristallniederschläge in der Peripherie.

Abbildung 13 veranschaulicht, dass eine transparente, farblose Struktur bei Einsatz von Spiegelobjektiven durch den vorerwähnten Farb-Doppelkontrast sehr effektiv hervorgehoben werden kann.

Die Abbildungen 8, 9 und 11 dokumentieren die exzellenten Abbildungsqualitäten des Riesenberg-Spiegels bei farblosen, transparenten Objekten. Sehr feine filigrane Strukturen können im Hellfeld durch digitale Inversion gegebenenfalls noch deutlicher zur Darstellung kommen (Abb. 8). Durch sukzessives Schließen der Aperturblende können je nach Helligkeit des Bilduntergrundes unterschiedliche Kontrastierungen hervorgerufen werden (Übergang von Hellfeld über Phasenkontrast-ähnliche Darstellungen zu axialem Dunkelfeld, Abb. 11). Bei kristallinen Strukturen, welche ohne Deckglas präpariert sind, können im Vergleich zur konventionellen Durchlicht-Hellfeldbeleuchtung wesentliche Steigerungen der visuellen Information im Auflicht-Hellfeld beziehungsweise bei kombiniertem Einsatz von Auflicht-Hellfeld und axialem Dunkelfeld erreicht werden (Abb. 9).

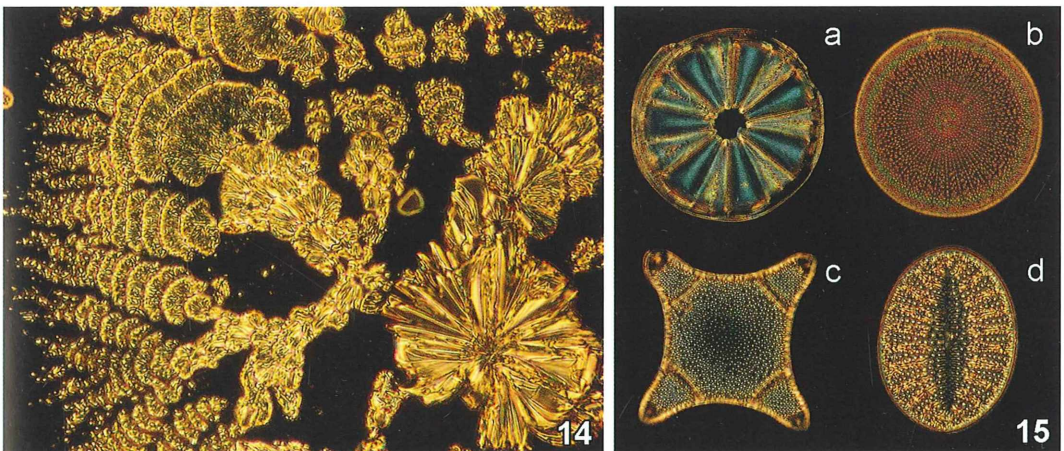
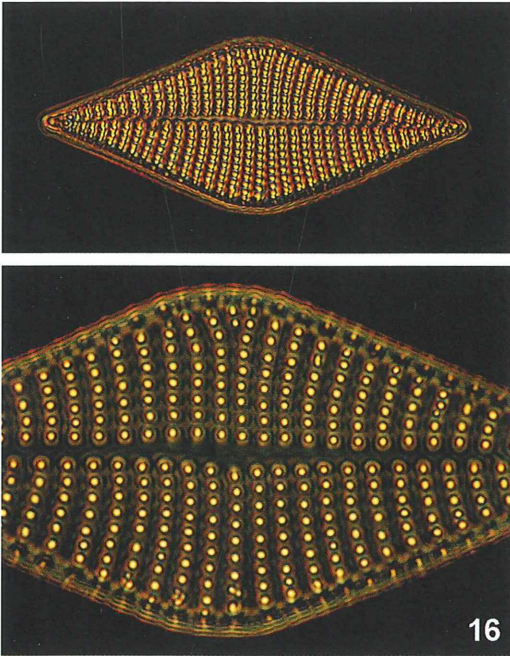
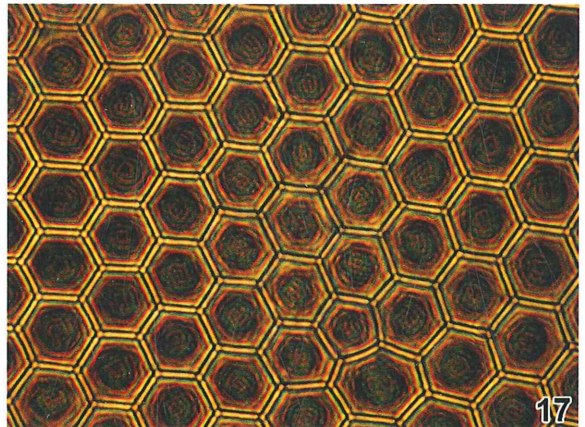
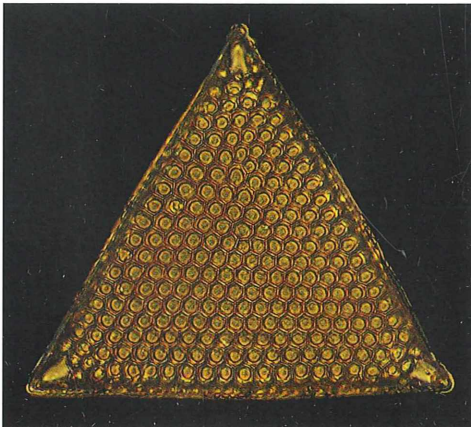


Abb. 14: Ascorbinsäure, Kristallisation ohne Deckglas, horizontale Feldweite 0,20 mm, Cooke-Spiegel 40/0,57, axiales Dunkelfeld (Foto: Timm Piper). – Abb. 15: Diatomeen unterschiedlicher Originalgröße (a: 0,11 mm, b und c: 0,10 mm, d: 0,05 mm), katadioptrisches Spiegelobjektiv Zeiss 100/0,65, axiales Dunkelfeld, Okularvergrößerung 6,3 $\times$  (a–c), 12,5 $\times$  (d).



**Abb. 16:** Diatomeen, Länge 0,11 mm, max. Breite 0,04 mm, Gesamtansicht mit Cooke 40× (oben), Detailansicht mit Zeiss 100×, Okular 12,5× (unten).

Abbildung 14 veranschaulicht, dass sich auch mit dem nominell 40fach vergrößernden Cooke-Spiegel, welcher an dem verwendeten Mikroskop real auf eine 50fache Eigenvergrößerung kommt, im axialen Dunkelfeld hervorragende Abbildungsqualitäten mit maximaler Detailtreue und Tiefenschärfe erreichen lassen.



**Abb. 17:** Diatomeen, Kantenlänge 0,16 mm, Gesamtansicht mit Cooke 40× (links), Detailansicht mit Zeiss 100×, Okular 12,5× (rechts).

Die Abbildungen 15–17 demonstrieren die bemerkenswerte Abbildungsqualität des 100fachen Trockenobjektivs anhand verschiedener feinstrukturierter Diatomeen-Schalen. Die zugehörigen Gesamtansichten der jeweiligen Einzelzellen wurden mit 40fachen Spiegelobjektiven (Cooke bzw. Riesenberg) erstellt. Es ist ersichtlich, dass dieses 100fache Spiegelobjektiv trotz seiner formal niedrigen Apertur (NA 0,65) bis zu einer 12,5fachen Okularvergrößerung, entsprechend einer effektiven Vergrößerung von 1250fach, ohne sichtbare Qualitätseinbußen verwendet werden kann (keine erkennbare Leervergrößerung).

### Diskussion

Auf Grund ihrer konstruktionsbedingten Merkmale stellen Spiegelobjektive eine interessante Ergänzung herkömmlicher Linsensystemen dar. Die regulär stattfindende Abschattung der zentralen mittelpunktnahen Strahlen lässt Spiegelobjektive für axiale Beleuchtungstechniken prädestiniert erscheinen, welche sich mit handelsüblichen Linsensystemen nicht erzeugen lassen. Diese Techniken sind durch eine massiv gesteigerte Tiefenschärfe ausgezeichnet; zusätzlich können vor allem kleine Binnenstrukturen im Inneren transparenter Objekte oftmals mit überlegener Deutlichkeit dargestellt werden. Auch die wesentlich höhere Kohärenz, welche sich aus der endgradigen Abblendung des Kondensators ergibt, kommt der präzisen Abbildung kleiner Strukturen im Grenzbereich der jeweiligen Auflösung entgegen.

Anwendungstechnische Vorteile ergeben sich auch aus den vergleichsweise langen Arbeitsabständen, welche mit 15–18 mm bei 40- oder 50fach vergrößernden Spiegelobjektiven (Cooke und Riesenberg) in der Größenordnung zeitgemäßer Stereomikroskope liegen – allerdings bei etwa 10fach höherer Objektivvergrößerung. Moderne Stereomikroskope des oberen Leistungssegmentes (z. B. Nikon AZ 100) erreichen bei einem identischen Arbeitsabstand von 15 mm eine 500fache Endvergrößerung, indem ein 5fach vergrößerndes Linsenobjektiv (NA 0,5) mittels Tubuslinsen und Okular 100fach nachvergrößert wird (Werksangaben Fa. Nikon). Bei gleichem Arbeitsabstand sollte ein primär 50fach vergrößertes Zwischenbild, welches beispielsweise mit dem Cooke-Spiegel bei einer numerischen Apertur von 0,57 erzeugt und nur 10fach nachvergrößert wird, eine deutlich höhere Qualität aufweisen als ein 5fach vergrößertes Zwischenbild bei 100facher Nachvergrößerung.

Wenn ein 5 oder 10  $\mu\text{m}$  großes Objekt bei 500facher Endvergrößerung aus einer Distanz von 15 mm untersucht wird, entspricht das Verhältnis von Objektgröße zu Beobachtungsdistanz den astronomischen Relationen bei erdnahen Himmelsbeobachtungen (z. B. Observationen von Mond, Venus, Kometen). In der Astronomie führen aufwändig hergestellte Spiegelteleskope im Vergleich zu Linsenteleskopen (Refraktoren) zu überlegenen Bildqualitäten. Aus diesem Grund wurden bisher auch die meisten maßgeblichen terrestrischen und extraterrestrischen Teleskope einschließlich des Hubble-Teleskopes auf der Basis von Spiegeloptiken erstellt. Dieser Sachverhalt lässt nahelegend erscheinen, dass auch in der Lichtmikroskopie Spiegelobjektive überlegene Abbildungsqualitäten erwarten lassen, wenn die Aufgabenstellung besteht, relativ kleine Objekte in relativ hoher Vergrößerung aus maximaler Distanz zu betrachten.

Die gegebenen vielfältigen Potenziale von Spiegelobjektiven sollten verschmerzen lassen, dass es sich im Vergleich zu Linsenobjektiven um meist relativ großlumige „Dinosaurier“ handelt. Sofern die heutigen optischen Fertigungstechniken zur perfektionierten Produktion von Spiegelobjektiven eingesetzt würden, könnten sich möglicherweise spektakuläre Abbildungsqualitäten bei maximierten Arbeitsabständen erreichen lassen, welche die Qualität entsprechend vergrößernder Linsenobjektive weit in den Schatten stellen.

## Bezugsquellen für Spiegelobjektive und Adapter

Dipl. Ing. Manfred Löchel, Kundendienst für physikalisch-optische und elektronische Messgeräte; Bärbel Löchel, Verkauf von physikalisch-optischen Geräten. Lindenstraße 49d, 07778 Tautenburg (Adapter von CZJ-19 mm-Gewinde auf RMS-Gewinde, Spiegelobjektive, Spezial-Linsenobjektive mit langem Arbeitsabstand u. a.)

Dr. Klaus D. Schmitt, Institutstraße 7/2, 69469 Weinheim ([www.macrolenses.de](http://www.macrolenses.de)) (Sammlung und Verkauf von Spiegelobjektiven und anderen Speziallinsen)

Wenzel Mikroskoptechnik GmbH, Grietgasse 6, 07743 Jena ([www.mikroskoptechnik.de](http://www.mikroskoptechnik.de)) (Verkauf und Adaptation von Spiegelobjektiven u. a.)

## Danksagung

Der Autor dankt Herrn Dr. W. Wimmer, Firma Zeiss Jena, für die Bereitstellung von Literatur und Archivmaterial mit technischen Daten zu Zeiss-Spiegelobjektiven, Herrn E. Raap, Sangerhausen, für die Überlassung von Diatomeen-Präparaten und Timm Piper für Bildmaterial einiger Abbildungen.

## Literaturhinweise

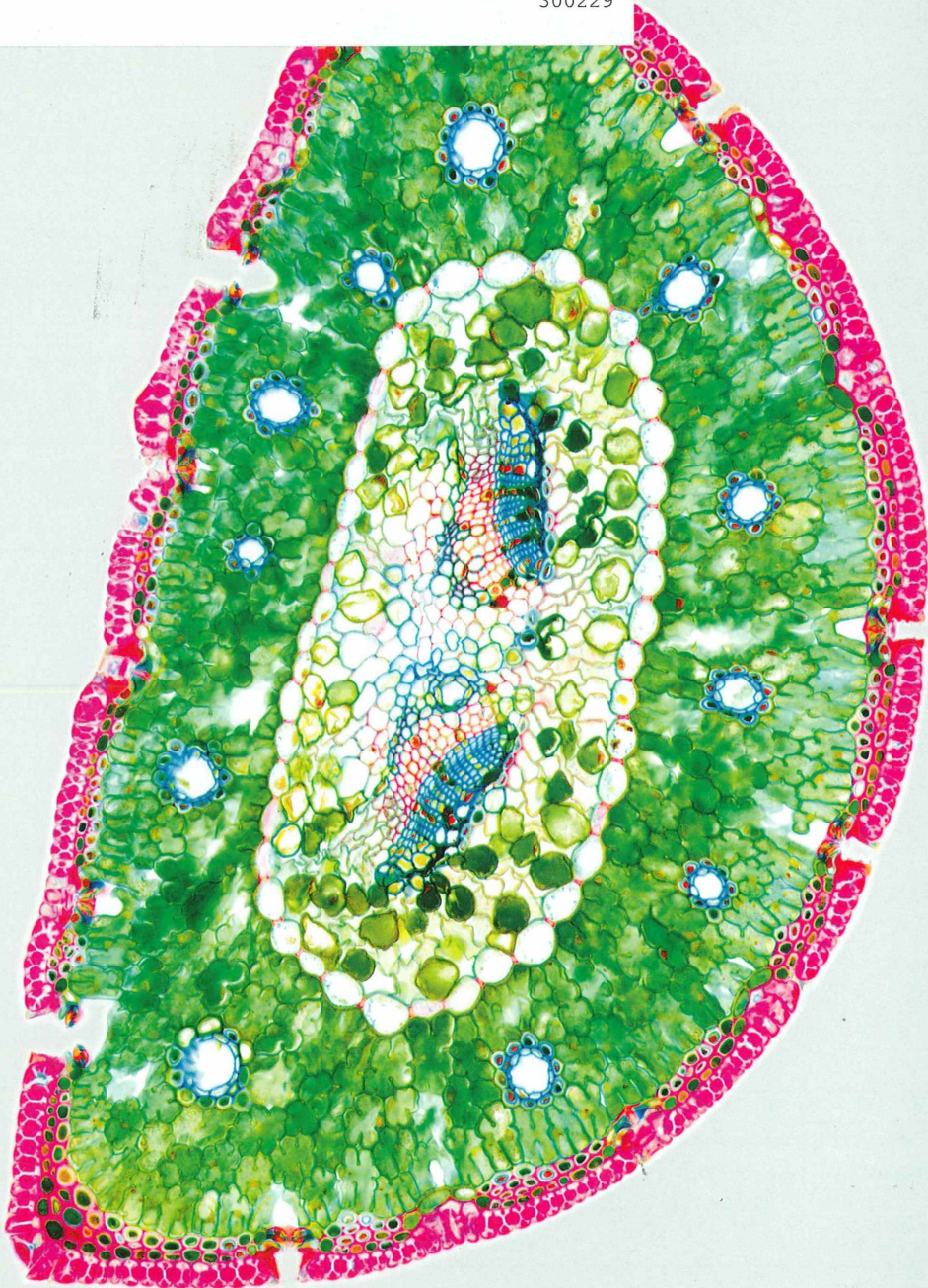
- Gehne, H.: Spiegelobjektive für Mikroskope. Physikalische Blätter 8, 453–460 (1952).
- Jenoptik Jena GmbH: Spiegelobjektive und Spiegelkondensoren für die Mikroskopie im ultravioletten, sichtbaren und infraroten Spektralbereich. Druckschrift, Jena 1967.
- Piper, J.: Luminance contrast, a new illumination technique in light microscopy: optical basics, practical evaluations, further developments. Opt. Int. J. Light Electron. Opt. (2008), doi: 10.1016/j.ijleo.2008.03.032, Elsevier, 2008.
- Piper, J.: Luminance-contrast – a new visible light technique for examining transparent specimens. Microscopy Today 15, 26–34 (2007). (Organ der Microscopy Society of America)
- Suemmmchen, L., Salzer, R., Thiele, S.: Infrarot-Mikroskopie, 2006. [http://www.chemgapedia.de/vsengine/vlu/vsc/de/ch/3/anc/ir\\_spek/ir\\_reflexion.vlu/Page/vsc/de/ch/3/anc/ir\\_spek/ir\\_spektroskopie/reflexionsmethoden/ir\\_6\\_5/irmikr\\_m14ht0500.vscml.html](http://www.chemgapedia.de/vsengine/vlu/vsc/de/ch/3/anc/ir_spek/ir_reflexion.vlu/Page/vsc/de/ch/3/anc/ir_spek/ir_spektroskopie/reflexionsmethoden/ir_6_5/irmikr_m14ht0500.vscml.html)
- Turner, G.: Mikroskope des 19. Jahrhunderts vom europäischen Festland. In: Turner, G. (Hrsg.): Mikroskope, 81–84, Callwey Verlag, München 1981.

Verfasser: Prof. Dr. Jörg Piper, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Straße 4, 56864 Bad Betrich, E-Mail: [webmaster@prof-piper.com](mailto:webmaster@prof-piper.com)

510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums  
Postfach 91

Museumstraße 14  
4010 Linz

300229





# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 2010

Band/Volume: [99\\_4](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 99\\_4 1](#)